

Oberösterreichisches
Landesmuseum

II 90372/48

1959

MIKROKOSMOS

**Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“**

Unter Mitarbeit von: Dr. D. Aichele, Ehningen; Dr. Fr. von Ammon, München; H. Ant, Hamm/Westf.; H. Barthelmes; A. Bartsch, Berlin; D. Bauermeister; E. Beck, Karlsruhe; H. Beckmann, Düsseldorf; Dr. K. Behre, Bremen; Dr. Fr. Bode, Frankfurt/M.; R. Brandt; W. von Bremen, Oberursel; Prof. Dr. P. Brohmer, Kiel; G. Brünner, Hamburg; Prof. Dr. Fr. Bukatsch, München; Prof. Dr. H. Caspers, Hamburg; M. Deckart, Bad Tölz; G. Denner, Bad Godesberg; Dr. H. Dietz, Kelkheim/Ts.; Dr. H. H. Dittrich, Stuttgart-Hohenheim; Dr. W. Döll, Würzburg; J. Donner, Mautern/Österr.; R. Drews, Berlin; U. F. O. Femfert, Hamburg; Prof. Dr. W. J. Fischer, Stuttgart-Bad Cannstatt; Prof. Dr. G. Follmann, Santiago de Chile; Dr. K. Freytag, Treysa; P. Gofferjé; G. Göke, Hagen/Westf.; E. Grüttner, Gronau/Westf.; Dr. H. Haenel, Berlin; Dr. H. Hagn, München; W. Halle; Dr. W. Heiligmann, Welzheim; W. Hellwig; Dr. D. Heß, Freiburg/Brsg.; Dr. W. Hirling, Weil/Rh.; Dr. W. Hirschmann, Fürth/Bay.; S. Hoc, Bergkirchen/b. Dachau; Dr. W. Hoecke, Ingelheim/Rh.; H. Hörmann, Echsenbach/Österr.; Dr. Fr. Hustadt, Bremen; Dr. N. Iwanow, Mulhouse/Frankreich; Dr. Fr. Jacob; Dr. H. L. Jackl, Wien; Dr. H. Janus, Stuttgart; Dr. R. Jarosch, Linz/Österr.; K. John, Wallenfels; Fr. Kasimir, Obermaiselstein; Dr. B. M. Klein, St. Andrä-Wördern/Österr.; Dr. F. Klinkhammer, Krefeld; J. Knoll, Deiningen/Bay.; U. Kropp, Jever; H. Kuhn, Zürich/Schweiz; Prof. Dr. H. F. Linskens, Nijmegen/Holland; Theodore Loske, Mannheim; Dr. Alexandra Mandl, Wien; Dr. D. Matthes, Erlangen; Dr. G. Meyer, Tübingen; Dr. P. Müncberg, Gelsenkirchen-Buer; H. Naumann; Prof. Dr. A. Niethammer, Kornthal; Dr. W. Nultsch; Dr. H. Paul, Linz/Rh.; Dr. H. Petschke, München; H. H. Pfeiffer, Bremen; Dr. E. Popp, München; Prof. Dr. Fr. Rauh, Eichstätt; D. Rühmann, Hamburg-Wandsbeck; Dr. W. Ruppolt, Hamburg; Dr. W. B. Sachs, Buchloe/Allg.; Dr. O. Schindler, München; Elvira Schmick, Iserlohn; Dr. R. Schneider, Mulhouse/Frankreich; Dr. H.-W. Schwegler, Backnang; W. Seyfarth; H. Streble, Stuttgart; Dr. Cl. Stumm, Nijmegen/Holland; Kl. Thiel, Gelsenkirchen; Dr. Fr. Wiebach, Plön/Holst.; O. Woelke, Hagen/Westf.; E. Woessner, Zürich/Schweiz; K. Wulfert, Dr. W. Ziesak, Burghausen-Salzach/Bay.

Herausgegeben von

D R . D I E T E R K R A U T E R

Verfasserverzeichnis

- Ant, Herbert**, Die Verwendung von Eukitt zur Herstellung von mikroskopischen Dauerpräparaten 253
- Barthelmes, Hermann**, Die Hefe im biologischen Geschehen 9
- Bartsch, Alex**, Die Pflanzenzelle, ihr Bau und ihre Lebenserscheinungen 88
- Bartsch, Alex**, „Gelbsucht“ und Leberverfettung bei Aquarienfischen 296
- Bartsch, Alex**, Zellwand und Zelltypen pflanzlicher Zellen 213
- Bauermeister, Dieter**, Ein vereinfachtes Verfahren zur Herstellung durchsichtiger Tonalpräparate 272
- Beck, Erwin**, Beobachtungs- und Einschlußmittel für Diatomeen 376
- Beck, Erwin**, Neue Simultanfärbungen für botanische Objekte (Vorläufige Mitteilung) 94
- Beck, Erwin**, Präparation der recenten Diatomeen 122
- Beckmann, Hans**, Mikrochemische Identitätsreaktionen unter Berücksichtigung botanischer Objekte
I. Arbeitsmethoden der Mikrochemie und das dazugehörende Gerät 364
- Bode, Dr. Fritz**, Die Verwendung verspiegelter Schmalfilmlampen in der Mikrofotografie 286
- Brandt, Rudolf**, Einführung in die mikroskopische Optik Teil III 152
- Bremen W. v.**, Skizzen aus dem Mikro-Aquarium 49
- Bremen, W. v.**, Über die Merkwelt der Protozoen 236
- Brohmer, Prof. Dr. Paul**, Erinnerungen an Ernst Haeckel. Zur 125. Wiederkehr seines Geburtstages 38
- Brünner, Gerhard**, Moderne Verfahren der Pflanzenpräparation 329
- Bukatsch, Prof. Dr. Franz**, Ein selbstgebautes Polarisationsmikroskop und seine Anwendung 316
- Bukatsch, Prof. Dr. Franz**, Zum papierchromatischen Nachweis von Polyphosphaten 276
- Caspers, Prof. Dr. H. u. Rühmann, Detlev**, Ein Liebhaber-Kursus über Plankton, Erfahrungen und Ergebnisse 12
- Deckart, Martin**, Abdrücke von Pflanzenteilen nach dem „ROX-Replica“-Verfahren 313
- Deckart, Martin**, Die Elektronenblitzröhre als punktförmige Lichtquelle für Mikrofotografie 332
- Deckart, Martin**, Die Kreuzspinne und ihr Netz 193
- Deckart, Martin**, Küvettenbeleuchtung in Angleichung an mikroskopische Beleuchtungsmethoden 29
- Deckart, Martin**, Zuckmücken-Larven kommen zur Welt 65
- Dennerl, Gunther**, Ein interessantes Hohltier unserer heimischen Süßwasserfauna: *Craspedacusta sowerbii* Lank 79
- Dietz, Dr. Helmut**, Fruchtblätter und Samenanlagen bei bedecktsamigen Blütenpflanzen 246
- Donner, Josef**, Das Rotatorienwerk Max Voigts: Eine neue Epoche in der Räder-tierforschung Mitteleuropas kann beginnen 172
- Drews, Rudolf**, Über das Skelett der Schwämme 342
- Drews, Rudolf**, Wir untersuchen einen Kiemensußfuß 374
- Femfert, Uwe F. O.**, Der Lebenszyklus der Viren 181
- Follmann, Prof. Dr. Gerhard**, Lebenskräfte. Der Energiestoffwechsel der Zelle 197
- Freytag, Dr. K.**, Der „Regenmantel“ der Pflanze 67
- Freytag, Dr. K.**, Ein Aufsaterring für Analytoren und Kompensatoren zur Arbeit im polarisierten Licht 251
- Freytag, Dr. K.**, Schleimzellen 355
- Gofferjé, Paul**, Diatomeen 257
- Gofferjé, Paul u. Schneider, Friedrich**, Blattminnen 353
- Göke, Gerhard**, Einführung in das Studium der Radiolarien. Teil I: Fang, Lebendbeobachtung und Präparation der recenten Radiolarien 144
- Göke, Gerhard**, Einführung in das Studium der Radiolarien. Teil II: Gewinnung und Präparation der fossilen Radiolarien 357
- Göke, Gerhard**, Reprofilme in der Mikrofotografie 61
- Grüttner, Ernst**, Gram-Färbungen, die gelingen 95
- Haenel, Dr. Helmut**, Der menschliche Körper als Heimstätte eines Mikrokosmos 225
- Halle, W.**, Die Verwendung von wasserlöslichen Polywachsen als Einbettungsmittel in der histochemischen und histologischen Technik 275
- Heiligmann, Dr. Werner**, Bakteriologie in der Schule 18
- Heiligmann, Dr. Werner**, Chromosomenpräparate 58
- Heiligmann, Dr. Werner**, Die Anatomie des Blattes 240
- Heiligmann, Dr. Werner**, Die Insektensammlung in der Schule 148
- Heiligmann, Dr. Werner**, Kleinpilze 111
- Heiligmann, Dr. Werner**, Pilze 84
- Heiligmann, Dr. Werner**, Praktische Winke für den Unterricht in Insektenkunde 185
- Heiligmann, Dr. Werner**, Versuche mit Pflanzenarbstoffen 310
- Heiligmann, Dr. Werner**, Versuche zum Stoffwechsel der Pflanzen 278
- Hellwig, Walter**, Mykologische Schülerübungen 210
- Hellwig, Walter**, Nur ein Deckgläschchen 188
- Hellwig, Walter**, Was ist beim Kauf eines Mikroskopes zu beachten? 217
- Heß, Dr. Dieter**, Gibberelline — Pilzprodukte und Wirkstoffe höherer Pflanzen 321
- Hirling, Dr. Walter**, Napschildläuse 103
- Hirschmann, Dr. Werner**, Spezialwerkzeuge von Milben 69
- Hirschmann, Dr. Werner u. Zirngiebel-Nicol, Dr. J.**, Schildkrötchenmilben-Uropodiden 265
- Hoc, Siegfried**, Fundstellen von Bryozoen (Moostieren) in Südbayern 203

- Hoc**, Siegfried, Hinweise zur mikroskopischen Untersuchung von Schleimpilzen, insbesondere des Lohblüten-Schleimpilzes 137
Hörmann, Hans, Der Mundbesatz der Moose 75
Hörmann, Hans, Moosblätter unter dem Mikroskop 138
Iwanow, Dr. N. und **Schneider**, Dr. R., Eine Einrichtung zum Abfiltrieren von mikroskopischen Objekten 270
Jacob, Dr. Friedrich, Einfache Methoden der dosierten Nährboden-Abfüllung 191
Jakl, Dr. Hans L., Kleinaquarien im Dienste der Mikroskopie 324
Jakl, Dr. Hans L., Schrillorgane bei Käfern 105
Janus, Dr. Horst, Von der Ordnung im Tier- und Pflanzenreich 283
Jarosch, Dr. R., Einfache Methoden zur Untersuchung der Temperaturabhängigkeit mikroskopischer Vorgänge 156
John, Karl, Wege zur Herstellung dünnster Mikrotomschnitte 232
Klein, Dr. Bruno M., Vom Insektengehirn 43
Klinkhammer, Dr. Ferdinand, Über die Prüfung von Injektionslösungen 262
Knoll, Jörg, Mikroaufnahmen ohne Fotoapparat 244
Kropp, Ulrich, Ein selbstgebauter Einbettungsofen unter Verwendung eines Thermostatbügeleisens 155
Kuhn, Heinrich, Das Netzplankton des Zürichsees im Wechsel der Jahreszeiten 129
Linskens, Prof. Dr. H. F., Der Schatten mikroskopischer Präparate 189
Linskens, Prof. Dr. H. F. u. **Stumm**, Dr. Claus, Erschütterungsfreie Mikrofotografie 28
Linskens, Prof. Dr. H. F. u. **Stumm**, Dr. Claus, Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. I. Das Fernsehmikroskop 220
Linskens, Prof. Dr. H. F. u. **Stumm**, Dr. Claus, Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. II. Das Phasenkontrast-Mikroskop 344
Loske, Theodore, Methoden der praktischen Textilmikroskopie I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen 33
Loske, Theodore, Methoden der praktischen Textilmikroskopie II. Mikroskopische Abdrukverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigfabrikate 161
Mandl, Dr. Alexandra, Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane.
 Der Stamm 22
Mandl, Dr. Alexandra, Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane.
 Die Wurzel 339
Meyer, Dr. Günther, Funktion und Feinbau der Mitochondrien 133
Münchberg, Dr. Paul, Geschlechtsunterschiede und Reifungswachstum bei der Wassermilbe *Arrenurus* 361
Naumann, H., Kleintierleben auf der Wasseroberfläche 289
Nultsch, Dr. Wilhelm, Über Zellteilungsgifte 97
Popp, Dr. Egon, Die Bestimmung einheimischer Wassermilben
 I. Wassermilben der stehenden Kleingewässer 1
Rühmann, Detlev, Sternförmige Plankton-Diatomeen 142
Rühmann, Detlev u. **Caspers**, Prof. Dr. H., Ein Liebhaber-Kursus über Plankton, Erfahrungen und Ergebnisse 12
Ruppolt, Dr. Werner, Ausscheidung von Rohrzucker beim „Fleißigen Lieschen“ 269
Sachs, Dr. W. B., *Mucor nitens*, ein besonders prächtiger Schimmelpilz 204
Schmidt, Elvira, Über die Kolloidnatur tierischer Pigmente.
 Beobachtungen Schmetterlingsschuppen 297
Schneider, Friedrich u. **Gofferjé**, Paul, Blattminnen 353
Schneider, Dr. R. u. **Iwanow**, Dr. N., Eine Einrichtung zum Abfiltrieren von mikroskopischen Objekten 270
Schwegler, Dr. Heinz-Werner, Farngewächse im Unterricht 369
Schwegler, Dr. Heinz-Werner, Meeresalgen 335
Schwegler, Dr. Heinz-Werner, Moose im Unterricht 305
Schwegler, Dr. Heinz-Werner, Reizreaktionen unter dem Mikroskop 205
Seyfarth, W., Schneekristalle unter dem Mikroskop 59
Streble, Heinz, Die Entwicklung der Seeigel 176
Stumm, Dr. Cl. u. **Linskens**, Prof. Dr. H. F., Erschütterungsfreie Mikrofotografie 28
Stumm, Dr. Cl. u. **Linskens**, Prof. Dr. H. F., Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. I. Das Fernsehmikroskop 220
Stumm, Dr. Cl. u. **Linskens**, Prof. Dr. H. F., Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. II. Das Phasenkontrast-Mikroskop 344
Thiel, Klaus, Pflanzliche Kleinlebewesen im Aquarium 116
Wiebach, Dr. Fritz, Kommensalen, Feinde und Parasiten der Süßwasser-Moostierchen 168
Woessner, Ernst, Eine Mikroskopiker-Gemeinschaft in Zürich 367
Wulfert, Kurt, Rädertiere als Kiemenhöhlenbewohner des Flußkrebses und seiner Verwandten 15
Ziesak, Dr. Werner, Mikroskopische Untersuchung der Mondbohne 108

Inhaltsverzeichnis

- Abdrucke von Pflanzenteilen nach dem „ROX-Replica“-Verfahren 313
 Abdruckverfahren, Methoden der praktischen Textilmikroskopie II.
 Abdruckverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigpräparate 161

- Abfiltrieren, Eine Einrichtung zum Abfiltrieren von mikroskopischen Objekten 270
 Agar-Agar, Klärung von - 192
 Algen, Einfachste Dauerfärbung von Pilzfäden und - 351
 Analysator, Ein Aufsatzring für Analysator

- und Kompensatoren zur Arbeit im polarisierten Licht 251
Anatomie des Blattes 240
Anilinblau-Eosinfärbung, Eine neue histologische Färbemethode 128
Anwendung des Polarisationsmikroskops, Ein selbstgebautes Polarisationsmikroskop und seine Anwendung 316
Aquarien, Kleinaquarien im Dienste der Mikroskopie 324
Aquarienfische, „Gelbsucht“ und Leberverfettung bei Aquarienfischen 296
Aquarium, Pflanzliche Kleinlebewesen im 116
Aquarium, Skizzen aus dem Mikro-Aquarium 49
Arbeitsmethoden der Mikrochemie und das dazugehörige Gerät.
Mikrochemische Identitätsreaktionen unter Berücksichtigung botanischer Objekte 364
Arrhenurus, Geschlechtsunterschiede und Reifungswachstum bei der Wassermilbe Arrenurus 361
Aufsatzring für Analysator und Kompensatoren zur Arbeit im polarisierten Licht, Ein - 251
Ausscheidung von Rohrzucker beim „Fleißigen Lieschen“ 269
Bakterien, Einwirkung von Bakterien auf Glas 160
Bakteriensymbiose bei Volvox 256
Bakterienzellkern, Neues über die Struktur des Bakterienzellkerns 159
Bakteriologie in der Schule 18
Bau, Die Pflanzenzelle, ihr Bau und ihre Lebensorcheinungen 88
Bedecktsamige Blütenpflanzen, Fruchtblätter und Samenanlagen bei bedecktsamigen Blütenpflanzen 246
Beleuchtung, Küvettenbeleuchtung in Angleichung an mikroskopische Beleuchtungsmethoden 29
Beleuchtungsmethoden, Küvettenbeleuchtung in Angleichung an mikroskopische - 29
Beobachtung, Moderne Methoden der mikroskopischen -
I. Das Fernsehmikroskop 220
Beobachtung, Moderne Methoden der mikroskopischen -
II. Das Phasenkontrast-Mikroskop 344
Beobachtungen an Schmetterlingsschuppen, Über die Kolloidnatur tierischer Pigmente 297
Beobachtungs- und Einschlußmittel für Diatomeen 376
Bestimmung einheimischer Wassermilben, Die -
I. Wassermilben der stehenden Kleingewässer 1
Biologisches Geschehen, Die Hefe im biologischen Geschehen 9
Blatt, Die Anatomie des Blattes 240
Blattminnen 353
Blütenpflanzen, Fruchtblätter und Samenanlagen bei bedecktsamigen - 246
Botanische Objekte, Mikrochemische Identitätsreaktionen unter Berücksichtigung botanischer Objekte. I. Arbeitsmethoden der Mikrochemie und das dazugehörige Gerät 364
Botanische Objekte, Neue Simultanfärbungen für - (Vorläufige Mitteilung) 94
Botrytis cinerea, Veränderungen der Trauben durch den Grauschimmel - 351
Bryozoen, Fundstellen von Bryozoen (Moostieren) in Südbayern 203
Chloroplasten, Stärke in den - 64
Chromosomen, Darstellung der Chromosomen in Eiern der Taufliege 160
Chromosomenpräparate 58
Craspedacusta sowerbii Lank, Ein interessantes Hohltier unserer heimischen Süßwasserfauna: - 79
Dauerfärbung von Pilzfäden und Algen, Einfachste - 351
Dauerpräparate, die Verwendung von Eukitt zur Herstellung von mikroskopischen Dauerpräparaten 253
Dauerpräparate, Ein praktisches Hilfsmittel für die Herstellung mikroskopischer Dauerpräparate 223
Deckgläschchen, Nur ein - 188
Diatomeen 257
Diatomeen, Beobachtungs- und Einschlußmittel für - 376
Diatomeen, Präparation der recenten - 122
Diatomeen, Sternförmige Plankton-Diatomeen 142
Dosierte Nährboden-Abfüllung, Einfache Methoden der dosierten Nährboden-Abfüllung 191
Durchsichtige Totalpräparate, Ein vereinfachtes Verfahren zur Herstellung durchsichtiger Totalpräparate 272
Eier, Schnittpräparate dotterreicher - 64
Einbettungsmittel, Die Verwendung von wasserlöslichen Polywachsen als Einbettungsmittel in der histochemischen und histologischen Technik 275
Einbettungssofen, Ein selbstgebauter Einbettungssofen unter Verwendung eines Thermostatabgeleisens 155
Einführung in das Studium der Radiolarien. Teil I. Fang, Lebendbeobachtung und Präparation der recenten Radiolarien 144
Einführung in das Studium der Radiolarien. Teil II: Gewinnung und Präparation der fossilen Radiolarien 357
Einführung in die mikroskopische Optik. Teil III 152
Einrichtung zum Abfiltrieren von mikroskopischen Objekten, Eine - 270
Einschlußmittel, Ein weiteres Einschlußmittel für mikroskopische Dauerpräparate 192
Einschlußmittel, Karion — ein neues - 255
Einschluß- und Beobachtungsmittel für Diatomeen 376
Einzelfaser-Oberflächen, Methoden der praktischen Textilmikroskopie. I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen 33
Elektronenblitzröhre als punktförmige Lichtquelle für Mikrofotografie, Die - 332
Energiestoffwechsel, Lebenskräfte. Der Energiestoffwechsel der Zelle 197
Entwicklung der Seeigel, Die - 176
Erschütterungsfreie Mikrofotografie 28
Eukitt, Die Verwendung von Eukitt zur Herstellung von mikroskopischen Dauerpräparaten 253
Fang, Einführung in das Studium der Radiolarien. Teil I: Fang, Lebendbeobachtung und Präparation der recenten Radiolarien 144
Färbemethode, Eine neue histologische Färbemethode (Anilinblau-Eosinfärbung) 128
Färbung, Einfachste Dauerfärbung von Pilzfäden und Algen 351
Färbungen, Gram-Färbungen, die gelingen 95

- Färbungen, Neue Simultanfärbungen für botanische Objekte 94
 Färbung, Verschiedene Verfahren zur Färbung frischer, nicht entkalkter Knochen-gewebe 320
 Färbungsmethode, Eine vereinfachte Fär-bungsmethode zur Darstellung des Ge-schlechtschromatins 255
 Farbstoffe, Versuche mit Pflanzenfarbstoffen 310
 Farngewächse im Unterricht 369
 Faser-Oberflächen, Methoden der praktischen Textilmikroskopie. I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Dar-stellung von Einzelfaser-Oberflächen 33
 Feinbau und Funktion der Mitochondrien 133
 Feinde, Kommensalen und Parasiten der Süß-wasser-Moostierchen 168
 Fernsehmikroskop, Das Zeiss-Siemens - 350
 Fernsehmikroskop, Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung
 I. Das Fernsehmikroskop 220
 Fernsehmikroskopie lebender Objekte 32
 Fette, Eine Injektionsmethode zur Vitalfär-bung von Fetten 255
 Filme, Reprofilme in der Mikrofotografie 61
 Flechtenstoffe, Die Papierchromatografie von Flechtenstoffen 160
 „Fleißiges Lieschen“, Ausscheidung von Rohr-zucker beim - 269
 Flußkrebs, Rädertiere als Kiemenhöhlenbe-wohner des Flußkrebses und seiner Ver-wandten 15
 Fossile Radiolarien, Einführung in das Stu-dium der Radiolarien.
 Teil II: Gewinnung und Präparation der fossilen Radiolarien 357
 Fotoapparat, Mikraufnahmen ohne - 244
 Fruchtblätter und Samenanlagen bei bedeckt-samigen Blütenpflanzen 246
 Fundstellen der Bryozoen (Moostieren) Südbayern 203
 Funktion und Feinbau der Mitochondrien 133
 Gallenpigmente, Nachweis von Gallenpigmen-ten 96
 Gehirn, Vom Insektengehirn 43
 „Gelbsucht“ und Lebverfettung bei Aqu-a-rifischen 296
 Gerät, Mikrochemische Identitätsreaktionen unter Berücksichtigung botanischer Ob-jekte. I. Arbeitsmethoden der Mikroche-mie und das dazugehörige Gerät 364
 Geschlechtschromatin, Eine vereinfachte Fär-bungsmethode zur Darstellung des Ge-schlechtschromatins 255
 Geschlechtsunterschiede und Reifungswach-stum bei der Wassermilbe *Arrenurus* 361
 Gewinnung und Präparation der fossilen Ra-diolarien, Teil II. Einführung in das Stu-dium der Radiolarien 357
 Gibberelline — Pilzprodukte und Wirkstoffe höherer Pflanzen 321
 Gifte, Über Zellteilungsgifte 97
 Gram-Färbungen, die gelingen 95
 Grauschimmel, Veränderungen der Trauben durch den Grauschimmel *Botrytis cinerea* 351
 Haeckel, Erinnerungen an Ernst -, Zur 125.
 Wiederkehr seines Geburtstages 38
 Hefe im biologischen Geschehen, Die - 9
 Hefearten, Ein einfaches Verfahren zur Ge-winnung von Askosporenmassen bei - 223
 Heimstätte, Der menschliche Körper als Heim-stätte eines Mikrokosmos 225
 Herstellung dünnster Mikrotomschnitte, Wege zur - 232
 Herstellung, Ein vereinfachtes Verfahren zur Herstellung durchsichtiger Totalpräparate 272
 Herstellung von mikroskopischen Dauerprä-paraten, Die Verwendung von Eukitt zur - 253
 Hinweise zur mikroskopischen Untersuchung von Schleimpilzen, insbesondere des Loh-blüten-Schleimpilzes 137
 Hirngefäße, Über die Darstellung der Hirn-gefäß am dicken Gefrier- und Celloidin-schnitt mit der modifizierten Azanfärbung 128
 Histochemische Technik, Die Verwendung von wasserlöslichen Polywachsen als Einbet-tungsmittel in der histochemischen und histologischen Technik 275
 Histologische Technik, Die Verwendung von wasserlöslichen Polywachsen als Einbet-tungsmittel in der histochemischen und histologischen Technik 275
 Höhere Pflanzen, Gibberelline — Pilzprodukte und Wirkstoffe höherer Pflanzen 321
 Hohltier, Ein interessantes Hohltier unserer heimischen Süßwasserfauna: *Craspedacu-sta sowerbii* Lank 79
 Identitätsreaktionen, Mikrochemische Ident-i-tätsreaktionen unter Berücksichtigung bot-anischer Objekte. I. Arbeitsmethoden der Mikrochemie und das dazugehörige Ge-rät 364
 Injektionslösungen, Über die Prüfung von 262
 Insektengehirn, Vom - 43
 Insektenkunde, Praktische Winke für den Un-terrict in - 185
 Insektensammlung in der Schule, Die 148
 Käfer, Schrillorgane bei Käfern 105
 Karion — ein neues Einschlußmittel 255
 Kauf eines Mikroskopes, Was ist beim Kauf eines Mikroskopes zu beachten? 217
 Kerne, Beobachtungen an Kernen lebender Zellen 159
 Kiemenfuß, Wir untersuchen einen 374
 Kiemenhöhlenbewohner, Rädertiere als Kie-menhöhlenbewohner des Flußkrebses und seiner Verwandten 15
 Kleinaquarien im Dienste der Mikroskopie 324
 Kleingewässer, Die Bestimmung einheimischer Wassermilben. I. Wassermilben der ste-henden Kleingewässer 1
 Kleinlebewesen, Pflanzliche Kleinlebewesen im Aquarium 116
 Kleinpilze 111
 Kleintierleben auf der Wasseroberfläche 289
 Knochen, Schnellverfahren zur Verarbeitung frischer - 351
 Knochengewebe, Verschiedene Verfahren zur Färbung frischer, nicht entkalkter - 320
 Kolloindatur tierischer Pigmente, Über die - Beobachtungen an Schmetterlingsschuppen 297
 Kommensalen, Feinde und Parasiten der Süß-wasser-Moostierchen 168
 Kompensatoren, Ein Aufsatzzring für Analy-sator und Kompensatoren zur Arbeit im polarisierten Licht 251
 Körper, Der menschliche Körper als Heim-stätte eines Mikrokosmos 225
 Kreuzspinne und ihr Netz, Die - 193
 Kristalle, Schneekristalle unter dem Mikro-skop 59

- Kultur am hängenden Deckglas. Ein neues einfaches Verfahren zur Lebendbeobachtung und Mikrofotografie nach H. Bucherer 288
- Küvettenbeleuchtung in Angleichung an mikroskopische Beleuchtungsmethoden 29
- Lampen, Die Verwendung verspiegelter Schmalfilmlampen in der Mikrofotografie 286
- Larven, Zuckmücken-Larven kommen Welt 65
- Läuse, Napfschildläuse 103
- Lebendbeobachtung, Einführung in das Studium der Radiolarien, Teil I: Fang, Lebendbeobachtung und Präparation der recenten Radiolarien 144
- Lebendbeobachtung, Kultur am hängenden Deckglas. Ein neues einfaches Verfahren zur Lebendbeobachtung und Mikrofotografie nach H. Bucherer 288
- Lebenserscheinungen, Die Pflanzenzelle, ihr Bau und ihre - 88
- Lebenskräfte. Der Energiestoffwechsel der Zelle 197
- Lebenszyklus der Viren, Der - 181
- Leberverfettung bei Aquarienfischen, „Gelbsucht“ und - 296
- Lichtquelle, Die Elektronenblitzröhre als punktförmige Lichtquelle für Mikrofotografie 332
- Liebhaber-Kursus, Ein Liebhaber-Kursus über Plankton. Erfahrungen und Ergebnisse 12
- Lohblüten-Schleimpilz, Hinweise zur mikroskopischen Untersuchung von Schleimpilzen, insbesondere des Lohblüten-Schleimpilzes 137
- Lösungen, Über die Prüfung von Injektionslösungen 262
- Markscheidenfärbung, Einfache Markscheidenfärbung für Paraffinschnitte 128
- Meeresalgen 335
- Menschliche Körper als Heimstätte eines Mikrokosmos, Der - 225
- Merkwelt der Protozoen, Über die 236
- Methoden der dosierten Nährboden-Abfüllung, Einfache - 191
- Methoden der mikroskopischen Beobachtung, Moderne -. I. Das Fernsehmikroskop 220
- Methoden der mikroskopischen Beobachtung, Moderne -. II. Das Phasenkontrast-Mikroskop 344
- Methoden der praktischen Textilmikroskopie, I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen 33
- Methoden der praktischen Textilmikroskopie, II. Mikroskopische Abdruckverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigpräparate 161
- Methoden zur Untersuchung der Temperatur-abhängigkeit mikroskopischer Vorgänge, Einfache - 156
- Mikro-Aquarium, Skizzen aus dem - 49
- Mikroaufnahmen ohne Photoapparat 244
- Mikrochemie, Mikrochemische Identitätsreaktionen unter Berücksichtigung botanischer Objekte. I. Arbeitsmethoden der Mikrochemie und das dazugehörige Gerät 364
- Mikrochemische Identitätsreaktionen unter Berücksichtigung botanischer Objekte. I. Arbeitsmethoden der Mikrochemie und das dazugehörige Gerät 364
- Mikrokosmos, Der menschliche Körper als Heimstätte eines - 225
- Mikrofotografie, Die Elektronenblitzröhre als punktförmige Lichtquelle für 332
- Mikrofotografie, Die Verwendung verspiegelter Schmalfilmlampen in der - 286
- Mikrofotografie, Erschütterungsfreie - 28
- Mikrofotografie, Kultur am hängenden Deckglas. Ein neues einfaches Verfahren zur Lebendbeobachtung und Mikrofotografie nach H. Bucherer 288
- Mikrofotografie, Reprofilme in der - 61
- Mikroskop, Ein selbstgebautes Polarisationsmikroskop und seine Anwendung 316
- Mikroskop, Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. I. Das Fernsehmikroskop 220
- Mikroskop, Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. II. Das Phasenkontrast-Mikroskop 344
- Mikroskop, Moosblätter unter dem - 138
- Mikroskop, Reizreaktionen unter dem 205
- Mikroskop, Schneekristalle unter dem - 59
- Mikroskop, Was ist beim Kauf eines Mikroskopes zu beachten? 217
- Mikroskopie, Kleinaquarien im Dienste der 324
- Mikroskopie, Methoden der praktischen Textilmikroskopie. I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen 33
- Mikroskopie, Methoden der praktischen Textilmikroskopie. II. Abdruckverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigpräparate 161
- Mikroskopiker-Gemeinschaft in Zürich, Eine - 367
- Mikroskopische Beleuchtungsmethoden, Küvettenbeleuchtung in Angleichung an 29
- Mikroskopische Beobachtung, Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. I. Das Fernsehmikroskop 220
- Mikroskopische Beobachtung, Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. II. Das Phasenkontrast-Mikroskop 344
- Mikroskopische Darstellung, Methoden der praktischen Textilmikroskopie. I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen 33
- Mikroskopische Dauerpräparate, Die Verwendung von Eukitt zur Herstellung von mikroskopischen Dauerpräparaten 253
- Mikroskopische Erfassung, Methoden der praktischen Textilmikroskopie. I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen 33
- Mikroskopische Objekte, Eine Einrichtung zum Abfiltrieren von mikroskopischen Objekten 270
- Mikroskopische Optik, Einführung in die Teil III 152
- Mikroskopische Präparate, Der Schatten mikroskopischer Präparate 189
- Mikroskopische Untersuchung der Mondbohne 108
- Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane: Der Stamm 22
- Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane: Die Wurzel 339
- Mikroskopische Untersuchung, Hinweise zur mikroskopischen Untersuchung von

- Schleimpilzen, insbesondere des Lohblüten-Schleimpilzes 137
 Mikroskopische Vorgänge, Einfache Methoden zur Untersuchung der Temperaturabhängigkeit mikroskopischer Vorgänge 156
 Mikrotomschnitte, Wege zur Herstellung dünnster - 232
 Milbe, Geschlechtsunterschiede und Reifungswachstum bei der Wassermilbe *Arrenurus* 361
 Milben, Spezialwerkzeuge von - 69
 Minen, Blattminen 353
 Mitochondrien, Funktion und Feinbau der 133
 Mondbohne, Mikroskopische Untersuchung der - 108
 Moose, Der Mundbesatz der - 75
 Moose im Unterricht 305
 Moosblätter unter dem Mikroskop 138
 Moostierchen, Kommensalen, Feinde und Parasiten der Süßwasser-Moostierchen 168
 Moostiere, Fundstellen von Bryozoen (Moostieren) in Südbayern 203
Mucor nitens, ein besonders prächtiger Schimmelpilz 204
 Mundbesatz der Moose, Der - 75
 Mykologische Schülerübungen 210
 Nachweis von Gallenpigmenten 96
 Nachweis, Zum papierchromatografischen Nachweis von Polyphosphaten 276
 Nährboden, Einfache Methoden der dosierten Nährboden-Abfüllung 191
 Nährboden-Abfüllung, Einfache Methoden der dosierten - 191
 Napfschildläuse 103
 Netz, Die Kreuzspinne und ihr Netz 193
 Netzplankton des Zürichsees im Wechsel der Jahreszeiten, Das - 129
 Objekte, Eine Einrichtung zum Abfiltrieren von mikroskopischen Objekten 270
 Objekte, Mikrochemische Identitätsreaktionen unter Berücksichtigung botanischer Objekte. I. Arbeitsmethoden der Mikrochemie und das dazugehörige Gerät 364
 Objekte, Neue Simultanfärbungen für botanische - 94
 Optik, Einführung in die mikroskopische Teil III 152
 Ordnung im Tier- und Pflanzenreich, Von der - 283
 Organe, Schrillorgane bei Käfern 105
 Papierchromatografie von Flechtenstoffen, Die - 160
 Papierchromatografischer Nachweis, Zum papierchromatografischen Nachweis von Pollyphosphaten 276
 Parasiten, Kommensalen und Feinde der Süßwasser-Moostierchen 168
 Pektinase, Anwendung von Pektinase auf Ausstriche von Pollenschläuchen und Pollenmutterzellen 160
 Pflanze, Der „Regenmantel“ der - 67
 Pflanzen, Fruchtblätter und Samenanlagen bei bedecktsamigen Blütenpflanzen 246
 Pflanzen, Gibberelline — Pilzprodukte und Wirkstoffe höherer - 321
 Pflanzen, Versuche zum Stoffwechsel der - 278
 Pflanzenfarbstoffe, Versuche mit Pflanzenfarbstoffen 310
 Pflanzenorgane, Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane. Der Stamm 22
 Pflanzenorgane, Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane. Die Wurzel 339
 Pflanzenpräparation, Moderne Verfahren der - 329
 Pflanzenteile, Abdrucke von Pflanzenteilen nach dem „ROX-Replica“-Verfahren 313
 Pflanzen- und Tierreich, Von der Ordnung im - 283
 Pflanzenzelle, Ihr Bau und ihre Lebenserscheinungen, Die - 88
 Pflanzliche Kleinlebewesen im Aquarium 116
 Pflanzliche Zellen, Zellwand und Zelltypen pflanzlicher Zellen 213
 Phasenkontrast-Mikroskop, Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. II. Das Phasenkontrast-Mikroskop 344
 Phasenkontrastmikroskopie, Ein flüssiges Filter für - 351
 Phosphate, Zum papierchromatografischen Nachweis von Polyphosphaten 276
 Photoapparat, Mikraufnahmen ohne - 244
 Pigmente, Über die Kolloidnatur tierischer - Beobachtungen an Schmetterlingspuppen 297
 Pilz, *Mucor nitens*, ein besonders prächtiger Schimmelpilz 204
 Pilze 84
 Pilze, Hinweise zur mikroskopischen Untersuchung von Schleimpilzen, insbesondere des Lohblüten-Schleimpilzes 137
 Pilze, Kleinpilze 111
 Pilzfäden, Einfachste Dauerfärbung von Pilzfäden und Algen 351
 Pilzprodukte, Gibberelline — Pilzprodukte und Wirkstoffe höherer Pflanzen 321
 Plankton, Das Netzplankton des Zürichsees im Wechsel der Jahreszeiten 129
 Plankton, Ein Liehaber-Kursus über - Erfahrungen und Ergebnisse 12
 Plankton-Diatomeen, Sternförmige - 142
 Plasmazellen, Beitrag zur speziellen Anfärbbarkeit von Plasmazellen 160
 Polarisationsmikroskop, Ein selbstgebautes Polarisationsmikroskop und seine Anwendung 316
 Polarisiertes Licht, Ein Aufsatzzring für Analysator und Kompensatoren zur Arbeit im polarisierten Licht 251
 Pollenmutterzellen, Anwendung von Pektinase auf Ausstriche von Pollenschläuchen und - 160
 Pollenschläuche, Anwendung von Pektinase auf Ausstriche von Pollenschläuchen und Pollenmutterzellen 160
 Polyphosphate, Zum papierchromatografischen Nachweis von - 276
 Polywachse, Die Verwendung von wasserlöslichen Polywachsen als Einbettungsmittel in der histochemischen und histologischen Technik 275
 Präparate, Der Schatten mikroskopischer 189
 Präparate, Die Verwendung von Eukitt zur Herstellung von mikroskopischen Dauerpräparaten 253
 Präparate, Ein vereinfachtes Verfahren zur Herstellung durchsichtiger Totalpräparate 272
 Präparate, Methoden der praktischen Textilmikroskopie. II. Abdruckverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigpräparate 161
 Präparation der recenten Diatomeen 122
 Präparation, Einführung in das Studium der Radiolarien. Teil I: Fang, Lebendbeobachtung und Präparation der recenten Radiolarien 144
 Präparation, Moderne Verfahren der Pflanzenpräparation 329

- Präparation und Gewinnung der fossilen Radiolarien, Teil II. Einführung in das Studium der Radiolarien 357
 Protozoen, Über die Merkwelt der - 236
 Prüfung von Injektionslösungen, Über die 262
 Punktformige Lichtquelle, Die Elektronenblitzröhre als punktförmige Lichtquelle für Mikrofotografie 332
 Räderdierter als Kiemenhöhlenbewohner des Flußkrebses und seiner Verwandten 15
 Rädertierforschung, Das Rotatorienwerk Max Voigts: Eine neue Epoche in der Rädertierforschung Mitteleuropas kann beginnen 172
 Radiolarien, Einführung in das Studium der - Teil I: Fang, Lebendbeobachtung und Präparation der recenten Radiolarien 144
 Radiolarien, Einführung in das Studium der - Teil II: Gewinnung und Präparation der fossilen Radiolarien 357
 Reaktionen, Reizreaktionen unter dem Mikroskop 205
 Recente Diatomeen, Präparation der recenten Diatomeen 122
 Recente Radiolarien, Einführung in das Studium der Radiolarien. Teil I: Fang-, Lebendbeobachtung und Präparation der recenten Radiolarien 144
 „Regenmantel“ der Pflanze, Der - 67
 Reifungswachstum und Geschlechtsunterschiede bei der Wassermilbe *Arrenurus* 361
 Reizreaktionen unter dem Mikroskop 205
 Reprofilme in der Mikrofotografie 61
 Ribonuklease, Lokalisierung von Ribonuklease in Gewebe-Schnitten 160
 Rohrzucker, Ausscheidung von Rohrzucker beim „Fleißigen Lieschen“ 269
 Rotalgenmaterial, Zur mikroskopischen Verarbeitung von Rotalgenmaterial 224
 Rotatorienwerk Max Voigts: Eine neue Epoche in der Rädertierforschung Mitteleuropas kann beginnen, Das - 172
 „ROX-Replica“-Verfahren, Abdrucke von Pflanzenteilen nach dem - 313
 ROX-Verfahren, Methoden der praktischen Textilmikroskopie. I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen 33
 Samenanlagen und Fruchtblätter bei bedecktsamigen Blütenpflanzen 246
 Sammlung, Die Insektensammlung in der Schule 148
 Schatten mikroskopischer Präparate, Der 189
 Schildkrötenmilben — Uropodiden 265
 Schildläuse, Napfschildläuse 103
 Schimmelpilz, *Mucor nitens*, ein besonders prächtiger - 204
 Schimmelpilze, Supravitalfärbung von Schimmelpilzen 320
 Schleimpilze, Hinweise zur mikroskopischen Untersuchung von Schleimpilzen, insbesondere des Lohblüten-Schleimpilzes 137
 Schleimzellen 355
 Schmalfilmlampen, Die Verwendung verspielter Schmalfilmlampen in der Mikrofotografie 286
 Schmetterlingsschuppen, Beobachtungen an - Über die Kolloidnatur tierischer Pigmente 297
 Schneekristalle unter dem Mikroskop 59
 Schnitte, Wege zur Herstellung dünnster Mikrotomschnitte 232
 Schnittpräparate dotterreicher Eier 96
 Schrillorgane bei Käfern 105
 Schule, Bakteriologie in der Schule 18
 Schule, Chromosomenpräparate 58
 Schule, Die Anatomie des Blattes 240
 Schule, Die Insektensammlung in der Schule 148
 Schule, Farngewächse im Unterricht 369
 Schule, Kleinpilze 111
 Schule, Meeresalgen 335
 Schule, Moose im Unterricht 305
 Schule, Mykologische Schülerübungen 210
 Schule, Pilze 84
 Schule, Praktische Winke für den Unterricht in Insektenkunde 185
 Schule, Reizreaktionen unter dem Mikroskop 205
 Schule, Versuche mit Pflanzenfarbstoffen 310
 Schule, Versuche zum Stoffwechsel der Pflanzen 278
 Schule, Zum papierchromatographischen Nachweis von Polyphosphaten 276
 Schülerübungen, Mykologische - 210
 Schuppen, Beobachtungen an Schmetterlingsschuppen, Über die Kolloidnatur tierischer Pigmente 297
 Schwämme, Über das Sklett der - 342
 Seeigel, Die Entwicklung der - 176
 Selbstgebauter Einbettungsofen unter Verwendung eines Thermostatbügeleisens, Ein - 155
 Selbstgebautes Polarisationsmikroskop und seine Anwendung, Ein - 316
 Simultanfärbungen für botanische Objekte, Neue - (Vorläufige Mitteilung) 94
 Skelett der Schwämme, Über das - 342
 Spermazellen, Ein Verfahren zur Unterscheidung lebender und toter Spermazellen beim Huhn 352
 Spezialwerkzeuge von Milben 69
 Spinne, die Kreuzspinne und ihr Netz 193
 Stamm, Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane, Der Stamm 22
 Stammer, Prof. Dr. H. J. Stammer 60 Jahre alt 384
 Stärke in den Chloroplasten 64
 Stoffwechsel der Pflanzen, Versuche zum - 278
 Stoffwechsel, Lebenskräfte. Der Energiestoffwechsel der Zelle 197
 Süßwasserfauna, Ein interessantes Hohltier unserer heimischen Süßwasserfauna: *Craspedacusta sowerbii* Lank 79
 Süßwasser-Moostierchen, Kommenalen, Feinde und Parasiten der - 168
 Temperatur, Einfache Methoden zur Untersuchung der Temperaturabhängigkeit mikroskopischer Vorgänge 156
 Temperaturabhängigkeit, Einfache Methoden zur Untersuchung der Temperaturabhängigkeit mikroskopischer Vorgänge 156
 Textile Fertigpräparate, Methoden der praktischen Textilmikroskopie
 II. Abdruckverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigpräparate 161
 Textile Halb- und Fertigpräparate, Methoden der praktischen Textilmikroskopie.
 II. Abdruckverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigpräparate 161
 Textilmikroskopie, Methoden der praktischen - I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen 33
 Textilmikroskopie, Methoden der praktischen - II. Abdruckverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigpräparate 161

- Thermostatabügeleisen, Ein selbstgebauter Einbettungssofen unter Verwendung eines Thermostatabügeleisens 155
 Tierische Pigmente, Über die Kolloidnatur tierischer Pigmente. Beobachtungen an Schmetterlingsschuppen 297
 Tier- und Pflanzenreich, Von der Ordnung im - 283
 Totalpräparate, Ein vereinfachtes Verfahren zur Herstellung durchsichtiger - 272
 Trauben, Veränderungen der Trauben durch den Grauschimmel *Botrytis cinerea* 351
 Ultra-Mikrotom, Serienschnitte mit dem - 32
 Unterricht, Farngewächse im - 369
 Unterricht, Moose im - 305
 Untersuchung, Einfache Methoden zur Untersuchung der Temperaturabhängigkeit mikroskopischer Vorgänge 156
 Uropodiden, Schildkrötenmilben - 265
 Vereinfachtes Verfahren zur Herstellung durchsichtiger Totalpräparate, Ein - 272
 Verfahren, Abdrucke nach dem „ROX-Replica“-Verfahren 313
 Verfahren der Pflanzenpräparation, Moderne - 329
 Verfahren zur Herstellung durchsichtiger Totalpräparate, Ein vereinfachtes - 272
 Verspiegelte Schmalfilmlampen, Die Verwendung verspiegelter Schmalfilmlampen in der Mikrofotografie 286
 Versuche mit Pflanzenfarbstoffen 310
 Versuche zum Stoffwechsel der Pflanzen 278
 Verwendung eines Thermostatabügeleisens, Ein selbstgebauter Einbettungssofen unter 155
 Verwendung verspiegelter Schmalfilmlampen in der Mikrofotografie, Die - 286
 Verwendung von Eukitt zur Herstellung von mikroskopischen Dauerpräparaten, Die 253
 Verwendung von wasserlöslichen Polywachsen als Einbettungsmittel in der histochemischen und histologischen Technik, Die - 257
 Viren, Der Lebenszyklus der 181
 Vitalfärbung, Eine Injektionsmethode zur Vitalfärbung von Fetten 255
- Voigt, Das Rotatorienwerk Max Voigts: Eine neue Epoche in der Räderforschung Mitteleuropas kann beginnen 172
 Volvox, Bakteriensymbiose bei - 256
 Vorgänge, Einfache Methoden zur Untersuchung der Temperaturabhängigkeit mikroskopischer - 156
 Wasserlösliche Polywachse, Die Verwendung von wasserlöslichen Polywachsen als Einbettungsmittel in der histochemischen und histologischen Technik 275
 Wassermilbe *Arrenurus*, Geschlechtsunterschiede und Reifungswachstum bei der 361
 Wassermilben, Die Bestimmung einheimischer - 1
 Wassermilben, Die Bestimmung einheimischer - I. Wassermilben der stehenden Kleingewässer 1
 Wasseroberfläche, Kleintierleben auf der 289
 Winke für den Unterricht in Insektenkunde, Praktische - 185
 Wirkstoffe, Gibberelline - Pilzprodukte und Wirkstoffe höherer Pflanzen 321
 Wurzel, Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane. Die 339
 Zählekammer mit fluoreszierender Netzteilung 320
 Zelle, Die Pflanzenzelle, ihr Bau und ihre Lebenserscheinungen 88
 Zelle, Der Energiestoffwechsel der - 197
 Zellen, Beobachtungen an Kernen lebender - 159
 Zellen, Schleimzellen 355
 Zellen, Zellwand und Zelltypen pflanzlicher - 213
 Zellkern, Neues über die Struktur des Bakterienzellkerns 159
 Zellteilungsgifte, Über - 97
 Zelltypen und Zellwand pflanzlicher Zellen 213
 Zellwand und Zelltypen pflanzlicher Zellen 213
 Zuckmücken-Larven kommen zur Welt 65
 Zyklus, Der Lebenszyklus der Viren 181

Buchbesprechungen

- F r e u n d , H. (Herausgeber), Handbuch der Mikroskopie in der Technik. Band II, Mikroskopie in der Geologie sedimentärer Lagerstätten (Mikropaläontologie). (Ref. Dr. H. Hagn) Heft 2
 B u k a t s c h , Franz, Nahrungsmittelchemie für Jedermann. (Ref. Dr. W. Heiligmann) Heft 5
 D i t t r i c h , Helmut, H., Bakterien, Hefen, Schimmelpilze (Ref. Prof. Dr. A. Niethammer) Heft 6
 H a i s , I. M. und M a c e k , K., Handbuch der Papierchromatographie, Band I: Grundlagen und Technik (Ref. Prof. Dr. H. F. Linskens) Heft 8

- H a r t m a n n , Max, Fortschritte der Zoologie, Band 10. (Ref. Dr. D. Krauter) Heft 1
 H e u n e r t , Hans Henning, Praxis der Mikrophotographie. (Ref. Dr. Fr. Bode) Heft 9
 Hides, skins and leather under the microscope. (Ref. Dr. D. Krauter) Heft 9
 I d e m a , K. H., D u j i n , C. van, S c h a d e k , Jr. E., Mikrofotografie in Theorie en Praktijk (Ref. G. Brunner) Heft 12
 I m h o f f , K., Taschenbuch der Stadtentwässerung (Ref. Dr. v. Ammon) Heft 1
 K l a p p , Ernst, Grünlandkräuter. Bestimmen im blütenlosen Zustand, Verbreitung und Wert. (Ref. Dr. D. Aichele) Heft 6
 L i e b m a n n , Prof. Dr. H., Münchener Bei-

- träge zur Abwasser-, Fischerei- und Flußbiologie, Band 5: Tropfkörper und Belebungsbecken. (Ref. Dr. O. Schindler †) Heft 4
- Liebm ann, Prof. Dr. H., Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie Band II, Lieferung 1 (Ref. Dr. O. Schindler †) Heft 6
- Liebm ann, Prof. Dr. H., Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie, Band II, Lieferung 2 und 3. (Ref. Dr. O. Schindler †) Heft 11
- Lipp, Walther, Histochemische Methoden. Eine Sammlung (Ref. Dr. D. Krauter) Heft 3
- Mörike, Klaus D. und Mergenthaler, W., Biologie des Menschen (Ref. Dr. D. Krauter) Heft 10
- Mücke, D., Einführung in mikrobiologische Bestimmungsverfahren. (Ref. Dr. H. H. Dittrich) Heft 7
- Müntzing, Arne, Vererbungslehre, Methoden und Resultate. (Ref. Dr. D. Aichele) Heft 4
- Olberg, Günter, Wissenschaftliche Pflanzenfotografie. (Ref. G. Brünner) Heft 11
- Pitschmann, H., Reisigl, H. Schiecht l, H., Bilder-Flora der Südalpen vom Gardasee zum Comer See. (Ref. Prof. Dr. W. J. Fischer) Heft 7
- Rudorf, Dr. W., Dreißig Jahre Züchtungsforschung. Zum Gedenken an Erwin Baur. (Ref. Prof. Dr. W. J. Fischer) Heft 8
- Schmidt, Adolf, Atlas der Diatomeenkunde. Bearbeitet von Friedrich Hustedt. (Ref. Dr. K. Behre) Heft 3
- Strasburger, E., Noll, F., Schenck, H. und Schimper, A. F. W., Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. Neubearbeitet von R. Harder, W. Schumacher, F. Firbas und D. von Denffer (Ref. Prof. Dr. W. J. Fischer) Heft 1
- Troschin, A. S., Das Problem der Zellpermeabilität. (Ref. Prof. Dr. G. Follmann) Heft 4
- Werff, A. van der, en Huls, H., Diatomeenflora van Nederland (Ref. Dr. Fr. Hustedt) Heft 3

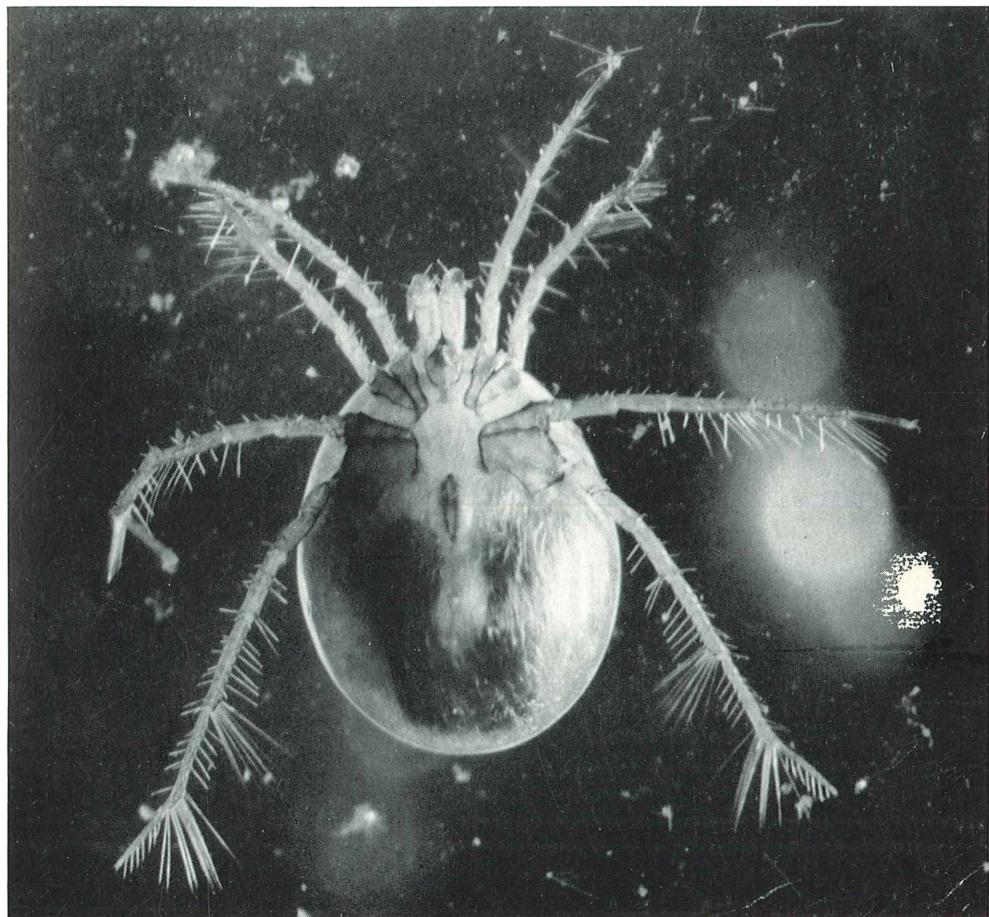
II 90372/48

Oberndorf
La. 25
mz/D.

Rev. N.F. 97/1959

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart,
der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft
Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft
Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

P o p p , Dr. E.: Die Bestimmung einheimischer Wassermilben. I. Was-	
sermilben der stehenden Kleingewässer	1
B a r t h e l m e s , H.: Die Hefe im biologischen Geschehen	9
C a s p e r s , Prof. Dr. H., und R ü h m a n n , D.: Ein Liebhaber-Kursus	
über Plankton. Erfahrungen und Ergebnisse	12
W u l f e r t , K.: Rädertiere als Kiemenhöhlenbewohner des Fluss-	
krebses und seiner Verwandten	15
M i k r o s k o p i e i n d e r S c h u l e	
H e i l i g m a n n , Dr. W.: Bakteriologie in der Schule	18
Z u r E i n f ü h r u n g i n d i e M i k r o s k o p i e	
M a n d l , Dr. A.: Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane.	
Der Stamm	22
W i n k e f ü r s L a b o r	
S t u m m , Dr. Cl., und L i n s k e n s , Prof. Dr. H. F.: Erschütterungs-	
freie Mikrophotographie	28
D e c k a r t , M.: Küvettenbeleuchtung in Angleichung an mikrosko-	
pische Beleuchtungsmethoden	29
K l e i n e M i t t e i l u n g e n	32
B e k a n n t m a c h u n g e n	3. Umschlagseite
B ü c h e r s c h a u	3. Umschlagseite
U m s c h l a g b i l d : Wassermilbe. Aufnahme M. Deckart (vgl. den	
A u f s a t z : „Küvettenbeleuchtung“ von M. Deckart auf S. 29)	

Einbanddecken - Sammelmappen

Der Jahrgang 1957/58 des Mikrokosmos umfaßt ausnahmsweise 15 Monatshefte. Der gebundene Jahrgang wird also um ein Viertel stärker als sonst üblich.

Der Verlag stellt gern passende Einbanddecken für diesen Sonderjahrgang her, sofern ihm die Anforderungen dafür bis spätestens 31. Januar 1959 vorliegen. Der Preis für die Ganzleinen Einbanddecke 1957/58 wird 3.— DM betragen.

Zum Aufbewahren der laufenden 12 Nummern eines Jahrgangs dient die Sammelmappe mit Stabheftung (4.— DM), die viele Jahre hindurch immer wieder benutzt werden kann.

Sie bestellen Einbanddecke und Sammelmappe am besten jetzt gleich beim Verlag.

Franckh'sche Verlagshandlung Stuttgart Pfizerstraße 5-7, Abt. 47 Z

Alles fürs Mikrolabor . . .

Vom Deckgläschen bis zu kompletten Präparatereihen, von der Pinzette bis zu den für die Verarbeitung Ihrer Präparate nötigen Chemikalien haben wir alle Hilfsmittel und Geräte für Sie bereit.

Verlangen Sie kostenlos und unverbindlich unsere Prospektzusammenstellung „Alles fürs Mikrolabor“

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG · ABT. KOSMOS-LEHRMITTEL · STUTTGART 0

Als Fachblatt für Fortbildung und Erfahrungsaustausch will der MIKROKOSMOS durch die Publikation neuer Forschungsergebnisse — durch Berichte über Erfahrungen und Nutzanwendungen praktischer Mikroskopie-Arbeiten in Biologie, Technik, Materialuntersuchung, Mikrochemie usw. — durch Anleitungen zur Anwendung neuer, praktischer Arbeitsmethoden — durch Beispiele aus der Schul- und der Laborarbeit allen dienen, die im Beruf, in der Ausbildung oder aus Liebhaberei mit dem Mikroskop arbeiten.

Schriftleitung und Verlag des MIKROKOSMOS richten an ihre Leser die Bitte, ihre besonderen Wünsche zu äußern, durch Anregung und Kritik und eigene Mitarbeit den weiteren Ausbau der Zeitschrift zu fördern. Wir bitten auch in Kreisen von Kollegen und Gesinnungsfreunden auf die Bestrebungen des MIKROKOSMOS hinzuweisen und besonders auch die heranwachsende und für mikroskopische Arbeiten aufgeschlossene Generation für die Ziele der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart und als Leser und Bezieher des MIKROKOSMOS zu gewinnen.

Eine Werbeprämie im Wert von 5 Mark

für den Bezug von Büchern des Kosmos-Verlags wird den Beziehern des MIKROKOSMOS gutgeschrieben für jede Anmeldung eines neuen Jahresabonnements auf den MIKROKOSMOS. Die Anmeldung neuer Bezieher kann brieflich oder mit einer der vorliegenden Nummer beigefügten Anmeldungskarte aufgegeben werden. Für die Auswahl eines oder mehrerer Prämienbücher finden Sie umstehend eine Bücherliste; sie ist zugleich eine Zusammenstellung von Titeln, die jedem naturwissenschaftlich Interessierten willkommen und nützlich sein werden und für Bezieher des MIKROKOSMOS zu ermäßigten Preisen käuflich sind.

Bücher für den Naturfreund, zu ermäßigten Preisen für Bezieher des Mikrokosmos und Mitglieder der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft.

Die Gutschrift von je DM 5.—

für jeden neugewonnenen Bezieher des Mikrokosmos wird bei Lieferung der Bücher vom Preis abgezogen. Somit kann jeder *kostenlos* oder besonders günstig jetzt diese wertvollen, schönen und nützlichen Bücher erwerben.

**Hilfsbücher
für den Liebhaber-Biologen**

	Mitgl. Preis DM	Mitgl. Preis DM	
Aichele, Von Samenkorn zu Samenkorn	6.80	5.80	
Auerbach, Gefährdete Generationen Cell. Pp.	5.80	4.90	
Baumüster, Planktonkunde für Jedermann			
Kart.	9.80	8.50	
Bode, Mikrophotographie für Jedermann	8.80	7.50	
Braun, Tierbiologisches Experimentierbuch	6.80	5.80	
Braunbek, Gefährliche Strahlen Cell. Pp.	5.80	4.90	
Bukatsch, Nahrungsmittelchemie für			
Jedermann	9.80	8.50	
Buxbaum, Kakteenpflege - biologisch richtig	24.—	21.—	
Dittrich, Bakterien, Hefen, Schimmelpilze	9.80	8.50	
Donner, Rädertiere (Rotatorien)	Kart.	7.80	6.60
Filzer, Kleines Praktikum der Pollen-			
analyse	Geb.	1.50	1.20
Francé, Das Edaphon	3.80	3.80	
Grospeitsch, Wechseltierchen	Kart.	7.80	6.60
Hamacher, Biologie für Jedermann	Kart.	12.—	10.20
Hustedt, Kieselalgen	Kart.	7.80	6.60
Illes, Wir beobachten und züchten			
Insekten	Kart.	6.80	5.80
Klotter, Grünalgen	Kart.	7.80	6.60
Kosmos-Lexikon der Naturwissenschaften			
2 Bände	Ganzleinen	65.—	65.—
	Halbleder	78.—	78.—
Krauter, Mikroskopie im Alltag	Kart.	5.80	4.90
Mayer, Protozoen	Kart.	8.75	7.50
Müller, Pflanzenbiologisches Experi-			
mentierbuch	Kart.	7.50	6.50
Salzer, Pflanzen wachsen ohne Erde			
	6.80	5.80	
Schiemann, Libellen	Hlw.	6.80	5.80
Schömmер, Kryptogamenpraktikum	Hlw.	26.—	23.—
Stehli, Mikroskopie für Jedermann	Kart.	5.80	4.90
Stehli, Sammeln und Präparieren von			
Tieren	Kart.	6.80	5.80
Stehli-Fischer, Pflanzensammeln	Kart.	6.80	5.80
Stehli - Kaudewitz, Arbeitsgerät des			
Biologen selbst gebaut	Kart.	5.80	4.90
Vogt, Taschenbuch der tropischen Zierfische			
2 Bde. je Hlw.	6.80	5.80	
Wagner, Aquarienchemie	Hlw.	5.80	4.90
Zach, Anatomie der Blütenpflanzen	Kart.	7.50	6.50
Zach, Histologie für Jedermann	Kart.	7.50	6.50

**Geschenkbücher von Natur
und Leben**

	Mitgl. Preis DM	Mitgl. Preis DM	
Bechtle, Ferien im Garten Eden		14.80	13.20
Beditle/Stern, Lauter Viechereien	Leinen	12.80	11.40
Braunbek, Physik für Alle	Leinen	16.80	14.80
v. Bülow, Geologie für Jedermann	Leinen	16.80	14.80
Grzimek, Die Elefantenschule	Leinen	12.80	11.40
Himmelsjahr (Sonne, Mond und Sterne			
im Jahre 1959)	Kart.	4.80	4.—
Howard, Alle Vögel meines Gartens	Leinen	14.80	13.20
Ley, Drachen, Riesen, Rätseltiere	Leinen	16.80	14.80
Philipp, Das Bad der 1000 Möwen	Leinen	10.80	9.40
v. Sanden-Guja, Der große Binsensee	Leinen	11.80	9.80
Schroeder, Praktische Astronomie	Leinen	14.80	13.20

Kartoniert in Leinen

	Mitgl. Preis DM	Mitgl. Preis DM		
Kosmos-Naturführer				
Moos- und Farnpflanzen	9.80	8.50	11.80	10.40
Welcher Schädling ist das?				
I: Gemüse und Obst	9.80	8.50	11.80	10.40
II: Landwirtschaftliche				
Kulturpflanzen	9.80	8.50	11.80	10.40
III: Vorrats-, Material-,				
Haus- und Gesund-				
heitsschädlinge	9.80	8.50	11.80	10.40
Welches Unkraut ist das?				
Was sind ich in den Alpen?	8.50	7.20	9.80	8.50
Welcher Baum ist das?				
Was blüht denn da?	5.80	4.90	7.50	6.50
Was blüht auf Tisch und				
Fensterbrett?	5.80	4.90	7.50	6.50
Was fliegt denn da?				
Was findet denn da?	7.20	6.10	8.50	7.20
Schnecken und Muscheln				
Was wächst und blüht in				
meinem Garten?	5.80	4.90	7.50	6.50
Welche Heilpflanze ist das?				
Welcher Käfer ist das?	5.80	4.90	7.50	6.50
Krechtiere und Lurche				
Welche Nutzpflanze ist das?	5.80	4.90	7.50	6.50
Pilze Mitteleuropas, 2 Bde., je				
Welcher Hund ist das?	10.80	9.40	12.80	11.40
Welcher Schmetterling ist das?	9.80	8.50	11.80	10.40
Welcher Stein ist das?				
Was findet ich am Strand?	7.20	6.10	8.50	7.20
Was lebt in Tümpel, Bach				
und Weiher?	3.85	3.45		
Was lebt in Tümpel, Bach				
und Weiher?	5.80	4.90	7.50	6.50
Unsere Süßwasserfische				
Kosmos-Reise-Naturführer:				
Italien	7.20	6.10		

Probehefte und Prospekte zur Werbung für den Mikrokosmos verlangt man vom

KOSMOS-VERLAG FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

Die Bestimmung einheimischer Wassermilben

I. Wassermilben der stehenden Kleingewässer Von Egon Popp, München

Innerhalb der artenreichen Ordnung der Milben (Acaria) sind die Wassermilben besonders eng an den Lebensraum „Wasser“ gebunden. Trotzdem haben sie ihre eigenständige Milbengestalt in allen Arten von Gewässern klar erhalten. Wir können daher meist schon mit bloßem Auge, auf jeden Fall mit einer Lupe, feststellen, daß wir eine Wassermilbe gefangen haben, wenn wir an dem Tierchen acht Beine abzählen können. Freilich gibt es geringfügige Einschränkungen: Milben, die den schmalen Übergangssaum vom Land zum Wasser bewohnen, die mitunter an überrieselten Moosen und als Irrgäste selbst mitten auf der Wasseroberfläche auftreten; es sind hart chitinisierte, dunkelbraun gefärbte Oribatiden der Gattung *Hydrozetes* oder Parasitiformes, etwa aus der Familie der Laelaptidae. Sonst aber dürfen wir uns die Regel zu eigen machen: Im Süßwasser leben Hydrachnellen mit rund 500 Arten

in Mitteleuropa, im Meeresswasser Halaraciden. Nur den Spezialisten interessieren auch die Larven der Wassermilben mit insgesamt nur 6 Beinen.

Diesmal packen wir einige gut verschließbare Gläser und ein Planktonnetz von höchstens 0,25 mm Maschenweite — möglichst mit Ausgießvorrichtung — in den Rucksack und besuchen einen nahegelegenen Weiher oder Teich oder sonst ein kleines stehendes Gewässer. Beherzte waten eigenförmig zwischen Wasserpflanzen und Schilf und erbeuten dort und auf dem Schlammgrund mehr Wassermilben als andere vom Ufer aus mit dem Stocknetz. Lehren kann man das Fangen von Tieren ja nie. Erfahrungen aus fortgesetzter Sammeltätigkeit führen allein zum Erfolg. Wichtig ist aber für den Anfänger, daß er möglichst unterschiedlich erscheinende Ab- (Fortsetzung auf S. 8 im Anschluß an den Bestimmungsschlüssel)

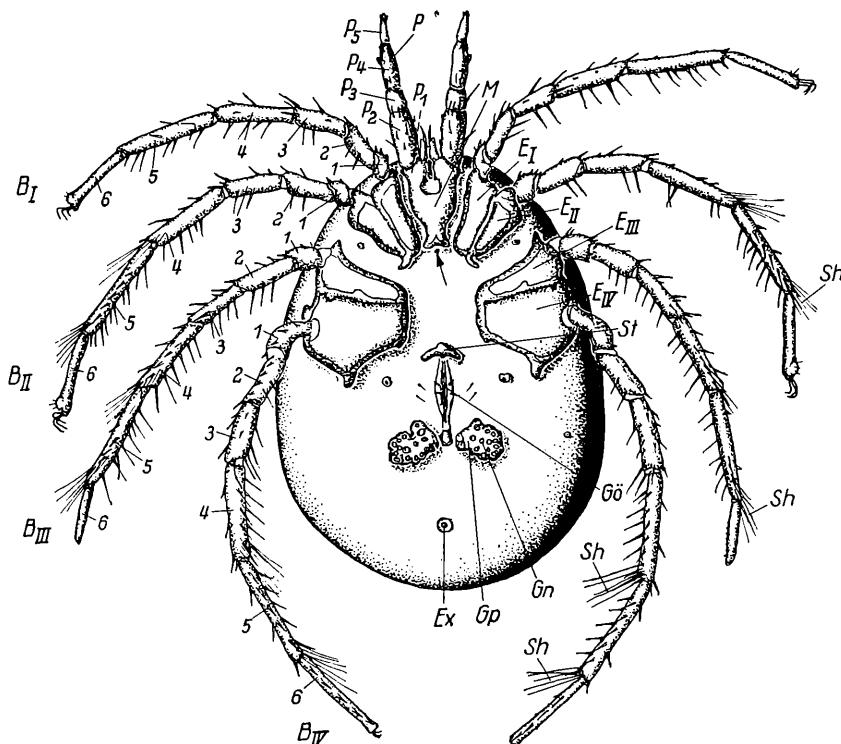


Abb. 1: *Piona coccinea coccinea* (C. L. Koch) ♀ — Präparat. B I — B IV = Bein 1 — 4, 1 — 6 = Beinglieder 1 — 6, E I — E IV = Epimeren I — IV, Ex = Exkretionsporus; Gn = Genitalnäpfe; Gö = Geschlechtsöffnung (Lefzen); Gp = Genitalnapfplatten; M = Mundorgan; P = Palpen mit Palpoglycerae P₁ — P₆ (1 ist durch Mundorgan verdeckt); Sh = Schwimmhaare; St = Stützkörper der Lefzen; → = Einstichstelle für die Präparation

Schlüssel zur Bestimmung der häufigeren Wassermilben kleiner stehender Gewässer

I. Kräftig rot gefärbt, weichhäutige Milben von **mehr als 2 mm Körperlänge**

1. **Haut faltig**, Gestalt tropfenförmig veränderlich (1). Keine Schwimmhaare. Um 5 mm. Bei Lupenbetrachtung schweinerüsselartige Mund scheibe. Chitinleiste auf Vorderrücken. 5. Palpenglied winzig (2). — Kriecht am Weihergrund und an Wasserpflanzen.

Limnochares aquatica (Linné)

2. **Chitinflecken auf dem Vorderrücken** (3, 4). Genitalplatten verschmolzen, herzförmig (5), mit vielen kleinen Näpfen (5). Bei Berührung Scheintotstellung.
a) Chitinleistchen längs der Körperachse rechts und links hinter den Augen (3). Bis 8 mm (größte Wassermilbe!).

Hydrachna geographica (O. F. Müller)

- b) Rückenplatten rechts und links hinter den Augen von Südamerika-Form (variabel!) (4). Etwas über 2 mm.

Hydrachna globosa (de Geer)

3. **Doppelaugen** rechts und links in einer Chitinkapsel (6)

- a) Kapselaugen miteinander durch eine± weitgespannte Chitinbrücke verbunden (6). Palpen stark perforiert und dicht beborstet (7); auffallend nackte und glatte Beugeseiten an Palpengliedern 3 und 4 (7). 3–4 mm. Sehr viele, schwer unterscheidbare Arten. — IV. Beine werden beim Schwimmen geschleppt.

Eylais sp.

- b) Zwischen den Kapselaugen größer, annähernd rechteckiger Rückenschild (8). Auf dem Rücken in zwei Reihen 4 Paar Haarknöpfe. Genitalorgan mit sechs Näpfen (9). — Schwimmt mit weit abgestreckten Beinen, kriecht auch aus dem Wasser.

Hydryphantes ruber (de Geer)

II. Ein ± geschlossener Bauchpanzer durch untereinander stark verwachsene Epimeralplatten (10, 11). Genitalorgan am unteren Rand der Epimeralplatte in einer Einbuchtung, ziemlich nahe am Körperende (10, 11). Milben kleiner als 2 mm.

1. Bauchseite weitgehend chitinisiert. Körperform ziemlich kreisrund (10). Gelbbraun, häufig grün. Um 1 mm. — Viele, schwer unterscheidbare Arten.

Lebertia sp.

2. Bauchseite im vorderen 2/3 durch nahtlos verwachsene Epimeren gepanzert (11). Körperform länglich-elliptisch (11). Bräunlich. Vereinzelt.

Orus sp.

3. Epimeren durch Linien untereinander getrennt, bedecken aber die ganze Bauchfläche (12). IV. Beine mit plattenartig verbreitertem, dreieckigem 4. Glied. Am Ende des 5. Gliedes ein Sporn. Rot bis braunrot, auf dem Rücken ein Triangelzeichen in blaßrot oder gelb. Chitinteile bläulich. Um 1 mm.

Tiphys ornatus (C. L. Koch) ♂

4. Körper auch auf dem Rücken gepanzert; dieser an der Seitenfurche ablösbar. Epimeren nahtlos verwachsen (13). Genitalnäpfe auf Epimerenausbuchtungen (scheinbar!) nach hinten gerichtet (13). Körper breitelliptisch. Grünlichblau, mit breiten, weißlichen Flecken am Rückenrand und bräunlichen Streifen auf der Rückenmitte. 0,5 mm.

Brachypoda versicolor (O. F. Müller)

III. Körper stark gepanzert, mit auffallender Perforation. Farbe meist grün, gelbgrün oder blaugrün, seltener bräunlich oder rot. Auf dem Rücken eine nach hinten offene Leiste glatten Chitins (17). — In stark verkrauteten, sommerwarmen, stehenden Gewässern. Auftrittsmaximum im Hochsommer.

1. Körperform rundlich oval (14). Viele, schwer unterscheidbare Arten.

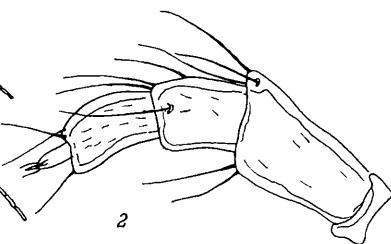
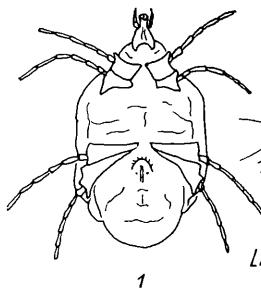
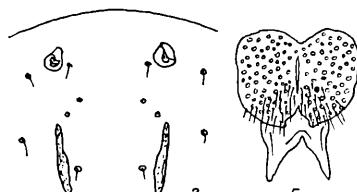
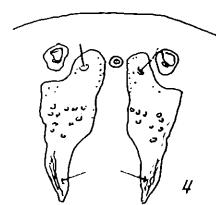
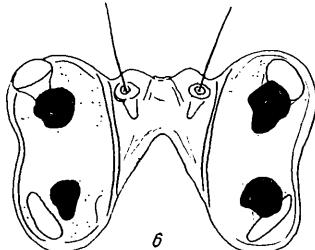
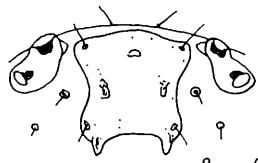
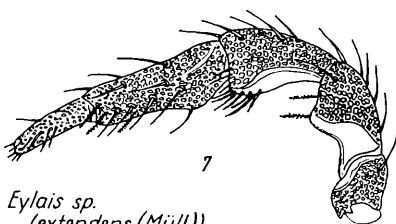
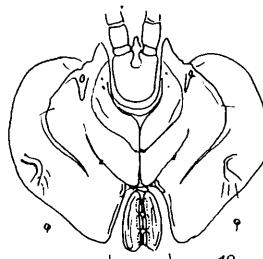
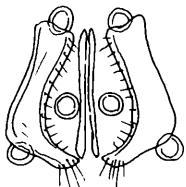
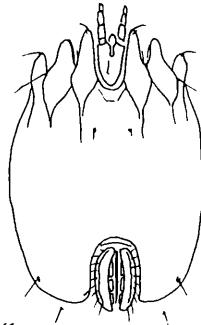
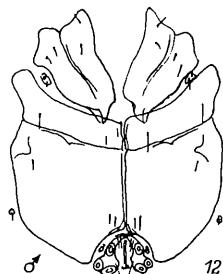
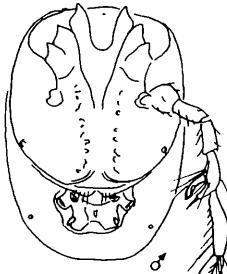
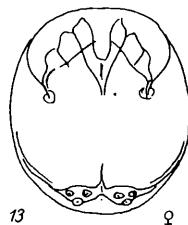
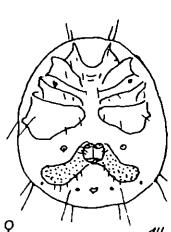
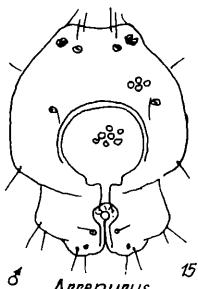
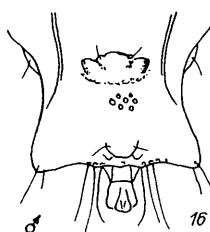
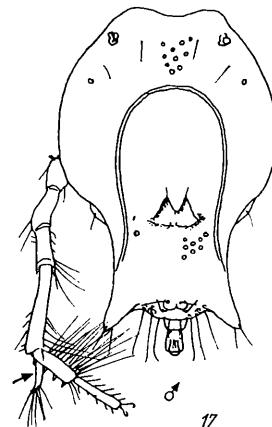
Arrenurus sp. ♀♀

2. Körperform annähernd birnenförmig (17). Oft mit verschieden gestalteten Ausbuchtungen des Körperendes und blattartigen, durchscheinenden Anhängen (16). Sporn am 4. Beinglied von Bein IV (17).

- a) Der ovale Körper ist nach hinten zu durch einen sehr breiten, aber kurzen Fortsatz verlängert. Dieser ist von hinten her tief gespalten und wird von der Rückenmitte her durch ein schmales, blattartiges Anhangsgebilde (Petiolus) überdeckt (15). Gelbgrün mit bräunlichen Rückenflecken. Die hinteren Teile des Körpers gehen in ein blasses Blau über. 0,7 mm.

Arrenurus sinuator (O. F. Müller) ♂

- b) Der Körperfortsatz verbreitert sich nach hinten zu und schweift in zwei ± deutliche Ecken aus (16, 17). Ein bibernschwanzartiges Anhangsgebilde ist deutlich entwickelt. Grün mit braunen Flecken auf dem Rücken.

*Limnochares aquatica (L.)**Hydrachna geographica
(O.F. Müller)**Hydrachna globosa
(de Geer)**Eylaia sp.
(extendens (Müll.))**Hydryphantes ruber (de Geer)**Lebertia sp.**Oxus sp.**Tiphys ornatus (C.L.Koch)**Brachypoda**versicolor
(O.F. Müller)**Arrenurus sp. ♀♀
(globator
(O.F. Müller))**Arrenurus
sinuator
(O.F. Müller)**Arrenurus
maculator
(O.F. Müller)**Arrenurus
cuspidator
(O.F. Müller)*

*) Die Fortsatzecken sind abgestumpft (16). Dort, wo der Fortsatz am schmalsten ist, erheben sich auf dem Rücken zwei nach rechts und links ragende Höcker (16).

Arrenurus maculator (O. F. Müller) ♂

**) Die Fortsatzecken sind etwas zugespitzt. Die Rückenhöcker an der schmalsten Fortsatztelle ragen beide nach vorne (17).

Arrenurus cuspidator (O. F. Müller) ♂

***) Die Fortsatzecken sind schlank und etwas nach innen gebogen (18). Die blattartigen Anhangsgebilde sind scharf abgestutzt; die leierförmig gebogenen Borsten rechts und links davon sind kürzer als der Petiolus (18). Öfter rot als grün.

Arrenurus bicuspis (Berlese) ♂

c) Der Körperfortsatz ist lang und grifförmig (19). Blattartige Anhangsgebilde fehlen. Gelbgrün, blaugrün, grün. Über 1 mm.

*) Der Körperfortsatz ist seitlich leicht konvex geschweift. Am Hinterende fehlen Seitenecken und Höcker (19). Häufigste *Arrenurus*-Art.

Arrenurus globator (O. F. Müller) ♂

**) Der Körperfortsatz ist schmäler und länger als bei der vorigen Art. Am Hinterrand sind zwei deutliche Höcker ausgebildet (20).

Arrenurus buccinator (O. F. Müller) ♂

***) Der Körperfortsatz ist seitlich bauchig aufgetrieben (21) und schweift nach hinten zu in zwei Seitenecken aus. Die beiden Hinterrandhöcker sind klein. Fortsatzende oberseits mit einem umgekehrt-herzförmigen Wulst (21).

Arrenurus cylindratus Piersig ♂

IV. Rote oder braunrote Milben um 1,2 mm. Epimeren 1 + 2 und 2 + 3 verwachsen und somit in vier Gruppen gelegen (vgl. Abb. 1: *Piona coccinea*). Am 4. Palpenglied mehrere Haarhöcker. **Epimeren 4 am Hinterrand mit auffallendem, eckigem Vorsprung** (24).

1. Die Genitalnäpfe liegen um die Geschlechtslefzen **zerstreut** und **frei** in der Bauchhaut (22).

Piona conglobata (C. L. Koch) ♀

2. Die Genitalnäpfe liegen auf besonderen **Chitinplatten** rechts und links der Genitalöffnung zu **Gruppen** vereinigt (23, 24).

a) Es sind insgesamt **vier** Genitalnapfgruppen vorhanden: die beiden oberen mit je einem Napf, die beiden unteren mit je 8—12 Näpfen (23).

Piona variabilis (C. L. Koch) ♀

b) Es sind insgesamt nur **zwei** Genitalnapfgruppen vorhanden (24, 25, 26)

*) Die Genitalnäpfe liegen auf einer winkelig nach innen geknickten Leiste rechts und links der Geschlechtslefzen (24). Jede Leiste trägt 8—13 Näpfe.

Piona nodata (O. F. Müller) ♀

**) Die Napfplatten sind breitflächig und bis auf eine vordere undeutliche Ecke gerundet (25). Sie sind untereinander nicht verbunden. Jede Napfplatte trägt höchstens 30 Näpfe, wobei in der vorderen Ecke einer der beiden größeren sitzt (25).

Piona coccinea (C. L. Koch) ♀

***) Die breitflächigen, gerundeten Napfplatten sind hinten durch eine Chitinbrücke miteinander verbunden (26). Jede Platte trägt mehr als 50 Näpfe.

Piona longipalpis (Krendowsky) ♀

An ein napffreies Mittelfeld, das die männliche, mandelkernförmige Geschlechtsöffnung trägt, schließt sich seitlich je eine flügelförmige Gruppe von 8—12 Näpfen an (27).

Piona variabilis (C. L. Koch) ♂

4. Die Genitalplatten sind ± breit mit den 4. median verwachsenen Epimeren verbunden (28, 29, 30).

a) Die Genitalplatten hängen **nur in der Mitte** mit den 4. Epimeren zusammen (28, 29).

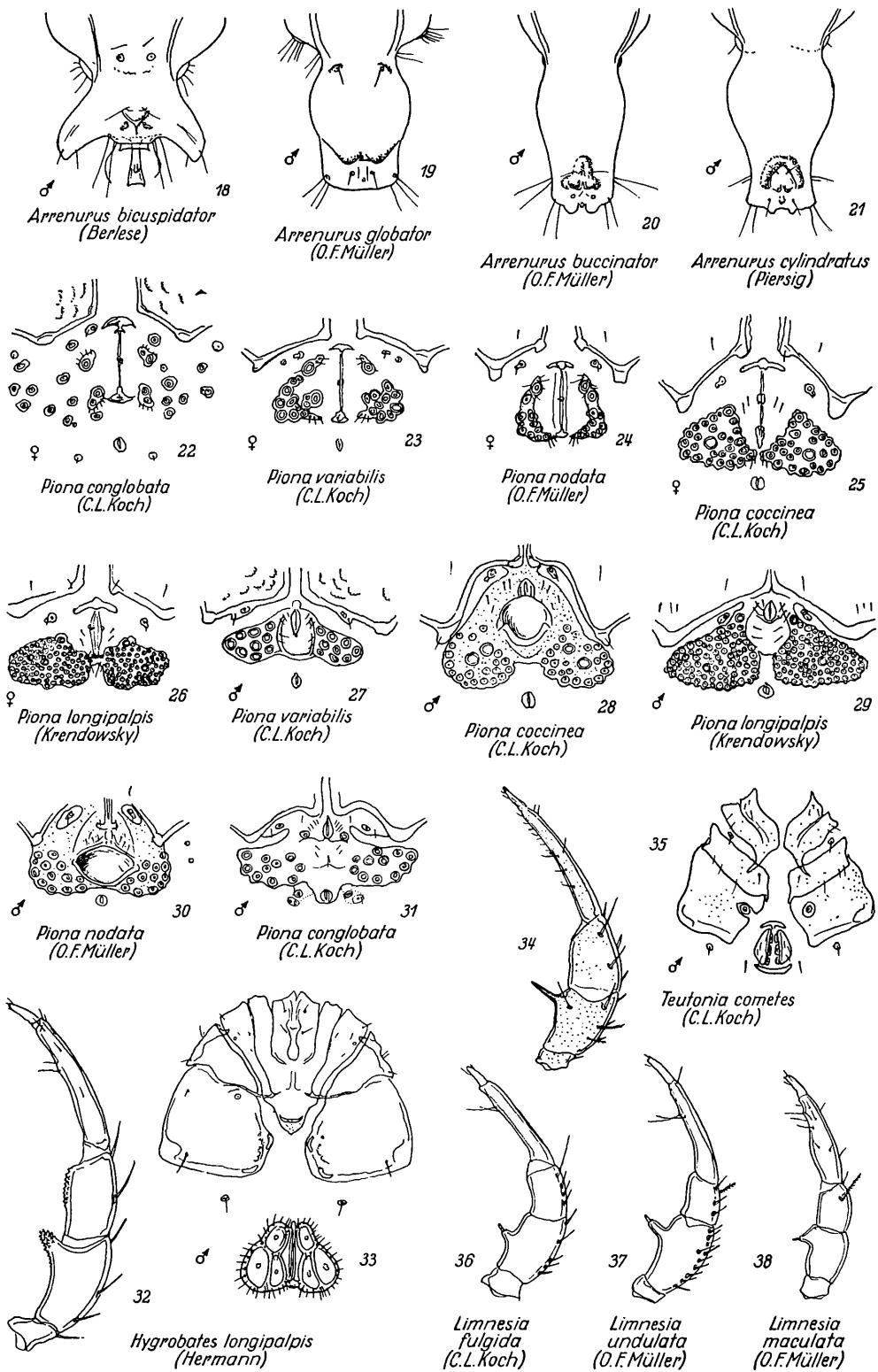
*) Die Geschlechtsöffnung ist annähernd weinblattähnlich geformt (28). Die Napfplattenflügel tragen jederseits ungefähr 25 Näpfe.

Piona coccinea (C. L. Koch) ♂

**) An ein napffreies Mittelfeld mit der mandelkernförmigen Geschlechtsöffnung grenzen rechts und links Napfgruppen mit je mindestens 60 Näpfen flügelartig an (29).

Piona longipalpis (Krendowsky) ♂

b) Die Genitalnapfplatten sind annähernd bis zum unteren Vorsprung der 4. Epimeren mit diesen verbunden (30, 31).



*) Die Geschlechtsöffnung ist als liegendes Oval (Samentasche) ausgebildet (30). Jederseits liegen 8—12 Genitalnäpfe.

Piona nodata (O. F. Müller) ♂

**) Die kleine Genitalöffnung ist mandelkernförmig. Der Exkretionsporus ist meist mit dem Genitalorgan verwachsen. Jederseits liegen etwa 15 Genitalnäpfe (31).

Piona conglobata (C. L. Koch) ♂

V. Am 2. Palpenglied sitzt beugeseits ein auffallender Höcker, Stift oder Kegel,

1. Am Ende des 2. Palpengliedes sitzt ein **stumpfer, mit Chitinzähnchen besetzter Zapfen** (32). Um 2 mm. Gelblich mit schwarzbrauner Fleckung und roten Augen. Ohne Schwimmhaare: kriechend-kletternde Lebensweise (33).

Hygrobates longipalpis (Hermann)

2. Nahe am Ende des 2. Palpengliedes sitzt ein spitz zulaufender, kräftiger Zapfen **ohne eingesenkten Chitinstift** (34). Epimeren 4 mit auffallender Drüse auf Drüsenhof zur Mitte hin gelegen (35). Rötlich gelb, braune Fleckung, Beine bläulich. — Schwimmt sehr schnell.

Teutonia cometes (C. L. Koch)

3. Auf dem 2. Palpenglied ist ein **Chitinstift in einen Zapfen eingesenkt** (36, 37). — Geschickte Schwimmer. In Ausruhstellung an einer Wasserpflanze werden mit dem 4. Beinpaar über dem Rücken Pendelbewegungen ausgeführt, die möglicherweise der Zufuhr sauerstoffreicherem Atemwassers dienen.

a) Chitinstift und Zapfen sind kurz. Ihnen gegenüber sitzen am 2. Palpenglied nur 4 Borsten (36). Rot, um 2 mm.

Limnesia fulgida C. L. Koch

b) Zapfen schlank und länger als der auf ihm sitzende Chitinstift. Ihnen gegenüber sitzen am 2. Palpenglied etwa 10 Borsten (37). Grün-weißlich, grau. Um 2 mm.

Limnesia undulata (O. F. Müller)

c) Auf einem kegelförmigen, breitbasigen Höcker sitzt, nach abwärts gerichtet, ein kleiner Chitinstift (38). Palpe kürzer als bei den übrigen *Limnesia*-Arten. Rot in vielen Abstufungen. Um 2 mm.

Limnesia maculata (O. F. Müller)

4. Auf dem 2. Palpenglied sitzt ein langer, dünner Chitinstift auf einem Wulst (39). Gelbgrün, dunkel gefleckt. Um 1 mm. (40)

Limnesia koenikei Piersig

VI. Am 4. Palpenglied sitzen beugeseits ein oder mehrere Höcker oder Haarzapfen!

1. Auffallend lange Gliedmaßen, schlanke, lange Palpen (41). Epimeren 3 und 4 zu einer annähernd rechteckigen Platte verschmolzen (42). Genitalorgan bis an den hinteren Körperrand gerückt; bei ♀♀ quergeteilt (42).

a) 2, bei Seitenlage gut sichtbare, lange und schlanken Haarzapfen am 4. Palpenglied (41). Bei ♂♂ und ♀♀ jederseits 5 Genitalnäpfe (42). Gelb mit schwarzen Rückenflecken, Gliedmaßen blaugrün oder rot. — Lebt als Larve und Nymphe in Muscheln (*Anodonta, Unio*).

Unionicola figuralis (C. L. Koch)

b) 3 lange und schlanken Haarzapfen (der mittlere ist am längsten) am 4. Palpenglied (43). Bei ♂♂ oder ♀♀ jederseits 6 Genitalnäpfe (44). Gelblich oder grünlich, schwarzbrauner, togaformiger Fleck auf dem Rücken, darin hellgelbes T (Exkretionsorgan durchscheinend!). Gliedmaßen bläulich. — Lebt als Larve oder Nymphe in Schwämmen. Mitunter massenhaftes Auftreten.

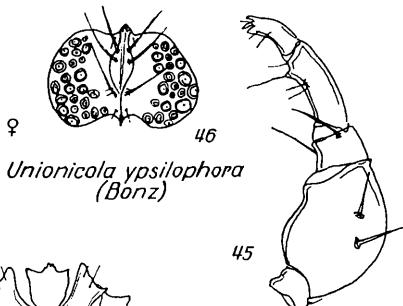
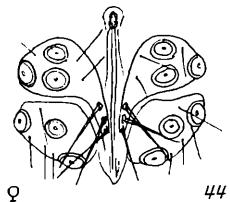
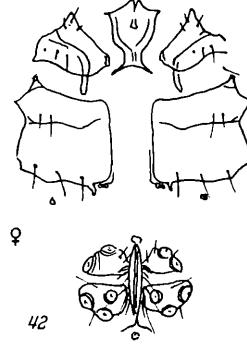
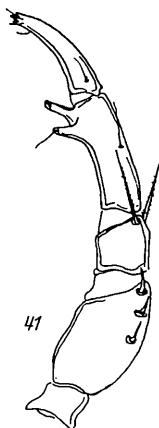
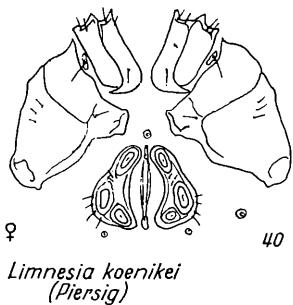
Unionicola crassipes (O. F. Müller)

2. Merkmale wie bei den vorhergehenden Arten (Epimeren wie (42)), doch kürzere Gliedmaßen mit schwach ausgebildeten Schwimmhaaren. Palpen viel kürzer und besonders 2. Palpenglied stark verdickt (45). 4. Palpenglied mit niedrigem Haarhöcker (45). Genitalorgan mit vielen Näpfen (46). Schmutziggelb mit dunklen Flecken. Exkretionsorgan Y-förmig, hellgelb durchscheinend. — Lebt vorwiegend in Anodonten; auch Imagines nur selten freilebend. Kriechende, träge Fortbewegung.

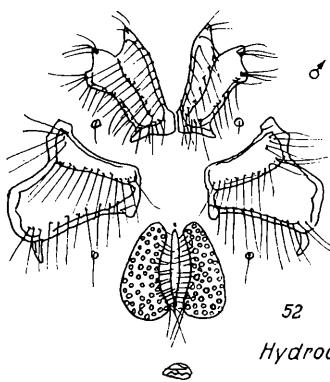
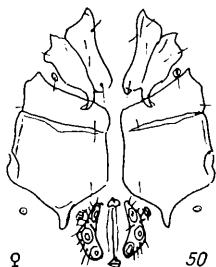
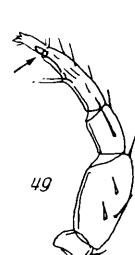
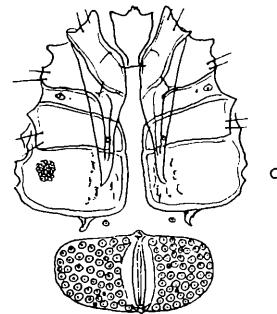
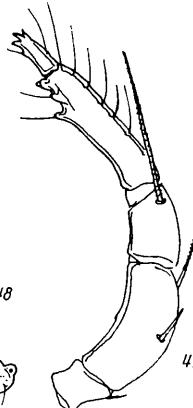
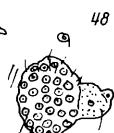
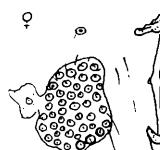
Unionicola ypsiloniphora (Bonz)

3 **kurze**, aber deutlich sichtbare **Haarhöcker** auf dem 4. Palpenglied (47). Bauchseite wird zum großen Teil von den kräftig ausgebildeten Epimeren eingenommen (48). Die 1. und 2. Epimeren ziehen sich als lange Chitingebilde, median tieferliegend, bis zu den 4. Epimerenplatten hin (48). Der untere Rand der 4. Epimeren mithackenförmigem Fortsatz (48). Die großen, elliptischen Genitalplatten erstrecken sich vom Epimerenrand bis zum Körperende (48) und tragen jederseits mindestens 30 kleine Näpfe. Durchscheinend gelb, selten bläulich. Um 1 mm.

Neumania vernalis (O. F. Müller)



Neumania vernalis
(O.F.Müller)



Hydrodroma despiciens
(O.F.Müller)

4. Am Ende des 4. Palpengliedes sitzt auf der zur Körpermitte gewandten Palpenseite zur Mitte zu ein stumpfer Chitinzapfen (49→). Genitalplatten sichelförmig, mit je 3 Genitalnäpfen rechts und links der Genitalleffzen (50). Epimeren 2 mit hakenförmigem, nach außen weisendem Fortsatz. Der Fortsatz am Hinterrand von den Epimeren 4 weist nach hinten (50). Rotbraun mit leuchtend rotem Rückenfleck.

Tiphys ornatus (C. L. Koch) ♀ (♂ vgl.: II, 3.)

5. Das Ende des 4. Palpengliedes setzt sich in einen langen, gebogenen Sporn fort, der mit dem 5. Palpengl. eine schlanke Schere bildet (51). Epimeren in 2er-Gruppen, stark behaart (52). Genitalorgan umgekehrt herzförmig, mit vielen Näpfen (52). Beim ♂ Innenrand der rechten und linken Genitalplatte konkav (52), beim ♀ mehr gerade verlaufend. Rot, um 2 mm. — Eine der häufigsten Wassermilben in stehenden Gewässern. Gleitendes Schwimmen.

Hydrodroma despiciens (O. F. Müller)

(Fortsetzung von S. 1)

schnitte eines Gewässers befängt; dann erhält er viele Arten.

Der mit Wassertieren angereicherte „Fischzug“ soll die Gläser randvoll füllen. Jeder übrigbleibende Luftraum zerreibt auf dem Transport zusammen mit Schlamm und Sand die gefangenen Tiere. Daheim sollen die Wasserproben möglichst sofort in einer flachen Schale ausgesucht werden. Wassermilben sind meist am widerstandsfähigsten von allen Wassertieren und lassen sich durch ihre Schwimmbewegungen leicht erkennen. Mit einer Pipette, deren Saugöffnung etwa 2 mm im Durchmesser haben soll, heben wir die Milben heraus und bringen sie in eine Konservierungsflüssigkeit folgender Zusammensetzung: Glyzerin : Essigessenz (oder Essigsäure) Wasser wie 5:1:3.

Wohl das Schwierigste bei der Bestimmung der Wassermilben ist deren sorgfältige Präparation und diese wieder eine Frage geeigneter Werkzeuge. Vorzüglich eignen sich runde Zahnstocher, in die man einen Minutienstift (Insektenadel Größe 00) einsteckt, zum Anstechen der Wassermilben auf der Bauchseite direkt hinter dem Mundorgan (vgl. Abb. 1). Nun soll durch fortgesetztes Abquetschen des Körperinhalts von hinten nach vorn (zweckmäßigerweise geschieht das mit einer golfschlägerähnlich gebogenen Minutienadel und in Essig, der die Organe auflösen hilft) der Milbenbalg soweit gereinigt werden, daß die Haut transparent erscheint. Stark chitinisierte Tiere weisen fast immer eine dünnere, rund um den Körper laufende Seitenlinie auf, an der sich der Rückenpanzer lostrennen läßt. Beide Hälften reinigt man dann mit einem feinen Pinsel oder einem spitz zugeschnitten Zahnstocher. Überaus wichtig ist es, die Palpen gut sichtbar zu machen: Vom vorher herausgeschobenen Mundorgan läßt sich eine der Palpen mit einer vorne etwas abgewinkelten Nadel vom Grunde abtrennen. Alle Präparationsarbeiten haben in irgendeiner Flüssigkeit zu geschehen, deren Austrocknung zu vermeiden ist. Im

allgemeinen bewahren sich Objektträger mit Hohlschliff. Die Verwendung eines Vergrößerungsgerätes ist nahezu Voraussetzung.

Wer Freude an einer bleibenden Sammlung von Wassermilben hat, wer auch neu hinzukommende Funde immer wieder mit bereits bestimmten Tieren vergleichen möchte, wird den Balg und die abgetrennten Teile einer Wassermilbe in eine langsam erhärtende Konservierungsflüssigkeit unter ein Deckglas bringen. Am besten eignet sich hierzu die „Faure'sche-Mischung“: 60 g glasklare Gummi-arabicum-Stücke werden in 100 g destilliertem Wasser gelöst, in das vorher 50 g Chloralhydrat ($\text{CCl}_3\text{CH}(\text{OH})_2$) verrührt wurden. Nach gründlicher Auflösung beider Substanzen gibt man noch 20 g Glyzerin und einige Tropfen Essigessenz zu. Diese Lösung soll nun zwei Tage stehen und wird anschließend möglichst staubfrei und leider unter großem Verlust durch weitporiges Filterpapier filtriert. Die mit der zähen Flüssigkeit eingeschlossenen Objekte werden mehrere Tage lang möglichst warm gestellt, um eine Verfestigung der Faure'schen-Lösung zu erreichen. Eine genaue Beschriftung der Objektträger über Fundort und Art der eingebetteten Milbe ist selbstverständlich.

Bestimmungswichtige Merkmale sind folgende: 1. die Haut: weichhäutig - ledrig - Chitinpanzer, 2. irgendwelche Chitinplatten oder -leistchen auf dem Rücken nahe dem Vorderrand des Milbenkörpers. Meist sind diese schon an der unbehandelten Milbe zu erkennen und mit einer Nadel abzutasten, 3. Stellung und Umgebung der Augen, die nahe am Stirnrand liegen, 4. Form und Größe der Beinplatten (Epimeren) auf der Bauchseite, 5. Form und Größe der Genitalplatten und -näpfe, auch ihre Lage zu den Epimeren, 6. Gestalt der abgetrennten Palpen, festzustellen bei Vergrößerungen um 300fach (vgl. Abb. 1).

Bei der Benützung der mitgegebenen Skizzen darf nur vollkommene Übereinstimmung mit dem vorliegenden Objekt dazu berechtigen, eine Art sicher festzustellen. Es gibt natürlich weit mehr Wassermilbenarten als hier beschrieben.

milben in Kleingewässern, als hier aufgeführt sind, und es ist durchaus möglich, daß schon bei der ersten Sammelfahrt selteneren Arten erbeutet werden, die dann lieber unbestimmt bleiben oder nur einen

Gattungsnamen erhalten. Nichts soll ein Systematiker mehr verabscheuen als eine oberflächliche Bestimmungsarbeit: aus Liebe zu den Tieren und aus Achtung vor der Wissenschaft.

Für eingehendere Bestimmung aller mitteleuropäischen Wassermilben sei empfohlen:
 VIETS, K.: in „Die Tierwelt Deutschlands“, herausgegeben von F. DAHL, 31. Teil, Spinnentiere, VII: Wassermilben oder Hydracarina I, II, Jena 1936.
 LUNDBLAD, O.: Zur Kenntnis süd- und mitteleuropäischer Hydrachnellen, Arkiv für Zoologie, Band 10, Hälften 1—3; Stockholm 1957.

Die Hefe im biologischen Geschehen

Von Hermann Barthelmes

Wohl keine anderen Mikroorganismen sind so bekannt und wurden von alters her so alltäglich von den Menschen benutzt wie die Hefen. Wie aus entzifferten Keilschrift-Tafeln der Babylonier hervorgeht, fand schon vor 7000 Jahren die Hefe für Brauzwecke Verwendung. Vor 5000 Jahren bestand das Brauwesen bereits als Großgewerbe. Am interessantesten war aber die Feststellung, daß die Babylonier das Keilschriftzeichen für „Bier“ gleichzeitig als symbolischen Ausdruck für „Leben“ benutzten.

Nach dem heute gültigen System werden die Hefen den Pilzen zugeordnet. Sie gehören der Gruppe der Schlauchpilze oder Ascomyceten an und sollen rückgebildete Formen darstellen. Die Hefen werden in zahlreiche Arten und Rassen aufgegliedert. Der gleichen Gruppe ist auch der Pinselschimmel (*Penicillium*) zugeteilt.

Die Hefezelle misst etwa 7/1000 Millimeter und ist meist eiförmig. Ihr Bau ist scheinbar sehr einfach. Die Zellwand umschließt das mehr oder weniger durchsichtige Plasma, den Zellkern und die Vakuole. Als weitere Einschlüsse kommen vor die Granula und die Mitochondrien. Den Bau der Hefezelle hielt man für so primitiv, daß ihr sogar der Zellkern abgesprochen wurde.

Zu ganz anderen Ergebnissen gelangte die Forschung, welche sich mit den biologischen Leistungen der Hefe beschäftigte. Auf Grund ihrer Lebensweise stellen die Hefen fakultativ anaerobe Organismen dar, die ihren Stoffwechsel je nach dem zur Verfügung stehenden Sauerstoff auf Atmung oder auf alkoholische Gärung einstellen.

Bei dem Gärungsstoffwechsel werden Monosaccharide (Einfachzucker: $C_6 H_{12} O_6$) durch einen komplizierten chemischen Abbau zerlegt in Aethylalkohol und in Kohlendioxyd. Das Gärungsgewerbe bedient sich dieser Eigenschaft zur Herstellung alkoholischer Getränke, während für Backzwecke die von der Hefe erzeugten Kohlen-

säure zum Treiben des Teiges verwendet wird.

In Deutschland sind im Jahre 1933 mehr als 300 000 Doppelzentner Backhefe gezüchtet und verbraucht worden. Diese Menge beweist, daß die winzige Hefezelle über große Wachstumsenergien verfügen muß. Die Vermehrung der Hefe erfolgt bekanntlich durch Sprossung. Bei Nahrungsangebot setzt meist Sporenbildung ein. Diese Eigenschaft ermöglicht der Hefe, ungünstige Lebensverhältnisse zu überdauern.

Bei Betrachtung der technischen Hefeerzeugung nach dem Waldhof-Verfahren erscheint das Wuchsvermögen geradezu unfaßbar. 1937 fielen in der Zellstoff-Industrie 200 000 Tonnen Pentosen (Zucker aus fünf Kohlenstoffatomen: $C_5 H_{10} O_5$) aus dem verarbeiteten Buchenholz und weitere 40 000 Tonnen Pentosen aus Nadelhölzern an. Dieser in den Sulfitablauen enthaltene Holzzucker war weder für Ernährungs- oder Futterzwecke noch zur Alkoholgewinnung verwendbar. Man konnte ihn nur zur Hefezüchtung im größten Maßstab benutzen. Als Zuchthefe diente *Torula utilis*, eine Wildhefe. Sie zerlegt zuerst die Pentosen zu einfacheren Kohlenstoff-Verbindungen und baut aus denselben die Zellulosen ihrer Zellwände sowie die Aminosäuren des Eiweißes auf. Für diesen Aufbau benötigt die Hefe wie jede andere Pflanze zusätzliche Aufbaustoffe, so Kalium, Magnesium, Phosphor und Stickstoff bis zu 25 % des zu erzeugenden Hefegewichtes.

Von einem Kilogramm Hefe ausgehend, kann auf diese Weise die Hefe-Masse in vier Stunden verdoppelt werden; sie hat sich nach Ablauf eines Tages auf 64 kg vermehrt. In drei Tagen ergäbe diese Hefe-Produktion 262 000 kg.

Solche Leistungen setzen eine Vielfalt von Wirkstoffen voraus und man kann, um mit den Worten eines Arztes zu reden, schon ein ganzes Leben studieren, um dem gerecht zu werden, was alles in der Hefe steckt. Am treffendsten brachte das Kol-

LATH in einem einzigen Satz zum Ausdruck:

„Die Hefen sind richtige Mikrokosmen, denn nicht nur sämtliche Eiweißarten, sondern auch wohl fast alle Vitamine, Atmungskatalysatoren und Farbstoffe sowie Fermente sind in ihnen nachweisbar.“

Somit stellt die Hefezelle einen hochentwickelten Organismus dar, der in der Lage ist, recht unterschiedliche biologische Reaktionen zu vollziehen. BOAS bezeichnete diesen Mikrokosmos Hefe in seiner „Dynamischen Botanik“ als Universalmodell für Zellversuche.

Über einige solcher Versuche soll nun berichtet werden. So testete FAHRENKAMP herzwirksame Arzneimittel durch Verwendung von Hefe. Diese Versuche werden in Tröpfchen-Kulturen unter mikroskopischer Kontrolle durchgeführt. Hier soll nur kurz



Abb. 1: Agglutination der Bakterien

der Einfluß verschiedener pharmazeutischer Aufbereitungen des roten Fingershutes (*Digitalis purpurea*) auf das Wachstum der Hefezelle untersucht werden.

Als Nährlösung dienten:

- 1000 ccm Brunnenwasser
- 100 Gramm Traubenzucker
- 10 Gramm Ammoniumnitrat
- 0,5 Gramm Kalziumphosphat
- 5 Gramm saures Kaliumphosphat
- 2,5 Gramm Magnesiumsulfat

Zu je 5 ccm dieser Lösung wurden zugefügt:

1. Kontrollversuch (Leerversuch) 0,0 ccm
2. Digipurat 0,1 ccm
3. *Digitalis purpurea* (Urtinktur) 0,1 ccm
4. Digitalysat 0,1 ccm
5. *Digitalis purpurea* (Frischpflanzenpressung) 0,1 ccm

Nach Ablauf von 42 Stunden wurde in den fünf Ansätzen eine Vermehrung der Hefezellen wie folgt ermittelt:

1. Kontrollversuch (Leerversuch)	Wachstumsfaktor	1 x
2. Digipurat	Wachstumsfaktor	1,6 x
3. <i>Digitalis purpurea</i> (Urtinktur)	Wachstumsfaktor	2,5 x
4. Digitalysat	Wachstumsfaktor	24,0 x
5. <i>Digitalis purpurea</i> (Frischpflanzen- pressung)	Wachstumsfaktor	135,9 x

Die Faktoren sind nun keinesfalls durch eine unterschiedliche Güte der verwendeten Präparate bedingt. Vielmehr gibt nach FAHRENKAMP dieser biologische Text Auskunft darüber, ob für das geprüfte Präparat eine Breiten- oder Spitzenwirkung ermittelt wurde. Je nach dem Ausfall ist das eine Präparat für diese, das andere für jene Erkrankung vorzuziehen. Die verschiedenartige Auswirkung auf das Wachstum der Hefezellen ist so zu erklären, daß Digipurat — wie der Name schon sagt — nur den herzwirksamen Faktor enthält, während bei der Frischpflanzenpressung die gesamten sogenannten Ballaststoffe mit enthalten sind.

Schon seit langer Zeit befassen sich Volksheilkunde und praktische Medizin mit den wechselseitigen Beziehungen zwischen Hefen und Bakterien. Was auf diesem Gebiet bekannt ist, beruht auf praktischen Erfahrungen. So auch das Wissen über die proteolytischen Fermente der Bierhefe, die unter bestimmten Bedingungen Bakterien auflösen sollen. Bei Versuchen im Reagenzglas unter natürlichen Bedingungen sind die Hefezellen keine Gegenspieler der Bakterien, stellte SCHILLER fest. Hingegen entsteht ein Existenzkampf unter bestimmten Bedingungen, die auch künstlich geschaffen werden können. Unter solchen Umständen fallen die Bakterien der Hefe zum Opfer.

Auf der Suche nach stickstoffhaltigen Substanzen ist die Bierhefe fähig, lebende Bakterien anzugreifen und sie als Nahrung zu „verdauen“. So werden in einer zuckerhaltigen, aber stickstoff-freien Nährösung Gram-positive wie auch Gram-negative lebende Bakterien verdaut. So unter anderen: Staphylokokken, Typhus-Bakterien, Paratyphus- und Dysenterie-Bakterien, Cholera-Vibrionen und sogar Tb-Bakterien. Die Verdauung geschieht so, daß die Hefe bakteriolytische Substanzen in die Zuckerlösung ausscheidet. Ein Teil dieser bakteriolytischen Substanz könnte auch der Autolyse von Hefezellen entstammen. Besonders interessant war die Feststellung, daß die Hefe bei der Verdauung von lebenden Tb-Bakterien auch Fermente erzeugte, die unter normalen Lebensbedingungen nie auftreten. Nachstehend werden einige Versuche beschrieben, die selbstverständlich auch mit nicht-pathogenen Bakterien durchführbar sind.

Versuch 1

Benutzt wird eine 1/2—2 %ige Rohrzucker- oder Traubenzucker-Lösung in destilliertem Wasser. Ein Reagenzglas dieser Lösung wird mit einer Öse Bierhefe und mit 1/2 Öse Bakterien beimpft. Zusatz von einigen Tropfen Bouillon aktiviert den Prozeß. Die Bakterien werden restlos aufgelöst und verdaut. Bei eigenen Versuchen stellte ich fest, daß mit diesem Verfahren von Natur aus bakteriell infizierte Hefe wieder in bakterienfreie Hefe umgezüchtet werden kann.

Versuch 2

Verwendet wird 1/2—2 %iger Traubenzucker-Agar ohne jeden Zusatz. In einigen Tropfen Traubenzucker-Bouillon schwemmt man eine Öse Bierhefe und 1/2 Öse Bakterien auf und bestreicht damit die Traubenzucker-Agar-Platte.

Mikroskopische Präparate zeigen schon nach 12 Stunden bei Methylenblau-Färbung Hefen mit zahlreichen Vakuolen, in deren Innerem Körnchen eingeschlossen sind. Kontrollhefen zeigen diese Körnchen nicht, sie haben auch weniger Vakuolen. Bei dieser Versuchsanordnung sind die Bakterien meistens schon innerhalb 24 Stunden oder früher restlos aufgelöst. Bei meinen Versuchen konnte ich die Körnchen ungefärbt mittels des Phasenkontrastverfahrens feststellen.

Bei dem Zerfall von Gram-positiven Bakterien zeigen sich zuerst Agglutinationerscheinungen und die Bakterien verlieren ihre Färbbarkeit nach Gram. Die einzelnen Formen quellen stark auf und bilden schließlich eine amorphe Masse.

Die Gram-negativen Bakterien verlieren ihre Beweglichkeit, quellen auf und sind durch Fuchsin nicht mehr färbbar. Bald ist gänzliche Auflösung erfolgt. Manche Stämme zerfallen in kleine, noch färbbare Körnchen, die dann ebenfalls völlig verschwinden.

SCHILLER, der auch Versuche mit Tb-Bakterien durchführte, bemerkte, daß auch in diesem Fall bakteriolytische Substanz in die Saccharose-Lösung übergeht. Wird diese Lösung, in welcher die Vernichtung der Tb-Bakterien erfolgte, durch Zentrifugieren von der Hefe befreit, dann zeigt die Lösung für sich allein ein starkes Auflösungsvermögen gegenüber Tb-Bakterien. Fügt man nämlich dieser Lösung 0,01 mg Tb-Bakterien durch Aufschwemmen bei, so beginnt schon nach zwei Minuten die Auflösung.

Die bakteriolytische Substanz ist nach SCHILLER auch in Bouillon und im Bluts serum des Menschen wirksam. Sie ist ther mostabil und wird bei 58 ° C zerstört.

Diese bakteriolytische Substanz muß daher verschiedene Fermente enthalten, wel-

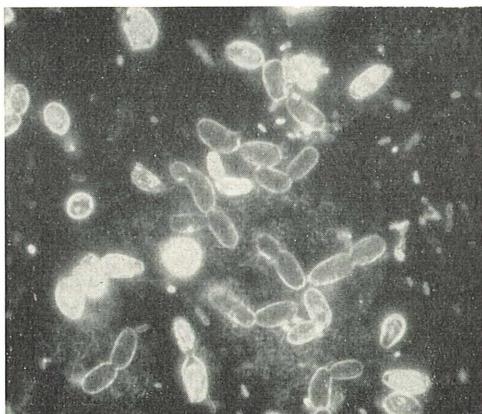


Abb. 2: Einsetzende Bakteriolysē und beginnende Sprossung der Hefe

che Eiweiß, Zellulose, Hemizellulose und Wachs aufzulösen vermögen.

Versuch 3

Wird Bienenwachs in einer Petri-Schale oberflächlich mit bakteriolytischer Substanz in Verbindung gebracht und 24 Stunden bei 37 ° C gehalten, so zeigt die Wachsoberfläche Veränderungen. Die glatte Oberfläche ist durch viele kleine Löcher rau geworden und es haben sich größere Vertiefungen gebildet. —

Verwandte SCHILLER für seine antagonistischen Versuche die seit langer Zeit von den Menschen kultivierte Bierhefe, so benutzt PROTTI sogenannte Wildhefen, und zwar Hefen der Mispel und andere Rassen.

Diese Hefen erwiesen sich als Antagonisten gegenüber bösartigen Tumorzellen. Wurden diese Zellen in Suspensionen eingebracht, so erlitten sie schwere Schä

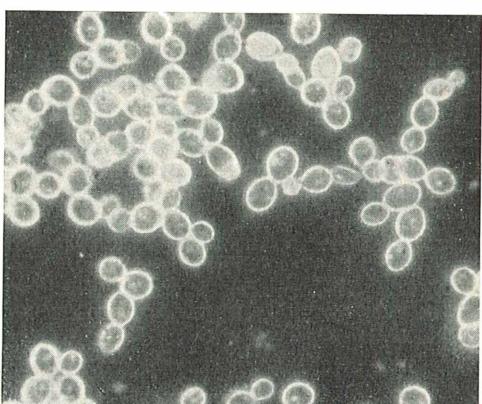


Abb. 3: Entstandene Sproßverbände der Hefe nach Vernichtung der Bakterien

den, wenn sie mit Suspensionen von Hefen der genannten Arten gemischt wurden. Diese zerstörende Wirkung konnte aber nur neoplastischen Zellen gegenüber beobachtet werden, nie dagegen bei normalen Zellen.

Versuche mit Gewebe-Kulturen zeigten bei Hefezusatz eine Auflösung der Explantate. Hingegen ließen normale Gewebe-Kulturen keinerlei Hefe-Einwirkungen erkennen.

Obwohl vielen Freunden des „Mikrokosmos“ solche Versuche nicht zugänglich sind, dürften diese Ausführungen doch von Interesse für sie sein. Zeigen sie doch den pflanzlichen Einzeller „Hefe“ nunmehr bei Betrachtung unter dem Mikroskop in einem ganz anderen Licht, zeigen sie doch, daß das Leben auch in seiner kleinsten Mani-

festation zu den erstaunlichsten Äußerungen und Leistungen fähig ist.

Literaturhinweise

1. FAHRENKAMP: Vom Aufbau und Abbau des Lebendigen, III. Teil, Stuttgart 1943.
2. KOLLATH, W.: Lehrbuch der Hygiene, Leipzig 1947.
3. MÜLLER, R.: Lehrbuch der Hygiene, Teil II, Med. Mikrobiologie, München/Berlin 1939.
4. PROTTO: Antagonistische Wirkungen der Hefe auf Krebsgeschwülste. Festschrift der Wissenschaftlichen Station für Brauerei, München, Oktober 1951.
5. SCHILLER, J.: Über erzwungene Antagonisten, Zentralblatt für Bakteriologie, Band 92/1924 und 96/1925.
6. SCHMIDT, E.: Nährhefe aus den Zuckern des Buchenholzes, „Die Umschau“, 48, Heft 2, 1944.
7. SCHWARTZ, W.: Grundriß der Allgemeinen Mikrobiologie, Sammlung Göschen, Band 1155 und 1157, Berlin 1949.

Ein Liebhaber-Kursus über Plankton

Erfahrungen und Ergebnisse

Von H. Caspers und D. Rühmann, Hamburg

Seit 1946 werden in Hamburg von der Hydrobiologischen Abteilung des Zoologischen Staatsinstitutes und Museums im Rahmen der „Mikrobiologischen Vereinigung“ Planktonkurse durchgeführt, die gleichzeitig zum Veranstaltungsprogramm der Hamburger Volkshochschule gehören. Der Vorteil dabei ist, daß in dieser zum Naturwissenschaftlichen Verein gehörenden Vereinigung seit langem ein Kreis von Interessenten zusammengesetzt ist, der ganz universell Freude am Mikroskopieren hat. Aus ihm war leicht eine Gruppe zusammenzustellen, die sich spezieller mit der Kleinlebewelt der Gewässer befassen wollte. Es war wichtig, dieser Gruppe einen gewissen Mittelpunkt ihrer Tätigkeit zu geben, wofür sich — auch auf Grund einer langen Tradition (1) — die Hydrobiologische Abteilung anbot. Es bestand so die Möglichkeit einer Ergänzung, indem den Kursteilnehmern die Erfahrungen und Ergebnisse der Institutsabteilung zugute kamen und andererseits die Liebhaber manche Befunde heranbrachten, die wieder für eine wissenschaftliche Auswertung von Nutzen sein konnten.

Es erwies sich als nützlich, die Gruppe an die Volkshochschule anzuschließen, innerhalb derer solche „Arbeitskreise“ besonders gepflegt werden: Gerade im naturwissenschaftlichen Bereich erscheint es wesentlich, von der eigenen Anschauung auszugehen und dann allgemeinere Probleme zu besprechen; besonders in der Biologie besteht sonst die Gefahr eines von Kenntnis ungetrübten Geschwätzes. Die Führung der Gruppe als Arbeitskreis der Volkshochschule hat den Vorteil, daß

weitere Liebhaber auf Grund des verbreiteten Vorlesungsverzeichnisses auf diese Möglichkeit hingewiesen werden und so vor allem auch jüngere Interessenten zu gewinnen sind. Andererseits muß eine solche Gruppe aber klein gehalten werden, einmal wegen der Übersichtlichkeit, zum anderen wegen der Raum- und Instrumentenfrage; optimal ist die Zahl von 12–15 Teilnehmern (auf keinen Fall mehr).

Viele Teilnehmer haben ein eigenes Mikroskop. Jenen, die sich ein solches neu anschaffen wollen, wird geraten, sich gleich ein größeres Instrument zu kaufen, und zwar im Hinblick auf die Kosten mit ausbaufähigem Stativ und schwacher Optik beginnend. Man muß andererseits manchen Anfängern erst den Aberglauben nehmen, daß nur ein sehr großes und teures Mikroskop brauchbare Arbeitsmöglichkeit bietet. Die Teilnehmer sehen in der Hydrobiologischen Abteilung die speziellen optischen Möglichkeiten (wie Phasenkontrast-Einrichtung, umgekehrtes Planktonmikroskop usw.), aber für ihre eigene Arbeit ist ein mittleres Mikroskop durchaus ausreichend. Ganz neu hinzutretenden Teilnehmern wird geraten, zunächst einige Monate mitzumachen und sich so zu prüfen, ob dieses Gebiet für sie auf die Dauer von Interesse ist; erst dann sollte der Kauf eines eigenen Mikroskopes überlegt werden. Überhaupt gibt eine solche Arbeitsgruppe die Möglichkeit der Selbstüberprüfung, wieweit man „bei der Stange bleiben“ will und kann: Nicht wenige haben Interesse, werden dann aber durch die sonstigen Beanspruchungen gebremst. Der Kursleiter muß hier rechtzeitig sieben,

um die Gruppe und damit ihr Arbeitsziel nicht zu belasten.

Erstes Ziel einer solchen Arbeitsgemeinschaft muß eine Erweiterung der systematischen Grundkenntnisse für die Beurteilung der Planktonfänge sein. Die Literatur der Abteilung steht zur Verfügung. Hierbei ist aber eine grundsätzliche Frage anzuschneiden: Bis zu welcher Genauigkeit ist es einer solchen Liehabergruppe zulässig, die Bestimmung von z. B. Diatomeen, Flagellaten oder Copepoden durchzuführen? Daß diese Determination bei planktischen Rotatorien in der Regel bis zur Art verhältnismäßig leicht möglich ist, im Gegensatz zu den genannten Gruppen, erweist schon, daß hier beträchtliche Unterschiede vom Material her bestehen. Weiterhin aber differieren natürlich auch die Interessen der Teilnehmer, von denen immer einige mehr zur „Gemüts- und Augenergötzung“ durch das Mikroskop schauen, wogegen andere sich auf eine Gruppe beschränken und hier natürlich schnell speziellere Kenntnisse erwerben. Es kann aber nicht Aufgabe einer solchen Arbeitsgemeinschaft sein, derartige Neigungen so voranzutreiben, daß wirkliche Spezialisten dadurch geschaffen werden; nehmen solche teil, um so besser für die Gesamtgruppe. Es wird aber immer Wert darauf gelegt, daß auch jeder das Gesamtplankton sieht. — Manches ist auch abhängig von der Möglichkeit der eigenen Beschaffung von Bestimmungsbüchern und von deren Qualität. Die üblichen Plankton-Einführungen genügen natürlich schnell nicht mehr, und die speziellen Bestimmungswerke stehen in der Regel nur in einem Exemplar zur Verfügung; die Teilnehmer helfen sich vielfach durch Photokopien, für die Sammelbestellungen verbilligend sind.

Manche Teilnehmer schwärmen davon, die Plankter zu photographieren. Es wird aber Wert darauf gelegt, daß die Formen selbst gezeichnet werden und sich so allmählich jeder einen eigenen Katalog anlegt mit den handschriftlichen Zusätzen aus den Bestimmungswerken über Merkmale, Verbreitung usw. und den Notizen der eigenen Beobachtung. Es ist bemerkenswert, was auch solche, die sich für „zeichnerisch völlig unbegabt“ halten, hier allmählich schaffen!

Sehr zu betonen ist, daß gerade auch bei einer solchen Liehabergruppe der größte Wert auf exakte Bestimmung gelegt werden muß: In allen Zweifelsfällen sind die Teilnehmer gehalten, nur die Gattung zu benennen und höchstens die Art-Vermutung mit ? auszudrücken. Es wird immer wieder demonstriert, wie leicht einführende Bestimmungsbücher, in denen innerhalb einer Gattung 1—2 Arten als Beispiele angegeben sind, dazu verführen,

diese der gefundenen Form zuzuschreiben. (Es wäre wirklich ratsamer, in Bestimmungsbüchern, die nicht den ganzen Artenumfang aufnehmen können, immer nur die Determination bis zur Gattung anzuführen; man darf ein Buch nicht mehr strapazieren, als seiner Aufgabe gemäß ist.)

Als durchaus das beste Verfahren erwies es sich, ganz neu hinzukommende Teilnehmer einfach mitmachen zu lassen, ohne sie erst etwa theoretisch vorzubereiten. Sie schauen sich das Plankton an, sehen beim Nachbarn, was er notiert und zeichnet, fragen viel — und so geht es schnell vorwärts: wenn das Interesse bleibt.

Es erwies sich in dem Hamburger Beispiel bald als vorteilhaft, über die reine Formenkenntnis hinaus zu einer Mengenschätzung des Gesamtplanktons und seiner wichtigeren Anteile im Jahreswechsel zu kommen. Hierbei wurde zunächst eine regional verstreutere Bearbeitung verschiedener Gewässer des Hamburger Gebietes (Stadtbezirk, Landgebiet, Elbe) versucht: Der Vorteil war einereichere Artenliste, die mit den Gewässereigentümlichkeiten in Beziehung gesetzt werden konnte. Diese Möglichkeit einer erweiterten limnologischen Analyse wurde jedoch — wie sich bald erwies — erkauft mit einer zwangswiseen, durch die Zersplitterung sich ergebenden Ungenauigkeit, die über eine laienhafte Erfassung nicht hinauskam. Es muß ja bedacht werden, daß ein solcher Kursus nur in 8- oder 14tägigem Abstand abends stattfinden kann und nur wenige Teilnehmer sonst noch Zeit für eine eigene Weiterführung der Beobachtung erübrigen können; auch die Gefahr einer Überforderung — persönlich und im Hinblick auf die Familie — ist zu bedenken.

Wesentlich besser hat sich bewährt, ein Gewässer auszuwählen und dessen Planktonentwicklung in dem möglichen Zeitabstand im Jahreszyklus zu verfolgen. Die Teilnehmer werden dabei schneller mit der begrenzteren Zahl der Planktonformen vertraut (im Rahmen der überhaupt möglichen systematischen Analyse); an jedem Abend kann die Einarbeitung fortgesetzt werden. Und so ist für alle Teilnehmer, so unterschiedlich sie im Grad ihrer Kenntnisse sind, ein zu verfolgender Fortschritt im Umfang ihrer Gattungs- und Artenliste zu bemerken; so manche „gute alte Bekannte“ unter den Planktonformen werden auch dem Anfänger bald vertraut sein, so daß er sich weiteren Arten zuwenden kann.

Von Nutzen erscheint darüber hinaus eine quantitative Schätzung des Anteils der einzelnen Plankter, durch die ein Einblick in ihren Zyklus zu erhalten ist. Es ist klar, daß keine exakte Planktonzählung angestrebt werden kann, für die ohnehin

in dem erforderlichen Umfang die apparative Möglichkeit fehlt. Ein immerhin brauchbarer Einblick in die saisonalen Schwankungen ist durch eine Schätzung zwischen den Zahlenwerten + — 4 zu gewinnen = festgestellt (+), gelegentlich (1), wiederholt (2), häufig (3) und massenhaft (4). Die Schätzungen sind dann durch parallele Zählungen der Hydrobiologischen Abteilung mit dem „Umgekehrten Mikroskop“ zu kontrollieren.

Für den Gebrauch bei den Kursen wurden Vordrucke vervielfältigt, in welche jeder Teilnehmer seine festgestellten Formen und ihre Häufigkeit einzutragen hat, wobei ihm ihre systematische Gruppierung immer wieder vor Augen tritt (der Raum hinter einer Gruppenüberschrift variiert nach dem durchschnittlichen Artenbestand; die Tabelle ist auf zwei DIN-A-4-Seiten ausgedehnt):

Gewässer	Tag	pH	t°
Bacteria:	Eugleninae:		
Fungi:			
Cyanophyceae:	Diatomeae/Centrales:		
Chrysophyceae:			
Farblose Flagellaten:			
Cryptophyceae:	Diatomeae/Pennales:		
Chloromonadinae:			
Heterocontae:			
Peridineae:			
Conjugatae:	Rotatoria:		
Chlorophyceae:			
Rhizopoda:	Phyllopoda:		
Infusoria:			
Suctorria:	Copepoda:		

Bisher in dieser Weise bearbeitet wurden ein Hafenkanal (Hamburger Zollkanal) und die Elbe (St.-Pauli-Landungsbrücken); über den Ertrag dieser Arbeit wurde im Mikrokosmos berichtet (3, 4). Zur Zeit wird ein Stadtkanal (Isebekkanal) entsprechend untersucht.

Ein besonderer Vorteil in Hamburg ist, daß diese Liebhäber-Ergebnisse zu vergleichen sind mit eingehenden wissenschaftlichen Planktonarbeiten der Hydrobiologischen Abteilung, bei denen natürlich der ganze Umfang der Flora und Fauna mit quantitativen Methoden (Umgekehrtes Mikroskop) erfaßt wird. Es mag von Interesse sein, zu vergleichen, welchen Anteil die Artenliste (bzw. Gattungen) des Liebhäberkreises an der kompletten Planktonanalyse hat (die Zahlen der Hydrobiologischen Abteilung stellen Minimalsummen dar = Ausschaltung aller nur als Schalen belegter Diatomeen, unbestimmbare Rotatorien u. a.):

	Elbe	Isebekkanal		
	Ag.	H.-A.	Ag.	H.-A.
Bacteria	2	5	—	6
Fungi	—	2	—	2
Cyanophyceae	5	17	3	7
Chrysophyceae	4	11	7	11
Farbl. Flagell.	2	13	1	8
Cryptophyceae	—	5	1	5
Heterocontae	1	1	1	1
Peridineae	1	4	1	3
Eugleninae	1	8	3	7
Diatomeae/Centr.	8	15	10	10
Diatomeae/Pennal.	18	170	10	26
Conjugatae	4	12	5	8
Chlorophyceae	15	46	15	28
Rhizopoda	3	13	3	7
Infusoria	7	64	9	22
Suctorria	1	8	—	2
Rotatoria	24	60	23	41
Phyllopoda	3	28	4	12
Copepoda	3	13	3	5

Der Kurs wird ergänzt durch Vorweisen an den Spezialinstrumenten; chemische Methoden der Wasseranalyse werden demonstriert. Vor allem im Winter, wenn das Plankton ärmer ist, kommen zusätzlich zur mikroskopischen Untersuchung allgemeine planktologische Themen zur Behandlung; hier können die systematischen Gruppierungen der Formen dargestellt werden; biologisch-ökologische Hinweise schließen sich an: Biologie der Cladoceren und Rotatorien, Typisierung einzelner Plankter in Abwasserstufen, die Eutrophierung der Gewässer in ihrer planktologischen Auswirkung — und so weiter. Ferner ist hier Gelegenheit, auf grundsätzliche biologische Fragen einzugehen, wie z. B. den Artbegriff. Und damit öffnet sich das Feld der Evolutionsfragen; die Teilnehmer werden angeregt, sich selbst mit solchen Problemen zu befassen — aber eben: sie gehen aus von ihren eigenen Beobachtungen und werden bei der Erörterung der größeren biologischen Probleme vorsichtiger als dies sonst bei Laien der Fall ist, die oft gern theoretisieren und philosophieren, ohne die „Vokabeln“ dafür zu haben in Form eigener Tatsachenkenntnisse. Solch einen Ausgangspunkt gibt ja jede biologische Beschäftigung — das Mikroskopieren von Plankton erscheint dabei als eine der liebenswürdigsten.

Der Bericht über die Erfahrungen des Hamburger Planktonkreises sollte anregend sein für die Gründung ähnlicher Gruppen in anderen Städten; er sollte warnen vor zu hochgespannten Zielen, sollte aber andererseits zeigen, wie durch eine bewußte Beschränkung der Themenwahl Ergebnisse zu erzielen sind, die den Liebhäber befriedigen und auch für die Forschung Beiträge zu liefern in der Lage sind. In einem solchen Arbeitskreis werden

die Liebhaber zusammengefaßt, der einzelne tritt aus seiner Isolierung heraus, die manchmal auch eine gewisse Verbohrung darstellen kann; er bekommt aus der Diskussion Anregungen und vermag sich selbst zu korrigieren. Und vor allem werden junge Nachwuchs-Liebhaber gewonnen und weitergeführt, was gerade in unserer Zeit ein notwendiges Bestreben sein muß.

Anschriften der Verfasser

Professor Dr. H. Caspers, Zoologisches Staatsinstitut, Hamburg 13, Bornplatz 5.

D. Rühmann, Hamburg - Wandsbeck
Asterstraße 15.

Literatur:

- MESCHKAT, A. und D. RÜHMANN, 1937: Das Oberflächenplankton der Alster. Abh. und Verh. Naturw. Ver. Hamburg, NF 1.
- RÜHMANN, D., 1948: Plankton-Untersuchungen im Dienste faunistisch-floristischer Heimatforschung (Methodik und Ergebnisse einer Gemeinschaftsarbeit). Mikrokosmos 38 3.
- , 1955: Das Plankton eines Hamburger Hafenkanals. (Über das Ergebnis einer Gemeinschaftsarbeit der Planktonarbeitsgruppe der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg). Mikrokosmos 44 10.
- , 1957: Planktonuntersuchungen der Hamburger Arbeitsgruppe (Bericht und Diskussion). Mikrokosmos 46 6.

Räderterre als Kiemenhöhlenbewohner des Flußkrebses und seiner Verwandten

Von Kurt Wulfert, Bad Lauchstädt

Räderterre sind allgegenwärtig. In Menge bevölkern sie alle stehenden und fließen den Gewässer. Sie leben in Torfmooren, in sumpfigen Wiesen, in der Streu der Laub- und Nadelwälder, in Moospolstern, in den Spalten des Ackerbodens, in feuchtem Dünger, in Dachrinnen und Wasserfächern. Man trifft sie sowohl in Quellen mit hohem Kalkgehalt als auch in Sol- und Schwefelquellen, in 50 Grad warmen Sprudeln wie in 300 m tiefen Wasseradern an. Als Einsiedler hausen sie in den offenen Zellen von *Sphagnum* und in den Bechern von *Frullania*; als Parasiten schmarotzen sie in den Gallen der *Vaucheria*-Alge und in *Volvox*-Kugeln. Es ist deshalb kaum überraschend, zu hören, daß sich einige von ihnen auch die Kiemenhöhlen der Flußkrebse und ihrer Verwandten zum Wohnsitz erkoren haben.

Auf den ersten Blick erscheint dieser dunkle Wohnort als denkbar ungeeignet;

denn das ständig durchströmende Atemwasser und die Bewegung der Kiemen müßten seinen Bewohnern den Aufenthalt hinlänglich verleiden. Allerdings ist es erstaunlich, was Räderterre an Störungen ertragen können. Da schleppen Daphnien, Flohkrebse und Wasserasseln die angehefteten Gäste durch dick und dünn, durch Pflanzengewirr und Tiergewimmel, und doch verlassen sie ihr Reittier nicht und rädern lustig weiter. Nervöse Ungeduld scheint ihnen fremd zu sein.

Nun bieten sich den Bewohnern der Kiemenhöhlen neben einigen Nachteilen auch genügend Vorteile: in der Geborgenheit ihres Aufenthaltes leben sie unangefochten von Gefahren und Angreifern. Das durchströmende Atemwasser trägt ihnen den begehrten Sauerstoff und die Nahrung zu, die aus Plankton und Detritus besteht. Dazu kommen als Futter für sie in Betracht: Überreste des Epithels, Schleim aus den

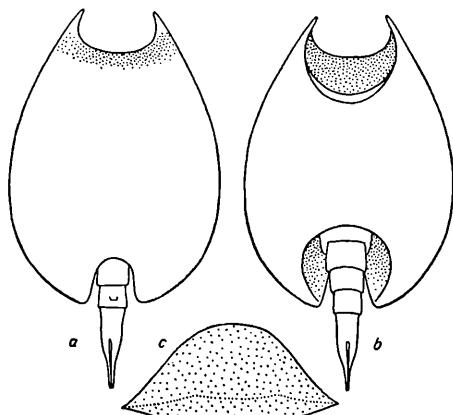


Abb. 1: *Lepadella parasitica* HAUER. a = Ansicht der Rückenfläche, b = Ansicht der Bauchfläche, c = Querschnitt

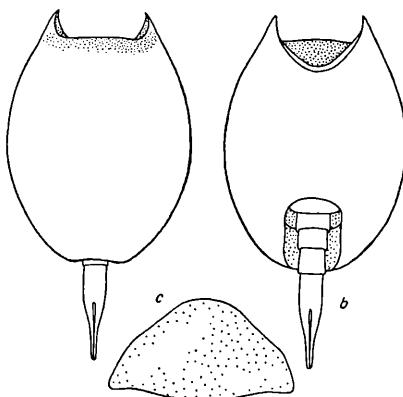


Abb. 2: *Lepadella astacicola* HAUER. a = Ansicht der Rückenfläche, b = Ansicht der Bauchfläche, c = Querschnitt

Kiemen und Verdauungsreste anderer Mitbewohner, der Fadenwürmer, Ringelwürmer, Harpacticiden, Milben und Infusorien, ja die letzteren selbst. Denn die Kiemen des Krebses sind mit ganzen Kolonien von *Epistylis*-Bäumchen und mit zahlreichen *Cothurnia*-Individuen bedeckt (Abb. 8).

Aus der Klasse der Rotatorien trifft man als echte Kommensalen nur Vertreter zweier Gattungen an, nämlich der Gattungen *Lepadella* und *Dicranophorus*.

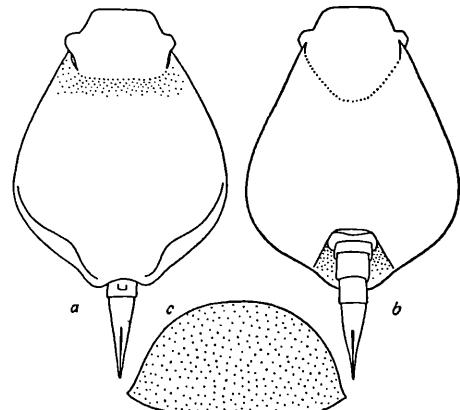


Abb. 3: *Lepadella branchicola* HAUER. a = Ansicht der Rückenfläche, b = Ansicht der Bauchfläche, c = Querschnitt

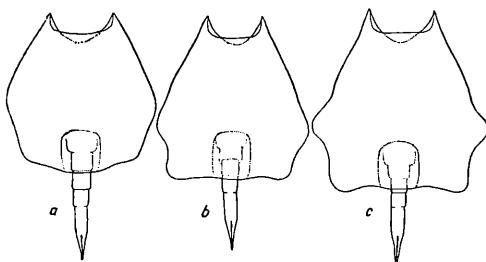


Abb. 4: *Lepadella lata* WISZN. a = Form typica, b, c = verschiedene Formen der Varietät *L. lata* var. *sinuata*. Aus WISZNIEWSKI

HAUER entdeckte in den Kiemenhöhlen *Lepadella parasitica*, *L. astacicola* und *L. branchicola*. WISZNIEWSKI ergänzte diese Funde durch die Entdeckung von *L. raja*, *L. lata* und deren Varietät *sinuata* (Abb. 1–5). Die Gattung *Dicranophorus* wird vertreten durch *D. hauerianus* WISZN. und seine Varietät *brachygynathus*, sowie durch *D. cambari* WULFERT (Abb. 6 u. 7).

Die Lepadellen sind Detritusfresser; ihr Tisch ist reich gedeckt. Die *Dicranophorus*-Arten dagegen leben, worauf schon ihr Zangenkauer hinweist, vorzugsweise räuberisch (Vgl. meinen Aufsatz „Über die Ernährungsweise der Rädertiere“ im Ok-

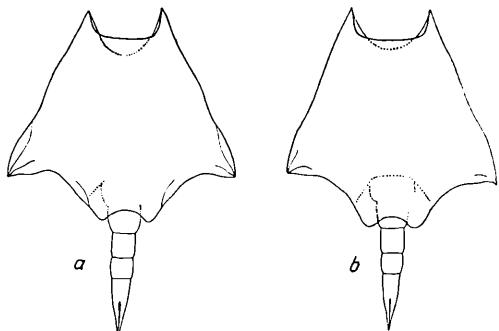


Abb. 5: *Lepadella raja*. Zwei verschiedene Individuen. Aus WISZNIEWSKI

tober-Heft 1952 dieser Zeitschrift). WISZNIEWSKI nimmt zwar auch für *D. hauerianus* an, daß er sich ähnlich wie *Lepadella* ernähre, weil man in seinem Magen einen gestaltlosen Brei antreffe. Das ist jedoch bei Infusoriennahrung ebenso der Fall, und es ist viel wahrscheinlicher, daß sich dieser Räuber an die reichlich vorhandenen *Epistylis*-Kolonien hält, um seinen Nahrungsbedarf zu decken.

Jedenfalls leben sämtliche obengenannten Kiemenhöhlenrotatorien nicht parasitisch, schwimmen auch frei innerhalb ihres Wohnortes umher. Die am meisten zum Parasitismus neigenden Rotatorien, die der Gattung *Proales*, sucht man übrigens an dieser Stelle vergeblich. Dagegen tauchen zuweilen Vertreter anderer Gattungen auf, wie *Aspetia labri*, *Cephalodella gibba*, *Monostyla bulla*, *M. closterocerca*, *Rotaria rotatoria* und *R. tardigrada*. Diese sind

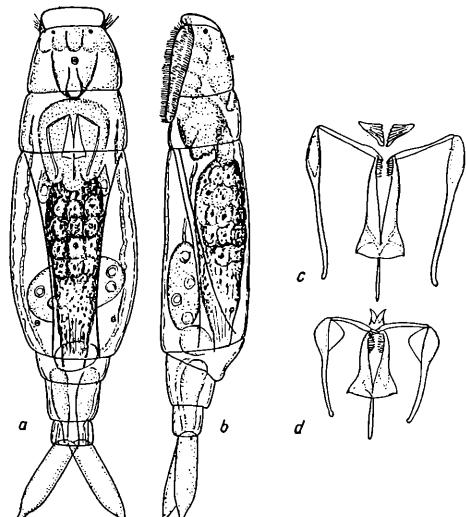


Abb. 6: *Dicranophorus hauerianus* WISZN. a = Aufsicht, b = Seitenansicht, c = Kauer, d = Kauer der Varietät *D. hauerianus brachygynathus*

aber sämtlich durch den Atmungsstrom mitgerissene Zufallsgäste. Vielleicht gilt das auch für *Embata parasitica* GIGL.

Die von HAUER und WISZNIEWSKI entdeckten Arten hat man bisher nie im freien Wasser gefunden, es sind also echte, nur an diesen Biotop gebundne Synöken. Die fünf *Lepadella*-Arten bilden überdies eine nach Lebensweise und Gestalt fest umrissene Gruppe innerhalb ihrer Gattung, die HAUER als *Xenolepadella* bezeichnet. Eigentümlich sind ihre zur Hälfte verschmolzenen Zehen, die als eine Anpassung an dieses Milieu aufzufassen sind.

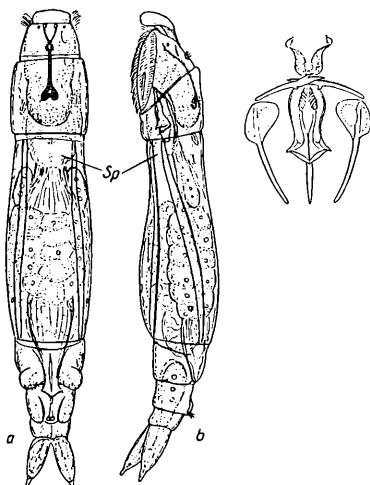


Abb. 7: *Dicranophorus cambari* WULFERT. a = Aufsicht, b = Seitenansicht, c = Kauer. Aus WULFERT

Als Wirtstiere für unsere Rädertiere kommen nach den bisherigen Ermittlungen sämtliche in Europa verbreiteten Dekapoden (Zehnfußkrebse) in Betracht, nämlich *Astacus fluviatilis*, *A. leptodactylus*, *Potamobius torrentium* und *Cambarus affinis*. Der von WISZNIEWSKI beschriebene *Dicranophorus hauerianus* wurde bei *Cambarus affinis* nicht gefunden. Doch entdeckte ich neuerdings in *Cambarus*-Stücken aus dem Müggelsee eine diesem ähnliche Art, den bereits erwähnten *Dicranophorus cambari*. Er unterscheidet sich von dem

ersteren durch die nicht abgeplattete Gestalt, die andersartige Hautfaltung und die kürzeren, zitzenförmigen Zehen.

Es erhebt sich die Frage, ob jede Krebsart die ihr arteigene Kiemenhöhlenfauna hat; doch hat man *Lepadella astacicola* und *L. lata sinuata* bei allen drei Krebsarten gefunden, auch bei dem 1890 aus Amerika eingeschleppten *Cambarus*. Eine andere Frage ist die, ob *Cambarus* seine Kiemenhöhlenbewohner aus Amerika bereits mitgebracht und hier beibehalten hat, oder ob er hier mit ihnen infiziert worden ist. Die bisher vorliegenden Kenntnisse reichen nicht aus, um hierauf eine sichere Antwort zu geben.

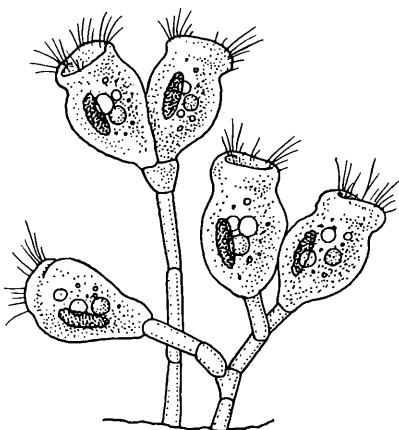


Abb. 8: Diese *Epistylis cambari* STOKES besetzt die Epipoditen der *Cambarus*-Krebse oft in dichten Mengen

L iter atur

1. Hauer, J.: Drei neue Lepadellaarten aus den Kiemenhöhlen des Flüßkrebses. — Arch. Hydrobiol. 16, 1926, S. 459—484.
2. Wiszniewski, J.: Über die Fauna der Kiemenhöhle der Flüßkrebse, mit besonderer Berücksichtigung der Rädertiere. — Odbitka z Archivum Hydrobiologii i Rybactwa. T. 12, Suwalki, 1939, S. 122—152. (Deutsch mit poln. Zusammenfassung)
3. Wulfert, K.: Ein neues Rädertier aus der Kiemenhöhle von *Cambarus affinis*. Zool. Anzg. 158, Heft 1/2, S. 26—30, 1957. (Beschreibung von *Dicranophorus cambari*)

Mikroskopie in der Schule

Bakteriologie in der Schule

Von Werner Heiligmann, Welzheim/Württ.

Die Überschrift ist keine Verbotstafel für Leute, die mit der Schule nichts zu tun haben. Sie soll nur anzeigen, daß der Aufsatz in erster Linie auf die Bedürfnisse der Schule zugeschnitten ist. Nun ist die Schulbiologie, wenigstens was die Stundenzahl betrifft, nicht gerade auf Rosen gebettet. Kein Wunder, wenn für die Bakterien nicht viel Zeit zur Verfügung steht. Ein namhafter Schulbiologe sieht für ihre Besprechung auf der Mittelstufe ganze zwei Stunden vor. Dabei sollen folgende Themen bearbeitet werden: Etwas aus der Geschichte der Bakterienforschung, Bau und Formenwelt der Bakterien, Biologie der Bakterien, Bedeutung der Bakterien im Haushalt der

ken bleiben will, Hilfestellung zu leisten. Zu diesem Zwecke wurden aus der Literatur einige für die Schule geeignete Präparationsmethoden und Versuche zusammengestellt. Geeignet für die Schule ist, was mit geringem Zeit- und Materialaufwand durchgeführt werden kann. Infolgedessen dürfte auch der Naturfreund, der sich nur am Rande mit Bakterien beschäftigen will, einige Anregungen bekommen.

Herstellung von Mikropräparaten, Beschaffung der Bakterien

Um die Schüler mit den Bakterienformen am Naturobjekt bekannt zu machen, muß man Mikropräparate herstellen. Dabei ist die Benutzung fettfreier Objektträger unerlässlich. Man lege sie daher vor dem Gebrauch einige Zeit in Alkohol (Brennspiritus) und reibe sie anschließend mit einem Leinenlappen trocken.

Der Tuscheausstrich. Eine Fundgrube für fast alle charakteristischen Bakterienformen ist der Zahnbeflag. Zur Untersuchung schaben wir mit einem Hölzchen etwas Belag ab und verrühren ihn in einem Tropfen Wasser auf dem Objektträger. Da die Bakterien im normalen Lichtmikroskop schlecht sichtbar sind, sorgen wir für einen stärkeren Kontrast. Dazu fertigen wir einen Tuscheausstrich an. Der bakterienhaltige Wassertropfen wird mit einem Tropfen chinesischer Tusche (Pelikan Ausziehtusche) verrührt und mit der Schmalseite eines zweiten Objektträgers ausgestrichen. Durch unregelmäßiges Ausstreichen kann man feststellen, welche Schichtdicke die besten Kontraste ergibt. Nach dem Eintrocknen ist das Präparat gebrauchsfertig. Wer gut gelungene Präparate für später aufbewahren will, stellt ein Dauerpräparat her. Dazu wird der trockene Ausstrich mit einem Tropfen Kanadabalsam oder Caedax bedeckt, den man mit einem Deckgläschchen abdeckt. Die Bakterien erscheinen weiß auf dunklem Grund und sind auch bei mittlerer Vergrößerung gut zu erkennen. Wir erkennen etwa dicke Fäden (*Bacillus buccalis*), dünne Fäden (*Leptothrix innoxinata*), Mikrokokken, *Spirochaeta dentium*, *Vibrio buccalis* u. a. Das Verfahren hat außer seines einfachen Handhabung den Vorzug, daß wir auch schlecht färbbare Bakterien ohne weiteres sichtbar machen können. Dafür ist aber auch vom inneren Bau nichts festzustellen.

Tintenstiftfärbung. Eine zweite Möglichkeit, Bakterien sichtbar zu machen, ist ihre Färbung mit basischen Anilinfarben. Da die gebräuchlichen Kopierstifte Me-

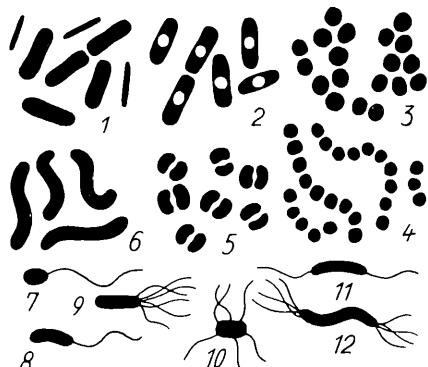


Abb. 1: Verschiedene Bakterienformen. 1 — Bakterien, ohne Sporen, 2 — Bazillen, mit Sporen, 3 — Staphylokokken, 4 — Streptokokken, 5 — Diplokokken, 6 — Spirillen, 7—12 Begeißelungstypen. Nach ERDMANN, verändert. Aus STEHLI

Natur (Fäulnis- und Gärungserreger, Bakterien als Stickstoffsammler), Bakterien im Haushalt des Menschen (als Helfer bei der Bereitung von Essig, Sauermilch und Sauerkraut, bei der Käsereifung und beim Einsäubern von Futtermitteln, als Feinde bei der Zerstörung von Nahrungsmitteln), Bakterien als Krankheitserreger bei Mensch und Tier, Bekämpfung der Bakterien.¹⁾ Diese kurze Themenzusammenstellung erübrigt wohl weitere Hinweise auf die große Bedeutung dieser Kleinlebewesen. Eine Besprechung der Themen ist in diesem Rahmen nicht möglich und auch nicht beabsichtigt. Der interessierte Leser wird in den Schullehrbüchern die nötige Aufklärung finden. Hier soll nur versucht werden, dem Lehrer, der nicht in der Theorie steck-

1) LINDER, Leitgedanken zum Unterricht Biologie

thylensblau bzw. Methylviolett enthalten, kann man sie zur Herstellung einer Farblösung benützen. Man reibt einen Kopierstift in etwas Wasser, bis die Lösung schön blau erscheint. Vor dem Färben wird die bakterienhaltige Flüssigkeit auf dem Objekträger verstrichen. Dann lässt man trocknen und zieht das Präparat mit der Schichtseite nach oben dreimal langsam durch die Flamme. Durch diese Manipulation werden die Bakterien am Glas fixiert. Nun bedeckt man 1–2 Minuten mit der Farbstofflösung und spült dann mit Wasser ab. Nach dem Trocknen kann man in Kanadabalsam oder besser in Caedax einschließen. Caedax ist für basische Farbstoffe wegen seiner neutralen Reaktion besser geeignet. Bei schlecht färbbaren Bakterien empfiehlt es sich, die Farbstofflösung zu erwärmen. Man hält das Präparat 10 bis 60 Sekunden in die Flamme, bis die Lösung zu dampfen beginnt. Überfärbten Präparaten kann man mit Alkohol den überschüssigen Farbstoff entziehen.

Mit diesen Methoden können wir uns nun an die Untersuchung weiterer Bakterien machen. Eine ergiebige Quelle für zahlreiche Bakterienformen ist der Mist von Pflanzenfressern. Im Kot der Fleischfresser und des Menschen findet sich *Escherichia coli* in sehr großer Zahl. Große Spillen leben in Schweinejauche.

Fäulnisbakterien erhält man aus Wasser mit faulenden Tier- und Pflanzestoffen. *Proteus vulgaris* ist die häufigste Art.

Milchsäurebakterien Wenn Milch bei Zimmertemperatur sauer wird, ist *Streptococcus lactis* der Übeltäter. Der Ausstrich muss nach dem Fixieren mit Äther oder Chloroform entfettet werden.

Zur Herstellung von Sauerkraut bringen wir abwechselnde Lagen von gehobeltem Kraut und Kochsalz in ein weites Reagenzglas und lassen einige Tage stehen. Die Zunahme des Säuregrads kann man mit dem Universalindikator von Merck nachweisen.

Essigsäurebakterien züchtet man in Wein oder Most, den man offen stehen lässt. Auch hier lässt sich die Säurebildung mit dem Universalindikator demonstrieren.

Knöllchenbakterien: *Rhizobium radicicola* bewohnt die Wurzelknöllchen der Schmetterlingsblütler. Wir besorgen uns Knöllchen von Bohne oder Erbse, schneiden sie auf und schaben etwas vom Inhalt auf einen Objekträger. Involutionsformen, das sind abnorm gebildete Bakterien, gewinnt man aus älteren Knöllchen.

Stickstoffbakterien züchten wir in 100 ccm Bodenaufschwemmung, der wir 0,05 g saures Kaliumphosphat und 1 g Mannit zusetzen. Nach etwa 10 Tagen bildet sich eine Kahmhaut.

Ammoniakbakterien: 4 g Harnstoff, etwas Seignettesalz und eine Messer-

spitze Soda werden in 100 ccm Wasser gelöst. Die Lösung impft man mit einem Löffel frischer Gartenerde. Die Bakterien zersetzen den Harnstoff, wobei Ammoniak entsteht. Dieser ist am Geruch zu erkennen, kann aber auch mit Salzsäure nachgewiesen werden. Nähert man einen Glasstab mit einem Tropfen Salzsäure der Kulturlösung, dann entsteht ein dicker, weißer Rauch (Salmiak).

Schwefelbakterien überziehen als weißliche Massen den Schlamm von Abwasserkanälen. Sie enthalten in ihrem Zellleib Schwefel in Tröpfchenform. Der Schwefel stammt aus Schwefelwasserstoff, den



Abb. 2: Bakterien des Zahnbefalls. a *Bacillus maximus buccalis*, b *Leptothrix innominatus*, c *Vibrio buccalis*, d *Spirochaeta dentium*, e Mikrokokken. In Anlehnung an STRASBURGER-KOERNICKE

die Bakterien zum Zwecke der Energiegewinnung oxydieren. Den Schwefel kann man auflösen, indem man mit Hilfe eines Stückchens Filtrerpapier absoluten Alkohol oder Schwefelkohlenstoff unter das Deckglas zieht. Für die Präparation verwendet man zweckmäßig den Tuscheausstrich an.

Eisenbakterien In Moorgräben findet man oft gelbrot gefärbte Massen, die die Anwesenheit von Eisenbakterien verraten. Die Bakterien oxydieren zweiwertiges Eisenhydrokarbonat zu dreiwertigem Eisenhydroxyd. Das Eisen kann man nachweisen, indem man das Eisenhydroxyd in reiner Salzsäure löst und einen Tropfen Kaliumferrocyanidlösung zugibt. Es entsteht ein Niederschlag von Berliner Blau.

Heubazillus Wer über die nötige optische Ausrüstung verfügt, wird wohl auch die Sporenbildung bei Bakterien zeigen wollen. Als Untersuchungsobjekt wäh-

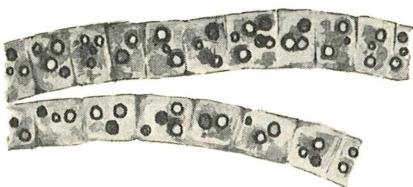


Abb. 3: Schwefelbakterien (aus STEHLI)

len wir *Bacillus subtilis* aus dem Heu-aufguß. Aus Heu und wenig Wasser stellen wir einen Auszug her, den wir in der Wärme (Ofen oder Brutschrank) 4 bis 5 Stunden stehen lassen. Hierauf gießen wir den Auszug ab, verdünnen mit der gleichen Menge Brunnenwasser und kochen in einem Erlenmeyerkolben mit Watteverschluß etwa 1 Stunde lang. Nach dem Erkalten läßt man den Kolben warm stehen. Von der sich bildenden Kahmhaut bringen wir Bakterien in eine Hängetropfenkultur, weil sich hier wegen der bald eintretenden Erschöpfung des Nährmediums schon nach Stunden Sporen bilden. Für die Kultur benützt man am besten einen in der Mitte ausgehöhlten Objektträger. Auf ein steriles Deckglas (durch die Flamme ziehen) übertragen wir mit einer ausgeglühten Platinöse (der billigere Chromnickeldraht ist auch geeignet) einen Tropfen der Kulturlösigkeit und setzen das Gläschen auf die vorher mit Vaseline umrandete Aushöhlung. Wer über die entsprechenden Objektträger nicht verfügt, stellt sich aus dünner Pappe einen Rahmen her, dessen Durchmesser kleiner ist als der des Deckglases. Den Rahmen legt man in Wasser, wo er sich vollsaugt, und legt ihn dann auf den Objektträger.

Die Färbung ist etwas umständlich, da der Farbstoff nicht ohne weiteres durch die dichte Sporenmembran dringen kann. Die Sporen werden erst färbbar, wenn man das

Präparat 10 bis 40 mal durch die Flamme zieht. Dabei verlieren aber die übrigen Zellbestandteile ihre Färbbarkeit. Die Anwendung von Ehrlichs Anilinwasser-Fuchsin gestattet eine Doppelfärbung. 5 ccm Anilinöl werden mit 100 ccm destilliertem Wasser etwa 1 Minute lang geschüttelt, dann läßt man 5 Minuten stehen und filtriert anschließend durch ein mit destilliertem Wasser angefeuchtetes Filter. Das Filtrat muß klar sein und jeweils frisch bereitet werden. Man fügt dann so lange alkoholische Fuchsinlösung zu, bis die Flüssigkeit zu opalisieren beginnt oder in reagenzglasstarker Schicht eben noch durchsichtig ist. Bereitung der alkoholischen Fuchsinlösung: Eine gesättigte alkoholische Fuchsinlösung wird vor dem Gebrauch mit mindestens der 10fachen Menge destilliertem Wasser verdünnt. Zur Färbung läßt man das Deckglaspräparat eintrocknen und zieht es dreimal durch die Flamme. Dann soll das Deckglas mit der Schichtseite nach unten eine Stunde auf dem heißen Anilinwasser-Fuchsin schwimmen. Sporen und Protoplasma sind jetzt gleichmäßig gefärbt. So dann entfernt man überschüssiges Anilinwasser-Fuchsin durch Einlegen des Präparats in absoluten Alkohol (1 Sekunde bis 1 Minute) und färbt mit wässriger Methylenblaulösung nach. Nun sind die Sporen rot und die übrigen Zellbestandteile blau gefärbt. Für die Auswertung des Präparats ist starke Vergrößerung nötig (800—1000×).

Löfflersche Beize: Die Löfflersche Beize dient zum Sichtbarmachen von Geißeln, sofern solche vorhanden sind. Man mischt 100 ccm 20%ige wässrige Tanninlösung mit 50 ccm kalt gesättigter Eisen-II-Sulfatlösung und mit 10 ccm alkoholischer gesättigter Fuchsinlösung. Dann versetzt man mit 10—20 Tropfen 1%iger Natronlauge und erwärmt ein wenig. Man beizt etwa 1 Minute, spült den Objektträger mit Wasser ab, taucht ihn in absoluten Alkohol und schließt auf die übliche Weise ein.

Bakterienkulturen

Bakterien bilden auf geeigneten Nährböden Kolonien von charakteristischer Form und Farbe, so daß diese zur Bestimmung von Bakterien dienen können. Für die Schule sind die Nährböden ein geeignetes Mittel, um verschiedene Objekte auf die Anwesenheit von Bakterien zu untersuchen. Die Kolonien können makroskopisch ohne weiteres erkannt und somit einem größeren Schülerkreis vorgeführt werden. Einen idealen Nährboden, auf dem alle Bakterienarten gedeihen, gibt es naturgemäß nicht, doch sollen hier für die Schule geeignete Kulturmöglichkeiten angegeben werden.

Auf Scheiben von gekochten Kartoffeln, Möhren oder Kohlrüben, die man feucht

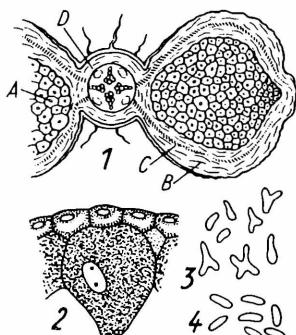


Abb. 4: Bakterienknöllchen an einer Wurzel der Saubohne. 1 = Junge Knöllchen, A großzelliges, mit Bakterien angefülltes Gewebe, B Knöllchenrinde. 2 = Eine mit Tausenden von Bakterien erfüllte Zelle des Knöllchens. 3, 4 = Formen der Bakterien (*Rhizobium radicicola*). 3 = Involutionsformen, 4 = Normale Bakterien. Aus STEHLI

und warm aufstellt, werden sich bestimmt Bakterien einstellen. Mehr zu empfehlen ist der fertige Standard-II-Nähragar von Merck. Man löst 35 g des Pulvers in 1 l destilliertem Wasser und kocht im Dampftopf bis zur völligen Lösung (evtl. auch auf dem Wässerbade). Die Lösung gießt man rasch in Petrischalen aus und läßt erkalten. Beim Abkühlen entsteht eine steife Gallerie. Die Schalen sollen im Wärmeofen bei 110 Grad sterilisiert werden. In der Regel wird ein Wärmeofen nicht zur Verfügung stehen. Einen „Dampftopf“, der den Zweck ebenso gut erfüllt, können wir uns leicht selbst herstellen. Wir besorgen uns beim Kaufmann eine große Blechbüchse (Maggibüchse o. ä.). Aus starkem Draht biegen wir einen Dreifuß zurecht, den wir auf den mit Wasser bedeckten Boden der Büchse stellen. Unsere Schalen bringen wir auf ein Drahtnetz, das wir auf den Dreifuß legen. Dann erhitzten wir bei lose aufgesetztem Deckel. Der entstehende Dampf soll etwa eine halbe Stunde auf unsere Kulturgefäße einwirken. Dabei sterben die vegetativen Bakterienformen ab, nicht aber die Sporen. Da diese bis zum nächsten Tag auskeimen, kann man sie durch erneutes Erhitzen vernichten. Wer ganz sicher gehen will, kann eine 3. Sterilisation durchführen.

Mit den so vorbereiteten Kulturen untersuchen wir nun alle möglichen Gegenstände auf Bakterien. Über einer Schale bürsten wir unsere Kleidung aus, in eine zweite bringen wir etwas Leitungswasser, andere Nährböden berühren wir mit den Fingern, mit dem Mund, mit Papier, mit Geldscheinen usw. Wieder andere Petrischalen öffnen wir im Klassenzimmer oder im Freien (Keimdichteteprüfung der Luft). Man kann über die Nährböden auch Fliegen oder Käfer laufen lassen. Nach einigen Tagen stellt man die Keimdichte durch Auszählen der Kolonien fest. Man vergesse nicht, einen Nährboden als Kontrolle unbehandelt zu lassen.

Das Bakteriologische Institut Dr. Rentschler u. Co., Laupheim, Württemberg, stellt neuerdings mit Nährböden imprägnierte Papierstreifen her, die in Kunststofftaschen steril verpackt sind. Zur Untersuchung einer bakterienhaltigen Flüssigkeit entnimmt man der Tasche einen Streifen und taucht ihn in die Flüssigkeit. Der Nährboden quillt dabei auf. Der Streifen kommt anschließend in die Tasche zurück. Der Nährboden enthält einen Stoff, der durch die Bakterien rot gefärbt wird, was ihr Erkennen sehr erleichtert. Zur Untersuchung fester Flächen läßt man den Streifen zuerst in steriles Wasser quellen. Dieses sog. „bacto-strip“-Verfahren ist wohl das einfachste Mittel, um in der Schule Keimdichteteprüfungen durchzuführen. 100 Streifen mit Tasche kosten allerdings 28-42 DM.

Weitere Versuche mit Bakterien

Das Abtöten der Bakterien spielt im Haushalt und bei der Krankenpflege eine wichtige Rolle. Um den Schülern einen Einblick in die verschiedenen Möglichkeiten zu geben, setzen wir einen Reihenversuch an. Wir geben kleine Stückchen Frischwurst in Reagenzgläser und füllen mit Wasser auf. Ein Reagenzglas bleibt zur Kontrolle unbehandelt. Ein zweites wird über der Flamme erhitzt, bis der Inhalt kocht. Dann verschließt man mit einem Wattebausch, den man vorher kurz durch die Flamme zieht. Zu den anderen Gläsern gibt man Kochsalz, Zucker, Essig, Alkohol, Sublimat und andere Desinfektionsmittel. Nach einigen Tagen untersucht man, in welchen Gläsern Fäulnis eingetreten ist (Geruch!).

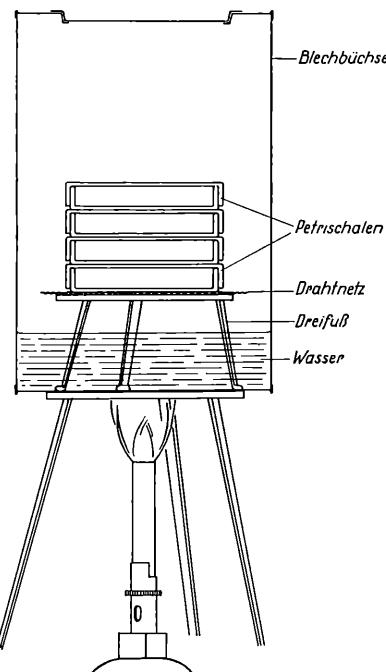


Abb. 5: Selbstgebauter Dampftopf

Selbstreinigung der Gewässer. STEINECKE gibt folgenden hübschen Modellversuch an, der allerdings einige Zeit in Anspruch nimmt. Faulendes Wasser wird in einem Erlenmeyerkolben gesammelt und ans Licht gestellt. Nach wenigen Wochen zeigen die Kolbenwände einen grünen Belag und der Fäulnisgeruch ist verschwunden. Mikroskopisch ist ein Verschwinden von Fäulnisbakterien, Flagellaten und Infusorien festzustellen. Dafür treten verschiedene Algenarten auf. An diesem Versuch lassen sich Betrachtungen über die leider heute

so wichtige Frage der Gewässerverschmutzung anknüpfen. Zur Vorbereitung sei das ausgezeichnete Büchlein von ENGELHARDT, „Naturschutz“, erschienen im Bayrischen Schulbuchverlag, empfohlen.

L i t e r a t u r

1. DITTRICH: Bakterien, Hefen, Schimmelpilze, Franckh (im Druck).

2. GARMS: Biologisches Unterrichtswerk, Bd. II u. III, Westermann.
3. KRAUTER: Mikroskopie im Alltag, Stuttgart 1954.
4. STRASBURGER-KOERNICKE: Das kleine botanische Praktikum, Stuttgart 1954.
5. STEHLI-KRAUTER: Mikroskopie für Jedermann, Stuttgart 1958 (Neuaufgabe).
6. STEINECKE: Experimentelle Biologie, Heidelberg 1955.

Zur Einführung in die Mikroskopie

Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane

Der Stamm

Von Alexandra Mandl, Wien

Als „Stamm“ faßt man bei Laub- und Nadelbäumen zwei anatomisch und physiologisch völlig verschiedene Organe zusammen: das mächtige, zentral gelegene Holz und die schmale, peripher gelegene Rinde. Diese zwei Teile haben sich jedoch aus einem einheitlichen Organ, dem Stengel, entwickelt. Es ist daher zum besseren Verständnis des anatomischen Baues eines Stammes notwendig, diese Entwicklung zu verfolgen und kurz auf die Anatomie des Stengels zurückzugreifen.

In einem jungen Stengel liegt, im Grundgewebe eingebettet, ein Kreis kollateraler, offener Leitbündel, deren Holz- oder Xy-

lemteile nach innen und deren Sieb- oder Phloëmteile nach außen gerichtet sind, wodurch es zu einer Differenzierung des Grundgewebes in ein zentrales Mark und eine periphere primäre Rinde kommt (Abb. 1).

Da beim Heranwachsen des Stengels diese primär angelegten Elemente nicht ausreichen, tritt durch die Tätigkeit eines teilungsfähigen Gewebes, des Kambiums, eine sekundäre Neubildung von Zellen ein, die eine Umwandlung des ursprünglichen Bauplanes bewirkt. Es bildet sich nämlich aus dem zwischen den Leitbündeln liegenden Gewebe ein sogenanntes Interfascicularkambium aus, das sich mit den Kambiumstreifen der Leitbündel zu einem geschlossenen Ring vereinigt, der nun durch tangentiale Teilungen laufend nach innen neue Holz- und nach außen neue Siebelemente produziert. So schließen sich allmählich die primären Holzteile mit den sekundären zu einem einheitlichen Holzkörper zusammen, ebenso wie die primären Siebteile mit den sekundären zu einer einheitlichen Rinde zusammenwachsen. Der Begriff des Leitbündels als Einheit verliert somit seine Bedeutung und wird von den Begriffen „Holz“ und „Rinde“ ersetzt.

Die beiden Organe werden durch die „Markstrahlen“ strahlig gegliedert. Es sind dies Bänder aus Parenchym (undifferenziertem Grundgewebe), die sich vom Mark bis in die Rinde ziehen und eine radiale Verbindung zwischen Holz und Rinde herstellen.

Die scharfe Trennung von Holz und Rinde erstreckt sich nicht nur auf den anatomischen Bau, sondern auch auf die Aufgabe: im Holz werden Wasser und die darin gelösten Nährsalze geleitet, in der Rinde die Assimulationsprodukte, also organische Stoffe. Den Hauptanteil am Stamm hat das Holz; die Rinde ist wesentlich schmäler und wird außerdem durch Borkenbildung zum Teil verbraucht. Der Holzkörper trägt also fast allein die Last

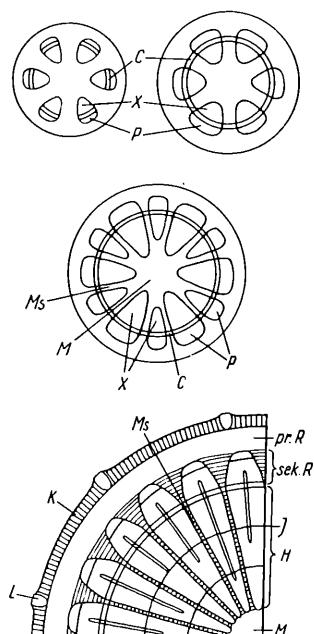


Abb. 1: Schema der Entwicklung des Stengels zum Stamm. C = Kambium, H = Holz, J = Jahresring, K = Kork, L = Lentizelle, M = Mark, Ms = Markstrahl, P = Phloëm, pr. S = primäre Rinde, sek. R = sekundäre Rinde, X = Xylem

der Krone und enthält daher besonders reichlich mechanische Festigungselemente.

Wir besprechen zuerst die Anatomie des Holzes.

I. Das Holz

Die mikroskopische Untersuchung eines Holzes bereitet dem Anfänger Schwierigkeiten, da im Gegensatz zu allen übrigen Pflanzenorganen die Orientierung für die Schnittführung nicht leicht ist. Zum genauen Studium des Baues eines Holzes und der Lage der einzelnen Elemente zueinander müssen nämlich drei verschiedene Schnitte angefertigt werden, und zwar ein Querschnitt, ein radialer Längsschnitt, der entlang der Räden geführt wird, und ein tangentialer Längsschnitt, der senkrecht auf dem radialen steht (Abb. 2). Liegt nun nicht ein ganzer Stamm, sondern, wie es meist der Fall ist, ein kleines Holzstück vor, so können Quer- und

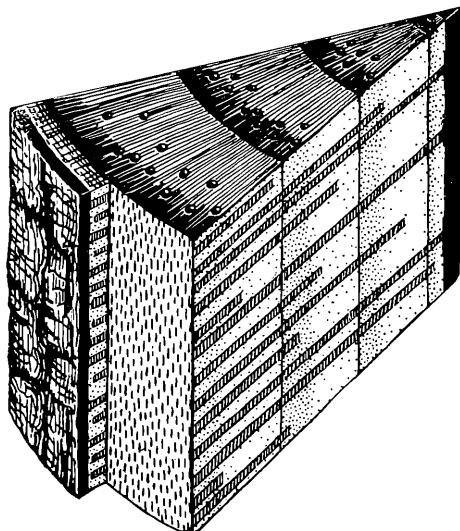


Abb. 2: Schnittrichtungen im Stamm: Quer, tangential, radial

Längsschnitte nur mit Hilfe einer schon mit freiem Auge sichtbaren Zeichnung festgestellt werden. Einen guten Anhaltspunkt hierfür bieten die Jahresringe, jährliche Zuwachsstreifen, die von der je nach Jahreszeit verschiedenen Tätigkeit des Kambiums herrühren. Im Frühjahr, wenn die Bäume „in Saft geraten“, werden große, weitlumige Elemente angelegt, gegen den Herbst zu jedoch kleinere und engere. Da im Winter die Produktion des Kambiums vollständig eingestellt ist, grenzt das dichte Herbstholtz unmittelbar an das lockere Frühjahrsholz, wodurch scharfe Trennungslinien entstehen, die an Querschnitten als konzentrische Kreise, an Längsschnitten

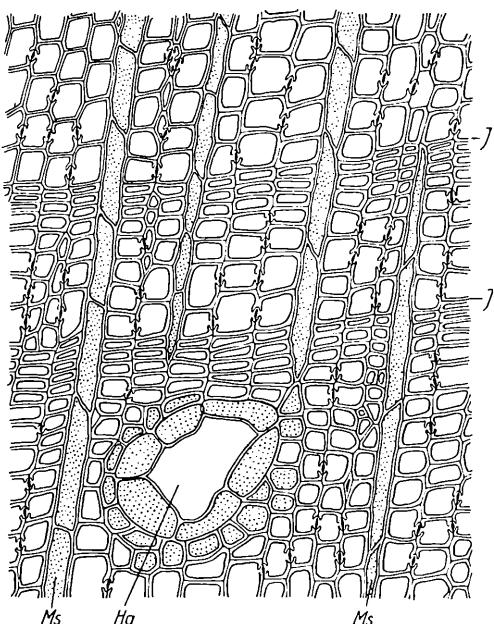


Abb. 3: Fichtenholz quer. Hg = Harzgang, J = Jahresringe, Ms = Markstrahl

als Hyperbelbögen zu erkennen sind. Auch der Verlauf der bei vielen Hölzern mit freiem Auge sichtbaren Markstrahlen kann als Hinweis für die Schnittführung verwertet werden. Sie zeigen sich an Querschnitten als dünne, senkrecht zu den Jahresringen stehende Streifen, an Tangentialschnitten als spindel- oder strichförmige Streifen, mehr oder weniger parallel zu den Jahresringen und an Radialschnitten als breite Bänder, die die Jahresringe kreuzen.

Wenn wir Schnitte von einem Laub- oder Nadelholzstück unter dem Mikroskop untersuchen, so sehen wir schon bei flüchtiger Betrachtung einen wesentlichen Unterschied zwischen diesen beiden Holzarten: das im System höherstehende Laubholz ist aus viel mehr Bausteinen gebaut

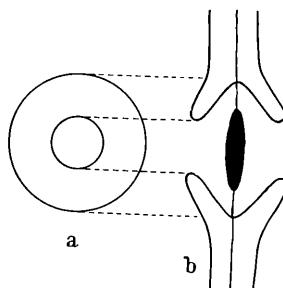


Abb. 4: Hoftüpfel im Schnitt und in der Aufsicht

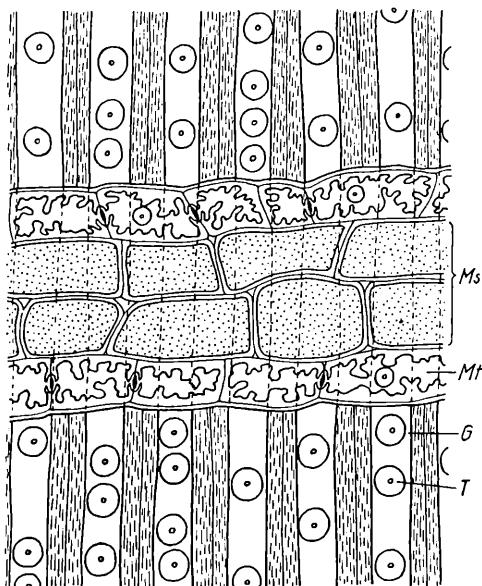


Abb. 5: Radialschnitt durch das Holz der Fichte.
G = Gefäß, Ms = Markstrahl, Mt — Markstrahltracheiden, — Tüpfel

als das Nadelholz. Das Laubholz setzt sich, analog dem Gefäßteil der Leitbündel, aus vier verschiedenen Bestandteilen zusammen: 1. Gefäße oder Tracheen, das sind lange Röhren, die durch Auflösen der Querwände übereinanderliegender Zellen entstanden sind und die das Wasser lei-

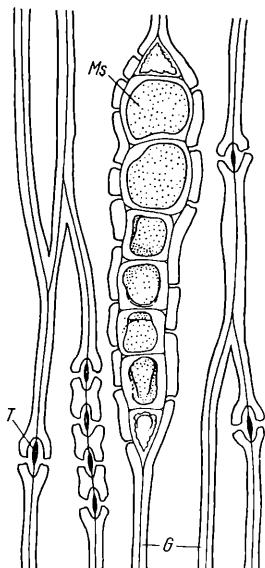


Abb. 6: Tangentialschnitt durch das Holz der Fichte. G = Gefäß, Ms = Markstrahl, T = Tüpfel

ten; 2. in geringen Mengen aus Tracheiden, langgestreckten, faserartigen Einzelzellen, die gleichfalls der Wasserleitung dienen; 3. aus meist verdickten Holz- oder Libriformfasern, die für die Festigkeit verantwortlich sind; 4. aus Holzparenchymzellen, die als die einzigen lebenden Zellen organische Stoffe speichern können. Alle bisher erwähnten Elemente sind in der Längsrichtung gestreckt, während in radialer Richtung die aus Parenchymzellen aufgebauten Markstrahlen ziehen.

Einem Nadelholz fehlen sowohl die Tracheen als auch die Fasern, so daß die fast ausschließlich vorkommenden Tracheiden der Festigung und der Wasserleitung dienen. Da auch Parenchymzellen nur schmale Streifen bilden, liefern alle Schnitte sehr einheitliche Bilder, da nur durch die meist einreihigen Markstrahlen eine gewisse Gliederung zu erkennen ist.

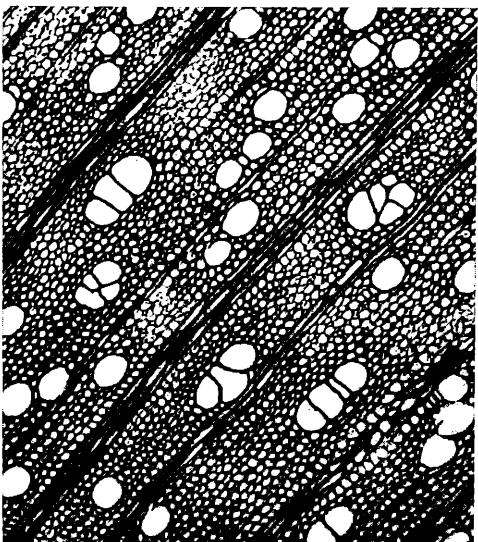


Abb. 7: Querschnitt durch das Holz vom Ahorn

Als Vertreterin der Nadelbäume wählen wir die Fichte, *Picea excelsa*. Die Orientierung für die Schnittführung fällt nicht schwer, da die Jahresringe deutlich hervortreten. Vor dem Schneiden empfiehlt es sich, das Holzstück in Wasser aufzukochen; mit der Rasierklinge hergestellte dünne Schnitte betrachten wir in Chloralhydrat. Am Querschnitt fällt der sehr einheitliche Bau auf (Abb. 3). Die Tracheiden zeigen sich als eng aneinanderschließende, rechteckige, im Frühholz weitlumige, im Spätholz englumige Zellen. Ihre Radialwände sind von sog. Hoftüpfeln unterbrochen (Abb. 4). Diese unterscheiden sich von einfachen Tüpfeln durch einen erweiter-

ten Tüpfelgrund, der durch seine vergrößerte Oberfläche den Stoffdurchtritt von Zelle zu Zelle erleichtert. Zusätzlich wird an die Mittellamelle eine zentrale Verdickung angelegt, die bei einseitigem Überdruck den Tüpfelingang verschließt und ein Zerreissen verhindert. Die Masse der Tracheiden wird durch radial verlaufene Markstrahlen unterbrochen, die meist nur eine Zellenlage breit sind. Hin und wieder können Harzgänge auftreten, die als braun ausgekleidete Hohlräume sichtbar sind.

Im Radialschnitt zeigen sich die Tracheiden in ihrer gesamten Länge als schmale, zugespitzte Zellen, die je nach ihrer Lage im Früh- oder Spätholz verschieden dicke Wände aufweisen (Abb. 5). In jedem Fall tragen sie große, in einer Reihe untereinanderliegende Hoftüpfel, die in der Aufsicht als zwei konzentrische Kreise erscheinen; der innere Kreis entspricht der Öffnung des Tüpfels, der äußere dem erweiterten Tüpfelgrund. Quer über die Tracheiden ziehen die Bänder der Markstrahlen, die aus zweierlei Elementen zusammengesetzt sind: in der Mitte bestehen sie aus Parenchymzellen mit mäßig verdickten Wänden und großen, einfachen Tüpfeln, an den Rändern hingegen aus tracheidenähnlichen Zellen mit gezackten Wänden, die untereinander und mit den Tracheiden durch Hoftüpfel verbunden sind. Die Parenchymzellen dienen der Speicherung, die tracheidenähnlichen Zellen leiten das Wasser in radialer Richtung.

Der Tangentialschnitt unterscheidet sich von dem vorhergehenden vor allem durch die Lage der Markstrahlen, die auf diesem Schnitt quer getroffen sind und als schmale, elliptische Spindeln parallel zu den Tracheiden liegen (Abb. 6). Auch bei den Tracheiden ist ein gewisser Unterschied festzustellen. Da die charakteristischen Hoftüpfel nur in den radialen Wänden angeordnet sind, werden sie auf Tangentialschnitten quer durchschnitten und ergeben daher dasselbe Bild wie auf Querschnitten.

Als Beispiel eines Laubholzes werden Stücke vom Spitzahorn, *Acer platanoides*, untersucht. Auch bei diesem Holz sind die Jahresringe gut, die Markstrahlen jedoch mit bloßem Auge nicht sichtbar.

Der Querschnitt erscheint abwechslungsreicher als der der Fichte (Abb. 7). Das auffallendste Merkmal sind die Gefäße (Tracheen), die meist einzeln, seltener in kleinen Gruppen regellos über den Querschnitt verteilt sind. Sie sind als große, weitlumige und mäßig verdickte Kreise zu erkennen. Die Hauptmasse des Holzes bilden die Holzfasern, die sich am Querschnitt von den Gefäßen durch ihr wesentlich kleineres Lumen (Innenraum), ihre polygonale Gestalt und ihre stärkere Wandver-

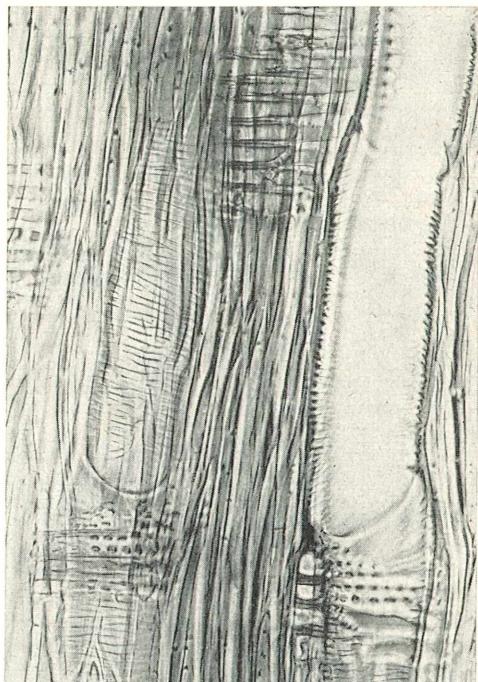


Abb. 8: Radialschnitt durch das Holz vom Ahorn

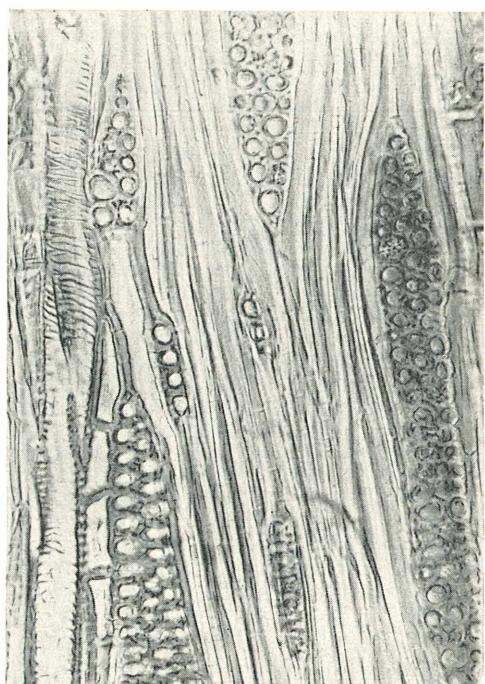


Abb. 9: Tangentialschnitt durch das Holz vom Ahorn

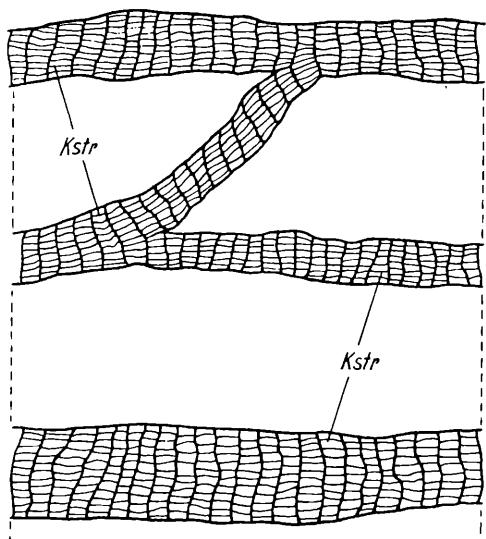


Abb. 10: Bildung der Borke. Kstr = Korkstreifen

dicke unterscheiden. Letztere schwankt allerdings, je nachdem, ob es sich um Früh- oder Spätholzfasern handelt. Parenchymzellen lassen sich von den Fasern an Querschnitten kaum unterscheiden, eine Identifizierung ist nur an Längsschnitten möglich. Durchzogen wird das Holz von parallel verlaufenden Markstrahlen, die aus 1–4 Reihen radial gestreckter Parenchymzellen bestehen.

Am Radialschnitt sind alle Elemente mit Ausnahme der Markstrahlen in ihrem Längsverlauf zu erkennen (Abb. 8). Die Gefäße sind breite Röhren, die zum Teil spiralige Verdickungsleisten tragen, zum Teil als Hoftüpfelgefäß ausgebildet sind. Zum Unterschied von den Tracheiden des Nadelholzes sind jedoch diese Hoftüpfel nicht nur in den Radialwänden angeordnet; vielmehr ist die gesamte Wand von dicht aneinandergrenzenden, gegeneinander abgeplatteten Hoftüpfeln besetzt, deren innere Kreise etwas in die Länge gezogen sind. Die in reichlichen Mengen vorkommenden Holzfasern sind spindelförmig und tragen einfache, schräg gestellte Tüpfel. Parenchymzellen von prismatischer Form mit mäßig verdickten Wänden treten vor allem in der Nähe der Gefäße auf. Senkrecht zu allen bisher erwähnten Elementen ziehen die Markstrahlen als kurze Bänder von verschiedener Höhe, die immer aus gleichartig aussehenden Zellen bestehen.

Der tangentiale Längsschnitt unterscheidet sich vom radikalen nur durch die Form der Markstrahlen, die hier als verschieden breite und hohe Spindeln vorliegen. Man kann somit an Tangentialschnitten mit

einem Blick Höhe und Breite der einzelnen Markstrahlen feststellen (Abb. 9).

Sowohl bei der anatomischen Beschreibung der Fichte wie auch des Ahorns wurde nur das sog. Splintholz berücksichtigt. Die meisten Bäume besitzen jedoch die Eigentümlichkeit, auch Kernholz auszubilden. Es liegt im Zentrum des Stammes, dient nicht mehr der Wasserleitung, sondern nur mehr der Festigung. Die Gefäße sind durch organische Substanzen oder durch Wucherungen benachbarter Parenchymzellen verstopft und funktionslos geworden; außerdem werden Gerbstoffe eingelagert, weshalb das Kernholz bedeutend dunkler ist als das Splintholz. Da das Kernholz auch viel härter ist als das Splintholz, lässt es sich nur schwer schneiden und ist daher für mikroskopische Untersuchungen nicht gut geeignet.

II. Die Rinde

Die Rinde der Laub- und Nadelbäume gliedert sich in drei scharf voneinander abgegrenzte Teile, und zwar folgen von außen nach innen das Periderm, die primäre und die sekundäre Rinde. Das Periderm ist ein sekundäres Hautgewebe. Die im jungen Stengel angelegten Oberhautzellen können nämlich mit der stetigen Volumenzunahme der Rinde nicht Schritt halten und reißen auf. Als Ersatz dafür werden die unter der Oberhaut liegenden Parenchymzellschichten in ein teilungsfähiges Gewebe, das sogenannte Korkkambium,

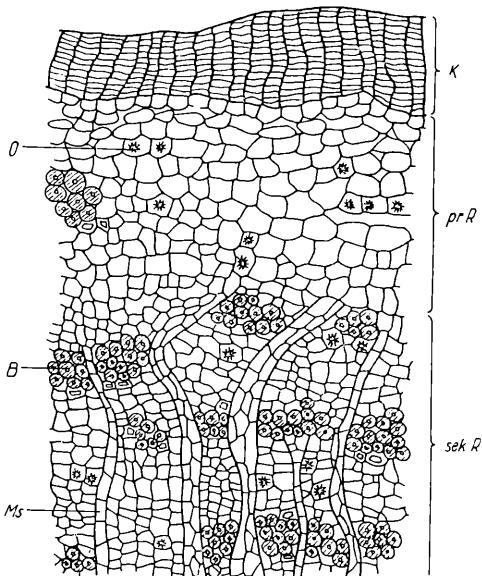


Abb. 11: Querschnitt durch die Rinde vom Faulbaum. B = Bastfaser, K = Kork, M = Markstrahl, O = Oxalatdrüse, pr. R = primäre Rinde, sek. R = sekundäre Rinde

umgewandelt. Durch tangentiale Teilungen dieser Kambiumzellen werden nun nach außen radiale Reihen lückenlos aneinanderschließender, tafelförmiger Zellen gebildet, die als Korkzellen bezeichnet werden, während nach innen parenchymatische Zellen abgesondert werden, die einen Übergang zur primären Rinde darstellen. Die Korkzellen bilden den Hauptanteil des Periderms und enthalten in ihren Wänden eine fettähnliche Substanz, das Suberin („Korkstoff“), das die Durchlässigkeit für Wasser und Gase herabsetzt und somit ein Verdunstungs- und Frostschutz für die Pflanze ist. Um jedoch die Atmung der tieferliegenden Gewebe nicht unmöglich zu machen, werden an manchen Stellen Durchlüftungsventile in Form von sog. Lentizellen angelegt. Das sind Unterbrechungen im Periderm, die mit einer lockeren Masse von Parenchymzellen ausgefüllt sind und reichlich Interzellularen („Zwischenzellräume“) zwischen sich freilassen. Diese Lentizellen sind bei vielen Bäumen, z. B. beim Holunder, schon mit freiem Auge als Wärzchen zu sehen. Sehr häufig kann man beobachten, daß die Außenfläche der Rinde nicht glatt ist, sondern daß sich das Periderm und die äußersten Rindenschichten in Form einer Borke schuppenförmig ablösen. Diese Borkenbildung kommt dadurch zustande, daß innerhalb des ursprünglichen Periderms neue Korkkambiumstreifen und somit auch neue Korkzellen entstehen (Abb. 10). Alle Gewebe, die zwischen derartigen Korkstreifen liegen, werden vom Saftstrom abgesperrt, sterben ab und fallen als Borke vom Baum.

An das Periderm schließt sich eine meist schmale primäre Rinde an, die das schon im jungen Stengel außerhalb des Gefäßbündelkreises liegende Grundgewebe darstellt und beim Heranwachsen des Stamms immer weiter an die Peripherie gedrängt wird. Sie besteht vorwiegend aus parenchymatischen Zellen, in einigen Fällen können Steinzellen und Kristalle gefunden werden.

Die bedeutend breitere sekundäre Rinde, die sich vor allem durch das Vorhandensein von Markstrahlen von der primären Rinde unterscheidet, umfaßt alle die verschiedenen Elemente, die durch das Kambium im Verlauf des Dickenwachstums nach außen abgegeben werden. Sie besteht — analog dem Siebteil eines Leitbündels — aus Siebröhren, Geleitzellen, Bastfasern und Bastparenchym. Die Siebröhren transportieren die Assimulationsprodukte von den Blättern zu den Speicherorganen. Es sind lebende, dünnwandige Zellen, die kettenförmig übereinander liegen und durch schräggestellte, siebartig durchbrochene Querwände miteinander in Verbindung

stehen. Jede Siebröhre gliedert mittels einer Längswand eine schmale Zelle, die Geleitzelle ab, deren physiologische Bedeutung noch ungeklärt ist. Die Siebröhrenverbände funktionieren höchstens eine Vegetationsperiode, sterben dann ab und werden von den umliegenden Zellen zusammengedrückt. Derartiges totes Siebgewebe, auch als Keratenchym bezeichnet, können wir in unseren Präparaten häufig beobachten. Als mechanisches Gewebe fungieren die Bastfasern, die meistens in größeren Verbänden auftreten. In ihrem Bau gleichen sie den Holzfasern. Die Speicherung von Nährstoffen, vor allem von Stärke, wird von den reichlich vorkommenden Rindenparenchymzellen besorgt. Alle diese Elemente werden von den radial verlaufenden Markstrahlen gekreuzt, die sich nach außen zu meist trichterförmig erweitern und an der Grenze zwischen primärer und sekundärer Rinde enden. Die sekundäre Rinde der Nadelhölzer ist meist einfacher gebaut als die der Laubhölzer, da Geleitzellen und Bastfasern fehlen.

Zur Untersuchung der anatomischen Verhältnisse einer Rinde eignet sich z. B. die Rinde des Faulbaumes, *Rhamnus frangula*, eines einheimischen Baumes, der in Gärten und Parkanlagen, seltener auch an Bachufern wächst. Falls frisches Material nicht zu beschaffen ist, kann getrocknete Rinde jederzeit in der Apotheke bezogen werden. Querschnitte durch die Rinde ergeben ein sehr hübsches und eindrucksvolles Bild (Abb. 11). Vor allem fällt die sehr breite Korksicht auf, die beim Aufkochen in Chlorhydrat eine tiefrote Färbung annimmt. Auch Lentizellen können oftmals angetroffen werden; sie sind an der Oberfläche der Rinde als quergestellte, helle Streifen zu erkennen. An das Korkgewebe schließen sich einige Lagen schwach verdickter Zellen an, die auch noch als eine Bildung des Korkkambiums aufzufassen sind, und hierauf die primäre Rinde aus dünnwandigen Parenchymzellen, in denen Stärke und Oxalatdrusen eingelagert sind. Vereinzelt kann man Bündel quergetroffener Bastfasern feststellen. Die sekundäre Rinde ist durch 2–3reihige Markstrahlen gekennzeichnet, die sich vom Kambium bis zur Grenze gegen die primäre Rinde schlängeln. Zwischen ihnen liegen breite, vielfach zu Tangentialbinden vereinigte Bastfaserbündel, die von einem Mantel aus Parenchymzellen mit Einzeloxalatkristallen umgeben sind. Derartige Faserbündel werden als Kristallkammerfasern bezeichnet und sind besonders an Längsschnitten deutlich zu sehen. Die Gruppen der Siebröhren mit ihren Geleitzellen unterscheiden sich vom Rindenparenchym nur durch ihre meist kleineren,

eckigen Zellen. Im Rindenparenchym liegen zahlreiche kleine Oxalatdrusen. An Längsschnitten sind Siebröhren, Geleitzellen und Bastfasern längs getroffen, die

Markstrahlen erkennt man, analog denen des Holzes, an Radialschnitten als breite Bänder, an Tangentialschnitten als Spindeln.

Winke fürs Labor

Erschütterungsfreie Mikrophotographie

Von C. I. Stumm und H. F. Linskens

(Aus dem Genetischen und dem Botanischen Laboratorium der Universität Nijmegen, Holland)

Wird eine Kamera während der Belichtung relativ zum Aufnahmegeraden bewegt, so entsteht trotz richtiger Fokusierung ein unscharfes Bild. Man nennt diese Erscheinung, die in der bildmäßigen Photographe eine große Rolle spielt, „Verwackeln“. Noch häufiger tritt dieses Phänomen in der Mikrophotographie auf. Wegen der vielen mitwirkenden Faktoren wird die Ursache für Bildunschärfe gewöhnlich zunächst an anderen Stellen gesucht und an die Möglichkeit des einfachen „Verwackelns“ erst zuletzt gedacht. Aber auch stabile Mikroskopstativ und

feste Tische können unzureichend sein, wenn man Objekte untersucht, die sich in Wasser zwischen Objektträger und Deckglas befinden (Frischpräparate), so z. B. Planktonorganismen oder lebende Plastiden in Blattquerschnitten. Besonders störend sind Relativbewegungen bei Aufnahmen von Objekten in offenen oder hängenden Tropfen. Dagegen verhalten sich Dauer- oder Quetschpräparate relativ unempfindlich. Die Ursache dieser Erscheinung ist darin zu suchen, daß durch das Auslösen des Kameraverschlusses das Mikroskop einen kleinen Impuls erhält, durch den das Wasser unter dem Deckglas zu schwingen beginnt (Resonanz). Diese Schwingungen, die subjektiv häufig gar nicht wahrnehmbar sind, äußern sich in einer allgemeinen Bildunschärfe, die naturgemäß um so stärker in Erscheinung tritt, je höher die angewandte Vergrößerung ist.

Es ist aus konstruktiven Gründen heute noch nicht möglich, den Photoverschluß ohne bewegliche Teile zu bauen; eine Federentspannung und damit eine wenn auch kleine Erschütterung des Trägersystems liegt also im Wesen unserer Kameraverschlüsse. Auch eine weitere Verstärkung der Mikroskopstativ wäre wenig sinnvoll, da dann die ohnehin schon schweren Geräte allzu unhandlich würden. Es gibt jedoch eine einfache Lösung aus diesem Dilemma, wenn man sich von der Vorstellung freimacht, daß Kamera und Verschluß stets dicht beisammenliegen müssen. Man muß also den bisherigen Verschluß, der gewöhnlich mehr oder weniger weit über dem Okular angebracht ist, ausschalten und stattdessen einen Verschluß an anderer Stelle in den Strahlengang des Mikroskops bringen, wo er seine Vibrationen nicht auf das Objekt übertragen kann. Sowohl bei normalen als auch bei gro-

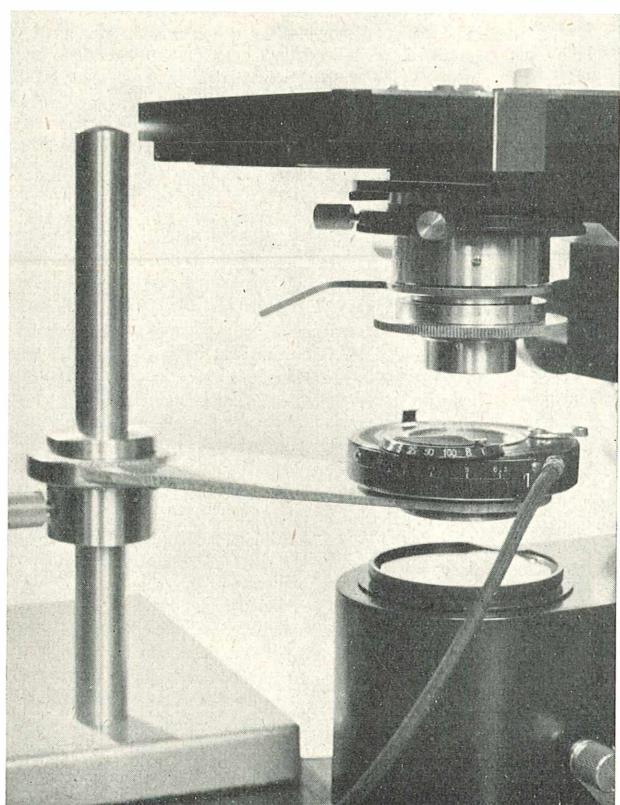


Abb. 1: Extra-Verschluß zwischen Lichtquelle und Kondensor. Links: Tragsäule mit Arm und Arretierungsschraube (Aufnahme: Photographische Abteilung R. K. Universität)

ßen Forschungsmikroskopen mit eingebauter Beleuchtung hat sich dafür der Raum dicht unter dem Kondensor als geeignet erwiesen.

Bei unserer Konstruktion (Abb. 1) wird der aus einer Plattenkamera ausgebaute Zentralverschluß (am besten mit Metall-Lamellen) von einem Schwenkarm gehalten. Dieser ist seitlich ausklappbar und an der Tragsäule vertikal mit Arretierungsschraube zu verstehen. Durch diese Verstellungsmöglichkeiten kann das Gerät bei verschiedenen Mikroskoptypen verwendet werden. Die Tragsäule ist in eine Gußeisenplatte mit Filzunterlage eingeschlitten. So wird das Mikroskop an keiner Stelle vom Verschlußmechanismus berührt, und auch heikle Objekte können ohne Verwacklungsgefahr aufgenommen werden.

Das Arbeiten mit diesem Sonderverschluß gestaltet sich höchst einfach: Man untersucht das Objekt bei ausgeklapptem Schwenkarm. Möchte man ein Detail photographieren, schwenkt man mit einer Fingerbewegung den Verschluß ein, bringt die Kamera in Aufnahmestellung, öffnet den Kameraverschluß (T-Stellung) und belichtet dann mit dem Sonderverschluß. Bei Stativen mit dreifachem Tubus kann die Kleinbildkamera auch dauernd am Mikroskop verbleiben; die Zahl der zur Auf-

nahme nötigen Handgriffe vermindert sich dadurch noch weiter.

Bei Untersuchungen mit schwachen Objektiven, also relativ großem Arbeitsabstand, können u. U. Fehlbelichtungen auftreten, wenn man an einem sonnigen Fensterplatz mit Farbfilm arbeitet. Es kann dann nämlich unerwünschtes Nebenlicht ins Objektiv treten. Diesem Übelstand ist aber leicht durch einen Lichtschirm abzuhelpfen oder durch Wahl eines Arbeitsplatzes ohne direkte Sonneneinstrahlung. Auf diese Weise stellten wir mit unserer Hilfseinrichtung einwandfreie Farbphotos lebendiger Desmidaceen her. Bei Schwarzweißfilm oder stärkerer Vergrößerung fanden wir keine Störung durch Nebenlicht.

Zusammenfassung Die vielfach anzutreffende Anordnung des Verschlusses oberhalb des Okulars ist wegen der beim Auslösen auftretenden Vibratoren für bestimmte Untersuchungsgebiete unzweckmäßig. Sie läßt sich umgehen, indem man unterhalb des Kondensors einen Verschluß so anordnet, daß er weder mit dem Mikroskop noch mit der Kamera Kontakt hat.

Anmerkung

Wir danken den Herren K. A. PETERS und R. J. C. SCHAPERS (Feinmechanische Werkstätten der Universität Nijmegen) für die Ausführung.

Küvettenbeleuchtung in Angleichung an mikroskopische Beleuchtungsmethoden

Von Martin Deckart, Bad Tölz

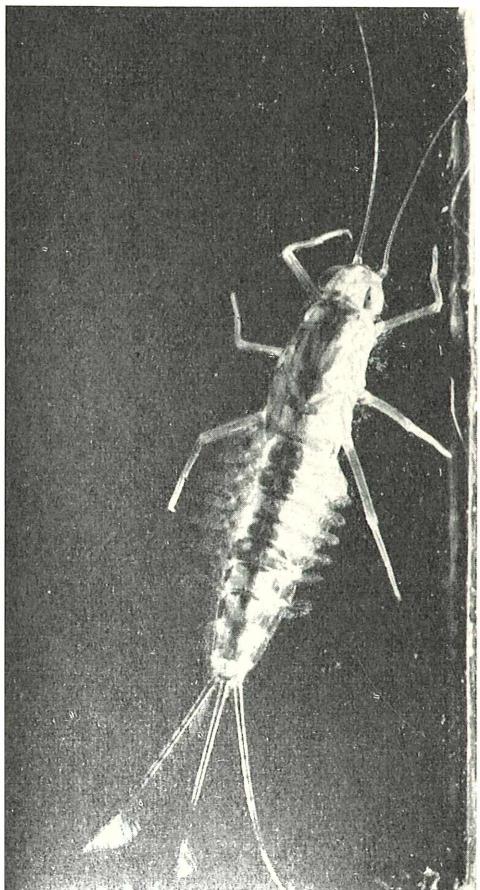
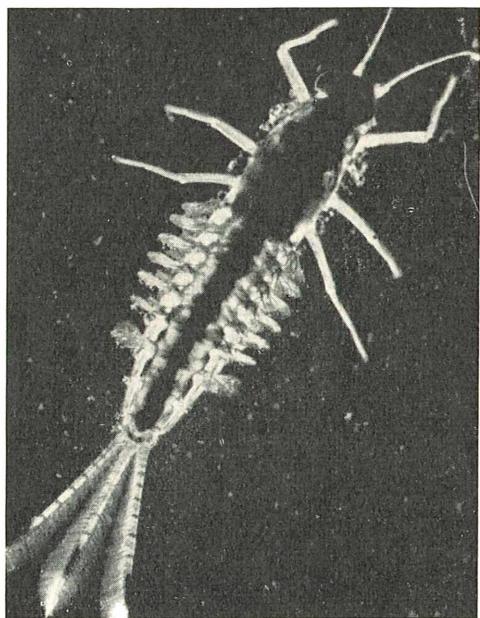
Bei der Beleuchtung von Objekten zur Fotografie in Küvetten kam mir der Gedanke, ob man nicht Beleuchtungsmethoden, die im Mikroskop erprobt sind, auf diese meist größeren Objekte übertragen könnte. Versuche zeigten, daß dies mit vollem Erfolg möglich ist. Die bescheidene Apparatur, die leicht zu bauen ist, ist in der beigegebenen Zeichnung dargestellt.

Die ganze Anordnung steht auf einem länglichen Brettchen, das dadurch zu einer „optischen Bank“ wird, daß auf ihr zwischen zwei der Länge nach verlaufenden parallelen Leisten ein Holzklotz verschiebbar ist. An einem Ende dieses Grundbrettes ist die Kamera befestigt. Der Holzklotz trägt an dem der Kamera zugewandten Ende einen senkrecht stehenden „Objektttisch“, ein dünnes Holzbrettchen, das außer der Bohrung in der Mitte noch Löcher zum Einstecken der Objekträgerklemmen hat.

Die Küvette (ich habe mich daran gewöhnt, fast allgemein solche zu verwenden, die einen Objekträger oder ein größeres Glas von dessen Länge als Rückwand benutzen) ist auf dem genannten Objekttsisch unter den üblichen Objekträu-

gerklemmen verschiebbar angebracht. Am anderen Ende des Holzklotzes, hinter dem Objekttsisch, ist die Blitzröhre mit Reflektor aufgestellt. Es ist gut, wenn ihre Entfernung vom Objekttsisch um etwa 10 cm verändert werden kann. Vor der Blitzröhre befindet sich eine Blende, die für verschiedene Aufnahmewecke auswechselbar sein muß. Sie soll ins Objektiv der Kamera abgebildet werden, und dazu dient ein Kondensor, der auf der Rückseite des Objekttsisches angebracht ist. Ich habe den Kondensor eines alten Kleinbildwurfers benutzt, der mir von der Firma Leitz, Wetzlar, liebenswürdigerweise zu billigem Preis überlassen wurde.

Als Kamera benutze ich eine Leica mit Spiegelreflexansatz und Balgen, der evtl. noch durch Zwischenringe bis auf ca. 30 cm Kameraauszug verlängert wird, mit dem Standard-Objektiv $f = 50 \text{ mm}$, so daß schon mit diesem Objektiv eine Negativvergrößerung 6:1 erreicht werden kann. Die Kamera ist auf einem Schlitten montiert, der eine gewisse Feinverschiebung in der optischen Achse ermöglicht, ohne daß ihr Auszug verändert wird. Zur Not genügt als



Ersatz für den Schlitten die Bewegungsfähigkeit des Holzklotzes.

Aus der Zeichnung geht hervor, daß nur aus einem winzigen Teil in der Mitte der Blendenfläche vor der Blitzröhre Licht ins Objektiv fallen kann; die Blendenöffnung beträgt also (mit Rücksicht auf kleine Un- genauigkeiten in der Zentrierung) minimal ca. 1 cm. Das Objektiv wird (der Tie-

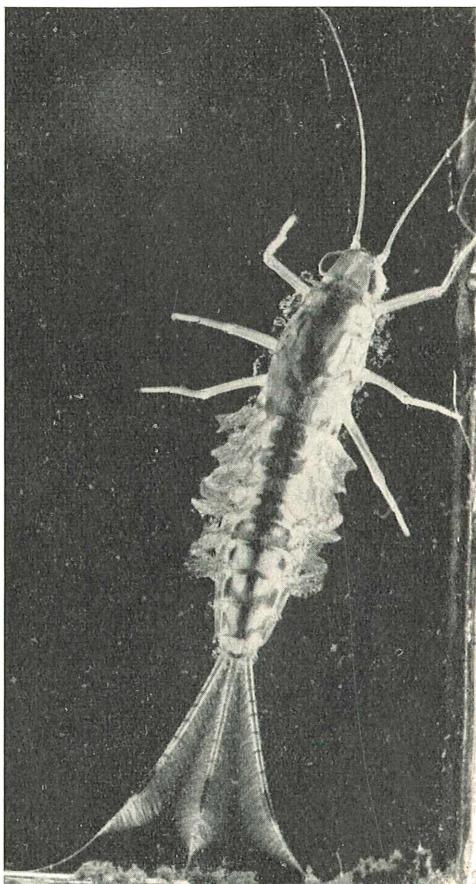


Abb. 1 (links oben): Larve der Eintagsfliege *Cloeon*. Nur mit Beleuchtung von hinten (Dunkelfeld)

Abb. 2 (links unten): *Cloeon-Larve*. Nur mit seitlich in die Küvette einfallendem Licht

Abb. 3 (oben): *Cloeon-Larve*. Beleuchtung nach 1 und 2 gleichzeitig

fenschärfe wegen) auf die kleinste mögliche Blende abgeblendet. Trotzdem wirkt der Blitz bei dem direkten Lichteinfall ins Objektiv so stark, daß auch bei Verwendung wenig empfindlichen Films noch 2 bis 5 Scheiben aus weißem Schreibmaschinenpapier hinter der Blende eingeschoben werden müssen, um Überbelichtungen zu vermeiden.

Mit der angegebenen Form der Blende (Loch in schwarzem Papier) erhält man Hellfeldaufnahmen. Ganz wie im Mikroskop sind die Bilder dabei um so härter, je kleiner die Blendeneöffnung ist, und mit wachsender Größe werden sie immer weicher, da ja jetzt immer mehr an den Objektteilen gebeugtes Licht an der Abbildung beteiligt ist. Man tut also gut, mehrere Blendenscheiben mit verschieden großen Öffnungen bereit zu halten und ihre Wirkung auszuprobieren. Benutzt man als Blende ein weißes Papier mit einem schwarzen Kreis in der Mitte, so erhält man (bei Abbildung dieses Kreises im Objektiv) eine vollkommene Dunkelfeldbeleuchtung, ganz in Analogie zur Verwendung einer Sternblende im Kondensor des Mikroskops: Kein direkter Strahl trifft das Objektiv, vielmehr erzeugen nur diejenigen Strahlen das Bild, die von den hellen Randpartien der Blende kommen und am Objekt gebeugt werden. Die Dunkelfeldbeleuchtung ist meist erheblich reizvoller und vielfach auch aufschlußreicher als die im Hellfeld. Auch hier wirkt sich die Größe des schwarzen Kreises auf den Charakter des Bildes aus, und auch hier ist die Lichtfülle so groß, daß man noch einige Blätter Schreibmaschinenpapier zur Dämpfung der Helligkeit zwischen Blitzröhre und Blende anbringen muß.

Ist die Blende durch Tageslicht oder Lampenlicht gut beleuchtet, so genügt das im allgemeinen für die Beobachtung des Bildes. Ich pflege die Blendenebene (um unabhängig zu sein) durch einen neben der Apparatur aufgestellten Kleinbildwerfer stark zu beleuchten. Der sehr große Vorteil der ganzen Anordnung liegt darin, daß diese Beobachtungsbeleuchtung genau denselben Charakter hat wie die vom Blitz erzeugte.

Insbesondere die Dunkelfeldbeleuchtung ergibt eine vorzügliche Durchstrahlung von Pflanzenteilen und Tieren (z. B. Mückenlarven u. dergl.) in der Küvette. Sind sie stark pigmentiert oder sonst schlecht durchsichtig, so hat sich eine Kombination dieser Beleuchtung mit der von mir im „Mikrokosmos“ (Heft 6/47) geschilderten Beleuchtung gut bewährt: Eine zweite Blitzröhre, die synchron mit der ersten gezündet wird, scheint von der Seite in die Küvette hinein, wobei ihr direktes Licht gegen die Kamera mit einem Stück Stanniol abgeschirmt wird. Ihr Lichtstrom wird durch Totalreflexion an deren Stirnwänden zusammengehalten und in ihrem Raum gleichmäßig verteilt. Die beigegebenen Aufnahmen einer Eintagsfliegenlarve mögen die Art und das Zusammenwirken der beiden Beleuchtungsarten belegen; die erste ist mit der geschilderten Dunkelfeld-

beleuchtung allein, die zweite mit der seitlichen Beleuchtung allein, die dritte mit beiden gleichzeitig entstanden.

Die ganze Einrichtung läßt sich noch in verschiedener Richtung ausbauen. Um stärkere Vergrößerungen zu bekommen, verwende ich statt des Leica-Objektivs auch ein schwächeres Mikroskopobjektiv, in das eine Blende von etwa 2 mm Durchmesser eingelegt wird. Besser wäre natürlich ein Mikrosummar. Weiter versuche man z. B. einmal eine Dunkelfeldbeleuchtung mit einer knappen noch verbleibenden Transparenz des schwarzen Blendengefäßes, das man mit einem Bleistift oder mit mehr

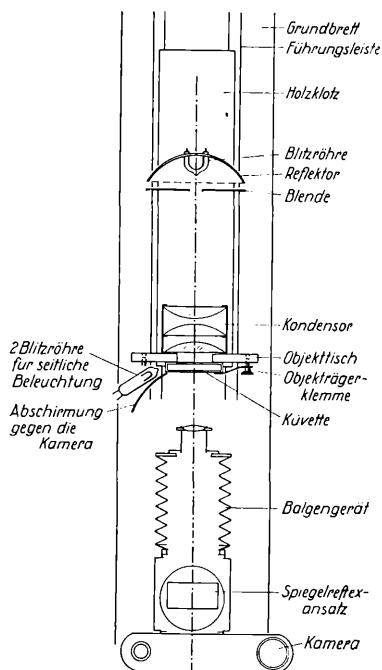


Abb. 4: Schema der Beleuchtungsanordnung

oder weniger Tusche herstellen kann. Auch läßt sich daran denken, mit einem Kondensor größeren Durchmessers größere Küvetten oder auch Pflanzenteile in der Luft zu fotografieren. Ein solches Gerät erfordert allerdings mehr Raum.

Auch wenn man keinen Elektronenblitz verwenden kann oder auch überhaupt nicht fotografieren will, lohnt sich die Herstellung des Geräts allein zur Beobachtung. Man setzt dann an die Stelle des Elektronenblitzes eine Opallampe, muß allerdings die verwendeten Blenden dann aus hitzebeständigem Material herstellen, da sie ja unmittelbar vor der Lampe stehen. Auch eine schwache Lampe genügt, da man

ja jetzt die verwendeten Objektive nicht so stark abzublenden braucht wie für fotografische Arbeit.

Um nicht den Gedanken aufkommen zu lassen, die Apparatur müsse aufs Kleinste so sein, wie ich sie beschrieben habe, möchte ich folgendes bemerken: Die Apparatur hat sich bei mir aus verschiedenen Versuchen entwickelt, und im Lauf dieser

Versuche sind mir sehr viele Aufnahmen vorzüglich gegückt, zum Teil mit völlig improvisiertem Aufbau. Dabei wurde vielfach die Kamera frei in der Hand gehalten und nur nach Gefühl in die optische Achse gebracht. Trotz der sperrigen Kamera wurde dabei keine einzige Aufnahme verrißen, und das ist natürlich der kurzen Leuchtzeit des Blitzes zu danken.

Kleine Mitteilungen

Serienschnitte mit dem Ultra-Mikrotom. Seit kurzem ist es in den USA gelungen, Serienschnitte auch mit dem Ultra-Mikrotom herzustellen. Allerdings bedarf es dazu einer Hilfsapparatur, über die leider nichts Genaueres mitgeteilt wird. Auch muß die Verarbeitung der Schnitte unter dem Mikroskop erfolgen.

Die Abbildung zeigt eine Schnittserie, die auf diese Weise erzielt worden ist und einem Ehrlich-Tumor entstammt; leider ist im Original die Vergrößerung nicht angegeben.

D. GELBER, Journ. Biophysic. and Biochemic. Cytol., Vol. 3 Nr. 2 — The thin Sectioning etc., John, Wallenfels pag 311

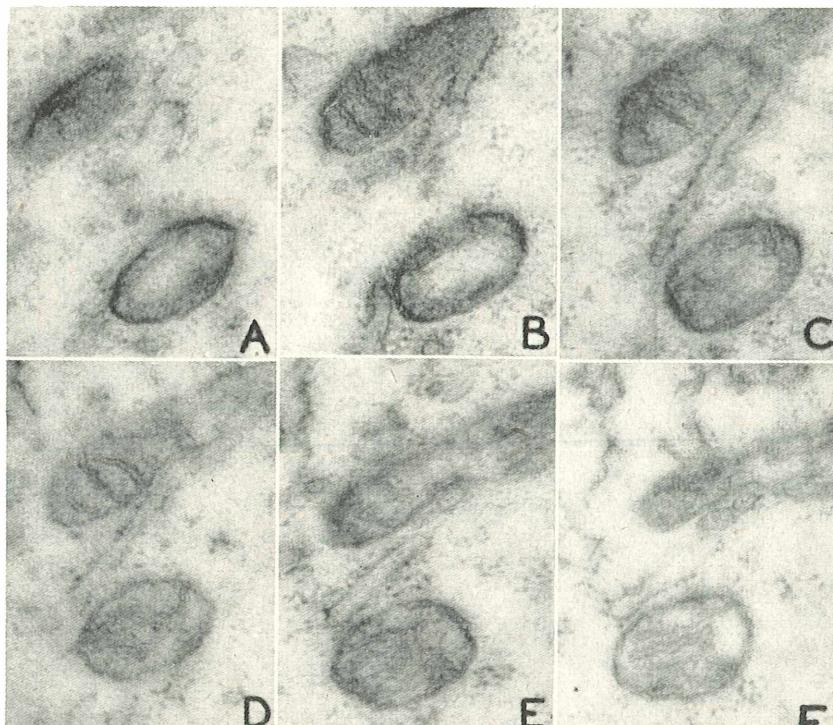


Abbildung: Serienschnitte mit dem Ultra-Mikrotom. Aus Journ. Biophysic. Biochemic. Cytol., Vol. 3, 311

Fernsehmikroskopie lebender Objekte. Bei der Verbindung eines Projektionsmikroskopes mit einer Fernsehkamera lassen sich über Verstärkergerät und Fernsehempfänger relativ starke Vergrößerungen erzeugen, ohne daß die sonst dabei übliche große Lichtdurchstrahlung nötig wäre. In der Universitäts-Augenklinik Hamburg wird diese Methode dazu benutzt, die im Kammerwasser des Auges bei krankhaften Zuständen vorkommenden Zellen und Mikroorganismen zu studieren. Wie W. STRAUB berichtet, sind so beispielsweise bei rund 5000facher Vergrößerung Schichtaufnahmen einzelner Bindegliedzellen möglich. Ebenso lassen sich bei klinischen Vorstellungen Bindegliedzellen am Patienten im Hörsaal demonstrieren, um einer größeren Anzahl von Studenten krankhafte Verände-

rungen zu zeigen, ohne den Patienten dabei zu belästigen oder sonst stärker zu belästigen.

Besondere Vorteile bietet die Methode jedoch beim Filmen der Bewegungen von Mikroorganismen dadurch, daß sich das Präparat bei dem verhältnismäßig geringen Lichtbedarf der Photokathode nicht stärker erhitzt und das gleichzeitig auf dem Bildschirm des Empfangsgeräts sichtbare Abbild eine ständige präzise Kontrolle des Filmausschnitts erlaubt. Auf diese Weise konnte STRAUB Toxoplasmen eine Stunde lang mit dem Fernsehmikroskop untersuchen und filmen, woher auch noch am Schluß eine lebhafte Eigenbeweglichkeit festgestellt wurde.

W. STRAUB, Münchener Med. Wschr. Heft 19, 1958.

Dr. H. Paul

Mitgliedskarte 1959

(1. Januar bis 31. Dezember 1959)

für

Die nebenstehenden Abschnitte dienen als Kontrolle bei Anfragen und Bestellungen. Sie sind nur gültig mit eigenhändiger Unterschrift. Ohne beigefügten Mitgliedsabschnitt können Anfragen und Bestellungen nicht bearbeitet werden.

S A T Z U N G

1.

Die Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart ist von der Franck'schen Verlags-handlung Stuttgart gegründet und hat das Ziel, ihre Mitglieder (Abonnenten des »Mikrokosmos«) in allen Fragen des Mikroskopierens zu beraten und zu unterstützen.

2.

Zur Erreichung dieses Ziels erscheint die Zeitschrift »Mikrokosmos«.

Den »Mikrokosmos« liefert die Franck'sche Verlagshandlung den Mitgliedern durch jede Buchhandlung zu dem jeweils gültigen Vierteljahresbeitrag.

3.

Ferner haben die Mitglieder (Abonnenten) das Recht, andere von der Schriftleitung des KOSMOS oder MIKROKOSMOS herausgegebene und bei der Franck'schen Verlagshandlung erscheinende Bücher und Lehrmittel zu ermäßigten Preisen zu beziehen. Lieferungen zum Vorzugspreis werden von der Franck'schen Verlagshandlung jeweils im »Mikrokosmos« angeboten. Außerdem haben die Mitglieder das Recht, naturwissenschaftliche Aus-künfte bei der Redaktion des »Mikrokosmos« einzuholen.

Hier abtrennen!

Ich bin Bezieher des »Mikrokosmos« seit
der Buchhandlung

und erhalte die Monatshefte

Ab 1. I. 1959 soll der »Mikrokosmos« — vierteljährlich 3 Hefte DM 6.— — außerdem geliefert werden an folgende Adressen, die durch eigenhändige Unterschrift und Adreß-Angabe hiermit die Bestellung aufgeben *

Alle Lieferungen sollen erfolgen durch die Buchhandlung

* Die Abonnementsbestellung gilt für ein Jahr und verlängert sich selbsttätig bis zur Abbestellung.

Nur mit eigenhändiger
Unterschrift gültig

Name: _____

Ich bestelle hiermit

*Einbanddecke MIKROKOSMOS
47. Jahrgang 1957/58 DM 3.—*

*Expl. Sammelfalte() für abge-
schlossene und laufende Jahrgänge des
MIKROKOSMOS zu je DM 4.00*

Ich erbitte Lieferung der folgenden im »Mikrokosmos« zu ermäßigten Preisen angebotenen Bücher. Bei der Lieferung soll die mir zustehende Werbeprämie in Höhe von DM 5.— für jede umstehend angegebene Neuanmeldung verrechnet werden.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; <http://www.elsevier.de/>

Mitglied kann jeder werden, der sich zur Zahlung des jeweils bekanntgegebenen Abonnementsbetrags verpflichtet. Andere Verpflichtungen haben die Mitglieder nicht. Sie haben keine anderen Rechte als in Absatz 3 angegeben ist.

5.

Der Jahrgang des »Mikrokosmos« beginnt im Januar. Der Beitritt kann jederzeit, auch zu Beginn eines Vierteljahres erfolgen. Der Austritt kann in der Regel nur zum Ende eines Jahrgangs (31. Dezember) geschehen und muß 6 Wochen vorher angezeigt werden. Im anderen Fall läuft die Mitgliedschaft selbsttätig weiter.

6.

Alle Zuschriften, Sendungen und Zahlungen sind, soweit sie nicht durch Vermittlung einer Buchhandlung Erledigung finden, an die Franckh'sche Verlagsbuchhandlung Stuttgart als Geschäftsstelle des »Mikrokosmos« und der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft zu richten.

5 M A R K P R Ä M I E

in Form einer Gutschrift zum Bezug von Büchern des KOSMOS-Verlags (Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart) erhalten die Bezieher des »Mikrokosmos« für jede Anmeldung eines neuen Beziehers (Mitglieds) für den Jahrgang 1959. Werbematerial erhalten Sie gern kostenlos.

Die nebenstehenden Abschnitte sind nur mit eigenhändiger Unterschrift gültig. Sie dienen als Nachweis der Mitgliedschaft bei Anfragen und bei der Aufgabe von Bestellungen. Jede Anfrage oder Bestellung ist mit dem Ausweis zu versehen, wobei mit einer Bestellung die Lieferung von beliebig vielen der mit Vorzugspreisen angebotenen Bücher oder Lehrmittel in Auftrag gegeben werden kann. Falls alle Abschnitte aufgebraucht sind, können gegen Einsendung der Mitgliedskarte weitere Abschnitte angefordert werden.

An die

Geschäftsstelle des
M I K R O K O S M O S
Franckh'sche Verlagsbuchhandlung

STUTTGART - O

Pfizerstraße 5 - 7

Unterschrift und Adresse (bitte recht deutlich)

Einbanddecken — Sammelmappen

Der Jahrgang 1957/58 des „Mikrokosmos“ umfaßt ausnahmsweise 15 Monatshefte. Der gebundene Jahrgang wird also um ein Viertel stärker als sonst üblich.

Der Verlag stellt gern passende Einbanddecken für diesen Sonderjahrgang her. Der Preis für die Ganzleinen-Einbanddecke 1957/58 wird DM 2,— betragen.

Zum Aufbewahren der laufenden 12 Nummern eines Jahrgangs dient die Sammelmappe mit Stabheftung (DM 3,50), die viele Jahre hindurch immer wieder benutzt werden kann. Sie bestellen Einbanddecke und Sammelmappe am besten jetzt gleich beim Verlag.

Bücherschau

Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. Be- gründet von E. Strasburger, F. Noll, H. Schenck und A. F. W. Schimper, 27. Auflage, neubearbeitet von R. Harder, W. Schumacher, F. Firbas und D. von Denffer. XII, 694 Seiten mit 952 z. T. farbigen Abbildungen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1958. Gzln. DM 32.—

Es ist für den Rezensenten eine besondere Freude, die Neubearbeitung des Werkes besprechen zu dürfen, das ihn vor fast 50 Jahren in die wissenschaftliche Botanik eingeführt hat. Der „Strasburger“ war damals das einzige in Betracht kommende Hochschullehrbuch auf diesem Gebiet, und er steht auch heute noch an derselben Stelle.

Gegenüber der vorhergehenden ist die 27. Auflage um rund 70 Seiten und über 100 Abbildungen erweitert und zeigt dadurch schon rein äußerlich, daß das Werk mit den Fortschritten der Wissenschaft gleichen Schritt gehalten hat. Während sich bei den von den bisherigen Verfassern bearbeiteten Teilen (Physiologie, Systematik und Pflanzengeographie) die Änderungen in engerem Rahmen halten, hat die unsere Leser wohl vor allem interessierende Morphologie eine tiefgreifende Umgestaltung erfahren, nachdem an Stelle von Prof. H. Fitting, der seit 1913 für diesen Teil verantwortlich gezeichnet hatte, Prof. D. von Denffer, Ordinarius an der Universität Gießen, getreten war. Dieser Forscher hat sich einerseits bemüht, die bewährte Tradition des Buches in Stoffauswahl und Anordnung möglichst zu erhalten, hat aber andererseits doch manchem Kapitel ein verändertes Gesicht gegeben — nicht zu dessen Nachteil. Ganz neu ist z. B. der Abschnitt „Die morphologischen Organisationsstufen“, straffer gegliedert und zugleich ausführlicher der Abschnitt „Zellenlehre“ mit zahlreichen neuen instruktiven Abbildungen.

Wie bisher sind die für den Anfänger wichtigsten Abschnitte in normalem Druck gesetzt, die übrigen, die ein tieferes Eindringen in die Botanik vermitteln, kleingedruckt. Für jeden, der sich in einzelne Teilgebiete noch weiter einarbeiten will, ist das fast 8 Seiten umfassende, auf den neuesten Stand gebrachte Literaturverzeichnis, auf das im Text stets Bezug genommen wird, von größtem Wert.

Prof. Dr. W. J. Fischer

K. Imhoff: Taschenbuch der Stadtentwässerung. 17. Aufl., Verlag Oldenbourg, München 1958. Kunststoffeinbd. 15.— DM.

Daß der „Imhoff“ für alle, die sich mit der Abwasserbeseitigung befassen, eine immer wieder gebrauchte Hilfe ist, sieht man schon daraus, daß 1954, 1956 und 1958 neue Auflagen erschienen sind. Der Erfolg beruht sowohl auf

der klaren und umfassenden Behandlung des Themas, als auch auf dem Bemühen des Verfassers, jede Auflage auf den neuesten Stand der Kenntnis zu bringen. So werden in der vorliegenden Auflage besonders die Belastungszahlen für Belebungsanlagen wesentlich höher angegeben, neue Belüftungsverfahren berücksichtigt und ebenso neue Verfahren zur Untersuchung und Beurteilung von Abwasser und Gewässern beschrieben. Zahlreiche Literaturangaben und das DIN-Blätter-Verzeichnis wurden bis 1958 ergänzt. Durch Fortlassen älterer Verfahren und Kürzungen wurde die Seitenzahl jedoch beibehalten. Wie bisher wird der Imhoff bei jedem Abwasserpraktiker zu finden sein.

Dr. v. Ammon, München

Fortschritte der Zoologie. Im Auftrag der Deutschen Zoologischen Gesellschaft herausgegeben von Max Hartmann. Band 10, 598 Seiten, Verlag Gustav Fischer, Stuttgart 1956. Preis 55,— DM.

Die „Fortschritte der Zoologie“ sollen den Zoologen über alle neuen Erkenntnisse seiner Wissenschaft unterrichten. Sie sind nach Fachgebieten gegliedert, wobei über jede Disziplin von erstrangigen Vertretern des Faches zusammenfassend und auswählend referiert wird.

Solche Berichte sind heute, da die Flut der Veröffentlichungen kaum mehr im engsten Spezialgebiet zu überblicken ist, für den wissenschaftlich arbeitenden Zoologen unentbehrlich. Der vorliegende Band schließt die Lücken, die in der Berichterstattung der Kriegs- und Nachkriegsjahre zeitbedingt offengeblieben sind. Von jetzt an soll jedes Jahr ein Band erscheinen, so daß im Verlauf nicht allzu vielen Jahren jede Fachrichtung einmal zu Wort kommen kann. Band 10 enthält folgende Beiträge:

Morphologie: „Morphologie und Entwicklungsgeschichte der Protozoen“ von Prof. Dr. K. G. Grell.

Systemlehre und Stammesgeschichte: „Systematik und Stammesgeschichte der Tiere 1939 bis 1953“ von Prof. Dr. K. G. Günther.

Vergleichende Physiologie des Stoff- und Energiewechsels: „Physik und Chemie der Zelle“ von Prof. Dr. H. Friedrich-Freska, „Hormone“ von Prof. Dr. H. Giersberg, „Muskelphysiologie“. Die Wirkung von Adenosintriphosphat auf die kontraktile Proteine und die Kontraktion von Muskeln und Zellen“ von Prof. Dr. H. H. Weber, „Zentralnervensystem“ von Prof. Dr. E. von Holst.

Physiologie des Formwechsels: „Fortpflanzung, Befruchtung und Sexualität“ von Dozent Dr. C. Hauenschild und Dr. L. Wiese, „Entwicklungsphysiologie der Wirbeltiere“ von Dr. C. von Woellwarth.

Dr. D. Krauter

MIKROSKOPE aller Art

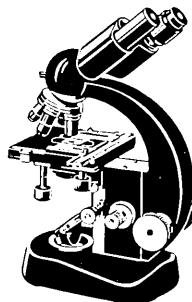


1892

monokular und binokular
Stereomikroskope und -Lupen
Auflicht, Durchlicht, Dunkelfeld,
Polarisation und Phasenkontrast
Mikrofotografie

Fordern Sie bitte Prospekt Nr. 46 an

CHR. BECK & SÖHNE KG KASSEL



**Farbstoffe, Einschlußmittel,
Reagenzien für Mikroskopie**

Preisliste auf Wunsch

CHROMA-GESELLSCHAFT
SCHMID & CO.
Stuttgart-Untertürkheim

Präzisions-
MIKROSKOPE
für alle Aufgaben.

WERTVOLLSTE WETZLARER OPTIK!

OPT.-INST. G.K.E. SCHRÖDER
HAMBURG 36 DAMMTORSTR. 22

Verlangen Sie bitte unseren Muster-Katalog



Bei privaten und geschäftlichen
Gelegenheitsanzeigen

im Fließsatz kostet jedes Wort DM —.35, im Fett-
druck DM —.40, Chiffregebühr DM 1.—. Wir bitten
um Vorauszahlung.

MIKROPHOTOGRAPHIE FÜR JEDERMANN

Von Dr. Fritz Bode

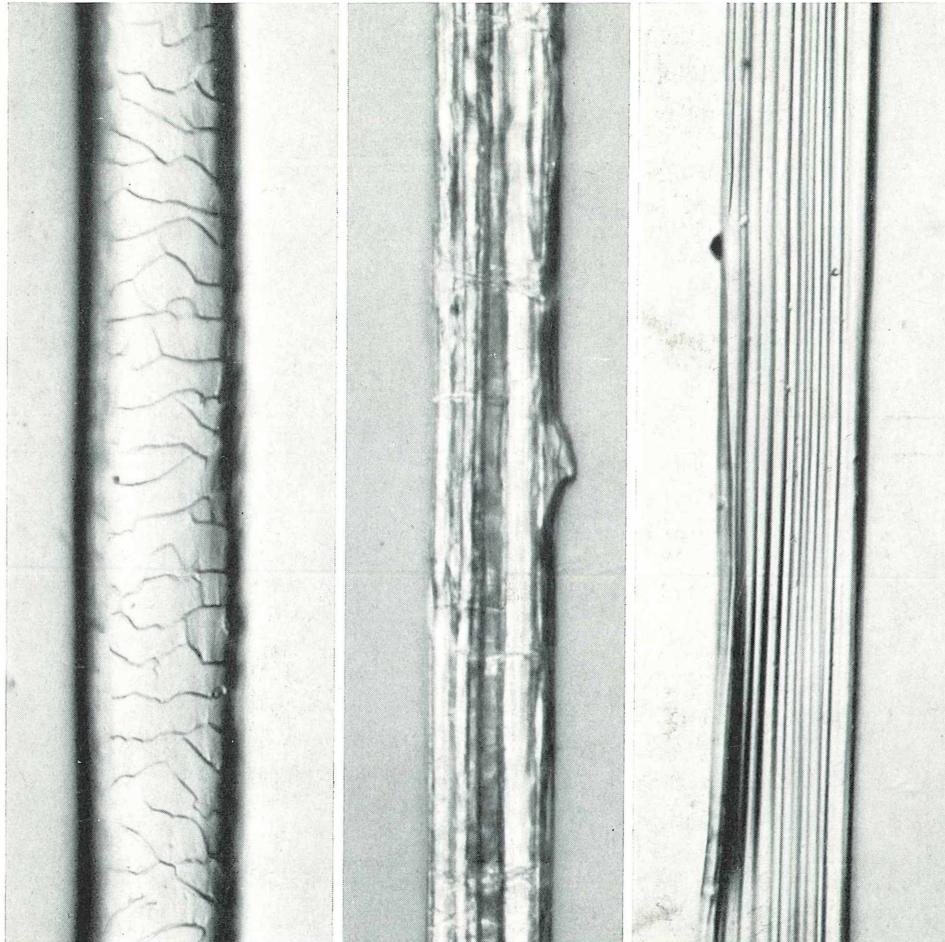
Dieses Buch erläutert die optischen und technischen Grundlagen so, daß sie — auch ohne physikalische Vorkenntnisse — jedem eingehen, der als Liebhaber oder Studierender mit einfachen Hilfsmitteln Mikrophotographien anfertigen will. Wer als Laborant oder als Mitarbeiter in Industrie und Forschungsstätten mit kostspieligen, manchmal automatisierten Spezialgeräten umgeht, erfährt aus diesem Buch, wie solche komplizierten modernen Apparate konstruiert sind und wie er sie voll ausnützen kann. Dr. Fritz Bode, der anerkannte Fachmann der Mikrophotographie, macht mit diesem Buch sein Wissen und seine Erfahrungen jedermann zugänglich.

Der Band umfaßt 78 Seiten im Großformat mit 78 Abbildungen und kostet kartoniert DM 8,80, für KOSMOS-Mitglieder oder Bezieher des MIKROKOSMOS DM 7,50; er kann von jeder Buchhandlung bezogen werden.

KOSMOS-VERLAG / FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart,
der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft
Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft
Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

L o s k e , Th.: Methoden der praktischen Textilmikroskopie. I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen	33
B r o h m e r , Prof. Dr. P.: Erinnerungen an Ernst Haeckel. Zur 125. Wiederkehr seines Geburtstages	38
K l e i n , Dr. B. M.: Vom Insektengehirn	43
B r e m e n , W. v.: Skizzen aus dem Mikro-Aquarium	49
M i k r o s k o p i e i n d e r S c h u l e	
H e i l i g m a n n , Dr. W.: Chromosomenpräparate	58
Z u r E i n f ü h r u n g i n d i e M i k r o s k o p i e	
S e y f a r t h , W.: Schneekristalle unter dem Mikroskop	59
W i n k e f ü r s L a b o r	
G ö k e , G.: Reprofilme in der Mikrophotographie	61
K l e i n e M i t t e i l u n g e n	
B e k a n n t m a c h u n g e n	64
B ü c h e r s c h a u	3. Umschlagseite
U m s c h l a g b i l d : Die Oberflächen von Textilfasern nach dem ROX-(Positiv)-Verfahren; links Wolle, Mitte Hanf, rechts Reyon-Viskose. Aufnahme: Th. Loske, Fraunhofer-Institut, Mannheim. (Zum Aufsatz: Methoden der praktischen Textilmikroskopie auf S. 33).	3. Umschlagseite

NEUERSCHEINUNGEN 1959

Dr. Helmut H. D i t t r i c h : Bakterien, Hefen, Schimmelpilze

84 Seiten mit 46 Abbildungen im Text sowie 5 Kunstdrucktafeln. Kart. DM 9.80.
(Reihe „Einführung in die Kleinebewelt“.)

Viele einfache Versuche demonstrieren die Arbeitstechnik und lehren, das Wesen dieser Organismen besser zu verstehen.

Dr. Rudolf B r a u n : Tierbiologisches Experimentierbuch

165 Seiten mit 94 Abbildungen im Text sowie 8 Kunstdrucktafeln. Kart. DM 6.80.
(Reihe „Erlebte Biologie“.)

Sorgsam wählte der Verfasser nur solche Experimente aus, bei denen Tiere weder verletzt noch gequält werden, Experimente, zu deren Verständnis kein Fachwissen und zu deren Durchführung keine kostspieligen Geräte notwendig sind.

Prof. Dr. Franz B u k a t s c h : Nahrungsmittelchemie für Jedermann

152 einfache Versuche zur Prüfung unserer Lebensmittel
114 Seiten mit 51 Abbildungen im Text und 16 graphischen Darstellungen. Kart. DM 9.80.
(Band 39 der Reihe „Handbücher für die praktische naturwissenschaftliche Arbeit“.)

Der Verfasser erläutert die Zusammensetzung der Nahrungsmittel, die Bedeutung der Nahrungsstoffe und Vitamine im Körperhaushalt des Menschen, Wirkung und Nachweis von Konservierungsmitteln und Verfälschungen, Untersuchung von Kohlenhydraten, Fetten und Eiweiß.

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

Methoden der praktischen Textilmikroskopie

I. Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen*

Von Theodore Loske, Mannheim

(Aus dem Fraunhofer-Institut für angewandte Mikroskopie, Photographie und Kinematographie — Leiter: Dr.-Ing. habil. H. Reumuth)

Mikro-Textilfasern sind Objekte besonderer Art: sehr lang bei geringem Durchmesser; viele sind schon auf kurzen Längenstrecken äußerst ungleichmäßig. Alle Fasern sind jedoch rund, niemals glatt, sondern kanelliert, gerillt, verdrallt (Baumwolle spiraling), geschuppt, mit feinen und groben Oberflächenrauhigkeiten versehen.

Mikroskop-Objektive erfassen bei Durchlichtbeobachtung und bei der Durchsichtigkeit oder Halbdurchsichtigkeit der Fasern infolge der Schärfentiefe („Abbildungstiefe“ nach K. MICHEL) die „vordere“ und die „hintere“ Oberfläche zugleich, d. h. wir bekommen eine Aufeinander-Projektion z. B. des vorderen und hinteren Schuppenbildes einer Wollfaser oder der verschiedenen Rillung einer Reyon-Faser von der „Vorder“-Seite (dem Objektiv zugekehrt) und der „Rück“-Seite (kondensorseitig). (Abb. 1 u. 2.)

Um eine klare Oberflächen-Struktur der Fasern zu erhalten und die bei der mikroskopischen Beobachtung störende hintere Ebene auszuschalten, verwendet die praktische Mikroskopie die verschiedensten Bettungs- und Abdruckmethoden für:

1. Wolle und andere tierische Haare
2. Reyon- u. a. Regenerat-Fasern
3. Samen-, Stengel- und Bastfasern
4. Chemiefasern

Schon 1926 veröffentlichte G. SAXINGER: „Neue Methode zur Untersuchung des Haarepithels“. Er benutzte eine Celluloidlösung; in der bereits halb erstarrten Masse brachte er tierische Fasern durch leichtes Andrücken mit einem Objektträger etwa bis zur Hälfte zum Einsinken. Bevor die Substanz völlig erstarrt, werden die Fasern mit einer Pinzette vorsichtig entfernt.

1927 erschien von A. HERZOG „Abdrücke tierischer Wollen und Haare in Harzen“. Er benutzte Deckglaskitt nach KRÖNIG. Die Handhabung ist ähnlich der SAXINGER-Methode.

J. I. HARDY veröffentlichte 1928 eine weitere Abwandlung dieser Abdruckmethoden. Er benützte Celluloidkombinationen, bettete die Fasern nicht halbseitig, sondern übergoß sie, zerschnitt dann kurz vor völliger Erstarrung des Bettungsmittels die obere, die Faser abdeckende Schicht und legte die Faser frei.

AD. SCHROEDER verwendet als Bettungsmaterial unbelichtete Photo-Gelatine-Platten. Die Platten werden sorgfältig ausfixiert, gewässert und getrocknet, dann in objektträgergroße Stücke geschnitten. Vor dem Gebrauch werden sie angefeuchtet bzw. die regulär photographisch naß behandelten Platten werden staubfrei (!) halb angetrocknet. Die abzudrückenden Fasern werden auf diese Schicht gelegt und mit einer Celluloidfolie bedeckt, auf welche

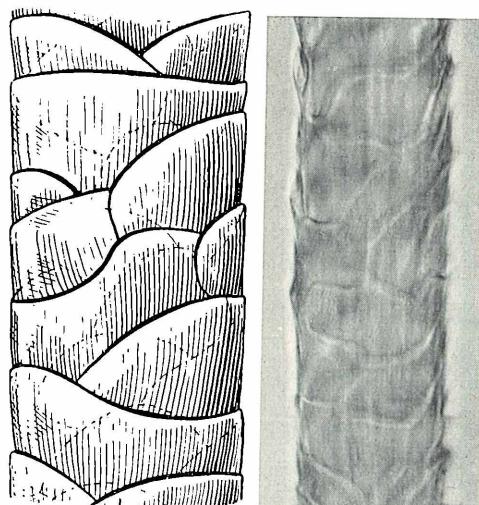


Abb. 1 und 2: Wolloberflächen bei sogen. „normaler“ Bettung, d. h. Totaleinschluß in Glyzerin-Wasser o. ä. Die „vordere“ (starke Linie) und „hintere“ Faseroberfläche (gestrichelt) werden bei normalem Einschluß im durchfallenden Licht zugleich sichtbar; ein gestörtes Bild der Oberfläche. Links: schematische Darstellung nach H. REUMUTH, 1942
Rechts: Mikroaufnahme (Verf.)

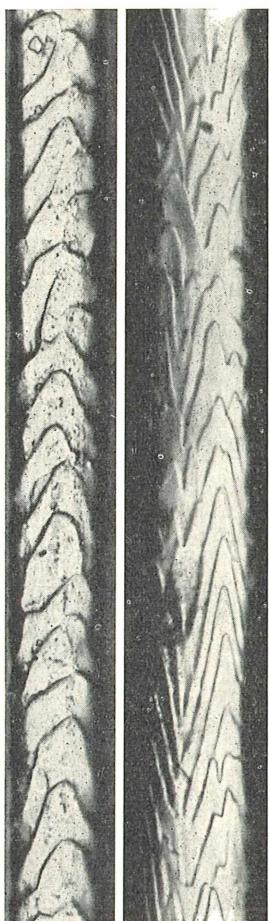
man eine Glasplatte legt und diese mit 5 kg Gewicht beschwert. Nach der Entfernung von Gewicht und Glasplatte zieht man die Fasern von der Folie und läßt den Abdruck auf der Photoplatte völlig lufttrocknen.

J. A. MANBY benützte zuerst 5%ige Xylol-Balsam-Lösung, 1% Celluloid in Amylacetat auf 25% Glycerin in Wasser und 3%ige Glyceringelatine als Bettungsmittel. Dann bettete er die Fasern halbseitig, in geeigneten Fällen verwendete er auch die Umbettungsmethode (Abb. 3). Fast gleichzeitig mit MANBY berichtete H. MENDRZYK über eine vereinfachte Schnellmethode: Sie

* Als Teil II wird erscheinen: „Mikroskopische Abdruckverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigfabrikate“.



3



5a 5b

Abb. 3: Leicester-Wool nach MANBY. Aus MANBY, 1932

Abb. 4: Phasenkontrastaufnahme. Negativabdruck von unbehandelter Kammzug-

wolle nach R. LASSE. Aus LASSE, 1955

Abb. 5 a: Heidschnucken-Wolle, ROX-Positiv. Orig. H. REUMUTH.
Abb. 5 b: Angora-Kanin, ROX-Negativ. Orig. H. REUMUTH

ließ Glycerin an den gespannten Wollfasern entlanglaufen.

Von J. ECKER, Wien, erschien 1943: „Faserabdrücke auf Cellophanfolien“. Er benutzt Cellophanfolien (nach Art des Tesa-Bandes), in welche er die zu untersuchenden Fasern unter leichtem Druck, bei groben Garnen mittels Presse, einsenkt. Die Fasern können sofort herausgezogen und die Abdrücke zwischen zwei Objektträgern mikroskopiert werden.

Das ROX-Verfahren (siehe Literaturangaben), 1934 von H. REUMUTH entwickelt, vereinfacht und erweitert die MANBY'sche

Methode zur leicht zu handhabenden Serienarbeit (Abb. 5a u. b). Das ROX-Verfahren unterteilt man in zwei Gruppen:

1. das Positiv-Verfahren und
2. das Negativ-Verfahren.

Unter **Positiv**bettung versteht man die Methode, Textilfasern und ähnliche durchsichtige Gebilde (Streckengebilde) in eine Bettung einzusetzen und sie positiv, das heißt *zur Hälfte* eingebettet und nur die obere Hälfte zu mikroskopieren. Durch den gewählten Brechungsindex des Bettungsmittels, welcher gleich dem der Faser sein muß, wird die eingebettete Faserhälfte optisch ausgeschaltet. Unter **Negativ**bettung versteht man die halbseitige Bettung von Fasern, welche nach dem Aufrocknen des Bettungsmittels aus ihrem „Bett“ herausgezogen und als *Abdruck* mikroskopiert werden. Ein weiterer Vorteil der ROX-Methode: die einmal angefertigten Abdrücke lassen sich in Präparatekästen ohne weiteres 1 bis 2 Jahre, u. U. auch länger, aufbewahren.

Die Positivbettungsmethode

Die zubettenden Fasern werden auf einem Spannrahmen fixiert (Abb. 7a). Diesen Spannrahmen kann man sich leicht herstellen: Vier Objektträger werden so miteinander verkittet, daß sie ein Rechteck bilden, dessen Ausschnitt gerade einen Objektträger faßt. Bei häufigem Gebrauch läßt man sich den Rahmen zweckmäßig von einem Feinmechaniker aus Aluminium herstellen (oberflächlich durch Absanden gerauht, damit das Klebemittel haftet).

Auf diesen Rahmen befestigen wir unter leichter Spannung die Fasern mit einem Tröpfchen Deckglaskitt nach KRÖNIG. Die Fasern werden möglichst dicht nebeneinander gespannt (man bringt je etwa 20 bis 30 Fasern auf einen Objektträger), damit zur Vergleichsmikroskopie geschädigte neben ungeschädigten gleichzeitig mikroskopiert werden können.

H. REUMUTH hat wiederholt auf eine wichtige Maßnahme hingewiesen, die sehr zur Rationalisierung und Verkürzung der mikroskopischen Arbeit dient. Alle Fasern müssen genau unter 90° zur Hauptrichtung des Spannrahmens und unter leichter Zugspannung mit dem Finger fixiert werden; dann kann man im Mikroskop die etwa 2,5 cm betragende Faserlänge mit einer Objekttrichterbewegung durchmustern. (Dadurch kann man sehr gut mikrophotographisch „rapportieren“, d. h. aneinandergesetzte Serienaufnahmen herstellen). Mit Geduld und einiger Übung erlangt man nach kurzer Zeit große Fertigkeit im Spannen und Präparieren. Ist die Spannarbeit beendet, wird ein Objektträger mit dem Bettungsmittel ROX bestrichen: ein Tropfen ROX I oder ROX II — je nachdem, was für Faserstoffe gebettet werden sol-

len — wird auf den Objektträger aufgetragen (Abb. 7b). Mit einem zweiten Objektträger (Abb. 7c) streicht man wie bei einem Blutausstrich vorsichtig das ROX aus oder man verwendet einen sauberen Glasstab (Abb. 7d), der leicht über den Objektträger gerollt wird und gleichzeitig das ROX feinst verteilt.

Es ist darauf zu achten, daß die Schichtdicke der ROX-Masse der Dicke des Halbdurchmessers der zubettenden Faser entspricht. Für eine $40\text{ }\mu$ dicke Wolle braucht man z. B. einen $20\text{ }\mu$ dicken Ausstrich! Unter den mit ROX bestrichenen Objektträger legt man einen zweiten; damit die Fasern besser einsinken können, werden die übereinanderliegenden Objektträger genau waagerecht gelegt. Der mit den Fasern bespannte Rahmen wird vorsichtig mit der Öffnung über die Objektträger gestellt (Abb. 7e); bei richtigem Ausstrich müssen die Fasern bis zur Hälfte in das ROX einsinken.

Nach der Eintrocknung des Bettungsmittels trennt man die Fasern vom Spannrahmen, indem man mit einer Rasierklinge vorsichtig an den Spannseiten entlangfährt und die Fasern ohne Zerren und Schieben zerschneidet (Abb. 7f). Vorher empfiehlt es sich, einen dünnen „Faden“ von ROX über die künftigen Faserenden auf den Objektträger zu legen, damit sich die unter Spannung im Rahmen fixierten Fasern nicht wieder einkräuseln, an freigewordenen Schnittenden hochspringen usw.

Die Negativbettungsmethode

Die vorbereitende Arbeit ist die gleiche wie bei der Positivmethode. Die Faser wird gespannt, der mit Fasern bespannte Rahmen wird über den hochgelegten, mit ROX bestreichenen Objektträger gelegt, die Fasern müssen wiederum halb einsinken. Nach dem völligen Aufflocknen des Bettungsmittels löst man in gleicher Weise wie bei der Positivmethode die Fasern vom Spannrahmen; hierbei unterläßt man natürlich das Festlegen der Fasern mit einem „Faden“ ROX, da die Fasern aus ihrem Bett vorsichtig mit einer Pinzette herausgelöst und im Abdruck mikroskopiert werden.

Fehler beim ROX-Bettungsverfahren

Man hat jahrelang von verschiedenen Seiten behauptet, das ROX-Verfahren ließe sich sehr schwer in „die Hand bekommen“. Das ist bei einiger Übung und Konzentration auf die Arbeit nicht der Fall. Man beachtet nur sehr wenig, daß hier eine prinzipielle Maßnahme durchgeführt werden muß: Textilfasern dürfen nicht zu tief in der Bettung oder gar unmittelbar auf dem Glas aufliegen; ebenso wenig dürfen sie zu hoch, d. h. nur zu einem Teil ihres Ummanges, in das Bettungsmittel zu liegen kommen. Drei Schemazeichnungen zeigen die normale Einbettung und die Fehler (Abb. 8). Nehmen wir eine Chemiefaser von $25\text{ }\mu$ Durchmesser, dann muß der Aufstrich des ROX etwa 12 bis $14\text{ }\mu$ dick sein. Die Faser kommt dann mit etwa

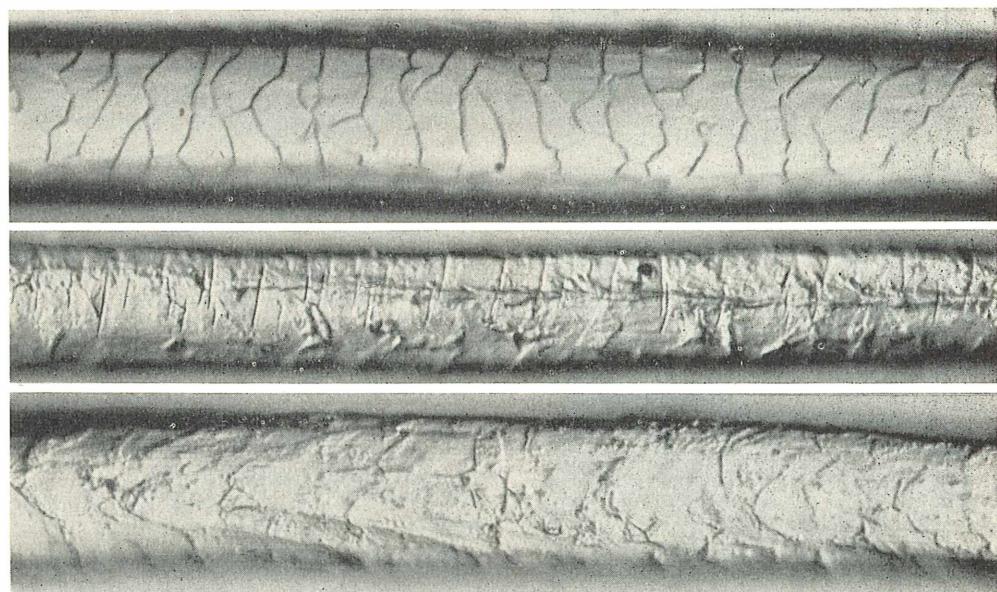
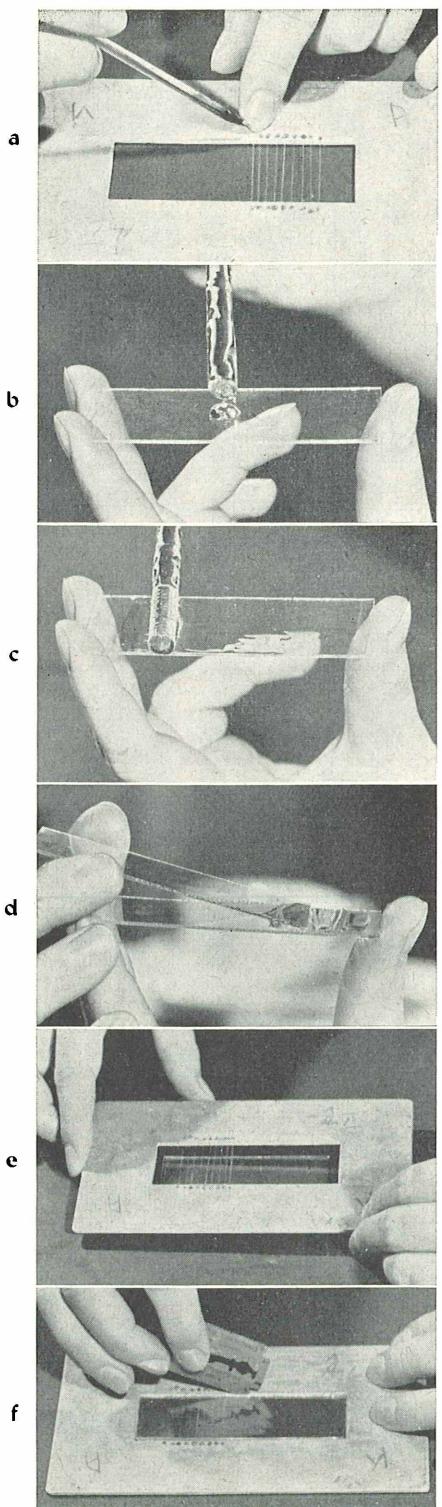


Abb. 6: Wollfasern gleicher Qualität aus technischem Kammzug; Durchschnittsfeinheit $20\text{ }\mu$. Oben: gut gewaschen. Mitte: stark überchloriert, querrissig. Unten: gechlort, Schuppen im Profil verändert. ROX-Aufn. mit Kleinbild (Verf.)



12μ ihres Durchmessers in die ROX-Schicht zu liegen und hat immer noch 1—2—4 μ Abstand von der Glasoberfläche des Objektträgers. Bei totaler oder streckenweiser Berührung des Glasobjektträgers entsteht ein optischer Fehler! Ferner ist zu beachten, daß die noch halbfüssige ROX-Masse während der Fasereinsenkung kapillar an den beiden Faserfronten empor läuft. Wir haben es also mit Kavitätskräften zu tun. Mit diesem Emporheben, und zwar in konvexer Form, — es soll nie die konkave Hochhebung (wie SCHRAMECK vor Jahren beschrieb) erreicht werden, — haben wir eine sichere Maßnahme, daß der größte Teil gut gebetteter und parallel gespannter Fasern auch wirklich zu ihrer Hälfte in das Bettungsmittel zu liegen kommen. Das Bettungsmittel verliert bei der endgültigen Antrocknung an Schichthöhe; dennoch bleibt die Faser zur idealen Hälfte im Bettungsmittel liegen, infolge jener Kavitätserscheinung. Ein ebenso großer Fehler in der optischen Wiedergabe, der sich besonders in der Mikrophotographie auswirkt, ist, daß die Fasern in einem viel zu gerin- gen Umfang oder Durchmesserteil in der Bettung liegen; dann erscheinen schwarze, manchmal auch weiße Randlinien infolge unvermeidlicher Lichtbrechungen an den Grenzen zwischen Bettungsmittel, Luft, „hinterer“ Faseroberfläche und „vorderer“ Faseroberfläche; gerade diese müssen durch das richtig durchgeföhrte ROX-Verfahren ausgeschaltet werden. Nur dann sind auch gute, von Randschatten freie Faseraufnahmen möglich.

Besondere Sorgfalt ist dann geboten, wenn es sich um ausgesprochen stark gekräuselte Wollen, um spiralförmig gedrehte Baumwollfasern, um Chemie- und Regeneratfasern mit „Spinnstrukturen“ handelt. Dann ist die oben kurz erwähnte Maßnahme: die Faser an einem Ende auf den Rahmen zu fixieren, mit dem anderen durch die Bewegung der Fingerkuppenhaut anzuspannen und vor der Fingernagelkuppe unter dieser Spannung auch mit Krönig-Kitt aufzuleimen, außerordentlich wichtig. Im Interesse der leichten Handhabung der Methode sei ausdrücklich hierauf hingewiesen. Dabei darf keineswegs eine übermäßig große Zugspannung ausgeübt werden; bei einiger Übung pflegt man das einfach durch Bewegung und leichten Druck des Fingers und ein winziges Zurückziehen der Fingerkuppe durchzuführen.

Abb 7 (links): ROX-Präparation

- Spannen und Fixieren mit Krönig-Deckglaskitt
 - Aufbringen der ROX-Masse
 - Ausstreichen mit Glasstab oder
 - nach Art des Blut-Ausstriches
 - Der ROX-Rahmen wird über den erhöhten, vorher eingestrichenen Objektträger gesenkt
 - Nach Aufrocknen (u. evtl. Randsicherungsstrich) mit Rasierklinge Fasern durchtrennen.
- (Aufn. J. HOFFMANN)

Bei der Negativmethode verzichtet man natürlich auf die Randfestlegung der künftigen Faserschnittenden. Man faßt nach Trocknung des ROX und Trennung der Fasern vom Rahmen das Haarende mit einer Pinzette und hebt es sorgfältig unter einem gewissen Biegungswinkel nach hinten ab, um die Faser nicht noch zu überstrecken oder an einer evtl. noch formbaren Abdruckstelle eine nachträgliche Verformung oder Verzerrung im Abdruck zu erhalten. Für die Negativmethode gilt das gleiche wie für die Positivmethode: die Faser muß wirklich zu etwa der Hälfte ihres Durchmessers im Bettungsmittel liegen.

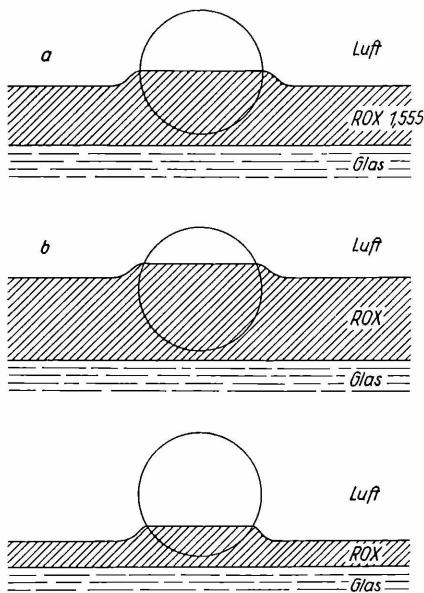


Abb. 8: Fehler beim Faser-Betten:

- a: richtig gebettet; Faser halb im ROX
- b: zu tief im ROX
- c: ROX-Verstrich zu dünn: Faser nur etwa zu ein Viertel ihres Umfangs eingesenkt.

Würde sie tiefer sitzen, würde man die Fasern aus überstehenden, zerfetzenden Rändern herausreißen. Bei der Negativmethode sollte man eher ein wenig höher betten als bei der Positivmethode. Es ist dann für die Randabbildung der Faser-negative besser, nicht die gesamte Breite, sondern nur $\frac{2}{3}$ der gewölbten Oberfläche darzustellen. Je sorgfältiger man diese Maßnahme durchführt, desto weniger wird man über Ränder und Säume in der Mikrophotographie klagen können.

Bei guter Handhabung haben sich die Halbbettungs- und Abdruckmethoden, insbesondere das vereinfachte ROX-Verfahren in allen Fällen technischer Prüfung, Schadensfalluntersuchung und Forschung bewährt.

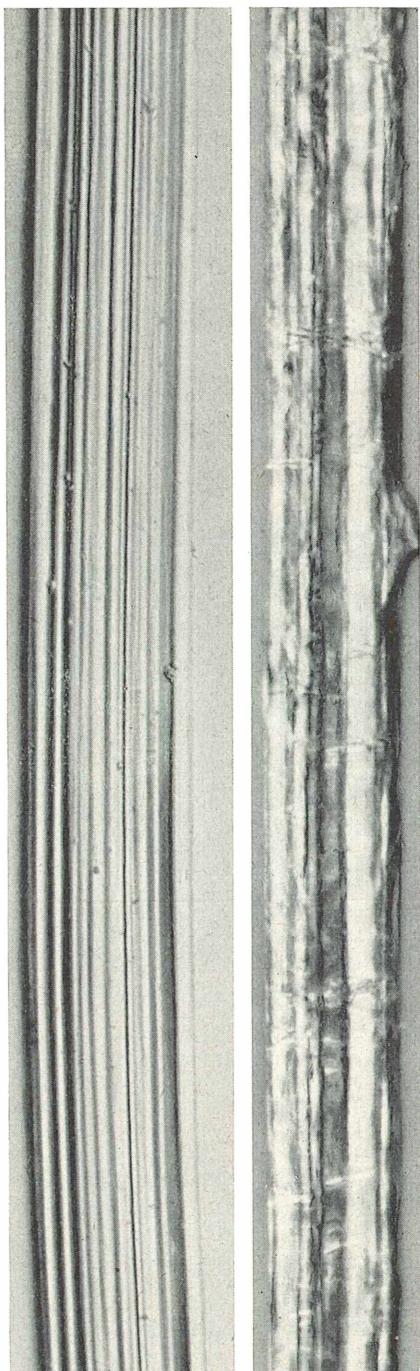


Abb. 9: Die klaren mikroskopischen Oberflächen von Reyon-Viskose (links) und Roh-Hanf aus Bindegarn (rechts)

(Kleinbild-Aufn.: Verf.)

ROX-Bezugsquellen

Das Bettungsmittel ROX nach H. REUMUTH ist im Handel bei der Firma Chroma-Gesellschaft, Stuttgart-Untertürkheim (ehemals Grübler & Co.) zu beziehen. ROX I mit dem Brechungsindex $n_D = 1,546-1,549$ für alle Natur-, Chemie- und Zellulose-Fasern; ROX II mit dem Brechungsindex $n_D = 1,555$ für Wolle und andere tierische Fasern.

Die Verfasserin dankt dem Institutsleiter, Dr. Reumuth, für Förderung der Arbeit, besonders auch für zahlreiche experimentelle Hinweise auf Fehlermöglichkeiten, nach deren Ausschaltung die Methode für jedermann zugänglich ist.

L iteratur

1. J. ECKERT: „Faserabdrücke auf Cellophanfolien“, Klempig Textil-Zeitschr. H. 13/14 (1943)
2. J. J. HARDY: „A method for studying the scale structure of medullated and pigmented animal fibres“. Journ. Text. Ind. 23, Transact. 5-12 (1932).
3. H. HERZOG: „Abdrücke tierischer Wolle und Haare im Harz“. Melliland TB 341 (1927).
4. R. LASSE: „Die Oberfläche von Schafwolle und anderen tierischen Haaren“. Ciba-Rundschau 119 (Febr. 1955).
5. TH. LOCHTE: „Atlas der menschlichen und tierischen Haare“. Verlag Dr. Paul Schöps, Leipzig 1938.
6. J. MANBY: „An improved method for revealing the scale structure of wool and hair“. Journ. Text. Ind. 23, T. 3-13 (1932).
7. J. MANBY: Journal of the Royal Microscop. Soc. 53, 9-12 (1933).
8. H. MARK: „Beiträge zur Kenntnis der Wolle und ihrer Bearbeitung“, Kapitel C (H. v. Brunswik): „Die chemischen Eigenschaften des Wollhaars“, S. 32, Berlin, Gebr. Borntraeger, 1925.
9. H. MENDRZYK: „ Beitrag zur Mikrophotographie der Wolle mit besonderer Berück-
- sichtigung der Oberflächenstruktur“. Melliland TB, 337 (1934).
10. H. REUMUTH und H. SCHWERTDNER: „Faser-Oberflächenstudien I“. Zeitschr. f. d. ges. Textilind. 39, S. 12-18 (1936).
11. H. REUMUTH: „Faser-Oberflächenstudien II“. Zeitschr. f. d. ges. Textilind. 39, S. 612-617 (1936).
12. H. REUMUTH: „Mikroskopische Untersuchung von Wollfaser-Oberflächen und ihre praktische Bedeutung“. VDI Zeitsch. 80, 1563-65 (1936).
13. H. REUMUTH: „Mikroskopie der Wollfaser — ein wichtiges Hilfsmittel für die Textilveredelung“. Deutsche Textilwirtschaft, R.B.G. 2 Textil (1937) Nr. 4, S. 3.
14. H. REUMUTH: „Mikroskopische Oberflächenprüfung an Textilfasern“. Mikrokosmos, Stuttgart 13, 121-128 (1939).
15. H. REUMUTH: „Wollähnliche Zellwollen durch Animalisierung und Oberflächengestaltung“. Kunstseide und Zellwolle (Jentgen) 21, 286-296 (1939).
16. H. REUMUTH: „Angewandte Mikroskopie der Wollfaser I“. Melliland TB 22, Nr. 8 (1940).
17. H. REUMUTH, W. KLING u. H. SCHWERTDNER: „Faseroberflächenstudien III. Das ROX-Verfahren zur mikroskop. Oberflächenprüfung v. Kunstseiden- u. Zellwollfasern“. Kunstseide u. Zellwolle 19, S. 247-60 (1937).
18. G. SAXINGER: „Eine neue Methode zur Untersuchung der Haarepitheles (= Oberhäutchen)“. Zeitschr. f. Tierzüchtung u. Züchtungsbioologie, Bd. 5, Berlin (1926).
19. AD. SCHROEDER: „Ist die Unterscheidung der Menschen- und Tierhaare durch die Untersuchung der Cuticula möglich?“ Inaug.-Diss. Zeitschr. f. d. gesamte gerichtl. Medizin, Bd. 15 (1930).
20. „Wollkunde“: Handbuch, Herausgeber: H. DOEHNER, darin 3 Kapitel von H. REUMUTH; Verlag Paul Parey, Berlin, 1958.

Erinnerungen an Ernst Haeckel

Zur 125. Wiederkehr seines Geburtstages*

Von Paul Brohmer, Kiel

ERNST HAECKEL gilt als Vertreter einer vergangenen, „materialistischen“ Epoche. Aber wer von denen, die ihn heute als „wissenschaftlichen Marktschreier“ schmähen, hat seine Schriften wirklich gelesen, wer von ihnen kennt die bedeutenden Forschungsarbeiten des Jenaer Zoologen? Und wer weiß heute noch, daß HAECKEL ein hervorragender Künstler war, dessen Radiolarientafeln zu den besten naturwissenschaftlichen Zeichnungen gehören, die je geschaffen wurden?

Nur wenige Menschen können sich noch einer persönlichen Bekanntschaft mit ERNST HAECKEL rühmen. Wir haben deshalb einen Schüler HAECKELS, unseren Mitarbeiter Herrn Professor Dr. PAUL BROHMER, gebeten, den Mikrokosmos-Lesern aus seinen Erinnerungen an den großen Forscher zu berichten.

Am 24. Juli 1958 waren 50 Jahre vergangen, seit ich die mündliche Prüfung für das philosophische Doktorexamen in Jena bestanden hatte. Damals war die 350-Jahr-Feier der altehrwürdigen Universität, jetzt sollte das 400jährige Bestehen festlich begangen werden. Ich wurde von Rektor und Senat eingeladen und nahm trotz der Bedenken, wie sie z. B. die Rektorenkonferenz der Bundesrepublik geäußert hatte, an. Politische Gesichtspunkte kamen für mich nicht in Betracht, ging ich doch nicht als Vertreter einer westdeutschen Hochschule,

sondern als Privatmann, den es lockte, die Stätten noch einmal zu sehen, denen er den wichtigsten Teil seiner geistigen Entwicklung verdankt, und ich wollte mir an Ort und Stelle die Männer wieder vor die Seele rufen, deren Schüler ich damals gewesen bin.

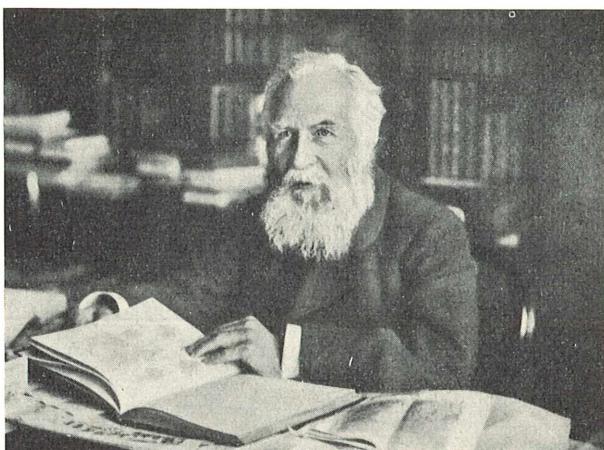
Wie viele andere junge Biologen habe ich damals die Universität Jena als Alma mater gewählt, weil uns der Name ERNST HAECKEL magnetisch anzog. Es war im Wintersemester 1905. Der große Zoologe war bereits 71 Jahre alt und stand auf der Höhe seines Ruhmes. Allgemein war er allerdings erst um die Jahrhundertwende durch sein Buch „Die Welträtsel“ bekannt ge-

*) Ernst Haeckel wurde am 16. Februar 1834 geboren.

worden. Es wurde in Deutschland in Hunderttausenden von Exemplaren verbreitet und in zahllosen Schriften, Kritiken und Aufsätzen teils in den Himmel gehoben, teils in die Hölle verdammt; es gehörte damals zur „allgemeinen Bildung“, über dieses Buch unterrichtet zu sein. Und das galt nicht nur für Deutschland, sondern auch für alle anderen Kulturländer, denn die „Welträtsel“ wurden in zahlreiche Sprachen übersetzt. Es war kein fachwissenschaftliches Werk; HAECKEL zog seine Kreise weit über sein Gebiet hinaus und gab das Glau**bensbekenntnis** eines Naturforschers der Jahrhundertwende, und als solches hat es noch heute historisches Interesse, indem es zeigt, wie sich im Kopfe eines der hervorragendsten Naturforscher jener Zeit ein Weltbild geformt hatte. Gerade die jüngere Generation stimmte HAECKEL begeistert zu.

Vorher hatte ERNST HAECKEL Unvergängliches auf dem Gebiete der Zoologie und der allgemeinen Biologie geleistet. Es ist hier nicht meine Aufgabe, dies im einzelnen nachzuweisen und aufzuzählen. Gerade der Mikroskopiker weiß, daß er den Einzellern (Protozoen) eine erfolgreiche Arbeit gewidmet hat, die weit über den Ertrag eines durchschnittlichen Sterblichen hinausging. So hat er von den Radiolarien, den formschönen „Strahlertierchen“, mehr als 4000 neue Arten entdeckt, beschrieben und abgebildet! Außerdem hat er grundlegende und dickleibige Werke über Kalkschwämme, Medusen, Staatsquallen (Siphonophoren), Stachelhäuter u. a. verfaßt. Aber er ließ es nicht bei der Einzelforschung bewenden; seine Größe liegt wohl vor allem darin, daß er in allem Einzelnen das Allgemeine sah, daß er die Zusammenhänge im Wundergewebe des Lebens erfaßte und die Organismen und ihre Funktionen unter großen Gesichtspunkten betrachtete. So erklärt es sich, daß er neue Lebensgesetze erkannte, sie formulierte und durch geistreiche Theorien begründete. In erster Linie denke ich dabei an das Biogenetische Grundgesetz und an die Gasträatheorie. Das erstgenannte heißt in vereinfachter Form „Die Keimesentwicklung (Ontogenie) ist eine abgekürzte Wiederholung der Stammesentwicklung (Phylogenie)“. Beispiele dafür kann man bei allen Tieren bis zum Menschen finden. Warum hat der menschliche Embryo in einem gewissen Stadium Kiemenspalten und eine Schwanzwirbelsäule? Warum finden wir auch in der Entwicklung des Vogels Kiemenspalten? Ist nicht die einfachste Erklärung, daß hier

infolge der Vererbung ein Zustand der Stammesentwicklung angedeutet wird, in dem die Vorfahren des Menschen, der Säugetiere, der Vögel kiemenatmende Tiere waren? Oder: Warum machen unsere Frösche, Kröten, Molche die Kaulquappenentwicklung, also ein kiemenatmendes, fischiähnliches Stadium durch? Antwort: Aus dem gleichen Grunde, den wir eben für Säugetiere und Vögel dargelegt haben. In einem Fall können wir das stammesgeschichtliche Geschehen noch unter dem Mikroskop verfolgen. Bei der Betrachtung eines Wassertropfens aus einem unserer Gewässer sehen wir Larven von Ruderfußkrebsen (Copepoden), die man Nauplien nennt. Mit drei Beinpaaren rudern sie in ihrem Lebensraum umher. In der weiteren Entwicklung werden diese Beine zu Mundwerkzeugen. Was die vergleichend-anato-



Ernst Haeckel im 80. Lebensjahr

mische Untersuchung gelehrt hat, daß die Mundwerkzeuge der Krebse umgebildete Gliedmaßen sind, wird hier in der Keimesentwicklung offensichtlich. — Die Gasträatheorie ist eigentlich ein Sonderfall des Biogenetischen Grundgesetzes. HAECKEL sah die große Linie: Alle höheren Tiere machen in ihrer Entwicklung das Stadium des Becherkeims (Gastrula) durch. Gewisse Tiere — so unsere Süßwasserpolypen — bleiben auf dieser Stufe stehen, besitzen also nur zwei Keimblätter und haben nur eine Leibesöffnung, die zugleich als Mund und After dient. Die Gasträatheorie schließt nun aus dem allgemeinen Vorkommen des Gastrulastadiums in der Entwicklung der höheren Tiere — einschließlich des Menschen —, daß sie alle von Becherkeimtieren abstammen. Diese kühne Theorie gab Gesichtspunkte für viele Forschungen und hat sehr anregend gewirkt,

wenn man ihr auch heute etwas kritischer als früher gegenübersteht.

Ein Hauptverdienst HAECKELS besteht darin, daß er sich bald nach dem Erscheinen von DARWINS Hauptwerk „Die Entstehung der Arten“ (1859) zum Entwicklungsgedanken bekannt und ihn leidenschaftlich verfochten hat, ja, man kann sagen, daß er DARWINS Ansichten in allen ihren Konsequenzen ausgebaut und weltanschaulich ausgewertet hat. Dabei beschränkte er sich nicht auf gelehrte Ausführungen, sondern hielt allgemeinverständliche Vorträge und schuf populäre Werke, die weite Verbreitung fanden. Von diesen sind in erster Linie „Die natürliche Schöpfungsgeschichte“ und die „Anthropogenie“ zu nennen. Im letztgenannten Werk zeigte er, daß der Mensch ein Glied des Naturganzen und in allen Funktionen sowie in seiner Abstammung den Naturgesetzen unterworfen ist. Gerade diese Ausweitung der Forschung begeisterte die damalige Jugend. Heute kann man sich nicht mehr vorstellen, welche Kämpfe seitens Staat und Kirche die Behauptung der „Affenabstammung“ hervorrief, denn jetzt kann in Wort und Schrift getrost das Hervorgehen des Menschen aus der Tierreihe erörtert werden, ohne daß dem Verfasser eines solchen Aufsatzes ein Stein ins Arbeitszimmer geworfen wird, wie es sich einmal während meiner Studienzeit mit HAECKEL ereignete.

Zusammenfassend kann ich sagen, daß die jungen Biologen nicht nur nach Jena kamen, weil HAECKEL ein hervorragender Zoologe war, sondern vor allem, weil er der Schöpfer einer Weltanschauung war, die aus der damaligen Enge reaktionären Denkens in die Freiheit der Moderne zu führen schien.

Wenn ich gehofft hatte, daß ich sofort nach meinem Eintreffen in Jena bei HAECKEL hören könnte, wurde ich enttäuscht. Wegen seines Rheumas war er für das Wintersemester 1905/06 beurlaubt. In Zoologie nahm ich also an den Vorlesungen von Prof. ZIEGLER, der HAECKEL vertrat, sowie an dessen „Kleinem Praktikum“ teil. Dieses war von Haeckel auf den Sonntagvormittag gelegt worden, weil an den Wochentagen das Labor für das Große Praktikum gebraucht wurde.

Im Großen Praktikum bekam ich HAECKEL zum ersten Mal zu sehen. Er bereitete seine Vorlesung vor und kam in das Labor, um einige von uns zu bitten, das ausgestopfte Menschenaffenweibchen, das in einem Glasschrank auf dem Treppenabsatz stand, in den Hörsaal zu tragen. Nachdem wir es getan hatten, sagte HAECKEL: „Ich danke und wünsche Ihnen, daß Ihre späteren Damen-dienste besser belohnt werden.“

Die Vorlesungen des berühmten Mannes waren ein Anziehungspunkt zunächst ein-

mal für viele Studenten aller Fakultäten. Jeder wollte ja zu Hause erzählen, daß er den weltberühmten Forscher gehört habe. So waren in der ersten Vorlesung jedes Semesters nicht nur alle Plätze besetzt, sondern auch die Gänge des Hörsaals und der Flur standen voller Hörer. In der zweiten Vorlesung brauchte man den Flur nicht mehr, so daß die Hörsaaltür geschlossen werden konnte, und von der dritten Stunde an reichten die Sitzplätze aus.

HAECKELS Stimme war für manchen Zuhörer eine Enttäuschung. Man erwartete von diesem hochgewachsenen Menschen ein kräftiges Organ, von dem unerschrockenen Kämpfer eine lautstarke Sprache normaler oder tiefer Tonlage; statt dessen vernahm man eine verhältnismäßig schwache und sehr hohe Stimme. Der Anfänger kam meist nicht auf seine Kosten, denn HAECKEL setzte allerlei voraus, das das junge Semester noch nicht beherrschte. Aber für den, der ein genügendes Wissen mitbrachte, waren die Vorlesungen sehr interessant. Sie waren tendenziös, indem sie alle darauf abzielten, den Entwicklungsgedanken zu erhärten. Fast jede Vorlesung schloß stereotyp etwa mit folgenden Worten: „So sehen Sie, daß diese Tiergruppe ebenfalls einen Beweis für die Richtigkeit der Deszendenztheorie darstellt.“

HAECKEL bereitete seine Vorlesungen sorgfältig vor, indem er systematische Übersichten und dergl. an die Tafel schrieb und Bilder aufhängen ließ. Das führte der Institutsdiener FRANZ POHLE aus, über den in diesen Erinnerungen auch einiges gesagt werden muß. Es hieß, er sei bereits seit 40 Jahren bei HAECKEL. Seinem Herrn und Meister war er wie ein treuer Hund ergeben, und HAECKEL soll gesagt haben, es gäbe nur drei Menschen, die für ihn durchs Feuer gingen: seine Tochter Elisabeth, sein Zeichner ADOLF GILTSCH und FRANZ POHLE. — Da HAECKELS Vorlesungen volle Aufmerksamkeit erforderten, ging ich gewöhnlich aus dem Praktikum sehr zeitig hinunter — also während HAECKEL vorbereitete —, und notierte in mein Kollegheft, was an die Tafel geschrieben war, und zeichnete einige von den aufgehängten Bildern ab. Dann konnte ich der Vorlesung ungehindert folgen und den Vortrag nachschreiben. Da ich der einzige war, der zu dieser Zeit im Hörsaal saß, kam es manchmal zu kurzen Ge-spächen mit dem Meister, und eines Tages faßte ich mir Mut und bat ihn, mir ein Foto zu unterzeichnen, das ich mitgebracht hatte. Es hat bis in den 2. Weltkrieg mein Arbeitszimmer geziert; leider mußte ich es 1945 bei meiner Flucht aus Elbing dort zurücklassen.

Bei den Vorlesungen bot HAECKEL einen ehrwürdigen Anblick. Der große, schlanke Mann war eine schöne Erscheinung, und sein

weißes Haar und der weiße Vollbart hoben sich wirksam von dem schwarzen Hintergrund der Tafel ab. Dazu kam, daß damals alle Vorlesungen im schwarzen Anzug, meist im Gehrock, gehalten wurden, so daß das Kolleg sich aus dem Alltäglichen hervorhob.

Um das Labor bekümmerte er sich im allgemeinen nicht mehr, und das Große Praktikum, dessen mehrsemestrige Absolvierung die Voraussetzung für die Erteilung einer Doktorarbeit war, stand unter Leitung von Prof. H. E. ZIEGLER, der mir dann auch das Thema für meine Dissertation gab.

Zu seinem goldenen Doktorjubiläum war HAECKEL zum Geheimen Rat mit dem Prädikat Exzellenz ernannt worden. (Früher hatte er den Geheimratstitel, den jeder ordentliche Professor nach gewissen Dienstjahren erhielt, abgelehnt; diese Ehrung konnte er nicht zurückweisen). Wir Doktoranden waren gespannt, wie sich diese Auszeichnung im Institutsleben auswirken würde. Eines Tages standen wir zu mehreren mit FRANZ POHLE zusammen und diskutierten über irgend etwas. Da tat sich die Tür des Labors auf, und die neugebackene Exzellenz trat ein. Wir erwarteten, daß POHLE „in Ehrfurcht ersterben“ und etwa sagen würde: „Was befehlen Eure Exzellenz?“ Statt dessen sagte er, ohne sich von der Stelle zu rühren, zu HAECKEL, der sich zu einem Werkzeugschrank begab: „Suchen Sie was, Herr Professor?“ „Ich suche einen Nagelbohrer“, war die Antwort. „Im zweiten Kasten links unten!“ lehrte POHLE den hohen Herrn, ohne sich im geringsten zu bemühen, den Wunsch des großen Gelehrten zu erfüllen. — Übrigens ließ sich HAECKEL nie mit Exzellenz anreden, sondern nur mit Geheimrat, dem Alterstitel der Ordinarien.

Meine Dissertation stand, obwohl von ZIEGLER gegeben, doch in Beziehung zu HAECKEL. ZIEGLER hatte schon zwei Doktorarbeiten über das Kopfproblem der Wirbeltiere, d. h. über die Frage, wie der Kopf der Wirbeltiere stammesgeschichtlich entstanden ist, ausführen lassen. Es ist das Problem, das bereits GOETHE beschäftigt hat, der die Hypothese aufstellte, der Schädel sei aus einer Anzahl ursprünglicher Wirbel aufgebaut. Freilich wurde jetzt die Lösung anders betrieben als damals; man wandte sich ursprünglich gebauten Wirbeltieren, nämlich den Haifischen zu und untersuchte die in Frage kommenden Bauverhältnisse an den Embryonen dieser Tiere. Ich stellte also lückenlose Schnittserien von Keimen der in den deutschen Meeren vorkommenden Haie her und studierte sie mikroskopisch. Da erhielt HAECKEL von einem seiner Verehrer, dem baltischen Baron von RAUTENFELD, drei große Eier des japanischen Tiefseehaies *Chlamydoselachus*

mit daraufsitzenden Embryonen. Durch ZIEGLERS Vermittlung bekam ich einen zur Herstellung einer Schnittserie — die auch tadellos gelang — und zur Verwertung für meine Dissertation. Das war für mich sehr wertvoll; *Chlamydoselachus* ist nämlich schon aus weit zurückliegenden Erdperioden bekannt, und man kann annehmen, daß er sich in dem ruhigen Lebensraum der Tiefsee kaum verändert hat; daher war anzunehmen, daß seine Embryonen ursprüngliche Verhältnisse aufweisen würden. Ich habe also HAECKEL das wertvollste Material für meine Dissertation zu verdanken.

Mein mündliches Examen verlief günstig, und ich erhielt das Prädikat „summa cum laude“. Das erzähle ich nicht, um mich damit zu brüsten, sondern weil damit eine für mich wichtige „Haeckelperiode“ in Zusammenhang steht. HAECKEL hatte mich nicht geprüft, ich sah ihn aber auf dem Wege zur Post, von der ich das Freudentelegramm an meine Eltern aufgeben wollte. Er stand auf der Straße mit dem damaligen Jenaer Geographen LEO SCHULTZE, der früher Zoologe und HAECKELS Schüler gewesen und bei der Urteilsverkündung über mein Examen zugegen war. Ich grüßte die beiden Herren, und SCHULTZE wird erzählt haben, daß ich mit Auszeichnung bestanden hätte. Jedenfalls kam HAECKEL am nächsten Vormittag, als ich im Institut war, ins Labor, gratulierte mir, klopfte mir auf die Schulter und sagte: „Fahren Sie so fort!“ Wer konnte stolzer sein als ich? — Zu dem 350jährigen Jubiläum der Universität Jena hatte HAECKEL eine Festschrift „Unsere Ahnenreihe (*Progonotaxis hominis*)“ verfaßt; ich bekam von ihm ein Exemplar mit einer schmeichelhaften Widmung. Daß dieses Buch ein Heiligtum für mich ist, versteht sich von selbst. Man sieht aus dieser Begebenheit, daß der als „Materialist“ verschriene HAECKEL ein Herz für seine Schüler hatte; weitere Beweise dafür werde ich noch bringen.

Nach meiner Promotion blieb ich in Jena, um mich dort auf das Staatsexamen vorzubereiten. In diese Zeit fiel HAECKELS Emeritierung und die Übernahme der Institutsleitung durch seinen Nachfolger PLATE. Dieser war ein Schüler des Meisters, der gehofft hatte, daß beide in bestem Einvernehmen besonders am Aufbau des Phyletischen Museums arbeiten würden. Leider ist dieser Wunsch nicht in Erfüllung gegangen, denn bald nach PLATES Amtübernahme kam es zu ernsten Zerwürfnissen. Es ist unmöglich, daß ich hier den Streit in aller Ausführlichkeit darstelle; ich will nur mitteilen, was ich selbst dabei erlebt habe. Schon hatte ich allerlei darüber gehört, und selbstverständlich waren meine Sympathien auf Seiten HAECKELS. Ich konnte nicht verstehen, daß PLATE seinen Vorgänger, dem er

seine Berufung verdankte, einem so alt-ehrwürdigen und hochverdienten Manne, nicht mit größtem Anstand begegnete. Kurz: eines Tages bat mich HAECKEL, ihm zu helfen: er würde, obwohl er an Rheuma litt, aus seinem Amtszimmer geworfen; d. h. PLATE hatte ihm eine Frist gesetzt, bis zu der er das Direktorzimmer zu räumen hätte. Juristisch stand dieses Zimmer ja PLATE zu, aber neben juristischen gibt es auch „menschliche“ Gesichtspunkte! Ohne Besinnen sagte ich zu, und HAECKEL erklärte mir, er wolle mir meine Arbeit bezahlen. Das lehnte ich entschieden ab; HAECKEL erwiederte: „Dann schenke ich Ihnen meine Bücher!“, worauf ich antwortete „Die nehme ich gern, besonders mit Widmung!“ Und so habe ich eine Reihe von Büchern HAECKELS noch jetzt in meinem Besitz. Nachdem wir den Inhalt des Instituszimmers in die für HAECKEL im Phyletischen Museum vorgesenenen Zimmer geräumt hatten, erschien ich allmorgendlich im Museum, um mit HAECKEL an der Einrichtung dieser Räume zu arbeiten. Insbesondere habe ich dort seine Privatbibliothek geordnet. Diese kam mir übrigens für meine philosophische Staatsexamensarbeit sehr zu statten, und ich durfte mit HAECKELS Erlaubnis seine Bücher benutzen. Ich hatte den Unterschied zwischen menschlicher und tierischer Intelligenz zu untersuchen. HAECKEL hatte darüber viel Literatur, in der er die wichtigsten Stellen am Rande angestrichen hatte. Das erleichterte mir meine Arbeit sehr, und HAECKELS Vorarbeit habe ich es wohl zu verdanken, daß mir der Philosoph LIEBMANN, der mir das Thema gestellt hatte, mein Opus mit 1 zensiert hat.

Wie nahe HAECKEL das Zerwürfnis mit PLATE gegangen ist, erfuhr ich eines Tages. Er forderte mich einmal auf, mit ihm in das obere Stockwerk zu kommen. Dort gingen wir in ein kleines Zimmer, das HAECKEL von innen abschloß. Dann erzählte er mir eingehend von dem Streit; dem alten Herrn standen dabei die Tränen in den Augen, und er hatte wohl das Bedürfnis, einem vertrauten Menschen sein Herz auszuschütten. Als wir uns wieder nach unten begaben, trafen wir POHLE. HAECKEL sagte ihm etwa wörtlich: „Pohle, ich habe dem Herrn Doktor die ganze Geschichte erzählt. Mir hat einmal eine Zigeunerin prophezeit, ich würde 75 Jahre alt werden. So alt bin ich jetzt, und nun werde ich wohl sterben!“ Darauf sagte POHLE: „Und dann sterbe ich auch, und der Herr Doktor setzt uns ein Kreuz auf unser Grab!“ Diese Begebenheit ist psychologisch

sehr interessant, denn sie lehrt, daß selbst ein großer Mensch, der sein ganzes Leben einer mechanistischen Naturerklärung gewidmet hatte, nicht völlig frei von Abergläubismus ist. Für POHLE zeigt sie, wie rührend ergeben er seinem Herrn war und daß ihm sein Leben ohne ihn wertlos erschien. Übrigens hat dann HAECKEL noch 10 Jahre gelebt, und POHLE ist zwei Jahre vor ihm gestorben.

Einmal sagte mir diese treue Seele: „Herr Doktor, der Geheimrat hat Stipendien zu vergeben. Lassen Sie sich doch eins geben!“ Ich erwiederte: „Das möchte ich ihm nicht sagen, aber Sie können es ja einmal versuchen!“ Am nächsten Tage redete mich HAECKEL an: „Sie möchten gern ein Stipendium haben?“ Er fragte mich nach einigen persönlichen Verhältnissen, nach meiner Staatsangehörigkeit und schloß: „Dann schreiben Sie ein kurzes Gesuch und bringen Sie es mir noch heute in meine Wohnung.“ Das tat ich. Aber HAECKEL ließ nichts mehr über diese Angelegenheit verlauten, so daß ich bereits annahm, ich käme nicht in Betracht. Am 1. Osterfeiertag 1909 erhielt ich einen Brief, auf dem ich HAECKELS Handschrift erkannte. Eine Kaffeeeinladung mutmaßend, öffnete ich den Umschlag und fand die Mitteilung, daß mir das genannte Stipendium verliehen sei. Der Brief schloß: „Mit herzlichen Ostergrüßen Ihr Ernst Haeckel.“ Der alte Herr, damals über 75 Jahre alt, hatte gewartet und den richtigen Zeitpunkt gewählt, um mir dieses Osterei auf den Festtisch zu legen.

Im Dezember 1909 nahm ich Abschied von Jena und dem verehrten Meister. Als ich ihm Lebewohl sagte, bekam ich noch zwei kleine Schriften mit auf den Weg, in die er unter die Widmung den Schlußtag meines Examens schrieb — wiederum ein Beweis dafür, wie er persönlich an seinen Schülern Anteil nahm. Aber ich bin dann brieflich mit dem Lehrer, dem ich so viel verdanke, weiterhin in Verbindung geblieben. Und einmal habe ich ihn noch besucht, im Januar 1917, also 2½ Jahre vor seinem Tode.

Und nun stand ich Anfang September 1958 erneut in HAECKELS Wohnung, die jetzt das Haeckel-Museum birgt. Mir wurde das gezeigt, was von dem Körper des großen Naturforschers noch geblieben ist: sein Gehirn, das von seinem Freunde, dem Anatomen MAURER untersucht und beschrieben worden ist, das Herz und ein Teil der Hirnschale. Allein dieser Aufenthalt im Haeckelhaus ließen mich dankbar sein, daß ich noch einmal nach Jena gekommen war.

Vom Insektengehirn

Von Bruno M. Klein, Wördern bei Wien

Grundverschieden ist der Bauplan der Insekten von jenem der Wirbeltiere. Liegt das Herz bei diesen bauchseitig, so findet man es bei den Insekten am Rücken. Liegt das Skelett der Wirbeltiere im Inneren des Körpers als Knochengerüst, so erscheint es bei den Insekten als ein äußeres Hauptskelett. In die Reihe dieser bauplannmäßig bedingten „Verkehrtheiten“ gehört es auch, daß das Zentralnervensystem der Gliedertiere nicht rücken-, sondern bauchseitig den Körper durchzieht, nicht Rücken-, sondern Bauchmark ist. Am vorderen Ende desselben befindet sich das Gehirn. Aber bevor wir auf dieses im besonderen eingehen, wollen wir uns über das gesamte Zentralnervensystem orientieren, und zwar unmittelbar am wirklichen Objekt. Für die bei diesem Unternehmen anfallende Präparierarbeit gibt es kein automatisch wirkendes „Patentverfahren“ (etwa wie die Kalilauge-Methode für Chitinpräparate). Es muß vielmehr mit guten Augen und ruhiger Hand geduldig bis zum Erfolg vorgegangen werden.

Objekte, die sich für eine erste Orientierung eignen, sind große, nackte Schmetterlingsraupen, eventuell große Engerlinge. Sie sind technisch leicht zu bewältigen und geben einen klaren Gesamteindruck des zentralen Nervensystems (Abb. 1).

So ein Tier wird im Ätherglas¹⁾ getötet, dann in eine am Boden mit Wachs ausgegossene Schale gebracht, Bauchseite nach unten, dort mit Stecknadeln am Wachsboden so befestigt, daß ein freies „Operationsfeld“ resultiert. Die folgenden Arbeiten werden unter Wasser ausgeführt, die Schale also so weit mit Flüssigkeit gefüllt, daß sie das Tier völlig überdeckt. — Nun wird die Haut des Rückens durch einen in der Mittellinie mit feiner und spitzer Schere geführten Schnitt gespalten und zur Seite geklappt. Sichtbar ist nun der Verdauungstrakt und, wenn der Schnitt wirklich nur die Haut gespalten hat, auch das knapp unter dieser liegende Rückengefäß, das „Herz“. — Am Verdauungstrakt entlang ziehen einige feine, aus dem Hinterhauptsloch austretende Nerven. Es sind der unpaare und die beiden paarigen Schlundmagennerven (Abb. 1–3). Diese werden nun soweit wie möglich stumpf von ihrer Unterlage abpräpariert. Dann wird das Verdauungsrohr zur Seite geklappt. Ein großer Teil des Bauchmarkes ist nun sichtbar. Sein Aussehen erinnert

an jenes einer Strickleiter. Zur völligen Freilegung der Bauchganglienkette wird der Verdauungstrakt durch zwei Scherenschnitte, einen knapp vor dem After und einen knapp hinter der Kopfkapsel, gänzlich entfernt. Dabei schone man die vorhin erwähnten Schlundmagennerven. — Sollte bei der angegebenen Prozedur Magen- oder Darminhalt austreten, dann wird dieser durch den Wasserstrahl aus einer Pipette aus dem Arbeitsfeld gespült und das Wasser in der Schale gewechselt.

In jedem Körperring oder Segment, mit Ausnahme der allerletzten, liegt ein Gang-

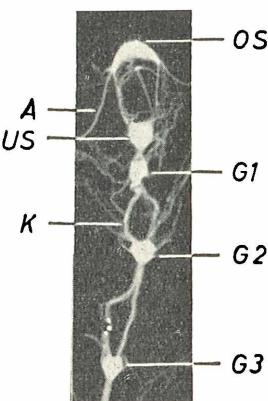


Abb. 1: Schlundring und vorderer Abschnitt des Bauchmarkes der großen Raupe eines Nachtpfauenauge (*Saturnia*) bei 11facher Vergrößerung. OS = Oberes Schlundganglion; US = Unteres Schlundganglion; A = Nerven zu den Facettenaugen; G 1, 2 u. 3 = Erstes, zweites und drittes Bauchmarkganglion; K = Konnektiv. Unterhalb des Oberen Schlundganglions sieht man als kleines ovales Körpchen das Stirnganglion, von dem der unpaare Schlundmagennerv nach hinten zieht.

lienknoten (Abb. 1). Jeder derselben steht mit seinem „Vorder- und Hintermann“ durch Längsverbindungen, die Konnektive, in Verbindung. Eigentlich sind die Ganglienketten Doppelgebilde, d. h. es sind zwei durch eine Querverbindung, eine Kommisur, verbundene Ganglienzellenanhäufungen. Die Ursache dieser „Doppelgleisigkeit“: Die Ganglien werden in den ersten Stadien der Keimesentwicklung, knapp nach der Segmentierung des Embryos, paarig angelegt. Im äußeren Keimblatt, dem Ektoderm, differenzieren sich Zellen, die Neuroblasten, die in der Mittellinie des Keimstreifens eine Rinne, die Neuralrinne, bilden, die sich später seitlich aufwölbt zu den Neuralwülsten. Diese Bildungen verlagern sich schließlich nach innen, lösen sich vom Ek-

¹⁾ Ein weithalsiges Pulverglas, dessen Korkstopfel auf der Unterseite einen mit kurzen Nadeln befestigten Wattebausch trägt, der vor Gebrauch mit Schwefel- oder Essigäther besträufelt wird.

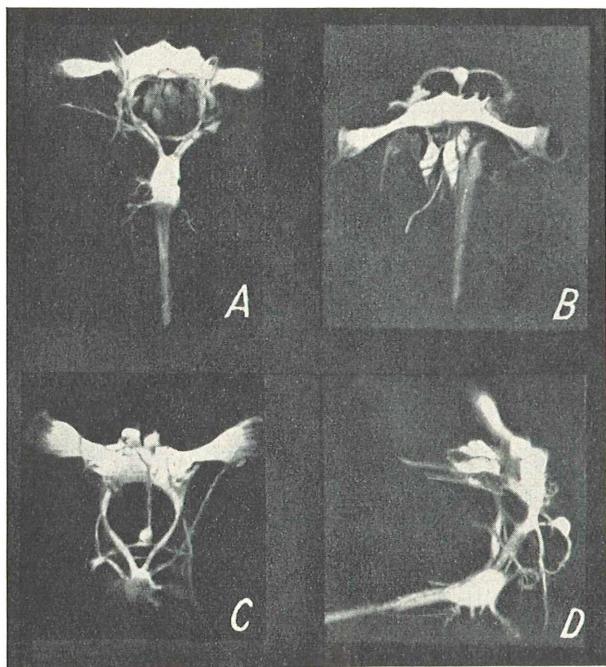


Abb. 2: „Gehirn“ einer großen Laubheuschrecke (*Orphania*) bei 6,5facher Vergrößerung. A = Vorderansicht (frontal); B = Oberansicht (dorsal); C = Ansicht von hinten; D = Seitenansicht (lateral). Erklärende Beschriftung auf Abb. 3.

toderm ab, ihre Zellen vermehren sich und bilden paarige Zellmassen, die Anlagen der Ganglienpaare, der Ganglienknöten. Durch quer- und längsgestreckte Zellausläufer, die schon erwähnten Kommissuren und Konnektive, bleiben die Ganglien untereinander in Verbindung und bilden schließlich die Bauchganglienkette, das Bauchmark. — Aus dieser Entwicklung ist zu ersehen, daß auch bei den Insekten, wie bei allen anderen Tieren, Vielzelligen und Einzelligen (KLEIN, Mikrokosmos 1937/38, 31.

Jahrg. H. 5), die nervliche Differenzierungen aufweisen, diese von der Außen-, der Reizschutzhaut, dem Ektoderm bzw. dem Ektoplasma, ihren Ausgang nehmen.

Nach der nun glücklich herauspräparierten Bauchganglienkette, über deren Aussehen und Genese das Wichtigste mitgeteilt worden ist, kommen wir nun zu ihrem vordersten, in der Kopfkapsel eingeschlossenen Abschnitt, dem Gehirnkomplex. Um diesen freizulegen, machen wir mit einer feinen und spitzen Schere, vom Hinterhauptsloch ausgehend, radiär nach außen ziehende Einschnitte und versuchen nun die entstandenen Chitinlappen mit Hilfe zweier feiner Pinzetten wegzuziehen, gegebenenfalls mit der Schere nachhelfend. Ist die chitinose Kopfkapsel entsprechend weit geöffnet, dann sieht man, daß der Schlund, von dem ja nach Wegräumen des Verdauungstraktes ein Stumpf stehengeblieben ist, von einem Nervenring, dem vordersten Abschnitt der Bauchganglienkette, lose umschlossen ist. Die Basis dieses „Schlundringes“ ist der vor-

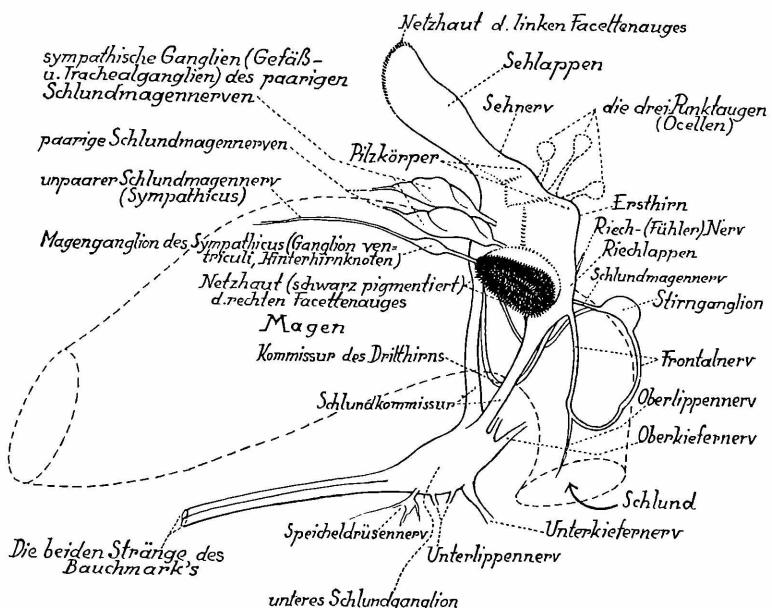


Abb. 3: Erläuterndes Schema zu Abb. 2

derste Nervenknoten der Bauchganglienkette, das Untere Schlundganglion. Von ihm steigt, links und rechts den Schlund umfassend, je ein Nervenast auf. Diese beiden Äste, von der Art der bereits erwähnten Konnektive, treffen sich über dem Schlund in einem Nervenknoten, dem Oberen Schlundganglion, dem Gehirn im eigentlichen Sinn (Abb. 1 und 2).

Nachdem wir das zentrale Nervensystem in seinem natürlichen Lageverhältnis, in seinem Zusammenhang mit dem Ganzen, gesehen haben, isolieren wir es, um es für sich allein unter der Lupe oder unter dem Mikroskop bei schwacher Vergrößerung studieren zu können. Dieses Herausheben ist leicht zu bewerkstelligen, denn man braucht nur die Verbindungen, die das System mit dem Körper besitzt, zu durchtrennen: Die Kopfnerven und die von den Bauchganglien ausgehenden Nerven. Unter greifen, Heben und dann Durchschneiden führen zum Ziel.

Das herausgelöste Präparat kommt nun in eine schwache, ca. 2%ige Formalinlösung. Die Übertragung in diese Lösung, die sich in einem flachen Schälchen befindet, erfolgt am besten mit einem kleinen Spatel. Dabei achtet man darauf, daß sich die einzelnen Teile des Präparates gegeneinander nicht verschieben, was durch Flüssigkeitsrörungen u. ä. immerhin eintreten kann. Ist derartiges tatsächlich eingetreten, dann stelle man mit Präpariernadeln die natürlichen Lageverhältnisse unverzüglich wieder her, denn das Formalin wirkt rasch härtend und Korrekturen der bereits gehärteten Form sind nicht mehr möglich.

Nach ein oder zwei Stunden ist das Präparat formfest geworden und kann dann ohne Gefahr einer Deformierung von allen Seiten untersucht bzw. photographiert werden. — Zur dauernden Aufbewahrung kommen die Präparate in ein kleines, mit dünner Formalinlösung gefülltes Röhrchen. Auf einem beigelegten Streifchen guten Schreibpapiers stehen, mit Tusche oder weichem Graphitstift geschrieben, die notwendigen Bezeichnungen. Verschlossen werden die Röhrchen mit einem Wattebausch und kommen dann in ein ebenfalls mit 2% Formalinlösung gefülltes Pulverglas (Glasstöpsel!). Sie sind auf diese Weise vor Austrocknung völlig geschützt. Dies ist bei Röhrchen, die mit Korken verschlossen sind und einzeln aufbewahrt werden, nicht der Fall.

Die larvalen Verhältnisse des eben gewonnenen Raupengehirns zeigen das immer gleichbleibende Grundschema, den Mindest-Differenzierungsgrad dessen, was bei den fertigen Insekten, den Imagines, nach verschiedenen Richtungen noch speziell ausgebaut sein kann, je nach dem jeweils geforderten Leistungs-Soll: Verschiedene Variationen ein und desselben Themas.

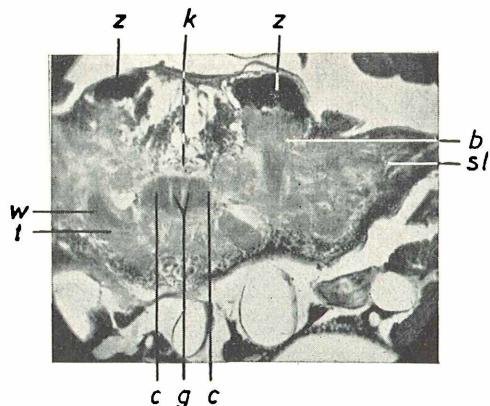


Abb. 4: Frontalschnitt durch das Obere Schlundganglion der großen grünen Heuschrecke, *Tettigonia (Locusta) viridissima* L. Hämatoxylin. Vergr. 40. z = Ganglienzenellen (Becherzellen) der Pilzkörper; b = Becher; k = Brücke; w = rechtwinkelig abbiegende Partie des Balkens; t = Balken; c = Zentralkörper, Fächerorgan; g = Glomeruli des Fächerorgans; sl = Sehlappen

Als erstes Beispiel für die Gehirnformation eines voll entwickelten Insekts, einer Imago, diene nun das keine Spezial-Differenzierungen aufweisende „Durchschnittsgehirn“ einer großen grünen Heuschrecke (Abb. 2 und 3).

Die Aufnahmen der Abb. 2 veranschaulichen die betreffenden Bauverhältnisse und das nach diesen Aufnahmen gezeichnete Schema (Abb. 3) trägt alle notwendigen Bezeichnungen.

Das bisher über das Insektengehirn Gesagte wird nun ergänzt und vervollständigt.

Gehen wir also, unter Benützung der Abb. 2 und 3, die einzelnen Teile des

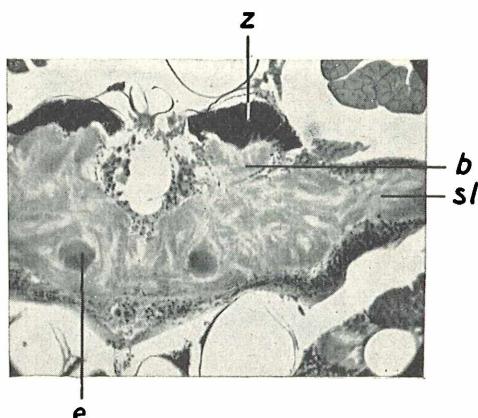


Abb. 5: Wie Abb. 4, andere Schnittebene. Hämatoxylin. Vergr. 40. z = Ganglienzenellen (Becherzellen) der Pilzkörper; b = Becher; e = Einführungsstelle der Schlundkommissur; sl = Sehlappen

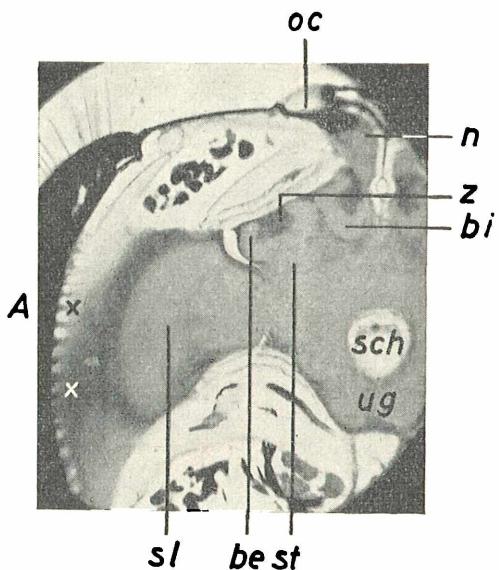


Abb. 6: Frontalschnitt durch das Gehirn der Honigbiene (Arbeiterin, *Apis mellifica* L.). z = Ganglienzellen (Becherzellen) der Pilzkörper; be = äußerer Becher der Pilzkörper; bi = innerer Becher der Pilzkörper; st = Stiel; ug = unteres Schlundganglion; sch = Schlundrohr; oc = linkes paariges Punktauge; n = Nerv dieses Punktauges; sl = Sehlappen; x = Einstrahlungszone des Sehnervs; A = Facettenauge

Schlundringes durch. Zuerst das Obere Schlundganglion, das Gehirn im engeren Sinn. — Dieses leitet sich aus drei, knapp hintereinander liegenden, den drei Kopfabschnitten (Segmenten) zugeordneten Ganglienpaaren ab. Das vorderste dieser

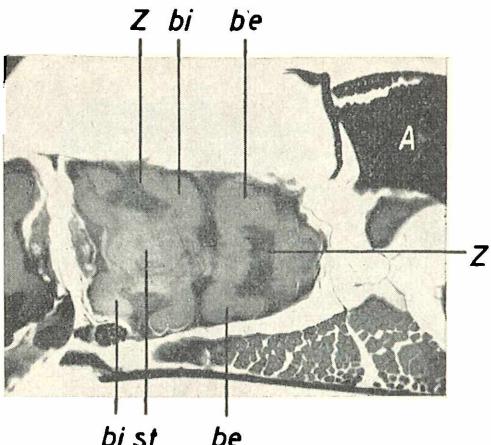


Abb. 7: Pilzkörper der Wespe (*Polistes gallica* L.), quer, Schnitt normal zur Frontalebene. Hämatoxylin. Vergr. 50. z = Ganglienzellen (Becherzellen) der Pilzkörper; bi = innere Becher; be = äußere Becher; st = Stiel; A = Facettenauge

Ganglienpaare wird zum Erst- oder Vorderhirn (Protencephalon), das mittlere zum Zweit- oder Mittelhirn (Deuteroncephalon) und das letzte zum Dritt- oder Nachhirn (Tritoncephalon). Im ausgebildeten Hirn verwischen sich die Grenzen dieser drei Abschnitte, so daß das fertige Gebilde keine oder nur schwache Spuren der ursprünglichen dreiteiligen Anlage zeigt. Die Bereiche dieser drei Hirnabschnitte bleiben aber gekennzeichnet durch jene Gebilde, die von ihnen ihren Ursprung nehmen: Die Nerven. Diejenigen von ihnen, die von Sinnesorganen kommen, halten die Verbindung mit der äußeren Grenzschicht, dem ursprünglichen Entstehungsort eines jeden Nervensystems, dauernd aufrecht. Die Sinnesnerven des Kopfes verteilen sich, entsprechend der Verteilung der Sinnesorgane auf die drei Kopfsegmente, auf die drei Abschnitte des Gehirns. — Ins Vorderhirn führen, von den seitlichen Facettenaugen kommend, die beiden Sehnerven (Abb. 1, 2 u. 3). Ins Mittelhirn münden die Fühler- bzw. die Riechnerven und die Nerven der paarigen Punktäugen (Ocellen). Ins Dritthirn führen der Nerv des unpaaren, medianen Punktäuges und, über die Stirn- oder Frontalnerven, jederseits ein Oberlippenner (Geschmacksnerv). Außer den Sinnesnerven sind noch folgende Gehirnnerven zu verzeichnen: Aus dem Dritthirn gehen die bereits genannten Stirn- oder Frontalnerven ab (Abb. 2 u. 3). Von ihnen nehmen die ebenfalls vorhin bereits erwähnten Oberlippenner ihren Ursprung. — An der vorderen Verbindungsstelle der Stirnnerven, knapp über dem Schlundrohr, findet sich das Stirnganglion (Abb. 1 bis 3) von dem, nach hinten unter dem Gehirn durchziehend, der unpaare Schlundmagennerv entspringt, der dem Magen bzw. dem Darm aufliegt und eine gangliöse Anschwellung, das Magenganglion, bildet. Von der hinteren Fläche des Dritthirns nehmen die paarigen Schlundmagennerven, die ebenfalls gangliöse Anschwellungen, die Gefäß- und Trachealganglien, bilden, ihren Ursprung.

Frontalnerven, Stirnganglion, unpaarer Schlundmagennerv und die paarigen Schlundmagennerven mit ihren Ganglien bilden das sympathische oder viscerale Nervensystem, das um Magen, Darm, Rückengefäß (Herz) und Tracheen Geflechte bildet. Von der Unterfläche des Dritthirns entspringen auch zwei Kommissuren. Die beiden Schenkel der einen führen zum Unteren Schlundganglion, verbinden dieses mit dem Oberen Schlundganglion. Es ist die früher

schon erwähnte Schlundkommissur. Die Schenkel der zweiten Kommissur gehen ineinander über, bilden einen Ring, der unter dem Schlund herumläuft; Es ist die Kommissur des Drittihirns. — Alles bisher Beschriebene zeigen die Abbildungen 2 u. 3.

Das Untere Schlundganglion entsteht durch Verschmelzung von drei, den drei Paar Mundgliedmaßen entsprechenden, Ganglienaaren. Demgemäß gehen von ihm drei Paar Nerven aus: Zwei Oberkiefer-, zwei Unterkiefer- und zwei Unterlippennerven. Außerdem entspringt noch ein Paar Speicheldrüsennerven. Nach hinten gehen aus dem Unteren Schlundganglion die beiden Stränge des Bauchmarkes hervor.

Nach Schilderung der äußeren Formverhältnisse nun etwas über den Feinbau des Insektenhirns. Sein Bauelement ist die Nerven- oder Ganglienzelle. Ihre Form entspricht ihrer Leistung. Diese besteht, beiläufig umrissen, darin, Orte des Reizempfanges mit den mehr oder weniger von diesen entfernten Orten der Reizbeantwortung über Schalt-, Steuerungs- und Assoziationszentren im Zentralnervensystem leitend zu verbinden. So besitzen die Ganglienzellen eine, zur Überbrückung der Abstände der zu verbindenden Orte geeignete lang gestreckte, ausgezogene Form. Die Längsstreckung dieser Zellen wird erreicht durch die Ausbildung von Zellfortsätzen, von Ausläufern. Einer derselben, der längste, der Nervenfortsatz oder Neurit, der rechtwinklig angesetzte Querfortsätze, Collaterale, bilden kann, führt entweder zentripetal, von Sinnesorganen ins Zentrum oder, von dort kommend, centrifugal zu Erfolgsorganen, z. B. Muskeln, oder verbindet verschiedene Zentren im Zentralnervensystem untereinander. — Kürzere, bäumchenartige Fortsätze, die Dendriten, stellen die Verbindung zwischen den einzelnen Ganglienzellen her. Die Ganglienzelle mit ihren Fortsätzen bildet das Neuron. Es ist von feinsten Fibrillen, den Neurofibrillen, durchzogen. — Um Ganglienzellen in toto zu Gesicht zu bekommen, versuche man, sie durch eine der angegebenen Mazerationsmethoden zu isolieren. Ein Ganglienknoten, am leichtesten aus dem Bauchmark zu erhalten, kommt frisch entweder auf 12 bis 24 Stunden in Doppel-Alkohol (30 ccm 96% Alkohol auf 70 ccm Wasser) oder auf 3 bis 5 Tage in 0,2 bis 0,5% Chormsäurelösung oder auf 2 Wochen in 0,1% Kaliumbichromatlösung. Um eine fixierende Wirkung dieser Flüssigkeiten auszuschalten, nehme man nur soviel von ihnen, daß die Objekte gerade noch bedeckt sind. Nach Ablauf der angegebenen Zeiten, die sich bei höheren Temperaturen verkürzen, ver-

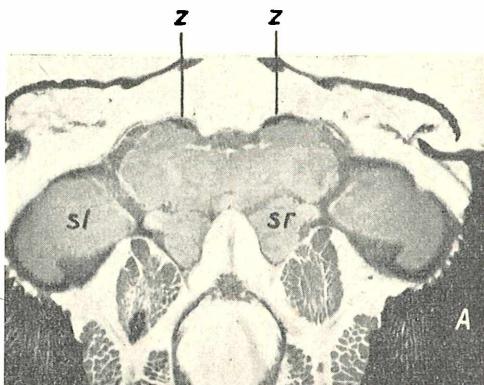


Abb. 8: Frontalschnitt durch das Obere Schlundganglion des Steinklee-Widderchens (*Zygaena neiloli* Esp.). Hämatoxylin. z = Becherzellen; sl = Schläppen; A = Facettenauge; sr = Riechlappen

sucht man durch Schütteln, Klopfen oder Zerzupfen die Ganglienzellen zu isolieren. Lange Fortsätze reißen dabei meist ab. Betrachtet wird mit enger Blende, falls die Zellen nicht mit Pikrokarmarin angefärbt worden sind. Einschluß in Glycerin. Mit etwas Geduld erhält man mit diesen Methoden oft sehr schöne Übersichtsbilder.

Der filigrane, aus Ganglienzellen aufgeführte Bau des Zentralnervensystems wird abgestützt durch die ebenfalls fortsatzreichen Stütz- oder Gliazellen Neuroglia.

Wer Erfahrung besitzt mit den Silber-Methoden von Golgi, Cajal oder Biel-



Abb. 9: Querschnitt durch die rechte Hälfte des Oberen Schlundganglions der Schlammliege (*Eristalis tenax* L.). Hämatoxylin. Vergr. 50. A = Facettenauge; r = Netzhaut; ce = äußeres Chiasma; m = mittlere Markmasse; cm = mittleres Chiasma; im = innere Markmasse

schow sky, versäume es nicht, sich mit diesen prachtvolle Resultate ergebenden Methoden am Insektenhirn zu versuchen.

Zu welchen Strukturen sich die besprochenen Zell-Elemente im Gehirn zusammenfügen, ist nun unser Thema. Um diese Verhältnisse kennenzulernen, sind Schnittpräparate unerlässlich. Man erhält sie in folgender Weise: Fixiert werden die mit scharfer Schere abgetrennten Köpfe in Bouin (15 ccm gesättigte wässrige Pikrinsäurelösung, 5 ccm Formal, 10 ccm Eiessig) für 2 bis 3 Stunden. Dann öfter gewechselt 70 bis 80 % Alkohol, bis dieser kaum mehr gelb wird. Dann entwässern und in altbekannter Weise in Paraffin oder Celloidin einbetten. Die Schnitte werden in Hämalaun — Eosin oder einer

Dendriten gefügt und so einen Nervenfilz bildend, heißt Marksustanz. Da sie feinste Längs- und punktförmige Querschnitte von Neuriten und Dendriten aufweist, wird sie auch Punktsubstanz genannt. — Dunklere Stellen, immer aber viel heller als die Nester der Ganglienzellen, finden sich auch in der Marksustanz. Sie kommen dadurch zustande, daß sich Dendriten verschiedener Neurone zu Ballen verflechten, den sog. Glomeruli (g auf Abb. 4 u. 10).

Die Ganglienzellen bilden, vor allem an der Oberfläche des Gehirns, einen mehr oder weniger zusammenhängenden Belag, der sich an der Stirnoberseite an zwei Stellen sehr verdickt zu den meist becherförmigen Pilzkörpern, deren Ganglienzellen Becherzellen (z auf 4 bis 7) heißen. An die Becherzellen schließt sich der Becher (b auf Abb. 4 u. 5, be u. bi auf Abb. 6 u. 7) an. In ihm verflechten sich Dendriten der Becherzellen mit jenen, die von Neuronen des Seh- (sl auf Abb. 4, 5, 6, 8) und Riechlappons (rl auf Abb. 8 u. 10) ausgehen. Die Neuriten der Becherzellen ziehen als Stiel (st auf Abb. 6 u. 7) ins Innere, biegen rechtwinkelig um (w auf Abb. 4) und bilden so den Balken (t auf Abb. 4), die innere Wurzel des Stielen. Becher, Stiel und Balken gehören der Marksustanz an. In dieser sind durch Faserzüge, sog. Kommissuren, Seh- und Riechlappon verbunden. Zwischen diesen Kommissuren liegt der Zentralkörper oder das Fächerorgan (e auf Abb. 4). In ihm verflechten sich die Dendriten verschiedener Neurone der Seh- und Riechzone zu ballenartigen Glomeruli (g auf Abb. 4). Vor dem Zentralkörper liegt die Brücke (k auf Abb. 4). — In ihr vereinigen sich Neurone, die den Punkt- und Facettenaugen zugeordnet sind, mit solchen, die den Beinen und Fühlern angehören. — Die Einmündungsstelle der Schlundkommissur ist auf Abb. 5 (e) zu sehen. — Die Faserzüge des Schlappons zeigt Abb. 9. Von einer inneren Markmasse (im) strahlt eine Kreuzung, das mittlere Chiasma (cm), in die mittlere Markmasse (m). Von ihr geht die äußere Kreuzung der Fasern des Sehnerven, das äußere Chiasma (ce) aus, das in die Netzhaut (r) des Auges einstrahlt. — Im Riechlappon kann es zu ausgiebigen Dendritenverflechtungen, Glomeruli (g auf Abb. 10), kommen. Vor allem bei Insekten, die, wie die männlichen Spinner, ihre Weibchen auf weite Strecken „riechen“.

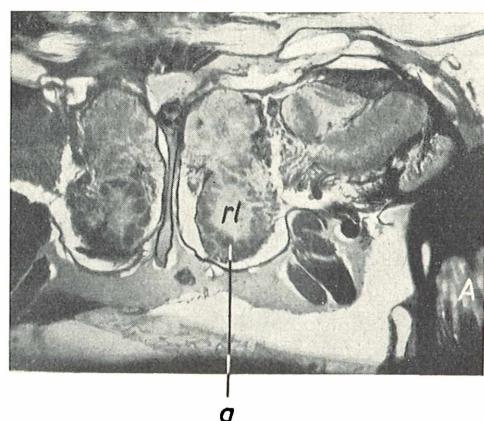


Abb. 10: Frontalschnitt durch das Obere Schlundganglion des Mondfleck-Spinners (*Phalera bucephala* L.). Hämatoxylin. Vergr. 50. rl = Riechlappon; g = Glomeruli des Riechlappons; A = Facettenauge

anderen Kern-Plasma-Färbung gefärbt. — Um beim Schneiden das Mikrotommesser nicht zu gefährden, ist es angezeigt, die harten Oberkiefer größerer Tiere durch einen geschickten Griff mit der Pinzette zu enthornen. Befürchtet man, daß das Chitin größerer Kopfkapseln beim Schneiden Schwierigkeiten bereiten könnte, dann erleiche man das Chitin nach Fixierung und Alkoholhärtung durch Einlegen des Stückes auf 24 Stunden in 5 bis 10% Salpetersäure oder durch Einlegen in Essigsäure auf längere Zeit. Nach gründlichem Wässern wieder Alkoholhärtung usw.

In gefärbten Schnitten durch das Insektenhirn (Abb. 4—10) heben sich dunkler tingierte Inseln von einem helleren Grund ab. Diese Inseln entsprechen Nestern von Ganglienzellen (z auf Abb. 4—7). — Die hellere Grundsubstanz, aus den Fortsätzen der Ganglienzellen, Neuriten und

Nun noch ein Wort über die Pilzkörper. Sie sind bei den verschiedenen Insektengruppen sehr verschieden entwickelt. Im einfachsten Fall liegt eine dünne Lage von Becherzellen vor, etwa beim Stein-

klee-Widderchen (Abb. 8, z). Beim „Durchschnittshirn“ der großen grünen Heuschrecke bilden die Becherzellen bereits dicke Lager (z auf Abb. 4 u. 5), der Becherstiel (b) ist gut entwickelt. Die höchste Entwicklung erreichen die Pilzkörper bei Solitärbienen und den sozialen Insekten mit ihren verwickelten Instinkten. Als Beispiel diene das Gehirn der Honigbiene, Arbeiterin, und das Gehirn der Wespe (Abb. 6 u. 7). Hier finden sich jederseits statt nur eines Bechers sogar deren zwei, je ein innerer und ein äußerer. Der Entfaltungsgrad hängt auch hier vom Grade der Leistung ab. — Der komplizierte Feinbau des Gehirns ist bedingt durch seine komplizierte Leistung.

Das Insektenhirn ist nicht nur ein übergeordnetes Assoziationszentrum, es enthält in Form angeborener Instinkte auch die „Gebrauchsanweisung“ für die umweltgerechte Betätigung des Tierkörpers. Je verwickelter diese ist, desto komplizierter ist auch der Bau jener Gehirnteile, in denen die betreffenden Instinkte ihren Sitz haben: als Beispiel die Pilzkörper.

Im Entwicklungsvorgang entsteht durch organisches Wachstum das Gehirn, wie auch alle anderen Organe. Mit der Form erwächst in dieser Zeit auch die Leistung eines jeglichen Organs. — In ihrem Wesen stellen Form- und Leistungsplan in gleicher Weise recht schwierig anmutende Rätsel dar.

Skizzen aus dem Mikro-Aquarium

Von W. v. Bremen, Oberursel (Taunus)

Als ich mich mit den Merkwelten und dem Verhalten der Einzeller zu beschäftigen begann, trat das Mikroaquarium in den Vordergrund der technischen Hilfsmittel. Wenn man einen Fang nach Hause bringt, entsteht zunächst im Leben der Kleintierwelt eine „Götterdämmerung“. Sie sind aus ihrer natürlichen Lebensgemeinschaft herausgerissen, meist auch noch beim Transport durchgeschüttelt und zeigen in keiner Weise das natürliche Bild ihrer Lebensgewohnheiten. Dies muß nun wiederhergestellt werden — wenigstens soweit es möglich ist —, und deshalb soll das Mikroaquarium einen annähernden Ersatz der natürlichen Umweltbedingungen bilden. Jedenfalls müssen sich die Tiere im neuen Milieu wohl fühlen, reichlich Nahrung haben, und auch die gewohnten anderen Arten der Gesellschaft — Pflanzen wie Tiere — sollten gut gedeihen. Das besagt natürlich auch, daß die gewohnten Feinde vorhanden sind, daß Fressen und Gefressenwerden in demselben Rhythmus ablaufen und auch Vermehrung und Sterben in natürlichen Grenzen geschehen und nicht in einseitig provoziert Überhöhung. Denn wie bei allem Lebenden, sind auch für die Einzeller Nahrung, Feind und Vermehrung die wichtigsten Faktoren.

Diesen Anforderungen muß also das Aquarium genügen. Je nachdem, ob es einer polysaproben, mesosaproben oder oligosaproben Lebensgemeinschaft angepaßt sein soll, wird sich seine Behandlung und Abstimmung ändern müssen. Die Licht- und Temperaturverhältnisse sind meist leichter zu regulieren als das chemisch-physikalische Milieu und die Bakterienfrage. Gerade letztere steht im Mittelpunkt der Behandlung. Was in der Natur durch den Gesamthaushalt der viel größeren Lebensgemeinschaft eines Ge-

wässers verhältnismäßig konstant abläuft, muß in dem viel kleineren Rahmen des Aquariums sorgfältig reguliert werden. Dazu gehören auch die Abfallstoffe der Einzeller selbst, aber vor allen Dingen die Exkremente und Leichen der größeren Tiere wie Kruster, Würmer etc., welche in der natürlichen Umgebung einen Teil der Nahrung darstellen, aber im kleinen Raum das Gleichgewicht in unglaublich kurzer Zeit stören können. Auf alle diese Dinge ist sofort zu achten, wenn man einen Fang heimbringt. Er sollte möglichst bald zum Aquarium verarbeitet werden, denn schon einige Stunden genügen, um das Gleichgewicht derart zu stören, daß eine Wiederherstellung fast unmöglich wird.

Wie geschieht das alles nun am Beispiel eines einzelnen Falles? Angenommen, wir haben unterhalb einer Ortschaft einen träge fließenden Graben oder Bach vor uns. Dicht unterhalb hat er noch polysaproben Charakter, etwa einen halben Kilometer weiter setzt die mesosaprobe Zone ein und geht nach einem bis anderthalb Kilometer in die oligosaprobe Zone über. Wir wollen aus der mesosaproben Zone — die meist

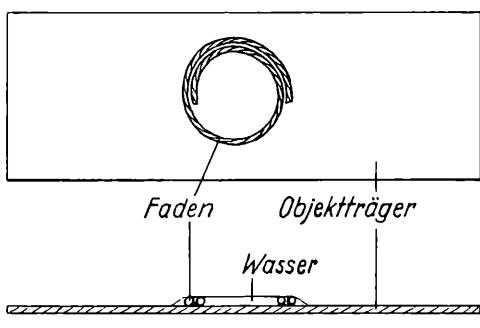


Abb. 1: Das Objektträger-Aquarium

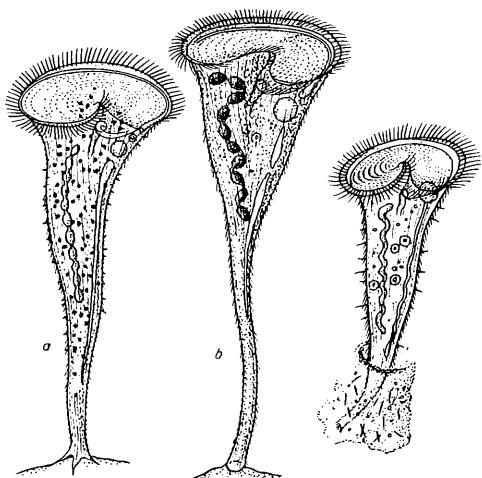


Abb. 2: a *Stentor polymorphus*, b *Stentor coeruleus*, c *Stentor roeseli*

sehr reich und mannigfaltig an Kleinlebewesen ist — einen Fang mitnehmen. Die Wasserpflanzen und untergetauchten Ufergräser sind schon mit bloßem Auge sichtbar von einem bräunlich-grünlichen „Pelz“ bedeckt. Wir verwenden kein Netz, um die Lebensgemeinschaft des „Pelzes“ nach Hause zu bringen, denn das würde eine unnatürliche Konzentration bedeuten. Wir füllen z. B. ein Marmeladenglas dreiviertel mit Wasser von dieser Stelle und schneiden mit einer Schere vorsichtig Pflanzenteile mit „Pelz“ ab und bringen sie ins Glas. Bei sehr lockerem Aufwuchs muß das unter Wasser geschehen, dichten Aufwuchs kann man herausheben und sofort ins Glas versenken. Ein Zuviel in einem Glas ist von Übel. Beim Rückweg hat sich ein großer Teil des Aufwuchses bereits gelöst und

liegt am Boden des Gefäßes. Zuhause angelangt, wird der Inhalt in einen Suppenteller geschüttet. Mit einer Lupe von 6- bis 8facher Vergrößerung wird nun der Fang gemustert. Sind sehr viele Würmer dabei — kleine Borstenwürmer und die großen Nereiden — oder größere Kruster, muß das Sortieren unverzüglich beginnen. Wir wählen uns als Aquarium eine Petrischale von etwa 10 cm Durchmesser, füllen mit einer groben Pipette 1 cm hoch Wasser ein und führen nun unter Lupenkontrolle eine entsprechende Menge Detritus in die Petrischale ohne größere Würmer, Kruster o. ä. (Diese würden in kürzester Zeit eine unglaubliche Menge Exkreme hervorbringen.) Desgleichen schneiden wir entsprechende Pflanzenteile ab, besonders solche, an deren Aufwuchs schon unter der Lupe *Carchesium*- oder *Epistylis*-Bäumchen sichtbar sind. Der Boden der Schale darf aber nicht mehr als höchstens zur Hälfte mit einer dünnen Detritusschicht bedeckt sein. Dasselbe bezieht sich sinngemäß auf eingebrachte Pflanzenteile. Wenn sich alles abgesetzt hat, muß zwischen den Detritusklumpen genügend freier Raum bleiben. Wir schieben ein schwarzes Papier unter die Schale und sehen nun unter der Lupe die größeren Einzeller im freien Raum zwischen dem Detritus herumschwimmen. Wir werden die Bäumchen-Kolonien von *Carchesium* oder *Epistylis* entdecken, aber wir werden auch helle oder lichtgrüne Stentoren herumschwimmen sehen, die sich neue Standorte suchen. Sogar *Paramaecium* oder der große *Prorodon* lassen sich unterscheiden und die langen Schlangen von *Spirostomum*.

Nun muß das Aquarium erstmals zur Ruhe kommen, wozu einige Stunden nötig sind. Unterdessen untersuchen wir die Lebensgemeinschaft unterm Mikroskop, und wenn das Ergebnis zufriedenstellt, legen wir gleich eines oder mehrere Objektträger-Aquarien an.

Das Objektträger-Aquarium (O-Aquarium)

stellt die kleinste Form eines Aquariums dar, in dem alle Reaktionen und Gleichgewichtsstörungen mit unglaublicher Schnelligkeit um sich greifen können. Andererseits hat es den unschätzbaren Vorteil, daß wir den ganzen Raum mit seiner Lebensgemeinschaft ohne äußere Störung dauernd unterm Mikroskop vor uns haben können. Es kommt doch gerade darauf an, die Tiere in ihrer Ruhe nicht zu stören und ihre natürlichen Reaktionen in der natürlichen Umwelt zu beobachten. Wenn man Tiere im O-Aquarium isoliert hält, ist die „Abstimmung“ viel leichter, jedoch kein natürliches Dasein gewährleistet und das Verhalten der Tiere durchaus anders. Man muß deshalb bestrebt sein, eine möglichst

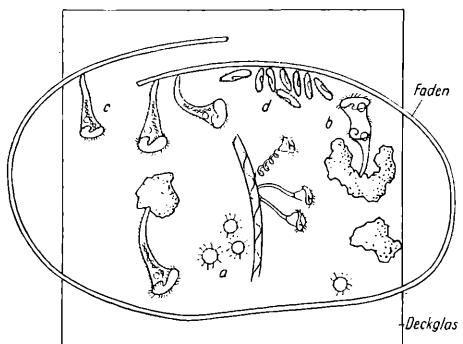


Abb. 2a: Planskizze eines bedeckten Objektträger-Aquariums: a *Podophrya*, Tier rechts unten am 26. 8. 2 *Paramaecien* gefangen, b *Stentor polymorphus* am 25. 8. Teilung, c *Stentor coeruleus*, unnormale Kernbildung, d *Paramaecien*-Ansammlung

vollständige Lebensgemeinschaft auch im O-Aquarium zusammenzufassen und sie so abzustimmen, daß sie sich wochenlang erhalten läßt. Dazu ist die Kultur im „hängenden Tropfen“ unbrauchbar, weil der Raum viel zu klein ist. Andererseits ist ein O-Aquarium unterm Deckglas ebenso unbrauchbar, weil schon nach wenigen Stunden für viele Tiere Luftmangel eintritt. Es bleibt nur der offene größere Tropfen auf dem Objektträger. Um diesem Tropfen einen Halt zu geben und seine Oberfläche möglichst eben zu gestalten, gibt man ihm eine Seitenwand in Form eines Fadens. Ich benutze meistens Maschinengarn Nr. 40 bis 20. Etwa 6–8 cm lange Stücke werden angefeuchtet und ringförmig auf dem Objektträger angeordnet, so daß das Aquarium einen Durchmesser von etwa 10–12 mm hat. Dabei liegt der Faden über die Hälfte des Kreises doppelt, wie Abb. 1 zeigt. Das hat seinen Vorteil, weil viele Tiere den Zwischenraum zwischen beiden Fäden besonders schätzen. Der Wassertropfen wird so aufgefüllt, daß seine Oberfläche nahezu eben ist. Nur am Rande des Fadens entsteht ein ungünstiger Lichtreflex, wenn der Wasserspiegel absinkt. Wasser wird mit einer Kapillarpipette meist außerhalb des Fadenkranges zugefügt oder abgesaugt. Bei längeren Untersuchungen muß das verdunstete Wasser ersetzt werden, wogegen normalerweise das O-Aquarium in der „feuchten Kammer“ steht. (Eine sehr einfache und handliche Ausführung: Der Blechdeckel eines 10-Pfund-Marmeladeneimers wird mit einer Pappschleife belegt. Darauf kommt ein etwa 4 cm breiter Pappstreifen als Unterlage für die Objektträger, welche auf ihm quer zu liegen kommen und bequem mit der Hand zu fassen sind. Die Bodenpappe ist stets naß zu halten. Über das Ganze deckt man eine entsprechend zugeschnittene Glasscheibe. Raum für etwa 6 Aquarien.)

Natürlich müssen die Objektive so gewählt werden, daß ein minimaler Abstand von etwa 2 mm zwischen Objektiv und Objektträger nicht überschritten wird. (Wir benutzen bei solchen Untersuchungen höchstens eine Vergrößerung von 350–400.)

Bei vielen Kulturen hat es sich als zweckmäßig erwiesen, beide Arten von Aquarien täglich oder in größeren Abständen leicht durchzuröhren, doch gibt es Tiere, die absolute Ruhe verlangen (*Actinospaerium*). Die Temperatur der Aquarien soll nicht höher sein als die entsprechende im freien Milieu. Eine allgemein recht günstige Temperatur liegt zwischen 10 und 15°C.

Die eigentliche Schwierigkeit beginnt erst jetzt — nämlich das Erhalten des natürlichen Gleichgewichts. So ideal wie in der Natur gelingt es selbstverständlich

fast niemals, doch kann mit Umsicht und angelerntem Feingefühl (Erkennen der ersten unnatürlichen Anzeichen) recht viel erreicht werden. Man vergesse nicht, daß es sich um einen kleinsten Raum handelt, in dem alle Komponenten keine Ausweichmöglichkeit haben und sich daher besonders stark auswirken. Auch das O-Aquarium darf nicht überladen werden, weder mit Tieren noch mit Detritus und Algen. Es muß genügend freier Bewegungsraum bleiben.

Wir hatten als Beispiel eine mesosaprobe Lebensgemeinschaft gewählt. Diese ist auf bedeutende Nahrung angewiesen, denn es sind Detritussfresser, Bakterienfresser, Algenfresser und Protozoenfresser. Aber hier entsteht besonders leicht die Gefahr einer bakteriellen Verseuchung — nämlich, daß aus dem meso- ein polysaprobes Milieu wird. Besonders, wenn man füttert. Von vorne herein müssen wir diese Gefahr bannen und dem Wasser einen pH-Wert geben, welcher die bakterielle Entfaltung

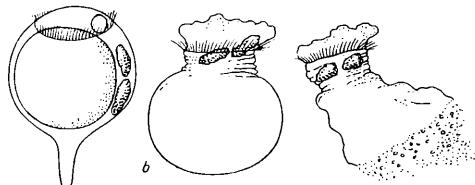


Abb. 3: „Blähungstod“ von *Stentor roeseli*

zurückhält. Durch Beigabe von Zitronensäurelösung von 0,05 % — was einem pH-Wert von etwa 5 entspricht —, läßt sich ein Überhandnehmen von Bakterien vermeiden. Vorticellen vertragen sogar bis 0,1 % und Rotifer noch bedeutend mehr, doch soll man auch damit sehr feinfühlend sein und zwischendurch mit reinem Wasser abwechseln. Es fällt auf, daß bei *Sphagnum*- oder Torfwasser (pH 5) sich niemals Bakterienhäute und dergleichen bilden (Huminsäure). Ich benutze gern das Torfwasser als Regulator und bin dabei meistenteils gut gefahren.

Nun hat auch das O-Aquarium seine speziellen Unbequemlichkeiten. Sie bestehen hauptsächlich im raschen Verdunsten des Wassers bei längeren Beobachtungen unter dem Mikroskop und dem damit verbundenen Nachfüllen. Wenn es auch noch so vorsichtig geschieht, kann eine Beunruhigung der Tiere entstehen und die „Landschaft“ im Aquarium kann sich verschieben. Dasselbe geschieht leicht beim Herausnehmen aus der feuchten Kammer. Um dem zu entgehen, möchte man nun doch wieder zum Deckglas greifen, obwohl dieses den Luftzutritt sehr behindert. Schließlich ist mir eine brauchbare Lösung gelungen, doch

nur unter der Bedingung, daß das mit einem Deckglas versehene O-Aquarium bei einer Temperatur von etwa 8–10°C gehalten wird. Der Faden wird dabei elliptisch angeordnet und zwar so, daß er rechts und links unterm Deckglas etwas hervorragt. Dadurch läßt sich ein Wassertropfen von beiden Seiten nachfüllen, man kann Lebendfärbungen durchziehen oder auch Futterlösungen, ohne daß die innere „Landschaft“ des Aquariums verändert wird, weil Detritusklumpen u. a. zwischen beiden Glasflächen genügend Halt finden und sich nicht verschieben. Auch ist die Verdunstung bei längerem Arbeiten viel geringer. Auf diese Weise lassen sich feststehende Lokalitäten im Aquarium bezeichnen, festsitzende Tiere und Algen können individuell markiert werden. Die Detritusklumpen zeigen wenig Neigung zum Verballen,

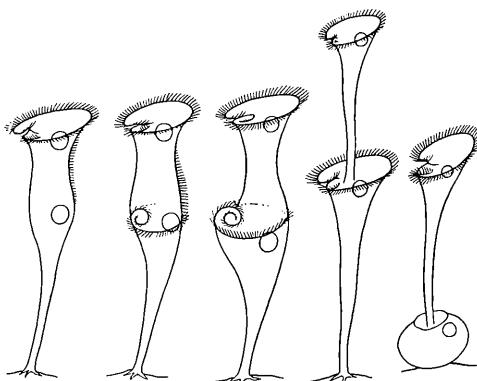


Abb. 4: Stentor, Phasen der Teilung

geben mehr Nährstoffe ab und werden nicht zu unübersehbaren Verstecken für manche Tiere. Nur die Forderung der niedrigen Temperatur kann Schwierigkeiten bereiten, ist aber die Voraussetzung für ausreichenden Sauerstoffgehalt des Wassers. Vom Oktober bis März läßt sich diese Temperatur durch geeigneten Stand der feuchten Kammer leicht erhalten. Im Sommer muß man schon zu einem kühlen Keller mit diffusem Tageslicht greifen oder künstlich kühlen. Für alle Tiere, die ihr Optimum über 15°C haben, ist diese Methode unbrauchbar. Es ist aber erstaunlich, wieviele Tiere gerade diese niedrige Temperatur bevorzugen oder sich dabei ausgezeichnet entwickeln. Selbstverständlich müssen wir unsere Aquarien sorgfältig beschriften und mit einem deutlichen Stichwort bzw. Buchstaben versehen. Beim bedeckten O-Aquarium kann man sogar eine primitive Planskizze machen, um einzelne Individuen, die in spezieller Beobachtung stehen, leichter wiederzufinden (Abb. 2a).

Die Fütterung

Alle mesosaproben Organismen benötigen viel Nahrung. Schon nach einigen Tagen ballen sich die Detritusklumpen fest zusammen, die fein im Wasser suspendierte Substanz ist aufgebraucht, und die Detritussfresser müssen an den Klumpen „nagen“. Dabei kommen viele zu kurz, besonders die festsitzenden Formen wie *Stentor*, die Vorticelliden usw., besonders die letzteren, die typische Feinkornverwerter sind. Füttern können wir dadurch, daß wir vorsichtig mit einem Stampfer die Klumpen zerdrücken, wodurch wieder eine Menge feines Material und Algen frei werden. Den kleinen Stampfer macht man sich aus plastischem Kunststoff oder Gummi. Eine andere Art Fütterung erreicht man mit zerquetschten Algen. Der grüne Algenbelag auf Blumentöpfen eignet sich vorzüglich dazu. Eine kleine Menge wird auf einer Glasplatte mit dem Stampfer in wenig Wasser möglichst fein zerrieben, dann verdünnt und beigegeben. Achtung vor zu großen Mengen! Alle Schlinger, aber auch *Stentor* und sogar Vorticellen lassen sich auf diese Weise gut füttern, denn den zerquetschten Algenfäden entströmt viel feine und feinste Substanz. Eine dritte Fütterungsart ist die „Fleischfütterung“ der ausgesprochenen Aas- und Fleischfresser, wie z. B. *Coleps*, *Amphileptus* u. a., doch auch manche Pflanzenfresser machen dabei gerne mit. Man zerdrückt auf gleiche Weise z. B. einen Borstenwurm und gibt die Zellkugelchen ins Aquarium. Man kann mit dieser Fütterungsart sehr interessante Beobachtungen machen. Nur ist die Fäulnisgefahr groß; keinerlei überschüssige Reste dürfen im Aquarium längere Zeit liegen bleiben. In der freien Natur werden sie aus dem Bereich der Tiere gespült oder anderen Verwertern zugeführt, oder die Tiere können sich nach dem Mahl entfernen. Nicht so im eng begrenzten Aquarium. Es sei denn, man wolle eine Lebensgemeinschaft in eine andere überführen und diesen Prozeß unter dauernder Kontrolle halten.

Stentor

Nicht umsonst ist *Stentor* (Trompetentierchen) das klassische Objekt unter den Einzellern. Er ist groß, repräsentativ, schön in der Form und seinen Bewegungen. Da er sowohl festsitzt wie frei schwimmt, hat er ein größeres Maß an individueller Vielseitigkeit erreicht und ist es wert, daß man sich mit ihm beschäftigt.

Ich bleibe bei meinem früheren Beispiel, dem Aquarium aus der mesosaproben Zone eines Grabens. *Stentor* ist dort sehr stark vertreten. Neben zentimeterhohen Bäumchen von *Carchesium* und *Epistylis* ist er der Beherrscher des „Pelzes“ auf Pflanzen-

teilen und Astwerk im Wasser. Es sind drei Arten (Abb. 2). Der durchsichtig farblose *S. roeseli*, der Seßhafteste unter den dreien, weil er ein Gallertgehäuse baut, in das er sich bei Gefahr zurückziehen kann. Er wechselt seinen Platz nur unterm Druck „zwingender Umstände“. Dann der *S. polymorphus*, meist schön grün anzuschauen wegen der vielen Zoochlorellen in seinem Körper, größer und derber gebaut und leicht bereit, seinen Platz zu wechseln, aber auch wählerischer bei der Auswahl desselben. Und schließlich der *S. coeruleus*, der kompakte blaue Riese. Er ist sozusagen der Zigeuner, der beste Schwimmer, unabhängig vom Standort und braucht lange Zeit, bis er sich zu einem Platz entschließt. Er ist auch zahlenmäßig viel seltener als die beiden anderen. (Er liebt das kühlere Wasser im Frühjahr und Herbst und kann dann Höhenepunkte der Übervölkerung erreichen.) Seine rosenkranzartige Kernschnur leuchtet plastisch im hellblauen gewölbten Körper. Bei *S. roeseli* durchzieht der Kern wunderbar lichtbrechend den Körper als langes helles Band, welches bald glatt liegt, bald in Falten sich windet und sehr selten Verdickungen aufweist. (Diese, besonders wenn es aufgeblähte Verdickungen sind, deuten auf einen krankhaften Zustand.)

Wenn das O-Aquarium eingerichtet ist und einige Minuten des ersten Schreckens vergangen sind, bietet sich folgendes Bild: Überall aus den Detrituskummen ragen die Trompeten von *S. roeseli* heraus, häufig radiär nach allen Seiten (das kann man im Schalenaquarium sehr schön im großen Gesichtsfeld der Lupe sehen). Die beim Einfüllen des Aquariums entwurzelten *S. roeseli* oder solche, deren neuer Standort ungünstig ist und verlassen wurde, irren überall herum auf der Suche nach einer Bleibe. Ganz regelmäßig streben sie allmählich an die Peripherie, wo der Faden den Raum begrenzt. Dieser Faden scheint überhaupt eine große Anziehungskraft auf sie auszuüben. Er hat eine feine Faserung, an der sich leicht haften lässt, und dann ist der Faden gedreht und gibt unten Hohlräume frei, überhaupt erscheint er wie eine lange, oben überhängende Felswand, unter der man Schutz suchen kann. Das ist der richtige Platz für *S. roeseli*, denn er ist von Natur Höhlenbewohner, der sich aus dem Schutz hervorrecken und zurückziehen will. Besonders beliebt ist der Zwischenraum zwischen beiden Fäden. Fast alle Vaganten sitzen innerhalb einer Viertelstunde am Faden, und noch manch anderer kommt dazu. Sofort wird das neue Gallertgehäuse gebaut. Das Wasser ist noch erfüllt von Feinkorn-Substanz, der Wimperapparat strudelt auf Hochtouren und von der Bauchseite des Peristoms fließt ein ununterbrochener Strom feiner Körnelung

längs dem Körper hinab dem Fußende zu. Dort wird eine klebrige Substanz ausgeschieden, an der die feinen Körner haften bleiben, der langausgestreckte Körper schwankt hin und her, und so entsteht in einigen Stunden die Gallertröhre, mit Feinkorn durchsetzt. Sie kann bis zur Hälfte der ausgestreckten Körperlänge heranwachsen. Es ist merkwürdig, daß sich die Tiere gesellig ansiedeln. Dort, wo sich die ersten Tiere festgesetzt haben, entsteht eine unwiderstehliche Anziehung für die Nachzügler. Man kann das Suchen des Platzes deutlich beobachten. Wenn ein Schwimmer ein oder zwei Festsitzende entdeckt hat, kehrt er immer wieder dahin zurück, um schließlich mit den so charakteristischen pumpenden Bewegungen des Hinterteils unter dem Faden Halt zu suchen. Je größer die Kolonie, desto größere Anziehungskraft übt sie aus.

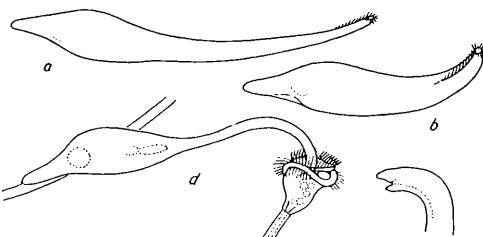


Abb. 5: *Amphileptus carchesii*, Länge bis 450 µ: a Schwimm-, b Suchform, c Kopfende in „Jagdstimmung“, d Angriff auf eine *Carchesium*-Glocke

Währenddessen schwimmen *S. polymorphus* und *S. coeruleus* noch unentschlossen herum, auch sie meistens am äußeren Rande der Arena. Sie haben beim Einbringen ins O-Aquarium alle ihren Standort verlassen. *S. polymorphus* schwimmt bedächtig, den Körper noch halb ausgezogen, mit weichem, lippigem Fußende, sozusagen griffbereit, aber kann sich nicht entschließen. *S. coeruleus* dagegen, der gute Schwimmer, hat sein Fußende bis auf einen kleinen Knopf eingezogen, ist zur Walze geworden und jagt rasch und sicher im Raum herum, neigt aber auch zur Peripherie und schlüpft unterm Faden durch und umkreist ihn äußerlich in der schmalen Wasserrinne. *S. polymorphus* setzt sich fest, löst sich wieder, setzt sich wieder fest, auch mit Vorliebe mitten in eine *S. roeseli*-Kolonie, bis schließlich die „Sitzstimmung“ überhand nimmt und er sich verankert. *S. coeruleus* ist der letzte. Auch er zieht Geselligkeit vor, aber er bleibt nur ein flüchtiger Gast, sofort bereit, wieder auf Wanderschaft zu gehen. Nur wenn er den Drang verspürt, sich zu teilen oder wenn sein Magen ausgesprochen leer ist, entschließt er sich rascher zu einem festen

Standort. Denn während des Herumschwimmens bleibt bei allen Arten der Mundtrichter geschlossen.

Nun haben schließlich alle ihre Standorte gefunden und strudeln mit großer Vehemenz. Je wohler sie sich fühlen, desto länger recken sie sich aus und desto ausladender entfalten sie ihr Peristom. Bei *S. roeseli* nimmt es die Form einer Trichterwinde an, ganz weit ausladend. *S. polymorphus* und *S. coeruleus* kommen in der Regel nicht über die konische Becherform hinaus. Ein anderes Zeichen ihres Wohlbefindens ist der Grad der Schreckhaftigkeit und das Tempo des Wiederausdehnens nach dem Schreck. Anfangs nach dem Festsetzen sind alle schreckhaft. Während bei einem leisen Stoß an das Aquarium die in ihren früheren Gehäusen im Detritus sitzenden *S. roeseli* gar nicht oder kaum reagieren, sind die neuen Ansiedler zuerst äußerst empfindlich. Erst mit der Zeit

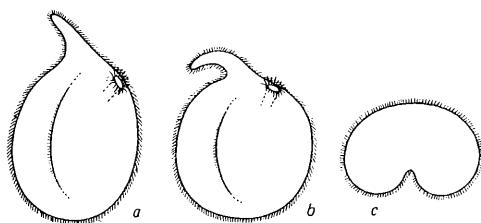


Abb. 6: *Trachelius ovum*, Größe bis 600 μ : a Schwimmform, b Suchform, c Querschnitt

werden sie stoßsicher, wobei rein individuelle Unterschiede bestehen und auf das „Wohlbefinden“, zugleich „Sicherheitsbefinden“ schließen lassen. Allerdings kann man sie auf Stoß trainieren. Sie empfinden dann diese Art Erschütterung nicht mehr als Gefahr. Bei *S. polymorphus* und *S. coeruleus* muß man dabei behutsam vorgehen, weil sie anfangs zu rasch bereit sind, ihre Plätze zu verlassen. Daher kommt es auch, daß sie die gewohnten Erschütterungsarten, z. B. das Vorbeikriechen eines großen Borstenwurms, oder das Hüpfen eines Ruderfußkrebses und das turbulente Hin- und Herschlagen einer *Carchesium*-Kolonie keineswegs als Gefahr ansehen.

Die Nahrungsbeschaffung ist natürlich die wichtigste und dauernde Beschäftigung. *Stentor* ist Allesfresser, d. h. er verschlingt alles, was sich in seinen Trichter hineindrücken läßt, vom Diffugiengehäuse über lange Algenfäden bis zu Zellen zerdrückter Würmer. Aber nicht immer und überall tut er es. Warum plötzlich ein günstiges Objekt in Kugelform abgewiesen und ein ungünstiges sparriges hineingezogen wird, wobei in dem einen Fall keine Übersättigung und im anderen kein Hunger festzu-

stellen sind, entzieht sich einer Erklärung. Eine Auswahl und ein mengenmäßiges Regulieren sind vorhanden, sonst wären die Tiere bald überladen. Auch ausgesprochen hungrige Tiere fressen nicht alles, was ihnen in den Trichter läuft. Ich möchte hier nicht auf die künstlichen Fütterungsversuche mit unverdaulicher Substanz eingehen (z. B. Karmin), welche dem Tier etwas vortäuschen, was es in der Natur nicht gibt. Mir kommt es eben nur darauf an, die natürlichen Gegebenheiten und ihre Bedeutung für das Tier aufzuzeigen. Bei *Stentor* läßt sich niemals ein „Überfressen“ feststellen, wie bei manchen anderen Formen (*Coleps*, *Prorodon*, *Amphileptus*), trotz Fütterung mit „Leckerbissen“.

Die Tätigkeit des Strudelapparats zeigt eine lange Reihe von subtilen Kombinationen. Beim festsitzenden Tier hat er verschiedene Funktionen auszuüben: von der Nahrungsaufnahme über die bloße Sauerstoffzufuhr bis zum Ableiten der Detrituspartikel an das Fußende zum Bau des Gehäuses. Dementsprechend finden wir verschiedene Kombinationen — z. B. der grobe Zilienkranz arbeitet ununterbrochen und mit großer Kraft, oder er schlägt unterbrochen, d. h. er steht dazwischen einige Sekunden still und überläßt alle Funktionen den feinen Zilien des Trichters, oder diese besorgen ganz allein den Strudel, während der grobe Kranz dauernd still liegt, wie erstarrt. All das kann in kurzen Zeiträumen einem bunten Wechsel unterworfen sein, je nach der „Stimmung“ des Tieres — lauter Dinge, die wir wohl sehen, die sich aber wohl meistens einer unmittelbaren Erklärung entziehen. Nur die ganz groben Regungen vermögen wir in einen Zusammenhang zu bringen. Dazu gehört das Maß des allgemeinen Wohlbefindens. Ist das Tier vollständig gestreckt und das Peristom ganz geöffnet, ja richtig gereckt, befindet es sich im „Hochgefühl“. Öffnet es sich dagegen nur halb, so daß der Kopf keulenförmig bleibt mit häufig vorgewölbtem Peristomboden, ist etwas nicht in Ordnung. Dann sind die Tiere auch sehr schreckhaft und verharren lange im zusammengezogenen Zustand. Bei *S. roeseli* gibt es noch ein anderes Anzeichen von „innerem Unbehagen“, welches zur Krankheit und schließlich zum Tode führt. Im bandförmigen, langen, schlanken Kern entstehen Verdickungen, späterhin blasenförmige Wucherungen, so daß er die Gestalt eines Rosenkranzes mit drei oder vier Perlen vortäuscht. Geht diese Entwicklung noch weiter, führt sie zum Blähungstod. Die kontraktile Vakuole vergrößert sich ins Endlose, bläht den ganzen Körper auf und bringt ihn schließlich zum Zerplatzen. Im ersten Stadium der Kerndeformation werden die Tiere durch Überführen in optimales Milieu wieder gesund (Abb. 3).

Konjugation, besonders bei *S. roeseli*, habe ich nur im Hochsommer finden können (Temperatur etwa 17—20°), wo auch die Teilungsquote ihren Höhepunkt erreicht. Besondere Merkmale vor der Konjugation lassen sich an den Tieren nicht feststellen. Benachbarte Tiere legen sich plötzlich zusammen und „kleben“ aneinander. Die Dauer einer Konjugation beträgt etwa 10—13 Stunden. Währenddem ist der äußere Ziliengürtel beider Tiere in dauernder Bewegung. Ich habe nicht feststellen können, daß nach der Konjugation die beteiligten Tiere besonders teilungslustig werden.

Der Teilung von *Stentor* gehen gewisse äußere, leicht wahrnehmbare Veränderungen voraus. Der Körper schwollt etwa in der Mitte ein klein wenig an und dort bildet sich eine zweite große kontraktile Vakuole. Gleichzeitig bildet sich von der Rückenzone des Peristoms her eine sehr grobe Zilienreihe nach unten bis etwa zur Stelle der Vakuole. Die Tiere sehen aus, als ob sie mit einem Mal eine Mähne erhalten hätten, die langsam hin- und herwallt. Wenn man solche „Mähnentiere“ findet, weiß man sofort, was bevorsteht. Während nun allmählich vom oberen Peristomende her die Mähne wieder verschwindet, wandert sie um die nun deutlich verdickte Mitte des Körpers herum und es bildet sich ein kleiner Trichter — die neue Mundöffnung. Der weitere äußere Hergang ist aus den Skizzen Abb. 4 ersichtlich. Das alte Kopfende hebt sich aus dem neu gebildeten Peristom heraus. Während dieser ganzen Entwicklung verharren beide Teile in möglichst gestreckter Stellung. Die letzte Phase der Teilung — das Tochtertierchen ist schon voll ausgebildet und hängt nur noch am Kernfaden mit dem anderen zusammen — dauert verhältnismäßig lange. Dann geschieht plötzlich etwas Unerwartetes. Das Tochtertier beginnt, sich stark zu recken und zu ziehen. Das untere Tier zieht sich als Reaktion zur Kugel zusammen, und in dieser Stellung erfolgt dann die endgültige Loslösung. Der ganze Vorgang dauert nur etwa eine dreiviertel Stunde. Ganz langsam beginnt nun das Tochtertier, um die alte Stelle und die nähere Umgebung zu kreisen und setzt sich gewöhnlich nach zwei bis fünf Minuten in der Nähe des anderen Tieres fest. Zuerst untersucht das Tier mit dem Kopfende die Beschaffenheit der Umgebung. Dann — offenbar wenn der Platz genehm ist — dreht es sich um und beginnt mit pumpenden Bewegungen den Hinterkörper in den Detritus hineinzustecken und wieder herauszuziehen, bis er Halt findet und sich verankert.

Carchesium, Amphileptus und Trachelius

Carchesium-Bäumchen überziehen wie ein

dichter Wald die Pflanzenteile der Uferzone. Bis zu 1 cm hoch werden sie. Man kann solche Bäumchen nur in einem größeren Schalen-Aquarium einige Zeit halten, aber auch dort verlassen die Glocken meistens bald ihren „Baum“ und siedeln sich neu an. Versetzt man ein kleines Bäumchen ins O-Aquarium, bemerkt man sofort, daß im Schutze der „Baumzweige“ eine ganze Menge *Amphileptus (carchesii)* sich aufhalten und mit schlängelartigen, weichen Bewegungen zwischen den Stielen und Glocken sich bewegen. Doch von diesen später. Zuerst noch einiges von *Carchesium* selbst. Die liegende Stellung im O-Aquarium ist natürlich für die Baumkolonie außerst fremd und unbequem. Deshalb beginnen sich die Glocken bald zu lösen und schwimmen in unübersehbarer Menge im Aquarium herum. Aber sehr bald setzt sich die eine oder andere Glocke an einer Stelle des Bodenglases fest. Und nun geschieht etwas sehr Merkwürdiges. Wie ein Vogelschwarm sich dort nieder-

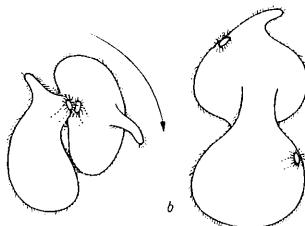


Abb. 7: *Trachelius ovum*, a in Konjugation, b in Teilung

läßt, wo er Artgenossen sieht, fallen die umherschwirrenden Glocken um diese Tiere herum ein, drängen sich dicht heran und setzen sich fest. Es bilden sich auf diese Weise mehrere kreisförmige Klumpen von angesiedelten Glocken. Je größer die neue Kolonie wird, desto größer wird ihre Anziehung für die noch frei herumschwimmenden Glocken. Im letzten Stadium ist es ein wahres Gedränge von Glocken, die alle noch einen möglichst günstigen Platz in der Nähe des Zentrums finden wollen. Dann ist die Völkerwanderung beendet. Die „Bäumchen“ liegen zu dreiviertel entblättert da, nur die Glocken in günstiger freier Lage sind nachgeblieben, während sich zwei bis drei neue kreisrunde Kolonien am Bodenglas gebildet haben — Glocke an Glocke. Nach vier bis fünf Stunden sind die Stiele bereits auf Glockendurchmesser angewachsen, nach einem Tag auf das vier- bis fünffache der Glockenlänge. Nun beginnt die Teilung, und jeder Stiel sollte der Anfang eines neuen Bäumchens werden. Das ist bei dieser dichten Ansiedlung unmöglich, aber auch aus ande-

ren Gründen kommt es nicht dazu, denn *Carchesium* läßt sich im Aquarium nicht längere Zeit halten, jedenfalls nicht so lange, daß wieder richtige Bäumchen entstehen können. Auffallend ist noch, daß *Carchesium* sich im Aquarium stets am Bodenglas ansiedelt, wogegen *Stentor* dieses nur im äußersten Notfall tut; er bevorzugt Detritus, Algenfäden, den Zwirnfaden — kurz einen Untergrund, auf dem sich besser haften läßt. Allerdings ist auch das Plasma seines Fußendes lappig ausgebildet, wogegen *Carchesium* eine feste runde Haftscheibe besitzt (wie überhaupt alle Vorticelliden). Mir scheint auch, daß *Carchesium* die senkrechte Stellung der Glocke sehr stark bevorzugt, was dem Haftpunkt an der unteren Fläche entspricht, wogegen *Vorticella* und *Epistylis* ebenso gerne in waagerechter Haltung im Wasser liegen.

Kaum also hat sich ein *Carchesium*-Schwarm neu angesiedelt, ist auch *Amphileptus* mitten zwischen ihm und beginnt seine schlängelnd-windenden Kreise zu ziehen. Was will er? Wozu hält er sich an diese Lebensgemeinschaft? Angefüllt ist er mit glashellen, stark lichtbrechenden Kugelchen — das läßt auf Fett und tierische Ernährung schließen. Und andererseits ist sein kleiner Mundapparat am Ende des beweglichen Halses so gebaut, daß er auf flüssige Nahrung oder Feinkorn angewiesen ist. Bei stark verschmutztem Wasser nimmt er auch tatsächlich eine bräunliche Färbung an, weil seine Nahrungsvakuen mit Detritus-Feinkorn gefüllt sind. Gewiß, die Bäumchen bieten Schutz und vor allen Dingen ist bei ihnen ein ständiger ungeheurer Wasserstrudel mit feinsten Partikelchen, die dem *Carchesium* als Nahrung dienen. Aber hier war *Amphileptus* glasklar und schien sich anders zu ernähren. Mir schien die Sache immerhin verdächtig. Die schlangenartigen Bewegungen, das Sichwinden um Stiele und Glocken und die suchenden Bewegungen des Halses — alles deutete auf noch versteckte Ziele. Doch zuerst geschah nichts Außergewöhnliches. Bis ich eines Abends sehr spät Zeuge einer regelrechten *Carchesium*-Jagd wurde. Ich wurde dadurch aufmerksam, daß sich einige Tiere besonders sachte unterhalb der Glocken bewegten, sich an die Stiele mit ihrem Hinterende anhefteten und immer wieder die langen Hälse auf die Ebene der strudelnden Glocken verschoben. Plötzlich erfolgte ein blitzartiger Zugriff in die offene Glocke. Aber ebenso blitzartig schloß sich diese und schraubte zusammen. *Amphileptus* ließ sich nicht stören und verfolgte seine Fürsch weiter. Nach einiger Zeit erfolgte ein erneuter rascher Zugriff. Wieder vergebens. Aber das dritte Mal gelang er. Das Zupacken und Ansaugen mitten in der offenen Glocke erfolgte so fest, daß das Tier hin- und hergeschleudert wurde von

der herumschlagenden und sich dauernd zusammenschraubenden Glocke. Doch ließen allmählich die Bewegungen der Glocke nach, denn das Aussaugen hatte sofort begonnen, und nach einer Viertelstunde war von der Glocke bloß noch eine schlaffe, runzlige Haut übrig, während das Innere des *Amphileptus* sich mit lichtglänzenden Kugeltropfen gefüllt hatte. Nun hatte ich ihn doch endlich erwischt bei seinem räuberischen Handwerk! Bald danach gelang einem anderen Tier derselbe Zugriff. Doch die Glocke schlug derart hin und her, daß der festgesaugte Kopf des *Amphileptus* abgerissen wurde, d. h. das Mundende mit einem Stück des Halses. Jedoch veränderte er seine ruhige Haltung keineswegs (keine Zeichen von Unbehagen und Aufregung wie sonst bei verwundeten oder entzweigerissenen anderen Einzellern), verzog sich mehr nach unten in das „Astwerk“ des Bäumchens, und in nicht mehr als 5 Minuten waren die abgerissenen Teile wieder regeneriert. Gleich danach begann er seine Jagd aufs neue. An diesem Abend waren fast sämtliche Tiere auf der Jagd, aber am nächsten Morgen schwammen sie wieder wie unbeteiligt zwischen den Glocken herum. Allmählich bekam ich heraus, daß sie Nachjäger sind und am Tage sich hauptsächlich von feinem Detritus ernähren. Sogar das Licht der Mikroskopierlampe konnte sie veranlassen, die Jagd aufzugeben. Wenn ich einige Zeit auf Dunkel schaltete, begann sie aufs neue. Bereits charakteristisch für die „Jagdstimmung“ ist es, wenn sich *Amphileptus* mit dem Hinterende an *Carchesium*-Stiele anzuheften versucht, wozu offenbar ein klebriges Sekret vorhanden sein muß. Dann bildet sein Hinterkörper eine Rinne, welche die Stiele umfaßt und so den Tieren mehr Halt gibt. Aber besonders bezeichnend ist eine Umformung der Mundöffnung. Es bilden sich zwei Lippen, die obere etwas größer, so daß der Eindruck eines geöffneten Maules entsteht. Wenn die Lippen verschwinden und die normale stumpf rundliche Form gebildet wird, verliert das Tier seine Aggressivität. Bei Jagdstimmung attackiert *Amphileptus* auch Objekte, denen er nicht gewachsen ist. So erlebte ich es einmal, wie er sich an einen *Trachelius ovum* ansaugte, der doch sehr bedeutend größer ist. Offenbar ist die Außenhaut von *Trachelius* so fest, daß ein Durchdringen nicht möglich war. Nach etwa fünf Minuten ließ *Amphileptus* los, ohne seiner Beute einen Schaden zugefügt zu haben. Das ist wohl auch der Grund, weshalb er Glocken niemals von außen angreift, sondern stets nur am weichen Plasma des geöffneten Peristoms (Abb. 5).

Dieses Aquarium wurde noch aufrecht erhalten, nachdem *Carchesium* abgestorben war, um das Verhalten von *Amphileptus*

weiterhin zu beobachten, und zwar gerade diese Tiere, die völlig auf *Carchesium* eingestellt gewesen waren. Sie gediehen noch wochenlang vorzüglich und machten sich an Detritusklumpen zu schaffen. Dazwischen versammelten sich fast alle Tiere an einer bestimmten Stelle des Aquariums und entnahmen dieser Stelle offenbar Nahrung, von der jedoch für das menschliche Auge nichts zu entdecken war. Es war häufig gar nicht in der Nähe eines Detritushaufens. Nach einer gewissen Zeit schwammen dann alle Tiere auseinander, wenn die Nahrungsquelle erschöpft war. Etwas ähnliches kann man manchmal bei *Paramaecium*, *Coleps* und auch *Trachelius* beobachten, lauter Verwertern saprober Nahrung.

Nun interessierte mich noch das Problem, wie sich diese Tiere bei „Fleischfütterung“ verhalten werden. Ich zerdrückte einen Borstenwurm und brachte eine genügende Menge kugeliger Gewebezellen und auch Gewebefetzen in das Aquarium. Sie wurden von *Amphileptus* sofort angenommen, aber nicht in der erwarteten Weise, nämlich daß sich die Tiere an die Zellen ansaugten oder kleinere verschluckten. Sie nahmen vielmehr den ausströmenden Zellsaft auf. In kurzer Zeit waren sie mit fettglänzenden Kugelchen angefüllt, und zwar derart, daß die vollgefressenen Tiere einer Apathie verfielen und fast bewegungslos einige Stunden liegen blieben. Dann war der Verdauungsprozeß soweit fortgeschritten, daß sie langsam zu ihren gewohnten Bewegungen zurückkehrten. *Amphileptus* ist also ein Räuber von sehr vielseitigem Verhalten, wobei die Wechselbeziehungen zwischen ihm und seiner Nahrung noch viele Fragen offen lassen.

Der zweite charakteristische Bewohner eines *Carchesium*-Waldes ist der große *Trachelius ovum* (Abb. 6). Allerdings trifft man ihn nur in stark mesosaproben Milieu, dann aber in sehr großen Mengen. In ruhig rollenden Bewegungen zieht er durch das „Gestrüpp des Waldes“, sich häufig an einer Stelle herumdrehend und mit seinem nasenartigen Fortsatz die Umgebung untersuchend. Er ist der typische Detritus- und Aasfresser, kann sich bewegende und gleitende Objekte nicht erfassen, denn er braucht dazu Zeit und ist deshalb sozusagen die Hyäne der Lebensgemeinschaft, welche alles Kranke und Absterbende vertilgt und sich im übrigen in Ermangelung eines Besseren von Detritus und Brühe ernährt. An den *Carchesium*-Wald binden ihn offenbar der ständige Nahrungsstrudel, der Schutz im Gewirr der Stiele und dann

nicht zuletzt räumt er unter allen kranken Glocken auf, die sich nicht mehr zurückschnellen können. Im normalen Betrieb ist diese Art Beute begrenzt, sowie aber irgendwo im *Carchesium*-Walde eine Katastrophe entsteht, pumpt er sich mit absterbenden Glocken geradezu voll — und es ist nicht wenig, was in den Magen dieses Walfischs unter den Einzellern hineingeht. Dann kann es vorkommen, daß er längere Zeit an einem Fleck still liegt und sich nur ganz langsam um seine Achse rollt.

Gerät er aber einmal ins freie Wasser, kann er ganz gehörig in Fahrt kommen, was man dem ruhig „im Walde Grasenden“ keineswegs zutrauen würde.

Der Konjugation von *Trachelius* gehen längere „Zeremonien“ voraus. Zwei Tiere, die sich scheinbar zufällig treffen, bekunden von vorneherein eine gegenseitige Anziehung. Sie kehren immer wieder zueinander zurück, umkreisen sich zuerst locker, dann immer näher und schließlich in direkter Berührung, wobei jedes Tier langsam um seine Achse rollt und beide Tiere zusammen sich wiederum um ihre gemeinsame Achse drehen. So kommt es schließlich zur Vereinigung, wobei während der ganzen Zeit die langsam rollende Bewegung um die Achse anhält (Abb. 7). Konjugationen habe ich nur bei Temperaturen unter 15°C angetroffen, und das auffallendste ist, daß die Konjuganten stets sehr kleine Tiere sind (ca. 160 µ), also nur etwa die halbe Größe der normalen haben. Aber diese Tatsache ist mir auch z. B. bei *Paramaecium* aufgefallen. Dagegen läßt sich bei *St. roeseli*, welcher im Hochsommer stark konjugiert, dasselbe nicht ohne weiteres sagen, jedenfalls springen die Größenunterschiede bei ihm nicht so in die Augen.

Bei *Trachelius* war ich Zeuge einer „Massenversammlung“ von sich eng umeinander drehenden Tieren (etwa 20), großen und kleinen. Es dauerte eine geraume Zeit — zu einer Konjugation jedoch kam es nicht —, dann begannen die Tiere allmählich auseinanderzustreben. Ich nehme an, daß der Temperaturanstieg auf dem Mikroskopiertisch die aus kühlem Milieu hereingebrochenen Tiere in ihrem Vorhaben gestört hat. Doch konnte ein Zurückstellen des Aquariums in niedrige Temperatur den Vorgang nicht mehr hervorrufen. — Dieses kleine Beispiel zeigt, an wie subtile Bedingungen das Gelingen oder Mißlingen einer Beobachtung geknüpft sein kann, und wie in diesem Fall die Frage offen bleibt, ob es sich um ein großangelegtes „Vorspiel“ zur Konjugation oder um etwas ganz anderes gehandelt hat.

Mikroskopie in der Schule

Chromosomenpräparate

Von Werner Heiligmann, Welzheim

Die Chromosomen sind der Sitz der Erb-anlagen und bilden daher ein bevorzugtes Objekt biologischer Untersuchungen. Selbst-verständlich erfahren sie auch im Biologie-unterricht unserer Gymnasien die ihnen gebührende Beachtung. Für den Adepten unserer Wissenschaft ist es ein Erlebnis, wenn er diese geheimnisvollen Zellgebilde betrachten kann. Glücklicherweise gibt es Präparationsmethoden, die nicht an ein Mikrotom gebunden sind. Die Präparate können von älteren Schülern in den Übungen ohne weiteres angefertigt werden, wenn die Objekte vom Lehrer genügend vorbereitet sind.

1. Das Quetschverfahren

Dieses Verfahren ist eigentlich eine Schnellmethode zur Feststellung der Chromosomenzahl von Pflanzenarten. Als Untersuchungsobjekt wählt man Gewebe der Vegetationskegel oder der Wurzelspitzen. Es muß sich aber um gut wachsendes Gewebe handeln, da sonst nicht genügend Teilungsstadien vorliegen. Man läßt Samen keimen und untersucht die Spitzen der Keimwurzeln. Auch Vegetationskegel aus-treibender Knospen sind geeignet.

Von der Wurzel werden die vordersten 2 mm abgeschnitten und in Carnoy fixiert. Der Fixierungsflüssigkeit werden zur Vorfärbung $\frac{1}{5}$ — $\frac{1}{10}$ Karmen zugesetzt. Die Fixierungsdauer beträgt 3—4 Stunden. Will man die fixierten Gewebe einige Zeit aufbewahren, dann bringt man sie über 96%igen Alkohol (4 Stunden) in 70%igen Alkohol, wo sie bis zur weiteren Verarbeitung verbleiben.

Aus dem Carnoy-Gemisch bzw. aus dem 70%igen Alkohol bringt man die Wurzelspitzen in einen Tropfen Karminessigsäure auf den Objektträger. Man erwärmt nun mit der Sparflamme des Bunsenbrenners oder mit einem Spiritusbrenner 5—10 Minuten. Wenn die Farbe des Tropfens zu dunkel wird, saugt man mit einem Filtrierpapierstreifen die Flüssigkeit ab und fügt neue Farbe zu. Nach dem Erwärmen erneuert man die Farbe und legt ein Deckglas auf. Es empfiehlt sich, die Objekte vorher zu zerkleinern (etwa mit einer Lanzetttnadel o. ä.). Nun saugt man etwas Flüssigkeit ab und erwärmt ein wenig. Anschließend bedeckt man das Objekt nebst Deckglas mit einem Filtrierpapierstreifen, hält mit der linken Hand fest, schlägt mit dem Mittelfinger der rechten Hand kräftig aufs Deckglas und trocknet mit Filtrierpapier ab. Das Erwärmen in

Karminessigsäure löst die Pektinmem-branen zwischen den Zellen, so daß diese durch Klopfen isoliert werden. Das Präpara-tat zeigt verschiedene Teilungsstadien der Zellkerne (die plasmatischen Hilfsorganelle — Spindel, Phragmoplast — werden nicht dargestellt).

2. Die Schmiermethode

Um Reifeteilungsstadien zu erhalten, wenden wir die Schmiermethode an. Als Objekte kommen reifende Staubbeutel ver-schiedener Pflanzen in Frage, z. B. *Tradescantia paludosa*, *Allium* (Lauch), *Lilium* (Lilie), *Vicia faba* (Saubohne) u. a. Schwierig ist, den richtigen Zeitpunkt für die Präparation zu erwischen. Um festzustellen, in welchen Knospen Pollenteilungen statt-finden, präpariert man aus verschiedenen Knospen die Staubbeutel heraus, quetscht den Inhalt aus und verschmiert ihn auf dem Objektträger. Man bedeckt mit einem Tropfen Carnoy, fügt einen Tropfen Kar-minessigsäure zu und erwärmt kurze Zeit. Das Präparat kann jetzt unter dem Mikroskop durchmustert werden.

Herstellung von Dauerpräparaten

Hat man geeignete Antheren entdeckt, kann man sich Dauerpräparate herstellen. Auf dem Objektträger wird Eiweißglycerin in dünner Schicht verstrichen. Im ürigen verfährt man wie oben. Nach dem Verschmieren soll sofort ein Tropfen Carnoy auf das Objekt gebracht werden. An-schließend kommt der Objektträger für 1—24 Stunden in Carnoy, dem man zur Verkürzung der Färbedauer $\frac{1}{10}$ Karmin zufügt. Nach der Fixierung nimmt man den Objektträger aus der Fixierungsflüs-sigkeit, fügt 2—3 Tropfen Karminessigsäure zu und legt das Deckglas auf. Nun wird über der Sparflamme des Bunsenbrenners oder besser mit einem Spiritusbrenner erhitzt. Das Erhitzen erfolgt 10—20 Minuten lang (nicht kochen lassen!), bis an einer Ecke des Deckglases Luft einzudrin-gen beginnt. Nach Umranden mit Deckglas-kitt ist das Präparat gebrauchsfertig und etwa 8 Tage haltbar.

Will man dauerhaftere Präparate her-stellen, dann führt man über Essigsäure und Alkohol in Xylol über und schließt ein. Da beim sofortigen Einbringen in Alkohol störende Niederschläge auftreten, legt man den Objektträger nach der Fär-bung in 50%ige Essigsäure und wartet, bis sich das Deckglas löst. Aus der Essigsäure wird über 70%igen Alkohol und 90%igen

Alkohol in Alkohol abs. überführt. Die Präparate kommen nun in ein Gemisch aus 1 Teil Alkohol abs. und 1 Teil Xylol, dann in ein solches aus 2 Teilen Xylol und 1 Teil Alkohol abs. und schließlich in Xylol. Der Einschluß erfolgt in Kanadabalsam oder Caedax. Die Verweildauer in den verschiedenen Flüssigkeiten beträgt 5—10 Minuten. Diese Präparate sind längere Zeit haltbar (Verf. besitzt ein solches Präparat schon über 8 Jahre).

3. Chromosomenbau

Wer den Bau der Chromosomen studieren will, dem bieten sich in den Riesenchromosomen der Dipterenlarven (Zwei-flügler-Larven, Verwandte der Stubenfliege) geeignete Objekte an. Wir benützen für unsere Untersuchungen Zuckmückenlarven (*Chironomus*-Larven), die in unseren Gewässern in großer Zahl leben. Sie finden sich im Schlamm, wo sie sich Röhren graben. Die Tiere sind 1—2 cm lang, blutrot gefärbt und besitzen 12 Körpersegmente. (Im Winter kann man *Chironomus*-Larven als „Rote Mückenlarven“ billig beim Aquarienhändler bekommen.)

Man trocknet die Larven ab und reißt ihnen mit einer Pinzette den Kopf heraus. Am Kopf finden wir die traubigen, blasigen Speicheldrüsen. Diese präparieren wir ab und bringen sie in einem Tropfen Paraffinöl auf den Objektträger. Durch Klopfen auf das Deckglas drückt man die Zellen der Drüse auseinander.

Die Färbung erfolgt mit Karminessigsäure. Statt mit Paraffinöl bedeckt man

mit Karminessigsäure und läßt 15—20 Minuten einwirken. Nach Auflegen des Deckglases saugt man so viel Flüssigkeit ab, daß das Deckglas nicht mehr schwimmt und quetscht dann. Die Präparate sind nur wenige Tage haltbar.

Die Zuckmücken besitzen 6 Chromosomen; da aber die homologen Chromosomen innig gepaart sind, erkennen wir nur deren drei. Die stärker färbaren Scheiben, die Chromomeren, enthalten Nucleoproteide und sind die Träger der Erbanlagen. Die Zwischenstücke bestehen aus Eiweiß.

4. Reagenzien

Carnoy: 60 ccm Alkohol abs., 30 ccm Chloroform, 10 ccm Eisessig.

Eiweißglycerin: Man schüttelt frisches Hühnereiweiß mit der gleichen Menge reinen Glycerins und filtriert durch ein Faltenfilter. Fäulnis verhindert man durch Zusatz von Kampfer, Thymol oder Formol (Verd. 1:100).

Karminessigsäure 100 ccm 50%ige Essigsäure, 0,5 g Karmin (Karminum naccaratum). Das Gemisch wird gekocht und nach dem Erkalten filtriert. Zuletzt setzt man 50 mg Eisen-III-chlorid zu.

Karminessigsäure für Riesenchromosomen: 100 ccm 50%ige Essigsäure, 10 g Karmin. Das Gemisch soll 3 Stunden kochen. Um das Verdampfen der Flüssigkeit zu verhindern, setzt man einen Rückflußkühler auf den Kolben (evtl. langes Glasrohr).

Zur Einführung in die Mikroskopie

Schneekristalle unter dem Mikroskop

Von W. Seyfarth

Zu den reizvollsten und doch einfachen Beobachtungen des mikroskopierenden Naturfreundes gehört das Studium der Kristalle und deren Entstehen. Wir wollen Schneekristalle auf einfache Weise beobachten und photographieren; ihre Schönheit und ihr Formenreichtum haben schon immer die Aufmerksamkeit der Naturfreunde auf sich gelenkt. Besonders klar kann man die wunderbaren Gebilde auf einem dunklen Untergrund erkennen — teilweise schon mit dem bloßen Auge. Die ganze Schönheit dieser Wunder der Mikrowelt entfaltet sich jedoch erst bei der Beobachtung unter dem Mikroskop. Trotz ihrer Mannigfaltigkeit stimmen sie alle darin überein, daß sie sechs Strahlen oder Ecken aufweisen. Sie gehören dem hexagonalen Symmetriesystem an. Bei halbzähligter Entwicklung (Hemiedrie) können auch nur dreistrahlige Sternchen zustande

kommen. Die Bildung der Kristalle beginnt mit der Kondensation des Wasserdampfes in der Luft, wobei feinste Staubteilchen u. ä. als Kristallisationskerne dienen. Von einem gemeinsamen Mittelpunkt, dem „Kristallkeim“, gehen die sechs verschiedenförmig aufgebauten Strahlen aus. Solche hexagonalen Bildungen, die von der Natur hervorgebracht werden, finden wir auch in den Kieselskeletten der Radiolarien, Kieselalgen und bei verschiedenen Schwämmen wieder. Die jeweilige Form der Kristallisation wird durch den Feuchtigkeitsgehalt der Luft und die Temperatur bestimmt. Wir beobachten daher an Tagen mit verschiedenen Witterungsscheinungen auch in Gestalt und Wachstum voneinander abweichende Schneekristalle. Fallen Eis- oder Schneekristalle durch Wolken mit unterkühlten Wassertröpfchen, setzen sich an den Kristallen diese Tröpfchen an und gefrieren

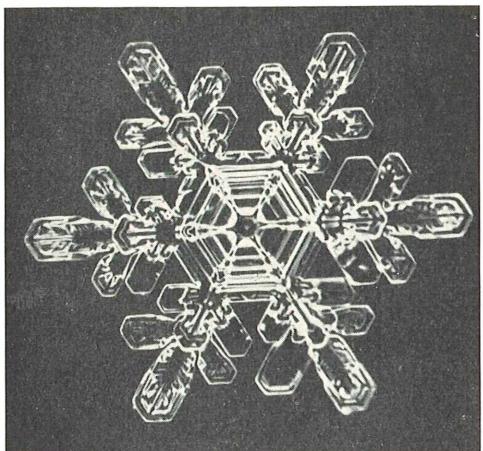


Abb. 1

ren sofort: es entsteht Griesel, bei weiterer Vergrößerung Graupeln. Bei fort dauernder Anlagerung von unterkühlten Tropfen bildet sich Hagel. Dies tritt besonders bei mehrfachem Auf- und Absteigen in den starken Vertikalströmungen von Gewitterwolken auf; daher sind die Hagelkörper schalenförmig gebaut. Ist nur eine geringe Wasserdampfmenge in den einzelnen Luftsichten vorhanden, bilden sich zarte, schlichte Kristalle. Bei niederen Temperaturen beobachten wir nur klein ausgeprägte Schneesterne. Schöne, formenreiche Kristallbildungen entstehen dagegen bei hohem Feuchtigkeitsgehalt der Luft. Unter besonderen Bedingungen können bei starker Kälte und geringer Luftfeuchtigkeit auch schlanke Säulchen als regelmäßige, sechseckige Pyramiden, scharfkantig, oder

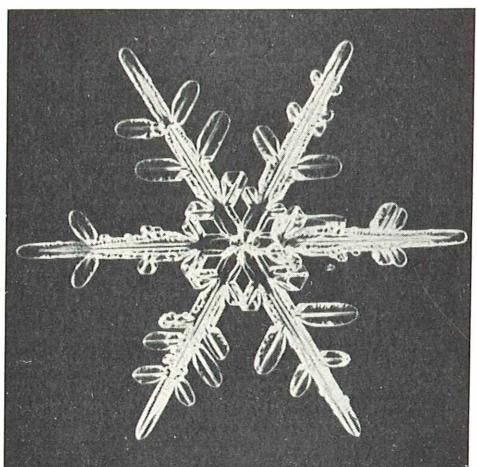


Abb. 2

als abgerundete Zylinder auftreten. Diese Form der Schneekristalle ist unter dem Namen „Polarschnee“ bekannt. Bei nebeliger Witterung entstehen gewöhnlich nur dürtig ausgebildete, rauhe Kristalle. Bei auftretendem Wind werden die Kristalle meist schon in der Luft zertrümmert und erscheinen daher nur noch als Bruchstücke. Die beste Beobachtungsmöglichkeit haben wir für unsere Arbeiten bei nebelfreier und windstiller Witterung. Die Temperaturen, die für das Auftreten einzelner Kristalle ausschlaggebend sind, liegen unter -5 bis -10 Grad C. Bis zu drei Stunden schwelt ein Schneekristall durch die verschiedenen Luftschichten, wobei er die Form annimmt, in der er schließlich zur Erde niederfällt. Bei milderen Temperaturen verschmelzen die einzelnen Schneekristalle an ihren Spitzen miteinander und kommen als Schneeflocken zur Erde. Teilweise sind auch bei einer Flockenbildung noch einzelne Kristalle zu erkennen. In Erstaunen setzt uns die Zahl der Schneesternchen, aus der sich die einzelnen Flocken zusammensetzen. Zwei- bis dreitausend Kristalle benötigt eine große Flocke zu ihrem Entstehen, und an der Bildung einer kleinen Flocke sind etwa 200 Kristalle beteiligt. Die zierlichen Schneesternchen zeigen einen wunderbaren Formenreichtum, auch bei aller Kleinheit, in der sie auskristallisiert sind. Besonders schöne Kristalle wollen wir natürlich im Mikrophotofesthalten. Da die Schneesternchen schon beim geringsten Temperaturanstieg zu schmelzen beginnen, ist natürlich bei unserer Arbeitsweise einiges zu beachten. Die günstigsten Arbeitstemperaturen liegen erfahrungsgemäß bei -10 bis -20 C. Bevor wir mit der Beobachtung und Photographie der Kristalle beginnen können, müssen wir unser Mikroskop zuerst einmal in einem sehr kalten Raum oder direkt im Freien (natürlich überdacht, am besten auf einem Balkon) genügend abkühlen, um diese kleinen Wunderwerke ansehen und photographieren zu können. Auch beim Betätigen der Triebknöpfe des Mikroskopes macht sich sogar in unserem Präparat schon die Ausstrahlungswärme der Finger bemerkbar. Wir arbeiten daher mit Lederhandschuhen. Weiter ist empfehlenswert, mit einem Schal Mund und Nase zu schützen, um jegliche Wärmeausstrahlung zu vermeiden. Die Präparationstechnik ist verhältnismäßig einfach. Wir beobachten und photographieren unsere Schneekristalle auf einem einfachen Objekträger. Einige gut gereinigte Objekträger kühlen wir kurze Zeit in einem überdachten Raum gut ab, lassen mehrere Schneekristalle darauffallen und beobachten sie unter dem Mikroskop. Eine 20- bis 50-fache Vergrößerung wird sich als zweck-

mäßig erweisen. Von den schönsten Schneekristallen wollen wir Mikrophotos herstellen. Vor der Aufnahme müssen wir natürlich eine gründliche Auswahl vornehmen, da sich nicht alle Kristalle für Mikraufnahmen eignen. Oft fallen sie schon zerbrochen auf unseren Objektträger oder legen sich nicht waagrecht auf. Rasches Arbeiten ist Grundbedingung für das gute Gelingen unserer Aufnahmen, da die Verdunstungsgeschwindigkeit der Schneekristalle sehr groß ist.

Recht gut läßt sich eine Spiegelreflexkamera, die mit dem Mikroskop durch ein Mikrozwischenstück verbunden ist, verwenden. Als Lichtquelle können wir eine normale Mikroskop-Leuchte benützen. In den Strahlengang der Mikroleuchte schalten wir ein Grünfilter und eventuell ein Wärmeschutzfilter ein. Nachdem wir einen Kristall in der gewünschten Größe auf der Mattscheibe unserer Kamera scharf abgebildet haben, machen wir einige Probeaufnahmen zur Ermittlung der richtigen Belichtungszeit. Durch eine Serie von Probe-Aufnahmen mit den Zeiten 1/5, 1, 2, 4, 8 und 15 Sekunden werden wir sicher die richtige Belichtungszeit ermitteln.

Die abgebildeten Mikraufnahmen zeigen uns einige Ergebnisse, die mit der beschriebenen Methode erzielt wurden. Allerdings sind die Aufnahmen im Negativ wiedergegeben, da die Schneekristalle auf

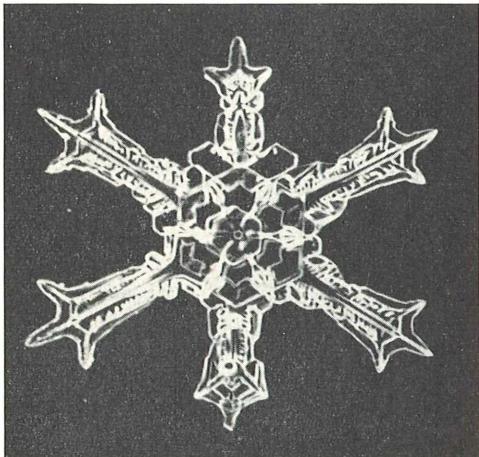


Abb. 3

Sämtliche Mikraufnahmen wurden angefertigt mit der EXAKTA-Varex in Verbindung mit einem Zeiss-Mikroskop LgOE und IHAGEE-Vielzweckgerät.

Abbildungsmäßig 30:1 (Format 24x36 mm), Belichtung 1 Sekunde, Grünfilter, Film: Agfa Isopan FF, Entwickler: Rodinal 1:40.

dunklem Untergrund besonders schön zur Geltung kommen. Gut gelungene Aufnahmen werden uns für die Arbeit bei starker Kälte und für die große Geduld entschädigen.

Winke fürs Labor

Reprofilme in der Mikrophotographie

Von Gerhard Göke, Hagen

Die modernen Feinstkorn-Dünnenschichtfilme haben ein so feines Korn und ein so hohes Auflösungsvermögen, daß sie als ideal zu bezeichnen wären, wenn sie zugleich eine höhere ausnutzbare Empfindlichkeit hätten. Ihre steile Gradation erschwert es, die von Haus aus niedrige Empfindlichkeit auszunutzen; denn mit einem gewöhnlichen Filmentwickler kann die volle DIN-Empfindlichkeit bei flacher Gradation nicht herausentwickelt werden. Das liegt in der DIN-Methode begründet. — Die hochempfindlichen Emulsionen entsprechen den Anforderungen, die man an einen guten Film stellt, am besten. Sie arbeiten tonreich und kommen bei der Entwicklung der vollen DIN-Empfindlichkeit recht nahe oder erreichen sie sogar. Leider sind sie grobkörnig und deshalb für jene Gebiete der Photographie, die höchstes Auflösungsvermögen vom Film verlangen, nicht zu gebrauchen.

In der Mikrophotographie finden fast ausschließlich Feinstkorn-Dünnenschichtfilme

Verwendung, die Dank ihres feinen Korns und dem damit verbundenen hohen Auflösungsvermögen Aufnahmen von bestechender Schärfe garantieren. Ihre Entwicklung zu flacher Gradation bei voller Ausnutzung der DIN-Empfindlichkeit wird durch einen Entwicklertyp erreicht, der von W. BEUTLER (GDL) erarbeitet wurde und von der Firma „Tetanal“ unter dem Namen „Neofin-Blau“ in den Handel gebracht wird. Dieser Entwickler, der inzwischen auch von anderen Firmen in ähnlicher Form hergestellt wird, führte die Feinstkorn-Dünnenschichtfilme aus ihrem Schattendasein heraus und machte ihre Verwendung auf allen Gebieten der Photographie möglich. Neofin-Blau ist bei hart arbeitenden Filmen immer dann angebracht, wenn es auf maximalen Kontrastausgleich und höchste Empfindlichkeitsausnutzung ankommt. Solche Filme sind: Perutz Pergano, Agfa Isopan FF, Adox KB 14, KB 17, Ilford Pan F, Turaphot Turapan 14 und Zeiss Ikon Contapan 14.



Abb. 1: *Cymbella cistula* Grun.
(Süßwasser, fossil) Diluvium.
Groveland, Conn./U.S.A. Nat.
Gr. 0,08 mm

Für Mikro-Aufnahmen werden mitunter Dünnschichtfilme verwendet, deren eigentliches Einsatzgebiet ganz woanders liegt. Dazu gehören die Dokumentenfilme, deren sehr feinkörnige Emulsion auf die Wiedergabe von Schrift- und Strichvorlagen abgestimmt ist. Ihre steile Gradation und ihr extremes Auflösungsvermögen macht sie für Mikroaufnahmen von kontrastarmen Objekten besonders geeignet. Auch diese Filme lassen sich in Neofin-Blau zu flacherer Gradation entwickeln, wenn auch nicht so gute Resultate erzielt werden wie mit den obengenannten Dünnschichtfilmen. In die-

ser Zeitschrift wurde bereits darüber berichtet (G. BRÜNNER, Mikrokosmos 45, 188, 1955/56).

Dagegen sind Reprofilme, deren Emulsion auf die Wiedergabe von Halbtonvorlagen abgestimmt ist, hervorragend für viele Aufgaben der Mikrophotographie geeignet. Die sehr modulationsfähige Gradation dieser Filme kann durch geeignete Entwickler beliebig beeinflußt werden. Der Verfasser machte besonders gute Erfahrungen mit dem Agfa-Reprofil-C-matt, der in Pakkungen zu 25 Blatt mit den Maßen 24 x 30 cm in den Handel kommt. Diese ziemlich dicken Blätter können in beliebige Formate aufgeteilt und an Stelle von Platten in die Plattenkassetten eingelegt werden. Dabei braucht man das Format der Kassette nicht restlos auszunutzen, sondern kann auch ein kleineres Filmstück in geeigneter Weise in der Kassette befestigen. So kann man z. B. in eine 9 x 12-Kassette einen Film mit den Maßen 5 x 9 cm einlegen, indem man ihn einfach unter die Andruckfedern der Kassette klemmt. Er liegt dann immer an der gleichen Stelle, die auf der Mattscheibe der Kamera eingezeichnet werden kann. — Die Emulsion des Reprofilms ist orthochromatisch und wird deshalb unter Verwendung eines Grün- bzw. Gelbgrünfilters belichtet, wenn ein achromatisches Objektiv benutzt wird. Der Belichtungsspielraum ist sehr groß. Die Verarbeitung in der Dunkel-

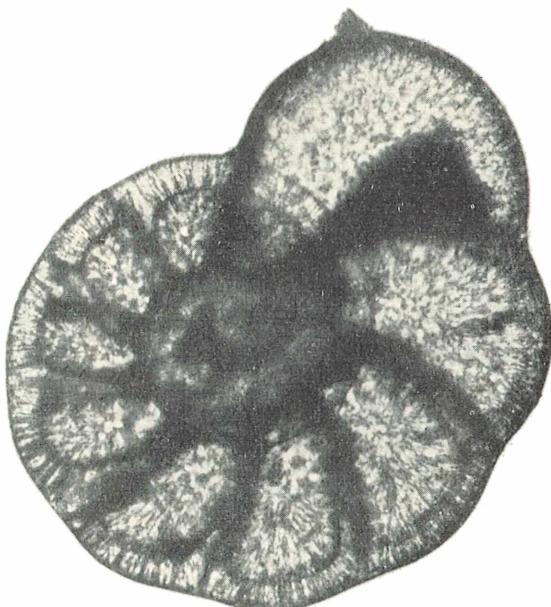


Abb. 2: Pelagische Foraminifere aus dem Adriatischen Meer
(küstennahe Flachsee). Nat. Gr. 0,2 mm

kammer wird im Licht des Agfa-Filters 107 (rot) vorgenommen. Durch die Entwicklung in Neofin-blau, das auf das Doppelte des vorgeschriebenen Volumens verdünnt wird, erhält man sehr harmonisch abgestufte Negative. In der Praxis hat sich ferner ein Entwickler bewährt, der 2 g Metol, 100 g Natriumsulfit sicc., 5 g Hydrochinon, 10 g Borsäure und 10 g Borax im Liter enthält. Die Substanzen werden in der angegebenen Reihenfolge in ca. 750 ml Wasser gelöst und auf 1 l aufgefüllt. Auch diese Lösung liefert weiche Negative, die sehr vergrößerungsfähig sind. Will man die Negative jedoch kontrastreicher halten, so ist folgende Entwicklervorschrift zu empfehlen: 1 g Metol, 13 g Natriumsulfit sicc., 3 g Hydrochinon, 26 g Soda sicc. und 1 g Kaliumbromid werden in der angegebenen Reihenfolge in 750 ml Wasser gelöst und auf 1 l aufgefüllt. Zum Gebrauch wird die Lösung 1:1 bis 1:2 mit Wasser verdünnt. Die günstigste Belichtungs- und Entwicklungszeit muß durch Versuche ermittelt werden. Letztere liegt bei Neofin und dem Boraxentwickler zwischen 5 und 10 Minuten, bei dem Metol-Hydrochinonentwickler zwischen 2 und 5 Minuten. Von Zeit zu Zeit muß man sich von der Dichte der Negative überzeugen. Man schaltet ein saures Unterbrecherbad ein und fixiert anschließend 5 Minuten in saurem Fixierbad. Die Rückseite des unbelichteten Films ist mit einer roten Lichthofsenschutzschicht versehen, die bei der Entwicklung verschwindet. Der entwickelte Film hat eine mattierte Rückseite, die zur Retusche sehr geeignet ist. Bei Mikroaufnahmen wird in der Regel nicht retuschiert, doch kann man Unsauberkeiten des Einschlußmittels mit etwas Retuschierfarbe auf der Rückseite des Films abdecken.

Die beigegebenen Bilder sind eine Auswahl aus einigen hundert Mikroaufnahmen mit Agfa-Reprofil-C-matt. Die Diatomeen wurden mit einem Fluoritsystem hoher num. Apertur, die Foraminifere mit Achro-

mat und Periplanokular aufgenommen. Die nicht zu steile Gradation und das hohe Auflösungsvermögen des Films charakterisieren die Aufnahmen. Da der Verfasser hauptsächlich auf mikropaläontologische und petrographische Objekte spezialisiert ist, können hier nur Aufnahmen aus diesem Gebiet der Mikrophotographie gezeigt werden. Der Reprofilm ist jedoch für alle

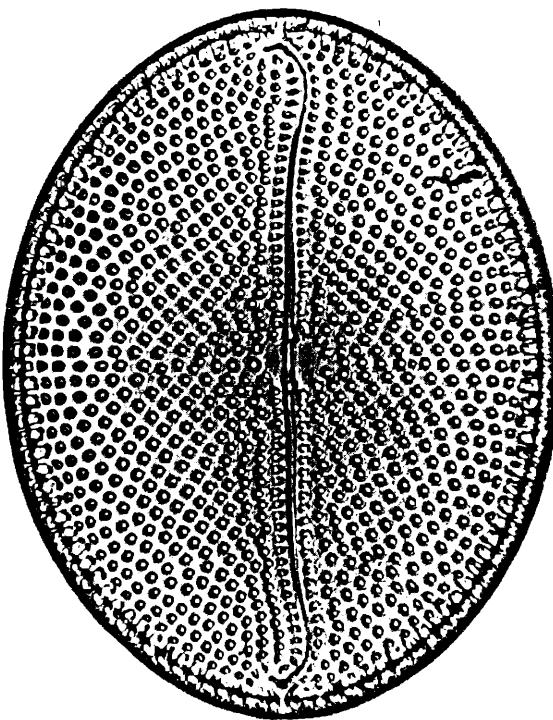


Abb. 3: *Mastogloia splendida* Cl. (marin, fossil) Tertiär. Szt. Peter/Ungarn. Nat. Gr. 0,10 mm

mikrophotographischen Aufgaben gleich gut geeignet, die keine Anforderungen an die tonwertrichtige Wiedergabe der Objekte stellen. Diese Aufgaben können selbstverständlich nur mit panchromatischen Filmen gelöst werden. Durch diesen Beitrag soll der Reprofilm den photographisch interessierten Mikroskopikern zur Erprobung empfohlen werden.

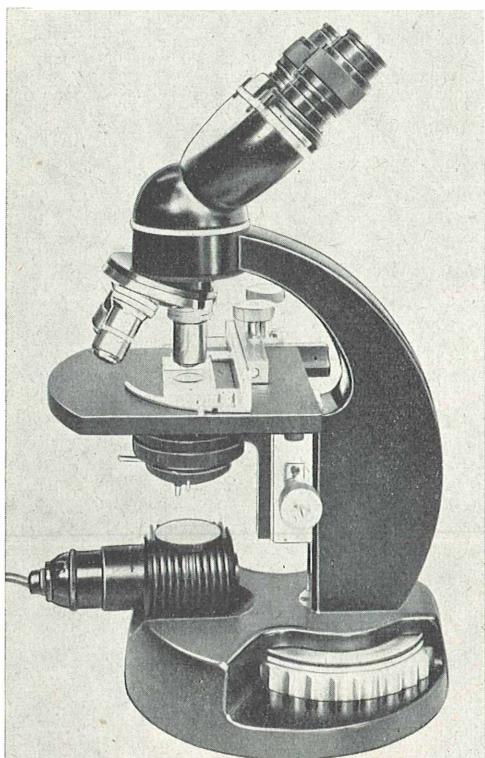
Kleine Mitteilungen

Ein Mikroskopstativ mit koaxialer Wähl scheibeninstellung. Ältere Mikroskopstative zeichnen sich unter anderem durch ihre hochliegenden Verstellvorrichtungen in Tubusnähe aus. Das kann bei langfristigen Untersuchungen zu schneller Ermüdung führen. Abweichend von den sonst üblichen gerändelten Triebknöpfen sind dagegen bei einem neu entwickelten Mikroskopstativ der Optischen Werke C. BECK und Söhne, KG, Kassel, Mikro- und Makrometerschraube in Wähl scheibenform im Mikroskopfuß eingelassen. Darauf können die Hände des Beobachters bequem auf dem Arbeitstisch liegen. Dies ermöglicht ruhiges und genaues Scharfstellen. Eine mit dem Objektivtisch verbundene Schwalbenschwanzfüh-

Die Stärke in den Chloroplasten wird während des Tages gebildet und gewöhnlich als „Assimulationsstärke“ bezeichnet. Man glaubt nämlich, daß sie während der Nacht bzw. im Dunkeln schnell hydrolysiert wird und ihre Abbauprodukte sofort transportiert werden, die Stärke also nur „provisorisch“ abgelagert werde. Andererseits hat man die von Leukoplasten gebildete und meist in unterirdischen Organen usw. angelagerte Stärke als „Reservestärke“ bezeichnet. Nun konnten neuerdings japanische Autoren zeigen, daß bei einigen *Pinus*-Arten, beim Flieder und Tabak, durchaus auch im Chloroplasten Stärke gespeichert wird. Der Chloroplast ist demnach nicht ein bloßes Photosynthese-Organ. Es wird fraglich, ob die Unterscheidung zwischen Reserve- und Assimulationsstärke bestehen bleiben darf.

(S. HATTORI und S. OSAKI: Über das Verhalten der Stärke in den Chloroplasten, Zeitschr. f. Botanik 46, 355, 1958.)

Prof. Dr. H. F. Linskens



rung umgeht nicht nur die mögliche nichtparallele Verschiebung, sondern vermindert auch das unumgängliche Spiel auf die Hälfte. Die Grob- und Feineinstellung wird dabei durch zwei konzentrisch auf Kugellagern laufende senkrecht angeordnete Spindeln bewirkt. Die untere, etwas größere Scheibe bewegt den Grobtrieb, die obere, deren Drehintervalle ablesbar sind, den Feintrieb. Ein Teilstrich entspricht einer Tischverschiebung von 0,004 mm. Die Einstellgenauigkeit liegt bei 0,001 mm, einem Wert, der allen lichtmikroskopischen Anforderungen genügt. Das neue Mikroskopstativ, welches der Verfasser bei zahlreichen biologischen Versuchen unter erschwerten Bedingungen mit gutem Erfolg einsetzen konnte, ist für Spezialzwecke — beispielsweise als Phasenkontrastmikroskop, Photo- oder Polarisationsmikroskop — ausbaufähig.

Dr. Gerhard Follmann, Braunschweig

Erwiderung zu der Buchbesprechung „Robert Elken: Entstehung des Lebens“ (Verlag Hermann Vollmann, Kassel, Preis Gzn. DM 9,80) von Dr. D. Krauter im Mikrokosmos Jahrgang 47, Heft 14, 1958.

Der Begriff „Virus“ ist nicht eindeutig. Einmal wird er allein für die Erreger der sogenannten „Viruskrankheiten“ verwandt. Zum anderen werden unter ihm sämtliche sehr verschiedenartige Wesen begriffen, die durch die üblichen bakteriendichten Filter nicht zurückgehalten werden können und die mikroskopisch mit den üblichen Vergrößerungen und Darstellungsmethoden nicht nachweisbar sind. Weidel und Friedrich-Freska beziehen sich hauptsächlich auf den zuerst definierten Virusbegriff. Ich beziehe mich in meinem Buch dagegen auf den zweiten, erweiterten, der den ersten mit einschließt, unter den z. B. aber auch die Bakteriophagen und gewisse Abwasserorganismen fallen. Durch diese Begriffsunterschiede sind die in der Besprechung aufgezeigten Gegensätzlichkeiten bereits teilweise zu erklären.

Der Rezensent schlägt beiläufig vor, für „Autokatalyse“ besser den Begriff „identische Reproduktion“ zu verwenden. Mit letzterem Begriff wird ein biologischer Sachverhalt nur *b e n a n n t*, vorausgesetzt, daß „identische Reproduktion“ nicht von vornherein chemisch definiert wird. Mit dem Begriff „Autokatalyse“, der chemischen Vorstellungen unmittelbar entspringt, wird der Sachverhalt aus den einfachen chemischen Zusammenhängen heraus aber *e r k l ä r t*. Aus diesem Grunde bedeutet der Begriff „Autokatalyse“ unendlich viel mehr als nur beobachtete Reduplikation.

Der Begriff „Autokatalyse“ wird von mir nur dann verwandt, wenn ein Wesen vollkommen selbstständig, natürlich bei geeigneten Verhältnissen, zeitlich unbegrenzte Fortpflanzung auf chemischem Wege bewirkt.

Dem Chemiker ist durchaus geläufig, daß bei fast jeder chemischen Reaktion entweder Energie entwickelt oder aus der Umgebung aufgenommen wird. Dies ist auch bei Autokatalysen der Fall. In einem Molekül, das eine exotherme oder endotherme Autokatalyse bewirkt, sind also energieumsetzendes, genetisches und Stoffwechsel bewirkendes Material bereits von vornherein in einem Gebilde vereinigt. Daher ist nach den in der vorangegangenen Buchbesprechung zitierten Worten Friedrich-Freskas ein Autokatalysatormolekül bereits lebendig.

Robert Elken

Arbeitsprogramm der Mikrographischen Gesellschaft Wien, Februar — März 1959

6. und 13. Februar: Dr. Vornatscher — A. Strobl: Herstellung von zoologischen Dauerpräparaten.
20. Februar: Univ. Ass. Dr. Ferdinand Starmühlner: Das Leben in Fließgewässern — Dia 5x5.
27. Februar: Fortsetzung Kurs Dr. Vornatscher — A. Strobl.
6. und 13. März: Fortsetzung Kurs Dr. Vornatscher — A. Strobl.
20. März: Univ. Prof. Dr. Felix Mainx: Wie wirken die Gene?

Im Rahmen eines Mikrokurses, zu welchem wir noch gesondert einladen werden, spricht H. Dr. Grehn, wissenschaftlicher Mitarbeiter der Firma Leitz (Mikro-Labor) in der Graphischen Lehr- und Versuchsanstalt, Wien VII., Westbahnhofstraße 25, über 1. Mikrophotographie mit neuen Lichtquellen, 2. Mikrophotographie und ihre quantitative Auswertung.

Alle Vortrags- und Kursabende — mit Ausnahme der besonders angekündigten Vortäge — finden in den Räumen unserer Gesellschaft, Wien XVII., Geblergasse 29—31, II. Stock, Physiksaal II, statt und beginnen pünktlich um 19.15 Uhr

Bücherschau

Bartenstein, H., Beckmann, H., Hiltermann, H., Hustadt, F., Mädler, K., Overbeck, F., Potonié, R., Rein, U., Sieverts-Doreck, H., Triebel, E., Weiler, W.: Mikroskopie in der Geologie sedimentärer Lagerstätten (Mikropaläontologie). — Handbuch der Mikroskopie in der Technik, Band II (Mikroskopie der Bodenschätze), Teil 3, herausgegeben von H. Freund, Wetzlar, L II u. 450 S., 130 Bilder, 27 Taf., 4 Tab., 4 Porträtaff. mit 36 Bildern, Umschau Verlag, Frankfurt a. M., 1958. Preis DM 115.—.

Das Buch besteht aus drei Hauptteilen, die allerdings nicht scharf voneinander getrennt sind, sondern thematisch z. T. ineinander übergehen. Der erste Teil ist fast ausschließlich den tierischen Mikrofossilien gewidmet und behandelt vorwiegend ihre Bedeutung für die angewandte Mikropaläontologie, ohne die eine Erdölsuche heute undenbar wäre. Nach einem kurzen geschichtlichen Überblick aus der Feder H. Hiltermanns wird der Leser vom selben Autor mit den Aufgaben der Mikropaläontologie vertraut gemacht und in die Methodik und Technik der Gewinnung, Aufbereitung, Auswertung und Archivierung von Mikrofossilien eingeführt. Weitere Angaben über präparative Arbeitsmethoden, hauptsächlich im Hinblick auf paläozoische Sedimente, sind einem Beitrag H. Beckmanns zu entnehmen, während H. Bartenstein die Bedeutung der Mikropaläontologie für die Erdölindustrie durch praktische Beispiele erläutert. Besonders hervorzuheben sind die Ausführungen E. Triebels über die Photographie im Dienste der Mikropaläontologie, da sein Beitrag wohl das Beste ist, was jemals über dieses Gebiet geschrieben worden ist. Seine reichen Erfahrungen z. B. in der Vorbereitung von Mikrofossilien für photographische Aufnahmen durch Erhitzen, Versilbern usw. werden jedem Mikropaläontologen zum Vorteil gereichen. Zu bedauern ist allenfalls, daß der erste Teil des vorliegenden Buches keinen eigenen Abschnitt über Dünnschliffuntersuchungen von Sedimentgesteinen enthält, da es heute möglich ist, auch den kleinsten Schalenrest an seiner Feinstruktur zu erkennen und ihn einer bestimmten Mikrofossilgruppe zuzuteilen. In vielen Fällen ermöglicht erst eine Kombination von Schlämmanalysen und Dünnschliffuntersuchung ein lückenloses Bild von der „Mikrofazies“ eines Gesteins, die eine weitgehende Aussage über die Ablagerungsbedingungen zuläßt.

Der zweite Teil bringt eine kurzgefaßte Einführung in die Systematik der wichtigsten tierischen Mikrofossilien, die darüber hinaus viele wertvolle Angaben über die stratigraphische Verbreitung, über Ökologie und dergl. enthält. Der Abschnitt über Foraminiferen von H. Hil-

termann ist mit Rücksicht auf die bestehende reiche Literatur ziemlich kurz gehalten; der Schwerpunkt seiner Ausführungen liegt auf der Darstellung phylogenetischer Untersuchungsmethoden. Die Ostracoden werden durch E. Triebel behandelt; der inhaltsreiche Text wird durch zahlreiche prachtvolle Abbildungen ergänzt. Besonders zu begrüßen ist es, daß die Klein-Echinodermen durch H. Sieverts-Doreck eine zusammenfassende Darstellung erfahren haben; bisher war man auf eine spärliche und weit verstreute Literatur angewiesen. Ein weiteres Kapitel ist den Fischresten, vor allem den Otolithen, gewidmet, da auch sie in der täglichen Arbeit des Mikropaläontologen eine gewisse Rolle spielen. Ihr Bearbeiter ist W. Weiler. Leider fehlt ein Abriß über die Conodonten, da sie zusammen mit den Foraminiferen und Ostracoden zu den drei wichtigsten Mikrofossilgruppen überhaupt gehören (einige Angaben über Conodonten sowie ein Faunenphoto sind allerdings in dem Beitrag Beckmanns enthalten). Schließlich sind noch die Charophyten zu erwähnen, die als einzige pflanzliche Mikrofossilien mit größeren Dimensionen ebenfalls eine gesonderte Darstellung durch K. Mädler erfahren haben.

Der dritte Teil des Buches ist hauptsächlich den Pollen und Sporen gewidmet, deren stetig wachsende Kenntnis man heute als Palynologie bezeichnet. Aus den erschöpfenden Beiträgen von U. Rein und F. Overbeck erfährt der Leser alles Wissenswerte über die in der Praxis heute unentbehrlichen pollenanalytischen Untersuchungen, über ihre Zielsetzung, über ihre Methodik und Technik sowie über die Systematik dieser pflanzlichen Mikrofossilien. Ein weiterer Beitrag von R. Potonié ist der Sporenstratigraphie des Oberkarbons gewidmet. Ausführungen von F. Hustadt über fossile Diatomeen beschließen den beschreibenden Teil des vorliegenden Buches.

Der große Wert des besprochenen Gemeinschaftswerkes liegt in der gleichzeitigen Behandlung tierischer und pflanzlicher Mikrofossilien. Hervorzuheben ist ferner die Fülle des verarbeiteten Stoffs, die einem jeden bei noch so verschiedenen Interessen ausreichende Belehrung bietet. Die Beiträge der einzelnen Autoren sind reich gegliedert und ermöglichen so eine rasche Orientierung. Dagegen fällt nicht so sehr ins Gewicht, daß die einzelnen Kapitel sowohl inhaltsmäßig als auch in ihrer äußeren Form nicht ganz gleichwertig sind (z. B. bei den Abbildungen). Das Handbuch füllt zweifellos eine Lücke im deutschen Schrifttum aus und kann nicht nur dem Fachgenossen, sondern auch dem Studenten warm empfohlen werden.

Dr. H. Hagn, München

Präzisions-
MIKROSKOPE
 für alle Aufgaben.
 WERTVOLLSTE WETZLARER OPTIK!
 OPT.-INST. G.K.E. SCHRÖDER
 HAMBURG 36 DAMMTORSTR. 22
 Verlangen Sie bitte unseren Muster-Katalog



worbehalten; <http://wwwelsevier.de/>

Bei privaten und geschäftlichen
Gelegenheitsanzeigen

im Fließsatz kostet jedes Wort DM —.35, im Fett-
 druck DM —.40, Chiffregebühr DM 1.—. Wir bitten
 um Vorauszahlung.

KOSMOS- WÄRMESCHRANK

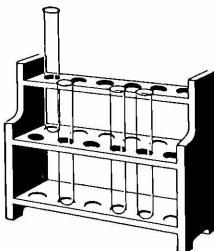
Im Labor ist heute ein Brutschrank für die Züchtung von Bakterien, Hefen, Pilzen und anderen Mikroorganismen, sowie zur Paraffineinbettung bei histologischen Untersuchungen unentbehrlich. Der neue KOSMOS-Wärmeschrank erfüllt beide Zwecke. Er ist handlich, zuverlässig im Gebrauch und vielseitig verwendbar. Preis DM 198,—. Ausführlicher Prospekt L 326 auf Wunsch.

Für Paraffineinbettung
 und zur
 Bakterienzüchtung



**FRANCKH'SCHE
 VERLAGSHANDLUNG
 Abt. KOSMOS-Lehrmittel, Stuttgart O**

Alles fürs Mikrolabor . . .



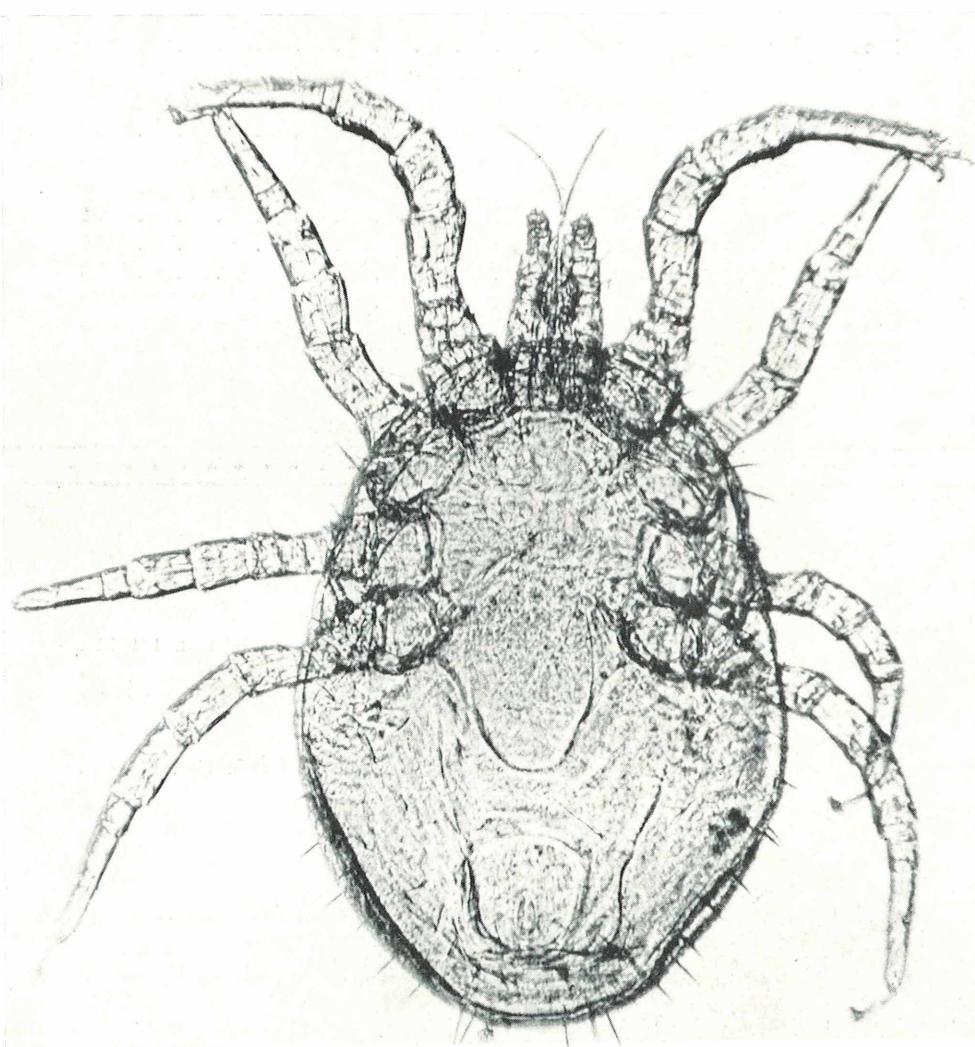
Vom Deckgläschen bis zu kompletten Präparatereihen, von der Pinzette bis zu den für die Verarbeitung Ihrer Präparate nötigen Chemikalien haben wir alle Hilfsmittel und Geräte für Sie bereit.

Verlangen Sie kostenlos und unverbindlich unsere Prospektzusammensetzung „Alles fürs Mikrolabor“

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG · ABT. KOSMOS-LEHRMITTEL · STUTTGART O

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart,
der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft
Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft
Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

Deckart, M.: Zuckmückenlarven kommen zur Welt	65
Freytag, Dr. K.: Der „Regenmantel“ der Pflanze	67
Hirschmann, Dr. W.: Spezialwerkzeuge von Milben	69
Hörmann, H.: Der Mundbesatz der Moose	75
Dennert, G.: Ein interessantes Hohltier unserer heimischen Süßwasserfauna: <i>Craspedacusta sowerbii</i> Lank.	79
Mikroskopie in der Schule	
Heiligmann, Dr. W.: Pilze	84
Zur Einführung in die Mikroskopie	
Bartsch, A.: Die Pflanzenzelle, ihr Bau und ihre Lebenserscheinungen	88
Winke fürs Labor	
Beck, E.: Neue Simultanfärbungen für botanische Objekte (Vorläufige Mitteilung)	94
Grüttner, E.: Gram-Färbungen, die gelingen	95
Kleine Mitteilungen	
Bücherschau	96
Umschlagbild Hühnermilbe (<i>Dermanyssus gallinae</i>), Weibchen mit halb-ausgestoßenen Cheliceren. Aufnahme: Otto Woelke, Hagen. (Zum Aufsatz „Spezialwerkzeuge von Milben“ auf S. 69.)	3. Umschlagseite

NEUERSCHEINUNGEN 1959

Dr. Helmut H. Dittrich : Bakterien, Hefen, Schimmelpilze

84 Seiten mit 46 Abbildungen im Text sowie 5 Kunstdrucktafeln. Kart. DM 9.80.
(Reihe „Einführung in die Kleinebewelt“.)

Viele einfache Versuche demonstrieren die Arbeitstechnik und lehren, das Wesen dieser Organismen besser zu verstehen.

Dr. Rudolf Braun Tierbiologisches Experimentierbuch

165 Seiten mit 94 Abbildungen im Text sowie 8 Kunstdrucktafeln. Kart. DM 6.80.
(Reihe „Erlebte Biologie“.)

Sorgsam wählte der Verfasser nur solche Experimente aus, bei denen Tiere weder verletzt noch gequält werden, Experimente, zu deren Verständnis kein Fachwissen und zu deren Durchführung keine kostspieligen Geräte notwendig sind.

Prof. Dr. Franz Bükatsch Nahrungsmittelchemie für Jedermann

152 einfache Versuche zur Prüfung unserer Lebensmittel

114 Seiten mit 51 Abbildungen im Text und 16 graphischen Darstellungen. Kart. DM 9.80.
(Band 39 der Reihe „Handbücher für die praktische naturwissenschaftliche Arbeit“.)

Der Verfasser erläutert die Zusammensetzung der Nahrungsmittel, die Bedeutung der Nahrungsstoffe und Vitamine im Körperhaushalt des Menschen, Wirkung und Nachweis von Konservierungsmitteln und Verfälschungen, Untersuchung von Kohlenhydraten, Fetten und Eiweiß.

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

Zuckmücken-Larven kommen zur Welt

Von Martin Deckart, Bad Tölz

In einer Regentonnen fand ich grüne Schläuche mit einem Ansatz, der an der Wasseroberfläche haftete. Mein erster Gedanke war, dies könnten Fliegenlarven mit „Schnorchel“ sein, etwa Larven der Schlammmfliege *Eristalis*. Als ich mehrere dieser Gebilde mit dem Netz gefangen hatte, wunderte ich mich sehr, daß am Grunde des Netzes keine Spur davon zu finden war. Genaues Zusehen zeigte, daß sie an der Wand des Netzes klebten, daß sie aus Gallerie bestanden und daß sie überaus fest an der Netzwand hafteten. Es war unmöglich, sie dort abzulösen, ohne sie völlig zu zerstören. Als ich eines der Gebilde mit Wasser in ein Glas hatte fließen lassen, stellte sich heraus, daß ich etwas ganz anderes als Fliegenlarven vor mir hatte. Die Schläuche enthielten viele Hundert feine Punkte, die in regelmäßigen Spiralen angeordnet waren, und diese Punkte waren deutlich Eier irgendeines Insekts.

Es war zwar möglich, den Eischlauch in eine Küvette zu bringen; aber er klebte sofort an der Glaswand an, und es gelang mir leider nicht, den schmalen Anhang, mit dem er an der Wasseroberfläche gehaftet hatte, noch erkennbar zu erhalten. Jetzt konnte ich das Gebilde genauer anschauen und auch fotografieren. Diese

Wurst aus Gallerie (die ohne den dünnen Fortsatz etwa $2\frac{1}{2}$ cm lang und reichlich $\frac{1}{2}$ cm dick war) enthielt mehrere tausend Eier, die in Spiralen an ihrer Oberfläche angeordnet waren. Wie sich später erwies, waren es Eier irgendeiner Zuckmücken-Chironomiden-Art, und man muß sich schon wundern, daß ein Insekt von der Größe unserer Stechmücken (s. Mikrokosmos H. 12 / Jg. 47, 1958) eine derartig riesige Menge von Substanz hervorbringen kann. Das ist so zu erklären, daß die Eier wie vor allem die Galleritmasse sehr wenig Trockensubstanz haben und erst im Wasser ungeheuer stark aufquellen.

An den Eiern war zunächst keine weitere Struktur zu erkennen. Eineinhalb Tage später aber zeigte sich, daß der schwarze Punkt (offenbar Dottermasse) umgeben war von einem gebogenen Körper, der deutlich eine Querstreifung erkennen ließ, offenbar die Segmente der werdenden Larve. Nach etwa drei Tagen schlüpften vereinzelt Larven, und jetzt war schon an ihrer Gestalt und ihren typischen Bewegungen zu erkennen, daß sie zu den Chironomiden gehörten. — Die Gesamtentwicklung ging nun rasch vorwärts. Am nächsten Tage schlüpften alle Eier an der Oberfläche, und bald auch in größerer Tiefe des Eischlauches. Die im Innern des Schlauches gelegenen

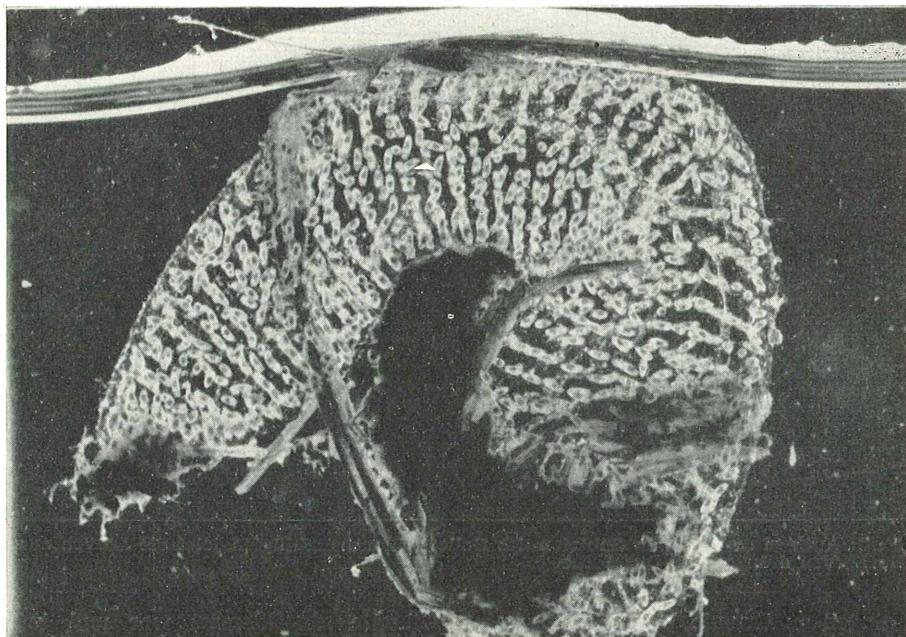


Abb. 1: Frisch abgelegter Galleritschlauch mit Chironomidenlarven

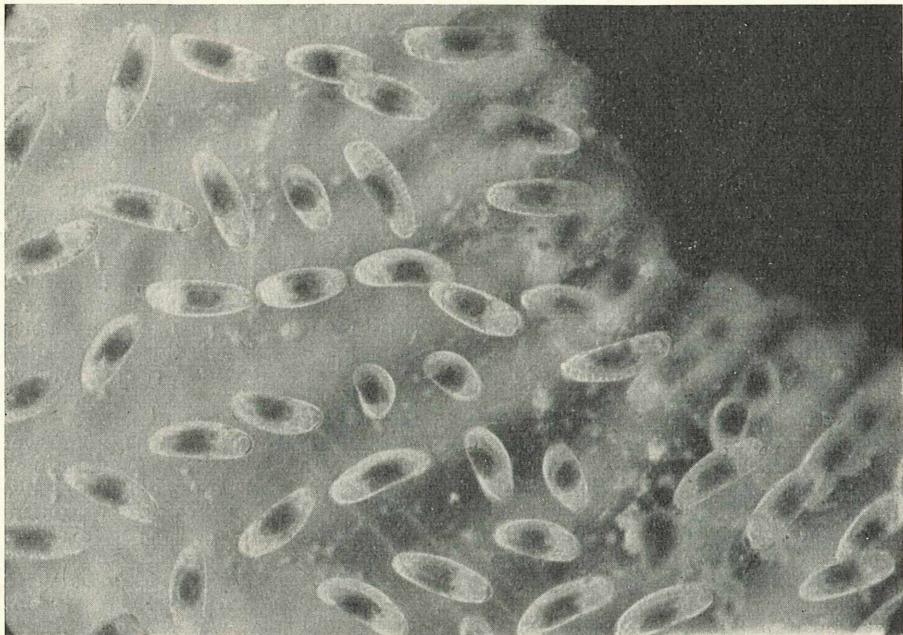


Abb. 2: Eier in der Entwicklung

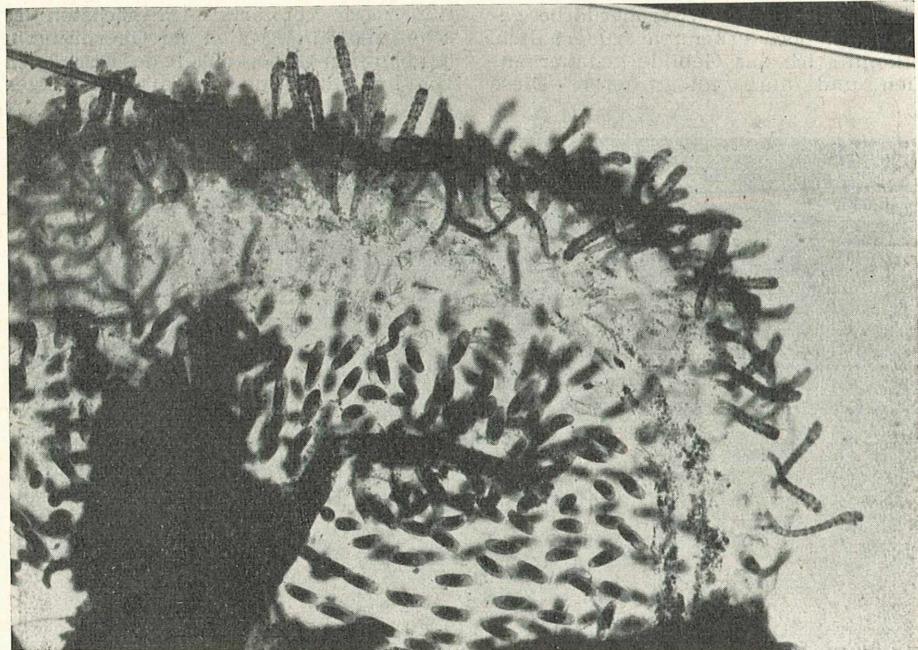


Abb. 3: Auch in den tieferen Gebieten des Gallertschlauchs schlüpfen jetzt die Larven aus. Alle Larven drängen zur Oberfläche.

Eier gingen zu Grunde, ohne sich zu entwickeln. — Das lag wohl daran, daß der ganze Schlauch zwischen den Wänden der

Küvette eingeklemmt war und infolgedessen dort nicht soviel Sauerstoff erhielt, wie die Eier zum Atmen benötigt hätten.

Die Larven waren mehrere Tage nicht geneigt, die Gallertmasse zu verlassen. Offenbar diente diese zusammen mit vielen Algen, die sich darin entwickelt hatten (daher hatte sie ja wohl auch ihre grüne Färbung) ihrer ersten Ernährung. Dieses Verhalten entspricht auch der Gewohnheit dieser Larven, sich im Schlamm einzubauen und dort noch aus Schlamm- und Kotteilchen lockere Gehäuse zu fertigen, die ihnen einen gewissen Schutz bieten.

Es sei darauf hingewiesen, daß die Mücken je nach Art ihre Eier an ganz verschiedenen Orten ablegen. So ist es ein weitverbreiteter Irrtum, daß alle Stechmücken ihre Eier auf die Wasseroberfläche

ablegen. Gerade die schlimmsten Plagegeister (die *Aedes*-Arten) legen (wie BRESSLAU nachgewiesen hat) ihre Eier auf tiefgelegenen, aber zur Zeit trockenen Wiesen an Grasstengel und auf die Erde zwischen ihnen ab. Die Eier können nur schlüpfen, wenn die Wiesen zur richtigen Zeit überflutet werden.

L iter atur

1. E. BRESSLAU: Beiträge zur Kenntnis der Vermehrung unserer Stechmücken. Biologisches Zentralblatt 37, Nov. 1917.
2. Fr. GLASER: Über die Vermehrungsfähigkeit von *Culex pipiens*. Biol. Zbl. 37, 1917.
3. C. WESENBERG-Lund: Biologie der Süßwasser-Insekten. Berlin - Wien 1943.
4. W. KLEVENHUSEN: Die Larven der Zuckmücke. Mikrokosmos H. 12. Jg. 47, 1958.

Der „Regenmantel“ der Pflanze

Von K. Freytag, Treysa

Es erscheint zunächst sonderbar, wenn man von pflanzlichen Regenmänteln spricht, sind doch die Pflanzen auf das Wasser in hohem Grade angewiesen. Brauchen wir Menschen aber nicht auch das Wasser, um leben zu können? Und trotzdem schützen wir uns vor Nässe! Genauso, wie bei uns das nasse Element nur durch eine bestimmte Eintrittspforte in den Körper gelangen kann, um wirksam zu werden, sorgt auch die Pflanze dafür, daß das Wasser nur die dafür bestimmte Bahn durch ihren Körper benutzt. Jeder andere gangbare Weg, z. B. durch den Stengel oder über das Blatt, wird sorgfältig verschlossen; nur die Wurzel bleibt (im allgemeinen) als Organ der Wasser- und Nährstoffaufnahme offen. Warum das? fragt man sich unwillkürlich. Nun, das Wasser dient der Pflanze auch als Transportmittel für die Salze, die ja in gelöster Form aus der Erde bis hinauf zu den Blättern transportiert werden sollen. Dieser Stofftransport kann natürlich nicht irgendwohin geleitet werden, sondern muß bestimmte Bahnen einhalten. Der Einhaltung dieser Wege dient die Abschirmung der Pflanze gegen „streunendes“ Wasser. Hat dieses seine Pflicht als Transportmittel erfüllt, muß es die Pflanze wiederum verlassen. Es verdunstet aus den Blättern oder wird durch sogenannte Wasserspalten aus dem Pflanzenkörper herausgepreßt (gut zu beobachten bei der Zimmerpflanze *Monstera* oder bei Getreidekeimlingen). Der „Regenmantel“ schützt also die Pflanze nicht nur gegen eindringendes Wasser, sondern auch gegen die Verdunstung an unerwünschter Stelle. Die Wasserabgabe kann nur dann reguliert werden und sich an den vorhandenen Wasservorrat anpassen, wenn die Stellen der Verdunstung lokalisiert sind und kontrolliert werden können.

Der Botaniker nennt den „Regenmantel“, der die Pflanze mit Ausnahme der Wurzeln und der Spaltöffnungen im Blatt überzieht,

die **Kutikula**. Sie besteht aus Stoffen, die wasserundurchlässig sind: Kutin und Wachs. Diese Stoffe werden im Protoplasma gebildet, wandern durch die Zellulose-Außewände hindurch und legen sich in mehr oder weniger dicker Schicht auf die Zellwände außen auf. Sind die Lagen sehr mächtig, dann geben sie der Oberfläche der Stengel und Blätter eine glatte, fettige und glänzende Beschaffenheit (Blätter von Efeu, Gummibaum, Clivien usw.).

Der ebenfalls wasserundurchlässige Kork findet sich meist im pflanzlichen Gewebe und nur selten an dessen Oberfläche, wie z. B. bei der Kartoffelknolle. Die Korkschicht legt sich dann meist von beiden Seiten her der Zellwand auf (vgl. Abb. 1b); sie besteht aus dem Korkstoff Suberin mit Wachseinlagerungen. Im Innern der Pflanze sich bildende Korkschichten schließen die nach außen liegenden Gewebeanteile von der Wasserzufuhr ab und lassen sie bald absterben (Blattfall im Herbst, Borkebildung an Stämmen, besonders stark bei der Korkeiche).

Die mikroskopische Untersuchung der Kutikula

Sehr dicke Kutikulaschichten sind im normalen Hellfeld als farblose, oft geschichtete Auflagerung auf die äußere Zellwand der Epidermen zu erkennen, z. B. an Querschnitten durch Blätter der Christrose (*Helleborus niger*). Sehr dünne Schichten wird man aber mit dieser Methode kaum von der Zellwand unterscheiden können. Man muß dann schon färben oder polarisiertes Licht benutzen.

1. Fär b e m e th o de

Allgemein benutzt wird die Färbung mit Hilfe von Sudan III: 0,1 g des fettlöslichen Farbstoffs werden in einem Gemisch von 50 ml absolutem Alkohol und 50 ml Glyzerin gelöst; darin färbt man die Objekte

einige Zeit. Der Farbstoff reichert sich in der Kutikula (oder im Kork) wegen ihres Wachsgehaltes an und färbt sie dann kräftig orangerot. Will man Dauerpräparate herstellen, so fügt man der Xyloolstufe etwas von dem roten Farbstoffpulver zu, läßt die Schnitte so lange darin liegen, bis sie sich deutlich gefärbt haben und schließt zuletzt in Kanadabalsam o. ä. ein.

2. Polarisiertes Licht

Die Verwendung von polarisiertem Licht beim Mikroskopieren bietet sich überall da an, wo verschiedene Stoffe zusammen eine bestimmte Struktur ergeben. Dieser Fall liegt hier vor: Zellulose bildet die Grundlage, auf der das Kutin (oder Suberin) lagert und das Wachs in sich trägt. Durch die verhältnismäßig billigen Polarisationsfilter läßt sich jedes Mikroskop leicht in ein Polarisationsmikroskop umwandeln. Der Amateur, der Freude am Licht und an strahlender Farbe hat, sollte sich mit dieser Methode wirklich einmal ernsthaft vertraut

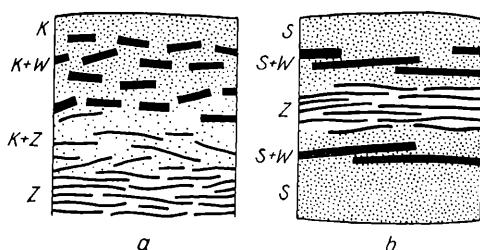


Abb. 1: a. Feinbau der Kutikula; b. Feinbau des Korkes, die Zellwand ist auf beiden Seiten verkorkt. Z = Zellulose, K = Kutin, S = Suberin, W = Wachs

machen! Anleitung dazu geben zwei Aufsätze im Mikrokosmos (Bd. 45 (1956), 132 und Bd. 46 (1956), 14).

Betrachtet man einen nicht zu dünnen Querschnitt (Handschnitt) durch ein Blatt mit Kutikula (Efeu, Fichtennadel, Gummibaum, Clivia, fette Hennen usw.) im polarisierten Licht, so erscheinen die Kutikulen und die Zellwände hell im dunklen Gesichtsfeld. Bei Verwendung eines sog. Compensators (Gipsplättchen Rot I. Ordnung) zeigen alle Zellwandquerschnitte blaue Farbe, wenn sie von links unten nach rechts oben im (rot erscheinenden) Gesichtsfeld orientiert sind, leuchten dagegen gelb, wenn sie senkrecht dazu stehen. Die Kutikulen reagieren gerade umgekehrt: Blau erscheinende Zellwände besitzen eine leuchtend gelbe Kutikula, gelbe tragen blaue Kutinschichten.

Nun soll geklärt werden, welcher der in Frage kommenden Stoffe das abweichende Verhalten der Kutikula im polarisierten Licht verursacht. Das Wachs kann auf ver-

schiedene Weise aus der Kutikula entfernt werden:

a. Man erhitzt den in Wasser liegenden Schnitt auf dem Objektträger durch eine daruntergeholtene Flamme (Streichholz oder Feuerzeug) unter leichtem Fächeln und betrachtet das noch heiße Präparat im Polarisationsmikroskop. Die Kutikulen zeigen so lange die Farbe des Gesichtsfeldes, wie das Wachs geschmolzen bleibt. Dann treten sehr schnell die alten Farben wieder auf: Das Wachs ist wieder auskristallisiert. Daraus kann man dreierlei erkennen: Einmal, daß nur kristallisierte Stoffe, also solche, die eine gewisse innere Ordnung besitzen, im polarisierten Licht aufleuchten, zum anderen, daß das Wachs in wohlgeordneter Form in die Kutinschichten eingelagert ist, drittens, daß das Kutin nicht die Ursache des besonderen Verhaltens sein kann.

b. Will man das Wachs aus der Kutikula herauslösen, so erhitzt man den Schnitt in einem kleinen Gefäß in etwas Glyzerin so lange, bis dieses siedet ($230\text{--}250^\circ\text{C}$). Die Doppelbrechung ist dann zerstört.

Das Kutin ist ein recht widerstandsfähiger Stoff. Selbst konzentrierte Säuren können ihm nur wenig anhaben. Darauf beruht eine Methode, die Kutikulen vom anhaftenden Gewebe zu trennen: Konzentrierte Schwefelsäure wird auf den Schnitt getropft. Sie löst Zellulose und Zellinhaltstoffe auf, läßt aber die Kutikula unbeschädigt zurück.

Starke Laugen dagegen greifen die Zellulose wenig, das Kutin aber leichter an. Man schmilzt am besten die Schnitte in ein Röhrchen ein, das ein Gemisch von 12 g fester Kalilauge, 12 ml Wasser und 80 ml 96%igem Alkohol enthält und erhitzt es in einem kochenden Wasserbad mehrere Stunden lang. Den Wachsgehalt der Korkschichten kann man ebenfalls mit siedendem Glyzerin oder durch einfaches Erhitzen ermitteln.

Organische Lösungsmittel (Azeton, Chloroform, Äther) lösen das Wachs ebenfalls, doch muß längere Zeit bei der Siedetemperatur der betreffenden Lösungsmittel extrahiert werden. Einfacher ist ein Verfahren, bei dem man die Schnitte in ein kleines Röhrchen zusammen mit dem Lösungsmittel einschmilzt und dann im Wasserbad kocht (FREYTAG). Häufig bleibt dabei noch eine sehr schwache Restdoppelbrechung bestehen, die wohl auf eine chemische Bindung der Wachsmoleküle an das Kutin schließen läßt (ROELOFSEN).

Der Aufbau der Kutikula

Durch polarisationsoptische (ANDERSON, MEYER, MADER, ROELOFSEN) und elektronenoptische (SITTE) Studien hat man festgestellt, daß die Kutikula und der Kork Schichtenbau besitzen (Abb. 1 a und b). Auf

der Zellwand lagert die Kutinschicht, ist aber durch hinreichende Zellulosefäden fest mit dieser verbunden. Nach außen zu nimmt der Zellulosegehalt ab, dafür findet sich mehr und mehr Wachs in Form kleiner Plättchen eingelagert, der die vom Kutin freigelassenen feinen Spalten und Lücken erfüllt. Den Abschluß dieser Schichten nach außen bildet eine meist wachsfreie Kutinschicht.

Ähnlich muß man sich den Aufbau der Korkschichten vorstellen, nur daß bei diesen innerhalb der Korkschicht die Zellulose fehlt. Das Wachs bildet darin nicht einzelne, verhältnismäßig kleine Plättchen, sondern durchzieht in weitausgedehnten, sehr dünnen Lagen den Kork. Die einzelnen Suberinlamellen müssen aber untereinander in Verbindung stehen, weil diese Schichten sich nicht voneinander lösen lassen (Abb. 1 b).

Der „Regenmantel“ der Pflanze ist also ein kompliziert aufgebautes Gebilde, bei dem das Kutin und Suberin wohl noch die Rolle übernimmt, das Wachs an die mit Wasserhüllen umgebenen Zellulosefäden zu

befestigen. Ohne diese Schutzhülle würde die Pflanze bei einem Überangebot von Wasser platzen (wie reife Kirschen im Regen) oder der Säftstrom von der Wurzel zur Spitze würde versiegen. Bei Wassermangel aber wäre die Pflanze schnell vertrocknet. Außerdem verhindert diese Schicht, daß sie mit dem Sonnenlicht einfallende ultraviolette Strahlung den Zellen schadet. Aufnahmen im ultravioletten Licht haben ergeben, daß die Kutikula diesen Anteil des Sonnenlichtes absorbiert und nicht zu dem offenbar sehr empfindlichen Protoplasma gelangen läßt.

L iteratur

1. Anderson, D. B.: Struktur und Chemismus der Epidermisaußenwände von *Clivia*. *Jb. wiss. Bot.* 69 (1928) 501
2. Freytag, K.: *Mikrokosmos* 44 (1954) 71
3. Mader, H.: Untersuchungen an Korkmembranen. *Planta* 43 (1953/54) 163
4. Meyer, M.: Die submikroskopische Struktur der kutinisierten Zellmembranen. *Protoplasma* 29 (1938) 501
5. Roelofs, P. A.: On the submicroscopic structure of cuticular cell walls. *Acta bot. Neerl.* 1 (1952) 99
6. Sitte, P.: Der Feinbau verkorkter Zellwände. *Mikroskopie* 10 (1955/56) 178

Spezialwerkzeuge von Milben

Von W. Hirschmann, Fürth i. B.

Die Natur ist erfinderisch. Seltsame Wege geht sie oft, um ihren Geschöpfen das Leben zu ermöglichen. Je eigenartiger aber die Lebensweise eines Tieres ist, um so spezialisierter sind seine Werkzeuge, die es für dieses Dasein braucht. Wie wandeln sich die Gebilde, wenn es gilt, lebensnotwendige Nahrung zu erschließen! Wie reizvoll ist es, mit Mikroskop und Zeichenstift, mit Auge, Hand, Herz und Verstand dem nachzuspüren!

Auch Milbenwerkzeuge fanden eine vergleichende Betrachtung. Unter ihnen sind die Kieferfühler oder Cheliceren geradezu Indikatoren („Anzeiger“) für die Lebensweise ihrer Träger. In einem früheren Aufsatz (3) wurden die Formen bei Alles-, Fleisch- und Pflanzenfressern behandelt. Heute soll von den speziellen Anpassungen, wie sie bei Schildkrötamilben, Paraphagen und Schmarotzern unter parasitiformen Milben vorkommen, die Rede sein.

Die Abbildungen zeigen 20 Cheliceren verschiedener einheimischer und ausländerischer Arten. Sie bieten dem Besucher ein Bild verwirrender Mannigfaltigkeit. Die ursprüngliche Greif- und Kaufunktion wird von anderen, neu hinzukommenden Betätigungen abgelöst und schließlich ganz ersetzt. Die Cheliceren auf Tafel I zeigen teilweise ein üppiges Wachstum ihrer Sinneshaare und eine Vermehrung der Zähne. Umgekehrt werden bei den

Cheliceren der Tafel II Haare und Zähne rückgebildet oder fallen ganz weg. Man vergleiche *Cyclothetarox latronis* (TI, 6) mit *Ptilonyssus stresemanni* (TII, 10)! Vieles erinnert an menschliche Handwerkzeuge oder Gebrauchsgegenstände: da finden sich Feilen (TI, 2, 5), Sägen (TI, 6, 7), halbkreisförmige Sägeblätter (TI, 2), Pinsel (TI, 6), Rundbürsten (TI, 4), Langbürsten (TI, 6), Kämme (TI, 1, 7), Wischtücher (TI, 1), Stemmeisen (TII, 3, 10), Bohrer (TII, 2, 7), Scheren (TII, 4), Klappmesser (TII, 1, 8), Sicheln (TII, 5, 6), Zwickzangen (TII, 5, 6, 9), Nadeln (TII, 7), Röhren (TII, 3, 7, 10), Löffel (TI, 7). Die Cheliceren raspeln, lecken, kämmen, bürsten, wischen, stemmen, bohren, stechen, schneiden, zwicken; sie verrichten also Tätigkeiten, die auf eine besondere Lebensweise schließen lassen. Sie zeigen, daß sich ihre Träger auf einen eng umgrenzten Bereich und eine ganz bestimmte Nahrung spezialisiert haben.

Die Kieferfühler der Schmarotzer sind nur noch wenig chitinisiert. Sie erscheinen daher nicht braun oder gelb, sondern hell, durchsichtig, weißlich. Das Chitin beschränkt sich auf wenige wichtige Führungs- und Verstärkungsleisten (TII, 8, 10). In seiner grundlegenden Arbeit über Milben in Maulwurfsnestern schreibt OUDEMANS (27): „Die vollkommen hyalinen Mandibeln haben schon bei der Protonympe die für *Haemogamasus hirsutus* (TII, 4) charakteristische Form; sie bestehen nämlich aus

einem schlittenförmigen Unterkiefer und einem messerförmigen Oberkiefer ohne Zähne, ohne Pulvillum und ohne Pilus dentilis (Sinneshäare); sie bilden zusammen, obwohl zahnlos, eine nicht unbedeutende Schere oder Zange.“

Andererseits erregten die auf Tafel I abgebildeten Anhänge der Cheliceren als absonderliche und abenteuerliche Gebilde Phantasie und Gemüt der Milbenforscher: OUDEMANS zu *Klinckowstroemia* (17) (TI, 1): „Welch ein gewaltiger Digitus mobilis! Seine Anhänge sind, von der inneren Seite gesehen, zwei steifere, durchsichtige Sägen, von der äußeren Seite eine enorme Masse sehr feiner Fäden, welche in fünf bis sechs Bändern aneinanderkleben.“

TRÄGARDH zu *Fuscuropoda* (10) (TI, 4): „Am Ende der festen Lade findet sich ein Fortsatz, so breit und halb so lang wie diese selbst; er trägt einen dorsalen und ventralen knopfförmigen Vorsprung und endigt in einem häutigen, löffelartigen Blatt, das am Rande fein gefranst ist.“

GORIROSSI (6) vergleicht den Anhang mit einem Schirm mit gefranstem Rand, NICOL (9) mit einer Seerose: „Dem Fixus aufsitzend ein aktinienähnliches Gebilde. Es ist in seinem Basalteil angeschwollen, läuft schmäler zu, um dann scheibenförmig zu werden. Der Scheibenrand trägt einen Kranz von Fransen.“ VITZTHUM (12) findet die wohl treffendste Beschreibung: „Die Mandibularschere ist so ungeheuerlich gestaltet, daß ihre bildliche Darstellung sich verlohnt. Hier hat der Anhang des Digitus fixus die Gestalt eines kurzgestielten Sappenschöpfers. Die Höhlung dieses Schöpfers ist seitlich zusammengedrückt und links und rechts — in situ oben und unten — wie eine Gondel in Spitzen ausgezogen. Und diese Gondel wiederum trägt an ihrem einen Ende eine längere und an ihrem anderen eine Mehrzahl von kürzeren Borsten. Eine so phan-

tastisch ausgestaltete Mandibularschere ist mir sonst noch nirgends zu Gesicht gekommen.“

Die Cheliceren sind dreigliedrig (TIII, 1): ein den Ansatz am Rumpf vermittelndes Grundglied setzt sich nach vorne in ein Mittelglied mit der festen Lade fort, dem die bewegliche Lade als Endglied gegenübersteht. Während die Länge des Grundgliedes etwa der der Laden entspricht, kann die Länge des Mittelgliedes je nach den Lebensbedingungen sehr verschieden sein. *Hirstionyssus arcuatus* (TII, 8) zeigt das übliche Längenverhältnis. Wie anders *Uropoda vinicolora* (TIII, 1) und *Dermanyssus gallinae* (TII, 7)! War das Verhältnis Mittelglied/bewegliche Lade bei *Hirstionyssus* etwa 2:1, so wird es bei *Uropoda* 11:1, bei *Dermanyssus* gar 33:1. Beide Cheliceren sind etwa 0,4 mm lang. Die Chelicerenlänge beträgt aber bei *Dermanyssus* nur 65 Prozent, bei *Uropoda* 85 Prozent der Körperlänge. *Dermanyssus* durchstößt mit seiner langen, nadelförmigen Chelicere die Vogelhaut, um Blut zu saugen. Die Uropodiden verzehren pflanzliche Abfallstoffe. Sie sind Verteidigungsspezialisten (8) und ihre fast körperlangen Cheliceren dienen dazu, ihren Aktionsradius zu erweitern. Zwei verschiedene Lebensweisen erzeugen ähnliche Gebilde. Umgekehrt liegt der Fall bei einem Vergleich zwischen *Dermanyssus* und *Haemogamasus*. Hier wird die gleiche Aufgabe mit verschiedenen Mitteln gelöst. *Haemogamasus* verlängert nicht wie *Dermanyssus* das Mittelglied, sondern die Laden (TII, 4).

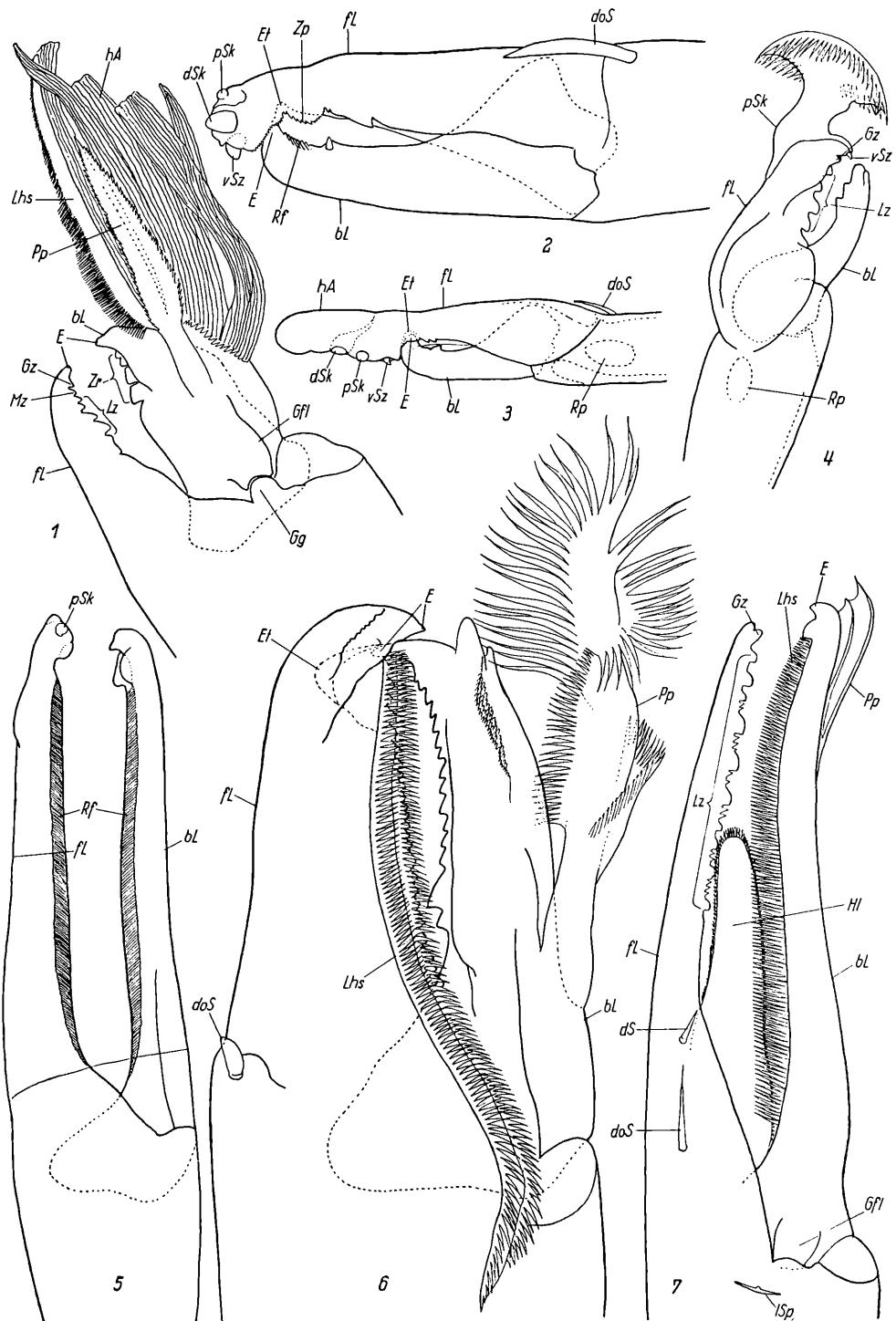
Am abenteuerlichsten gestaltet sind die Cheliceren der Paraphagen. Diese Milben leben in Gesellschaft mit anderen Tieren und fressen deren Abfallprodukte oder nehmen an ihrem Mahl teil. Als Epizoen hausen sie auf ihren Wirtstieren und sollen mit ihren bürsten-, kamm- oder bandförmigen Anhängen Sekrete aufwischen und

Verzeichnis der Abkürzungen (für alle Tafeln):

Teile der Chelicere: Ggl = Grundglied, Mgl = Mittelglied, Egl = Endglied, fl = feste Lade, bl = bewegliche Lade, Gg = Gelenkgabel, Gf = Gelenkflügel, VI = Verstärkungsleiste, Rp = Rollplatte, hA = hyaliner Anhang;
Zahnbildungen: E = Endhaken, Lz = Längszahnleiste, Zr = Zahnrreihe, Gz = Gabelzahn, Mz = Mittelzahn, Zp = Zähnchenplatte, Rf = Riefenfeld, Kl = Kauleiste, Et = Einschlagtasche; Sinneshärenteile: doS = dorsales Sinneshaar, dS = distales Sinneshaar, vS = ventraler Sinneshaar, Lhs = Ladenhaarsaum, Pp = Pulvillum-pinsel, Hl = Haarlöffel, vSz = ventraler Sinneszapfen, dSk = distaler Sinneskolben, pSk = proximaler Sinneskolben, doSp = dorsales Spaltorgan, lSp = laterales Spaltorgan.

Tafel I (s. S. 71): Cheliceren von Schildkrötenmilben und epizoischen Paraphagen. Schildkrötenmilben: 2. *Uropoda cassidea* (Herrmann 1804), ein

Bewohner von Moos und Fall-Laub. Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von innen, 660 x. 3. *Trachyvenura penicillata* (Leitner 1948), ein Mistbewohner, Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von innen, 500 x. 4. *Fuscuropoda hippocrepoides* (Vitzthum 1935), aus Fall-Laub der Marquesasinseln, Südsee, Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von außen, 660 x. 5. *Uropoda spec.*, noch nicht beschriebene Art aus dem Fall-Laub brasilianischer Urwälder, Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von innen, 330 x. — Paraphagen: 1. *Klinckowstroemia trägardi* (Baker 1952), auf tropischen Käfern (Passalidae) aus Holländisch-Guayana, Chelicere des Männchens, Seitenansicht von innen, 400 x. 6. *Cyclothorax latronis* (Vitzthum 1927), in der Kiemenhöhle tropischer Krebse (Palmelidae) aus Sumatra, Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von innen, 500 x. 7. *Heterozeicon audax* (Berlese 1910), auf tropischen Tausendfüßlern (Scolopendridae) aus Java, Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von außen, 250 x.



aufklecken, die von diesen ausgeschieden werden. Der berühmteste dieser Gliedertiere ist *Heterozercon audax* (19). Lange Beine mit Klammerhaaren und Haftklappen, die Scheibenform des flachen Körpers und ein Paar große, weit vorstreckbare Saugnäpfe auf der Bauchseite ermöglichen der Milbe ein Festhalten auf der glatten Chitinfläche der Tausendfüßer. Die Läden der Chelicere (TI, 7) sind ähnlich lang und schmal wie bei Außenschmarotzern. Die genaue Funktion der Zahnsäge und des Haarlöffels an der festen Lade sowie des Haarkammes an der beweglichen sind nicht bekannt. Wie solche Gebilde entstehen können, zeigt ein Vergleich der Cheliceren von *Calaenopsis cuspidata* (TIII, 2) (4, 18) und *Cyclothorax latronis* (TI, 6 (16, 20). Der allgemeine Bau der Chelicere, die Zahnteile und -reihen bleiben die gleichen. Der aus dem ventralen Sinneshaarsaum sich entwickelnde Pulvillumpinsel (2) wird stärker ausgeprägt und über die Läden hinaus verlängert. Der Ladenhaarsaum auf der Innenseite der festen Lade reicht nun als bürstenähnlicher Doppelkamm vom Endhaken bis zur Basis der festen Lade.

In ihrer Bedeutung noch ungeklärt sind die Anhänge der festen Lade bei den Schildkrötenmilben. *Fuscuropoda hippocrepoides* wurde schon einleitend besprochen. Auch bei den Gattungen *Trachyxenura* (7), *Trachytes*, *Urosternella*, *Neoseius*, *Uroobovella* wird die feste Lade durch einen hyalinen Anhang weit über die bewegliche hinaus verlängert (TIII, 1, TI, 3). OUDEMANS vergleicht diese Chelicere mit einem Tafelmesser. Der Fortsatz ist weniger stark chitinisiert, jedoch nicht weichhäutig. Seine Ausbildung schwankt von Art zu Art, bleibt aber innerhalb des Entwicklungsganges gleich. Entweder ist er eine lang ausgezogene, flammenförmig geschwungene Spitze oder eine fingerartig geformte Kuppel. Er dient nicht zum Schneiden oder Stechen, sondern wahrscheinlich, da er reichlich mit Sinnesorganen (Sinneskolben und -zapfen) versehen ist, zum Auffinden der Nahrung. Man fragt sich, ob dieser Fortsatz bei der Nahrungsaufnahme nicht hinderlich ist. Wie eine solche Chelicere entsteht, zeigt ein Vergleich von *Uropoda cassidea* (TI, 2) und *Trachyxenura penicillata* (TI, 3). Nach VITZTHUM (12) trägt die feste Lade bei *Uropoda* einen kugelartigen Knauf. Der Fortsatz mit den Sinnesorganen ragt nur wenig über den Endhaken der beweglichen Lade hinaus. Die bewegliche Lade reicht fast bis zur Ansatzstelle des dorsalen Sinneshaars und die Rollplatte fehlt noch. Über die Bedeutung der Rollplatte wurde schon früher (3) berichtet. Die Chelicere von *Uropoda* dient nicht zum Sporenknacken, sondern zum Abraspeln pflanzlicher Nahrungsteile. Der Endhaken ihrer

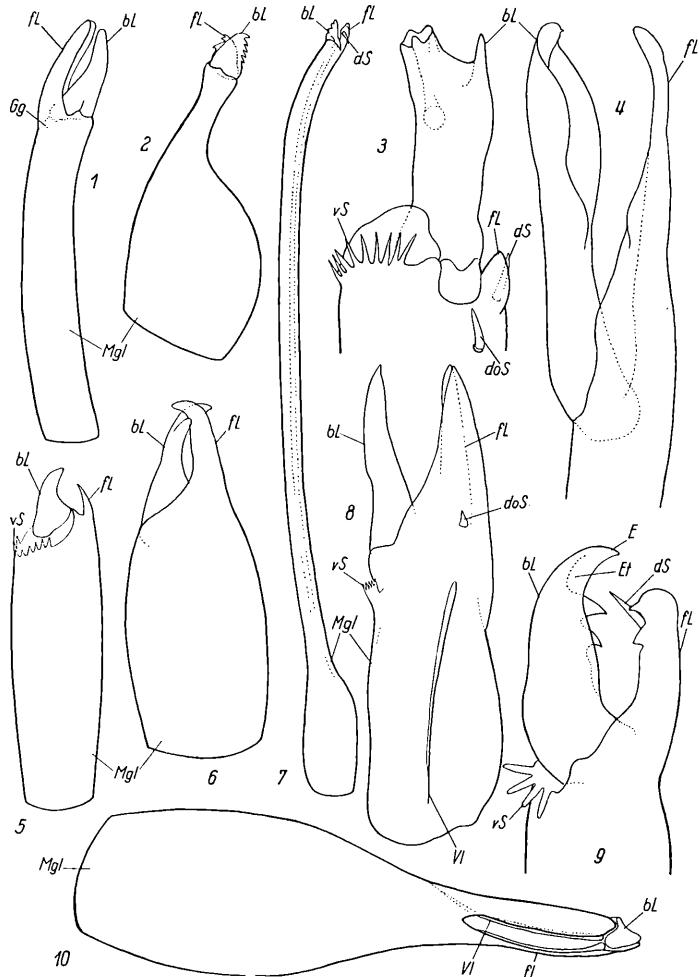
beweglichen Lade schlägt in eine Einschlagtasche der festen. Dabei wird die Oberkante an einer Zähnchenreihe gerieben und das Raspelfeld mit seinen Querrieten gegen eine halbkreisförmige Zähnchenplatte geführt. Die Cheliceren einer noch nicht beschriebenen Urwalduropodide (TI, 5) sind ganz feilenartig gebaut. Die stark verlängerten Läden tragen hier auf den einander zugekehrten Seiten etwa 170 Querrieten.

Nach EVANS (13) ist phylogenetisch (stammesgeschichtlich) gesehen die Gattung *Hypoaspis* die Ausgangsgruppe für die Außenparasiten. Eine Abwandlungsreihe der Cheliceren von *Hypoaspis-Haemolaelaps-Laelaps* und *Haemogamasus* bestätigt diese Ansicht. Bei *Hypoaspis aculeifer* (TIII, 3) einem Bewohner von Rotteprodukten, sind die schlanken, kräftigen Läden mit gut ausgebildeten Zähnen und Kauleisten versehen. *Haemolaelaps oculatus* (TIII, 4) zeigt eine Verkürzung der festen Lade und eine Reduktion der Zähne auf zwei. Die beiden Zähne der beweglichen Lade liegen nahe beieinander und denen der festen Lade gegenüber. *Haemolaelaps* kommt auch in Vogelnestern vor und saugt gelegentlich Blut. Nur noch von dem Blut der Wanderratte ernährt sich *Laelaps echidninus* (TII, 9). Der Endhaken der beweglichen Lade ist als spitzer, kräftiger Einschlaghaken ausgebildet. Die Zähne sind nicht stumpf dreieckig, sondern spitz hakenförmig. Wie Zwickzangen ausgebildet, dienen die Cheliceren dazu, die Haut des Wirtstieres aufzureißen. Wurde bei *Hypoaspis* der Endhaken der beweglichen Lade in eine Einschlagtasche an der unbeweglichen geführt, so ist es hier umgekehrt: die längere bewegliche Lade stülpt sich beim Schließen über die Zähne der festen Lade. Die zahnlosen Läden von *Haemogamasus hirsutus* (TII, 4) sind lang messerförmig. Die Einschlagtasche der beweglichen Lade wird innen von einer bogenförmigen scharfen Kante und außen, den beiden Zähnen entsprechend, von einem Doppelbogen begrenzt. OUDEMANS (27) vergleicht dieses Gebilde mit einem Schlitten. Der Chelicere fehlen die Sinneshaare. *Laelaps* zeigt wenige stumpfe, fingerförmige Haare. Bei *Hypoaspis* und *Haemolaelaps* besteht der ventrale (bauchseitige) Sinneshaarsaum wie üblich aus etwa 20 Fransen. Das distale Sinneshaar ist bei *Haemolaelaps* überraschend groß und kräftig. Die Cheliceren von *Hirstionyssus arcuatus* (TII, 8) (27) und *Rhinonyssus squamosus* (TII, 1) (36) sind beide zahnlos. Die scharfe Oberkante der beweglichen Lade schlägt, ähnlich wie bei einem Klappmesser, zwischen zwei scharfe Längskanten der festen Lade. *Hirstionyssus* hat noch wenige kurze ventrale Sinneshaarfransen. *Rhinonyssus* fehlen sie.

Die Cheliceren der Lungenmilben *Entonyssus glasmacheri* (TII, 6) (35) und *Pneumonyssus simicola* (TII, 5) (33, 34) sind ähnlich gebaut. Die Laden haben eine haken- und sichelförmige Gestalt. VITZTHUM vergleicht die feste Lade von *Entonyssus* mit einer Häkelnadel, EWING mit einer Harpune. *Pneumonyssus* hat noch einen ventralen Sinneshaarbaum aus wenigen Fransen, *Entonyssus* fehlt er wieder. Spezialwerkzeuge ganz besonderer Art sind die röhrenförmigen

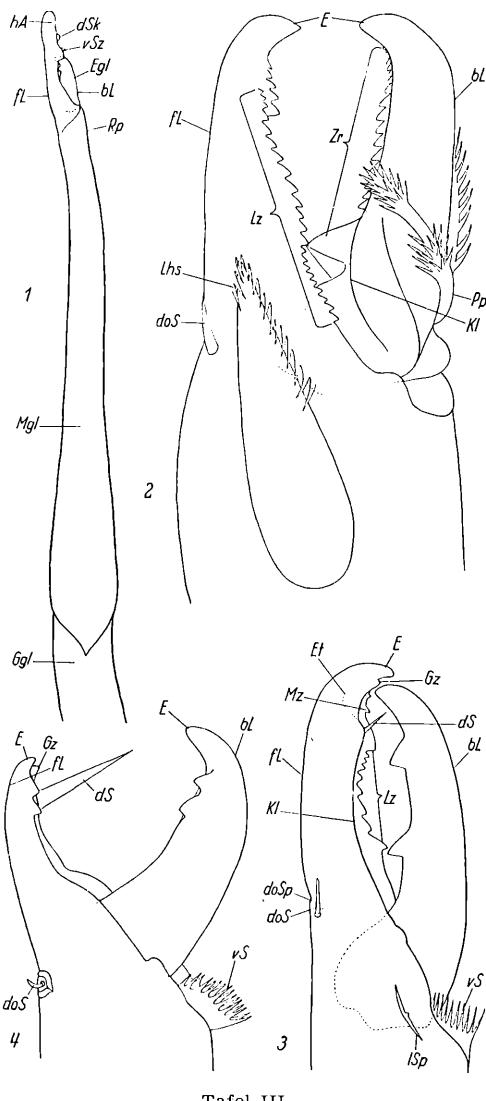
Stemmeisencheliceren von *Halarachne halichoeri* (TII, 3) (32) und *Ptilonyssus stresemanni* (TII, 10) (36). Bei *Halarachne* ist die feste Lade zurückgebildet, bei *Ptilonyssus* die bewegliche. Beide Gebilde sollen dazu dienen, Teile aus der Schleimhaut der Lunge oder Nasenhöhle ihrer Wirtstiere herauszustemmen. *Ptilonyssus* fehlen die Sinneshäare, *Halarachne* hat sie noch. Die Chelicere von *Spinturnix* (TII, 2) hat, ähnlich wie die der Zecken (5), seitlich nach außen und rückwärts gerichtete Verankerungshaken.

Die Methode des Präparierens der Cheliceren kann aus den Aufsätzen in Mikrokosmos 43, Heft 1, Seite 7 und Heft 5, Seite 109 entnommen werden.



Tafel II

Tafel II: Cheliceren von Außen- und Innenschmarotzern. Außen-schmarotzer: 2. *Spinturnix* spec., Blutsauger an Fledermäusen, Chelicere des Weibchens von unten, 250 \times . 4. *Haemogamasus hirsutus* (Berlese 1889), Blutsauger an Mäusen, Ratten und Maulwürfen, Mitbewohner der Erdnester, Chelicere der Deutonymphe, Seitenansicht von außen, 500 \times . 7. *Dermanyssus gallinaceus* (De-Geer 1778), Blutsauger an Hühnern und Stubenvögeln, Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von innen, 660 \times . 8. *Hirstionyssus arcuatus* (C. L. Koch 1839), Blutsauger an Mäusen, Ratten und Maulwürfen, Mitbewohner der Erdnester, Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von innen, 660 \times . 9. *Laelaps echidninus* (Berlese 1887), Blutsauger an der Wanderratte, Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von innen, 660 \times . — Innen-schmarotzer: 1. *Rhinonyssus squamosus* (Vitzthum 1935), Blutsauger aus der Nasenhöhle von Vögeln (Kolibri, Westindien), Chelicere des Weibchens, Seitenansicht, 500 \times . 3. *Halarachne halichoeri* (Alman 1847), aus der Nasenhöhle von Robben (Kegelrobbe, Ost-, Nordsee), Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von innen, 500 \times . 5. *Pneumonyssus simicola* (Banks 1901), aus der Lunge von Affen (Mantelpavian, Abessinien), Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von innen, 660 \times . 6. *Entonyssus glasmacheri* (Vitzthum 1935), aus Luftsäcken von Schlangen (Nordamerikanische Natter), Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von außen, 660 \times . 10. *Ptilonyssus stresemanni* (Vitzthum 1935), Blutsauger aus der Nasenhöhle von Vögeln (Glockenvogel, Brasilien), Chelicere des Weibchens, Seitenansicht, 660 \times .



Tafel III

Tafel III: 1. *Fuscuropoda vinicolora* (Vitzthum 1926), Mitbewohner von Borkenkäfergängen an Fichte, Chelicere der Protonympe, Seitenansicht von außen, 330 x. 2. *Celaenopsis cuspicata* (Kramer 1876), Mitbewohner von Borkenkäfergängen an Ulme, Chelicere des Männchens, Seitenansicht von innen, 500 x. 3. *Hypoaspis aculeifer* (Canestrini 1882), ein Bewohner von Rottprodukten (Kompost, Mist, Nadelstreu, Baumkummel), Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von außen, 500 x. 4. *Haemolaelaps oculatus* (Oudemans 1915), ein Bewohner von Rottprodukten und Vogelnestern, Chelicere des Weibchens, Seitenansicht von innen, 500 x

Literatur

1. Vitzthum, H. Graf: *Acarina*. — Akademische Verlagsgesellschaft, Leipzig 1941.
2. Hirschmann, W.: Gleiche Samenüberträger bei Spinnen und Milben. — Mikr. 42 (5), 106, 1954.
3. Ders.: Kieferklauenform und Lebensweise freilebender Milben. — Mikr. 45 (11), 252, 1956.
4. Ders.: Subcorticale Parasitiformes und die Gattung *Digamasellus* Berlese 1905. — Diss. Univ. Erlangen 1951.
5. Ders.: Waffen eines Wegelagerers. Mikr. 46 (12), 281, 1957.
Schildkrötenmilben:
6. Gorrirossi, F.: The Anatomy of the Feeding Apparatus of *Uropoda agitans* Banks 1908, a mesostigmatid Mite. — The American Midland Naturalist 53 (1), 146, 1955.
7. Leitner, E.: Zur Kenntnis der Milbenfauna auf Düngerstätten. — Zentralblatt f. d. Gesamtgebiet d. Entomologie 1 (4), 1948.
8. Hirschmann, W. u. Zirngiebel-Nicol, I.: Schildkrötenmilben / Uropodiden. — Mikrokosmos (im Druck).
9. Nicol, I.: Die Uropodidae. — Diss. Univ. Erlangen, 1955.
10. Trägårdh, I.: Acarina collected by the Mangarevan Expedition to South Eastern Polynesia in 1934 by the Bernice P. Bishop Museum, Honolulu, Hawaii. — Arkiv f. Zoologi (2, 4, 2) 45, Stockholm 1952.
11. Vitzthum, H. Graf: Terrestrische Acarinen von den Marquesas. — Bern. P. Bishop Mus. Bull. 142, 64, 1935.
12. Ders.: Acarologische Beobachtungen 5. Reihe. — Arch. f. Naturgesch. 87 (A, 4), 17, 1921. Paraphagen:
13. Evans, O.: A Review of the Laelaptid Paraphages of the Myriapoda with Description of three new Species. — Parasitology 45 (3, 4), 352, 1955.
14. Gorrirossi, F. u. Wharton G. W.: The Anatomy of the Feeding Apparatus of *Megisthanus floridanus* Banks, 1904, a large mesostigmatid Mite. — The American Midland Naturalist 50 (2), 443, 1953.
15. Gorrirossi, F.: The Gnathosoma of the Celaenopsina. — The American Midland Naturalist 54 (1), 1953, 1955.
16. Oudemans, A. C.: Review of the Acarid hitherto found in New-Guinea. — Arnhem 1905.
17. Ders.: Fauna Buruana, Acari. — Treubia 7 (2), 37, 1928.
18. Trägårdh, I.: Studies on the Celaenopsidae, Diplognyidae and Schizogynidae (Acarina). — Arkiv f. Zoologi 1 (25), 361, 1950.
19. Vitzthum, H. Graf: Fauna sumastrensis (5), Acarinae. — Suplementa Entomologica 11, 37, 1925.
20. Ders.: Acarologische Beobachtungen 13. Reihe. — Zool. Anz. 75 (7), 1928.
Schmarotzermilben:
21. Baker, E. W.: A Manual of Parasitic Mites. — National Pest Control Association, Inc., New York 1956.
22. Bregetova, N.: Gamasoidea. — Moskau 1956.
23. Kaestner, A.: Lehrbuch der speziellen Zoologie. — Fischer-Verlag Stuttgart 1957. Außenschmarotzermilben:
24. Bernhard, F.: Die Systematik der Familien Ascaidae Oudemans 1905 und Typhlodromidae nom. nov. sowie der Gattungen *Hypoaspis* G. Canestrini 1885 und *Platyseius* Berlese 1916. — Diss. Uni. Erlangen 1955.
25. Gorrirossi, F.: The Mouthparts of the adult Female tropical rare Mite *Bdelonyssus bacoti*, with Observation on the Feeding Mechanism. — Parasitology 36 (4), 301, 1950.
26. Hughes, T. E.: The functional Morphology of the Mouth Parts of *Lyponyssus bacoti*. — Ann. trop. Medicine and Parasitology 43 (3, 4), 349, 1949.

27. Oudemans, A. C.: Acarologisches aus Maulwurfsnestern. — Arch. f. Naturgesch. **79** (A, 8), 140, 1913.
28. Willmann, C.: Parasitische Milben an Kleinsäugern. — Z. f. Parasitenkunde **15**, 403, 1952.
29. Zumpt, F.: Parasitische Milben Haustiere. — Mikr. **45** (1), 4, 1955.
30. Fritsch, W.: Zur Ökologie und Systematik der Vogelmilben der Umgebung Erlangens. — Diss. Univ. Erlangen 1952.
31. Ders.: Über Vogelmilben. — Mikr. **44** (1), 3, 1954.
32. Newell, I. M.: Studies on the Morphology and Systematik of the Family Halarachnidae Oudemans 1906. — Bull. Bingham. Oceanograph Coll. **10** (4), 235, 1947.
33. Oudemans, A. C.: Kritische Literaturübersicht zur Gattung *Pneumonyssus*. — Z. f. Parasitenkunde **7** (4), 505, 1935.
34. Vitzthum, H. Graf: *Pneumonyssus simicola* Banks. — Z. f. Parasitenkunde **4**, 48, 1932.
35. Ders.: Über die Gattung *Entonyssus* Ewing. — Z. f. Parasitenkunde **7**, 709, 1935.
36. Ders.: Milben aus der Nasenhöhle von Vögeln. — J. Ornith. **83**, 563, 1935.

Der Mundbesatz der Moose

Von Hans Hörmann, Echsenbach (Österreich)

Zu den schönsten Objekten für den mikroskopierenden Naturfreund gehören die Moosperistome. Um ihrer habhaft zu werden, ist keine große Mooskenntnis nötig.

Wir nehmen also das nächstbeste fruchtende Moos und untersuchen es mit dem Mikroskop (siehe Mikrokosmos, 47. Jahrg., Heft 7, Seite 151, 1958). Dazu legen wir eine voll ausgereifte Kapsel, die also schon etwas trocken und von Haube und Deckel befreit ist, auf ein Blatt Filterpapier und schneiden sie mit dem Skalpell nahe dem oberen Rand quer durch (Abb. 1, Schnitt a). Im abgetrennten oberen Teil machen wir nochmals einen Schnitt, der aber im rechten Winkel zum ersten steht (Abb. 1, Schnitt b). Diese beiden nun entstehenden Teile nehmen wir mit einer angefeuchteten Präparieradel auf und bringen sie in eine Schale mit Wasser; dort spülen wir durch, um die anhaftenden Sporen zu entfernen. Dann bringen wir sie vorsichtig auf einen Objektträger in einen Tropfen Glyzerin und legen sie womöglich so, daß der eine Teil von innen, der andere von der Außenseite erscheint, legen ein Deckglas auf und kochen kurz auf. Vielfach wird angeraten, nur Kalilauge (ohne Aufkochen!) zur Aufhellung zu nehmen. Das ist aber nach meiner Erfahrung weniger zu empfehlen, weil durch das Aufkochen in Glyzerin nicht nur eine starke Aufhellung bewirkt wird, sondern auch fast alle noch anhaftenden Sporen weggespült werden und außerdem sämtliche Luftblasen verschwinden. Auch schadet das Aufkochen den zwar zarten, aber doch sehr widerstandsfähigen Teilen nicht im geringsten. Das nun fertige Präparat betrachten wir bei etwa 50- bis 100facher Vergrößerung. Je nach der Moosart zeigt sich nun ein verschiedenes Bild. Meist haben die Mitglieder einer Familie ein für sie typisches Peristom. Aber diese Regel wird vielfach durchbrochen, so daß eine Familienbestimmung auf Grund des Peristoms allein nur in wenigen Fällen möglich ist.

Doch darauf kommt es uns ja jetzt nicht an! Wir wollen uns nur an der Schönheit dieser kleinen Naturwunder, ihrer an feinste Goldarbeiten erinnernden Formen und an ihrer leuchtenden Farbenpracht erfreuen.

Rund um den Kapselrand (= Urnenmund) stehen Zähnchen. Ihre Zahl wechselt von 4 bis 64, ist aber bei einer bestimmten Art immer gleich. Sie haben meistens die Form eines spitzen, gleichseitigen Dreieckes und werden durch Lamellen in Felder geteilt (Abb. 2 L, S). Das

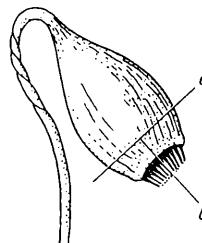


Abb. 1: Mooskapsel. Erklärung im Text

vollkommenste Peristom ist das sogenannte „Doppelte Peristom“. So genannt, weil hinter der vorderen Zähnchenreihe noch eine zweite steht. Wir sehen ein etwas schematisiertes Bild in Abb. 2. (Das Innere Peristom ist weggelassen.)

Die Zähnchen der ersten Reihe, das Äußere Peristom, sind in der Mitte durch eine Zickzacklinie, die Mittellinie (Abb. 2 ML) geteilt. Von ihren Eckpunkten gehen kleine Querbalken, die Lamellen (L) aus. Zwischen den Lamellen liegen die sogenannten Felder (F). Sie sind gegen die Spitze hin meist fein papillös (selten glatt). Die unteren Felder sowie auch die mittleren sind glatt oder schief, senkrecht oder waagrecht gestrichelt. Bei 400- bis 600facher Vergrößerung lösen sich diese Striche in feinste Punkte auf, die perlenschnurartig aneinander gereiht sind. Der Rand der Zähnchen wird meistens von einem gelblichen oder wasserhellen Saum

(S) umgeben. Gegen die Basis stehen die Lamellen dichter. Die Felder sind dadurch enger, ihre Breite ist natürlich größer.

Die Rückseite der Zähnchen ist ganz ähnlich gebaut, doch fehlt immer die Mittellinie. Sie scheint höchstens von der Vorderseite schwach durch (Abb. 2; Rückseite des Zähnchens). Die Oberfläche der Felder ist glatt oder nur wenig papillös.

Vor dem Peristom liegt der Ring (R), der jedoch bei der Präparation fast immer abfällt, wenn er nach Abwurf des Deckels überhaupt noch vorhanden war. Er besteht aus einer oder mehreren Reihen stark ver-

sind die Fortsetzung des Kieles der Grundhaut und bestehen daher aus zwei Schenkeln. Diese zwei Schenkel schließen nicht eng aneinander, sondern lassen zwischen den einzelnen Gliedern größeren oder kleineren Raum frei. Kleinere Zwischenräume nennt man Ritzen, größere Fenster. Die beiden Schenkel gehen aber zuweilen auch im Bogen auseinander, so daß sich ihre Spitzen gar nicht berühren. Man bezeichnet dies mit dem Fachausdruck: klaffende Schenkel.

Die Fortsätze stehen alternierend zwischen den Zähnchen des Äußeren Peristoms. Genau hinter diesen liegen die Wimpern (W). Das sind kleine, fadenförmige Gebilde zwischen den Fortsätzen. Sie können fehlen oder nur angedeutet sein, sind aber bei vielen Arten gut entwickelt. Meist treten zwei bis drei Wimpern auf. Sie sind „glatt“ oder „knotig“ oder mit „Anhängseln“ versehen (in der Abbildung: Anhängsel).

Am Aufbau dieses kompliziertesten aller Peristome konnten wir auch die üblichen Fachausdrücke kennenlernen, und so können wir uns nun leichter über die anderen Typen unterhalten. Bei den Peristomen ist mit ganz wenigen Ausnahmen immer das Äußere Peristom vorhanden und auch im Präparat am auffallendsten. Eine Einteilung der Peristome in Gruppen muß daher dieses in erster Linie berücksichtigen. Dabei sei aber nochmals betont, daß einer solchen keinerlei systematischer Wert innewohnen kann, denn sonst würden sogar Gattungen, wie z. B. *Encalypta*, in verschiedene Familien zerrissen.

Nach der Form der Peristome müssen wir 10 Gruppen aufstellen. Diese sind:

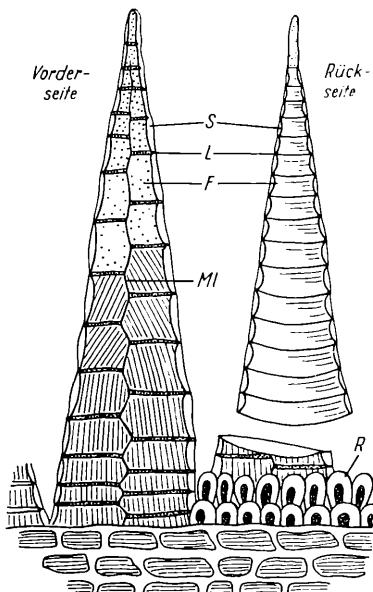


Abb. 2: Äußeres Peristom, einzelner Zahn. F — Felder; L — Lamellen; MI — Mittellinie; R — Ring; S — Saum

dicke Zellen, die Deckel und Urne verbinden. Bei vielen Arten ist er aber nicht ausgeprägt. Er löst sich als Ganzes oder in Bruchstücken oder auch in einzelnen Zellen ab. Die Art der Ablösung bleibt bei einer bestimmten Art immer gleich.

Das Innere Peristom ist eine fast gotisch anmutende Spitzen- und Zackenreihe, die sich hinter dem Äußeren Peristom erhebt. Da es viel zarter und feiner ist, prägt sich dies auch in der Färbung aus. Sie ist blaßgelb oder fast wasserhell, selten goldgelb. Die einzelnen Teile ersehen wir aus Abb. 3. Die Zähne des vorderen, Äußeren Peristoms sind abgebrochen dargestellt (ä PZ), um die Sicht nicht zu behindern.

Auf einer zarten, kielfaltigen Grundhaut (Gh) erheben sich kleine Zähnchen, die sogenannten Fortsätze (Fs). Sie

- I. Peristomzähne fehlen.
- II. Peristomzähne hufeisenförmig.
- III. Peristomzähne spitz und ohne Querleisten.
- IV. Peristomzähne spitz und mit Querleisten.
 - a) Mit Mittellinie.
 - b) Ohne Mittellinie.
- V. Peristomzähne an der Spitze bis über die Mitte zweiteilig.
- VI. Peristomzähne zu zweien gepaart.
 - a) Mit Innerem Peristom.
 - b) Ohne Inneres Peristom.
- VII. Peristom durchbrochen oder gitterförmig.
 - a) Gitter im Äußeren Peristom.
 - b) Gitter im Inneren Peristom.
- VIII. Peristomzähne fädig und gerade.
- IX. Peristomzähne fädig und in Schraubenform gedreht.
- X. Peristom in ein Äußeres und Inneres Peristom gesondert.

Zu I: In dieser Gruppe finden sich fast aus jeder Familie Vertreter. Obwohl es

demnach den Anschein hat, als würden solche Moose überwiegen, ist das bei weitem nicht der Fall. Freilich wird man auch auf peristomlose Kapseln stoßen, aber der Naturfreund hat sicher bei seinen Exkursionen nach Moosperistomen eine Lupe mit. Mit ihrer Hilfe ist es leicht, festzustellen, ob der Kapselmund mit Zähnchen besetzt ist oder nicht. Damit kann man verhüten, Material, das für unsere Zwecke unbrauchbar ist, mitzunehmen.

Zu II: Die Zähnchen dieser Gruppe sind hufeisenförmig. Sie bestehen nicht, wie die Peristome der Gruppen IV bis X, aus Zellresten, sondern aus bastfaserartigen Zellen, die sich aus einer rot oder orange gefärbten Grundhaut erheben. Es ist dies eine Gruppe, die auch ohne Berücksichtigung anderer Merkmale eine einwandfreie Familienbestimmung ermöglicht. Es sind Polytrichaceen, zu deren bekanntesten Vertretern die Haarmützenmose gehörten. Gerade sie sind wegen der Größe ihrer Kapsel ganz besonders für Präparate geeignet (Tafelbilder a und b). Nicht zu verwechseln sind mit diesen hufeisenförmigen Zähnen die gestutzten. Sie unterscheiden sich deutlich durch vorhandene Querleisten und sind nur unvollkommen entwickelte „Spitzzähne“, die einigen Grimmia-Arten eigentümlich sind.

Zu III: In diese Gruppe reihen wir Moose ein, deren Peristomzähne zwar spitz sind, denen aber die charakteristischen Querleisten fehlen. Sie bestehen vielmehr aus Bündeln und Längsfasern (Tafelbild c). Auch sie ermöglichen sofort die Feststellung der Familie. Es sind Georgiaceen, zu denen das auf Moderstücken sehr häufige Georgsmoos *Georgia pellucida* gehört. Noch ein anderes, sehr auffallendes Merkmal des Peristoms kennzeichnet diese Familie: Nur vier große, pyramidenförmige Zähne umgeben den Urnenmund. Sehr selten sind es gar nur drei oder manchesmal auch fünf, was auf eine Mißbildung zurückzuführen ist.

Zu IV: Die Peristomzähne dieser Gruppe haben ebenfalls die Form eines spitzen Dreiecks, haben aber deutliche Querleisten. Ein Saum fehlt. Die Mittellinie ist vorhanden oder kann auch fehlen. Dadurch gliedert sich diese Gruppe in zwei Unterabteilungen. Als Beispiel für die eine mit Mittellinie diene Tafelbild d, als solches für die Untergruppe ohne Mittellinie Tafelbild e, f.

Zu V: Die Vertreter dieser Gruppe sind sehr zahlreich. Viele Besenmose (*Dicranum*-Arten), die besonders auf trockenem Kiefernwaldboden zu finden sind, zeigen eine Spaltung der Peristomzähne längs der Mittellinie. Sie reicht oft von der Spitze bis ins untere Drittel (Tafelbild g). Bei dieser Gruppe sei besonders auf die schönen Skulpturen der Felder aufmerksam ge-

macht. Sie sind erst deutlich sichtbar bei 300- bis 600facher Vergrößerung. Manche *Fissidens*-Arten dieser Gruppe zeigen sogar eine kreuzweise Strichelung der oberen Felder, die durch schraubige Verdickung der Schenkel entsteht, wobei die Unterseite durchscheint.

Zu VI: Die Peristomzähnchen sind hier ebenfalls spitz. Ein deutlicher Saum fehlt. Das Charakteristische ist, daß je zwei Zähnchen zu Paaren vereinigt sind; bei einigen Arten sind auch je zwei Paare einander so genähert, daß Doppelpaare (je vier Zähnchen) entstehen.

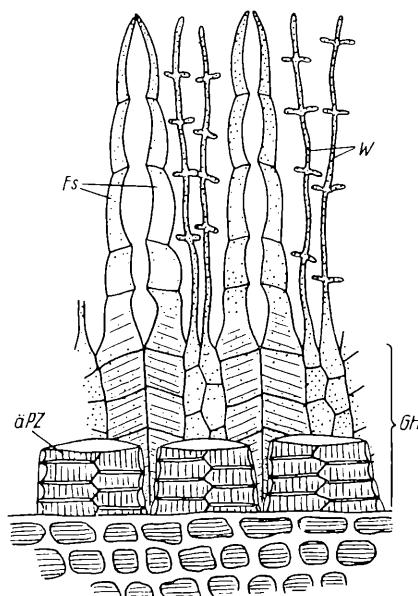
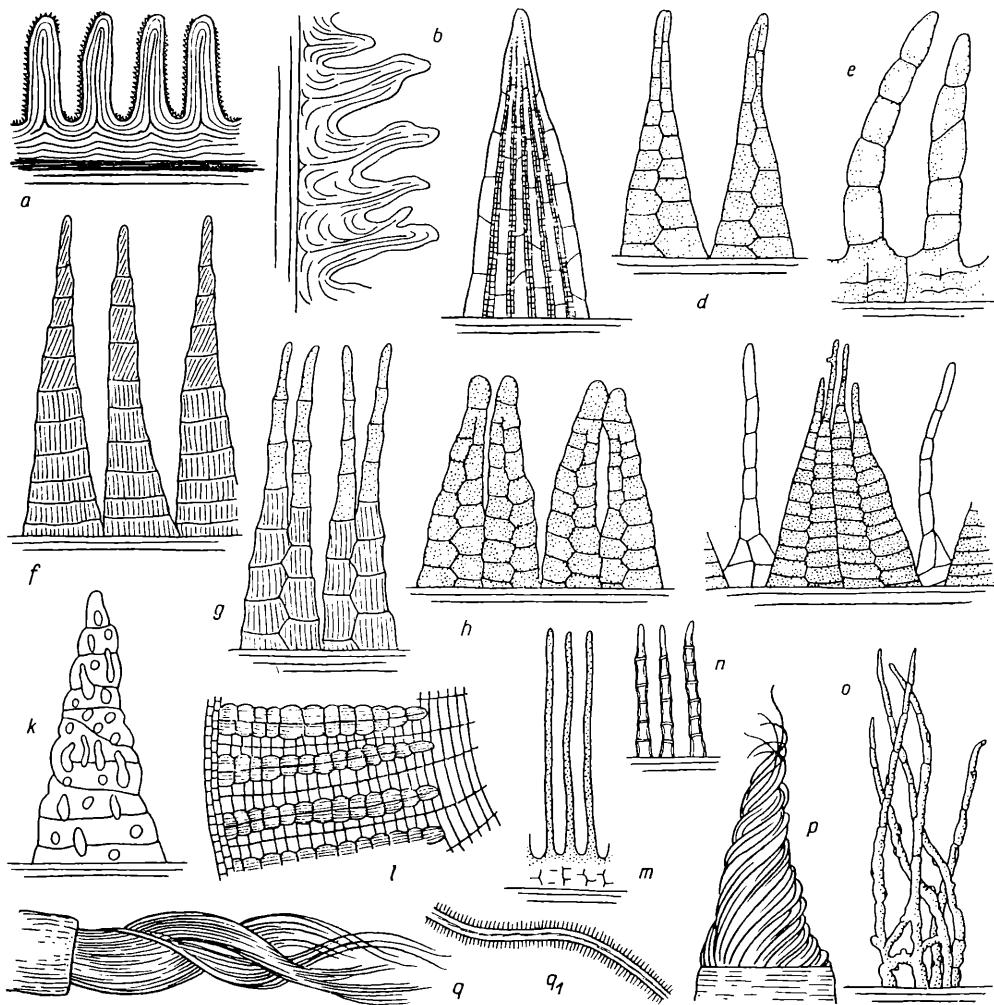


Abb. 3: Inneres Peristom. äPZ — Zähne des äußeren Peristoms; FS — Fortsätze; Gh — Grundhaut; W — Wimpern

Es gibt paarige Peristome, hinter welchen ein zweites, also ein Inneres Peristom steht. Die Fortsätze des Inneren Peristoms sind sehr schmal und säulenförmig, während Wimpern immer fehlen. Wir müssen daher zwei Unterabteilungen unterscheiden: die eine mit Innerem Peristom, für welche als Beispiel Tafelbild i gewählt wurde. Solche Peristome haben Orthotrichaceen; die andere hat kein Inneres Peristom, wie Tafelbild h zeigt. Ihre Vertreter sind unter den Splachnaceen zu finden, die besonders auf tierischen Exkrementen und verwesenden tierischen Stoffen gedeihen.

Zu VII: Bei dieser Gruppe sind wieder zwei Unterabteilungen zu unterscheiden: Die eine ohne Inneres Peristom hat breite, dreieckförmige Zähne, die von mehreren oder vielen Löchern durchbrochen sind. In bescheidener Ausbildung finden



Tafel I

Tafel erklärung

- a** *Catharinea hausknechtii* Beispiel zu Gruppe II.
- b** *Oligotrichum incurvum* Beispiel zu Gruppe II.
- c** *Georgia pellucida* Beispiel zu Gruppe II.
- d** *Dicranoweisia crispula* Beispiel zu Gruppe III.
- e** *Mielichhoferia nitida* Beispiel zu Gruppe IV b.
- f** *Cnestrum schisti* Beispiel zu Gruppe IV b.
- g** *Orthodicranum flagellare* Beispiel zu Gruppe V.
- h** *Splachnum vesculosum* Beispiel zu Gruppe VI b.
- i** *Orthotrichum stramineum* Beispiel zu Gruppe VI a.
- k** *Coscinodon cribrosus* Beispiel zu Gruppe VII a.

- l** *Dichelyma falcatum* Beispiel zu Gruppe VII b.
- m** *Didymodon rigidulus* Beispiel zu Gruppe VIII.
- n** *Trichostomum cylindricum* Beispiel zu Gruppe VIII.
- o** *Cinclidotus fontinaloides* Beispiel zu Gruppe VIII.
- p** *Tortula muralis* Beispiel zu Gruppe IX.
- q** *Tortella tortuosa* Beispiel zu Gruppe IX.
- q'** Stark vergrößerter Peristomfaden.

Figurennachweis

- d** nach BROTHERUS
- f** nach BROTHERUS
- g** nach BROTHERUS
- l** nach LIMPRICHT (vereinfacht).
- a, b, c, e, h, i, k, m, n, o, p, q** Originale

wir sie bei vielen *Grimmia*-Arten, in reicher, fast siebartiger bei *Coscinodon*, welches auch Tafelbild k zeigt.

Bei der zweiten Untergruppe sind die Gitterformen auf das Innere Peristom verlegt. Die Zähne des Äußeren Peristoms sind schmal und langgestreckt und wenig oder gar nicht durchlöchert. Die Fortsätze des Inneren Peristoms sind fadenförmig und durch zahlreiche Querglieder zu einem feinmaschigen Gitterkegel verbunden (Tafelbild l). Nur wenige Moose gehören dieser Unterabteilung an. Es handelt sich um Moose, die im Wasser untergetaucht leben und von denen *Fontinalis* an erster Stelle zu nennen ist.

Zu VIII: Die Gruppe hat stäbchen- oder fadenförmige „Zähnchen“. Der Ausdruck „Zahn“ ist eigentlich hier nicht recht am Platz, da wohl die Ähnlichkeit mit den vorigen Peristomzähnen sehr gering ist, wie die Tafelbilder m, n und o zeigen. Schöne Vertreter dieser Gruppe liefert die Gattung *Racomitrium*, deren Arten fast überall auf feuchten Felsen zu finden sind. Fast gitterartig muten die Formen von *Cinclidotus fontinaloides* an. Die fadenförmigen Zähne sind nämlich an der Basis durch Querbalken verbunden (Tafelbild o). Ganz ähnlich gebaut, aber mit vollständig geraden, steifen Zähnchen, ist das sehr häufige *Ceratodon purpureus*. Es gibt kaum einen Standort, an dem es nicht vorkommt. Es ist leicht kenntlich an der gerippten Kapsel, die an der Basis beim Ansatz zur purpurroten Seta kropfartig angeschwollen ist.

Zu IX: Mit der vorigen Gruppe hat diese die fadenförmigen „Zähnchen“ gemeinsam; sie sind aber zu einem korkzieherartigen

oder schraubenförmigen Gebilde vereinigt (Tafelbild p, q). Solche Peristome finden wir hauptsächlich bei den Gattungen *Barbula*, *Tortula*, *Syntrichia* und deren Verwandten, die gerne auf Hausdächern, Mauern und Felsen gedeihen.

Zu X: In der letzten Gruppe bringen wir alle Moose mit doppeltem Peristom unter, soweit sie in unserer Einteilung noch nicht Platz gefunden haben. Da ihre genaue Besprechung schon im ersten Teil unserer Arbeit erfolgt ist, können wir uns jetzt mit einigen Hinweisen begnügen. Diese Gruppe stellt die weitaus umfangreichste dar, aber ihre Differenzierungen sind in den verschiedenen Familien sehr gering und nur von sehr geringem systematischem Wert. Selbst so verschiedene Familien wie *Bryaceen*, *Mniaceen* und *Hypnaceen* haben ein fast gleiches Peristom. Der Bryologe LOESKE sagt, daß Peristomdifferenzen nur mit Vorsicht und Beschränkung in der Systematik benutzt werden dürfen. Daher irrten sich die alten Bryologen (Moosforscher), als sie ihr System in erster Linie auf die Eigenschaften des Sporophyten und hier wieder auf das Peristom begründeten.

Zum Schluß möchten wir nochmals auf die Schönheit der verschiedenen Peristome hinweisen. Der Naturfreund wird sich sicher bald ihrem Zauber hingeben und nicht eher ruhen, bis er alle Typen der Peristomformen kennengelernt hat.

Literatur

1. BROTHERUS: Die Laubmoose Fennoskandias.
2. LIMPRICHT: Die Laubmoose, Bd. II in Rabenhorst's Kryptogamenflora.
3. LOESKE: Zur Morphologie und Systematik der Laubmoose.

Ein interessantes Hohltier unserer heimischen Süßwasserfauna: *Craspedacusta sowerbii* Lank.

Von Gunther Dennert, Bad Godesberg

Ein für mikroskopische Untersuchungen sehr interessantes und reizvolles Objekt ist die seltene, aber weltweit verbreitete *Craspedacusta sowerbii*. Heute kennen wir sie aus den verschiedensten Gebieten Amerikas sowie dem ganzen gemäßigten Eurasien einschließlich Englands. In Folge dieser weiträumigen Verbreitung ist es nicht weiter verwunderlich, daß wir eine außerordentlich reichhaltige Synonymik vorfinden (*Microhydra ryderi* - *Microhydra germanica* - *Limnocodium sowerbii* - *Limnocodium kawaii* usw.). In Deutschland ist unser interessantes Süßwasser-Nesseltier seit 1905 aus dem botanischen Garten in München bekannt. Seitdem sind Polyp und Meduse freilebend in vielen anderen Ggenden Deutschlands gefunden worden. Einer der neuesten Fundorte ist der Ober-

kasseler Steinbruchsee „Dornhecke“ (Rhein), wo ich die geschlechtsreifen Medusen in den letzten drei Jahren fand. Trotz größter Anstrengungen gelang es mir jedoch nicht, in den Jahren 1956/57 den Polypen nachzuweisen. Erst als ich in diesem Jahr (1958) in größeren Tiefen (2 m) nachsuchte, fand ich die 0,5–2 mm großen Tiere. Da sie es meisterhaft verstehen, sich mit Algen und Detritus zu maskieren, die dem Periderm, einer klebrigen, vom Tier ausgeschiedenen Masse, anhaften, sieht man dann meist nur das runde, tentakellose Köpfchen. In der Mitte des Köpfchens senkt sich das ovale Mundfeld ein, das einen äußerst leistungsfähigen Schlingapparat darstellt. Es legt sich, nachdem die Beutetiere durch die radiär angelegten Penetranten (Nesselkapseln) gelähmt oder getötet wurden, um sie herum und

zieht sie in die Mundöffnung. Größere Tiere, wie beispielsweise *Tubifex* (Bachröhrenwurm) werden ausgesaugt. Als Nahrung kommen die verschiedensten Kleinlebewesen wie Würmer, Räderterchen und zarte Krebschen in Frage. Sind die Polypen gut ernährt, so vermehren sie sich rege, und zwar durch Knospung und Frustulation. Die Knospen entstehen seitlich an dem Mutterpolypen und wachsen nach dem Auftreten der ersten dickeren Schwellung in ein bis zwei Tagen zum Tochterpolypen

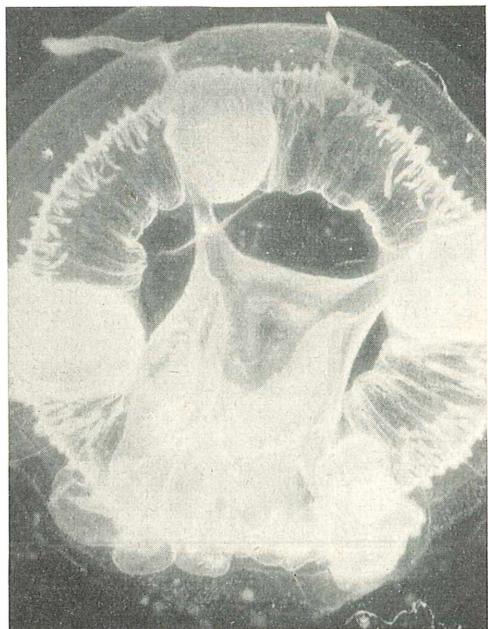


Abb. 1: Ausgewachsene Meduse: Man beachte das Velum, das über den vier Keimdrüsen liegt, die vier mit dem Zentralorganen in Verbindung stehenden Radiärkanäle, das Manubrium mit den Lippen und den Nesselwulst mit den zahlreichen Tentakeln.

aus. Gleichzeitig kann man aber noch eine andere Art der ungeschlechtlichen Fortpflanzung in reichstem Maße beobachten: Kleine, weiße, stark mit Reservesubstanzen beladene Frusteln, die sich aus Zellmaterial beider Schichten abgeschnürt haben, lösen sich seitlich vom Polypenkörper. Seltsamerweise liegt die Aktivität bei diesem Vorgang ausschließlich bei den Frusteln. Ihr Vorderende ist durch das kappenartige Ektoderm („Außenhaut“) gekennzeichnet und stellt den Fuß des späteren Polypen dar. Am physiologischen Hinterende der Frustel findet man stets eine größere Ansammlung von Nesselzellen. Endlich langsam kriechen nun die Frusteln mit Hilfe eines recht komplizierten Bewegungsmechanismus fort oder lassen sich

an langen Schleimfäden von den Pflanzen herab. Nach zwei- bis dreitägiger Wanderung setzen sie sich mit dem Vorderende fest und differenzieren sich zum Polypen aus. Nach Beobachtungen mancher Wissenschaftler soll es auch vorkommen, daß sich die Frusteln in der Mitte festsetzen und dann an jedem Ende ein Köpfchen bilden. Doch sind das wahrscheinlich Sonderfälle, die nur bei besonders großen Frusteln auftreten. Müssen unsere Polypen unter ausgesprochen schlechten Lebensbedingungen existieren, dann beobachten wir noch eine dritte, sehr sinnvolle Fortpflanzungsart: Ganze Polypenkolonien ziehen sich in ihr Periderm zurück. Nach etwa 24 Stunden schnüren sich terminal (= endständig) Frusteln ab, die ebenfalls herumkriechen und sich schließlich zu einem Einzelpolypen umbilden. Ein günstigerer Fall liegt vor, wenn man diese Umbildung bei einem jungen Polypen, der noch kein Periderm hat, beobachtet. In diesem Fall verwandelt sich dann der ganze Polyp in eine Frustel. Ob man diese letztere Fortpflanzungsart, die man auch terminale Frustelbildung nennt, jedoch noch wirklich als Fortpflanzung bezeichnen kann, das bleibe dahingestellt. Denn eigentlich werden ja nur festsitzende Tiere in eine bewegliche Form, nämlich die Frustel überführt, um günstigere Lebensbedingungen aufzusuchen.

Craspedacusta weist als typisch metagenetische Hydroidmeduse ein voll entwickeltes Medusenstadium auf. Die Knospung findet in unseren Breiten ausschließlich im Sommer statt. Zum Heranwachsen der Medusen bis zur Geschlechtsreife kommt es nur selten, was in den ganz verschiedenen optimalen Lebensbedingungen von Polyp und Meduse seinen Grund hat. Während nämlich der Polyp eurytherm ist (nicht an einen engen Temperaturbereich gebunden ist) und fließendes Wasser liebt, zieht die Meduse warme und stehende Gewässer vor. Die Temperatur für die Medusenknospung beträgt je nach den vorherigen Lebensbedingungen 15° bis 25° C. Der Höhepunkt der Knospung liegt etwa drei Wochen nach dem ersten Auftreten der Medusen. Die Knospen entstehen seitlich an den einzelnen Individuen. Rhythmisiche Kontraktionen führen schließlich zur Lösung der winzigen Medusen. Die frisch losgelösten Tiere sind etwa ein Millimeter hoch, haben acht Tentakel und noch keine Statozysten. Sehr schnell folgt dann das 16-Tentakel-Stadium und bei einem Durchmesser von 1,5 mm zeigen sich schon die ersten Statozysten (Gleichgewichtssinnesorgane). Die Jungmedusen haben im Gegensatz zu den geschlechtsreifen Tieren eine hochgewölbte Form und ein horizontal ausgespanntes Velum (Schirmrand). Die ausgewachsene Meduse aber besitzt einen

flachen, bis zu 20 mm im Durchmesser betragenden Schirm. Der grünlich braune Schirmrand trägt 200–300 Tentakel, die reichlich mit Penetranten ausgestattet sind. In der Ruhe hängt das Velum, das für die Fortbewegung der Meduse von großer Wichtigkeit ist, vertikal herunter. Mit dem Mikroskop erkennen wir im Velum zahlreiche Gleichgewichtsorgane, kleine Bläschen, in denen Statolithen auf Sinneshaare drücken und so die jeweilige Lage der Meduse vermerken bzw. die Kontraktionen der Velummuskulatur regeln. Aus der Glockenhöhle hängt der vierkantige Mundschlauch (Manubrium), der am Ende in vier bewegliche Lippen übergeht, herunter. Am oberen Ende mündet das Manubrium in

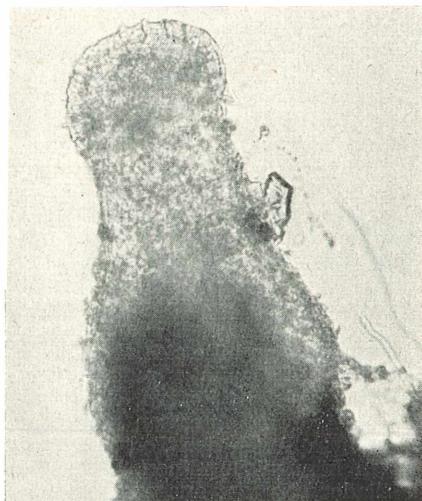


Abb. 2: Polyp: Am oberen Rand des Köpfchens erkennt man einige Nesselzellen.

den Zentralmagen, von dem die vier Radiärkanäle zum Schirmrand ziehen, die ihrerseits mit dem Ringkanal am Schirmrand in Verbindung stehen. Bei geschlechtsreifen Medusen fallen sofort die grünbraunen, taschenförmigen Gonaden (Keimdrüsen), die an den Radiärkanälen hängen, ins Auge. Leider sind aber die Geschlechter an den Gonaden nicht zu unterscheiden. Eier und Spermien werden durch die Glockenhöhle frei ins Wasser abgegeben, wo die Befruchtung erfolgt. Aus den befruchteten Eiern entwickeln sich über mehrere Larvenstadien wieder Polypen.

Infolge des starren Periderms ist die Bewegungsmöglichkeit des Polypen sehr gering. Sie beschränkt sich hauptsächlich auf einfache Kontraktion, Bewegungen des Mundfeldes beim Fressen und reges Pendeln der Polypenköpfchen bei Nahrungsreizen. Die Medusen dagegen gewähren mit



Abb. 3: Dreierkolonie

ihren rhythmisch pumpenden Bewegungen einen sehr reizvollen Anblick. Das Velum wird bei jeder Kontraktion herausgeschleudert, so daß es unterhalb der Glocke eine wirksame Düse bildet und sich das Tier so nach dem Rückstoßverfahren fortbewegt. Seltsamerweise finden sich bei der Bevorzugung des Futters bei Polyp und Meduse auffallende Unterschiede. Während die Polypen Nematoden (Fadenwürmer) und Oligochäten (Wenigborster) sehr gerne fressen, ziehen die Medusen ungepanzerte Rotatorien wie z. B. *Synchaeta*, *Asplanchnopuss* usw. vor. Das Gift der Nesselkapseln wirkt auf die Beutetiere meist sofort läh-

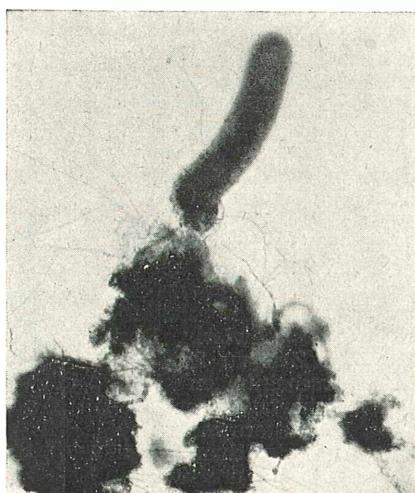


Abb. 4: Seitliche Frustelbildung: Loslösung einer Frustel (Polyp durch Detritus verdeckt)

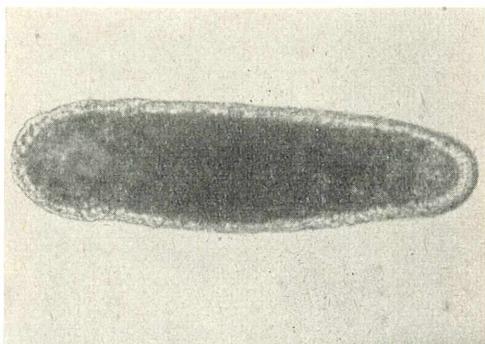


Abb. 5: Wanderfrustel: Die Nesselzellen am Hinterende der Frustel (links) sind leider nicht deutlich zu sehen.



Abb. 6: Terminale Frustelbildung: Aus dem Periderm einer Zweierkolonie kriechen gleichzeitig zwei Frusteln.

mend, so daß sie oft ohne Gegenwehr verschlungen werden. Die Medusen fangen ihre Beutetiere mit Hilfe der Tentakeln des Nesselringes. Beim Freßakt wird der Nesselring eingezogen und die Nahrung durch das Manubrium aufgenommen.

Da der Polyp, wie auch unsere heimischen Süßwasserhydren, recht widerstandsfähig ist, ist die Aquarienhaltung nicht weiter schwierig. Doch treten von Zeit zu Zeit Depressionsscheinungen auf, die ich mir bisher nicht erklären konnte. Ich füttere meine Polypen mit Essigälchen (*Anguillula acetii*), die unschwer in flachen Glasschalen gezüchtet werden können. Die Polypen gedeihen bei dieser Nahrung

sehr gut. Zu ökologischen Versuchen oder zum Fotografieren empfiehlt es sich, die Polypen oder Frusteln in Uhrgläschen oder auf Objektträger (Deckgläsern mit Wachsfüßchen) zu überführen, die dann in der feuchten Kammer lange Zeit aufgehoben werden können. Die Züchtung der Jungmedusen soll jederzeit bei einer Erhöhung der Temperatur und guter Fütterung der Polypen möglich sein. Mir ist sie indes erst einmal gelungen, und zwar bei einer Temperatur von 21° C. Die Aufzucht der Medusen bis zur Geschlechtsreife ist sehr wenigen Wissenschaftlern gelungen. Meine Medusen gingen leider auch nach einigen Tagen ein, da ich die Futterfrage nicht zu lösen vermochte. Die jungen Medusen fressen nämlich ausschließlich illoricate Rota-torien und später auch Copepodenauplien, die nicht immer ohne weiteres, zumal in so großen Mengen, wie sie täglich gefressen werden, zu beschaffen sind. Die im Aquarienhandel oft angebotenen Nauplien von *Artemia salina* (Salzkrebschen) sind leider zur Fütterung völlig ungeeignet, da Polyp und Meduse sehr empfindlich gegen Salz sind. Alte Medusen kann man nach meinen Erfahrungen mit fein gehacktem Tubifixfleisch, das mit einer Pipette auf die Lippen des Manubriums der auf der Exumbrella liegenden Meduse gegeben wird, wochenlang halten. Doch empfiehlt es sich, von Zeit zu Zeit Planktonnahrung beizufüttern. Man hüte sich aber davor, die Medusen mit *Daphnia pulex* oder gar *Daphnia magna* zu füttern, die zwar von unseren Medusen gefressen werden, aber nach einigen Tagen den Tod herbeiführen. Dagegen können Bosminen, Harpacticiden und Cladoceren den ausgewachsenen Medusen ohne weiteres gegeben werden.

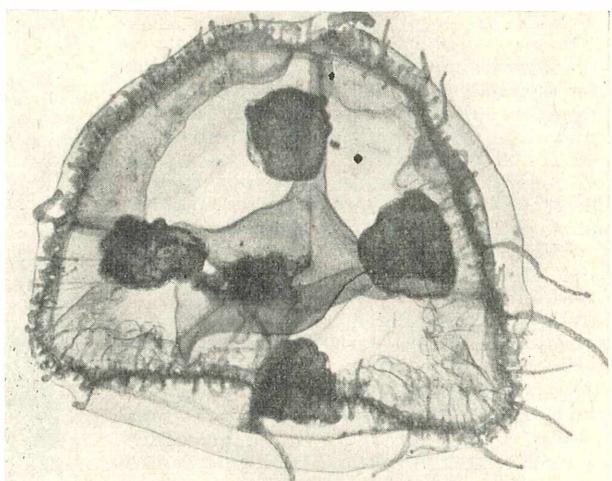


Abb. 7: Ausgewachsene Meduse: Sehr gut sieht man das Velum, die vier Keimdrüsen und den Zentralmagen.

Wie ich schon oben erwähnte und wie man auch aus anderen Veröffentlichungen ersehen kann, ist das Auffinden von Polypen mit großen Schwierigkeiten verbunden. Doch sollte jeder hydrobiologisch interessierte Mikroskopiker auf dieses interessante Hohltier achten. Die Polypen lieben vornehmlich Flüsse (Rhein, Main, Maas, Neckar u. a.) und finden sich hier unter Steinen, an alten Holzpfählen und an stark mit Detritus verschmutzten Wasserpflanzen. Oft leben sie auch in Gesellschaft mit Bryozoen (Moostierchen) und Schwämmen. Mit dem Auftreten der Jungmedusen ist in jedem wärmeren Sommer zu rechnen. Diese kann man allerdings wegen ihrer Winzigkeit nicht ohne weiteres sehen. Es empfiehlt sich daher, die jeweiligen Flüsse oder Seen mit Planktonnetzen abzufischen. Die ausgewachsenen Medusen finden sich nur in stehendem oder schwach fließendem Wasser und können von einem Eingeweihten kaum übersehen werden. Doch gehören Freifunde geschlechtsreifer Medusen in Deutschland nach wie vor zu den Seltenheiten. Bis her sind meines Wissens nur vier Freifunde bekannt geworden. Darunter als neueste Fundstelle die Dornhecke bei Oberkassel am Nordrand des Siebengebirges, wo ich sie im 27. 10. 1956 zum erstenmal nachweisen konnte.

Nicht nur für die Lebendbeobachtung, sondern auch für die dauerhafte Präparation wird sich der Mikroskopiker interessieren. PERSCH empfiehlt unter anderem eine Fixierung in Sublimat-Eisessig (5—10 Minuten) und Färbungen mit Eosin oder Boraxkarmin für den Polypen. Die Medusen haben sich bei mir gut in verdünnter Formollösung gehalten. Sonst habe ich sie mit angesäuertem Alkohol fixiert, mit Boraxkarmin oder Pikrokarmi gefärbt und dann in die jeweilige Einschlußmasse überführt.

L iteratur

- DEJNDAR, E., 1934: Die Süßwasserméduse *Craspedacusta sowerbii* Lankester in monographischer Darstellung. Berlin, Zeitschrift f. Morph. u. Ökol. d. Tiere Bd. 28 H. 5.

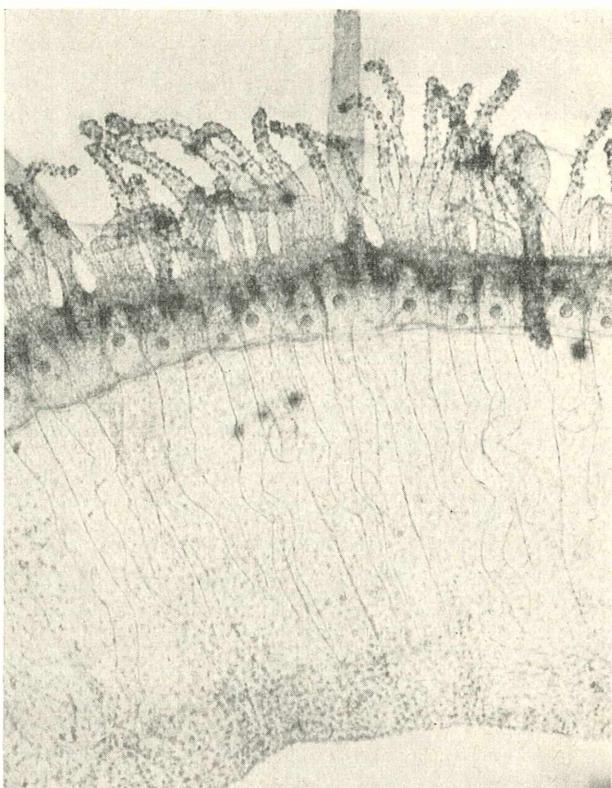


Abb. 8: Schirmrand einer ausgewachsenen Meduse: Im Velum sind deutlich die Statocystenkanäle mit den am Rand gelegenen Statolithenkörbchen zu sehen.

- KUHL, G.: Zeitrafferfilmuntersuchungen über den Polypen von *Craspedacusta sowerbii*. Abh. d. Senckenberg. naturf. Ges. B. 473.
- PERSCH, H. 1933: Untersuchungen über *Microhydra germanica*. Z. Zool. 144.
- REISINGER, E.: Die Süßwasserméduse *Craspedacusta sowerbii* Lank und ihr Vorkommen im Flußgebiet von Rhein und Maas. Die Natur am Niederrhein Jahrg. 10 H. 2 1934.

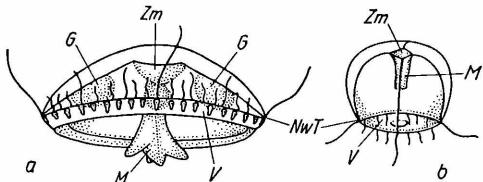


Abb. 9: a. Ausgewachsene und b. junge Meduse: M — Manubrium, Zm — Zentralimage, V — Velum, NWT — Nesselwulst mit Tentakeln, G — Gonaden (Keimdrüsen)

Mikroskopie in der Schule

Pilze

Von Werner Heiligmann, Welzheim

Pilze erfreuen sich großer Beliebtheit, da eine Pilzexkursion nicht nur den Botaniker, sondern auch die Freunde eines schmackhaften Gerichts interessiert. Wer Pilze kennen lernen will, präge sich zunächst die wichtigsten Speisepilze und vor allem auch die giftigen Vertreter ein. Wer die Möglichkeit hat, sollte sich für den Anfang an einen erfahrenen Sammler wenden. Nähere Anweisungen kann man gütten Pilzbüchern entnehmen. Man sehe bei der Anschaffung eines solchen Buches weniger auf den Preis als auf gute Abbildungen und Beschreibungen. Als geeignet seien empfohlen:

Gramberg, Pilze der Heimat, 2 Bände, Quelle & Meyer
 Haas-Gossner, Pilze Mitteleuropas, 2 Bände, Franckh
 Jahn, Pilze rundum, Park Verlag, Hamburg
 Michael, Schulz, Hennig, Führer für Pilzfreunde, 3 Bde., Quelle & Meyer
 Rauh, Unsere Pilze, Winters Naturwissenschaftliche Taschenbücher, Heidelberg
 Ricken, Vademeum für Pilzfreunde, Quelle & Meyer (ohne Farbtafeln)

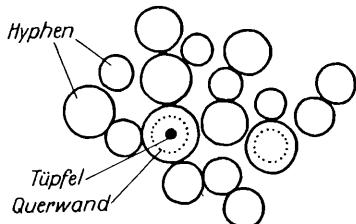


Abb. 1: Quergeschnittene Hyphen

Der Bau der Pilze

Wir wollen uns in diesem Aufsatz zunächst nur die größeren Formen ansehen, ohne ihre Stellung im System zu berücksichtigen. Die Kleinpilze werden in einem späteren Beitrag besprochen werden.

Was der Sammler findet und einheimst, ist nicht die ganze Pflanze, sondern nur deren „Fruchtkörper“. Er hat die Aufgabe, für die Vermehrung und Fortpflanzung des Pilzes zu sorgen. Der übrige Teil der Pflanze durchzieht in Form eines Fadengeflechts den Boden, modernes Holz, faulendes Laub u. dgl. Dieses Mycel können wir in Gestalt weißer Fäden zu Gesicht bekommen, wenn wir an den angegebenen Stellen nachforschen. Für Demonstrationszwecke sei das Mycel des Hallimaschs (*Armillaria mellea*) empfohlen, das Baumstümpfe und leider auch lebende Bäume besiedelt. Es haftet vielfach auf der In-

nenseite der Rinde und kann daher ohne weiteres transportiert und aufbewahrt werden.

Untersuchungstechnik

Zum Studium des Feinbaus sind dünne Schnitte durch den Fruchtkörper anzufertigen. Dazu verschafft man sich eine noch ungebrauchte Rasierklinge und zieht sie möglichst flach (nicht drücken! — schneiden!) durch das Gewebe, wobei man das Objekt mit der linken Hand festhält. Die Schnitte sollen möglichst dünn sein. Das Anfertigen guter Handschnitte erfordert Übung. Man lasse sich daher nicht entmutigen, wenn sich der Erfolg nicht gleich einstellt.

Unsere Schnitte müssen wir zur mikroskopischen Untersuchung in ein flüssiges Medium einbetten. Wir verwenden dazu die von SCHÖMMER für Kleinpilze empfohlene ABELSche Flüssigkeit, welche das Zusammenkleben der Pilzfäden und Sporenverlust verhindert. Die genannte Flüssigkeit stellen wir uns durch Mischen von 25 ccm 96%igem Alkohol, 25 ccm 10%igem Salmiakgeist, 15 ccm konz. Glyzerin und 30 ccm destilliertem Wasser her.

Von gelungenen Schnitten wird man Dauerpräparate herstellen wollen. Wir lassen dazu die Schnitte einige Zeit in ABELScher Flüssigkeit liegen und stellen das Schälchen staubfrei auf. Dabei verdunsten alle Bestandteile unseres Gemisches außer Glyzerin. Nun können wir ohne weitere Vorbereitungen in Glyzeringelatine

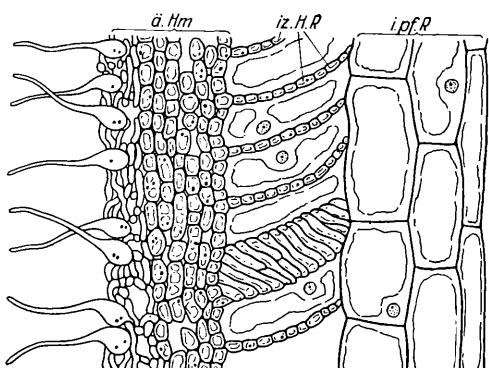


Abb. 2: Ektotrophe Mykorrhiza. Stück eines Längsschnitts durch eine Eichenwurzel. ä. Hm = äußerer Hyphemantel; iz. H. R. = interzelluläre Hyphen in der ersten Rindenschicht; i. ph. R = innere pilzfreie Rindenschichten. Nach BURGOFF aus „Lehrbuch der Botanik für Hochschulen“

einbetten. Glyzeringelatine kann von Kosmos-Lehrmittel, Stuttgart, fertig bezogen werden. Wer sie selbst herstellen will, läßt 1 Teil farblose Gelatine in 6 Teilen Wasser quellen, gibt 7 Teile konz. Glycerin zu und erwärmt bis zur Lösung etwa 15 Minuten lang. Zum Haltbarmachen fügt man einige Kristallchen Thymol zu. Nach gutem Durchmischen wird die Lösung durch Glaswolle in eine weithalsige Flasche filtriert (Glaswolle in einen Trichter legen). Die Glycerin-Gelatine erstarrt beim Abkühlen zu einer gallertigen Masse. Zum Einbetten schneiden wir mit einem Messerchen oder besser mit einer Lanzettnadel kleine Würfchen aus und bringen sie auf einen Objekträger. Die benötigte Menge richtet sich nach der Größe des Objekts und des Deckglases. Meist wird man zuviel Glycerin-Gelatine erwischen. In diesem Falle saugt man den Überschuß mit Filterpapier ab. Der Objekträger wird nun vorsichtig über einer Bunsen- oder Spiritusflamme erwärmt, bis die Glyzeringelatine verflüssigt ist. Die Gelatine soll nicht kochen, da sich dabei Luftblasen bilden. ManbettetjetztdieSchnitteineinundbringt sie mit Hilfe zweier Nadeln in die gewünschte Lage. Wenn die Schnitte bei Auflegen des Deckglases ihre Lage verändern, was leider oft geschieht, dann versucht man, sie mit einem Haar, das man unter dem Deckglas durchzieht, wieder zu ordnen. Es empfiehlt sich, nach einiger Zeit (etwa $\frac{1}{2}$ Jahr) die Deckgläser mit Kanabalsam zu umranden. Nach sorgfältiger Reinigung des Deckglasrandes trägt man den Balsam mit einem Glasstäbchen ringsum auf.

Die geschilderte Präparationsmethode ist einfach und erfordert daher wenig Zeit und Übung. Die Präparate sind für Schulzwecke in der Regel ausreichend. Wer Wert auf cytologische Einzelheiten legt, muß das etwas umständliche Färben in Kauf nehmen.

Dem Färben geht eine Fixierung des Objekts voraus. Als Fixierflüssigkeit kommt etwa „Susa“ nach HEIDENHAIN in Frage. Zusammensetzung:

80 ccm destilliertes Wasser
0,5 g Kochsalz
4,5 g Sublimat
2,5 g Trichloressigsäure
4 ccm Eisessig
20 ccm handelsübliches Formalin

Die Objekte bleiben je nach Größe 1–24 Stunden in der Fixierflüssigkeit. Nach der Fixierung überführt man sofort in 90%igen Alkohol. Von hier aus kommen die fixierten Stücke in 70%igen Alkohol, dem man zur Entfernung der Sublimatreste Jod-Jodkalilösung zugibt. Das fertige Gemisch soll Kognakfärbung aufweisen. Bei Entfärbung gibt man weitere Jod-Jodkali-Lösung zu. Dies ist so lange zu wiederholen

bis die Entfärbung ausbleibt, was oft Tage dauern kann. Die jodierten Stücke wäscht man in reinem Alkohol aus und entfernt dann mit einer 0,25%igen wässrigen Lösung von Natriumthiosulfat (Fixiersalz) das Jod.*

Von den fixierten Stücken fertigen wir Handschnitte an. Die Schnitte klebt man zweckmäßigerweise auf Objekträger auf. Als Klebemittel verwenden wir eine 1-prozentige Lösung von Gummi arabicum mit 0,2% Kaliumbichromat. Die Lösung streicht man in dünner Schicht auf dem Objekträger aus, legt die Schnitte auf und

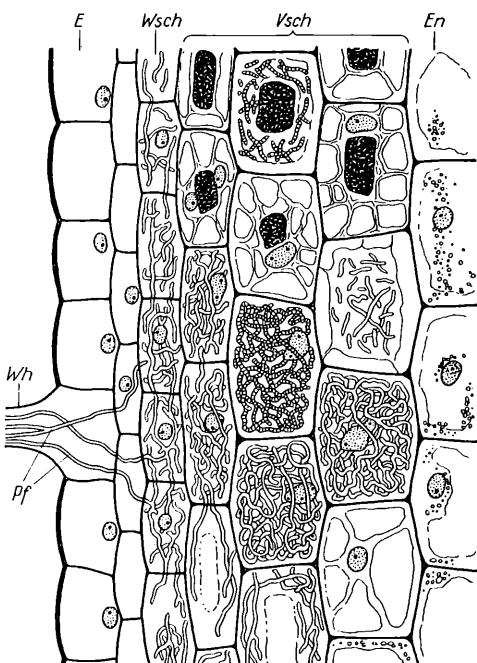


Abb. 3: Endotrophe Mykorrhiza. E = Epidermis; En = Innere Schichten der Wurzel; Pf = Pilzfäden; Vschat = Verdauungsschichten; Wh = Wurzelhaar; Wsch = Pilzwirtsschicht. Nach WALTER

läßt staubfrei eintrocknen. Dabei sollen die Objekträger dem Licht ausgesetzt sein, weil Licht das mit Kaliumbichromat versetzte Gummi arabicum fixiert (Dauer etwa 1 Stunde).

Färbung Zur Färbung kann man Hämatoxylinfarben verwenden. Dabei wird der plasmatische Inhalt der Pilzfäden angefärbt. Ältere Fäden sind oft mit Wasser oder Luft gefüllt. Wir wählen als Beispiel Hämatoxylin nach DELAFIELD.

4 g Hämatoxylin werden in 25 ccm Alkohol abs. gelöst. Diese Lösung gibt man zu

* Beim Arbeiten mit Sublimat dürfen keine Stahlinstrumente verwendet werden. Man benütze daher Hölzchen oder Glasstäbchen.

einer gesättigten wässerigen Lösung von Ammoniakalaun (40 g auf 400 ccm Wasser). Man läßt nun die Farbe 3 bis 4 Tage offen im Licht stehen und filtriert dann. Anschließend setzt man je 100 ccm Glyzerin und Methylalkohol zu und filtriert nach einigen Tagen erneut. Zur Färbung wird die Lösung stark mit Wasser verdünnt.

Beim Färben stellt man die Objektträger in Schälchen, die die Farblösung aufnehmen. Die Färbedauer beträgt 5 bis 10 Minuten. Überschüssige Farbe entfernt man nachträglich mit salzsaurer Alkohol (differenzieren). Salzsaurer Alkohol besteht aus 100 Teilen 50—60%igem Alkohol und 3—5 Teilen Salzsäure. Wurde zu stark differenziert, dann kann der Fehler durch erneutes Anfärbeln korrigiert werden. Um den ursprünglichen violetten Farbton wieder zu erhalten, wäscht man die Schnitte gründlich in Leitungswasser oder bringt sie für kurze Zeit in ammoniakalischen Alkohol. Die Schnitte müssen nun noch entwässert werden. Weiterbehandlung: 80%iger Alkohol (2 Min.) → Alkohol abs. (3—5 Min.) → Xylool (3—5 Min.) → Einbetten in Kanadabalsam oder Caedax.

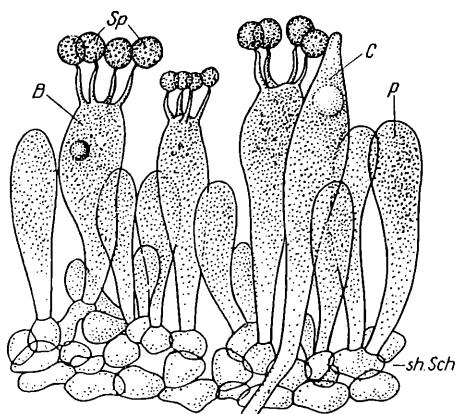


Abb. 4: Teil des Hymeniums von *Russula rubra*.
B = Basidie; C = Zystide; P = Paraphysen;
Sp = Sporen. Aus STRASBURGER-KOERNICKE

Weitere Färbungen und Fixierungsmittel sind in SCHÖMMERS Kryptogamenpraktikum beschrieben. Interessenten seien daher auf dieses Buch verwiesen.

Anatomischer Bau der Pilze

Das oben erwähnte Fadengeflecht besteht aus Fäden (Hyphen), die bei den höheren Pilzen durch Querwände in Abschnitte gegliedert sind. Bei der Fruchtkörperbildung verflechten sich die Hyphen zu einem mehr oder minder dichten Gewebe (Flechtgewebe, Plektenchym), das auf Querschnitten in manchen Fällen dem Parenchym höherer Pflanzen ähnelt.

Um den Aufbau des Plektenchyms zu studieren, fertigen wir Längsschnitte durch den Fruchtkörperstiel eines Pilzes an. Wir wählen Fruchtkörper mit faserigem Stiel, etwa einen Champignon (*Psalliota spec.*) oder einen Wulstling (*Amanita spec.*). Die Hyphen verlaufen mehr oder weniger in der Längsrichtung des Stiels. Oft bemerken wir Bildung von Seitenästen. Manchmal sind die Hyphen durch Seitenäste verbunden. Die einzelnen Hyphen können wir leichter verfolgen, wenn wir das Präparat mit zwei Nadeln etwas zerzupfen. Auf Querschnitten gleicht das Flechtgewebe in den dichteren äußeren Schichten dem Parenchym, während es in der Mitte mehr aufgelockert ist. Manchmal finden wir auf unseren Schnitten Querwände, die in der Mitte einen Tüpfel besitzen. Die Zellkerne sind sehr klein und finden sich in älteren Hyphenabschnitten in größerer Zahl im Wandbelag des Plasmas. Jüngere Abschnitte besitzen nur zwei Kerne.

Die Mykorrhiza (Pilzwurzel)

Dem Pilzsammler ist bekannt, daß manche Pilze nur unter gewissen Bäumen vorkommen. So findet man den Goldröhrling (*Boletus elegans*) nur unter Lärchen, den Butterpilz (*Boletus luteus*) nur unter Kiefern. Nicht alle Pilze zeigen jedoch eine solch strenge Spezialisierung. Wie sich herausgestellt hat, bilden fast alle unsere Waldbäume mit den Pilzen eine Lebensgemeinschaft (Symbiose). Ihre Wurzelspitzen sind von einem dichten Pilzgeflecht umgeben (Ektotrophe Mykorrhiza), wobei einzelne Hyphen in die Wurzelrinde eindringen. Die Pilze beziehen von den Bäumen Kohlenhydrate und liefern ihrerseits dem Partner Wasser und Nährsalze (u. a. Stickstoffverbindungen). Bei den Orchideen und Ericaceen liegen andere Verhältnisse vor. Hier lebt der Pilz in den äußeren Wurzelschichten der Rinde (endotrophe Mykorrhiza). In den inneren Gewebeschichten werden die Hyphen vom Wirt aufgelöst, der auf diese Weise in den Genuß der im Pilz gebildeten Stoffe kommt.

Zum Studium der ektotropen Mykorrhiza fertigt man Querschnitte durch die Wurzelspitzen unserer Waldbäume (Rotbuche, Pappel, Hasel u. a.) an. Die Objekte werden in Carnoy fixiert. Carnoy besteht aus 60 ccm Alkohol abs., 30 ccm Chloroform und 10 ccm Eisessig. Die Fixierdauer beträgt 12—24 Stunden. Nach der Fixierung wird mit 96%igem Alkohol ausgewaschen. Die Färbung erfolgt mit Hämatoxylin nach DELAFIELD. Die endotrophe Mykorrhiza zeigen Querschnitte durch die Wurzeln von Heidekraut, Haselwurz und Orchideen.

Fortpflanzung der Pilze

Die Hutunterseite unserer Pilze zeigt bei den Blätterpilzen radial gestellte Lamel-

len (z. B. Champignon), bei den Röhrenpilzen Röhren (z. B. Steinpilz) und bei den Stachelpilzen Stacheln (z. B. Semmelstoppelpilz). Die erwähnten Gebilde werden von der Fruchtschicht (Hymenium) überzogen bzw. ausgekleidet (Röhrenpilze). Bei anderen Formen befindet sich die Fruchtschicht auf der Oberseite der Fruchtkörper, wie etwa bei den Keulenpilzen.

Wir untersuchen die Verhältnisse bei den Täublingen, die zu den Blätterpilzen gehören. Man schneidet zunächst ein Stück vom Hut ab, wobei der Schnitt quer zu den Lamellen geführt wird. Dann fertigen wir mit der Rasierklinge dünne Schnitte von den Lamellen an. Der Schnitt erfolgt in Richtung der Längsachse des Fruchtkörpers. Die Hyphen verlaufen in den Lamellen in Längsrichtung und geben Seitenzweige ab, die sich schräg nach den Außenseiten wenden, wobei sie sich weiter verzweigen. Ein Teil dieser Fäden bildet eine Gewebsschicht aus kurzen Gliedern (subhymeniale Schicht). Diesem Gewebe entspringen keulenförmige Gebilde (Basidien), deren Scheitel 4 gestielte Sporen trägt. Zwischen den Basidien stehen die niedrigeren Paraphysen, welche keine Sporen bilden. Als Besonderheit der Täublinge sind die Cystiden zu erwähnen. Sie sind länger als die Basidien und an ihren Enden zugespitzt. Die Cystiden begünstigen wohl den Sporenlauflauf und dienen vielleicht der Ausscheidung von Stoffwechselprodukten.

Die Sporen werden bei der Sporenlauftag abgeworfen und vom Winde verweht. Unter günstigen Bedingungen keimen sie und bilden ein neues Myzel. Zur Herstellung eines Sporenbilds legt man den abgeschnittenen Hut mit der Unterseite auf dickes Löschpapier. Bei farbigen Sporen wählt man weißes Papier, bei weißen möglichst schwarzes. Nach einigen Stunden haben die ausgefallenen Sporen die Lamellenstruktur auf dem Papier abgebildet. Wenn man die Sporenbilder fixieren will, nimmt man ein nicht zu dünnes Seidenpapier, das man mit der Sporenseite nach oben in einen dünnen Kleister legt (gut mit Wasser verrührtes Mehl unter Umrühren kochen und etwas abkühlen lassen). Sobald der Kleister das Papier durchdrungen hat, nimmt man es auf und streift den überschüssigen Kleister von der Blattunterseite ab. Dann klebt man das Blatt auf stärkeres Papier auf. Um Einrollen beim Trocknen zu verhindern, muß man die Blattränder beschweren.

Nicht alle Pilze zeigen die geschilderten Verhältnisse. Während bei den meisten unserer Speisepilze Basidiosporen gebildet werden (Basidiomyceten), finden wir sie bei anderen in Schlüpfchen (Schlauchsporen, Ascosporen). Zu den Schlauchpilzen gehören u. a. die Morcheln, Lorcheln und die Trüffeln. Wir untersuchen eine Morchel,

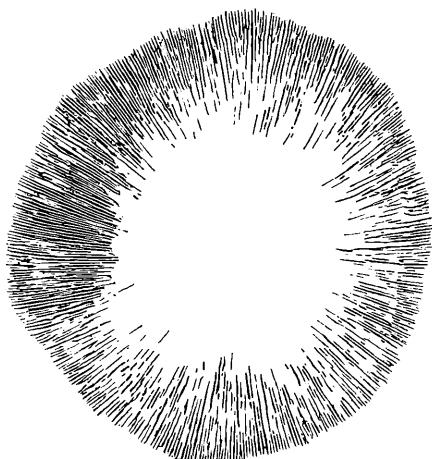


Abb. 5: Sporenbild vom Champignon. Aus STEHLI-FISCHER

von der man auch getrocknete Exemplare nach Aufweichen noch verwenden kann. Das Hymenium kleidet die Gruben auf der Hutoberseite aus. Wir führen den Schnitt senkrecht zur Hutoberfläche. Das Hymenium besteht aus Schlüpfchen (Asci) mit je 8 Schlauchsporen. Zwischen den Schlüpfchen finden sich die schmäleren sterilen Paraphysen.

Mikrochemische Nachweisreaktionen

Die Asci der Ascomyceten enthalten Glykogen. Dieses wird durch Zusatz von Jod-Jodkali rotbraun gefärbt, während sich Eiweiß gelb und das Chitin der Hyphenwände bräunlich färbt. Vielfach besitzen

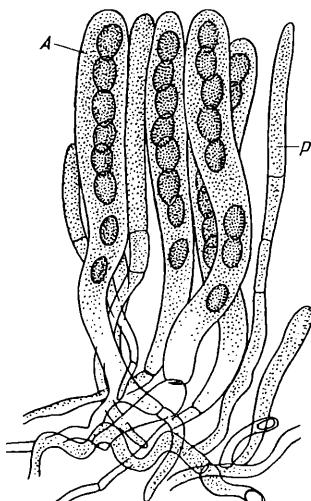


Abb. 6: Teil des Hymeniums von *Morchella esculenta*. A = Ascus; P = Paraphysen; Aus STRASBURGER-KOERNICKE

die Pilze auch Fetteinschlüsse, die man mit Sudan III nachweist (Rotfärbung). Die Färbung kann in Glyzeringelatine eingeschlossen werden.

Jod-Jodkali: 100 ccm destilliertes Wasser, 0,67 g Jodkalium, 1 g Jod.

Sudan III: 0,02 g Sudan III, 10 ccm 95-%iger Alkohol, nach Lösung Zusatz von 10 ccm konz. Glyzerin.

L i t e r a t u r

1. SCHÖMMER, Kryptogamenpraktikum, Franckh, Stuttgart
2. SCHÄEDE, Hilfsbuch für die botanische Mikroskopie, Thieme, Stgt.
3. STEINECKE, Experimentelle Biologie, Quelle & Meyer, Heidelberg
4. STEHLI-FISCHER, Pflanzensammeln — aber richtig, Franckh, Stuttgart
5. STRASBURGER-KÖRNICKE, Das kleine botanische Praktikum, Fischer, Stgt.

Zur Einführung in die Mikroskopie

Die Pflanzenzelle, ihr Bau und ihre Lebenserscheinungen

Von Alex Bartsch, Berlin

Der pflanzliche oder tierische Körper ist nur aus seinen kleinsten, mikroskopisch noch sichtbaren Bauelementen zu verstehen — den Zellen.

Zellen bilden bei höheren Lebewesen Zellverbände, die Gewebe genannt werden, Gewebe wiederum formen die Organe.

Bei pflanzenanatomischen Untersuchungen müssen wir also vom kleinsten Baustein des Pflanzenkörpers ausgehen.

Die Zelle

Alle Pflanzen-Zellen sind in groben Zügen nach demselben Schema gestaltet: Sie bestehen aus den Zellwänden, die den lebenden Protoplasten umschließen.

Im Gegensatz zu der „nackten“ Zelle des tierischen Organismus ist die Pflanzenzellwand derb, leblos und hauptsächlich aus Zellulose aufgebaut.

Die Zellwand besteht aus kleinen, gebündelten Molekülverbindungen, welche die Form länglicher Kristalle haben (Micellen). Deren Lagerung entspricht der jeweiligen mechanischen Beanspruchung.

Zwischen den aus Zellulose bestehenden Micellen ist im einfachsten Falle Wasser als zwischenmicellare Substanz eingelagert. In verholzten Zellwänden wird es durch Lignin (Holzstoff), bei Korkzellen durch Korkstoff ersetzt. Es können aber auch Kieselsäure (bei Gräsern) oder Kalk (bei Armleuchtergewächsen) eingelagert werden.

Der Protoplast, an welchen das Leben der Zelle gebunden ist, besteht aus einer schleimigen, scheinbar gleichförmigen (homogenen) oder körnigen, auch glasförmigen Masse. Der Protoplast mit seinen lebenden und toten Zellinhaltstskörpern ist der eigentliche Zelleib jeder Zelle.

Lebende Zellinhaltstskörper Der Zellkern

BROWN entdeckte 1828 Zellkerne in den Staubfadenhaaren der *Tradescantia*.

Der Zellkern ist kein homogener Körper. Er setzt sich aus Kernhaut, Kerngerüst und einem oder mehreren in den Kern eingeschlossenen Kernkörperchen zusammen. Die Zwischenräume des Kerngerüstes werden vom Kernsaft ausgefüllt.

Die Substanzen des Kerngerüstes werden als Nukleoproteide bezeichnet; sie bestehen

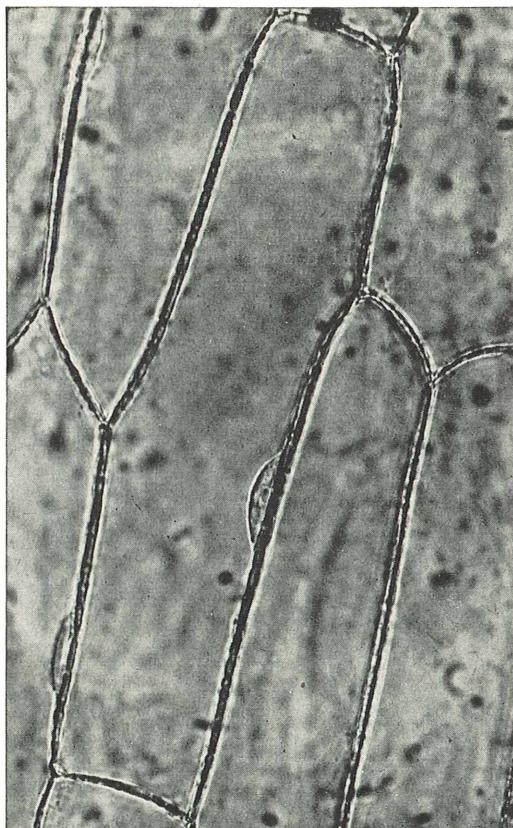


Abb. 1: Epidermiszellen der Küchenzwiebel. Aufnahme H.-J. REINIG aus STEHLI

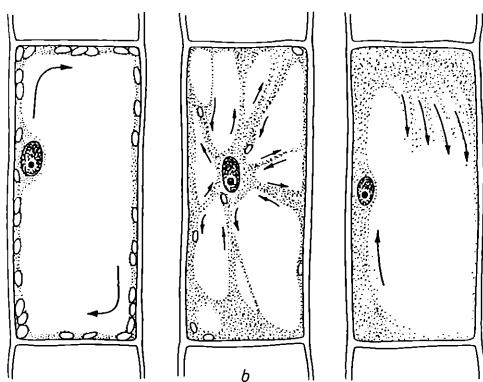


Abb. 2: Schema der Plasma-Strömungen. a. Rotationsströmung bei *Elodea*, b. Zirkulationsströmung bei *Tradescantia virginica*, c. Springbrunnenströmung bei *Trianaea bogotensis*

aus Eiweißkörpern und phosphorhaltigen Nukleinsäuren. Der Kernsaft enthält ebenfalls verschiedene Eiweiße.

In der Regel verfügt jede Zelle über einen Zellkern, welcher in seiner Größe in einem bestimmten Verhältnis zur Zellgröße steht. Zellen mit mehreren oder vielen Zellkernen sind selten.

Da der Zellkern sich in seiner Lichtbrechung kaum vom Cytoplasma unterscheidet, muß er mit besonderen Fixierungs- und Färbemethoden sichtbar gemacht werden. Folgende Methoden haben sich bewährt:

Fixierung: 1% Essigsäure, 1% Osmiumsäure, Pikrinsäure u. a., auch Alkohol.

Färbung: Hämatoxylin, Methylgrün, Methylenblau, Safranin, Kernschwarz.

Versuch 1: Fichte (*Abies*) — Samenflügel

Vom Grunde eines Samenflügels (Ansatz am Samenkörper) wird an dessen Innenseite ein feiner Oberhautstreifen abgezogen und im Wassertropfen betrachtet.

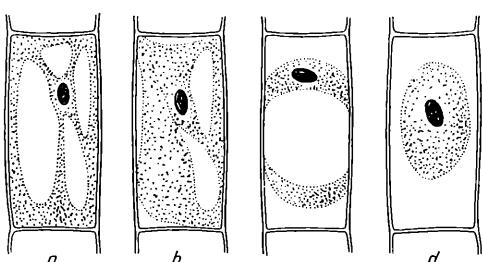


Abb. 3: Plasmolyseformen. a = Normale Gestalt eines Protoplasten mit Vakuolen. b = Beginnende Plasmolyse; der Protoplast löst sich von den Zellwänden (einschließlich Hyaloplasma). c = Kappenplasmolyse. d = Zelltod. Der Protoplast hat sich völlig von den Wänden gelöst und ist abgestorben.

In den absterbenden und toten Zellen sind die Kerne durch den in den Zellen befindlichen Pflanzenfarbstoff Anthocyan rot gefärbt. Ihr Kernerüst tritt dadurch deutlich hervor.

Versuch 2 *Aloe saponaria*-Schleim

Von der als Zier- und Heilpflanze bekannten und in Blumengeschäften erhältlichen *Aloe* wird ein Blatt abgebrochen. Der austretende Schleim wird auf einem Objekträger ausgestrichen und ein Tropfen Methylgrünessigsäure hinzugefügt. Die im Schleim befindlichen, auffallend großen Kerne treten in bläulicher Färbung sehr gut hervor.

Rezept: In 2% Essigsäure wird so viel Methylgrün gelöst, bis die Lösung tiefblau erscheint. Nach der Färbung wird das Präparat gewässert, um überschüssigen Farbstoff zu entfernen.

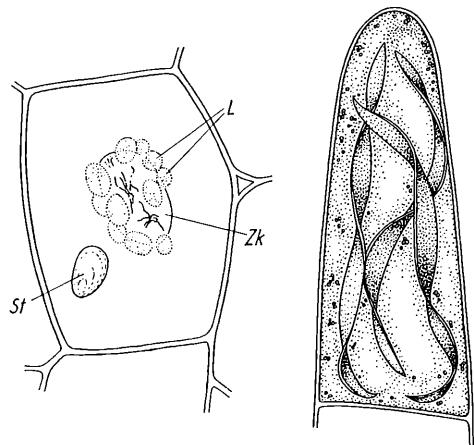


Abb. 4 (links): Leukoplasten im Innern einer Zelle der Kartoffelknolle, Zk Zellkern, St Stärke, L die dem Zellkern angelagerten Leukoplasten

Abb. 5 (rechts): Schraubenförmig gewundene Chromoplasten im Inneren einer Zelle eines Haares von *Physalia alkekengii*

Versuch 3: Gartenerbse (*Pisum sativum*)-Wurzel spitze

Wurzelpitzen werden für 2 Minuten in heißer Carnoy-Lösung fixiert. In einem Tropfen Karminessigsäure werden sie auf einem Objekträger zerzupft (Präparier-nadel). Nach dem Auflegen eines Deckglases wird das Präparat über einer kleinen Flamme erhitzt, bis sich das Gewebe rot färbt (Heitzsche Schnellfärbemethode). Durch vorsichtiges Andrücken des Deckglases wird das Gewebe etwas auseinander gedrückt. Neben Ruhekernen sind alle Stadien der Kernteilung zu beobachten.

Rezepte: Carnoy-Lösung = 3 Teile Alkohol + 1 Teil Eisessig.

Karminessigsäure = Karmin bis zur Sättigung in heißer Essigsäure (1 Teil Eis-

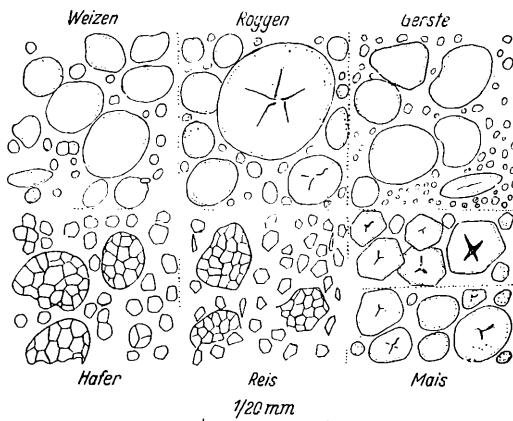


Abb. 6: Stärkekörner. Aus KRAUTER

essig + 1 Teil destilliertes Wasser) lösen.
Unbegrenzt haltbar.

Das Cytoplasma

Das Cytoplasma ist eine wasserreiche, zähflüssige, kolloidale Substanz, die vor allem aus Eiweißkörpern, fettähnlichen Stoffen (Lipoiden) und Phosphatiden besteht.

Das Cytoplasma zeigt im Innern der Zelle Bewegungen. Die Bewegungsfähigkeit ist bei manchen Pflanzen besonders deutlich ausgeprägt. Man sieht z. B. in den Zellen Körnchen oder gar größere Inhaltskörper wie Kerne oder Blattgrünkörner (Chloroplasten) sich im Plasmastrom vorwärtsbewegen.

Drei verschiedene Strömungsarten können wir beobachten. Das Plasma kreist im gleichmäßigen Strom an der Zellwand entlang: Rotationsströmung. Aber auch lokale Strömungen im Innern der Zelle, u. U. in bestimmten Plasmasträngen, lassen sich feststellen (Zirkulationsströmung). Schließlich lässt sich noch eine seltene Strömungsart nachweisen, bei welcher das

Cytoplasma springbrunnenartig aufwärts bewegt wird.

Sonderbar ist bei allen diesen Erscheinungen, daß immer eine feine Schicht Plasma nicht mitbewegt wird, sondern ständig der Innenseite der Zellwand anliegt (Hyaloplasma). Nur die tieferen Plasmaschichten der Zelle werden von den Bewegungen betroffen.

Unter Umständen kann die Geschwindigkeit der Strömungen sehr groß sein, während wiederum bei vielen Pflanzen überhaupt keine Strömung festzustellen ist. Damit wird aber nicht behauptet, daß keinerlei Plasmabewegungen stattfinden. Wir müssen vielmehr annehmen, daß sie sehr langsam sind.

Versuch 4 Rotation des Zellplasmas bei der Wasserpest (*Helodea*)

Von der in fast jedem Tümpel oder Teich zu findenden (notfalls in einer Zoohandlung zu kaufenden) Wasserpest werden junge Blättchen im Wassertropfen unter dem Deckglas betrachtet. Etwa 10 Minuten nach dem Abtrennen der Blättchen tritt eine deutliche Strömung ein. Sie wird hervorgerufen durch den Wundreiz (Traumodinese-Wundströmung). (Abb. 2a).

Versuch 5: Zirkulationsströmung im Staubfadenhaar von *Tradescantia virginica*

Von den Blüten der beliebten und viel kultivierten Zimmerpflanze werden mit einer feinen Pinzette Staubfadenhaare abgenommen. Im Wassertropfen zeigen sie in ihren Zellen eine typische Zirkulationsströmung (Abb. 2b).

Versuch 6 Springbrunnenströmung im Wurzelhaar von *Trianaea bogotensis*

Kleine Wurzelstückchen der ebenfalls in Zoohandlungen erhältlichen, beliebten Aquarienpflanze werden im Wassertropfen betrachtet. Die jüngeren Wurzelhaare der Wurzeln weisen die typische Rotationsströmung auf, während die älteren bereits die Springbrunnenströmung zeigen (Abb. 2c).

Eine grundlegende, wichtige zellphysiologische Methode ist die Plasmolyse. Nur lebende Zellen sind plasmolysierbar. Soll also festgestellt werden, ob Zellen einer bestimmten Pflanzenart unter bestimmten Lebensbedingungen noch leben können, läßt sich das durch die Plasmolyse nachweisen.

Versuch 7 Plasmolyse bei *Zygnuma*

Eine Portion der als grüne Watte in einheimischen Gewässern vorkommenden Grünalge wird in eine 16—20%ige Zuckerklösung eingebracht. Nach einiger Zeit hat sich der Protoplast der einzelnen Zelle stark verkürzt, also zusammengezogen. Die Zuckerklösung bewirkt einen starken Wasserverzug (Abb. 3).

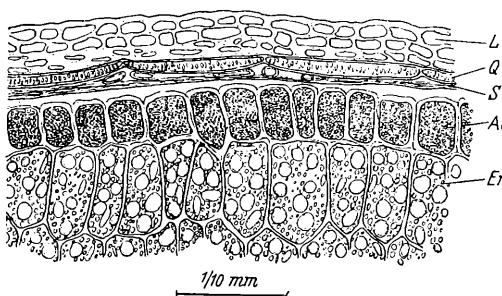


Abb. 7: Querschnitt durch die Randpartien eines Weizenkörner. Al = Aleuronzellen; En = Endosperm (Nährgewebe); L = Längszellen; Q = Querzellen; S = Schlauchzellen. Aus KRAUTER, Mikroskopie im Alltag

Lebende Inhaltskörper des Cytoplasmas

Neben den Zellkernen enthält das Plasma noch andere lebende Körper. Es sind plasmatische Gebilde, welche nur durch Teilung aus ihresgleichen entstehen und in die oft Farbstoffe eingelagert sind.

Neben den farblosen Leukoplasten sind die farbigen Chloroplasten besonders auffällig. Sie enthalten den grünen Farbstoff Chlorophyll (Blattgrün) und können mit seiner Hilfe Kohlensäure assimilieren (= „angleichen“, d. h. Kohlenhydrate aus Kohlensäure und Wasser unter Verwertung der Lichtenergie aufbauen: Photosynthese).

Die Anzahl und Form der in den Zellen befindlichen Chloroplasten kann sehr verschieden sein, besonders bei den Algen. Bei manchen Algenarten enthält jede Zelle nur einen Chloroplasten.

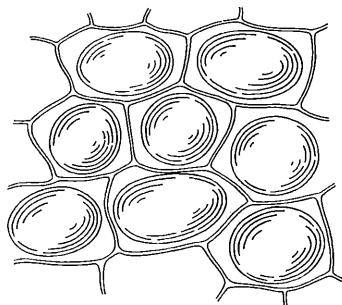


Abb. 8: Mit Ölkugeln gefüllte Zellen von *Equisetum europaeus*. Jede Zelle enthält eine sie fast ausfüllende, farblose Ölkugel.

Chlorophyllfreie Inhaltskörper, welche einen gelblichen oder rötlichen Farbstoff enthalten, werden Chromoplasten genannt. Sie entstehen entweder aus Leukoplasten oder aus Chloroplasten, deren Chlorophyll geschwunden ist. Sie verleihen durch ihren Farbstoff (Karotinoide) Blüten, Früchten und Wurzeln verschiedener Pflanzen eine gelbliche oder rötliche Färbung.

Versuch 8 Kartoffel-Knolle

Von einer rohen Kartoffel wird vorsichtig die braune Korkschale entfernt und ein dünner Flächenschnitt des darunterliegenden Gewebes hergestellt. In den hier besonders stärkearmen Zellen lassen sich die um den Zellkern gelagerten Leukoplasten gut erkennen (Abb. 4).

Versuch 9 Schraubenalge *Spirogyra*

Von der häufig in einheimischen Gewässern vorkommenden Grünalge wird ein Einzelfaden im Wassertropfen betrachtet. Im Plasmakörper der Zellen liegt jeweils ein schraubenförmig gewundener Riesen-Chloroplast.

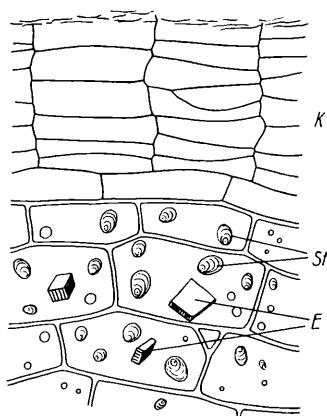


Abb. 9: Schnitt durch die Schalenpartie einer Kartoffel. K Korkschicht der braunen Schale, St Stärkekörper, E Eiweißkristalloide

Versuch 10 Mohrrüben-Wurzel

Nach vorsichtiger Abtragung der äußeren Rindenschicht wird von dem darunterliegenden Gewebe ein dünner Flächenschnitt hergestellt. In den Zellen sind vielgestaltige Chromoplasten in rötlicher Farbe zu erkennen.

Versuch 11 Judenkirsche, Lamponpfanze (*Physalis alkekengii*)-Stengelepidermis

Von der im Herbst mit leuchtendroten Lampions geschmückten, als Gartenzierpflanze beliebten *Physalis* werden von Stengelstückchen feine Oberhautstreifen abgezogen. In den Haaren derselben sind besonders große, stark orange gefärbte und schraubenartig gewundene Chromoplasten zu sehen (Abb. 5).

Tote Zellinhaltsskörper

Die bekanntesten toten Zellinhaltsskörper sind die verschiedenen Stärke-Arten. Hierbei handelt es sich um wichtige Reservestoffe aus der Gruppe der Kohlenhydrate,

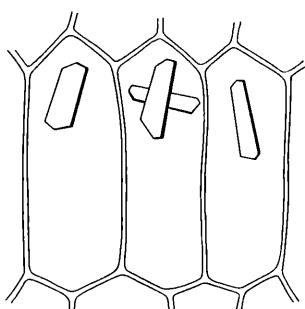


Abb. 10: Kristalle in den Zellen der trockenen, braunen Schale der Küchenzwiebel

welche sich ausschließlich in lebenden Zellen bilden. Sie entstehen primär in den Chloroplasten. In der Regel wird die Stärke in Speicherorganen abgelagert: Plastiden bauen hier die Stärke aus Traubenzucker auf. Durch Enzyme vermag die Pflanze die Stärke wieder in Zucker zurückzuverwandeln.

Stärke kommt in konzentrisch oder exzentrisch geschichteten Körnern vor. Auch zusammengesetzte Stärkekörper gibt es; d. h. mehrere Körner sind von einer gemeinsamen Schichtung eingeschlossen.

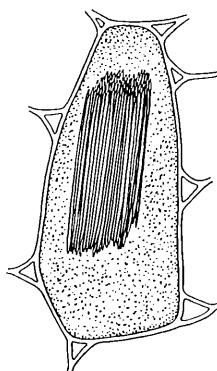


Abb. 11: Rhaphidenbündel in einer Blütenbasiszelle von *Impatiens parviflora*

Verschiedene niedere Pflanzen, darunter z. B. die echten Pilze, vermögen keine Stärke zu erzeugen.

Zur Demonstration der verschiedenen Formen der Stärke genügt es, Mehlprodukte verschiedener Pflanzenarten zu untersuchen. Die Abb. 6 zeigt z. B. eine Reihe Stärkekörper verschiedener Pflanzenarten.

Stärke färbt sich mit Jod blau. Wo auch immer Stärke in einem Pflanzenorganismus vorkommt, lässt sie sich durch die Blaufärbung nach Jodzusatz erkennen und nachweisen.

Versuch 12: Milchsaft der *Euphorbia cyparissias* (Wolfsmilch)

Ein größerer Tropfen des Milchsaftes wird auf einem Objektträger ausgezogen. In ihm sind glasklare, beidseitig zugespitzte Stäbchen zu sehen, welche bei Jodzusatz Stärkereaktion zeigen.

Weitere Reservestoffe sind die als „Kleber“ in bestimmten Früchten, vor allem in Früchten der Gräser gespeicherten Eiweißkörper.

Versuch 13 Weizenkorn (*Triticum vulgare*)

Von der Schnittfläche eines halbierten Korns werden dünne Schnitte angefertigt, welche die Rindenschicht einbeziehen müssen. In verdünntem Glycerin wird das Präparat untersucht.

Unter der Frucht- und Samenschale liegen die Aleuronzellen, welche besonders beim Weizen groß gestaltet sind. Sie sind dicht mit Aleuronkörnern (Reserveeiweiß) gefüllt (Abb. 7).

Andere leblose Zellinhaltkörper sind z. B. Öle, ätherische Öle, Harze und Gummi.

Versuch 14 Frucht vom Spindelbaum, Pfaffenbüschelchen (*Evo nimus europaeus*).

Der weitverbreitete Strauch ist sogar in den verwilderten Parkanlagen der Großstädte zu finden und trägt im Herbst leuchtend rote Früchte. Von einer dieser Früchte wird die Oberhaut abgezogen und im Wassertropfen untersucht. Jede Oberhautzelle enthält neben runden und spindelförmigen Chromoplasten eine große, farblose Öl kugel (Abb. 8).

Versuch 15 Lebermoose

An feuchten und schattigen Stellen wachsende, zumeist flächig dem Untergrund anliegende Pflänzchen von intensiver grüner Färbung. Weitverbreitet. In 90 % aller Lebermoose sind in den Blattzellen sogenannte Ölkörper eingelagert. Sie bestehen aus fetten Ölen und Eiweißstoffen und zeigen festumrissene, vielgestaltige Formen.

Die Untersuchungen werden im Wassertropfen durchgeführt.

Eiweißkristalloide sind ebenfalls als Reservestoffe der Pflanzen anzusehen. Sie sind sehr quellfähig und kommen in Würfel- oder Tafelform vor.

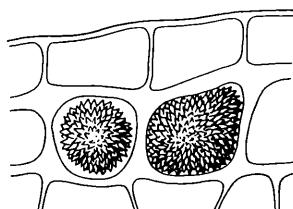


Abb. 12: Kristalldrusen im Parenchymgewebe von *Opuntia*

Versuch 16 Kartoffel-Knolle

Von einer durchgeschnittenen Kartoffelknolle werden von der Randpartie dünne Schnitte angefertigt. In den knapp unter der Korkschicht liegenden Zellen lassen sich — manchmal erst nach längerem Suchen — würfelförmige Eiweißkristalloide erkennen (Abb. 9).

Aber nicht nur Kristalloide, sondern auch echte Kristalle aus organischen Stoffen werden in Pflanzenzellen gebildet und machen einen wesentlichen Bestandteil der toten Zellinhaltkörper aus. In erster Linie ist hier Kalziumoxalat zu nennen, das bei fast jeder Pflanze in verschiedener Form vorkommt.

**Versuch 17: Küchenzwiebel
(*Allium cepa*): gelbbraune, trockene Schale**

Kleine Stücke der trockenen braunen Schale werden in Alkohol zum Entlüften eingelegt. Im Wassertropfen wird das Präparat betrachtet. Jede der länglichen Zellen enthält einen Einzelkristall oder sogar einen Durchwachungszwilling (Abb. 10).

Versuch 18 Kleines Springkraut (*Impatiens parviflora*): Blütenblätter

Das durch seine bei geringster Berührung aufspringenden Samenkapseln bekannte Unkraut hat sich sogar in dichten Büschchen auf Schutt- und Trümmerhalden in den Großstädten angesiedelt. Von den gelben Blüten werden einige Blütenblätter in Alkohol entlüftet und im Wassertropfen betrachtet. In unregelmäßig im Gewebe verteilten Zellen liegen, in Schleim eingebettet, Rhaphidenbündel (Abb. 11).

Versuch 19: Feigenkaktus, Opuntie (*Opuntia ficus indica*): Stamm - sproß

Von einem abgeflachten Sproß des heute noch gerne gezogenen Opuntien-Kaktus werden Quer- und Längsschnitte angefertigt. Im Querschnitt zeigt jede Zelle aus den tiefer im Gewebe liegenden Parenchymsschichten scharfstachlige Morgenstendrusen. Der Längsschnitt zeigt in den unter der Epidermis liegenden Zellen ähnliche, aber klumpigere Drusen, deren Stacheln abgerundete Spitzen zeigen (Abb. 12).

Versuch 20 Cyperngras (*Cyperus alternifolius*): Blatt

Von der in Gärtnereien erhältlichen Pflanze werden Blattstückchen zu Spodogrammen verarbeitet. Die in Gräsern besonders häufig abgelagerte Kieselzsäure (schneidende Schilfblätter usw.) ist hier besonders gut zu beobachten. Sie wird in Kieselkurzzellen abgelagert, welche eine kegelförmige Gestalt zeigen (Abb. 13).

In Bambusblättern, welche man sich aus botanischen Gärten und Sammlungen beschaffen kann (zur Untersuchung genügt ein Blattstück von ca. 1 cm²) sind die Kieselablagerungen in den Wänden der Oberhautzellen und in den quadratischen Kieselkurzzellen besonders stark. Auch hier ist die Anfertigung eines Spodogramms zu empfehlen.

Anfertigung eines Spodograms

Die zu untersuchenden Objekte werden in kleine Stücke geschnitten und in einer Porzellanschale über einer Flamme so lange erhitzt, bis sie zu glühen beginnen. Ein zu lange währendes Durchglühen ist zu vermeiden.

Die Ascherückstände werden vorsichtig mit einem Spatel auf einen mit einem Tropfen eines dünnflüssigen Einbettungs-

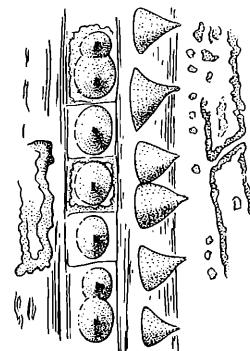


Abb. 13: Kieselkurzzellen in Kegelform vom Cyperngras (Spodogramm)

mittels versehenen Objektträger gebracht und mit einem Deckglas abgedeckt.

Die Kristall- und Kieseleinlagerungen haben zum Teil die Aufgabe, die Pflanzen vor Tierfraß zu schützen. Es leuchtet ein, daß die Spieße der Rhaphiden z. B. die empfindliche Schleimhaut des Mundes unangenehm reizen können.

Einige in den Vakuolen (= Zellsafräumen) der Zellen befindliche Säuren haben ähnliche Aufgaben. Der Zellsaft ist ein toter Bestandteil der Pflanzenzelle. Er dient als Nährstoff- und Wasserdepot. Zudem dient er als Sammelbecken für Stoffwechsel-Endprodukte. Er beherbergt den immer an Zellsäfte gebundenen Pflanzenfarbstoff Anthocyan, der bei verschiedenen pH-Werten in der Richtung von sauer nach basisch von rot über violett nach blau und grün eine Farbumwandlung durchmacht.

Zellsaft findet sich in fast jeder Zelle eines pflanzlichen Organismus. Er muß nicht flüssig sein, sondern kann in Form von

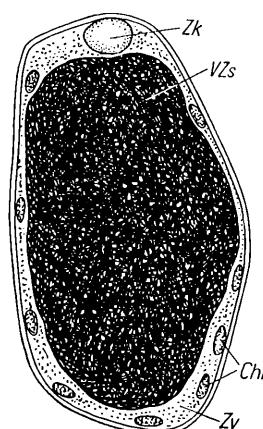


Abb. 14: Zelle aus dem Fruchtfleisch von *Ligustrum vulgare*. Zk Zellkern, Ch Chloroplasten, Zy Zytoplasma, V+Zs Vakuole, mit Zellsaft gefüllt

Einschlüssen (Inklusen) und „festem“ Zellsaft vorkommen.

In den Zellsäften wurden bisher über 200 organische Säuren nachgewiesen, am häufigsten Oxal-, Apfel-, Wein- und Zitronensäure.

Versuch 21 Liguster, Rainweide (*Ligustrum vulgare*): Frucht

Die Früchte der zu Einfriedungen und Hecken verwendeten Büsche werden im Verlaufe ihrer Reife einer natürlichen Mazeration unterzogen, so daß das Fruchtfleisch in einzelne Zellen auseinanderfällt. Jede dieser Einzelzellen weist

in ihrem Inneren eine große, Anthocyan enthaltende Vakuole auf. Diese ist so groß und prall gefüllt, daß der Zellkern und in der Zelle befindliche Chlorophyllkörper von ihr gegen die Zellwand gedrückt werden (Abb. 14).

Literatur

1. BARTSCH, A.: „Über die Traumotaxis von Zellkernen“, Mikrokosmos Heft 8/47. Jahrg.
2. BIEBL-GERM: Praktikum der Pflanzenanatomie, Wien 1950
3. HABERLANDT, G.: Physiologische Pflanzenanatomie, Leipzig 1924
4. MOBIUS, M.: Botanisch-mikroskopisches Praktikum, Berlin 1909
5. NAUMANN, A.: Bau und Leben der Pflanze, Stuttgart 1950

Winke fürs Labor

Neue Simultanfärbungen für botanische Objekte

(Vorläufige Mitteilung)

Von Erwin Beck, Karlsruhe

Für Schnitte von botanischen Objekten sind in den Jahren seit der Einführung der Teerfarbstoffe in die mikroskopische Technik eine große Anzahl von Mehrfachfärbungen bekannt geworden. Die Färbung geschieht zum großen Teil in zwei oder mehr Lösungen (sukzedane Färbung), um die verschiedenfarbige Darstellung der einzelnen Gewebe-Elemente zu erreichen. Wirklich gute Simultanfärbungen aber sind nur wenige bekannt. Manche Färbungen sind auch schwierig und zeitraubend, was gerade für diagnostische Zwecke von großem Nachteil ist.

Im folgenden will ich drei neue Simultanfärbungen für botanische Objekte beschreiben, die mit einer Lösung und ohne langwieriges Differenzieren zum Erfolg führen.

1. Auramin-Kristallviolett

Die aus zwei basischen Farbstoffen zusammengesetzte Lösung kann auch von Mikroskopikern, die keine großen Labor-einrichtungen besitzen, angefertigt werden.

Farbgemisch: Auraminlösung, wässrig gesättigt 1 Volumteil; Kristallviolettlösung, 1%ig in 50%igem Isopropylalkohol 1 Volumteil. Vor der Färbung frisch herstellen! Dieses Farbgemisch hat gewisse Ähnlichkeit mit dem Kallichrom nach Gross.

Anwendung Die Schnitte (aus frischem oder mit Alkohol konserviertem Material) werden — evtl. nach vorheriger Eau de Javelle-Behandlung — für 5 bis 10 Minuten in die Farblösung eingelegt und nach kurzem Abspülen mit destilliertem Wasser nacheinander in zwei Portionen absoluten Isopropylalkohol übertragen, bis keine Farbwölken mehr abgehen. Danach wird sofort — nach kurzem Abtupfen mit nichtfaserndem Filtrerpapier (Schleicher & Schüll Nr. 1574 oder 1575) — in Terpineol, das zweimal gewechselt wird, eingelegt.

Aus dem Terpineol wird direkt in Caedax (Merck) oder Malinol (Chroma) eingeschlossen.

Ergebnis Verholzte Teile = gelb; Cellulose = violett. Fehler können bei dieser einfachen Färbung, die äußerst klare Präparate ergibt, nicht auftreten. Die Schnitte dürfen nur so lange im Isopropylalkohol liegen, bis der überschüssige Farbstoff entfernt ist; sonst wird der violette Farbanteil zu stark ausgezogen.

Mit diesem Farbgemisch gefärbte Schnitte sind außer in den oben genannten Einschlußmitteln auch unbegrenzt haltbar in Euparal oder Cekobax. Ein Einschluß in Glycerin, Glycerin-Gelatine oder ähnlichen wasserhaltigen Medien ist nicht zu empfehlen, da Wasser das Auramin auszieht.

2. Echtlichtgelb-Säureviolett

Dieselben Färbeeffekt wie bei der Auramin-Kristallviolettfärbung erzielt man auch mit folgendem Farbgemisch, das aus zwei sauren Farbstoffen besteht.

Echtlichtgelb R 14 818, wasserlös., wässrig gesättigt 2 Volumteile; Säureviolett R 285, wasserlös., 1%ig in 50%igem Isopropylalkohol 1 Volumteil.

Färbung 10 Minuten färben, sofort in absoluten Isopropylalkohol bringen. Nachdem keine Farbwölken mehr abgehen, in zweimal gewechseltes Terpineol legen. Einschluß in Caedax oder Malinol, oder direkt aus dem Alkohol Einschluß in Euparal oder Cekobax.

Das Ergebnis ist eine klare und scharf differenzierte Färbung der Zellgruppen in Gelb (Holz) und Violett (Cellulose).

Diese Färbung übertrifft die erste Methode an Brillanz und ist genau so gut haltbar.

3. Reinblau-Brillantcrocein

Die ebenfalls aus zwei sauren Farbstoffen zusammengesetzte Farblösung wird her-

gestellt, indem man eine 0,2%ige Lösung von Reinblau 44 712 N in destilliertem Wasser und eine 0,2%ige Lösung von Brillantcrocein R 1449 in destilliertem Wasser zu gleichen Teilen mischt. Diese wie auch die vorhergehenden Farblösungen sind getrennt sehr lange haltbar, wenn man der Lösung auf je 100 ccm etwa 1 ccm Formalin zusetzt, um Verpilzung zu verhüten. Die Farbgemische selbst sind nur einige Stunden verwendbar, müssen also jeweils in der benötigten Menge kurz vor Gebrauch gemischt werden.

A n w e n d u n g : In der Farblösung werden die Schnitte 5 bis 15 Minuten gefärbt, zweimal kurz mit absolutem Isopropylalkohol abgespült und entweder über zwei Stufen Terpineol in Caedax oder Malinol, oder direkt aus dem Alkohol in Euparal oder Cekobax eingeschlossen.

Die Färbung ist in allen diesen Einschlußmitteln außerordentlich haltbar und kommt

in ihrer Schönheit der bekannten sukzedanen Safranin-Anilinblau-Färbung gleich.

Ergebnis: Verholzte Gewebeteile = rot, Cellulose = blau.

Mit allen drei Färbungen werden auch einzelne verholzte Zellen überaus scharf dargestellt; die Ausführung der Methoden ist sehr einfach, die erzielten Färbungen sind klar und kräftig, und man erhält auch wirkliche Dauerpräparate. Wichtig ist auch die Tatsache, daß man, ausgehend vom frischen Material, innerhalb einer halben Stunde zum fertigen Dauerpräparat gelangen kann.

Bezugsquellen für die Farbstoffe: 1. Chroma-Gesellschaft, Stuttgart-Untertürkheim (Auramin, Kristallviolett). 2. G. Siegle & Co. GmbH, Stuttgart, Postfach 73 (Reinblau, Echtlichtgelb, Säureviolett); diese Firma gibt allerdings die Farbstoffe nur in Mindestmengen von 100 g ab.

Gram-Färbungen, die gelingen

Von Ernst Grüttner, Gronau/Westf.

Über die Bakterienfärbung nach GRAM ist auch in dieser Zeitschrift oft berichtet worden, sowohl über den Wirkungsmechanismus, die Originalmethode, als auch über die vielen Modifikationen. Aus dieser Vielzahl der Veröffentlichungen kann man schließen, daß bei dieser Färbemethode oft Schwierigkeiten auftreten und daß vielen Untersuchern die Färbung mißlingt oder zu unständlich erscheint. Trotzdem muß vorausgeschickt werden, daß die Originalmethode gar nicht so schwierig ist, und auch gar nicht so unständlich. Es gibt allerdings auch eine verhältnismäßig einfache Gram-Simultanfärbung mit einem Viktoriablau-Pyronin-Diese Simultanfärbung leistet auch Gutes, für entscheidende präzise Untersuchungen ist sie jedoch weniger geeignet; denn das Unterscheidungsvermögen ist nicht fein genug und es besteht während des Färbevorgangs keine Kontrollmöglichkeit. — Viele andere Modifikationen der Gram-Methode entspringen dem Gedanken, eine noch einfachere und dabei sichere Methode zu finden, aber gerade diese Forderungen sind kaum erreicht worden. Nur einige Modifikationen haben ihre Berechtigung, und zwar die, die ihre Begründung in der Beschaffenheit des Untersuchungsmaterials finden wie z.B. bei der Käseuntersuchung. Hierfür hat DEMETER eine Färbemethode entwickelt, die eine zu intensive Anfärbung des Kaseins verhindert; dies würde nämlich nach der Originalmethode zu sehr stören.

Geeignete Farbstoffe für die Gramfärbung sind Gentianaviolett bzw. Methylviolett für die Darstellung der grampositiven Mikro-

ben und verdünntes basisches Fuchsin als Gegenfärbung für die gramnegativen Keime. Das Zusammenspiel dieser beiden Farbstoffe ist unübertroffen. Warum wird nun eigentlich von manchen Untersuchern über ein Mißlingen der Gramfärbung geklagt? Es gibt selbstverständlich Untersuchungsmaterial, welches auf Grund seiner Beschaffenheit eine klare Färbung nicht ergibt. In solchen Fällen handelt es sich meistens um überalterte und degenerierte Kulturen oder ein Substrat mit starken Zersetzungerscheinungen. Das Hauptkontingent von Fehlfärbungen stellen jedoch Untersucher, die nur selten einmal eine Gramfärbung ausführen. Ein Punkt für das Mißlingen ist die mangelnde Übung, der andere Punkt sind zersetzte und nicht mehr voll wirksame Farblösungen. Die gebrauchsfertigen verdünnten Farblösungen sind nämlich für Untersucher, die nur in langen Zeitabständen hin und wieder einmal eine Gramfärbung auszuführen haben, ungeeignet, weil sich besonders die verdünnte Karbol-Gentianaviolettlösung schnell zersetzt. — Aus all diesen Gründen soll nachstehende Methode empfohlen werden. Man stelle sich Stammlösungen von Gentianaviolett bzw. Methylviolett und basischem Fuchsin her, sowie 5%iges Karbolwasser, Lugolsche Lösung nach Gram (möglichst in einer Tropfflasche mit eingeschliffenem Stopfen) und Azeton-Alkohol (3% Azeton und 97% Äthylalkohol). Vor der Färbung, wenn nur etwa 3 Präparate zu färben sind, stellt man die Farbverdünnungen in den Vertiefungen einer Tüpfelplatte aus Porzellan oder den sogenannten Dappengläschchen der Zahnärzte her. Diese

Mulden fassen etwa 2 ccm Flüssigkeit. Die Näpfe werden z. T. mit destilliertem Wasser gefüllt, etwas Karbolwasser zugegeben und je 2 Tropfen von den Stammlösungen. Zu bemerken ist noch, daß dünnere Farblösungen klarere Bilder liefern als zu konzentrierte Lösungen. Der zum Entfärbten erforderliche Azeton-Alkohol wird ebenfalls in einem Nämpfchen präpariert, und zwar fügt man 1 Tropfen Jodtinktur DAB 6 hinzu. Dadurch geht das Entfärbten schonender vor sich. Gefärbt wird wie üblich. Der Ausstrich wird durch Hitze oder Methanol fixiert. Dann tropft man die frisch bereitete Gentianaviolettlösung auf, läßt sie 2 Min. einwirken und spült darauf mit der Lugolschen Lösung ab. Auch die Lugolsche Lösung läßt man zur Beizung ca. 1–2 Min. auf dem Ausstrich stehen. Hat

man die Beizung beendet, so wird sofort ohne Zwischenwässerung mit dem Azeton-Alkohol-Gemisch entfärbt, bis keine Farbwolken mehr abgehen. Auch jetzt darf nicht zwischengewässert werden, da dadurch das Gelingen der Färbung in Frage gestellt würde. Nun wird mit der gut verdünnten Fuchsinlösung 1 Min. gegengefärbt und mit destilliertem Wasser kurz gespült. Gerade die Gegenfärbung mit Fuchsin muß mit der richtigen Verdünnung und möglichst kurzer Färbezeit ausgeführt werden, weil leicht Überfärbungen eintreten können. Bemerkt werden soll noch, daß sämtliche Lösungen am besten mit Pipetten (für jede Lösung eine gesonderte Pipette) aufgetropft werden. Nach dieser Arbeitsmethode ausgeführte GRAM-Färbungen gelingen immer.

Kleine Mitteilungen

Schnittpräparate dotterreicher Eier. Nach vorsichtiger Entnahme des Lauchs der Lurche wird 6–8 Stunden in Zenkers Gemisch fixiert, wobei die Flüssigkeit nach 1 Stunde zu erneuern ist. Ausgewaschen wird bei mäßigem Durchlauf mit Brunnenwasser, bis dieses farblos bleibt. Die Objekte werden bis zur Weiterverarbeitung im Dunkeln aufbewahrt, und zwar in Wasser, das allmählich gelbliche Färbung annehmen soll (sonst nochmals wenig Fixierflüssigkeit zusetzen). Den mit einer Pipette auf Filterpapier gebrachten Embryonen werden die äußerer Eihüllen eröffnet. Nach mehrstündiger Wässerung werden die Embryonen je 2 Stunden durch die um jeweils 10% steigende Alkoholreihe geführt und nach bis zu einstündiger Einwirkung von absol. Alkohol mehrere Tage bis zu völliger Durchtränkung in Zedernholzöl belassen. Die Paraffindurchtränkung und -einbettung folgt Vorschriften von McCLUNG, d. h. das Hartparaffin 60–66°C wird auf etwa 300°C erhitzt, mit etwas syrischem Asphalt (Merck) und nach Abkühlen auf 100°C zu 1% mit kleingeschnittenem indischen Kautschuk versetzt, worauf die Mischung unter mehrmaligem Röhren noch 2 Tg. bei 100°C verbleibt. Nachdem die aus dem Alkohol herausgenommenen Embryonen bei 60°C je 2 Stunden die Mischungen aus Isopropylalkohol und Paraffin 3:1 und 1:3 passiert haben, erfolgt die Gummiparaffin-Einbettung und nach Anschneiden der Blöcke für Wochen deren Wäscherung in destilliertem Wasser; das Anbringen von Marken und die Verwendung durchsichtiger Millimeterpapierblättchen erleichtern dabei die Orientierung der Objekte.

(A. WESSING u. H. CLAES, Z. wiss. Mikrosk. 63, 477–483, 1958.)

H. H. Pfeiffer

Latenter Blutparasitismus beim Menschen. Im frischen Blutstropfen sieht man bei Dunkelfeldbetrachtung häufig lebhaft bewegliche Punktmassen, die vor etwa 30 Jahren von dem Apotheker Dr. VON BREHMER als Mikroorganismen erkannt und als *Siphonospora polymorpha* bezeichnet wurden. Diese Beobachtung wurde später bestätigt, nicht aber die Angabe VON BREHMERS, daß diese Mikrobe eine kausale Bedeutung als Krebserreger habe. In Heft 6/1958 der Zeitschrift „Die Medizinische“ nehmen nun neuerdings drei Fachleute zu dieser Frage Stellung. Danach sind einmal nicht alle im Dunkelfeld als Granula erscheinenden Korpuskeln bakterieller Herkunft; vor allem Lipoid-Partikel können sehr ähnlich aussehen. Teilweise ist je-

doch durch Bebrütung eine Entwicklung bis zu kokkenähnlichen Gebilden zu erreichen, die unter Umständen sogar bis zu basilären Formen geht. Diese Blutparasiten sind filtrierbar und treten vermehrt bei entzündlichen Prozessen im Blut und beim Karzinom auf, bei letzterem in ihrer Stäbchenform. Die aus dem Blut sowie aus Tumoren angezüchteten *Siphonospora*-Kulturen sind morphologisch identisch. In Tiersuchen soll es gelungen sein, Krebsgeschwülste mit solchen Bakterienkulturen zu erzeugen, wobei sich eine ausgesprochene Spezifität zeigte; man muß also Kulturen überimpfen, die von der gleichen Tierart stammen. Die Ergebnisse der verschiedenen Forscher sind allerdings nicht einheitlich.

Man wird heute also sagen können, daß es einen latenten Blutparasitismus beim Menschen gibt, wobei die als Sporen der *Siphonospora polymorpha* bezeichneten Gebilde als Viren oder filtrierbare Mikroformen von Bakterien anzusprechen sind. Bejaht man die (u b e i e s e n e) These von der infektiösen Krebsentstehung, so müßte man annehmen, daß dieses Agens sekundär verursachend wirke, da besondere Voraussetzungen einer lokalen und allgemeinen Empfänglichkeit des Organismus gegeben sein müßten.

Dr. H. Paul

Nachweis von Gallenpigmenten. Der topochimische Nachweis von Bilirubin und Biliverdin in Geweben ist von KUTLIK neu untersucht worden. Er hat 4 verschiedene Methoden ausgearbeitet, die sich durch die Anwendung von Eisen-(III)-Verbindungen auszeichnen. Von den spezifischen Standardmethoden hat sich folgende besonders bewährt: Die auf übliche Weise entparaffinierten Schnitte werden 15 Minuten lang in eine 5%ige wässrige Lösung von Ferri-Ammoniumsulfat eingestellt. Nach kurzen Abwaschen in destilliertem Wasser und Spülen mit 96%igem Alkohol werden die Schnitte 10 Minuten lang in eine 1%ige Lösung von Brillantgelb (Geigy) in 96%igem Alkohol gestellt. Nach Abspülen in Alkohol und Abtrocknen der Schnitte mit glattem Filterpapier können sie unmittelbar in Xylool überführt und in Kanabalsam eingebettet werden. Die Ikeruspigmente werden durch Oxydation des Bilirubins festgelegt. An Stellen des Pigmentvorkommens entsteht dann eine Grünfärbung.

IGOR E. KUTLIK: Über die Methoden des histotopochimischen Bilirubin- und Biliverdin-nachweises. Acta Histochem. 4, 141–157 (1957).

Prof. Dr. H. F. Linskens

Histochemische Methoden. Eine Sammlung, herausgegeben von Walther Lipp. Jährlich etwa vier Lieferungen im Umfang zu je 24 Seiten. Bezugspreis für sechs Lieferungen DM 30.—; Einzelpreis einer Lieferung DM 6.—.

Seit rund hundert Jahren versucht die wissenschaftliche Mikroskopie, Zellbestandteile chemisch zu identifizieren und chemische Verbindungen im mikroskopischen Schnitt, also in ihrer natürlichen Lage, nachzuweisen. Aber erst in den letzten Jahrzehnten hat sich dieser Zweig der Zell- und Gewebehforschung zu einer selbständigen Wissenschaft entwickelt: der Histochemie.

Heute überschütten uns die Histochemiker mit so vielen neuen Methoden und Erkenntnissen, daß es selbst Fachleuten schwerfällt, einen auch nur groben Überblick zu behalten. Fast täglich werden neue Verfahren zum Nachweis von Enzymen und Aminosäuren, zur Demonstration von Nukleinsäuren und Kohlenhydraten, zur Darstellung anorganischer Verbindungen veröffentlicht; dazu kommen die vielen neuen Methoden, die sich nicht mit der qualitativen Feststellung eines Stoffes begnügen, sondern dessen Menge auch quantitativ erfassen wollen. Und schließlich wurde die Histochemie vor wenigen Jahren erst durch das hochmoderne Gebiet der Historadiographie bereichert.

Kein Zweifel: Die Histochemie kann wertvolle Einblicke in den Stoffwechsel der Zellen und Gewebe liefern und mithelfen, die Chemie der Zellbausteine aufzuklären. Eine bedeutende Rolle spielen histochemische Reaktionen in der Pathologie; denn vielfach zeigen sich Zellveränderungen am histochemischen Befund früher als bei der bloß morphologischen Betrachtung. Leider aber haftet vielen histochemischen Reaktionen ein Mangel an: Es ist unsicher, wie weit sie „spezifisch“ sind, ob sie wirklich nur die gesuchten Stoffe erfassen oder ob andere Substanzen mitreagieren; oft ist auch umstritten, in welchen Mindestmengen eine Verbindung durch die histochemische Reaktion gerade noch erfaßt wird. Zur histochemischen Methode gehört daher nicht nur das „Rezept“, sondern auch die genaue Kenntnis der Fehlerquellen.

Gegenwärtig, da die Histochemie sich in so rascher Entwicklung befindet, wäre eine abgeschlossene Methodensammlung in Buchform schon bei ihrem Erscheinen veraltet. Und doch brauchen wissenschaftlich arbeitende Mediziner, Zoologen und Botaniker dringend ein zusammenfassendes Nachschlagewerk. Herausgeber und Verlag des besprochenen Werkes haben die ideale Lösung gefunden: Eine Sammlung auf losen Karteiblättern, die nach Sachgebieten in einem Ordner abgelegt werden können.

Jedes Nachweisverfahren wird auf einem besonderen Blatt beschrieben; für umfangreichere Methoden stehen mehrere Blätter zur Verfügung. Der Titelkopf jeder Methode gibt Abteilung, Kapitel und Gruppe an, in die das Blatt einzurunden ist — dem Benutzer des Sammelwerkes wird damit eine übersichtliche, klare Gliederung geliefert, die ihm gestattet, jedes Verfahren in kürzester Frist einzurunden oder aufzufinden. Die einzelnen Blätter erscheinen zusammengefaßt in Lieferungen. Neben neuen Verfahren werden zunächst auch ältere beschrieben — später, wenn eine gewisse Vollständigkeit erreicht sein wird, wird das Sammelwerk durch Berichte neuer Methoden und Modifikationen sowie durch Kritiken an bestehenden Verfahren auf dem Laufenden gehalten werden.

Das sehr elastische „Lose-Blatt-Verfahren“ vereinigt die Vorteile von Zeitschrift und Lehr-

buch. Bis jetzt liegen 16 Lieferungen vor. Das reicht aus, um die Sammlung zu beurteilen:

Die aufgeführten Methoden sind so ausführlich dargestellt, daß jeder, der die Grundlagen der mikroskopischen Technik beherrscht, nach den Beschreibungen arbeiten kann. Weit über eine bloße Rezeptsammlung hinaus werden auch die chemischen und physikalischen Grundlagen der Verfahren abgehandelt; soweit kritische Bemerkungen zu bestimmten Methoden veröffentlicht wurden, werden auch sie referiert.

Die „Histochemischen Methoden“ sind eine wertvolle und notwendige Ergänzung zu dem im gleichen Verlag erschienenen Buch von Romeis: „Mikroskopische Technik“, das seit Jahrzehnten zu den unentbehrlichen Nachschlagewerken der wissenschaftlichen Mikroskopie gehört. Die neue Sammlung sollte in jedem Institut und in jedem Labor verfügbar sein, in dem histologisch, histophysiologisch oder histopathologisch gearbeitet wird.

Wir beabsichtigen, auch die folgenden Lieferungen an dieser Stelle zu besprechen.

Dr. D. Krauter

A van der Werff en H. Huis: Diatomeenflora van Nederland. — Abcoude, Holland, im Selbstverlag. Lief. 1, Preis 4,50 f.

Das in holländischer Sprache erscheinende Werk, von dem bisher die 1. Lief. vorliegt, bringt ein Bestimmungswerk der Diatomeen in einer von der üblichen Buchform abweichenden Ausführung: Text und Abbildungen sind auf einseitig bedruckten Blättern auf Kunstdruckpapier dargestellt. Sie werden in Mappen geliefert und können nach Abschluß des ganzen Werkes nach den angegebenen Bezeichnungen geordnet werden. Auf den ersten 10 Seiten wird eine kurze Einführung in Bau und Leben der Kieselalgen gegeben, die folgenden Blätter enthalten auf jeder Seite nur eine einzige Art bzw. Varietät, so daß eine spätere systematische Ordnung leicht möglich ist. Der obere Teil jeder Seite bringt die Abbildungen, der untere die dazu gehörige Beschreibung, Ökologie und Verbreitung. Die Abbildungen ermöglichen, soweit sie vorliegen, ein verhältnismäßig leichtes Einarbeiten, so daß sie auch demjenigen gute Dienste leisten können, der den holländischen Text nicht verstehen kann. Das Werk mag besonders den Hydrobiologen empfohlen werden, die sich schnell über die Zugehörigkeit einiger Formen orientieren müssen, kann aber auch jedem Anfänger als erste Grundlage für seine Studien gute Hilfe leisten.

Dr. Fr. Hustedt

Atlas der Diatomaceenkunde. Begründet von Adolf Schmidt, bearbeitet von Friedrich Hustedt. Preis 15 DM je Heft.

Nach einer Pause von 15 Jahren erscheint, von allen Algologen erwartet, endlich wieder eine Fortsetzung des Schmidtschen Atlas der Diatomaceenkunde. Dieses großangelegte Werk, das Abbildungen sämtlicher bekannter Formen der Kieselalgen bringen soll, wurde 1874 von A. Schmidt begründet, und 5 Bände des Atlas mit meisterhaften Zeichnungen sind von ihm in mehreren Jahrzehnten herausgebracht. Seit 1911 ist Friedrich Hustedt Herausgeber und Bearbeiter des Werkes. In der neuesten Fortsetzung erscheint es jetzt beim Akademie-Verlag, herausgegeben von der Staatlichen Geologischen Kommission der Deutschen Demokratischen Republik. Veröffentlicht sind zunächst 8 Tafeln in zwei Heften, die marine Arten der Gattungen *Achnanthes*, *Aulacodiscus* und *Corona* enthalten. Die vorzüglichen Zeichnungen und Photographien Husteds bedürfen keiner besonderen Empfehlung. Das Erscheinen weiterer Hefte steht in Aussicht.

Dr. Karl Behre, Bremen

Präzisions-
MIKROSKOPE
 für alle Aufgaben.
 WERTVOLLSTE WETZLARER OPTIK!
OPT.-INST. G.K.E. SCHRÖDER
 HAMBURG 36 DAMMTORSTR. 22
 Verlangen Sie bitte unseren Muster-Katalog



Bei privaten und geschäftlichen
Gelegenheitsanzeigen

im Fließsatz kostet jedes Wort DM —.35, im Fett-
 druck DM —.40, Chiffregebühr DM 1.—. Wir bitten
 um Vorauszahlung.

KOSMOS- WÄRMESCHRANK

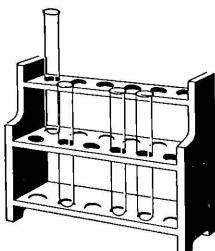
Im Labor ist heute ein Brutschrank für die Züchtung von Bakterien, Hefen, Pilzen und anderen Mikroorganismen, sowie zur Paraffineinbettung bei histologischen Untersuchungen unentbehrlich. Der neue KOSMOS-Wärmeschrank erfüllt beide Zwecke. Er ist handlich, zuverlässig im Gebrauch und vielseitig verwendbar. Preis DM 198,— Ausführlicher Prospekt L 326 auf Wunsch.

Für Paraffineinbettung
 und zur
 Bakterienzüchtung



**FRANCKH'SCHE
 VERLAGSHANDLUNG
 Abt. KOSMOS-Lehrmittel, Stuttgart O**

Alles fürs Mikrolabor . . .



Vom Deckgläschen bis zu kompletten Präparatereihen, von der Pinzette bis zu den für die Verarbeitung Ihrer Präparate nötigen Chemikalien haben wir alle Hilfsmittel und Geräte für Sie bereit.

Verlangen Sie kostenlos und unverbindlich unsere Prospektzusammensetzung „Alles fürs Mikrolabor“

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG · ABT. KOSMOS-LEHRMITTEL · STUTTGART O

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart,
der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft
Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft
Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

Nultsch, Dr. W.: Über Zellteilungsgifte	97
Hirling, Dr. W.: Napfschildläuse	103
Jakl, Dr. H. L.: Schrillorgane bei Käfern	105
Ziesak, Dr. W.: Mikroskopische Untersuchung der Mondbohne	108
Mikroskopie in der Schule	
Heiligmann, Dr. W.: Kleinpilze	111
Zur Einführung in die Mikroskopie	
Thiel, K.: Pflanzliche Kleinlebewesen im Aquarium	116
Winke fürs Labor	
Beck, E.: Präparation der recenten Diatomeen	122
Kleine Mitteilungen	128
Bücherschau	3. Umschlagseite
Umschlagbild Foraminifer aus der Familie der Peneroplidae. Natürliche Größe 0,2 mm. Ostküste der Insel Buenayre/Antillen. Aufn.: G. Göke, Hagen i. W.	

NEUERSCHEINUNGEN 1959

Dr. Helmut H. Dittrich : Bakterien, Hefen, Schimmelpilze

84 Seiten mit 46 Abbildungen im Text sowie 5 Kunstdrucktafeln. Kart. DM 9.80.
(Reihe „Einführung in die Kleinlebewelt“.)

Viele einfache Versuche demonstrieren die Arbeitstechnik und lehren, das Wesen dieser Organismen besser zu verstehen.

Dr. Rudolf Braun Tierbiologisches Experimentierbuch

165 Seiten mit 94 Abbildungen im Text sowie 8 Kunstdrucktafeln. Kart. DM 6.80.
(Reihe „Erlebte Biologie“.)

Sorgsam wählte der Verfasser nur solche Experimente aus, bei denen Tiere weder verletzt noch gequält werden, Experimente, zu deren Verständnis kein Fachwissen und zu deren Durchführung keine kostspieligen Geräte notwendig sind.

Prof. Dr. Franz Bükatsch Nahrungsmittelchemie für Jedermann

152 einfache Versuche zur Prüfung unserer Lebensmittel
114 Seiten mit 51 Abbildungen im Text und 16 graphischen Darstellungen. Kart. DM 9.80.
(Band 39 der Reihe „Handbücher für die praktische naturwissenschaftliche Arbeit“.)

Der Verfasser erläutert die Zusammensetzung der Nahrungsmittel, die Bedeutung der Nahrungsstoffe und Vitamine im Körperhaushalt des Menschen, Wirkung und Nachweis von Konservierungsmitteln und Verfälschungen, Untersuchung von Kohlenhydraten, Fetten und Eiweiß.

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

Über Zellteilungsgifte

Von Wilhelm Nultsch, Magdeburg

Schon 1831 entdeckte R. BROWN den Zellkern; aber es vergingen noch mehrere Jahrzehnte, bis man über die bei seiner Teilung ablaufenden, so überaus charakteristischen Vorgänge völlige Klarheit gewann. So glaubten SCHLEIDEN (1838) und HOFMEISTER (1867) noch, der Zellkern löse sich bei der Teilung im Cytoplasma auf und bilde sich durch Abtrennung des eiweißreicherem Teiles aus diesem wieder neu. Allgemein datiert man heute die Entdeckung der Kernteilungen auf das Jahr 1875, in dem fast gleichzeitig STRASBURGER an pflanzlichen und BüTSCHLI an tierischen Zellen die Phänomene des Kernteilungsvorganges eingehend beschrieben. Zwar hatten einige Jahre vorher bereits andere Autoren über einige Einzelheiten des Kernteilungsablaufes berichtet, die unsrer heutigen Vorstellungen schon recht nahe kommen, doch fanden diese Angaben kaum Beachtung und wurden bald wieder vergessen.

Etwa mit Beginn unseres Jahrhunderts, nachdem man gelernt hatte, die beobachteten cytologischen Phänomene zu deuten und sie zu einem nahezu lückenlosen Bild vom Ablauf der Mitose*) zusammenzufügen, wurde erstmalig auch über Störungen des Kernteilungsvorganges durch äußere Einflüsse, z.B. Chemikalien, Temperatur u.a. berichtet. Besonders der Einfluß der Chemikalien, von dem hier allein die Rede sein soll, erregte das Interesse der Fachgelehrten und bildete bis heute den Gegenstand zahlreicher Untersuchungen. Aus der Vielzahl der Forscher, die sich mit diesem Problem beschäftigt haben, seien hier nur einige genannt: DUSTIN, GA-VAUDAN, KOSTOFF, LEVAN, NEMEC, OEHLKERS, ÖSTERGREN, WADA, YAMAHA u.a. Zunächst wurden besonders Verbindungen aus der Gruppe der Narkotika untersucht, wie etwa Äthyläther, Chloroform, Chlorhydrat, Alkohol, Urethan u.a. Alle diese Verbindungen rufen gewisse Unregelmäßigkeiten im Ablauf der Mitose und Abnormitäten an den Chromosomen hervor, die jedoch in keinem Falle für die eine oder andere Verbindung spezifisch sind und keine klare Linie erkennen lassen. Zahlreiche weitere Verbindungsklassen können den Ablauf der Mitose beeinflussen, z.B. Alkaloide, zahlreiche Farbstoffe, anorganische Salze, organische Quecksilberver-

bindungen u.a. Sie alle werden nach DUSTINS Vorschlag als Mitosegifte (poisons caryoclasiques) bezeichnet. Eine ausführliche Besprechung dieser Verbindungen findet sich bei TISCHLER (1951) und BARTHELMESZ (1956).

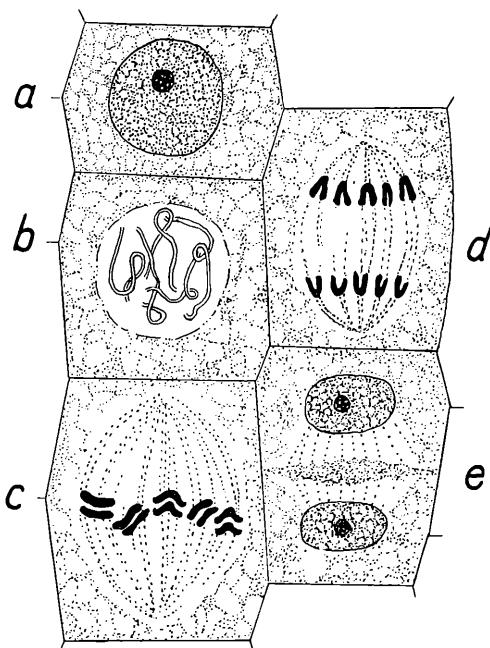


Abb. 1: Schematische Darstellung des Mitoseablaufes. a. Ruhekern mit Nucleolus. b. Prophase. c. Metaphase. d. Anaphase. e. Telophase (nach STOCKER)

In der konsequenten und systematischen Fortsetzung dieser Arbeiten gelang es DUSTIN (1934) und Mitarbeitern schließlich, im Colchicin, dem Alkaloid der Herbstzeitlosen (*Colchicum autumnale*), eine Substanz zu finden, die in spezifischer Weise den Mechanismus der Kernspindel außer Funktion setzt, ohne die übrigen Bestandteile des Cytoplasten sichtbar zu schädigen. Hierdurch werden charakteristische Veränderungen des normalen Mitoseablaufes hervorgerufen, die DUSTIN unter dem Namen „Stathmokinese“ zusammenfaßt, die heute aber meist, einem Vorschlag LEVANS (1937) folgend, als „C-Mitose“ bezeichnet werden. Die Entdeckung des Colchicins löste eine intensive Suche nach weiteren spezifisch wirkenden Spindelgiften aus, bei der eine ganze Reihe von Mitosegiften gefunden wurde.

*) So wird die Kernteilung wegen der charakteristischen Ausbildung der fädigen Spindelstrukturen seit FLEMMING (1882) genannt. Der von SCHLEICHER (1878) vorgeschlagene Name „Karyokinese“ konnte sich, obwohl von einigen Autoren bevorzugt, nicht durchsetzen. Näheres hierüber findet sich bei TISCHLER (1951).



Abb. 2: Dreipolare Spindel aus der Wurzelspitze der Zwiebel nach Colchicineinwirkung (Vergr. ca. 1500 ×)

Wir können die Mitosegifte nach verschiedenen Gesichtspunkten einteilen. Im Hinblick auf den Grad der hervorgerufenen Veränderung unterscheiden DE ROBERTIES, NOWINSKI und SAEZ (1954) in Anlehnung an LEVAN:

1. Letaler Effekt Die Substanz ruft eine Abtötung des Protoplasten, verbunden mit einer sichtbaren Veränderung der Chromosomen hervor. Der letzte Punkt unterscheidet sie von den bekannten Fixierungsmitteln. Bei der Wirkung auf die Chromosomen handelt es sich meist um eine Verflüssigung der Chromosomenhülle (Matrix), die Einzelheiten des Feinbaues der Chromosomen sichtbar werden lässt.

2. Spindelwirkung (Narkotischer Effekt nach LEVAN): Sie ist charakterisiert durch die Veränderung von Struktur und Mechanik der Kernspindeln.

3. Chromosomaler Effekt (Subnarkotischer Effekt nach LEVAN): Veränderungen der Chromosomen bei fehlender oder unvollständiger Unterdrückung der Spindeln, ähnlich denen nach Bestrahlung mit Röntgenstrahlen (radiomimetischer Effekt).

Im Hinblick auf den Zeitpunkt des Angriffs wird heute meist zwischen C-mitotischen Agenzien und Prophasengiften unterschieden, von denen die ersten, dem Colchicin ähnlichen, in der frühen Metaphase, die letzteren in der Prophase angreifen (HADDER und WILSON 1958).

Bevor wir jedoch die Wirkung der Mitosegifte im einzelnen besprechen, erscheint es angebracht, zur Bequemlichkeit

keit des weniger mit der Materie vertrauten Lesers den normalen Ablauf der Mitose an Hand des in Abb. 1 wiedergegebenen Schemas kurz zu rekapitulieren:

Der nicht in Teilung begriffene Zellkern (Nucleus), der meist als Ruhekern, treffender jedoch als Arbeitskern bezeichnet wird, ist durch die Kernwand begrenzt, die die mit einem farblosen Kernsaft angefüllte Kernhöhle umschließt (a). In dieser befinden sich die aus Eiweiß bestehenden Kernkörperchen (Nucleoli) in Ein- oder Mehrzahl. An fixierten und gefärbten Präparaten ist im Inneren das in der Hauptsache aus Chromatin bestehende Kerngerüst zu erkennen. Tritt der Zellkern in die Teilung ein, entwirrt sich das Kerngerüst zu einer bestimmten, artspezifisch konstanten Zahl von Chromosomen, die sich verkürzen und verdicken. Bei genauer Betrachtung erscheint jedes Chromosom in zwei Hälften, die Chromatiden, gespalten. Diese Vorgänge faßt man unter der Bezeichnung Prophase zusammen (b). In der Metaphase (c) ordnen sich die Chromosomen in der Mitte der Zelle zur Kern- oder Äquatorialplatte an, die in seitlicher Ansicht plattenförmig, in Flächenansicht meist sternförmig aussieht. Die Chromosomen teilen sich vollends in zwei selbständige Tochterchromosomen. Gleichzeitig bildet sich, schon in der Prophase beginnend, die Kernspindel aus, deren Fasern nach Auflösung der Kernmembran von den beiden einander gegenüberliegenden Polkappen zur Kernplatte führen und zum Teil an den Chromosomen ansetzen. Die Anheftungsstellen, an denen die Chromosomen meist eingeschnürt erscheinen, werden Centromere genannt. Während der Anaphase (d) wandern die Tochterchromosomen zu den beiden Spindelpolen,



Abb. 3: Zweikernige Zelle aus der Wurzelspitze der Kartoffel nach Colchicinbehandlung (Vergrößerung ca. 1500 ×)

wobei bereits ein Längsspalt an ihnen sichtbar wird. In der Telophase (e) schließlich wandeln sich die beiden Chromosomenkomplexe wieder in Ruhekerne um. Die Kernwand und die Nucleolen bilden sich neu, und die Chromosomen werden in das feine Chromatingerüst umgewandelt. Mit Ausbildung der neuen Zellwand ist die Zellteilung abgeschlossen. Den Zeitraum bis zum Beginn der nächsten Teilung bezeichnet man als Interphase.

Soviel zum Ablauf einer normalen Mitose. Um es dem interessierten Leser zu ermöglichen, selbst Versuche mit Mitosegiften durchzuführen, sollen nun noch einige methodische Hinweise folgen. Das günstigste und für derartige Versuche auch weitaus am häufigsten herangezogene Objekt ist die Küchenzwiebel (*Allium cepa*). Mit diesem Objekt, das jedermann zu-

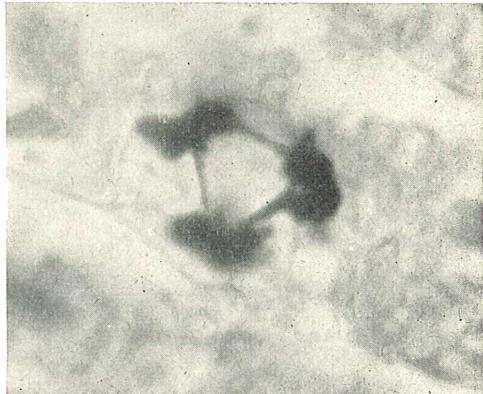


Abb. 5: Dreipolare Spindel mit Anaphasenbrücken aus der Wurzelspitze der Zwiebel nach Colchicineinwirkung (Vergr. ca. 1500 ×)



Abb. 4: Dreipolare Spindel in Anaphase. Im Mittelfeld zwei Karyomere (Pfeil). (Vergr. ca. 1500 ×)

gänglich ist, gestaltet sich das Experimentieren verhältnismäßig einfach. Man setzt die Zwiebeln, die möglichst noch nicht ausgetrieben sein sollen, so auf ein Hyazinthenglas, daß sie nicht in die Versuchslösung eintauchen, und stellt sie bei Zimmertemperatur auf. Schon nach wenigen Tagen treiben die Wurzeln aus und wachsen bald in die Lösung hinein. Hat diese einige Stunden bis Tage eingewirkt, schneidet man einige Wurzelspitzen ab und untersucht sie sofort unter Anwendung der Karminessigsäuremethode (Herrzsche Kochmethode). Will man Dauerpräparate haben, fixiert man in einem chromsäurehaltigen Gemisch (am besten FLEMMING),bettet in Paraffin ein, vorteilhaft unter Verwendung von Tetrahydrofuran (NULTSCH 1956), und färbt die Präparate nach Wunsch. Sehr schöne Bilder erhält man mit der FLEMMINGSchen Drei-

fachfärbung. Die Methodik ist also denkbar einfach und bereitet dem geübten Mikroskopiker keine technischen Schwierigkeiten.

Nicht ganz so einfach ist die Frage der Versuchssubstanzen zu lösen. Colchicin, dessen günstigster Anwendungsbereich zwischen 0,01 und 0,1 % liegt, wird nicht jedermann zugänglich sein, da es in die Giftklasse I gehört. Beim Trypaflavin, das z. B. in den unter dem Namen „Panflavin“ im Handel befindlichen Tabletten enthalten ist, liegen die Verhältnisse einfacher. Man löst eine Tablette in etwas Wasser, stellt aus der gelben Lösung einige Verdünnungen her und erprobt die günstigste Konzentration. Die Carbamate, die den Wirkstoff einiger Kartoffelkeimhemmungsmittel bilden (Agermin, Keimstop, Tixit, nicht aber Belvitan K), kann man durch Extraktion aus diesen erhalten. Da sie jedoch schlecht wasserlöslich sind, emp-



Abb. 6: Mehrkernige Zelle aus der Wurzelspitze der Zwiebel nach IPC-Einwirkung. Der eine Kern erscheint hantel förmig eingeschnürt (Vergrößerung ca. 1500 ×)

fiehlt es sich, einen großen Überschuß der meist nur wenig Wirkstoff enthaltenden Mittel in Wasser zu suspendieren und dieses durch mehrtägiges Stehenlassen unter häufigem Umschütteln zu sättigen und dann zu filtrieren. Ist die Lösung gesättigt, liegt die günstigste Konzentration bei etwa fünf- bis zehnfacher Verdünnung. Ähnlich ist mit dem Hexachlorcyclohexan (HCH) zu verfahren, das den Wirkstoff zahlreicher

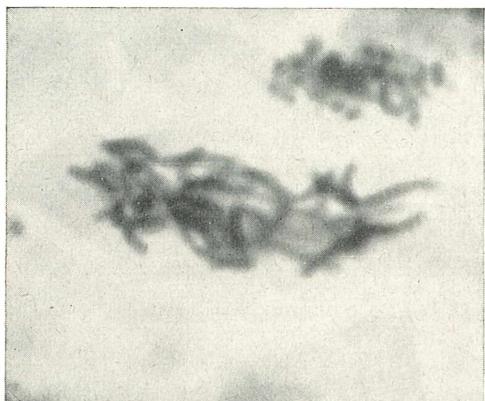


Abb. 7: Polyplioide Zelle aus der Wurzelspitze der Zwiebel nach IPC-Einwirkung. Fast die ganze Zelle ist mit Chromosomen angefüllt (Vergr. ca. 1500 X)

Insektenbekämpfungsmittel bildet. Allerdings löst sich das HCH in Wasser noch schlechter, weshalb man zum Anziehen der Zwiebelwurzeln in diesem Falle besser angefeuchtetes Sägemehl benutzt, dem man eine größere Menge dieses Mittels zugesetzt hat. Sand und Erde sind auf keinen Fall zu verwenden, wenn Mikrotomschnitte angefertigt werden sollen! Die günstigsten Konzentrationen und Einwirkungszeiten müssen in jedem Falle erst erprobt werden, da genaue Konzentrationsangaben nur bei Verwendung reiner Wirkstoffe möglich sind.

Wie schon erwähnt, erfolgt der Angriff der C-mitotischen Agenzien, zu denen neben dem Colchicin selbst das Acenaphthen, Hexachlorcyclohexan, Isopropyl-N-phenylcarbamid (IPC) u. a. gehören, auf die Kernteilung mit Beginn der Metaphase. Die Prophase läuft also auch in Gegenwart dieser Verbindungen im wesentlichen ungestört ab. Mit Eintritt in die Metaphase werden jedoch sogleich Veränderungen sichtbar, die in der völligen oder teilweisen Unterdrückung der Funktion der Kernspindel ihre Ursache haben. Eine der auffälligsten Störungen des Spindelapparates ist die Anlage von mehr als zwei Spindelpolen (Abb. 2). Das Ergebnis solcher multipolaren Spindeln sind mehr-

kernige Zellen (Abb. 3), deren Kerne, wenn die Ausgangszelle normal diploid war, notwendigerweise weniger Chromosomen enthalten als gewöhnlich, also hypoploid sind. Die ungleichmäßige Verteilung der Chromosomen auf die drei Spindelpole ist in Abb. 2 deutlich zu erkennen. In extremen Fällen können sogar einzelne „versprengte Chromosomen“, die infolge von Defekten einzelner Spindelfasern aus dem Verband der Chromosomen herausgesprengt und irgendwo in der Zelle liegengelassen sind (Abb. 4), sogenannte Kleinkerne (Karyomere) bilden. Als Begleiterscheinung multipolarer Spindeln treten bisweilen verbogene Zellplattenanlagen auf, die die Bildung kernloser Zellen zur Folge haben können. Ein weiteres typisches Symptom der C-Metaphase, wie sie LEVAN (1938) genannt hat, ist die zerstreute Anordnung der Chromosomen in der Kernregion (scatters) an Stelle der Bildung einer Aquatorialplatte nach Colchicineinwirkung.

Erfolgt die Trennung in der Anaphase unvollständig, so bilden sich zwischen den Tochterkernen Brücken aus Chromatin (Anaphasenbrücken, Abb. 5), oder es werden die beiden nicht völlig getrennten Chromosomenkomplexe in der Telophase sogar von einer gemeinsamen Kernmembran umgeben, so daß eingeschnürte Kerne

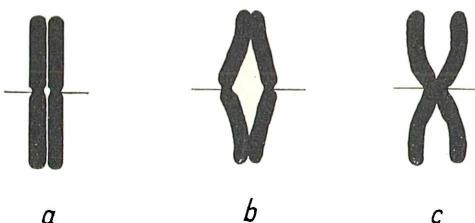


Abb. 8: Einfluß von Colchicin auf die Chromosomentrennung. a. Lage der Chromosomen gegen Ende der Metaphase. b. Normale Chromosomentrennung in der Anaphase, an den Centromeren beginnend. c. Durch Colchicin verzögerte Centromerentrennung. Die Spalthälften trennen sich zuerst an den Enden, was eine x-förmige Gestalt der Chromosomen bedingt.

von hantelförmigem Aussehen resultieren (Abb. 6), sogenannte Pseudoamitosen. Schließlich kommt es auch vor, daß die beiden Tochterkomplexe sich gar nicht erst trennen und einen unregelmäßig gestalteten „Restitutionskern“ mit doppelter Chromosomenzahl bilden. In diesem Falle wird die Kernspindel also völlig unterdrückt, was zur Verdoppelung und, bei mehrfacher Wiederholung, zu einer Vervielfachung der Chromosomenzahl führt. Man nennt solche Zellen, je nachdem ob sie vier, acht oder viele Chromosomensätze haben, tetra-, octo- und polyploid (Abb. 7). Der erreichbare Grad der Polyploidie ist

bei den einzelnen Pflanzenarten außergewöhnlich verschieden. Während z. B. LEVAN (1938) bei der Küchenzwiebel nach Colchicineinwirkung 1024 Chromosomen zählen konnte, was dem 128fachen der normalen Anzahl entspricht, bereitet bei der Gerste die Vereinigung von mehr als vier Chromosomensätzen Schwierigkeiten, weshalb hier die Zahl der Kerne zunimmt, die schließlich 30 und mehr betragen kann.

Neben der Wirkung auf die Spindel, die den C-mitotischen Agenzien eigen ist, üben die meisten Mitosegifte, wie schon erwähnt, auch einen Einfluß auf die Chromosomen aus. Am bekanntesten ist die Ausbildung der sogenannten C-Chromosomen (LEVAN 1938), deren x-förmige Gestalt die Folge einer verzögerten Centromerentrennung ist (Abb. 8). Bei der normalen Mitose beginnt die Trennung der beiden Tochterchromosomen an den Centromeren (b). Denn hier setzen die Spindelfasern an und ziehen die Tochterchromosomen gleichsam auseinander. Nach Einwirkung

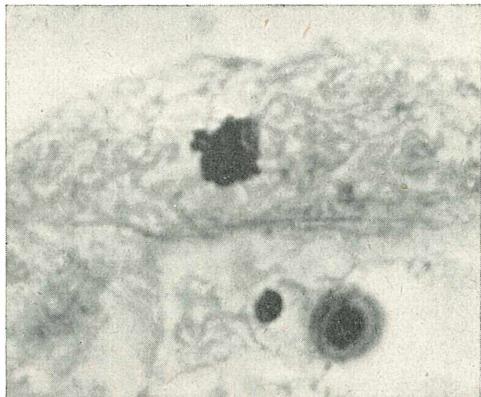


Abb. 10: Chromosomenverklumpung (clump) infolge Einwirkung höherer Colchicinkonzentrationen (Vergr. ca. 1500 ×)

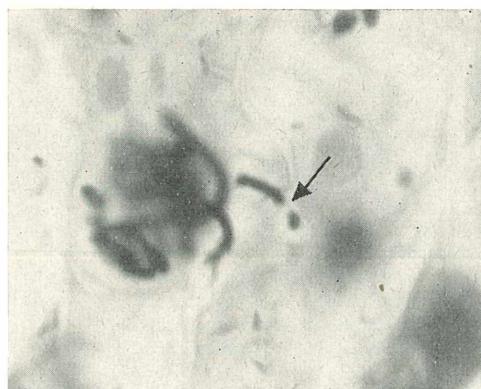


Abb. 9: Chromosom mit abgetrenntem Fragment (Pfeil) aus der Wurzelspitze der Zwiebel nach IPC-Einwirkung (Vergr. ca. 1500 ×)

von Colchicin und einigen anderen Mitosegiften trennen sich die Spalthälften dagegen von den Enden her, und das Centromer teilt sich erst ganz zuletzt (c). Eine weitere, nach Einwirkung von Mitosegiften häufig zu beobachtende Erscheinung ist die Fragmentation der Chromosomen und Chromatiden (Abb. 9). Die abgebrochenen Teilstücke bleiben in der Anaphase meist zwischen den beiden Spindelpolen liegen, doch kann es auch vorkommen, daß sie an andere Chromosomen angeheftet werden, was zu einer Veränderung des Genbestandes der einzelnen Chromosomen, also zu Mutation führt und besonders für

die Reifeteilung (Meiose) von Bedeutung ist. Auch Agglutinationen (clumps) der Chromosomen in der Metaphase sind häufig nach der Einwirkung von Mitosegiften zu beobachten (Abb. 10), insbesondere nach Anwendung höherer Konzentrationen. Vielfach schwellen die Chromosomen dabei an und bilden eine einheitlich erscheinende, tiefgefärbte Masse (Pyknose). Hierher gehört schließlich auch noch die abnorm starke Kontraktion der Chromosomen nach Einwirkung mancher Mitosegifte, die erheblich über das Maß der normalerweise in der Metaphase zu beobachtenden Chromosomenkontraktion hinausgeht.

In diesem Zusammenhang sei noch erwähnt, daß viele Pflanzen auf die Einwirkung von C-Mitosegiften auch mit morphologischen Veränderungen reagieren. Diese treten an den Wurzeln und Sprossen der behandelten Pflanzen in Form keuliger Anschwellungen (C-Tumoren nach LEVAN) in Erscheinung, und zwar kurz hinter den Vegetationspunkten, also in der Zone des Streckungswachstums (Abb. 11). Hervorgerufen werden sie durch eine Vergrößerung der Zellen, deren Anzahl gegenüber unbehandelten Pflanzen nicht verändert ist.

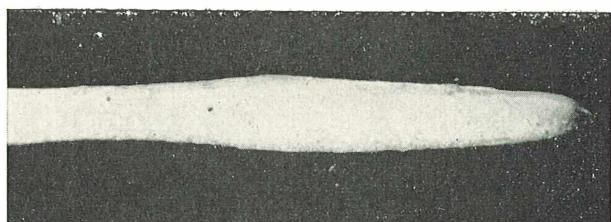


Abb. 11: Wurzelspitze der Zwiebel nach 24stündiger Colchicineinwirkung

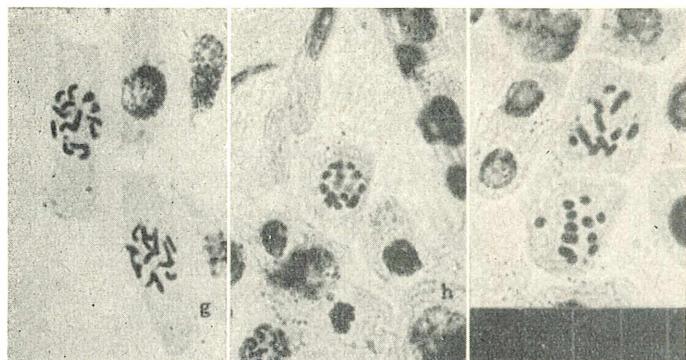


Abb. 12: Verlauf der Actidion-Mitose (Prophasegift-Typ) nach HADDER und WILSON. Erklärungen im Text

Im Gegensatz zu den C-Mitosegiften greifen die Prophasegifte, wie sie D'AMATO (1948) genannt hat, bereits in der Prophase an. Eines der auffälligsten durch sie verursachten Symptome ist die anomale Kontraktion der Chromosomen, die diese sonst in der Prophase noch langgestreckten Gebilde extrem kurz, fast kugelig erscheinen lässt (Abb. 12). Ohne daß es zu einer Auflösung der Kernmembran kommt, nehmen die Kerne allmählich ein für die Telophase charakteristisches Aussehen an, um dann Interphasenkerne zu bilden. Sie gehen also aus der Prophase direkt in die Telophase über, indem sie Meta- und Anaphase überspringen. Allem Anschein nach beruht die Wirkung der Prophasegifte in erster Linie auf einer Beeinflussung der Kernmembran, deren Auflösung während der Mitose sie verhindern, was notwendigerweise eine durchgreifende Veränderung des Mitoseablaufes zur Folge hat. In höheren Konzentrationen verhindern die Pro-

13 wiedergegeben ist. Pro- und Metaphase sind hier noch unterteilt. Die Pfeile geben die Angriffspunkte der beiden Typen an. Im übrigen bedarf das Schema wohl keiner Erläuterung.

Die bisher zur Erklärung der biochemischen Ursachen der Mitosegiffwirkung entwickelten Vorstellungen spiegeln unser mangelhaftes Wissen auf diesem Gebiet wider. Manche Autoren vermuten einen Zusammenhang zwischen Mitosegiffwirkung und Lipoidlöslichkeit, ähnlich der bekannten Theorie der Narkose. Andere nehmen als Ursache eine Dehydratation der Kolloide durch die Mitosegifte an. Wieder andere (DUSTIN 1947) halten einen Zusammenhang zwischen Mitosegiffwirkung und Nucleinsäuresynthese für wahrscheinlich, zum mindesten im Falle der Carbamate. Schließlich mag noch eine neu erwähnt werden, wonach die Mitosegifte mit den Thiolgruppen der Zellen reagieren

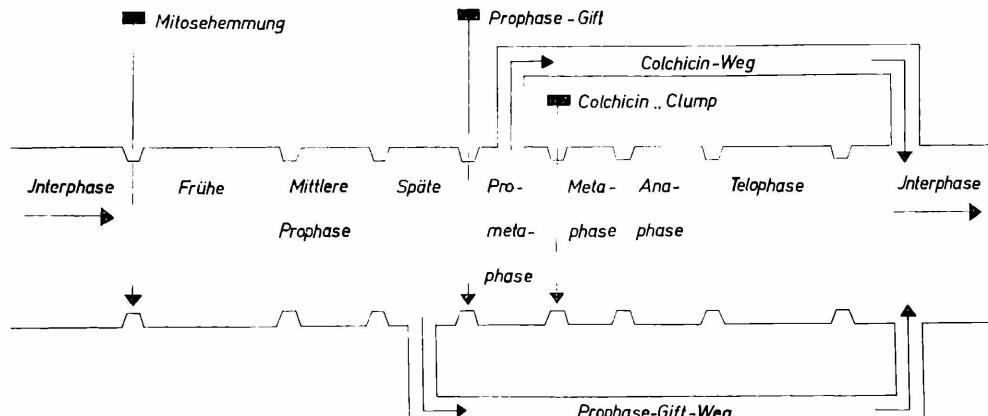


Abb. 13: Schematische Darstellung der Wirkung von Colchicin und Prophasemodifizierenden Giften auf den Mitoseablauf (nach HADDER und WILSON, verändert)

und so den Mitoseablauf stören sollen (BARRON 1951). Alle sind jedoch eben nur Hypothesen, und eine gesicherte Vorstellung von den biochemischen Hintergründen der Mitosegiftwirkung besteht heute praktisch noch nicht.

Wenden wir uns abschließend noch der Frage zu, welche praktische Bedeutung die Mitosegifte haben, so muß die Mannigfaltigkeit ihrer Anwendungsgebiete überraschen. Manche von ihnen, z. B. Urethan und N-Lost, finden in der Medizin Verwendung, insbesondere in der Krebstherapie, wo man sich ihre hemmende Wirkung auf die Vermehrung der Krebszellen zunutze macht. Auch zur Bekämpfung der Leukämie hat man sie mit Erfolg eingesetzt. Besondere Bedeutung haben die Mitosegifte und vor allem das Colchicin jedoch in der Pflanzenzüchtung erlangt, wo man mit ihrer Hilfe künstlich polyploide Pflanzen erzeugt, die gegenüber den Ursprungsformen oftmals günstigere Eigenschaften besitzen, indem sie z. B. höhere Erträge bringen. Ein weiteres wichtiges Anwendungsgebiet ist der Pflanzen- und Vorratsschutz, wo einige Vertreter, z. B. Isopropyl-N-phenylcarbamid (IPC) und Isopropyl-N-(3-chlorphenyl)-carbamid (CIPC), als Herbizide zur Unkrautbekämpfung und als Keimhemmungsmittel für Kartoffeln eingesetzt werden. Dieser kurze Überblick, der nur die wichtigsten Anwendungsgebiete nennt und keineswegs den Anspruch auf Vollständigkeit erhebt,

läßt deutlich erkennen, daß die Mitosegifte nicht nur für den Cytogenen von speziellem Interesse sind, sondern darüber hinaus auch für viele andere Zweige der Wissenschaft und der Praxis eine außerordentlich große Bedeutung haben.

L iter atur

1. BARTHELMESZ, A.: Mutagene Arzneimittel. Arzneimittelforschung 6 (1956) 157.
2. BARRON, E. S. G.: Thiol groups of biological importance. Advances Enzymol. 11 (1951) 261
3. DUSTIN, A. P.: Contribution à l'étude de l'action des poisons caryoclasiques sur les tumeurs animales II. Mém. Action de la colchicine sur le sarcome greffé, type Crocker, de la souris. Bull. Acad. Méd. Belgique 5. Ser. 14 (1934) 487
4. DUSTIN, A. P.: Some new aspects of mitotic poisoning. Nature 159 (1947) 794
5. D'AMATO, F.: Ricerche sull'attività citologica di alcuni composti organici con particolare riguardo alla colchicina-mitosi e agli effetti tossici. Caryologia 1 (1948) 49
6. HADDER, J. C. u. G. B. WILSON: Cytological assay of c-mitotic and prophase poison actions. Chromosoma 9 (1958) 91
7. LEVAN, A.: Cytological studies in the *Allium paniculatum* group. Hereditas 23 (1937) 317
8. LEVAN, A.: The effect of colchicine on root mitoses in *Allium*. Hereditas 24 (1938) 471
9. NULTSCH, W.: Tetrahydrofuran, ein neues Intermedium für die Einbettung mikroskopischer Objekte in Paraffin und Celloidin. Mikrokosmos 45 (1956) 112
10. DE ROBERTIES, E. D. P., W. W. NOWINSKI u. F. A. SAEZ: General cytology 2. Aufl. Philadelphia/London 1954
11. TISCHLER, G.: Kernteilung und Kernverschmelzung, in Handb. d. Pflanzenanatomie, Allgem. Teil: Cytologie, Bd. II Allgemeine Pflanzenkaryologie, 2. Hälfte, 2. Aufl. 1951

Napfschildläuse

Von Walter Hirling, Märkt (Kreis Lörrach)

Die Gemeine Napfschildlaus unserer Abb. 1 hat sich als Zweitlarve unter dem Napf einer vorjährigen Drittlarve festgesetzt und hat beim Wachsen den alten, jetzt schon etwas verwitterten und durchlöcherten Napf der letztjährigen Laus hochgehoben.

Die im Frühjahr und Sommer schlüpfenden Erstlarven (Abb. 2 u. 3) der Laus wandern auf die Blätter. Nach ihrer Häutung im Spätsommer ziehen sich die Zweitlarven (Abb. 4) zur Überwinterung auf die Zweige zurück. Viele kommen jedoch nicht mehr dazu, fallen mit den Blättern ab und gehen zugrunde. Nach der Häutung der überwinternten Zweitlarven zu Drittlarven (Abb. 1) im nächsten Frühjahr wölbt und chitinisiert sich ihr Rücken immer mehr. Der Rücken wird zum „Napf“. Durch die Wölbung des Rückens werden auch die Beine von ihrer Unterlage abgehoben. Die Drittlarve ist daher ortsgesunden. Mit der fortschreitenden Eiablage schrumpft der Körper des Tieres immer mehr ein. Schließlich liegt der tote Rest nur noch als dünnnes,

vertrocknetes Häutchen dem stark chitinisierten Rücken — Napf — innen an. Dieser dient nun den Eiern und den frisch gechlüpften Jungen als Schutz. Hebt man ihn von seiner Unterlage ab, so entleert sich ein weißer Staub: die Eier oder später die leeren Eihüllen.

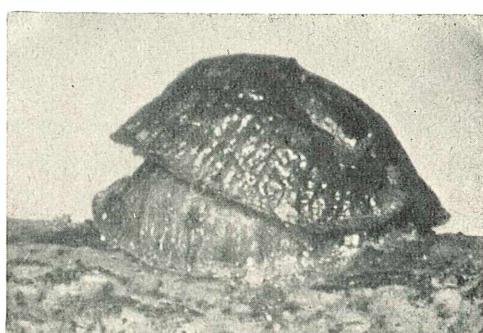


Abb. 1: Die Gemeine Napfschildlaus (*Eulecanium corni* (Bch.) Cecconi)

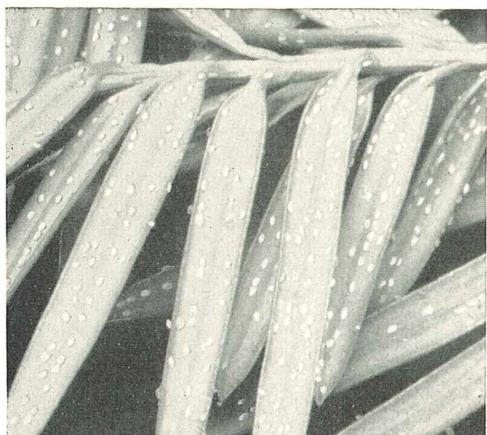


Abb. 2: Nadeln der Eibe mit Erstlarven der Eibennapfschildlaus (*Eulecanium crudum* (Green))

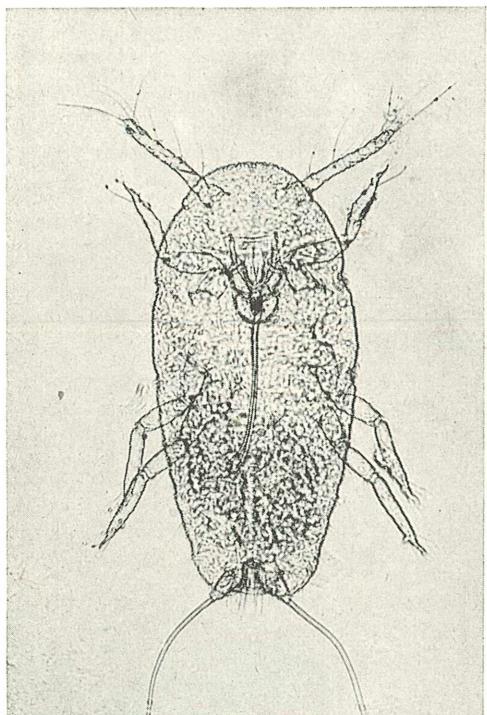


Abb. 3: Mikroaufnahme einer Erstlarve der Eibennapfschildlaus

Die Napfschildläuse (Lecaniidae) bilden eine Familie der zu der Ordnung der Schnabelkerfe (Hemiptera) gehörenden Überfamilie der Schildläuse (Coccoideae). Die Angehörigen der nahe verwandten Familie der Deckelschildläuse (Diaspidinae) bilden aus Wachsaußscheidungen, Exkre-

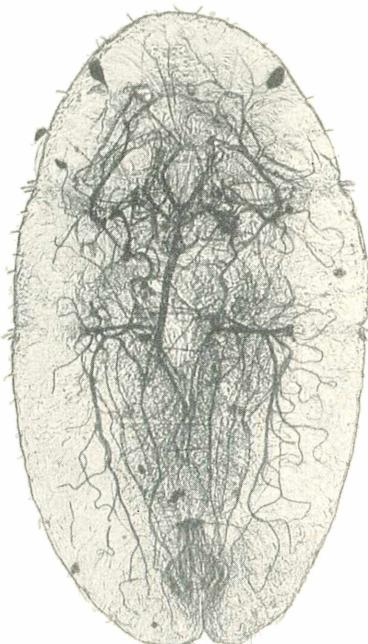


Abb. 4: Zweitlarve der Eibennapfschildlaus. Auf der Mikroaufnahme sind der Körperrand mit den Randborsten und das mit Luft gefüllte Tracheensystem scharf. Die auf dem Körperrücken liegenden Fühler sind nur schwach, die Beine auf der Bauchseite nicht zu sehen.

menten und abgestreiften Larvenhäuten ein Schild, unter dem das Tier sitzt. Diese Familie gab der ganzen Überfamilie den deutschen Namen „Schildläuse“. Den Napfschildläusen dient ihr stark chitinisierter Rücken als Schild.

Die Schildlausmännchen machen fünf Entwicklungsstadien durch: Erstlarve, Zweitlarve, Pronymphe, Nymphe, Imago. Das fertig entwickelte Männchen hat die für Insekten typischen drei Beinpaare, Augen, Fühler und Flügel. Die Schildlausweibchen sind dagegen bereits als Drittlarven geschlechtsreif (Neogenie). Sie haben keine Flügel. Bei vielen Arten fehlen Beine, Augen und Fühler. Die Weibchen sind daher meist kaum noch überhaupt als Tier zu erkennen. Von der mehr oder weniger starken, oft halbkugeligen bis kugelförmigen Wölbung des Rückens der Napfschildläuse röhrt der heutige wissenschaftliche Name der Schildläuse „Coccoidea“ (Griech. *kokkos* = Beere).

Die Gemeine Napfschildlaus kann sich sowohl geschlechtlich als auch ungeschlechtlich fortpflanzen. Bei geschlechtlicher Fortpflanzung entstehen Männchen

und Weibchen, bei ungeschlechtlicher nur Weibchen. In klimatisch ungünstigen Lagen ist die Entwicklung der männlichen Larven gehemmt. Die empfindlichen Männchen können außerdem bei schlechtem Wetter während ihrer Geschlechtsreife den Schutz ihrer Schilder nicht verlassen, um die Weibchen zur Begattung aufzusuchen. Die Begattung unterbleibt. Je nördlicher und je höher die Lage, um so seltener sind die Männchen. In Nordeuropa und im Gebirge pflanzt sich die Gemeine Napfschildlaus nur noch ungeschlechtlich fort.

Die Bestimmung der Napfschildlausarten ist im Stadium der Drittlarve (Abb. 1) unsicher. Die Unterscheidung sehr ähnlicher Arten ist nur nach den mikroskopischen Merkmalen der Zweitlarve möglich. Die in verschiedenen Ebenen, auf dem Rücken, am Körperrand und auf der Bauchseite der Tiere liegenden Unterscheidungsmerkmale sind auf einer Mikroaufnahme (Abb. 4)

nicht alle gleichzeitig deutlich genug zu erkennen. Zur Bestimmung der schwer unterscheidbaren Arten der wichtigen Gattung *Eulecanium* empfehle ich die Beschreibung von SCHMUTTERER (1).

Literatur

1. SCHMUTTERER, H.: Zur Kenntnis einiger wirtschaftlich wichtiger mitteleuropäischer *Eulecanium*-Arten (Homoptera; Coccoidea; Lecaniidae). Zeitschr. f. angew. Entom., 36, 1954, S. 62–83.
2. SCHMUTTERER, H. und W. KLOFT: Coccoidea in P. Sorauer: Handbuch der Pflanzenkrankheiten. V. Band. Tierische Schädlinge. 2. Teil, 4. Lieferung. Homoptera II. Teil. 5. Auflage. Berlin und Hamburg 1957.
3. SUTER, P.: Zur Biologie von *Lecanium corni* Béché. (Homopt., Coccoid.). Mitt. Schweiz. Entom. Ges., 23., 1950, S. 95–103.
4. THIEM, H.: Beitrag zur Parthenogenese und Phänologie der Geschlechter von *Eulecanium corni*. Zeitschr. f. Morph. u. Ök. der Tiere, 27., 1933.
5. THIEM, H.: Sexualbiologische Studien an der Zwetschgenschildlaus (*Eulecanium corni*). Forschung u. Fortschritt, 9., 1933, S. 492–493.

Schrillorgane bei Käfern

Von Hans L. Jakl, Wien

Bei den wirbellosen Tieren sind schallergende Arten weit häufiger als wir im allgemeinen annehmen. Meistens entsteht jedoch die Lautäußerung nur gleichsam am Rande eines Bewegungsvorgangs und ist nicht Selbstzweck. Hierher gehören zum Beispiel die Laute, die beim Springen der jungen Kamm-Muscheln (*Pecten* sp.) entstehen, wenn die Tiere sich aus Ebbetümpeln ins Meer zurückziehen und die an das Geklapper von Kastagnetten erinnern, oder die Schnecken-„Stimmen“, wie das Schmatzen von lungenatmenden Süßwasserschnecken (z. B. Spitzhornschnucke *Limnæa stagnalis*) beim Öffnen des Atemloches an der Wasseroberfläche genannt wird. Auch die Weinbergschnecke (*Helix pomatia*) erzeugt beim Atmen ein Geräusch, das als eigenartiges Knistern hörbar wird, wenn die Schnecke sich tief in die Schale zurückzieht und die ausgestoßene Atemluft mit dem Schleim der Oberhaut einen Schaum bildet, dessen Bläschen zerplatzen. Kaum erwarten würde man eine Schallerzeugung bei Regenwürmern, und doch liefern die Tiere bei ihrer Arbeit Laute, die nach MANGOLD wie „Da“, „De“, „Di“, „Do“, „Du“ oder „Drrrt“ klingen und willkürlich hervorgebracht werden sollen, eine Tatsache, die in China schon seit altersher bekannt ist, da der Regenwurm dort „singendes Mädchen“ (ko-nü) heißt.

„Beabsichtigte“ Lautäußerungen, die jedoch nicht von besonderen Organen hervorgebracht werden, sind ebenfalls bei Wirbellosen recht häufig. Es sei hier nur an den bekannten Bombardierkäfer (*Bra-*

chinus crepitans) erinnert, der seine Feinde dadurch abschreckt, daß er aus Hinterleibsdrüsen einen Stoff ausspritzt, der an der Luft mit einem deutlichen Knall, also einer sehr kurz andauernden Lufterschütterung, explodiert. Die gleiche abschreckende Wirkung erreicht der Totenkopf-schwärmer (*Acherontia atropos*) durch einen piepsenden Laut, der durch Auspresen von Luft aus dem Saugmagen entsteht. Um das Weibchen anzulocken und zu finden, schlägt der Klopfkäfer, die Totenuhr (*Anobium pertinax*), mit dem Kopf gegen das Holz, worauf ihm das Weibchen in gleicher Weise antwortet.

Für den Mikroskopiker sind natürlich gerade jene Lautäußerungen interessant, für die besondere Werkzeuge ausgebildet worden sind, sind es doch eben diese Werkzeuge, die ihm ein weites Arbeitsgebiet eröffnen.

Wir fassen diese Bildungen als Stridulationsorgane zusammen, obwohl sich nicht alle in diesen Begriff fügen. Als Stridulationsorgan im engeren Sinn ist nur eine solche Einrichtung am Tierkörper zu verstehen, die aus zwei oder mehreren harten Gebilden besteht, wobei durch deren sinnvolle Betätigung Schallschwingungen entstehen. In den meisten Fällen ist die biologische Wirkung der Lautäußerungen unbekannt und vielleicht stellen manche Stridulationsorgane nur Luxusbildungen dar. Der Mechanismus der Schrilleinrichtung ist bei den Springschrecken (Saltatorien) am besten untersucht und zeigt hier eine hohe Einförmigkeit, da die Laubheu-

schrecken (Locustiden) stets Adern der Vorderflügel gegeneinander reiben und die Feldheuschrecken (Acridiiden) den Schrilleffekt durch Streichen einer Körnerleiste des Hinterschenkels an einer bevorzugten Flügelader (Schrillader) hervorbringen.

Bei den Käfern ist nun das Stridulationsorgan sehr mannigfaltig abgewandelt. Ein normal gebautes Schrillorgan besteht aus

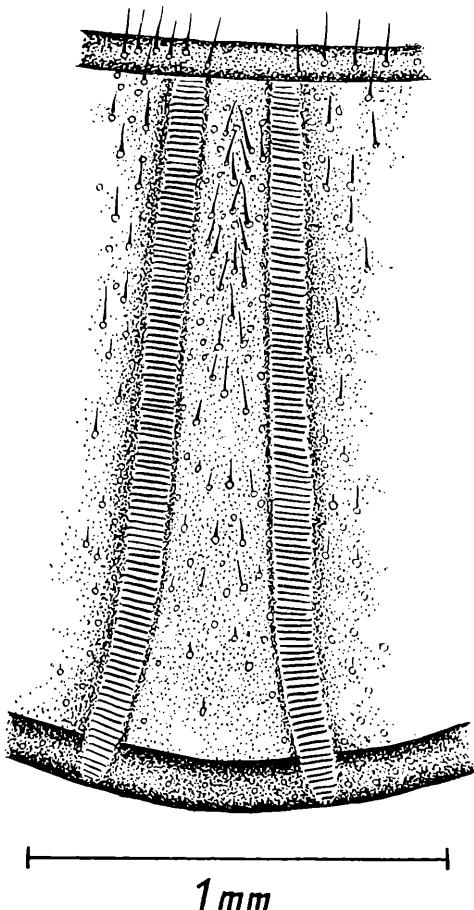


Abb. 1: Stridulationsorgan (dorso-elytre) vom Totengräber (*Necrophorus vespillo* L.). Damit erzeugt der Käfer Schwingungen bis zu 28 000 Hz.

stets zwei Teilen: Plectrum und Pars stridens, wobei die Pars stridens über das ruhende Plectrum hinweggeführt wird. Nur bei verkehrten, „inversen“, Einrichtungen ist das Plectrum beweglich, während die Pars stridens ruht. Vergleichen werden die beiden Bausteine eines Schrillorgans mit den Teilen einer Sirene nach SAVART (erstmals von J. REGEN richtig erkannt), wobei die Pars dem Zahnrad entspricht und das Plectrum dem Sperrhaken,

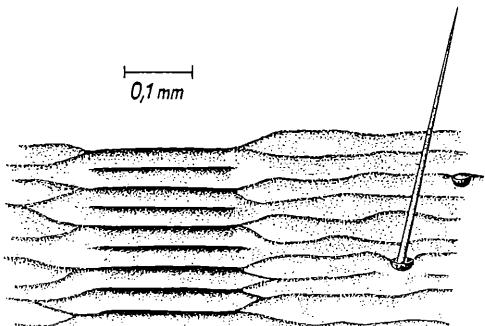


Abb. 2: Ausschnitt aus dem Stridulationsorgan (metacoxa-ventrale) von *Geotrupes vernalis* L. (Rößekäfer). Das Organ liegt in einer haarlosen Zone und arbeitet in einem kontinuierlichen Frequenzband zwischen 8000 und 40 000 Hz.

wie dies auch von den Schnarren oder Ratschen der Jahrmarkte her bekannt ist. Am Insekt ist nun an Stelle der Anordnung der Zähne am Kreisumfang eine gerade Reihung getreten, wie sie von den Schrapern aus urgeschichtlicher Zeit oder von uralten Völkern her geläufig ist. Im Gegensatz zu den Springschrecken weisen bei den Käfern in der Regel beide Geschlechter des Vollinsekts die Schrillorgane auf, obwohl auch Larvenschrillorgane bekannt wurden. In der folgenden Aufstellung sind die Bautypen der schallerzeugenden Organe zusammengestellt: zuerst wird jener Körperteil angeführt, der die Pars stridens trägt, danach der mit dem Plectrum versehene Teil.

Die Aufstellung zeigt, daß recht viele Käfer entweder im vollentwickelten Zustand oder als Larven Schrillwerkzeuge aufweisen. Die Materialbeschaffung zur Anfertigung mikroskopischer Präparate ist daher bei den meisten Organen nicht schwierig. Die einheimische Käferfauna liefert so gut wie alle Möglichkeiten. Beim Abtöten der gefangenen Käfer ist nicht die hohe Sorgfalt erforderlich, wie sie bei Sammlungsobjekten notwendig ist. Am günstigsten ist wohl die übliche Tötung in

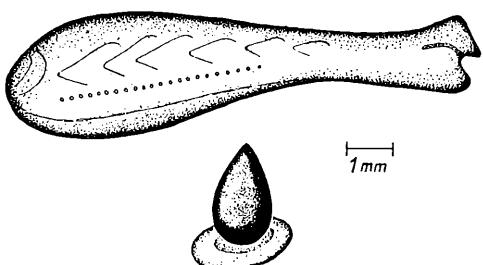


Abb. 3: Zum Vergleich das Stridulationsorgan am Hinterschenkel einer Feldheuschrecke (Acriidae) mit herausgezogenem Schrillkegel.

Unpaare Schrillorgane beim Vollinsekt

Lage am Tier	Name des Werkzeugs	Käferfamilie	Gattung
Scheitel — Halsschild	vertice-pronotale	Laufkäfer	<i>Platyderus</i>
		Glanzkäfer	<i>Mikrolestia</i>
		Schwarzkäfer	<i>Cryptarcha</i>
		Blattkäfer	<i>Glischrochil</i>
Kehle — Vorderbrust	gula-prosternale	Klopfkäfer	<i>Enoplus</i>
		Schwarzkäfer	<i>Spilispa</i>
m. Schildchen — Halsschild	mesoscutello-pronotale	Borkenkäfer	<i>Priobium</i>
		Bockkäfer	<i>Dryophilus</i>
Vorderbrust — Mittelbrust	Prosterno-mesosternale	Blattkäfer	<i>Helops</i>
		Blatthornkäfer	<i>Scolytus</i>
			<i>Cerambyx</i>
			<i>Lamia</i>
			<i>Clytra</i> (oft)
			<i>Serica</i>
			<i>Maladera</i>

Paarige Schrillorgane beim Vollinsekt

Rücken — Flügeldecken	dorso-elytre	Aaskäfer Schwarzkäfer Blatthornkäfer	<i>Necrophorus</i> <i>Phylan</i> <i>Trox</i> <i>Copris</i> <i>Ochodaeus</i> <i>Criocerus</i> <i>Anoxia</i> <i>Pentodon</i> <i>Polyphylla</i> <i>Spercheus</i> <i>Hydrophilus</i> <i>Sternocera</i> <i>Blethisia</i> <i>Elaphrus</i>
Rand der Bauchhalbringe oder Seitenteile — Flügeldecken	ventro-elytre	Blattkäfer Blatthornkäfer Wasserkäfer	viele viele <i>Cyphrus</i> <i>Haliplus</i> <i>Prionus</i> <i>Ctenocelis</i> <i>Philerus</i> <i>Geotrupes</i> <i>Ceratophyus</i> <i>Trichius</i>
Flügeldecke — Rücken	elytra-dorsale	Prachtkäfer Laufkäfer	
Flügeldecke — Rand der Bauchhalbringe	elytra-ventrale	Schwimmkäfer	
Flügeldecke — Hinterschenkel	elytra-metafemorale	Rüsselkäfer	
Flügel — Rücken	ala-dorsale	Laufkäfer	
Hinterhüfte — Bauchhalbring	metacoxa-ventrale	Wassertreter	
Bauchhalbring — Hinterhüfte	ventre-metacoxale	Bockkäfer	
Vorderschenkel — Halsschild	profemur-pronotale	Riesenkäfer	
Hinterschenkel — Bauchhalbring	metafemur-ventrale	Blatthornkäfer	
Bauchhalbring — Hinterschenkel	ventre-metafemorale	Blatthornkäfer	
		Laufkäfer	<i>Siagonia</i>
		Paussiden	<i>Paussus</i>
		Sägekäfer	<i>Heterocerus</i>

Schrillorgane bei Larven

Oberkiefer — Unterkiefer	mandibula-maxillare	Blatthornkäfer	<i>Aphodius</i> <i>Scarabaeus</i> <i>Trichius</i> <i>Cetonia</i> <i>Geotrupes</i>
Mittelhüftring — Hinterschenkel	mesotrochanter-metafemorale	Blatthornkäfer	
Mittelhüfte — Hinterhüftring	mesocoxa-metatrochanterale	Hirschkäfer	<i>Lucanus</i>
Mittelhüfte — Hinterfuß	mesocoxa-metapodale	Passaliden	<i>Passalus</i>

Essigäther, der im Gemisch mit Wasser 1:1 die Tiere geschmeidig beläßt, so daß das Herauslösen der Schrillorgane auch bei kleinen Formen unter der Stativlupe oder dem Binokular leicht gelingt. Soll luft-trockenes Sammlungsmaterial zur Verarbeitung kommen, empfiehlt es sich, die Objekte vor der Untersuchung aufzukochen. Solches Sammlungsmaterial ist fast immer leicht erhältlich, da aus den Sammlungen regelmäßig Tiere ausgeschieden werden, welche keine genaue Fundortsbezeichnung aufweisen oder geringfügig beschädigt sind. Dieses Material ist natürlich verwertbar, wenn nur die Region unversehrt ist, die das Schrillorgan trägt und seine Bestimmung einwandfrei durchgeführt ist.

Zur Verarbeitung wird der Käfer auf dem Wachsklotz oder Sezierkork so gena-

delt, daß der Körperteil, der das Schrillorgan trägt, der Lupenbetrachtung leicht zugänglich ist. Im streifenden Licht sind die Oberflächenformen meist leicht erkennbar, oder es lassen sich im auffallenden Licht die Organe an der Farbvertiefung feststellen. Sobald ein Teil des Werkzeugs festgestellt ist, läßt sich der Gegenspieler leicht auffinden. Mit der spitzen Schere wird nun jeder Teil aus seiner Umgebung herausgetrennt und zur Auflösung der anhaftenden Weichteile in Kalilauge sauergekocht. Nach dem Wässern wird durch die steigende Alkoholreihe geführt und nach Aufhellung des Chitins in Cädax eingeschlossen. Für spätere vergleichende Studien soll die Beschriftung des Präparates neben dem Namen des Organs auch die sichere Bestimmung des Käfers und sein Geschlecht umfassen.

Mikroskopische Untersuchung der Mondbohne

Von Werner Ziesak, München

Die Mondbohne (*Phaseolus lunatus* L.), Rangoonbohne, Limabohne, Indianabohne, wie sie auch genannt wird, stammt aus den tropischen und subtropischen Gebieten Südamerikas. Hier wurde sie schon lange vor der Entdeckung Amerikas neben Kartoffeln und Mais von den Indianern des Inkareiches angebaut; der Name Limabohne deutet darauf hin. Heute beschreibt sich der Anbau keineswegs auf Südamerika, sondern überall in den Tropen und Subtropen, also auch in der Alten Welt, werden zahlreiche Varietäten der Mondbohne kultiviert, wie es die Bezeichnungen Rangoonbohne und Javabohne erkennen lassen. Die stärke- und eiweißhaltigen Samen der Mondbohne sind in den Tropen ein wichtiges Nahrungsmittel. Von dort werden sie aber auch nach Mitteleuropa ausgeführt und gelangen auf den deutschen Markt*, was von Bedeutung ist, weil der Genuss von Mondbohnen nicht immer ungefährlich ist. Die Samen enthalten nämlich Phaseolunatin, ein Blausäure abspaltendes Glykosid. Durch Kochen wird zwar der größte Teil dieses für den Menschen so giftigen Stoffes verflüchtigt, — das Kochwasser ist auf jeden Fall wegzuschütten —, ob allerdings der in den Bohnen verbleibende Rest harmlos ist, ist durchaus nicht immer sicher. Der Gehalt an Phaseolunatin schwankt außerordentlich je nach der vorliegenden Varietät. Dunkel pigmentierte Sorten sind oft sehr glykosidreich, während etliche weißsamige Sorten

einen nur geringen Gehalt an Glykosid aufweisen sollen.

Die Samen der Mondbohne schwanken nicht allein in der Farbe, — neben einfärbigen weißlichen, rotbraunen und schwarzen Varietäten gibt es Sorten mit gefleckten Samenschalen — sondern auch in der Größe und in der Gestalt. So gibt es Varietäten, die den Gartenbohnen äußerlich sehr ähnlich aussehende Samen liefern. Bei anderen Varietäten liegen wieder mehr mond- als nierenförmige Samen vor, von denen sich also der Name Mondbohne ableitet. In typischer Ausgestaltung sind die Samen jedoch abgeflacht und meist mehr oder weniger stark unsymmetrisch (Abb. 1 a, b). Neben dieser abgeflachten asymmetrischen Form ist im Gegensatz zur Gartenbohne eine vom Nabel ausgehende strahlige Struktur der Samenschale für *Phaseolus lunatus* L. besonders kennzeichnend. Allerdings ist diese Strahlenzeichnung bei manchen Spielarten weniger deutlich ausgeprägt, so daß zur Unterscheidung gegenüber der Gartenbohne oft erst die Betrachtung des anatomischen Baues der Samen eine eindeutige Zuordnung gestattet. Der mikroskopischen Untersuchung kommt also eine große Bedeutung zu.

Um nun den anatomischen Bau einer Mondbohne zu studieren, fertigen wir uns Querschnitte sowie Flächenschnitte durch die Samenschale und das Keimblatt an. Zur Herstellung der Präparate verwenden wir als Einschlüßflüssigkeit Chloralhydrat, Glyzerin oder am vorteilhaftesten ein Chloralhydrat-Glyzeringemisch. Die Stärke beobachten wir in Wasserpräparaten, evtl. unter Zusatz einer stark verdünnten Jod-

* Diesen Ausführungen sowie den Abbildungen liegt eine weiße Mondbohnensorte zugrunde, die vor etwa zwei Jahren (1955/1956) in Münchener Lebensmittelgeschäften gehandelt wurde.

jodkaliumlösung als Reagenz auf Stärke. Bei der Betrachtung des anatomischen Baues einer Mondbohne wollen wir uns auf die charakteristischen und einer Diagnose dienlichen Teile des Samens beschränken. Der Nabel und seine Umgebung, die Primärblätter, auch die Keimwurzel sollen uns nicht weiter interessieren.

Am Samen erkennen wir den großen Keimling, der schützend umgeben wird von einer derben Samenschale; ein Endosperm (Nährgewebe) ist nicht vorhanden. Die Samenschale zeigt den für Leguminosen (Hülsenfrüchtler) typischen Bau, eine Gliederung in die außen liegende Schicht lückenlos angeordneter Palisadenzellen, die darunter liegenden Trägerzellen und das Schwammparenchym (Abb. c). Die Palisadenschicht besteht aus prismatischen Zellen, deren Innenräume sich nach der Außenseite strichförmig verengen, so daß sich je nach der Einstellung des Mikroskops in der Flächenansicht verschiedenartige Strukturen beobachten lassen (Abb. d). Unter den 55 bis 60μ hohen Palisadenzellen befindet sich die diagnostisch sehr be-

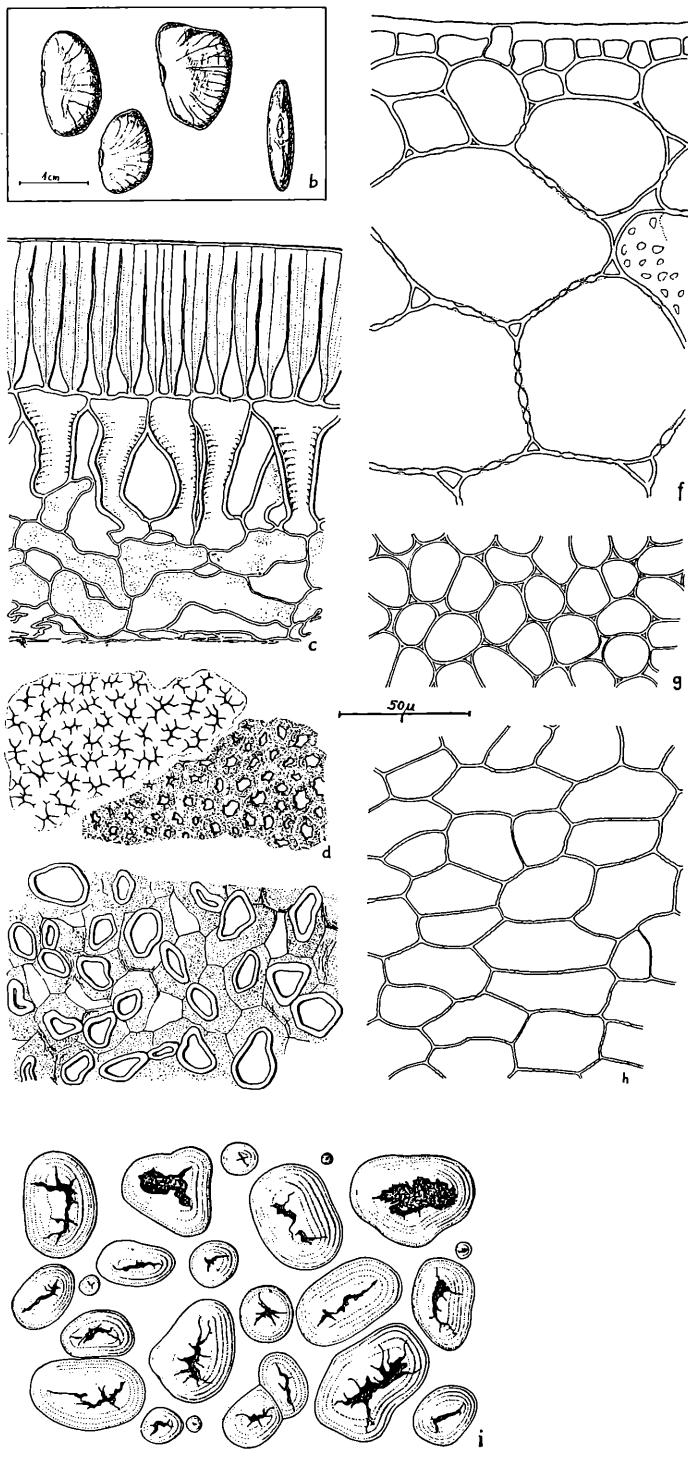


Abb. 1: a. Mondbohnen einer weißsamigen Varietät in der Seitenansicht. b. Samen der Mondbohne, Ansicht der Schmalseite mit dem Nabel. c. Querschnitt durch den äußeren Teil der Samenschale (Palisadenschicht, Trägerzellen, Schwammparenchym). d. Flächenansicht der Palisadenzellen links bei hoher, rechts bei tiefer Einstellung. e. Trägerzellschicht in der Flächenansicht. f. Rand eines Keimblattes im Querschnitt (gewölbte Seite). g. Oberhaut des Keimblattes von der gewölbten äußeren Seite (Flächenansicht). h. Epidermis der flachen inneren Seite des Keimblattes in der Flächenansicht. i. Stärkekörner der Mondbohne

deutsame Trägerzellenschicht mit mit 50—60 μ hohen Zellen. Das breite obere Ende der trichterförmig gestalteten Trägerzellen liegt den Palisadenzellen an, während die sich verjüngende Basis zu den reich verzweigten Zellen des Schwammparenchyms überleitet. Im Gegensatz zur Gartenbohne sind in der Trägerzellenschicht große Interzellulare (Zwischenzellräume) wahrnehmbar. Kristalle werden in den Trägerzellen nicht ausgebildet. Die unregelmäßig, oft bizarr gestalteten Parenchymzellen des Schwammparenchyms haben keine diagnostische Bedeutung. Auf das Vorhandensein von Leitbündeln in dieser Schicht sei somit nur hingewiesen.

Da kein Endosperm (Nährgewebe) vorliegt, dienen die mächtig entwickelten Keimblätter als Nährstoffspeicher für den Keimling. Neben Fett und Eiweiß ist Reservestärke im Keimblattinnern in großer Menge gespeichert. Auch der nicht gerade erwünschte, je nach der Sorte schwankende Gehalt an Phaseolunatin sei an dieser Stelle nochmals erwähnt. Die Epidermis ist frei von Stärke und zeigt auf den beiden Keimblattseiten eine verscheidenartige Ausgestaltung (Abb. f, g, h). Die etwa 20 μ großen Oberhautzellen der gewölbten Seite des Keimblattes haben polygonale Gestalt. Die Epidermis der abgeflachten Seite wird aus oft über 50 μ großen, vielfach langgestreckten Zellen gebildet, die lückenlos aneinanderschließen. Die schwache Tüpfelung der Seitenwände dieser Zellen wollen wir nicht übersehen. Das eigentliche Speicherparenchym unter der Oberhaut ist reich an Interzellularen und besteht aus Zellen, deren Größe nach dem Keimblattinneren zunimmt (Abb. f). Zu beachten ist die deutliche Tüpfelung dieser Keimblattzellen, die in manchen Fällen etwas deutlicher ausgeprägt sein

kann als bei der Gartenbohne. Jedoch zur Unterscheidung von der Gartenbohne sind derartige Merkmale ebenso wie die Größe der Interzellularen wenig geeignet.

Ähnlich verhält es sich mit den Stärkekörnern, deren Größe und Gestalt von der Varietät abhängen, und insofern keine derart sicheren Unterscheidungsmerkmale bieten wie etwa die Samenschale. Die Reservestärke der Mondbohne ist als Leguminosenstärke eindeutig charakterisiert (Abb. i). Es handelt sich um 5—55 μ große Einzelkörner, von denen die meisten 25—45 μ in der Längserstreckung messen. In der Form sind die kleinen Körner rundlich, während die größeren ovale bis langgestreckt-ovale Umrisse erkennen lassen. Außerdem finden sich gebuchte, gebuckelte und nierenförmige Stärkekörner. Neben der gut sichtbaren Schichtung sind sternförmige, oft sehr bizarr gestaltete Kernspalten deutlich ausgeprägt.

Zur Begutachtung ganzer Samen liefern bereits Querschnitte durch die Samenschale genügend sichere Merkmale, die eine eindeutige Zuordnung zu dieser oder jener Art gestatten. Wird die Trägerzellenschicht von unregelmäßig angeordneten, trichterförmigen Zellen gebildet, zwischen denen beachtliche Interzellulare zu finden sind, während die für die Gartenbohne charakteristischen Kristalle fehlen, so liegen Samen der Mondbohne vor. Zur Identifizierung von Bohnenmehl oder allgemein von Leguminosenmehlen vermögen die Elemente des Keimblattes gewisse Hinweise zu geben (vergl. „Mikrokosmos“ 47. Jg. 10. H., S. 254, Bohne, Linse, Erbse); um jedoch zu keinen Fehlergebnissen zu kommen, ist auch in diesen Fällen die Prüfung der in jedem Mehl, wenn auch in noch so geringen Mengen vorhandenen Samenbestandteile zu fordern.

Mikroskopie in der Schule

Kleinpilze

Von Werner Heiligmann, Welzheim

Die Kleinpilze sind keine systematische Gruppe. Es werden hier unter diesem Begriff kleinere Formen zusammengefaßt, über deren systematische Stellung die Lehrbücher Auskunft geben. Diese Lebewesen verdienen aus verschiedenen Gründen das Interesse des Schulbiologen. Einmal sind etliche von wirtschaftlicher Bedeutung — man denke etwa an die Hefen und die vielen Schädlinge — zum anderen zeigen viele biologische Merkwürdigkeiten, auf die bei den Einzelbesprechungen hingewiesen wird. Unsere Auswahl beschränkt sich auf Formen, die für die Schule wichtig sind und die leicht untersucht werden können.

1. Hefe und alkoholische Gärung

Die Präparation der Hefe ist schwierig; man untersucht sie daher am besten frisch in Wasser. Bierhefe zeigt ovale Zellen, die eine zarte Membran und eine große oder mehrere kleine Vakuolen aufweisen. Auch die Vermehrung durch Sprossung kann ohne weiteres beobachtet werden. Sproßketten bilden sich im allgemeinen nur bei langsamer Entwicklung (Abb. 1).

Als Kulturmedien für Hefen kommen in Frage:

1. wässrige Auszüge aus getrockneten Pflaumen, Rosinen usw. Die Auszüge müssen sterilisiert werden.
2. Hefewasser. Man kocht 25 g Hefe in 100 ccm dest. Wasser 30 Minuten lang, filtriert heiß und fügt 100 ccm Wasser zu. Darauf kocht man wiederum 30 Minuten und füllt heiß in sterile Gefäße ein.

Sporenbildung: Die Hefe gehört zu den Ascomyceten. Ascosporen entstehen, wenn man in einen sterilen Erlenmeyerkolben sehr wenig verdünnte Nährlösung gibt, so daß der Boden eben bedeckt ist. Darin wird die Hefe gut geschüttelt. Bei einer Temperatur von 15 bis 25 °C treten nach etwa 24 Stunden Sporen auf.

Weinhefe bezieht man am einfachsten als Reinzuchthefe aus der Drogerie.

Aus Nektar gewinnt man die Kreuzhefen. Für unsere Untersuchungen eignen sich besonders die nektarreichen Taubnesselblüten. Die Hefe wird durch Hummeln übertragen. Man pflückt die Blüten am Abend eines schönen Tages (Flugwetter) und bewahrt sie über Nacht in Petrischalen auf. Die Hefe vermehrt sich während der Nacht und kann am nächsten Tag beobachtet werden, wenn man den Nektar auf einen Objektträger auspreßt.

Alkoholische Gärung 20 g Zucker, 20 g Backhefe und 200 ccm Wasser werden in einen Erlenmeyerkolben gefüllt. Den Kolben verschließt man mit einem Gummistopfen und leitet das bei der Gärung entstehende Kohlendioxid in Kalkwasser. Der weiße Kalkniederschlag ist für Kohlendioxid charakteristisch (Abb. 2 a). Alkoholnachweis:

1. Man setzt auf den Erlenmeyerkolben ein etwa 1 m langes, zur Spitze ausgezogenes Glasrohr und erhitzt die Maische. Die Alkoholdämpfe können an der Spitze entzündet werden (Abb. 2 b).
2. Man gibt zur Maische einige Jodkristalle und erwärmt schwach. Nach Schütteln mit einigen Tropfen Kalilauge tritt bei Anwesenheit von Alkohol charakteristischer Jodoformgeruch auf.

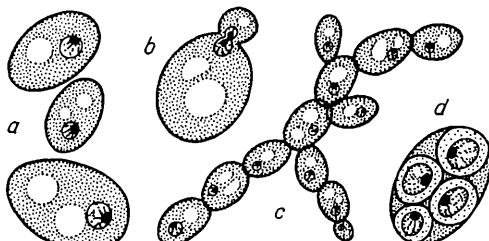


Abb. 1: a = Vegetative Hefezellen. b = Sprossende Hefezelle. c = Sproßkette. d = Hefezelle mit Ascosporen

3. Man gibt zu 1 ccm konz. Schwefelsäure einen Tropfen Untersuchungssubstanz, der eine Spur Resorcin zugesetzt wurde. Bei vorsichtigem Erwärmen entstehen bei Anwesenheit von Alkohol rosa bis blutrote Farbtöne.

Will man die Vergärbarkeit verschiedener Kohlenhydrate prüfen, dann arbeitet man besser mit kleineren Substanzmengen. Nach DITTRICH geht man dabei folgendermaßen vor: In ein Reagenzglas wird ein kleines Tablettenröhrchen oder ein auf einer Seite zugeschmolzenes Gläsröhrchen gebracht. In das Reagenzglas füllt man Wasser, das 2 % des zu untersuchenden Zuckers und 1 % Pepton enthält. Das Röhrchen, das luftleer sein muß, wird mit Hefe beimpft. Ist der Zucker vergärbar, bilden sich im Röhrchen Gasblasen, die es im Wasser hochtreiben (Abb. 2 c).

Kleingärmethode: In die Höhlung eines hohlgeschliffenen Objektträgers bringt man Zuckerslösung und beimpft mit Hefe. Dann

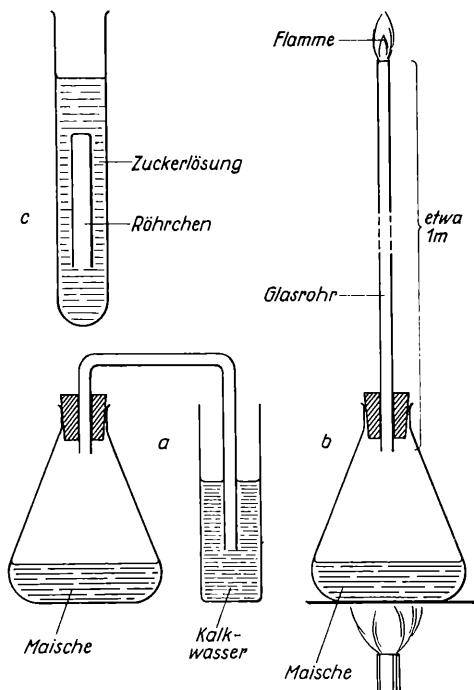


Abb. 2: a = Gärversuch. b = Der entstandene Alkohol lässt sich entzünden. c = Nachweis der Gärung

schiebt man das Deckglas von der Seite so über den Objektträger, daß keine Luftblasen eingeschlossen werden. Anschließend wird mit Vaseline umrandet. Bei stattfindender Gärung bilden sich Gasblasen.

Vergärbar sind: Traubenzucker, Fruchtzucker, Rohrzucker, Malzzucker u. a. Nicht vergärbar sind: Galaktose, Milchzucker, Stärke u. a.

2. Schimmelpilze

Für den Unterricht ergeben sich folgende Themen: Schimmelpilze als Schädlinge und als Heilmittellieferanten, Bedeutung der Schimmelpilze in der Natur, geschlechtliche und ungeschlechtliche Fortpflanzung (bei *Mucor* und *Saprolegnia*), Phototropismus (bei *Pilobolus*).

Wir bringen Brot, Früchte, Apfelsinen-
schalen und dergl. in Petrischalen, die mit
feuchtem Filterpapier ausgeschlagen sind.
Eine Schale bleibt zur Kontrolle trocken.
Schimmelrasen zeigen sich nur bei den
feuchten Kulturen. Um die Abhängigkeit
des Pilzwachstums von der Luftfeuchtig-

keit zu zeigen, bringt man ein Schälchen mit dem Substrat über Kochsalzlösungen verschiedener Konzentration (Abb. 3). Schimmel tritt nur auf, wenn die relative Dampfspannung über 80 % steigt.

Die Abhangigkeit der Dampfspannung von der Kochsalzkonzentration zeigt die untenstehende Tabelle.

der Köpfchen schimmel (*Mucor*) erscheint auf Brot und frischem Pferdemist, Pinselschimmel (*Penicillium*) auf Brot und der Gießkannenschimmel (*Aspergillus*) auf Apfelsinen- und Zitronenschalen (Abb. 4 bis 6). Die Schimelpilze untersucht man am besten in ABELScher Flüssigkeit*, weil in dieser die Sporen weniger verkleben und weniger leicht abfallen. Zum Einschluß bringt man die Präparate aus der Flüssigkeit direkt in Glyzeringelatine. Eine Färbung erübrigt sich für unsere Zwecke.

Den Pilzlenwerfer (*Pilobolus cristalinus*) bekommt man fast immer, wenn man frischen Pferdedung unter einen Glasssturz bringt (Abb. 7). Der Pilz zeigt deutlichen Phototropismus. Man verdunkelt die Kultur bis auf ein kleines Fenster mit schwarzem Papier. Die Pilzchen krümmen sich dann alle dem Licht zu und schießen auch in dieser Richtung ihre Sporangien ab. Da diese an der Wand des Glasssturzes kleben bleiben, kann man die Treffsicherheit auch noch nach dem Abschuss gut beurteilen.

In frischem, flach ausgebreittem Pferdemist findet man im Frühjahr auch die schwarzen, warzenbesetzten Zygoten von *Mucor*. Diese sind das Kopulationsprodukt von am Ende keulig angeschwollenen Myzelfäden. Kopulation findet nur zwischen verschiedengeschlechtlichen Mycelien statt. Außer *Mucor* und *Pilobolus* stellen sich auf dem Mist auch andere Pilze ein, so etwa *Podospora*, *Thamnidium*, *Coprinus* u. a. Es ist eine reizvolle Aufgabe, die Sukzessionsreihe aufzustellen.

* ABELSche Flüssigkeit: 25 ccm 96%iger Alkohol, 25 ccm Salmiakgeist, 15 ccm Glycerin, 30 ccm dest. Wasser

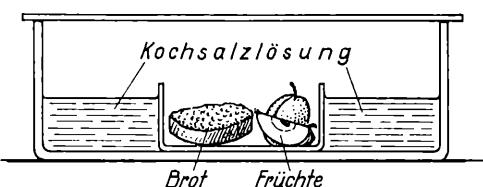


Abb. 3: Erst oberhalb einer bestimmten Dampfspannung können sich Schimmelpilze entwickeln

Wasserschimmel (*Saprolegnia*)

Ein *Saprolegnia*-Rasen überzieht nach einigen Tagen Fliegen, die man in Teichwasser legt. Am vierten oder fünften Tag bilden sich Zoosporangien (Abb. 8 a u. b.), die bei der Reife zweigeißelige Zoosporen entlassen. Die Sporen setzen sich nach einiger Zeit fest, ziehen die Geißeln ein und umgeben sich mit einer Membran. Nach kurzer Zeit schlüpft wiederum eine Zospore aus, die aber jetzt bohnenförmige Gestalt aufweist. An der konkaven Einbuchtung sitzen zwei Geißeln. Auch diese Spore setzt sich nach einiger Zeit zur Ruhe und umgibt sich mit einer Membran. Unter günstigen Bedingungen kann sie jetzt zu einem neuen Mycel auskeimen. Vor Erschöpfung des Nährsubstrats (nach etwa acht Tagen) schreitet die Pflanze zur geschlechtlichen Fortpflanzung (Abb. 8 c u. d.). Die Geschlechtsorgane sind am besten im Innern des Tieres entwickelt. Das weibliche

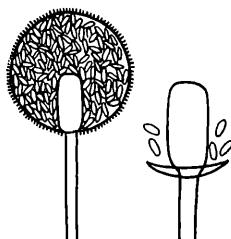


Abb. 4: Der Köpfchenschimmel *Mucor* (aus DITTRICH)

Geschlechtsorgan ist ein Oogonium, dessen Inhalt in mehrere Eizellen zerfällt. Als männliche Geschlechtsorgane werden Myzeläste ausgebildet, die Befruchtungsschlüche ins Oogonium entsenden. Aus den befruchteten Eizellen entstehen Oosporen. Sie werden manchmal ohne Befruchtung gebildet.

Phytophthora infestans ist der Erreger der Kartoffelfäule. Das Mycel des Pilzes lebt in den Interzellularen der Kartoffelpflanze. Da das befallene Wirtsgewebe abstirbt, entstehen die bezeichnenden braunen Flecken. Die Infektion findet mittels Keimschläuchen durch die Epidermis hindurch statt.

Reichliche Sporangienbildung erreicht man, wenn man Teile einer befallenen Pflanze in Wasser stellt und sie mit einem großen Einmachglas bedeckt. Nach etwa zwei Tagen kann man untersuchen. Die Schimmelrasen befinden sich vornehmlich am Rande der braunen Flecken. Wir stellen Flächenschnitte von der Blattunterseite sowie Querschnitte durch das Blatt her. Um Flächenschnitte zu erzielen, spannt

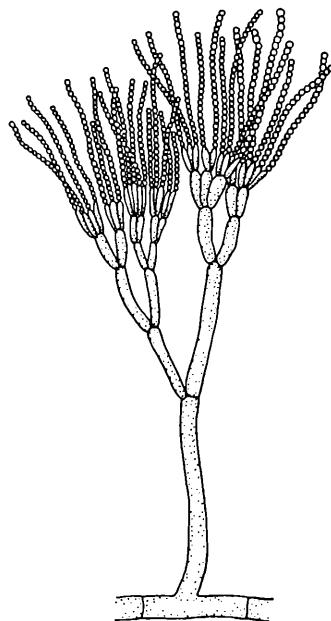


Abb. 5: Der Pinselschimmel *Penicillium* (aus DITTRICH)

man das Blatt über den Zeigefinger der linken Hand und hält mit Daumen und Mittelfinger fest. Dann versucht man, mit einer Rasierklinge möglichst dünne Schnitte herzustellen. Zur Herstellung von Blattquerschnitten benützt man am besten Holundermark. Wer sich Holundermark selbst sammeln will, nehme abgestorbene Zweige, da sich aus ihnen das Mark leicht isolieren lässt. Das Mark zerschneidet man in handliche Stücke und spaltet es mit der Rasierklinge ein Stück weit in der Längsrichtung. In den Spalt klemmt man nun das Objekt,

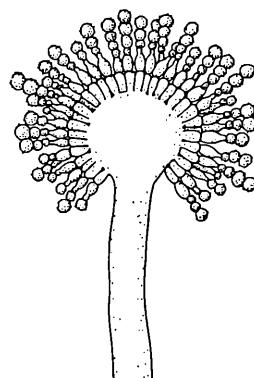


Abb. 6: Der Gießkannenschimmel *Aspergillus* (aus DITTRICH)

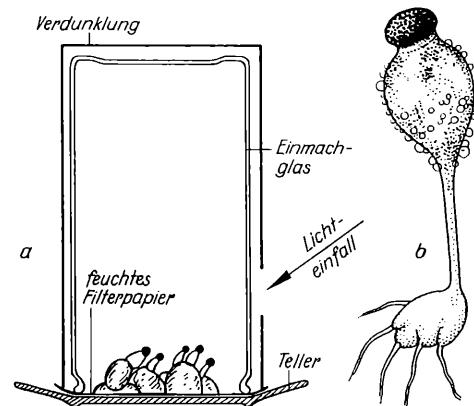


Abb. 7: *Pilobolus*. a = Kultur und Nachweis der Lichtwendigkeit. b = Einzelnes Pflänzchen

schafft sich eine ebene Schnittfläche und stellt durch Blatt und Holundermark dünne Schnitte her. Blattquerschnitte kippen gern um. Das Kippen kann man verhindern, wenn man das Blatt senkrecht zur Schnittebene faltet. Die Schnitte zeigen Sporangienträger, die oft zu mehreren aus den Spaltöffnungen herauswachsen (Abb. 9). Die Sporangien bilden Zoosporen.

3. Rost- und Brandpilze

Brandpilze: Zur Demonstration sammelt man Getreideähren, die vom Flugbrand befallen sind, außerdem Brandbeulen vom Mais. Wenn man ein Sporenpräparat herstellen will, muß man in Formalin-Alkohol fixieren. Anschließend überführt man in ein Gemisch aus 20 ccm Wasser und 1 ccm Glycerin. Wenn das Wasser verdunstet ist, kann man in Glyceringelatine einbetten (Abb. 10).

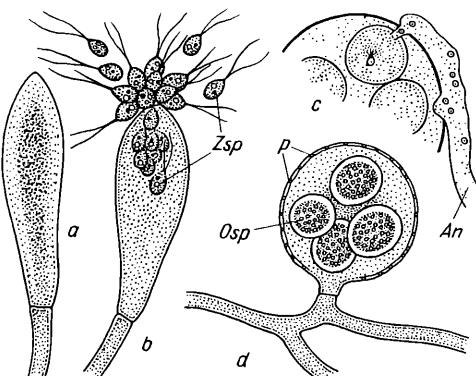


Abb. 8: Der Wasserschimmel *Saprolegnia*. a = Junges Zoosporangium. b = Reifes Zoosporangium mit Zoosporen. c = Oogonium und Antherridium. d = Reifes Oogonium mit Oosporen. Osp = Oospore; P = Poren; Zsp = Zoosporen

Formalin-Alkohol: 100 ccm 70%iger Alkohol, 6 ccm handelsübliches Formol.

Rostpilze Für den Unterricht interessiert neben der wirtschaftlichen Bedeutung vor allem die Entwicklung.

Die Aecidiosporen des *Erb senrostes* (*Uromyces pisii*) findet man auf Zypressenwolfsmilch. Die kranken Pflanzen fallen durch ihren veränderten Habitus und blassere Färbung auf. Die Uredosporen (Sommersporen) und die einzelligen Teleutosporen (Wintersporen) befinden sich auf der Unterseite von Erbsenblättern.

Die Zwischenwirte des Getreiderostes (*Puccinia graminis*) sind Berberitze und Mahonie. Ihre Blätter beherbergen daher die Aecidien mit den Aecidiosporen (Abb. 11a). Uredo- und zweizellige Teleutosporen werden auf Getreidearten und Gräsern gebildet (Abb. 11b). Wir betrachten Querschnitte durch befallene Pflanzenteile. Der Einschluß erfolgt in Glyceringelatine.

4. Mutterkorn

In Roggähren findet man zuweilen schwarze, bananenförmige Gebilde, die Sklerotien des Mutterkorns (*Claviceps purpurea*). Der Name der Pflanze deutet darauf hin, daß die Mutterkornalkaloide in der Frauenheilkunde verwendet werden. Geraten Teile des Sklerotiums ins Mehl, dann treten beim Genuss schwere Vergiftungen auf (Kriebelkrankheit). Gräbt man die Sklerotien in einem Blumentopf etwa 1 cm tief ein und läßt sie im Freien überwintern, dann entwickeln sie im nächsten Frühjahr Fruchtkörper (Abb. 12). Schnitte durch das Köpfchen der Fruchtkörper zeigen urnenförmige Vertiefungen (Perithecienc). Diese beherbergen zahlreiche Ascii, in denen die Ascosporen gebildet werden.

5. Flechten

An die Besprechung der Pilze wird man in der Regel eine kurze Betrachtung der Flechten anschließen. Sie sind eines der Paradepferde für Symbiose, obwohl gerade hier die Verhältnisse noch nicht geklärt sind. Trotzdem wird man an dieser Stelle die Begriffe Schmarotzer und Symbiose klären, zumal man zuvor etlichen Parasiten begegnet ist. Zur Untersuchung wählen wir eine Laubflechte, etwa *Xanthoria* oder eine ähnliche Form. Die Anfertigung von Schnitten durch Thallus und Fruchtkörper bereitet keine Schwierigkeiten. Als Einschlußmedium benützen wir Glyceringelatine. Eine kleine Flechtensammlung gibt einen Eindruck von der Formenfülle der einheimischen Flechten. Sie sollte Beispiele von Krusten-, Laub- und Strauchflechten enthalten.

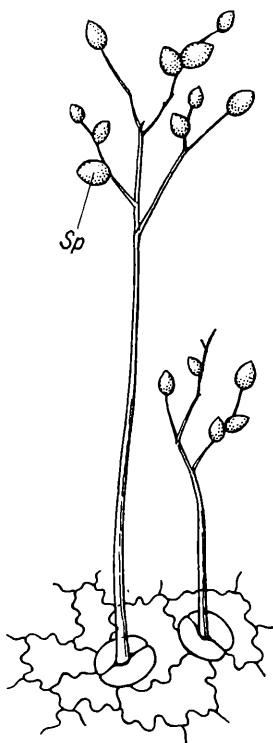


Abb. 9: Sporangienträger von *Phytophthora infestans*

Institut für Gärungsgewerbe, Berlin N 65,
Seestraße 13.

7. Methodische Bemerkungen

Auswertung von Mikropräparaten im Unterricht

Ein Mikropräparat erfüllt nur dann seinen Zweck, wenn es im Unterricht auch ausgewertet wird. Dazu ist nun der ungeübte Schüler nicht in der Lage. Aus diesem Grund wird man die Präparate möglichst an die Wand projizieren. Der Lehrer kann dann mit den Schülern zusammen das Wesentliche erarbeiten. Außerdem erscheint das Präparat an der richti-

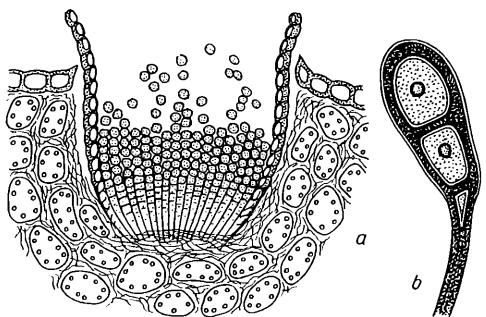


Abb. 11: Getreiderost (*Puccinia graminis*). a = Aecidium mit Aeciosporen. b = Teleutospore

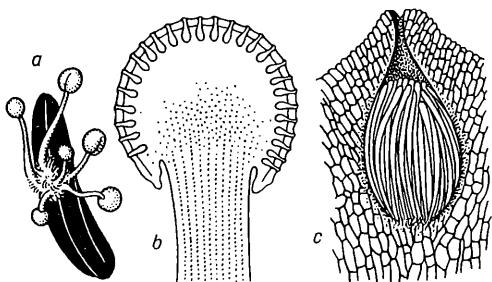


Abb. 12: Mutterkorn (*Claviceps purpurea*). a = Sklerotium von *Claviceps* mit Fruchtkörpern. b = Fruchtkörper mit Perithecien. c = Peritheciuum

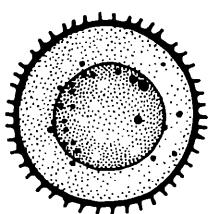


Abb. 10: Spore des Beulenbrandes (*Ustilago maydis*)

gen Stelle des Unterrichtsgangs. Wir benützen für die Projektionen einen Prado-Kleinbildwerfer mit einem Vorsatz für Mikroprojektion. Vielfach sind die Objekte jedoch für die Projektion zu klein. Manchmal hilft es, wenn man die Schüler näher an die Projektionsfläche herantritt. Andernfalls muß man eben doch ein Mikroskop aufstellen. Es genügt nun nicht, wenn der Schüler einen flüchtigen Blick auf das Präparat wirft — womöglich noch im Stehen. Nach einer gründlichen Besprechung des Präparats durch den Lehrer, die

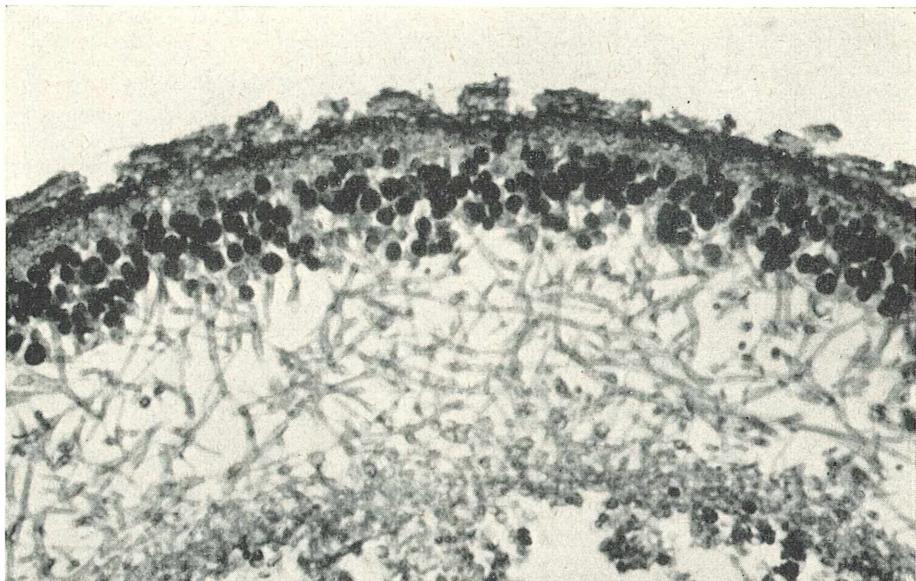


Abb. 13: Querschnitt durch einen Flechtenthalus (Aufnahme E. V. Grave)

durch Wandtafelskizzen illustriert wird, sollte der Schüler die nötige Muße zum eigenen Studium bekommen. Eine kleine Faustskizze zwingt ihn zur genauen Beobachtung. Die Nachteile, daß der Schüler einige Zeit am Unterricht nicht teilnimmt und daß es eine geraume Zeit dauert, bis alle Schüler das Präparat gesehen haben (oft muß man es in der nächsten Stunde nochmals vorführen), sollte man in Kauf nehmen. Eine große Zahl unserer Schüler hat nach der Schulzeit wohl nie mehr Gelegenheit, mit der Kleinlebewelt in unmittelbare Berührung zu kommen. Daß in Arbeitsgemeinschaften von Präparaten unter Anleitung des Lehrers sorgfältige

Zeichnungen angefertigt werden, versteht sich von selbst.

L i t e r a t u r

1. DITTRICH: Bakterien, Hefen, Schimmelpilze, Stuttgart 1959
2. KRAUTER: Mikroskopie im Alltag, Stuttgart 1954
3. SCHÖMMER: Kryptogamen-Praktikum, Stuttgart 1949
4. STRASBURGER-KÖRNICKE: Das kleine botanische Praktikum, Stuttgart 1954
5. STEHLI-KRAUTER: Mikroskopie für Jedermann, Stuttgart 1958
6. STEINECKE: Experimentelle Biologie, Heidelberg 1955
7. WALTER: Phytologie I u. II, Ludwigsburg
8. LISTER: Mycetozoa, 3. Aufl. London, 1925
9. SCHINZ in RABENHORST: „Kryptogamenflora“, 1920

Zur Einführung in die Mikroskopie

Pflanzliche Kleinlebewesen im Aquarium

Von Klaus Thiel, Gelsenkirchen

Viele Mikroskopiker sind auch Aquarienfreunde. Wir wollen ihnen einen Einblick in die Kleinlebewelt des Aquariums vermitteln und zugleich eine Übersicht über die systematische Gliederung der mikroskopisch kleinen Pflanzen. Im Warmwasseraquarium können wir die meisten Entdeckungen machen. Die Probeentnahme ist einfach, da man nur einen Tropfen Wasser aus dem Aquarium auf einen Objektträger unter ein Deckglas zu bringen hat. Um die Zahl der Einzelindividuen zu vergrößern, ist es zu empfehlen, sich ein kleines Plank-

tonnetz anzufertigen. Die Fangmethode mit dem Netz ist allerdings nur für die Plankter geeignet, die im Aquarium weniger häufig sind; denn die meisten der Kleinlebewesen sind in unserem Falle Aufsitzer. Sie werden am besten mit einer Pipette abgesaugt; manche Algen müssen regelrecht abgekratzt werden.

Bevor wir uns mit den Kleinlebewesen im einzelnen beschäftigen, müssen wir erst einmal die Gruppen der Organismen kennenzulernen, die im Aquarium vorkommen können. Wir finden Vertreter des Pflanzen-

und Tierreiches. Die Flagellaten oder Geißelinge stehen am Grunde sowohl des tierischen als auch des pflanzlichen Stammbaumes und werden daher im Zoologischen System wie auch im Botanischen geführt. Vor über 200 Jahren vermochte CARL v. LINNÉ die Tier- und Pflanzenwelt in ein System einzurichten. Heute versucht die Wissenschaft, die Lebewesen nach dem „natürlichen System“ anzurichten, d. h. Pflanzen und Tiere werden nach ihrer natürlichen Verwandtschaft eingeteilt.

Zur Bestimmung und Beschreibung der Lebewesen sollte man mit ihrer systematischen Anordnung vertraut sein. Ganz kurz soll eine Aufstellung folgen, mit welchen Pflanzen- und Tiergruppen wir im Aquarium zu rechnen haben. Die Vertreter des Pflanzenreiches können wir wie folgt einteilen:

1. Bacteria oder Bakterien
2. Cyanophyceae oder Blaualgen
3. Flagellatae oder Geißelalgen
4. Diatomeae (Bacillariophyta) oder Kieselalgen
5. Chlorophyceae oder Grünalgen
6. Conjugatae oder Jochalgen
7. Phycomycetes oder Algenpilze

Von den Geißelalgen oder Flagellaten wollen wir im nachfolgenden botanischen Teil dieses Aufsatzes nur Vertreter besprechen, die Chlorophyll (Blattgrün) besitzen. Die Einteilung der tierischen Kleinlebewesen:

1. Flagellatae oder Geißeltierchen
2. Rhizopoda oder Wurzelfüßer
3. Ciliata oder Wimpertierchen
4. Cnidaria oder Nesseltiere
5. Turbellaria oder Strudelwürmer
6. Rotatoria oder Rädertiere
7. Nematodes oder Fadenwürmer
8. Annelides oder Ringelwürmer
9. Crustacea oder Krebstiere

Unter den obengenannten Gruppen finden wir sehr viele Parasiten, welche den Aquarienbewohnern, seien es die Fische oder die Pflanzen, beträchtlichen Schaden zufügen können. Es soll nicht näher auf Krankheiten der Aquarienbewohner eingegangen werden, doch wird bei der nachfolgenden Beschreibung der verschiedenen Organismen auf einige zur Bestimmung wichtige Punkte hingewiesen.

Weiter oben haben wir die im Aquarium vorkommenden Kleinlebewesen systematisch geordnet; damit ist auch gleich eine eventuell auftauchende Frage beantwortet, nämlich: aus welchen Gruppen der beiden Systeme sind Vertreter zu erwarten? Im folgenden soll nun versucht werden, eine Auswahl derjenigen Lebewesen zu beschreiben, die im Aquarium vorkommen. Einige der hier beschriebenen Kleinlebewesen sind im Aquarium sehr selten; aber sie fallen durch ihre ungewöhnliche Ge-

stalt auf oder sind durch ihren Lebensablauf so interessant, daß sie mit aufgenommen wurden.

Bacteria, Bakterien oder Spaltpilze. Sehr klein, chlorophyllfrei, ohne Zellkern, Vermehrung durch Teilung, Kolonien meist farblos.

Ordnungen:

Eubacteriales Einzellig, unverzweigt.

Chlamydobacteriales Zellen zu unverzweigten oder unecht verzweigten Fäden verbunden.

Mycobacteriales Zellen zum Teil echt verzweigt.

Myxobacteriales Einzellige Individuen, zu Schwärmen vereinigt; Bildung von Fruchtkörpern.

Spirochaetales Einzellig, ohne Zellwand, flexibel.

Es muß bezweifelt werden, ob alle Ordnungen miteinander verwandt sind; so werden die Spirochaeten auch oft zu den Flagellaten gestellt. Bei einigen Fadenbakterien bestehen wahrscheinlich Beziehungen zu den Blaualgen.

Cyanophyceae, Blaugrüne Algen oder Spaltalgen. Blaugrün, teilweise sehr klein, einzellig oder fadenförmig, primitiver Bau, ohne echten Zellkern und ohne Chromatophoren (Farbstoffträger).

Ordnungen:

Chroococcales einzellig oder in Kolonien, ohne Sporen.

Chamaesiphonales einzellig oder fadenförmig, mit Sporen.

Hormonionales fadenförmig, Hormogonien stets, Heterozysten häufig vorhanden.

Hormogonien nennt man wenigzellige Abschnitte der fadenförmigen Arten, die fortkriechen und neue Pflanzen hervorbringen. Heterozysten sind sogenannte Grenzzellen (siehe *Nostoc*), die eine noch unbekannte Aufgabe haben.

Flagellatae, Geißelalgen. Sehr formenreiche Klasse; kleine einzellige Planktonorganismen mit echten Zellkernen. Als Bewegungsorgane besitzen sie eine oder mehrere Geißeln, die einer gemeinsamen Ursprungsstelle entspringen. Pulsierende Vakuolen.

Ordnungen:

Chrysomonadales: goldbraun, 1 oder 2 Geißeln, charakteristische Zysten.

Heterochloridales gelbgrün, 2 ungleich lange Geißeln.

Dinoflagellatae: braun, dorsiventral (einseitig symmetrisch), 2 ungleich lange, bandförmige Geißeln mit charakteristischer Quer- und Längsstreifung des Körpers.

Protochloridales grün, eine nach hinten gerichtete Geißel.

Euglenales grün, 1—2 Geißeln, viele Chloroplasten.

Volvocales: grün, 2—8 gleichlange Geißeln, 1 Chloroplast.

Diatomeae oder Bacillariophyta, Kieselalgen. Kleine braune Einzeller. Umriß der Zelle mannigfaltig. Charakteristische Zellwand, nämlich geschlossene Pektinmembran, der außen ein Kieselsäurepanzer aufgelagert ist. Dieser Panzer besteht aus zwei Schalen. Zellkern und braungefärbte Chromatophoren vorhanden.

Ordnungen:

Pennales: Zellen bilateral (zweiseitig symmetrisch), teilweise mit Raphe (durch besondere Struktur ausgezeichneter Spalt in der Längsrichtung der Zellen, in der Mitte der Schalenseite). Auxosporenbildung im Anschluß an die Kopulation relativ großer, nicht begeißelter Gameten (Keimzellen).

Centrales Zellen zentrisch, ohne Raphe, unbeweglich, Auxosporenbildung ohne Fremdbefruchtung, begeißelte Schwärmer.

Chlorophyceae, Grünalgen. Charakteristisch sind die rein grünen Chloroplasten („Blattgrünkörper“) und die Art der Vermehrung. Ungeschlechtliche Fortpflanzung in allen typischen Fällen durch nackte Schwärmer (Zoosporen) von birnförmiger Gestalt, die an ihrem zugespitzten Ende 2 oder 4 gleichlange Geißeln tragen, mit einem roten Augenfleck und im unteren Teil mit einem gebogenen oder auch becherförmigen bzw. topfförmigen Chloroplasten versehen sind. Chlorophyceen umfassen mikroskopische Einzeller, unverzweigte oder verzweigte, dichte Büschel bildende Fadenalgen und verwinkelte, im äußeren Bau an Gefäßpflanzen erinnernde Gewächse.

Ordnungen:

Chlorococcales einzellig oder vielzellig, in vegetativen Zustand unbeweglich, keine Zellfäden.

Ulotrichales: Zellfäden oder höher organisierte Thalli, Zellen einkernig.

Siphonocladales: Zellfäden oder höher organisierte Thalli, Zellen vielkernig.

Siphonales Zellen schlauchförmig, Thalli ohne Querwände, vielkernig.

Conjugatae, Jochalgen. Grüne, einkernige Algen, die im Gegensatz zu den

Chlorophyceen weder Zoosporen noch begeißelte Keimzellen bilden. Formenreiche und verbreitete Gruppe, einzellig oder nicht festgewachsene Fäden. In manchen Systemen werden die Conjugaten nicht als selbständige Klasse, sondern als eine Ordnung der Chlorophyceen geführt.

Ordnungen:

Desmidiales (Zieralgen): einzellige, zierlichste Algen, gestalt- und formenreich; im Innern der Zelle ist ein großer Chloroplast vorhanden, welcher genau gleich auf die symmetrischen Hälften verteilt ist. Manche Desmidiaeaceen können kriechen.

Zygemales fadenförmig; freitreibende, nicht angewachsene Watten. Auffallend sind die Chloroplasten, welche bänder-, morgenstern-, oder plattenartig aussiehen können.

Phycomycetes, Algenpilze. Die niederen Vertreter mikroskopisch klein, die höheren stark ausgebildet, verzweigt und vielkernig, jedoch mit wenigen Ausnahmen querwandslos und schlauchförmig.

Ordnungen:

Mycobatrachiales: Sehr primitive kleine Einzeller, parasitieren als nackte amöboide Protoplasten in den Zellen anderer Pflanzen; erst zur Bildung der meist eingeißeligen Schwärmer oder Zoosporen umgeben sie sich mit einer bläschenförmigen Chitinmembran.

Chytridiales: klein, mit Chitin-(seltener mit Zellulose-)Membran versehen, oft topf-, seltener fadenförmige Pilze mit eingeißeligen, selten zweigeißeligen Zoosporen. Sexualität selten, teilweise Gamontiogamie. Meist Parasiten.

Blastocladiales: fadenförmige Saprophyten (Fäulnisbewohner) mit Chitinmembran; eingeißelige Zoosporen, eingeißelige Iso- oder Anisogameten. Generationswechsel.

Monoblepharidales: Mycel fadenförmig mit Zellulosemembran, eingeißelige Zoosporen oder Spermatozoiden. Oogamie (Eibefruchtung).

Oomycetales: Mycel fadenförmig mit Zellulosemembran, Zoosporangien oder von ihnen abgeleitete ungeschlechtliche Vermehrungsorgane. Zoosporen, wenn vorhanden, zweigeißelig, Oogamie, Reduktion der Gameten.

u. 18a *Tabellaria fenestrata*; 19 *Diatoma vulgare*; 20 *Planktoniella*; 21 *Licmopha*.

Grünalgen oder Chlorophyceen: 22 *Protococcus*; 23 *Scenedesmus*; 24 *Vaucheria*; 25 *Pediasium*; 26 *Ulothrix*; 27 *Chlorella*; 28 u. 28a *Hydrodictyon reticulatum*, das Wassernetz.

Jochalgen oder Conjugaten: 29 *Closterium*; 30 *Microstria*; 31 *Cosmarium*; 32 *Spirogyra*; 33 *Zygema*.

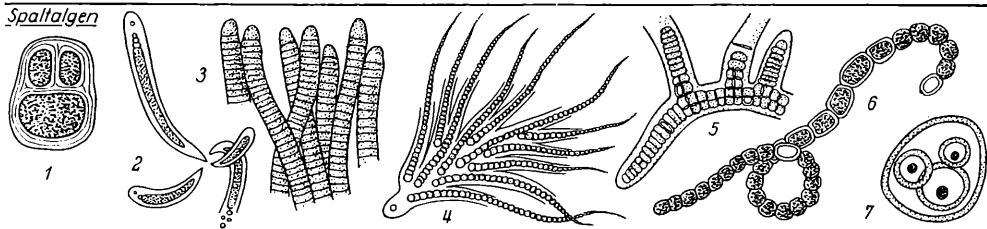
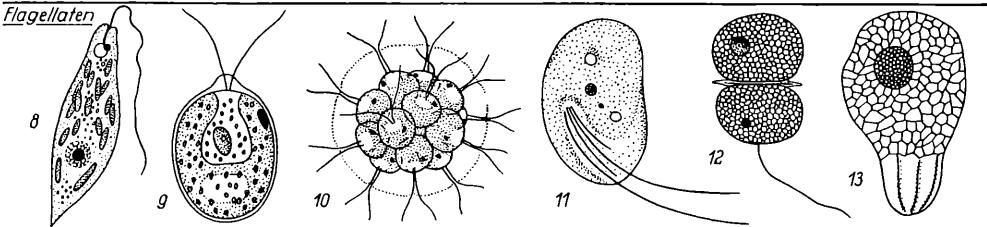
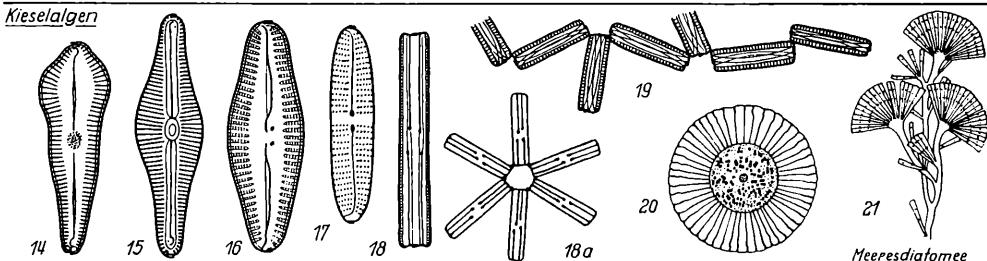
Algenpilze: 34 *Ichthyophonus hoferi*; 35 *Achlya racemosa*; 36 *Blastocladia strangulata*; 37 *Saprolegnia*

Spaltalgen oder Blaualgen: 1 *Chroococcus gianteus*; 2 *Chamaesiphon curvatus*; 3 *Oscillatoriopsis*; 4 *Rivularia minutula*; 5 *Stigonema turfaeum*; 6 *Nostoc linckii*; 7 *Gloeocapsa*.

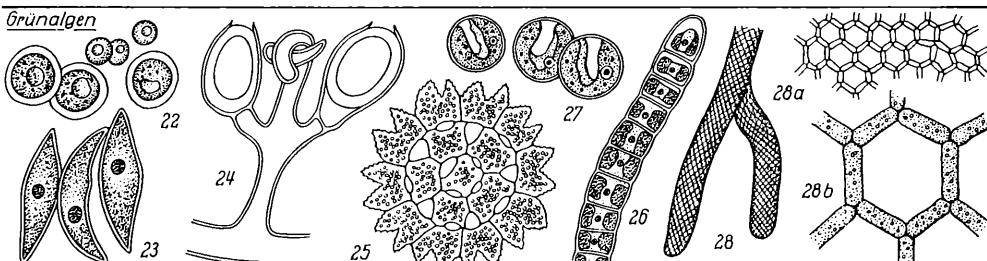
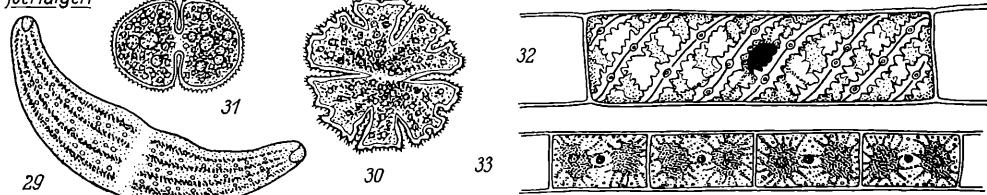
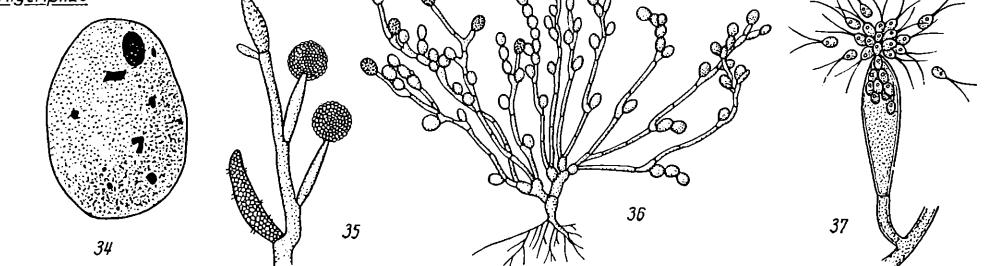
Flagellaten oder Geißelinge: 8 *Euglena viridis*; 9 *Chlamydomonas*; 10 *Pandorina morum*; 11 *Costia necatrix*; 12 *Oodinium ptilularis* (*Dinospore*); 13 *Oodinium ptilularis*, parasitäre Form.

Kieselalgen oder Diatomeen: 14 *Gomphonema acuminatum*; 15 *Navicula cuspidata*; 16 *Cymbella leptoceros*; 17 *Achnanthes minutissima*; 18

PFLANZLICHE KLEINLEBEWESEN IM AQUARIUM

SpaltalgenFlagellatenKieselalgen

Meeresdiatomee

JochalgenAlgenpilze

Zygomycetales: Mycel fadenförmig, fast stets unseptiert, mit Chitin-(selten Zellulose-)Membran, keine Zoosporen, sondern unbewegliche, mit Membranen versehene Sporen. Geschlechtliche Fortpflanzung durch Kopulation, vielkernige Gametangien. Saprophyten, seltener Parasiten.

Für uns kommen von den Pilzen hauptsächlich die Oomycetales in Betracht. Das wäre in groben Zügen die Einteilung der Pflanzen, die uns bei unseren Streifzügen im Aquarium begegnen können. Wer die vorgefundenen Kleinlebewesen näher bestimmen will, muß zu Spezialliteratur greifen.

Im Anschluß an das vorangestellte System wollen wir die einzelnen Gruppen der niederen Pflanzen durchsprechen und einige ihrer Hauptvertreter kennenlernen. Die Kleinlebewesen werden meistens durch irgendwelche Umstände eingeschleppt, die kleinsten Organismen sogar durch die Luft. Viele Organismen werden durch neu erworbene Fische, durch Pflanzen und Futtertiere hereingebracht.

Zuerst besprechen wir die Bakterien. Die Bakterien gehören zu den kleinsten bekannten Lebewesen, ausgenommen die Viruskörper, von denen man noch nicht recht sagen kann, ob sie wirklich Lebewesen sind oder nur Eiweißkörper mit lebensähnlichem Verhalten. Die Bakterien werden in den verschiedensten Aquarienbereichen angetroffen. Am häufigsten jedoch finden wir sie in den bodennahen Schichten und auch in den verschiedenen Bodenregionen vertreten. Die meisten der im Aquarium vorkommenden Bakterien sind Spezialisten im Ab- und Aufbau stickstoff- oder schwefelhaltiger Körper und im Vergären zucker-, eiweiß-, zellulose- oder pektinhaltiger Substanzen. Sie sind also bei der Umsetzung organischer Substanz tätig und können bei dieser Umsetzung Harnstoff, Nitrat, Nitrite oder sogar freien Ammoniak abgeben. Die meisten der vorgefundenen Bakterien sind heterotroph, das heißt, sie müssen zu ihrem Aufbau die Assimilate anderer Organismen verwenden. Bei den Heterotropen müssen wir weiter Saprophyten unterscheiden, das sind auf totem Material lebende Bakterien, und Parasiten, das sind auf lebendem Material schmarotzende Arten. Ein Teil der Bakterien ist autotroph, sie können also selbst assimilieren, doch besteht hier ein gewaltiger Unterschied gegenüber den grünen Pflanzen, da ihre Assimilation anders verläuft. Eine derartige Sonderstellung nehmen die sogenannten Schwefelbakterien ein; sie gedeihen nur dort, wo Schwefelwasserstoff vorkommt, und sind zu besonderen chemischen Leistungen befähigt. Schwefelwasserstoff entsteht nun nicht nur durch chemische Prozesse, sondern auch durch biogene wie

bakterielle Zersetzung von Eiweißkörpern oder die Tätigkeit sulfatreduzierender Bakterien. Der Schwefelwasserstoff wird von den Schwefelbakterien unter Energiegewinn zu Schwefel oxydiert. Schreitet die Oxydation weiter fort, so kommt es unter abermaligem Energiegewinn zur Bildung von Schwefelsäure. Die gebildete und nach außen abgegebene Schwefelsäure bindet sich an das Kalziumkarbonat oder das Kalziumbikarbonat des Wassers unter Bildung von Kalziumsulfat (Gips). Bekannt sind die Gattungen *Beggiatoa* und *Thiotrix*.

Einige Bakterien, die ebenfalls eine ungeheuer große Arbeit leisten, sind die Eisenbakterien; sie können auch im Aquarium vorkommen, aber hauptsächlich nur dann, wenn Eisen in Form von verschiedenen Verbindungen im Wasser gelöst vorkommt. Die Eisenbakterien sind nämlich aus folgenden Gründen sehr interessant: sie können kolossale Mengen von Eisenoxydul weiter oxydieren und in unlösliches Eisenoxyhydrat verwandeln. Man nimmt an, daß die großen Lager von Sumpf-, See-, Wiesenerz, Raseneisenstein usw. der Tätigkeit der Eisenbakterien zuschreiben sind. Nachfolgend die Gattungen, die als Eisenbakterien gelten: Einfache Bakterien: *Gallionella*, *Siderocapsa* und *Sideromonas*; Fadenbakterien: *Leptothrix* und *Crenothrix*.

Die Bakterien wurden mit Absicht so ausführlich besprochen, um zu zeigen, wie die kleinen unscheinbaren Bakterien doch tiefgreifende Veränderungen infolge ihres Stoffwechsels hervorbringen können und dadurch manchmal die Lebensgemeinschaft aus dem biologischen Gleichgewicht bringen. Es soll aber noch erwähnt werden, daß es einige Bakterien gibt, die schwere Fischkrankheiten hervorrufen können. So rufen stabförmige Bakterien der *Punctata-* und *Fluoreszens*-Gruppe die Flossenfäule bei Fischen hervor, und das Bakterium *Pseudomonas punctata f. ascita* ist der Erreger der gefürchteten Bauchwassersucht; doch wird man das letztere sehr selten im Aquarium antreffen.

Noch einige Winke zur Untersuchung der Bakterien. Es gibt ein einfaches Verfahren, um Bakterien sichtbar zu machen. Einen Abstrich bringt man in einen kleinen Tropfen Wasser auf einen Objekträger und gibt zu diesem eine kleine Menge (etwa ein Zehntel des Wassertropfens) schwarze Tusche, verröhrt leicht und legt vorsichtig ein Deckglas auf, wobei darauf zu achten ist, daß der Wassertropfen nicht zu klein ist, weil sich dann das Deckglas zu fest ansaugt; das Deckglas darf aber auch nicht schwimmen. Bei der Beobachtung der Präparate unter dem Mikroskop erscheinen die Bakterien als helle Flecken.

Cyanophyceen oder Blaualgen. Die Vertreter der Blaualgen sind im Aqua-

rium gar nicht beliebt. In Gemeinschaft mit anderen Kleinlebewesen können sie die sogenannte Wasserblüte hervorrufen; häufig bilden sie Algenherde. In Becken mit starker Sonneneinstrahlung, manchmal auch bei künstlichem Licht (einige, wie verschiedene *Oscillatoria*-Arten, *Lyngbya*- und *Phormidium*-Arten bevorzugen gedämpftes Licht), in hartem, kalkreichem Wasser, überziehen sie von einer Stelle des Beckens aus den Grund, die Pflanzen, etwa vorhandene Steine und auch die Seitenscheiben mit einem blaugrünen Überzug, der sich schleimig anfühlt. Diese Eigenschaft hat ihnen auch den Namen Schmieralgen eingebracht. Blaulalgen sind einzellige oder fadenförmige Algen, die oft Kolonien bilden. Die Arten *Chroococcus giganteus* und *Chamaesiphon curvatus* bilden nichtfädige Überzüge, während *Rivularia minuta* und Vertreter der Gattung *Oscillatoria*, die häufig vorkommen, Fäden bilden.

Die Geißelalgen oder Flagellaten zählt man auch zu den Protozoen; sie sind daher auch im zoologischen System zu finden. Einige der Chlorophyll enthaltenden Flagellaten wollen wir bei den Pflanzen behandeln. Die Flagellaten sind Organismen, die sich mit einer oder mehreren sogenannten Geißeln fortbewegen, die alle an einer gemeinsamen Ursprungsstelle entspringen. Die bekannteste Gattung ist wohl *Euglena*, das Augentierchen oder auch Änderling genannt, von dem verschiedene Arten vorkommen können. Ähnlich sehen die *Phacus*-Arten aus. Manchmal kann man die Kugelalge *Volvox* antreffen; sie rollt als kleine Kugel regelrecht durch das Wasser. Meist ist sie eingeschleppt, sofern sie angetroffen wird. Etwas häufiger treffen wir *Chlamydomonas*-Arten an, sehr ähnlich sind *Pandorina*-Arten, die meist Kolonien bilden. Interessant ist *Haematococcus pluvialis*, der in Wasser, das stark mit organischen Stoffen durchsetzt ist, grün erscheint, in reinem Wasser aber rot, wodurch sogar, bei Massenaufreten, eine Rottfärbung des Wassers eintreten kann; *Haematococcus* wird daher auch Blutalge genannt. Es können natürlich noch sehr viel mehr Vertreter der Flagellaten vorkommen, doch würde ihre Beschreibung zu weit führen. Die farblosen Flagellaten werden im zoologischen Teil des Aufsatzes behandelt.

Eine besonders schöne und interessante Gruppe der niederen Pflanzen ist die Klasse der Kieselalgen oder Diatomeen. Dies sind kleine braune Einzeller. Neben alleinlebenden Arten finden wir kettenförmige, fächerförmige, sternförmige und anders gestaltete Kolonien. Ihre Gestalt wird ihnen durch einen Kieselpanzer gegeben, welcher außen auf den Zellmembranen aufgelagert ist. Dieser Panzer besteht immer aus zwei Teilen, die wie die zwei Hälften

einer Schachtel aufeinanderpassen. Als braunen Überzug finden wir die Kieselalgen am Bodengrund, an den Scheiben und Pflanzen. Ihre Farbe hat ihnen bei den Aquarianern den Namen Braunalgen eingebracht, obwohl sie systematisch gar nicht dahin gehören. Eine häufige Art ist die sehr variable *Diatoma vulgare*, bei der mehrere Zellen oft in einer Kette miteinander verbunden sind. Einige Arten sind mit einem Gallertstiel an die Unterlage gehaftet. So findet man auf Pflanzen *Achnanthes minutissima*, *Cymbella leptocerus* und auch *Gomphonema acuminatum*, doch kommt von letzterer auch eine frei bewegliche Form vor, wie auch *Navicula cuspidata* und viele andere Arten frei beweglich sind. Gerade bei den Kieselalgen gibt es so viel Formen und Arten von einmaliger Schönheit, daß man stundenlang bei ihrer Beobachtung verweilen möchte.

Grünalgen oder Chlorophyceen finden wir an den dem Licht zugewandten Glaswänden, wo sie einen hellgrünen, schleimigen Überzug bilden. Der Überzug besteht häufig aus Vertretern der Ordnung Chlorococcales. Manchmal kommt es vor, daß das Wasser grün gefärbt ist, eine sogenannte Wasserblüte, die zuweilen auf die freischwebenden Grünalgen der Gattungen *Scenedesmus* und *Pediastrum* zurückzuführen ist. Nicht gerne gesehene Einwohner sind die auch zu den Grünalgen gehörenden Fadenalgen. Ihre Fäden sind aus vielen hintereinander angeordneten Zellen gebildet, die grüne Farbe der Fäden ist durch Chlorophyll bedingt. Vertreten werden die Fadenalgen durch die Ordnungen der Schlauchalgen oder Siphonales, Zweigalgen oder Siphonocladiaceae und seltener durch die Kraushaaralgen oder Ulothrichales. Die bekanntesten Arten aus diesen Ordnungen sind *Cladophora glomerata*, *Ulothrix zonata* und *Vaucheria geminata*.

Ähnlich den Grünalgen sehen die Vertreter der Jochalgen oder Conjugaten aus. Im allgemeinen wird es für den Liebhaber schwierig sein, die Jochalgen von den Grünalgen zu unterscheiden, doch sei als Anhaltspunkt gesagt, daß die meist größeren und längeren Fäden der Jochalgen nie an einer Unterlage festgeheftet sind und, was auch wichtig ist, sich nie verzweigen. Die bekannteste Gattung der Conjugaten ist die Schraubenalge *Spirogyra*. Sie ist leicht kenntlich an der Form der in den Zellen befindlichen Chloroplasten, welche in bandförmigen Spiralen in der Zelle liegen. Man findet Arten dieser Gattung nicht sehr häufig im Aquarium, doch werden sie auch ab und zu eingeschleppt. Sie bilden watteartige Büschel von lebhaft grüner Farbe. Die einzelligen Jochalgen gehören zu den zierlichsten Algenarten überhaupt; ihre Zellgestalt ist sehr mannigfaltig. In Wasser mit leicht saurer Reaktion sind sie

leicht zu finden. Man denke hier an die Torffilterung. Die Formen sind bei manchen halbmond förmig (*Closterium*), oder häufig in der Mitte eingeschnürt oder bisquit förmig wie *Cosmarium* oder sogar sternförmig wie *Micrasterias*. Die Beobachtung der Algen ist ziemlich einfach, wie auch die der Flagellaten. Man bringt sie in einem Tropfen des Aquarienwassers auf den Objekträger unter das Mikroskop. Speziellere Methoden zur Beobachtung, Präparation und Färbung findet man bei SCHÖMMER: Das Kryptogamenpraktikum.

Als letzte Gruppe der pflanzlichen Kleinlebewesen finden wir Vertreter verschiedener Pilzgattungen. Ein gefürchteter Algenpilz ist der Erreger der gefürchteten *Ichthyophonus* - Krankheit. *Ichthyophonus hoferi* ist ein kleiner kugelförmiger Algenpilz mit glatter Oberfläche, gelblichbraun und nur sehr wenig durchsichtig. Ältere Exemplare können bis 2 mm groß werden. Doch ist der Pilz nur dann für uns von Interesse, wenn wir einen Fisch sezieren können, denn der Pilz lebt zumeist im Innern des Wirtes. Als

häufigste Befallsstelle werden Leber und Niere untersucht. Ist eine Infektion vorhanden, so lassen sich schon mit bloßem Auge weiße bis gelbliche Knötchen erkennen. Auch in verendeten Tieren ist dieser Pilz noch gut zu erkennen. Zur mikroskopischen Untersuchung wird ein Organstück vorsichtig plattgedrückt. Öfters trifft man Fische an, welche weißlich-trübe Stellen an der Körperoberfläche aufweisen, an denen meist wattebauschähnliche Pilzbeläge entstehen. Die Erreger dieses Fischschimmels sind Arten der Gattungen *Saprolegnia* und *Achlyta*. Ihre mikroskopische Untersuchung ist ziemlich einfach. Vom Belag wird ein Abstrich gemacht und bei starker Abblendung untersucht. Die Pilze sind als lange, feine, durchsichtige, meist wirr durcheinanderlaufende Fäden erkennbar. Ebenfalls lässt sich die Tuschemethode wie bei den Bakterien ausführen. Die Pilzfäden erscheinen dann hell. Für ausführlichere Methoden sei wiederum auf SCHÖMMER verwiesen.

Literaturverzeichnis folgt am Schluß des zoologischen Teils dieses Aufsatzes.

Winke fürs Labor

Präparation der recenten Diatomeen

Von Erwin Beck, Karlsruhe

Zur Bestimmung der Diatomeen ist die klare Erkennung der Struktur außerordentlich wichtig. Die Präparation soll daher das Material für die Beobachtung entsprechend vorbereiten.

- Die Struktur des Kieselpanzers muß durch Zerstörung des Protoplasmas aufgehellt,
- beigemengte und anhaftende Substanzen müssen beseitigt,
- die beiden Schalenhälften sollen nach Möglichkeit gespalten und
- Gemenge verschiedener Arten sollen u. U. getrennt werden.

Bei der Diatomeenpräparation werden sowohl chemische als auch physikalische Verfahren angewendet.

Die Reinigung des Diatomeen-Rohmaterials

Die Probe wird in einem Becherglas oder einer genügend großen Porzellanschale tropfenweise mit 1:1 verdünnter Salzsäure versetzt, bis kein Aufbrausen (Kohlensäure-Entwicklung) mehr stattfindet. Den dabei manchmal in großer Menge entstehenden Schaum kann man bekämpfen, indem man vom Rande des Gefäßes aus etwas Isopropylalkohol zugibt. Nach dem Aufhören der CO₂-Entwicklung lässt man noch einige Stunden stehen und wäscht dann die Probe bis zur völligen Säurefreiheit (prüfen mit Lackmuspapier) mit Wasser aus.

Durch diese Vorbehandlung werden einerseits diatomeenhaltige Kalkkrusten aufgeschlossen und andererseits alle in der Probe vorhandenen Kalksalze in wasserlösliche Form überführt; sie lassen sich dann restlos auswaschen. Dies ist zur sauberen Präparation unbedingt notwendig, da Kalksalze z. B. mit Schwefelsäure oder Oxalsäure unlösliche Niederschläge bilden, die sich später nur sehr schwer wieder aus den Proben entfernen lassen und in den Präparaten nicht nur unschön wirken, sondern auch wichtige Strukturen überdecken können.

Nachdem nun die Probe in reinem Wasser liegt, wird sie durch Sieben von groben Beimengungen wie Sand, größeren Detritusteilen usw. getrennt. Als Sieb verwendet man am besten 2–3 cm weite und 5–10 cm lange Glasröhren mit Wulst. Über diesen Wulst werden mit Gummiringen Seiden-gazestücke mit verschiedener Maschenweite gespannt. Für das erste Sieben genügt Gaze Nr. 8 mit etwa 190 µ Maschenweite. Man stellt unter das Glasrohr ein Glas und schüttet das Material in nicht zu großen Mengen auf das Sieb. Dann gibt man langsam unter Umschwenken des Siebrohres Wasser zu, bis das ablaufende Wasser klar ist. Dasselbe ist mit dem Durchlauf nochmals mit einem Sieb Nr. 12 mit ca. 115 µ Maschenweite zu wiederholen. Die nun im Glase befindliche trübe diatomeen-

haltige Flüssigkeit wird aufgeschüttelt und, nachdem sich der erste grobe Bodensatz gebildet hat — der meistens nur aus Sand besteht (mikroskopische Kontrolle!) —, in ein anderes Glas abgegossen. Der sich in diesem Glas bildende Satz wird der weiteren Behandlung unterworfen.

Zerstörung organischer Stoffe

Die allgemein empfohlenen Methoden, bei denen das Material mit konzentrierter Säure gekocht wird, lassen sich in bewohnten Räumen der sich entwickelnden lästigen Dämpfe wegen — die nicht nur für den Menschen, sondern auch für das Mikroskop und sonstige Instrumente sehr schädlich sind — nicht durchführen.

Es gibt aber einige Verfahren, die es ermöglichen, auch in Wohnräumen die Reinigung des Diatomeenmaterials vorzunehmen. Schädliche oder lästige Dampfentwicklung tritt nicht auf. Hier seien nur zwei erprobte Methoden kurz angeführt:

Kaliumbichromat-Schwefelsäure-Verfahren. Das in möglichst wenig Wasser liegende Material wird vorsichtig mit genügend konzentrierter Schwefelsäure übergossen und 24 Stunden unter öfterem Umrühren mit einem Glasstäbchen stehen gelassen. Die Säure wird dabei durch Verkohlung der organischen Substanzen schwarz. Nun gibt man eine kleine Menge feinst pulverisiertes Kaliumbichromat hinzu, röhrt um und läßt stehen. Von Zeit zu Zeit — immer wenn die Säure grün geworden ist — gibt man wieder kleine Mengen Bichromat zu, um die Oxydation der verkohlten Substanzen vollständig zu machen. Die Oxydation ist beendet, wenn die Säure orangerot bleibt. Dies dauert je nach dem Grade der Verunreinigung 3—6 Tage.

Die nunmehr orangefarbene Flüssigkeit gießt man langsam in viel Wasser ein und wäscht säurefrei. Anschließend wird in destilliertes Wasser überführt.

Sehr gute Erfahrungen machte ich auch mit dem **Schwefelsäure-Kaliumpermanganat-Verfahren**. Das Material wird mit konz. Schwefelsäure übergossen, nach gründlichem Mischen mit einigen Tropfen einer gesättigten wässrigen Kaliumpermanganatlösung versetzt und umgerührt. Die Flüssigkeit wird schwarzviolet und erhitzt sich ziemlich stark. Jetzt gibt man vorsichtig kleine Portionen einer gesättigten wässrigen Oxalsäurelösung hinzu, bis sich die Flüssigkeit entfärbt. Nun folgt wieder Auswaschen usw.

Da aber dieses Verfahren nicht immer beim ersten Male zum gewünschten Erfolg führt, muß es evtl. wiederholt werden — ein Nachteil, der dem ersten Verfahren nicht anhaftet. Eine Spaltung der Schalenhälften ist allerdings bei vielen Zellen

durch keines der beiden genannten Verfahren erreichbar. Ist die Spaltung aber durchaus nötig (bei *Eunotia*, *Pinnularia* u. a.), so ist das Kochen mit konz. Schwefelsäure nicht zu umgehen.

Abtrennen von groben mineralischen Bestandteilen

Das nun nur noch mit feinem Sand und sonstigen mineralischen Bestandteilen verunreinigte Material reinigt man weiter, indem man etwas Material auf ein Uhrglas gibt und dasselbe in kreisende Bewegung versetzt. Der Sand sammelt sich in der Mitte des Uhrglases an, während die spezifisch leichteren Diatomeen als weißes Wölkchen aufsteigen, welches mit einer Pipette aufgesaugt werden kann.

Diatomeen-Reinigung mit Thouletscher Lösung

Nachdem das Diatomeen-Rohmaterial nach einem der beschriebenen Verfahren vom Zellinhalt und sonstigen organischen Beimengungen befreit ist, wird man nach Abtrennung des Sandes mittels Uhrgläschen bei der Durchmusterung finden, daß die Probe noch mit größeren Mengen von mineralischen Beimengungen vermischt ist. Es sind zum größten Teile kleine Glimmerplättchen, die durch Schlämmen und Dekantieren nicht zu entfernen sind, da diese hauchdünnen Plättchen zwischen den Diatomeen flottieren.

Nun habe ich in älteren Arbeiten über Diatomeen-Präparation eine Methode gefunden, welche in diesem Falle eine vollkommene Trennung der Diatomeen von den restlichen Mineralbestandteilen gestattet.

Da diese Methode sehr gute Erfolge zeittigt — dabei finden Chemikalien Verwendung, die meistenteils vorhanden oder leicht zu beschaffen sind — und wohl den wenigsten Diatomeenfreunden bekannt sein dürfte, will ich sie hier ausführlich beschreiben.

Im Grunde handelt es sich um die von den Mineralogen bei petrographischen Untersuchungen verwendete Thouletsche Lösung. Die Trennung erfolgt durch das verschiedene spezifische Gewicht von Diatomeen und Glimmer.

Die Thouletsche Lösung kann entweder fertig bezogen oder selbst hergestellt werden.

Thouletsche Lösung ist Kaliumquecksilberjodid, eine Lösung von Kaliumjodid und Quecksilberjodid im Verhältnis 4:5 in Wasser. Man mischt 5 g rotes Quecksilberjodid und 4 g Kaliumjodid (oder ein vierfaches dieser Mengen) nach folgender Anweisung:

Quecksilberjodid wird mit möglichst wenig Wasser unter Vermeidung von Klumpenbildung zu einem dicken Brei an-

gerührt, und in diesen Brei wird nun unter Umrühren pulverisiertes Kaliumjodid eingebracht. Der Brei verwandelt sich in eine klare gelbliche Lösung. Das sonst übliche Konzentrieren der Lösung, um das spezifische Gewicht 3,22 zu erreichen, erübrigtsich, da die Lösung in unserem Falle bei einem spezifischen Gewicht von etwa 2,3 verwendet wird. Auf das geeignete spezifische Gewicht wird durch Zusatz von heißem Wasser verdünnt. Die verdünnte Lösung läßt sich auf dem Wasserbad wieder konzentrieren, solange das Verhältnis von Kaliumjodid : Quecksilberjodid etwa 4:5 ist.

Die Verdünnung muß unter Verwendung von Indikatoren geschehen, da sich die Thouletsche Lösung bei der Verdünnung stark zusammenzieht. Als Indikator verwendet man ein Stückchen Glimmer (spez. Gewicht etwas unter 3). Man nimmt der besseren Sichtbarkeit wegen am besten den u. a. auch von der Lehrmittelabteilung des Kosmos gelieferten schwarzen Glimmer. Ein Stückchen dieses Glimmers wird in die Thouletsche Lösung gebracht und letztere durch tropfenweisen Wasserzusatz unter Umrühren mit einem Glasstab so weit verdünnt, bis das Stückchen Glimmer rasch auf den Boden des Glases absinkt.

Mit dieser so eingestellten Lösung kann nun die Trennung durchgeführt werden. In ein Reagenzgläschchen oder Tablettenröhren von ca. 8—10 mm Ø und 6—10 cm Länge gibt man das zu reinigende Diatomeenmaterial und saugt nach dem Absetzen das überstehende Wasser mit einer Pipette möglichst vollständig ab, damit bei der nachfolgenden Zugabe der eingestellten Thouletschen Lösung sich deren spezifisches Gewicht nicht mehr wesentlich verändert. Jetzt wird das Gläschchen mit der spezifisch schweren Lösung bis zum Rande gefüllt und vor Staub geschützt an einem erschütterungsfreien Ort stehen gelassen, bis die Flüssigkeit mit einer weißen Schicht bedeckt ist und sich unten ein Bodensatz gebildet hat. Die Flüssigkeit an sich muß vollkommen klar sein. Durch wiederholtes Aufstoßen des Gläschens auf ein mit Filz bezogenes Brettchen wird die Trennung vollständig, da sich dadurch etwa durch die Diatomeen mit nach oben gezogene Glimmerplättchen von ersteren trennen und nach unten sinken.

Das oben schwimmende, aus reinen Diatomeen bestehende Material wird mit einer Pipette abgezogen, durch Wasserzusatz ausgefäßt und mehrmals mit destilliertem Wasser ausgewaschen. Sollten sich dabei rote Kriställchen von Quecksilberjodid ausscheiden, können diese durch Zusatz von etwas Kaliumjodidlösung wieder in Lösung gebracht werden.

Die verdünnte Thouletsche Lösung, ebenso das Filterwaschwasser, werden durch Eindampfen auf dem Wasserbad wieder konzentriert, da die Lösung doch ziemlich

teuer ist. Auf diese rationelle Weise fällt aber deren Preis kaum ins Gewicht.

Zum Abschluß muß ich noch darauf aufmerksam machen, daß die Thouletsche Lösung sehr giftig ist und ätzend auf die Haut wirkt. Daher äußerste Vorsicht bei der Anwendung!

Aufbewahrung von Diatomeenproben

Die gereinigten Diatomeenproben werden in kleinen Reagenzgläschchen — etwa 80×10 mm —, die mit neuen Korken verschlossen sind, in destilliertem Wasser aufbewahrt. Um eine Verpilzung der Proben mit Sicherheit zu vermeiden, gibt man dem destillierten Wasser auf je 5 ccm einen bis zwei Tropfen einer 20%igen Lösung von Chinosol zu. Chinosol (Chinosol-Fabrik AG, Hamburg) ist ein spielend wasserlösliches 8-Oxychinolin, welches sowohl in Tabletten- als auch in Pulverform in Drogerien und Apotheken erhältlich ist. Ich habe zahlreiche Proben mit Chinosol konserviert und während jahrelanger Lagerung keinerlei Verpilzung feststellen können. Nach Angabe des Herstellers verhindert Chinosol bereits in einer Verdünnung von 1:2000 sicher Wachstum und Entwicklung aller Keime. Bei Verarbeitung einer mit Chinosol konservierten Probe zu Präparaten muß natürlich das Chinosol durch gründliches Auswaschen mit destilliertem Wasser entfernt werden.

Herstellung von Einzelpräparaten

Bedingung für einwandfreie Präparate sind peinlich saubere, fettfreie Objektträger und Deckgläser. Um das Arbeiten mit Chromschwefelsäure zu vermeiden, verfährt man folgendermaßen: Man bereitet sich eine 1%ige Lösung von einem der handelsüblichen Netzmittel (besonders geeignet sind z. B. Hostapal C der Farbwerke Höchst oder Sapogenat A hochkonz. der Anorgana GmbH, Gendorf/Obb.), erhitzt dieselbe auf ca. 80° C und legt die Gläser hinein. Nach dem Erkalten der Lösung werden die Gläser herausgenommen, gut mit Leitungswasser abgewaschen, mit destilliertem Wasser gespült und auf Filterpapier zum Trocknen gestellt.

Nun werden die Gläser auf der späteren Schichtseite mit C-Lack (Bayer, Leverkusen), der 1:4 mit Aceton verdünnt wurde, betropft und trocken gelassen. Der dünne C-Lackfilm verbleibt auf den Gläsern, bis dieselben gebraucht werden. Unmittelbar vor dem Gebrauch wird der Film abgezogen. Das Ergebnis sind einwandfrei fettfreie und absolut staubfreie Gläser.

Auf die so vorbereiteten Objektträger wird auf die linke Hälfte das gereinigte, in destilliertem Wasser liegende Material mit einer für diese Arbeit eigens bereitgehaltenen Pipette aufgetropft und unter Staubschutz antrocknen gelassen. Die Pipette

muß durchgehend gleich weit sein, um eine gleichmäßige Verteilung der Diatomeen zu erreichen. Zur Spitze ausgezogene Pipetten sind für diesen Zweck nicht gut geeignet. Die Diatomeen sind nach dem Trocknen als mattweißer Fleck auf dem Objekträger zu sehen.

Ein Deckgläschen wird nun mit einem Tröpfchen eines Gemisches aus 20 Tropfen filtriertem Petroleum und 15 ccm Äther, versehen; das Gemisch halten wir in einem Pipettengläschen bereit. Nach dem Verdunsten des Äthers befestigen wir das Deckgläschen rechts neben den eingetrockneten Diatomeen mittels eines winzigen Tröpfchens destillierten Wassers auf dem Objekträger, wo es durch Adhäsion haftet. Bei etwa 80- bis 100facher Vergrößerung suchen wir die gewünschten Formen aus und legen sie auf das Deckgläschen mit dem Petroleumfilm ab. Als Legeinstrument verwendet man für zarte Formen eine Borste vom oberen Augenlid des Schweines, die man an einem zur Spitze ausgezogenen Glasstab mit etwas Caedex ankittet. Für robuste Formen kann auch ein an einem Glasstäbchen angekitteter Minutienstift, wie er beim Aufspießen kleiner Insekten benutzt wird, genommen werden. Nachdem sich alle Formen, die man zu Einzelpräparaten verarbeiten will, auf dem Deckglas befinden, erhitzt man das Deckglas, damit sich das Petroleum verflüchtigt. Die Diatomeen liegen dann völlig sauber und trocken auf dem Glas.

Eine Anzahl Deckgläser versieht man vorher auf der einen Seite mit einem engen Lackring von ca. 1—1,5 mm innerem Durchmesser und nach dem Trocknen desselben auf der anderen Seite mit einem Klebemittel, das die Eigenschaft hat, nach dem Trocknen durch Anhauchen wieder klebrig zu werden.

Lange Zeit war zu diesem Zweck das Klebemittel nach Prof. DEBES in Gebrauch. Zu dessen Herstellung werden 2 g weiße Gelatine in 75 g Eisessig gelöst. Dieser Lösevorgang nimmt bei Zimmertemperatur einige Tage in Anspruch. Nach dem vollständigen Lösen wird filtriert. Unter Umrühren spritzt man dann ganz langsam mit der Pipette 5 ml der Gelatine-Eisessig-Lösung in ein Gemisch von 3 g absolutem Äthylalkohol und 1,5 g Isobutylalkohol. Das fertige Gemisch muß kühl und dunkel gelagert werden. Im Laufe der Zeit setzt es etwas ab und muß erneut filtriert werden.

Mit diesem Gemisch angefertigte Präparate dürfen nicht erhitzt werden, so daß die Anwendung der meisten Einschlußmedien nicht möglich ist.

SCHMIDT hat vor längerer Zeit ein Klebemittel beschrieben, das, wie ich bei meinen Versuchen fand, Erhitzungen bis zu 60° C erträgt. Damit hat es vor dem Klebemittel nach DEBES einen wesentlichen Vorteil. Als

Nachteil ist aber seine nur einige Monate dauernde Haltbarkeit anzuführen.

Klebemittel nach SCHMIDT:

Zucker 5 g, Wasserglas 2 ccm, Wasser 100 ccm. Nach dem Erkalten filtrieren.

Ein Klebemittel, das einerseits eine höhere Erhitzung (bis 100° C) erträgt (da-

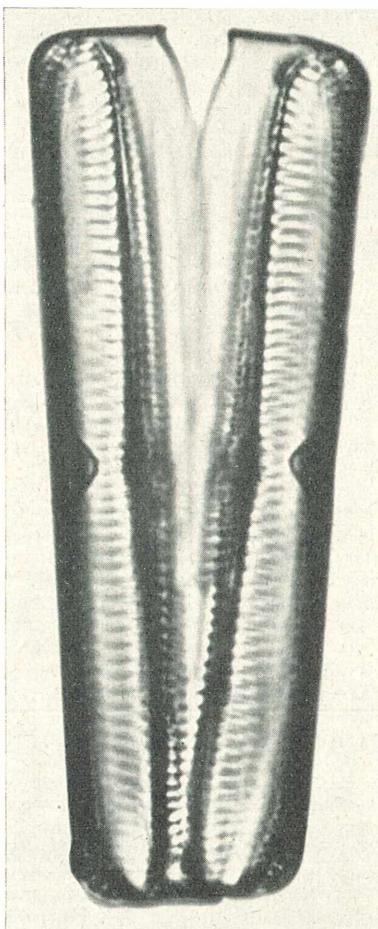


Abb. 1: *Pinnularia spec.* Auf der Pleuralseite liegende Zelle, die durch das sog. kalte Präparationsverfahren nicht völlig gespalten wurde. Die Schale zeigt deutlich den Aufbau der Diatomeenzelle aus Boden (Hypotheca) und Deckel (Epitheka). Abbildungs-Maßstab: 1245:1. Einschlußmittel nach Weinzierl.

Aufnahmedaten: Objektiv 48 x, Okular 6 x. Niedervoltlampe 12 Volt, 3 Amp. 5 sek., Blau-grün-Filter, Perutz-Positiv-Film 35 mm, unsensibilisiert, Entwickler: Metol-Hydrochinon

durch also in Verbindung mit allen z. Zt. üblichen Einschlußmedien Verwendung finden kann), und andererseits unbeschränkt haltbar ist, war bislang nicht bekannt. Nach längeren Versuchen ist es mir gelungen, ein synthetisches Klebemittel zu

finden, das die gewünschten Eigenschaften besitzt. Es besteht aus:

Rohagit S, niedrigviskos (Röhm & Haas, Darmstadt) 1,0 g;
Ammoniak, 25%ig 10,0 ccm;
destilliertes Wasser 89,0 ccm.

Das Rohagit S niedrigviskos, das in Form eines weißen, feinen Pulvers geliefert wird, wird in destilliertem Wasser aufgeschwemmt. Das Ammoniak wird in kleinen Portionen unter Umrühren zugegeben. Dann wird auf dem Wasserbad einige Minuten erhitzt, bis die Lösung klar geworden ist. Filtriert wird durch Watte.

Die Anwendung des Mittels ist ähnlich der des SCHMIDTSCHEN Klebemittels. Ein großer Tropfen des Klebemittels wird auf das Deckglas gegeben, wo er sich bis an den Rand ausbreitet. Der Überschuß wird mit einem Streifchen saugfähigem Filterpapier abgesaugt. Dann werden drei kleine Glassplitterchen mit aufgeklebt und das Deckglas zum Trocknen bei ca. 50° C auf die Wärmebank gelegt.

Ein Deckglas mit Diatomeen wird jetzt mit einem kleinen Tröpfchen destilliertem Wasser auf einem Objektträger befestigt und rechts daneben auf dieselbe Art ein Deckglas mit Klebeschicht. Unter dem Mikroskop nimmt man mit der Borste eine Diatomee auf und legt sie im Lackringkreis auf die Klebeschicht ab. Das Deckglas mit der Diatomee wird vorsichtig angehaucht, wodurch dieselbe fest auf dem Deckglas angeklebt wird. Wichtig ist, daß nicht zu wenig oder zu viel angehaucht wird, da sonst entweder die Schale nicht fest genug klebt, oder im letzteren Falle mit störenden Rändern der Klebeschicht umgeben ist. Nach einiger Übung gelingt das richtig dosierte Anhauchen aber in jedem Falle.

Nun folgt das Einschließen des Präparats. Auf die Diatomeenschale gibt man vorsichtig aus ca. 1 mm Höhe 2 Tropfen Caedax 547 (Bayer, Leverkusen) zu und legt das Deckglas auf die Wärmebank bei ca. 60—80° C. Nachdem das Einschlußmittel genügend eingedickt ist, d. h. wenn ein Tröpfchen Einschlußmittel auf einem Probdeckglas beim Erkalten erhärtet, wird das Deckglas mit einem angewärmten Objektträger aufgefangen und noch auf der Wärmebank erhitzt, damit sich das Medium bis an den Deckglasrand ausbreiten kann.

Sinngemäß verfährt man nach den bekannten Verfahren auch z. B. mit dem Diatomeen-Einschlußmittel nach WEINZIERL (Lieferant: Kosmos-Lehrmittel, Stuttgart), Styrox, Tolubalsam, Hyrax usw.

GÖKE erwähnte vor einiger Zeit die Anwendung von Polestar für den Diatomeen-einschluß. Polestar halte ich für die Anfertigung von Diatomeenpräparaten seines zu niedrigen Brechungsexponenten halber für ungeeignet, da es bei Diatomeen hauptsächlich

auf die Auflösung der Strukturen ankommt. Gerade bei der Herstellung von Typenplatten ist nicht nur eine gute Auflösung der Strukturen von groben Formen, sondern auch der kleinsten Formen notwendig, welche bei Typenpräparaten unter einem Deckglas vereinigt sind.

Bei Anwendung des Klebemittels nach DEBES können natürlich nur Styrox ohne Erhitzung, oder Caedax 547 nach dem von ENGERT angegebenen Einschlußverfahren verwendet werden.

Zur Anfertigung von Diatomeen-Einzelpräparaten sind selbstverständlich auch die von KUHLMANN und WEINZIERL beschriebenen Methoden sehr gut brauchbar, wobei ich besonders auf das WEINZIERLsche Filmverfahren hinweisen möchte. Das Herstellen von Diatomeenfilmchen und das Ausstanzen der gewünschten Formen hat neben der Einfachheit (keine Legebörste!) noch den großen Vorteil, daß man die Filmchen ohne Bruchgefahr aufbewahren und versenden kann.

Typenplatten und Kreispräparate

Genau so wie Einzelpräparate werden auch Typenplatten und Kreispräparate angefertigt, indem man eben mehrere Formen auf einem Deckglas in Reihen oder im Kreis anordnet. Da ihre Herstellung aber eine sehr zeitraubende Angelegenheit ist, verzichtet man lieber auf solche Präparate und verwendet seine kostbare Zeit für das Studium des Materials, für welches Streu- und Einzelpräparate vollauf genügen.

Bei der Anfertigung von Einzelpräparaten kann man, um Platz und Objektträger zu sparen, auch mehrere Präparate desselben Fundortes auf einem Objektträger montieren.

Für Einzelpräparate und Typenplatten empfehle ich Deckgläschchen von 6 mm und für Streupräparate von 12 mm Durchmesser.

Anfertigung von Streupräparaten

Zur Anfertigung von Streupräparaten, d. h. Präparaten, die das Material regellos über das ganze Deckglas verteilt enthalten, gibt man auf die Deckgläschchen je einen Tropfen des in destilliertem Wasser liegenden Diatomeenmaterials, der sich bis an den Deckglasrand halblinsenförmig ausbreiten muß, und läßt unter Staubschutz an einem erschütterungsfreien Ort das Wasser verdunsten. Je ruhiger die Deckgläschchen während des Trocknens liegen, desto schöner und gleichmäßiger werden die fertigen Präparate. Weiterhin ist darauf zu achten, daß die Diatomeensuspension nicht zu konzentriert ist, da sich sonst evtl. die Formen gegenseitig überdecken.

Als Einschlußmittel für solche Streupräparate ist Caedax 547 sehr gut geeignet.

Um die an einem Fundort vorkommenden Formen restlos zu erfassen, genügt es nicht,

ein oder zwei Streupräparate von dem betreffenden Material anzufertigen, da ein einzelnes Streupräparat in den wenigsten Fällen alle in der Probe vorhandenen Arten enthält. So wird man meistens schon bei der Anfertigung des zweiten Streupräparates bemerken, daß darin einzelne, im ersten Präparat nicht vorkommende Arten enthalten sind. Darum sollten von jeder Probe mindestens drei oder vier Streupräparate hergestellt werden. Nur wenn man so verfährt, hat man die Gewißheit, die Formen eines Fundortes ohne Ausnahme studieren zu können.

Trennung von einzelnen Arten aus Diatomeengemischen

Nur äußerst selten wird es gelingen, nur eine einzige Art aufzusammeln, sondern man hat es in den weitaus meisten Fällen mit einem Gemisch von mehr oder weniger zahlreichen Arten zu tun. Wenn man aber z. B. Streupräparate nur einer einzigen Art anfertigen will, so ist man gezwungen, die Trennung auf mechanischem Wege zu vollziehen.

Man sucht zu diesem Zweck die einzelnen Arten unter dem Mikroskop mittels der Borste bei schwacher Vergrößerung aus und trennt sie von den anderen.

Zur Abtrennung von einzelnen größeren Arten aus einer Aufsammlung, z. B. größeren *Pinnularia*-Arten usw., kann man die Aufschwemmung der Diatomeen auch durch eine entsprechend feine Gaze (Nr. 16—25) gießen und mit Wasser vorsichtig nachspülen. Die kleineren Arten gehen durch die Gaze hindurch und können in einem kleinen Bechergläschen aufgefangen werden. Die großen Diatomeen verbleiben auf der Gaze und werden in ein Uhrglas abgespült. Man erhält so leicht eine Trennung von verschiedenen unterschiedlich großen Arten.

Durch Verwendung von Gazesieben verschiedener Maschenweite kann man die größeren Arten einer Aufsammlung weitgehend sortieren. Bei kleinen und kleinsten Formen allerdings bleibt nur das Aussuchen übrig.

Die untenstehende Tabelle gibt Aufschluß über die verschiedenen Maschenweiten der handelsüblichen Seidengazzen.

Nr. der Gaze	Fadenzahl per cm	Maschenweite mm
6	29	0,248
8	34	0,188
9	38,5	0,163
10	43	0,133
11	46	0,128
12	49	0,114
14	55	0,098
16	62	0,078
18	65	0,065
20	69	0,063
25	76	0,056

Maschenweiten der handelsüblichen Seidengazzen. Die angegebenen Werte sind Durchschnittszahlen.

Anmerkungen

Während des Drucks dieses Artikels erfahre ich, daß die Farbenfabriken Bayer, Leverkusen, die Herstellung der mikroskopischen Reagenzien aufgegeben haben; verschiedene oben genannte Reagenzien sind deshalb nicht mehr erhältlich.

An Stelle von C-Lack kann auch eine handelsübliche Collodiumlösung (ca. 4%ig) Verwendung finden.

Statt Caedax 547 müßte nun etwa Styrax oder das WEINZIERL'sche Diatomeen-Einschlußmittel (Lieferant: Abt. Kosmos-Lehrmittel, Stuttgart) zum Einschließen genommen werden.

In diesem Zusammenhang möchte ich noch auf folgende Einschlußmedien aufmerksam machen:

Alcarin n = 1,677

Diatopan n = 1,6238

(Bezugsquelle: Chroma-Gesellschaft, Stuttgart.)

Naphrax n = 1,7—8

Clearax Mounting Medium n = 1,666

(Bezugsquelle: George T. Gurr Ltd., London SW 6.)

Über Diatomeen-Einschluß- und Beobachtungsmittel sowie über die Fixierung und Färbung des Zellinhaltes der Diatomeen werde ich zu einem späteren Zeitpunkt ausführlich berichten.

Bezugsquelle für Thouletsche Lösung: Dr. Th. Schuchardt GmbH., München 13, Ainmillerstraße 25.

Literatur

1. BECK, E.: Ein weiteres Verfahren zum Einschluß von Diatomeen in Caedax 547. Mikrokosmos, 46. Jg. 1957, S. 191/192.
2. CHINOSOL: Firmenprospekte der Chinosol-fabrik AG, Hamburg.
3. ENGBERT, H. R.: Caedax 547 — ein neues Diatomeeneinschlußmittel. Mikrokosmos, 46. Jg. 1957, S. 119/120.
4. GÖKE, G.: Polestar als Einschlußmittel für mikropaläontologische und petrographische Objekte. Mikrokosmos, 47. Jg. 1958, S. 202/208.
5. HUSTEDT, F.: Kieselalgen, Stuttgart 1956.
6. KUHLMANN, F.: Ein Beitrag zur Kieselalgen-Präparation. Mikrokosmos, 46. Jg. 1957, S. 93/95.
7. NIEMANN, G.: Über das Sammeln und Präparieren der Kieselalgen. Mikrokosmos, 1. Jg. 1907, S. 73/79.
8. PASCHER, A.: Die Süßwasser-Flora Mittel-europas, Heft 10, 2. Aufl. Jena 1930.
9. SCHMIDT, K. E.: Ein neues Aufklebemittel für Diatomeen und Radiolarien. Mikrokosmos, 1949, S. 237/238.
10. SCHÜMMER, F.: Kryptogamen-Praktikum, Stuttgart 1949.
11. WEINZIERL, F. J.: Einige neue Verfahren bei der Diatomeenpräparation. Mikrokosmos, 1949, S. 234/237 und 254/256.
12. KEILHACK, K.: Lehrbuch der praktischen Geologie, Bd. II, S. 406/503, Stuttgart 1922.
13. MIGULA, W.: Beobachtungs- u. Einschlußmittel für Diatomeenschalen. Mikrokosmos, 1931/32, S. 46/50.

Kleine Mitteilungen

Eine neue histologische Färbemethode (Anilinblau-Eosinfärbung). Mit der nachfolgend beschriebenen Anilinblau-Eosinfärbung erhält man eine verschiedene Färbung der Gewebelemente, die der Azan- und Mallory-Methode ähnlich ist, jedoch rascher arbeitet, keine größere Übung oder spezielle Chemikalien erfordert.

Die beschriebene Methode ist für alle diagnostischen Zwecke geeignet, wo sonst die Hämatoxylin-Eosin-Färbung Anwendung fände, ganz besonders bewährt sie sich aber bei Untersuchungen der Hypophyse, Niere und eiswattartigen Degenerationsprodukte (Hyalin, Amyloid, Kolloid). Technik: Fixierung in 4%igem Formalin, Paraffineinbettung, 5–7 µ dicke Schnitte, Entparaffinierung, Schnitte aus 96%igem Alkohol in frische Eisenhämatoxylinlösung (1 min), abspülen in Leitungswasser, Differenzierung (25%ige Salzsäure 1 ml, dest. Wasser, 100 ml; 1/2 min), 3 min Leitungswasser (waschen), 2 min dest. Wasser (einstellen), 2 min Anilinblau-Eosin-Färbung (0,5 g wasserlös. Anilinblau [z. B. Wasserblau I alt der Farbwerke Hoechst], 0,5 g wasserlös. Eosin [z. B. Eosin G konz. d. BASF], 100 ml dest. Wasser; zur Konservierung einige Thymolkrystalle zugeben). — Nach Abspülen in dest. Wasser in 96%igem Alkohol differenzieren, bis keine Farbe mehr abgeht, ca. 2 min. Abschließend zweimal gewechselter 96%iger Alkohol, Carbolxylol, Xylol, Balsam. — Resultate: Blauschwarz: Chromatin; rot: Kernkörperchen, azidophile Hypophysenzellen, eosinophile Granula, Muskulatur, elast. Innenhaut der mittleren Arterien, elastische Membranen der Aorta, entkalkter Knochen, Fibrin, Keratin, hyaline Tropfen, Zylinder, Russelsche Körperchen; violett: Epithel- und Nervenzellen, chromophobe Hypophysenzellen, Magen-Hauptzellen, Neuroglia, nekrotisches Gewebe; dunkelblau: basophile Hypophysenzellen; graublau: Magen-Nebenzellen, hyaliner Knorpel, Schleim, Corpora amyacea; dunkelblaugrau: Kalk; blau: Mastzellengranula, Kollagenfasern, übrige elast. Fasern, osteoides Gewebe; hellblau: Serum, Odemflüssigkeit, Blutplättchenhaufen, Amyloid; rosa: Belegzellen (Magen); orange: Erythrozyten; gelblichrot: traum. bzw. von Austrocknung stammende Metachromasie; Kolloid wird rot, violet oder blau. Beim bindegewebigen Hyalin hängt die Farbe vom Alter ab: junge hyaline Fasern sind gelblichrot oder rot, ältere violett; altes hyalines Bindegewebe ist hellblau.

(M. KRUTSAY: Zbl. allg. Pathol. path. Anat. 98, 1958, S. 7.)

Dr. H. Petschke

Über die Darstellung der Hirngefäße am dicken Gefrier- und Celloidinschnitt mit der modifizierten Azanfärbung.

Besonders für pathologische Probleme ist die übliche Gefäßdarstellung durch Injektion von Tuscheinlösung in die Gefäßbahn nicht immer durchführbar, aber auch für Tierversuche ist diese Methode häufig recht aufwendig. Einfacher kann man an dicken Schnitten mit Hilfe einer modifizierten Azanfärbung den Gefäßverlauf darstellen. Am zweckmäßigsten werden 5–10 mm dicke Schnitte der Gehirne in Formol fixiert, davon werden 150–250 µ dicke Gefrier- oder Celloidinschnitte entsprechender Dicke angefertigt.

Färbevorschrift: Die Schnitte werden in 1 : 3 verdünnter Lösung von Azokarmin G bei 60° C 2 Stunden lang gefärbt, in dest. Wasser abgespült, dann 1–1½ Stunden in 5%iger wässriger Phosphorwolframsäurelösung gebeizt und in 70 % Alkohol differenziert. Danach kann man die

Schnitte nochmals eine ¼ Stunde lang mit 5%iger Phosphorwolframsäurelösung beizen. Nach Abspülen in dest. Wasser wird 5 Minuten in 1:5 verdünnter Anilinblau-Orange-G-Essigsäurelösung gegengefärbt und in 70 % Alkohol differenziert. Nach Entwässern werden die Schnitte solange in Benzol eingestellt, bis sie durchsichtig sind. Die endgültige Aufhellung erfolgt in Monobrombenzol oder einem Gemisch von Wintergrünöl und Benzylbenzoat (1:1); die zuletzt angegebene Lösung ist nur für Gefrierschnitte brauchbar, da Celloidin aufgeweicht und schließlich gelöst wird. Die Präparate können in Caedax oder Neutralbalsam, der an Stelle des Xyols in Monobrombenzol gelöst wird, eingeschlossen werden. Auch feuchtes Einschließen in Monobrombenzol mit Umrandung der Deckgläser ist möglich.

Besonders gut lassen sich stark blutgefüllte Gefäße darstellen; der Gefäßinhalt ist leuchtend rot, retikuläre und kollagene Fasern sowie die Gefäßwände sind blau-rotviolett gefärbt. Es ist darauf zu achten, daß das zellige Parenchym nur schwach angefärbt wird.

(R. SCHNABEL: Z. Wiss. Mikrosk. 63, 337, 1957)

Dr. W. Hoefke

Einfache Markscheidenfärbung für Paraffinschnitte. Bei der Paraffineinbettung lösen sich die Markscheidenlipide auf. Dies läßt sich verhindern, wenn man eine Beize verwendet, die Chromsäure und Ferrichlorid enthält. Der Verfasser schildert ein Routineverfahren, das die Verarbeitungszeit der Objekte nur um zwei Tage verlängert, dafür Färbung der Markscheiden bis in die feinsten Fasern hinein liefert.

Technik: Die 5–10 mm dicken Organstücke in 4% Formalin für 20–24 Std. fixieren. Nach dem Ausschneiden 2 mm dicker Scheibchen Nachfixation (24 Std.). Dann 1/2 Std. in strömendem Wasser waschen und mit einer wässrigen Lösung von 2% Chromsäure und 5% Ferrichlorid 24 Std. lang beizen. Danach wieder 1/2 Std. waschen in strömendem Wasser, anschließend Paraffineinbettung, 7–15 µ dicke Schnitte anfertigen und entparaffinieren. Aus 96prozentigem Alkohol kommen die Schnitte für 1 Std. bei 56 Grad in folgende Lösung: 5 ccm 20% alkoholische Hämatoxylinlösung, 0,5 ccm 25% Salzsäure, 100 ccm dest. Wasser.

Im Anschluß daran 3 min lang in Leitungswasser einstellen und in folgender Lösung differenzieren: 1 g Ferricyankali, 100 ccm dest. Wasser, 10 ccm gesättigte wässrige Natriumkarbonatlösung. Je nach der Schnittdicke differenziert man 5–10 min lang, bis die graue Substanz gelblich hervortritt.

Abschließend 5 min mit Leitungswasser waschen. Dreimal gewechselter 96prozentiger Alkohol, Carbolxylol, Xylol, Balsam.

Färbung: Markscheiden schwarzblau, Grund bräunlichgelb.

(M. KRUTSAY: Zbl. allg. Pathol. u. pathol. Anat. 98, 8, 1958.)

Dr. H. Petschke

Berichtigung

In dem Aufsatz von Dr. Fritz Rauh: „Über die Variabilität der Räderterre“ (Mikrokosmos 47, H. 15, S. 342, 1958) hat sich leider ein Fehler in der Beschriftung der Säulen in Abb. 1 eingeschlichen. Die Bezeichnungen „Varietät 0+I“ bzw. „II+III“ wurden vertauscht. Die schwarzen Säulen bezeichnen also Varietät II+III, die schraffierten 0 I.

Arne Müntzing: Vererbungslehre, Methoden und Resultate. Aus dem Schwedischen übersetzt von D. von Wettstein. 303 S., 194 Abb., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1958. DM 42.—

Der bekannte schwedische Genetiker A. Müntzing hat seine Vererbungslehre nicht nur für Studenten und Gelehrte geschrieben, sondern auch für gebildete Laien. Wohl aus diesem Grunde ist ein nach Aufbau und Inhalt durchaus „klassisches“ Buch entstanden, wobei das Adjektiv „klassisch“ eine sowohl konservative als auch gediegene Einstellung kennzeichnen soll. — Nach einer Einleitung über das geschichtliche Werden des Vererbungsgedankens erklärt der Verfasser pädagogisch sehr geschickt die grundlegenden Gesetze der Vererbung. Dabei legt er von Anfang an großen Nachdruck auf die Kenntnis der Kernteilung und des Chromosomenbaues. Abweichende Spaltungszahlen und geschlechtsgebundene Vererbung werden ebenso besprochen wie Translokationen und Inversio-
nen an den Chromosomen; das Zustandekommen von Mutationen wird genauso ausführlich behandelt wie Fragen aus der Züchtung, wie Polyploidie und Artbildung. Als Beispiele, an denen die Gesetzmäßigkeiten herausgearbeitet werden, verwendet er Erbgänge von Merkmalen des Menschen, der Tiere und der Pflanzen, wobei er auf die Verhältnisse bei Pflanzen be-
greiflicherweise etwas ausführlicher eingehet; denn diese sind ihm auf Grund seiner eigenen Arbeiten am vertrautesten. Auch die Genetik der Bakterien und Viren ist nicht ganz verges-
sen worden. Allerdings erfährt der Leser über sie nicht sehr viel. Der Referent bedauert das ein wenig, zumal gerade auf diesem Teilgebiet der Vererbungsforschung in der letzten Zeit die — wie ihm scheint — wesentlichsten Erkennt-
nisse über die Natur und die Wirkungsweise der Gene gewonnen wurden. Das knappe Schriften-
verzeichnis nennt die wichtigsten Lehrbücher über Vererbungslehre sowie Zeitschriften, die diesen Bereich der Biologie pflegen; das Re-
gister ist umfangreich und verlässlich. Besonders lobenswert ist das in deutschsprachigen Büchern seitens anzutreffende „Fachwortlexikon“, das dem Nichtspezialisten das Verstehen der Fachsprache wesentlich erleichtert. Wir können dieses Buch mit gutem Gewissen als verlässlichen und handlichen Führer durch die Vererbungslehre empfehlen. Es sollte vor allem in die Büchereien jener Schulen Eingang finden, denen es an neuerer Literatur über Vererbungslehre immer noch fehlt.

Dr. Dietmar Aichele

Münchener Beiträge zur Abwasser-, Fischerei- und Flussbiologie, Band 5: Tropfkörper und Belebungsbecken. Herausgeber: Prof. Dr. H. Liebmamn. 260 Seiten, 114 Abbildungen, 31 Tabellen. Verlag R. Oldenbourg, München, 1958. Preis Lw. DM 45.—

Band 5 der Münchener Beiträge zur Abwasser-, Fischerei- und Flussbiologie enthält Arbeiten über die neuen Methoden der Abwasserklärung durch Tropfkörper und Belebungsbecken. In den einzelnen Kapiteln dieses Bandes wird gezeigt, daß durch die biologischen Klärmethoden mit Hilfe des Tropfkörper- und Belebungsverfahrens in den letzten Jahren auf Grund neuer Unter-
suchungen und daraus gewonnener Erkennt-
nisse bedeutend leistungsfähigere Anlagen ge-
schaffen werden konnten. So haben z. B. die hochbelasteten Tropfkörper infolge verbesserter Methoden gegenüber den schwach belasteten die fünffache Reinigungs-Kapazität, was insbeson-
dere in dicht besiedelten Gebieten von aus-

schlaggebender Bedeutung ist. Auch für die Reinigung größerer Mengen radioaktiv schwach verseuchter Abwasser scheinen Tropfkörper und Belebungsbecken geeignet zu sein, wie neuere Untersuchungen zeigten. Zahlreiche Autoren des In- und Auslandes legen in dem neuen Band ihre Erkenntnisse bei Teiluntersuchungen des Gesamtproblems der Abwasser-Klärung nieder, Liebmamn faßt die Arbeitsergebnisse in einem Schlußkapitel zusammen und erhöht damit die Übersichtlichkeit des Gesamtwerkes.

Dieser neue Band wird allen denen, die sich mit Abwasserproblemen zu beschäftigen haben, eine wertvolle Hilfe und Richtschnur sein, ebenso wie die Abwasserkurse der Bayerischen Biologischen Versuchsanstalt in München jeweils ein Sammelpunkt für Biologen und Abwasserfachleute des In- und Auslandes sind. Durch die fachlichen Debatten während dieser Kurse wurden die Arbeiten des vorliegenden Bandes zum Teil wesentlich bereichert.

Dr. Otto Schindler

A. S. Troschin: Das Problem der Zellpermeabilität. (XII und 396 S., 118 Abb., 82 Tab.). VEB Gustav-Fischer-Verlag, Jena 1958. Geb. DM 40,20.

Die Frage, wie sich der Protoplast der Zelle auf der einen Seite gegen Auslaugung schützt, auf der anderen Seite aber Nahrungs- und Wirkstoffe in sein Inneres hinein und Abfälle herausschafft, ist so alt wie die Physiologie der Organismen selbst; denn der Stoffaustausch ist Voraussetzung des Stoffwechsels und damit des Lebensgeschehens. Trotz einer nicht mehr faßbaren Fülle von Untersuchungen kann die Permeabilitätsforschung nicht für sich in Anspruch nehmen, das Stoffaufnahmeproblem in allen Einzelheiten gelöst zu haben. Dabei standen nicht zuletzt zahlreiche, mehr oder minder zäh verteidigte einseitige Permeabilitätstheorien im Wege. Ein Meisterbeispiel dafür bieten auch die vorliegenden, anhand umfangreicher Originalversuche an pflanzlichen und tierischen Zellen bearbeiteten Kapitel über „Membrantheorien der Zellpermeabilität“, „Eigenschaften lebender Zellen als Osmometer“, „Das Protoplasma als Koazervatsystem“, „Die Permeabilität der Zellen für Nichteletrolyte“, „Die Permeabilität der Zellen für organische Säuren“, „Mechanismen der Stoffverteilung zwischen Zelle und Medium“, „Stoffwechsel und Permeabilität“, „Bioelektrische Eigenschaften der Zellen“ und „Schutzwirkungen von Nichteletrolyten bei der Schädigung von Zellen“, in denen vorwiegend eine Sorptionstheorie des Leningrader Physiologen D. N. Nassonow, die die Stoffaufnahme als Adsorption an Protoplasmakolloide zu beschreiben versucht, gegen die klassische, auf die Tübinger und Amsterdamer Botaniker W. Pfeffer und H. de Vries sowie den Schweizer Arzt E. Overton zurückgehende Membrantheorie ausgespielt wird, welche die Stoffaufnahme als durch die Protoplastenhäute behinderte Diffusion auffaßt. Freilich kann dieses einheitliche Permeabilitätsschema dem vielfältig zusammengesetzten Stoffhaushalt ebenso wenig gerecht werden wie vorhergehende auch. Dagegen stellt das Werk mit 468 schwer zugänglichen Literaturstellen des kyrillischen Schrifttums eine äußerst wertvolle Zusammenfassung für den Biologen dar, die manchen neuen Gesichtspunkt vermittelt.

Die Übertragung der erweiterten russischen Ausgabe von 1956 besorgte W. Höppner. Von kleineren Druckfehlern abgesehen ist die Ausstattung vorbildlich.

Dr. Gerhard Follmann, Braunschweig

Präzisions-
MIKROSKOPE
für alle Aufgaben.
WERTVOLLSTE WETZLARER OPTIK!
OPT.-JNST. G.K.E. SCHRÖDER
HAMBURG 36 DAMMTORSTR. 22
Verlangen Sie bitte unseren Muster-Katalog

Bei privaten und geschäftlichen
Gelegenheitsanzeigen

im Fließsalz kostet jedes Wort DM —,35, im Fett-
druck DM —,40, Chiffregebühr DM 1.—. Wir bitten
um Vorauszahlung.

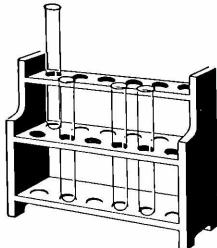
Gelegenheitsanzeige

Suche: Entomologische Best.-Werke u. Lit. üb.
Dipteren. Bartoscheck, Offenburg, Banater Weg 8.

Gelegenheitsanzeige

Für sorgfältige Herstellung von Mikrophotos Ihrer
Präparate empfiehlt sich Adolf Hoffmann, Frank-
furt am Main, Steuernagelstraße 50.

Alles fürs Mikrolabor . . .



Vom Deckgläschen bis zu kompletten Präparatereihen, von der Pin-
zette bis zu den für die Verarbeitung Ihrer Präparate nötigen Chemi-
kalien haben wir alle Hilfsmittel und Geräte für Sie bereit.

Verlangen Sie kostenlos und unverbindlich unsere Prospektzusammen-
stellung „Alles fürs Mikrolabor“

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG · ABT. KOSMOS-LEHRMITTEL · STUTTGART 0

KOSMOS- WÄRMESCHRANK

Im Labor ist heute ein Brutschrank für die Züchtung
von Bakterien, Hefen, Pilzen und anderen Mikro-
organismen, sowie zur Paraffineinbettung bei histo-
logischen Untersuchungen unentbehrlich. Der neue
KOSMOS-Wärmeschrank erfüllt beide Zwecke. Er
ist handlich, zuverlässig im Gebrauch und vielseitig
verwendbar. Preis DM 198,—. Ausführlicher Prospekt
L 326 auf Wunsch.

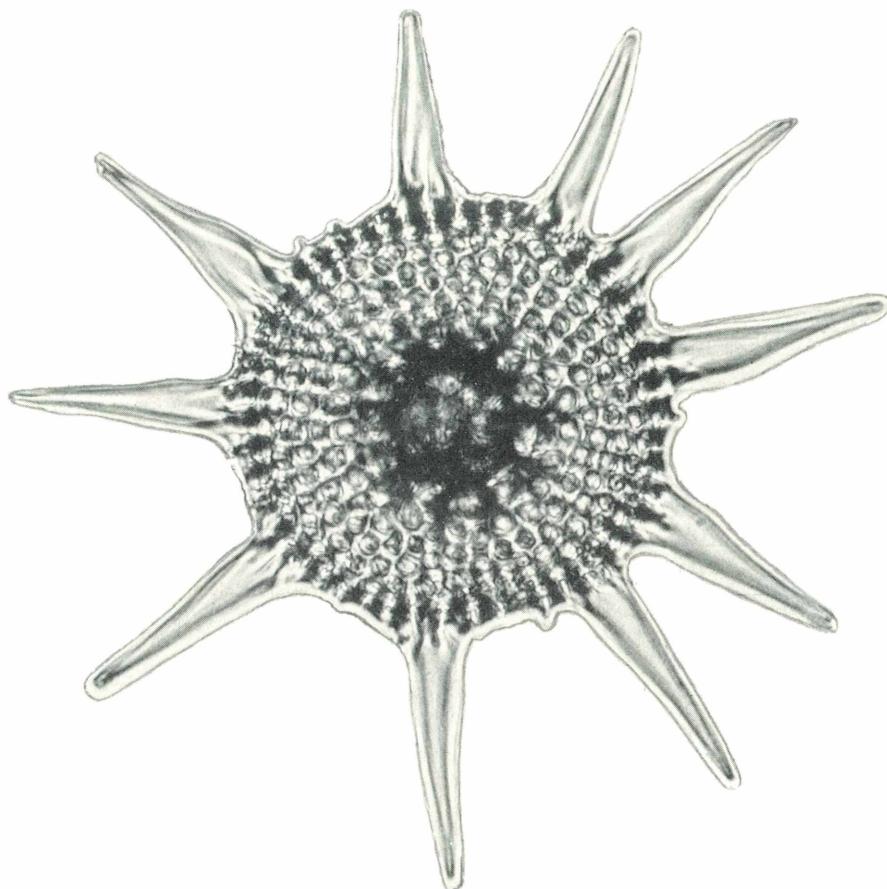
Für Paraffineinbettung
und zur
Bakterienzüchtung



FRANCKH'SCHE
VERLAGSHANDLUNG
Abt. KOSMOS-Lehrmittel, Stuttgart 0

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart,
der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft
Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft
Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

K u h n , H.: Das Netzplankton des Zürichsees im Wechsel der Jahreszeiten	129
M e y e r , Dr. G.: Funktion und Feinbau der Mitochondrien	133
H o c , S.: Hinweise zur mikroskopischen Untersuchung von Schleimpilzen, insbesondere des Lohblüten-Schleimpilzes	137
H ö r m a n n , H.: Moosblätter unter dem Mikroskop	138
R ü h m a n n , D.: Sternförmige Plankton-Diatomeen	142
G ö k e , G.: Einführung in das Studium der Radiolarien. Teil I: Fang, Lebendbeobachtung und Präparation der recenten Radiolarien	144
M i k r o s k o p i e i n d e r S c h u l e	
H e i l i g m a n n , Dr. W.: Die Insektensammlung in der Schule	148
Z u r E i n f ü h r u n g i n d i e M i k r o s k o p i e	
B r a n d t , R.: Einführung in die mikroskopische Optik. Teil III	152
W i n k e f ü r s L a b o r	
K r o p p , U.: Ein selbstgebauter Einbettungssofen unter Verwendung eines Thermostatabgüleisens	155
J a r o s c h , Dr. R.: Einfache Methoden zur Untersuchung der Temperaturabhängigkeit mikroskopischer Vorgänge	156
K l e i n e M i t t e i l u n g e n	159
B e k a n n t m a c h u n g e n	3. Umschlagseite
B ü c h e r s c h a u	3. Umschlagseite
U m s c h l a g b i l d : Radiolar <i>Heliodiscus asterooides</i> Haecker. Tropischer Pazifik. Nat. Größe 0,3 mm. Aufnahme G. Göke. (Zum Aufsatz „Einführung in das Studium der Radiolaren“ auf S. 144).	

N E U E R S C H E I N U N G E N 1959

Dr. Helmut H. Dittrich : Bakterien, Hefen, Schimmelpilze

84 Seiten mit 46 Abbildungen im Text sowie 5 Kunstdrucktafeln. Kart. DM 9.80.
(Reihe „Einführung in die Kleinelebewelt“.)

Viele einfache Versuche demonstrieren die Arbeitstechnik und lehren, das Wesen dieser Organismen besser zu verstehen.

Dr. Rudolf Braun Tierbiologisches Experimentierbuch

165 Seiten mit 94 Abbildungen im Text sowie 8 Kunstdrucktafeln. Kart. DM 6.80.
(Reihe „Erlebte Biologie“.)

Sorgsam wählte der Verfasser nur solche Experimente aus, bei denen Tiere weder verletzt noch gequält werden, Experimente, zu deren Verständnis kein Fachwissen und zu deren Durchführung keine kostspieligen Geräte notwendig sind.

Prof. Dr. Franz Bükatsch Nahrungsmittelchemie für Jedermann

152 einfache Versuche zur Prüfung unserer Lebensmittel

114 Seiten mit 51 Abbildungen im Text und 16 graphischen Darstellungen. Kart. DM 9.80.
(Band 39 der Reihe „Handbücher für die praktische naturwissenschaftliche Arbeit“.)

Der Verfasser erläutert die Zusammensetzung der Nahrungsmittel, die Bedeutung der Nahrungsstoffe und Vitamine im Körperhaushalt des Menschen, Wirkung und Nachweis von Konservierungsmitteln und Verfälschungen, Untersuchung von Kohlenhydraten, Fetten und Eiweiß.

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

Das Netzplankton des Zürichsees im Wechsel der Jahreszeiten

Von Heinrich Kuhn, Zürich

Der 40 km lange Zürichsee zerfällt in zwei Seebecken, von denen das untere Seebecken von Zürich bis Rapperswil mit 29 km Länge das weit-aus voluminöser und länger ist, mit 140 m Maximaltiefe. An diesem sogenannten Untersee führt der Verfasser seit 25 Jahren seine Planktonfänge durch. Hier liegt zwischen den Dörfern Kilchberg und Männedorf die tote Zone der Zürichsee-Großtiefenschicht in 100 bis 140 m Tiefe. Bei 88 qkm Gesamtfläche des Zürichsees beträgt diese Zone ein Fünftel davon. Seit 1896 bildet sich hier ein jahreszeitlich geschichteter Tiefenschlamm aus, wobei zur Sommerzeit etwa 2 mm dicke Seekreide und zur Winterzeit 3 mm schwarzer Faulschlamm gebildet werden. Dieser Tiefenschlamm bleibt wegen des Fehlens jeglicher Bodentierwelt deutlich jahreszeitlich geändert, wobei sein Entdecker, F. NIPKOW, die Veränderung des Zürichseoplanktons zum Teil aus sedimentierten Planktonresten, namentlich von Kieselalgen, feststellen konnte.

Für die jahreszeitliche Verteilung des Planktons in einem See sind zwei Faktoren von großer Bedeutung. Einmal der jahreszeitliche Verlauf der Seeumgebungstemperatur, sodann die Dauer und Stärke der Belichtung. Diese Faktoren sind für die Lebewelt im See, vor allem für seine pflanzliche Planktonlebewelt, von ausschlaggebender Bedeutung.

Im Zürichsee entsteht vom Frühling bis zum Herbst eine 10 bis 12 m dicke, warme, stagnierende Oberschicht (Epilimnion). In dieser belichteten Oberflächenschicht vollzieht sich ein großer Teil der Entwicklung des pflanzlichen und tierischen Planktons. Darunter bildet sich im Frühsommer eine nur wenige Meter dicke Sprungsicht (Metalimnion) mit steilem Temperaturabfall. Darunter folgt die kühle Tiefenschicht (Hypolimnion), die im Sommer von oben nach unten ein Temperaturgefälle von etwa 9 bis genau 4°C aufweist. Bei den Vertikalzirkulationen der Seewassermassen im Frühling und Herbst wälzt sich das Wasser

der toten Zone nicht mehr um, deshalb kann man nicht mehr von Vollzirkulationen sprechen.

Wenn wir einen See fortlaufend auf seinen Planktongehalt hin untersuchen, so finden wir einen jahreszeitlichen, witterungsbedingten Wechsel in seiner Zusammensetzung. Beim Zürichsee kommt hinzu, daß seit 1896 infolge des in Veränderung begriffenen Gleichgewichtsverhältnisses von Lebensgemeinschaft und Lebensraum neue Planktonarten aufraten, die sich zum Teil plötzlich schubartig stark vermehrten, während frühere Arten wie die münzenförmigen Kieselalgen (Cyclo'ellen) für immer stark zurückgingen.

Die das ganze Jahr hindurch auftretenden Planktonarten heißen perennierend. Die perennierenden Arten überwiegen beim Netzplankton. Besonders anziehend sind indessen diejenigen Planktonarten zu beobachten, welche nur zu gewissen Jahreszeiten auftreten, also saisonmäßig bedingt sind und „periodische Arten“ heißen. Alle Planktonformen machen im Verlauf der Jahreszeiten bedeutende Schwankungen ihrer Volksdichte mit.

Das Gesamtplankton umfaßt das Netzplankton und das Zwerg- oder Nannoplankton. Letzteres besteht aus Bakterien und winzigen Algen. Das Netzplankton gliedert sich in die Schwebealgen verschiedener Algenstämme, ferner in Urtiere, Räderfüßer, Kleinkrebs und Insektenlarven. Beim Zürichseeplankton handelt es sich um die in der Seetiefe häufig vorkommende Larve der Büschelmücke (*Chaoborus*). Das Netzplankton des Zürichsees enthält rund 60 Algenarten und zirka 40 Tierarten, von denen wir in der Folge die wichtigsten Arten schildern. Das gesamte Plankton bildet

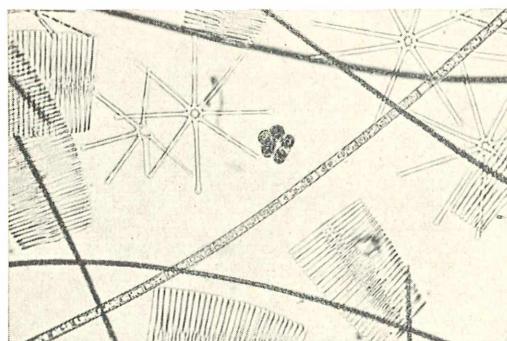


Abb. 1 (links): Winterplankton. Vier Fäden der Burgunderblutalga, 7 " breit. Bildmitte Kieselalgenfäden von *Melosira islandica*. Vier Kolonien der Sternalge *Asterionella formosa*. Verschiedene Kolonien der Kammalge *Fragilaria crenulata*. Eine Grünalge. Ca. 150fach vergr.

Abb. 2: (rechts): Sommerplankton aus der stagnierenden Oberflächenschicht. Geißelzellenbäumchen von *Dinobryon sociale* und *D. divergens* (eine Kolonie). Fensterkieselalgen und Grünalge *Sphaerocystis schroteri*. Ca. 140fach vergrößert



in seinem organischen Aufbau und Abbau, seinem Stoffkreislauf, eine vollständige Lebensgemeinschaft mit der Fähigkeit zur Selbstregulation.

Für den Zustand des Zürichsees ist das Pflanzenplankton von entscheidender Bedeutung. Seitdem der Zürichsee durch Abwassereinleitung (vor allem häuslicher Abwässer) ab 1896 in einen Zustand von größerem Gehalt an Pflanzennährstoffen (Dungstoffen) überging, begann eine starke Vermehrung des pflanzlichen Planktons, dem das tierische Plankton später teilweise nachkam. Gegenwärtig sind im Zürcher-Obersee die Phosphate der lebensbegrenzende Faktor des Pflanzenplanktons. Im Zürcher Untersee sind es die Nitrate, wobei aber auch sehr geringe Mengen von Phosphaten in der Größenordnung von 0,002 mg pro Liter Oberflächenwasser noch sehr von Bedeutung sind. Im Zürcher Untersee wird der Gehalt an Nitraten von

senschaftlich *Oscillatoria rubescens* genannt.

Die Burgunderblutalge besetzte im See einen Lebensraum, der vorher nicht ständig von Schwebepflanzen besiedelt werden konnte, denn die Burgunderblutalge findet bei wenig Licht und kühlem Wasser ihre beste Lebensbedingung. Daher vegetiert *Oscillatoria rubescens* im Sommer in dichten Massen in der Temperatur-Sprungschicht, wovon das Wasser aus 10 bis 12 m Tiefe rot gefärbt erscheint. Es können sich pro ccm Tiefenwasser dann bis 7000 *Oscillatoria*-Fäden in der 11-m-Schicht vorfinden. Für die Seewasserwerke am Zürichsee ist die fädige Burgunderblutalge eine starke Belastung. Sie kommt aber nur zur Zeit von Teil- oder Hauptzirkulationen in der Seewasserfassungstiefe von ca. 30 m vor. Vom Herbst bis Frühling müssen daher die Filtereinrichtungen bezüglich bester Sandbeschaffenheit unbedingt auf der Höhe sein.

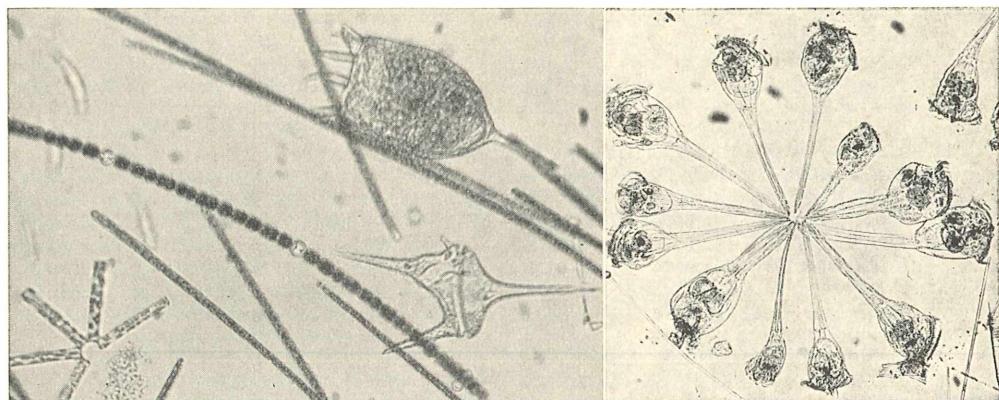


Abb. 3 (links): Herbstplankton bei Teilzirkulation der Wasseroberfläche. Bildmitte ein Faden der Perl schnuralge *Anabaena plantonica*, 12 μ dick mit zwei Grenzkugelzellen. Burgunderblutalgen = *Oscillatoria rubescens*. Fensterkieselalge und Rädertier *Keratella cochlearis*. Ein *Ceratium hirundinella*, 150fach vergrößert.

Abb. 4 (rechts): Kolonie des Räder tiers *Conochilus unicornis*. 80fach vergrößert

1 mg/l im Sommer von den Planktonalgen gänzlich aus dem Wasser der Oberflächenschicht aufgezehrt. Die im Verlaufe des Jahres absterbenden großen Planktonmassen verbrauchen bei der Zersetzung den gesamten Sauerstoff der toten Zone in der großen Seetiefe. Diese tote Zone bildete sich, als 1896 die bisher im Zürichsee nicht gefundene Fensterkieselalge (*Tabellaria fenestrata*) erstmals in der Oberflächenschicht in großen Mengen in Form einer Masseninvasion auftrat. Sehr bald kam eine weitere, bisher völlig fehlende Art eines pflanzlichen Plankters hinzu: 1897/98 trat erstmals eine etwa 7 μ dicke, rote Fadenalge auf, die zu den Blaulalgen gehört. Diese Alge war seit 1825 aus dem Murtensee bekannt und führte von dort im Volksmund den Namen Burgunderblutalge, wis-

Es ist hier beizufügen, daß der Zürichsee der bedeutendste Trinkwassersee der Schweiz ist, ein erstklassiges mittelhartes Trinkwasser liefert, womit in Bälde über eine halbe Million näher und weiter entfernte Seeanwohner bedient werden.

Die Burgunderblutalge lebt etwa ein Jahr, stirbt hauptsächlich im Frühling ab, ist die wichtigste Planktonalge vom wassertechnischen Standpunkt aus, weil sie mengenmäßig so bedeutsam ist. Die zweitwichtigsten Algen sind die Kieselalgen oder Diatomeen, fast alles perennierende Algen mit folgenden Hauptarten: Fensterkieselalge (*Tabellaria fenestrata*), Sternalge (*Asterionella formosa*), Kammlage (*Fragilaria crotonensis*), Nadelalgen (*Syndra*-Arten), Bandalgen (weitere *Fragilaria*-Arten). Seit 1904/05 machte sich erstmals

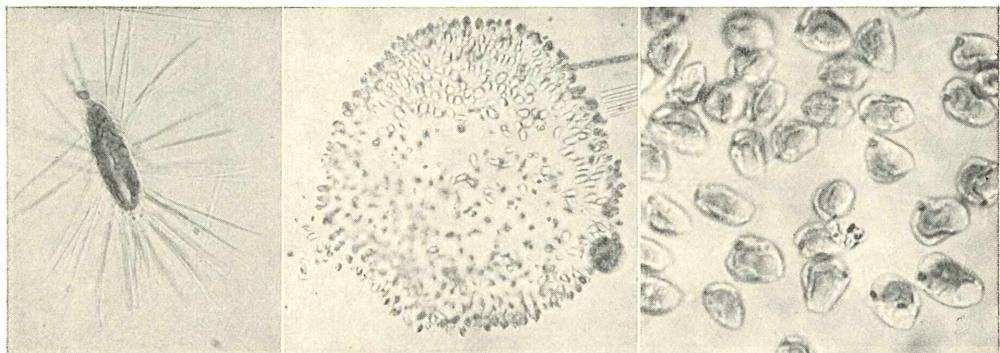


Abb. 5 (links): Geißelalge *Mallomonas elongata*, Monade mit Kieselstacheln. Zellkörper etwa 100 auf 30 μ . 300fach vergr. Winterplankter.

Abb. 6 (Mitte): Gesamtbild der Gelbkugel *Uroglena americana*. Sommerplankter. Eine Kolonie von Geißelalgen bis 700 μ Durchmesser. 120fach vergrößert.

Abb. 7 (rechts): Einzelzellen mit zwei ungleich langen Geißeln von *Uroglena americana*, Chrysophyceen-Art. 400fach vergrößert

die Fadenkieselalge *Melosira islandica* bemerkbar, deren erste Anwesenheit aus der Tiefenschlammsschicht von 1899 konstatiert wurde. Seither ist *Melosira islandica* vor allem im Frühlingsplankton zu finden. 1907 wurde die Kieselalge *Stephanodiscus hantzschii* erstmals im Zürichseeplankton entdeckt und ist seither als Frühjahrsplankter eine periodische Form. Wie bei *Melosira* konnte F. NIKOW auch hier ein erstes Erscheinen ihrer Kieselpanzer im Tiefenschlamm bereits vom Jahre 1900 nachweisen.

Ist das pflanzliche Winterplankton vor allem durch die Kieselalgen und die zu dieser Zeit überall verteilte Burgunderblutalge charakterisiert, so bilden im Frühling und Sommer die Geißelalgen einen starken Anteil am Phytoplankton. Wintersaisonplankter ist einzig die Geißelalge

Mallomonas elongata. Während der warmen Jahreszeit nehmen die *Dinobryon*-Arten eine prächtige Entwicklung. Sie beginnt mit *Dinobryon sociale* und *divergens*, denen sich später *Dinobryon sertularia* anschließt. 1940 fand G. HUBER-PESTALOZZI erstmals *Dinobryon bavaricum*, die immer selten blieb. Anziehend wirkt im mikroskopischen Bild die große Gelbkugel *Uroglena americana*, ein durch Gallertstränge zusammengehaltenes Gebilde von winzigen, 7 auf 12 μ dimensionierten Geißelzellen mit zwei ungleich langen Geißeln und einem goldgelben Chromatophor.

Die Panzergeißelalge *Peridinium cinctum* und die Schwabenschwanzalge *Ceratium hirundinella* sind perennierend und nehmen bis zum Herbst an Volkszahl zu. Der Sommer ist die beste Zeit für die spärlicher vertretenen Konjugatenalgen wie

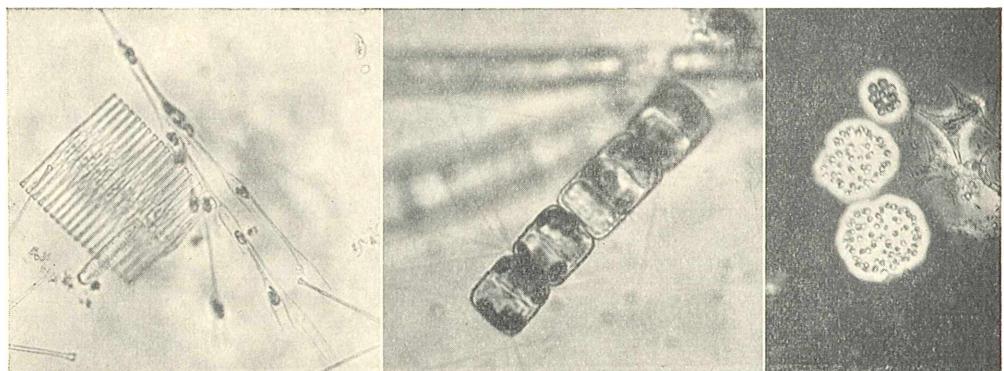


Abb. 8 (links): Geißelalge *Dinobryon bavaricum* neben Kammkieselalge.

Abb. 9 (Mitte): Kieselalge *Stephanodiscus hantzschii*, ein Frühlingsplankter mit sehr dünnen Schwebeborsten. Zellbreite 10 bis 29 μ . 300fach vergrößert.

Abb. 10 (rechts): Seewasser mit Tuschezusatz zeigt die Schwebegallerte von den Grünalgen *Dictyosphaerium pulchellum* in zwei Exemplaren, die Maulbeeralge *Pandorina morum* und undeutlich die Konjugatenalge *Staurastrum gracile* mit seitlichen Fortsätzen

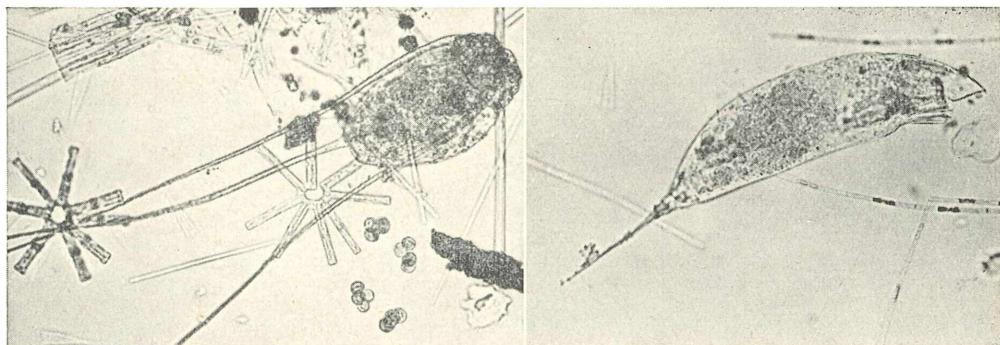


Abb. 11 (links): Rädertier *Filinia longiseta* im Frühlingsplankton zwischen Fensterkieselalgen und den Grünalgenzellen von *Sphaerocystis schröteri*. 160fach vergrößert.

Abb. 12 (rechts): Rädertier *Trichocerca capucina* zwischen Fäden von *Mougeotia*. 180fach vergrößert

artunbestimmbare *Mougeotia*-Fäden, *Cosmarium depressum* und *Staurastrum gracile*. Zur Sommerzeit sind auch die echten Grünalgen *Pandorina morum*, *Sphaerocystis schröteri* synonym *Gemellicystis neglecta*, *Dictyosphaerium pulchellum*, *Elatothrix gelatinosa* und die *Pediastrum*-Arten etwas mehr vertreten. Im Herbst 1948 erschien erstmals die Perlchnuralge *Anabaena plantonica* im Untersee, vom Verfasser entdeckt, die seither nach einem einmaligen starken Herbstaufreten 1951 ein schwach vorkommender periodischer Herbstplankter blieb. E. A. THOMAS entdeckte 1951 *Lyngbya limnetica*, eine einzige fädige Blaualge, und 1955 die Kieselalge *Rhizosolenia eriensis* als neue Zürichseeplankter. Die großen Wandlungen im Organismenbestand des Sees blieben allerdings nicht nur auf das Plankton beschränkt, sondern erfassten auch die Fische (Aussterben der Saiblinge) und die Boden- und Uferorganismen.

Im Vergleich zum Pflanzenplankton hat das Tierplankton in der neueren See-geschichte ab 1896 weniger artmäßige Veränderungen mitgemacht. Besonders markant in Erscheinung tritt ein 0,25 mm langes, gleichbewimpertes Urtier, *Nassula aurea*, 1940 von THOMAS entdeckt, und seither eine wichtige perennierende Ciliatenform, die Burgunderblutalgen frisst, wie dies auch die Daphnien und Rädertiere wie *Notholca* besorgen. Im Urtierplankton sind neben *Nassula* die wichtigsten Formen *Coleps hirtus*, *Codonella cratera*, *Tintinnidium fluviatile*, *Actinophrys sol* und *Epistylis rotans*, letzteres Urtier vor allem als Winterplankter. Unter den 15 wichtigsten planktischen Rädertierarten ist *Trichocerca capucina* die einzige periodische Sommerform, *Filinia longiseta* bevorzugt wie *Keratella quadrata* das kühle Wasser und *Conochilus unicornis* zeichnet sich durch ein sehr unregelmäßiges Vorkommen aus.



Abb. 13 (links): Urtierkolonie *Epistylis rotans* zwischen Burgunderblutfäden *Oscillatoria rubescens* und Sternalge. 180fach vergrößert.

Abb. 14 (rechts): Urtier (sogen. Tonnentierchen) *Coleps hirtus* neben Stabalge *Synedra ulna* und *Dinobryon sociale*. 180fach vergrößert

Die Kleinkrebse zeigen im Winter das starke Auftreten der Hüpferlinge *Cyclops strenuus* und *Eudiaptomus gracilis*, wozu in der Seetiefe noch die von THOMAS gefundene Form *Heterocoope weismannii* hinzukommt. Alle Wasserflöhe sind im Winter schwach vertreten, und der große durchsichtige Glaskrebs, *Leptodora kindtii*, ist ein periodischer Warmwasserplankter der Sommerzeit. Im Sommer kommt der gemeine Wasserfloh *Daphnia longispina* zu ganz gewaltigen Volkszahlen, während Cladoceren wie der Rüsselkrebs *Bosmina longirostris* und der Dornkrebs *Bythotrephes longimanus* nie in so großem Vorkommen wie *Daphnia* zu registrieren sind. Für die im

Zürichsee so zahlreich auftretenden Edelfische der Felchen sind gewisse Kleinkrebse, vor allem die Cladoceren, als Nahrungstiere von großer Bedeutung. Dabei ist diese Bedeutung je nach der Felchenrasse und der Altersstufe verschieden. Daß der Zürichsee einen großen Bestand an Edelfischen aufweist, ist ein Beweis, daß das Zürichseewasser in der Oberflächen- und einem großen Teil der Tiefenschicht noch vorzügliche Sauerstoffverhältnisse aufweist. Zur Zeit befindet sich die Gewässerschutz-Bewegung am Zürichsee in voller Aktivität. Es wird eine Reihe von Abwasserreinigungsanlagen errichtet, nachdem solche schon bestehen. Aber erst wenn es gelingen wird, die heute bestehenden mechanischen und biologischen Systeme von Abwasserreinigungsanlagen noch nach der chemischen Seite hin so zu verbessern, daß die Phosphate aus dem Klarwasserausfluß der Kläranlagen sedimentieren können, ist mit einer Verbesserung des Seezustandes zu rechnen. Erst dann könnte das starke Wachstum der Planktonalgen im See durch das Fehlen eines hauptsächlichen Aufbaustoffes wirksam gebremst werden. Die Versuche dazu sind im Kanton Zürich bereits im Gange.



Abb. 15: Zooplankton der Sommerzeit mit Cladoceren. Mitte: junge Leptodora. Mehrere Wasserflöhe *Daphnia longispina* und *Bytothrephes*. 80fach vergrößert

L i t e r a t u r

1. E. A. THOMAS. Der Zürichsee, sein Wasser und sein Boden. Zürichsee-Jahrbuch 1956/57. Verlag Gut. Stäfa 1957
2. HEINRICH KUHN. Das Netzplankton des Zürichsees im Vergleich zum Fuschlsee. Mikrokosmos 42. Jahrgang, Heft 8, Stuttgart 1954.
3. Zahlreiche Hinweise auf den Zürichsee und die Zürichseeforschungsliteratur von HÖHN, HUBER-PESTALOZZI, MÄRKI, MESSIKOMMER, LEO MINDER, NIPKOW, PFENNINGER, SCHRÖTER und E. A. THOMAS enthält das allgemein verständliche Buch HEINRICH KUHN: „Gewässerleben und Gewässerschutz“. Zürich 1952.

Funktion und Feinbau der Mitochondrien

Von Günther Meyer, Tübingen

In den Mitochondrien haben wir Zellorganelle vor uns, deren Darstellung mit den üblichen Fixierungs- und Färbeverfahren schwierig ist. So werden sie von alkohol- oder essigsäurehaltigen Fixierungsgemischen weitgehend oder ganz zerstört. Auch gegen Molaritäts- oder pH-Schwankungen sind sie sehr empfindlich. Außerdem führen die meisten Routinefärbungen zu keinem Erfolg. Besonders eindrucksvoll ist dagegen ihre Erscheinung im Phasenkontrastmikroskop in lebenden Zellen oder auch nach Anfärbung mit einem Vitalfarbstoff, z. B. Janusgrün oder Dahliaviolett. Auch Behandlung mit Osmiumsäure läßt sie im Schnittpräparat deutlich hervortreten.

Diese Zellorganelle sind Bestandteile aller Zellen von Tier und Pflanze, von den Einzellern bis hinauf zu den höchsten Organismen. Nun sind alle Farbstoffe, von denen sie angefärbt werden, z. B. Janusgrün, stark lipophil, das heißt, sie lösen sich gut in fettartigen Stoffen (dasselbe gilt auch für das Osmiumtetroxyd). Diese Tat-

sache gibt uns einen ersten Hinweis auf ihren chemischen Bau: sie weisen einen hohen Lipoidgehalt auf (etwa 30%). Außerdem enthalten sie noch rund 60% Eiweiß, wenig Ribonukleinsäure, dann Phosphatide, hauptsächlich in Form von Phospholipiden, die ungefähr die Hälfte des oben erwähnten 30%igen Lipoidgehaltes ausmachen.

Da Mitochondrien in allen uns bekannten Zellen vorkommen, ist zu erwarten, daß sie im Leben der Zelle eine bedeutende Rolle spielen. Sie sind auch tatsächlich die „Energiegeneratoren“ der Zellen. In ihnen liegen Fermente, so besonders die Bernsteinsäure-Dehydrase und andere Atmungsfermente wie die Cytochrom-Oxydase und -Reduktase. Außerdem kommen u. a. Adenosintriphosphatase, Phosphatase, Ribonuklease und Cytochrom c vor. Alle diese Befunde deuten darauf hin, daß wir in ihnen Zentren der Atmungstätigkeit keit der Zellen vor uns haben.

Wir verstehen nun auch, weshalb eine besondere Affinität von Janusgrün als speziellem Mitochondrien vitalfarbstoff zu

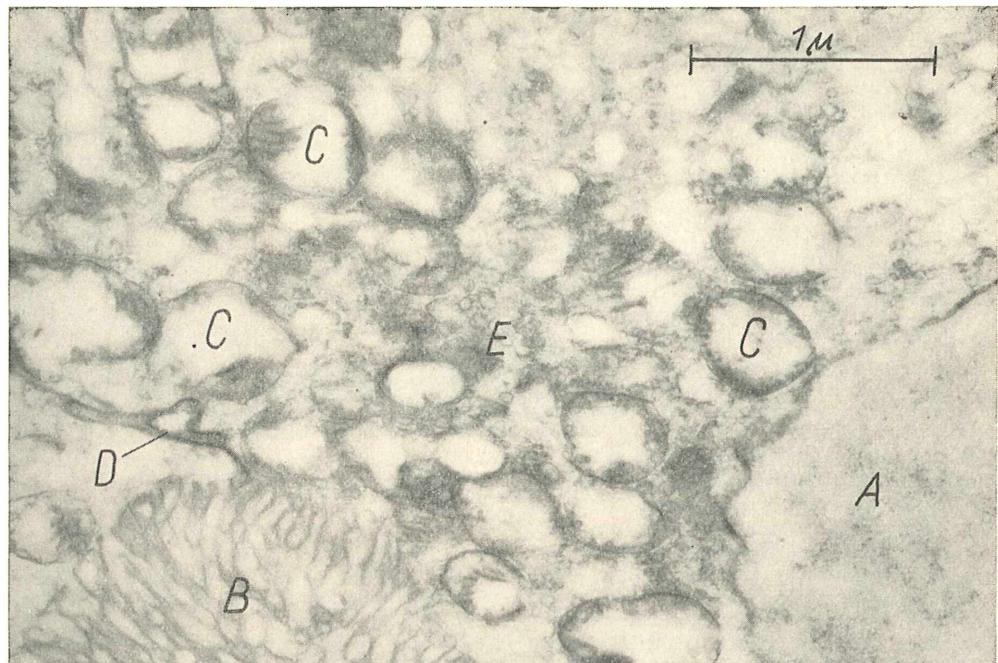


Abb. 1: Ausschnitt aus einer Zelle eines Malpighigefäßes der Biene. Vergr. 40 000×. A = Zellkern, B = Bürstensaum, C = Mitochondrien, E = hauptsächlich aus Bläschen bestehendes Cytoplasma, D = intrazelluläre Membranen

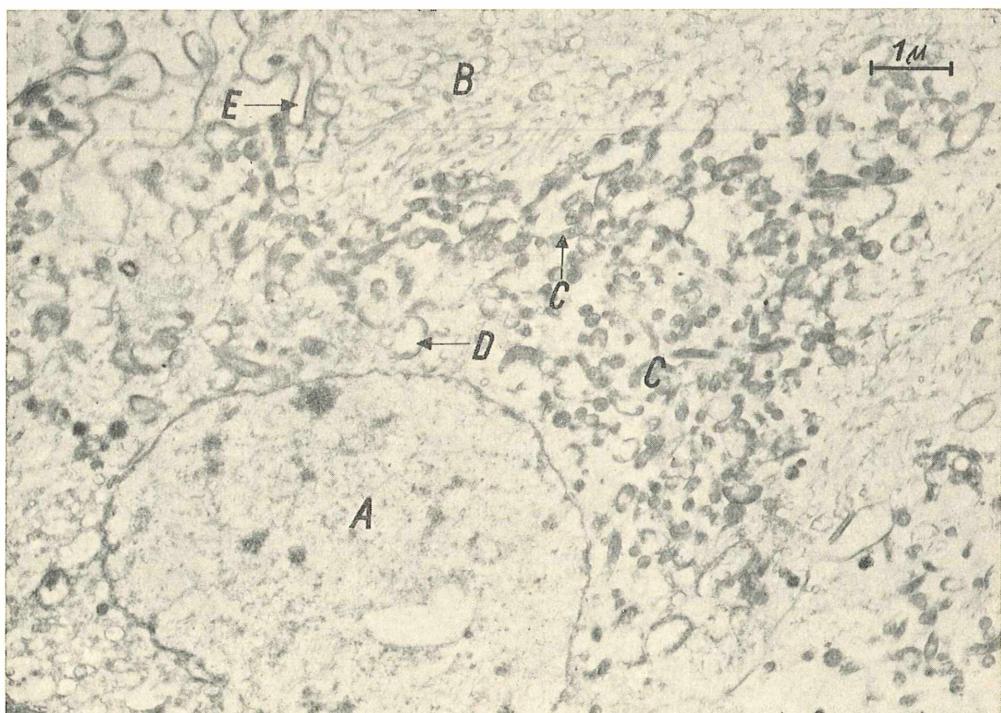


Abb. 2: Ausschnitt aus einer Zelle in einem anderen physiologischen Zustand als die der Abb. 1. Vergr. 20 000×. A = Zellkern, B = Bürstensaum, C = Mitochondrien, D = aufgelockerte Mitochondrien wie in Abb. 1, E = intrazelluläre Membranen

diesen Organellen vorliegt. Er wird ausschließlich in den Mitochondrien oxydiert, sie müssen daher Zentren der Sauerstoffübertragung in der Zelle sein, also Atmungszentren, Stätten, in denen die Lebensenergie gewonnen wird. Es bleibt uns noch die Frage nach dem Bau der Mitochondrien, die mit dem Lichtmikroskop nicht gelöst werden konnte, weil die Mitochondrien sehr klein sind ($0,5$ — über $2\text{ }\mu$). Wir sehen im Lichtmikroskop lediglich rundliche bis fädige Teilchen, die im

Phasenkontrastmikroskop oft in schlängelnden Bewegungen deutliche Ortsveränderungen zeigen und bei der Zellteilung ziemlich gleichmäßig auf beide Zellen verteilt werden. Noch nicht sicher geklärt ist dagegen ihr Vermehrungsmechanismus. Sicher sind in manchen Fällen kleinere, einfache Promitochondrien vorhanden, aus denen Mitochondrien hervorgehen; endgültige Klarheit über Entwicklung und Reproduktion konnte aber noch nicht gewonnen werden.

Wenn wir nun eine Zelle im Ultradünnenschnitt im Elektronenmikroskop betrachten, treten uns als auffallendste Plasmabestandteile stets die Mitochondrien entgegen (Abb. 1). Die Auflockerung ihrer Innensubstanz in Abb. 1 ist vermutlich durch ihre Arbeit bei der cyklischen Exkretionstätigkeit der Malpighigefäßzellen (Nieren) der Insekten zu verstehen. Sie zeigen also rhythmische Veränderungen (Abb. 2), in deren Verlauf ihr Aussehen wieder „normal“ wird. In der Abbildung sind nur noch einige wenige „gequollene“ Mitochondrien vorhanden. Der strukturelle Unterschied zwischen Mitochondrien verschiedener Gewebe (z. B. Malpighigefäße und Inkretdrüsen, Abb. 3) deutet auch auf eine verschiedene Funktion hin. Hierüber stehen unsere Kenntnisse aber noch ganz am Anfang. Grundsätzlich lassen sich heute histologisch zwei Typen unterscheiden: Mitochondrien mit zahlreichen Quersepten (Crystaetyp) und Mitochondrien mit vielen Röhren (Tubulotyp). Da beide Strukturtypen im ganzen Tierreich und in Einzeltieren nebeneinander vorkommen, können wir annehmen, daß es sich nicht

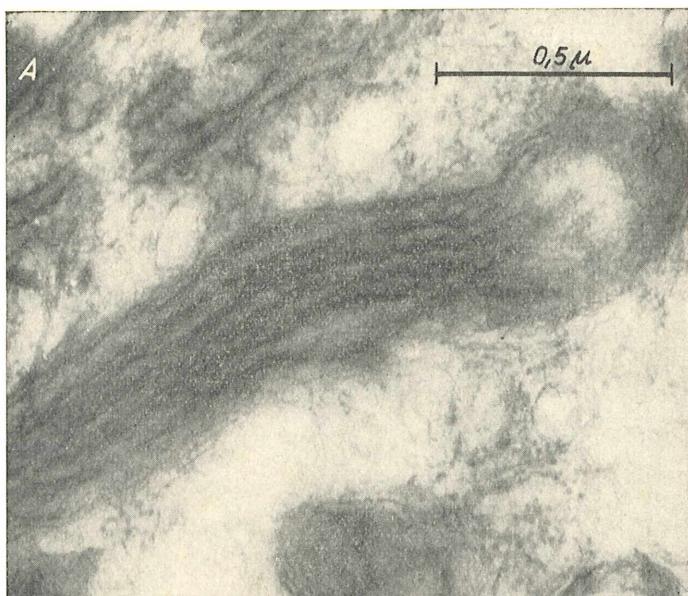


Abb. 3: Mitochondrium aus einer inkretorisch tätigen Zelle einer Hormondrüse der Stabheuschrecke, Vergr. 80 000 \times . Vergl. das Mitochondrium mit dem von Abb. 4. A = Doppelmembran (Kernmembran)

um entwicklungsgeschichtlich verschiedene Typen handelt.

In Abb. 4 tritt der Aufbau besonders klar hervor. In eine mehr oder weniger gleichförmige Grundsubstanz (Matrix) sind Doppelmembranen (hier Tubuli) eingelagert, die im optischen Schnitt das Erscheinungsbild einer Doppelmembran geben. Diese Doppelmembranen sind Lipoproteidschichten (Dreierpakete; Lipoproteide = Eiweiße mit einer Lipoidkomponente). Nach außen wird das ganze Mitochondrium wieder durch eine Doppelmembran gegen das umgebende Zellplasma abgegrenzt. Ob es sich bei der dunklen Komponente um Eiweiß und bei der hellen Zwischenzone um Lipoid handelt, wird immer noch diskutiert. Größenordnungsgemäß entsprechen sich die Dreierpakete (Doppelmembranen) bei den meisten Zellbestandteilen, die eine Doppelmembran besitzen, z. B. Kernmembran und Plasmamembran. Ihr Durchmesser ist im ganzen ziemlich konstant ca 160 Å. Auch in ihnen stellt sich ein weiteres lebenswichtiges Strukturprinzip vor, da sie für den Stoffaustausch verantwortlich sind.

Bei allen diesen Untersuchungen dürfen wir aber nie aus dem Auge verlieren, daß wir durch einen künstlichen, wenn auch möglichst schonenden Eingriff in ein dynamisches System, eben eine lebende Zelle, immer nur einen winzigen Ausschnitt, gleichsam ein Momentbild, in einem sehr labilen Gefüge darstellen. Unsere Betrach-

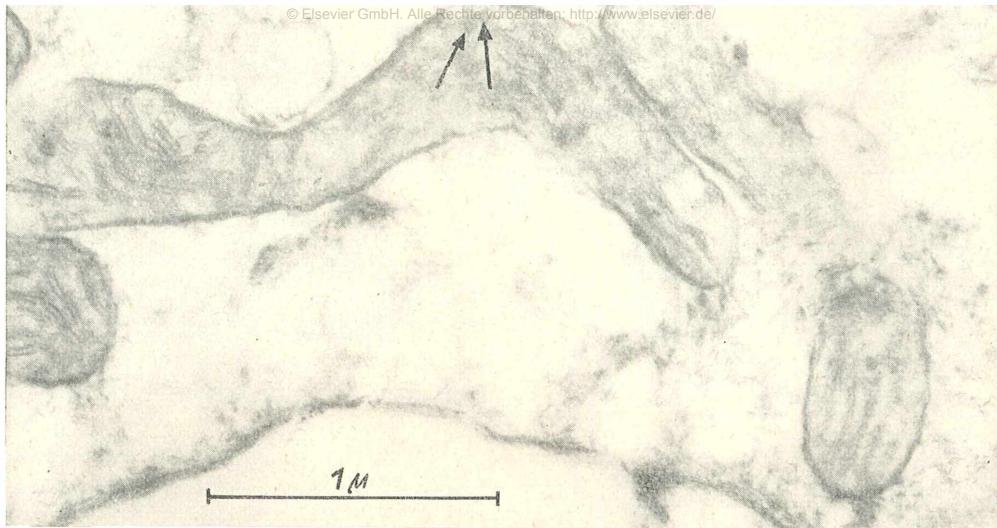


Abb. 4: Mitochondrien aus dem Fettkörper einer Blattlaus. Vergr. 60 000 ×. Diese Mitochondrien gehören zum Tubulityp (vergl. Text), die Pfeile deuten auf zwei quergeschnittene Röhrchen (Tubuli), die im Längsschnitt aber ebenfalls wie Doppelmembranen erscheinen

tungsweise sollte nicht statisch sein wie bei vielen älteren und jüngeren Histologen, sondern dynamisch. Sie sollte immer in Verbindung stehen mit der Zellphysiologie und Biochemie. Denn nur Cytophysik und Cytochemie ermöglichen ein Verständnis des Lebens der Zelle und damit des Lebens überhaupt. Dann erst sollten wir an die Deutung von Strukturen gehen, die für beobachtete oder vermutete Vorgänge in der Zelle verantwortlich sein können. So stellt das Elektronenmikroskop lediglich ein Gerät, ein Hilfsmittel dar, mit dessen Hilfe wir in neue Dimensionen, den makromolekularen Bereich der lebenden Substanz, eindringen können. Wir dürfen darüber hinaus nie vergessen, daß wir das dynamische Gefüge vorher „fixieren“ müssen, d. h. zum Absterben bringen. Außerdem ist das Streuungsvermögen für Elektronen — ihm verdanken wir in erster Linie den Bildkontrast — bei den meisten Zellbestandteilen gering. Selbst wo Strukturen vorhanden sind, sehen wir u. U. gar nichts oder nur sehr

wenig. Der Kontrast wird erst durch die Osmiumsäurebehandlung bei der Fixierung erzeugt. Im wesentlichen beurteilen wir nur Orte deutlicher Osmiophilie. Durch Anwendung weiterer Kontrastmittel (hauptsächlich Schwermetallsalze) nach der Osmiumfixierung können weitere Strukturen sichtbar gemacht oder andere verstärkt werden.

So brachte das Elektronenmikroskop eine Reihe von Bestätigungen früherer Befunde, d. h. es machte sichtbar, was bereits indirekt postuliert worden war (z. B. lamellare und globulare Strukturen) oder zeigte infolge seiner höheren Auflösung den Feinbau von bereits lichtmikroskopisch bekannten Strukturelementen, etwa des Ergastoplasmas, der Mitochondrien oder des Golgiapparates. Bei nüchterner Betrachtungsweise seiner Möglichkeiten erscheint es zusammen mit den physikalischen und chemischen Arbeitsmethoden als wichtiges Gerät zur Bereicherung unserer Kenntnisse vom Feinbau der lebenden Substanz.

Hinweise zur mikroskopischen Untersuchung von Schleimpilzen, insbesondere des Lohblüten-Schleimpilzes

Von Siegfried Hoc, Bergkirchen über Dachau

Die Myxomyceten (Schleimpilze) wurden von den älteren Pilzforschern wegen ihrer Fruchtkörper zu den Gastromyceten (Bauchpilzen) gerechnet, obwohl sie weder Mycelien von Hyphen bilden. Erst DE BARY (1859) stellte sie in das Grenzgebiet, in welchem die niederen Tiere und Pflanzen eine nahe Verwandtschaft noch erkennen lassen. DE BARY führte auch den Namen Myzozoa (Schleimtiere) ein, wodurch er sie eindeutig in das Gebiet der Zoologie rückte. Doch waren es in der Mehrzahl Botaniker, die diese eigenartigen Lebewesen bearbeiteten.

Die Myxomyceten sind kosmopolitische Saprophyten (Fäulnisbewohner). Die vegetativen Zustände sind schleimige, bewegliche Protoplasmamassen mit vielen Kernen, die Plasmodien. Bei ungünstigen Lebensbedingungen kann sich das Plasmodium encystieren, indem es eine feste Zellulosemembran abscheidet, und so zum Sklerotium wird. Zur Fruktifikationszeit wandern die sonst negativ heliotropisch (lichtscheu) und positiv hydrotropisch (feuchtigkeitsbedürftig) eingestellten Plasmodien auf die Oberfläche des Substrates und wandeln sich dort in Sporangien um. Dabei wird vom Plasmodium um den Fruchtkörper eine nicht-zellige Hülle, das Peridium, abgeschieden. In seinem Inneren enthält das Sporangium zwischen einer Gerüstsubstanz (Kapillitium) die Sporen. Das Kapillitium besteht wie das Peridium aus Zellulose und hat die Aufgabe, nach dem Aufplatzen des Peridiums durch hygroscopische Aufquellungsbewegung die Sporen auszustreuen. Fällt die Spore auf ein geeignetes Substrat, so schlüpfen innerhalb von drei Stunden aus ihnen die Keimzellen in Form von Myxamöben, die sich bei vielen Arten nachträglich in Flagellaten, die sogenannten Myxoflagellaten, umwandeln. Die Keimzellen enthalten haploide Zahlen der Chromosomensätze und können erst durch Kopulation die diploide Zahl wieder erreichen. Sie verschmelzen bei der Kopulation zu einer Zygote, dem jungen Plasmodium.

Aus einer Lederfabrik kann man sich leicht Plasmodien und Sporangien von *Fuligo varians* SOMMERFELD besorgen. Ich kam durch Zufall zu einem ausgedehnten (18 cm) Plasmodium und konnte diese Art züchten und untersuchen.

Das Sporangium bildet sich bei *Fuligo* aus dem ganzen Plasmodium. Es ist ein fahlgelbes bis bräunliches, von einer trockenen, kalkinkrustierten Hülle (Peridium) umkleideter Fruchtkörper. In seinem Inneren ist er von zahlreichen Wandungen gefächert, was schon andeutet, daß er aus

vielen miteinander verschmolzenen Einzel-sporangien zusammengesetzt ist und somit als „Aethalium“ zu kennzeichnen ist. Die Kammer werden von einem fädigen Kapillitium durchzogen, in dessen Zwischenräumen die dunklvioletten Sporen sitzen.

Die Entstehung der Sporen verläuft folgendermaßen: Das vielkernige Plasmodienplasma teilt sich im Inneren des Sporangiums in zahlreiche kleine Klümpchen, welche zunächst noch mehrkernig sind und erst später in einkernige, die einkernigen Sporen bildende Portionen zerfallen. In jeder dieser Sporenbildungszellen findet nun eine Reduktionsteilung statt, welche die diploide Normalzahl der Chromosomen auf die haploide Zahl herabsetzt. Nach diesem Vorgang erst wird die eigentliche Spore durch Abscheiden einer Membran um das Plasmaklumpchen gebildet.

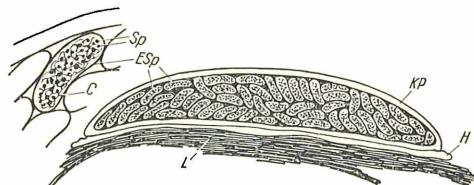


Abb. 1: Schema eines Aethaliums im Längsschnitt. C = Capillitium, ESp = gekrümmte Einzelsporozysten, H = Hypothallus (Rest des Plasmodiums), KP = kalkinkrustiertes Peridium, L = Lohe, Sp = Sporen

Zur Bearbeitung dieses Pilzes möchte ich hier einige technische Hinweise geben:

Zur Darstellung der Kalkinkrustation fixieren wir ein Stück eines unreifen Sporangiums in Formalin-Alkohol und behandeln den Schnitt oder das Zupfpräparat mit einer Nickelsulfatlösung, wodurch die Kalkkörper eine blaßgrüne Färbung annehmen.

Zur Darstellung zytologischer Einzelheiten fixieren wir verschiedene Entwicklungsstadien eines Sporangiums in Chromessigsäure nach FLEMMING und betten in Paraffin ein. Schnittdicke 5–10 µ. Färben mit Hämatoxylin-Eosin.

Zur Untersuchung der Sporen wird der Inhalt eines reifen Sporangiums mit Eiweißlösung vermischt und ausgestrichen. Fixieren mit Osmiumsäure- oder Jod-dämpfen. Färben kann man mit DELAFIELDS Hämatoxylin und nachfärbten mit Säurefuchsin.

Die Sporenlösung kann man schön im hängenden Tropfen mit Brunnenwasser beobachten.

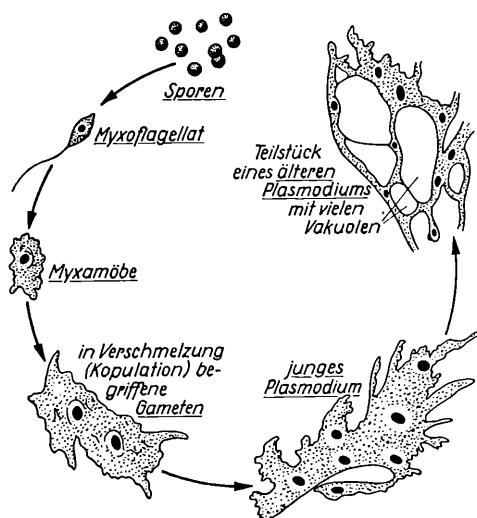


Abb. 2: Schema des Entwicklungskreises eines Schleimpilzes

Die ausgekeimten Schwärmer (Mixamöben, Mixoflagellaten) werden wie die Sporen ausgestrichen, mit Osmiumsäuredämpfen fixiert und mit Eisen-Hämatoxylin-Säurefuchsin oder nach GIEMSA gefärbt.

Die Plasmodien werden am besten als Totalpräparate verarbeitet. Fixierung erfolgt mit Formalin-Alkohol, Pikrinsäure oder Alkohol abs. Färben kann man mit allen Hämatoxylin- oder Karminfarben. Man kann aber natürlich auch Schnitte anfertigen. Schnittdicke 5 μ . Färben kann man mit Eisen-Hämatoxylin, Goldimprägnation oder auch Hämatoxylin.

Ich bin überzeugt, daß sich diese Methoden auch bei anderen Myxomyceten anwenden lassen.

Kultivieren kann man das Plasmodium auf Loheextrakt-Agar. Herstellung: Aus Gerberlohe bereitet man einen wässrigen Extrakt, indem man etwas Substrat eine Stunde lang im Dampftopf mit destill. Wasser kocht. Nach dem Filtrieren gibt man 25 g Agar-Agar, 20 g Dextrose, 5 g Glukose, 0,4 g Ca(NO₃)₂, 0,1 g MgSO₄ · 7 H₂O und 0,1 g KH₂PO₄ hinzu. Nach nochmaligem kurzem Aufkochen kann in große Petrischalen abgefüllt werden. Steril brauchen die Kulturen nicht gemacht werden. Die sich eventuell entwickelnden Bakterien dienen dem Plasmodium oder den Myxamöben als Nahrung.

Auf diese Agarplatten legt man nun ein Stück eines Plasmodiums und kultiviert es bei 18–25° C unter Lichtabschluß. Ich konnte mir auf diese Weise alle Entwicklungsstadien heranziehen. Auch gelang es mir einige Male, Plasmodien direkt aus Sporen zu züchten, allerdings blieben die meisten Versuche ergebnislos.

L i t e r a t u r

1. D e B a r y : Die Myzozoen, 2. Aufl., Leipzig 1864
2. J o h n, E.: Mixomyzetenstudien in Ber. d. deutscher bot. Ges., Bd. 19, 1901; Bd. 20, 1902; Bd. 22, 1904; Bd. 23, 1905; Bd. 24, 1906; Bd. 25, 1907; Bd. 26, 1908; Bd. 29, 1911; Bd. 36, 1918; Bd. 37, 1920
3. L i s t e r, A.: A monograph of the Myzozoa, London Brit. Mus. (2. Edit) 1911
4. S c h i n z, H.: Myxogastres in Dr. L. Rabenhorst's Kryptogamenflora Bd. 1 Leipzig 1920
5. S c h r ö t e r: Myxomyzeten, Enger u. Brantl, Die natürl. Pflanzenfamilien Bd. 1 Abt. 1 1896

Moosblätter unter dem Mikroskop

Von Hans Hörmann, Edsenbach (Österreich)

Die Blätter der Moose sind leicht zu beschaffende Objekte, die dem Naturfreund eine Fülle interessanter Einzelheiten zeigen. Die Blattspreite ist fast immer nur eine einzige Zellschicht dick; nur wenige Arten sind an bevorzugten Stellen (Rand, Blattflügel, Insertion) mehrschichtig. Daher sind es die Zellformen, die besonders unsere Aufmerksamkeit erregen. In ihrer Gesamtheit bilden sie das Zellnetz. Die systematische Bedeutung dieses Zellnetzes hat zuerst der Moosforscher KARL MÜLLER gegen Ende des vorigen Jahrhunderts betont. Es wurde aber später so sehr überschätzt, daß manche Moosforscher ihr ganzes System darauf aufbauten. Erst die neuere Zeit und die Abstammungslehre haben hier Wandel geschaffen; man erkannte, daß das Zellnetz, wie jedes Merkmal, für sich allein betrachtet, völlig

nebensächlich ist. Besonders die Zellgröße unterliegt, je nach den Feuchtigkeitsbedingungen des Standortes, großen Schwankungen. Aber auch die Form erleidet Veränderungen; am wenigsten werden die isodiametrischen Formen (rundliche, quadratische oder regelmäßig sechseckige Zellen) beeinflußt. Langgestreckte Formen werden aber oft dadurch verändert, daß ihre Länge, wenig jedoch ihre Breite, schwankt. Es ergibt sich da die interessante Tatsache, daß z. B. bei *Drepanocladus* die Länge der Zellen im gleichen Verhältnis wie die Blattlänge steht. „Wer auf diesem Gebiete viele Beobachtungen anstellt, ist bald imstande, aus der Blattform und dem Zellnetz ihm sonst bekannter, aber nicht von ihm gesammelter Formen gute Rückschlüsse auf ihre Standortsverhältnisse zu ziehen.“ (LOESKE).

Fast nie ist die Art der Zellform im ganzen Blatte gleich. Die Zellen an der Spitze, jene an der Basis und die vom Rande unterscheiden sich in ihrer Form oft sehr wesentlich voneinander. Es ist daher in der Beschreibung genau auf ihre Lokalisation zu achten. In der Literatur haben sich Bezeichnungen der einzelnen Blatt-Teile eingebürgert, deren Gebrauch eine unzweideutige Ortsangabe in der Blattspreite ermöglicht und die hier kurz zusammengestellt sein mögen. Wir verweisen dazu auf Abb. 1.

Man teilt das Blatt durch zwei Querlinien in drei ungefähr gleiche Teile. Den oberen nennen wir „Spitzenteil“, den mittleren „Mittelfeld“ und den am Ursprung des Blattes den „Basisteil“. Am wenigsten dem Einfluß der Umwelt unterworfen sind die Zellen der Blattmitte. Man hat daher in diesem Gebiete wiederum sechs Zonen zu unterscheiden, nämlich je drei beiderseits der Blattrippe. Dadurch wird ihre Wichtigkeit im Aufbau des Zellnetzes betont. Wir unterscheiden die Zellen der „Rippennähe“, das „Mittelfeld“ und die „Randzone“.

Zahlreiche Moosblätter haben keine Rippe. Bei diesen kann natürlich auch nicht von „Zellen in Rippennähe“ gesprochen werden, wohl aber von einer Randzone.

Viele Moosblätter haben Längsfalten, die dadurch entstehen, daß die Zellen in ihnen von denen der Umgebung abweichen. Andere Moosblätter sind wellig, was durch quer verlaufende Falten bedingt wird. Auch in ihnen sind die Zellen von jenen des flachen Teiles etwas verschieden. Jene Stelle, wo Moosblatt und Moostamm aneinandergrenzen, ist oft nicht nur durch abweichende Zellformen, sondern auch durch verschiedene Färbung gekennzeichnet. Wir nennen sie „Insertion“. Von charakteristischem Aussehen sind bei vielen Moosen die Zellen der Blattecken, die „Blattflügel“ genannt werden. In ihrer schönsten Ausbildung finden wir sie bei vielen *Calliergon-* und *Drepanocladus-* Arten. Es sind große, blasig aufgetriebene Zellen.

Man unterscheidet zwei große Gruppen von Zellformen. Als isodiametrische bezeichnet man Zellen, deren Zelldurchmesser in der Aufsicht nach allen Richtungen ungefähr gleich lang ist. Es gehören daher dazu: die rundlichen, die quadratischen und die regelmäßig polygonalen. Sie sind besonders bei den Gipfelfrütlern (*Acrocarpi*) vertreten, aber auch mehrere Gattungen der Seitenfrütlern (*Pleurocarpi*) wie *Thuidium*, *Neckera* oder *Thamnium* gehören hierher. Beispiele hierfür finden wir in Bild 1, 3, 4, 7 und 12 der Tafel.

Die zweite Gruppe bilden die anisodiametrischen Zellen. Ihre Länge ist ± größer

als die Breite. Die meisten Seitenfrütlern und auch einige Familien der Gipfelfrütlern haben solche langgestreckte Zellen. Beispiele geben die Bilder 5, 6, 8, 9 und 10 der Tafel; aber auch Bild 2 gehört noch hierher, wenn die Zellen nicht zum größten Teil in quadratische übergehen.

Wichtig ist, wie die übereinanderliegenden Zellen aneinandergrenzen, ob mit geraden oder schießen Wänden. Man unterscheidet demnach parenchymatische und prosenchymatische Zellen. Die Grenzwand der parenchymatischen Zellen steht zur Richtung der Blattrippe ungefähr im rechten Winkel, sie verläuft also quer oder nur wenig schief (Bild 1 und 2). Prosenchymatische Zellen greifen dagegen mit spitzen Enden ineinander, ihre Grenzwände sind schief (Bild 6 und 9). Ein schönes Beispiel prosenchymatischer Zellen bietet die Gattung *Bryum*. Ihr Zellnetz ist so typisch, daß man sie daran sofort erkennt. Die einzelnen Arten bleiben allerdings sehr schwer zu unterscheiden und sind ein Schmerzenskind jedes Mooskundlers.

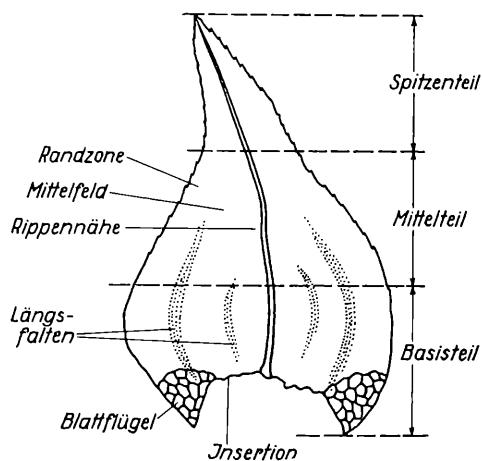


Abb. 1: Erklärung im Text

Blätter mit langgestreckten, prosenchymatischen Zellen fallen oft durch ihren Glanz auf. Dies ist ein charakteristisches Artmerkmal. Die Angabe des Glanzes in Bestimmungsbüchern ist daher nichts Nebensächliches, sondern ist wichtig, da sie eine anatomische Begründung hat.

Wie die Bilder der Tafel zeigen, können die Zellwände zart (Bild 1, 2 und 6), dickwandig (Bild 3, 4, 5, 8 und 12) oder kollenchymatisch (Bild 7) sein. Auch wellenförmig-buchtige Wände kommen vor (Bild 10). Es handelt sich dann um Grimminaceen, wahrscheinlich um die Gattung *Racomitrium*, die diese Eigenart besonders schön zeigt. Dickwandige Zellen sind häu-

fig durch feinste Poren miteinander verbunden. Man nennt sie dann getüpfelt (Bild 8). Häufig finden wir dies bei dickwändigen Blattflügelzellen.

Auch die Außenwände der Zellen können recht verschieden gestaltet sein. Meist sind sie glatt und zeigen einen Querschnitt wie ihn Bild 13 zeigt. Nur bei wenigen Arten löst sich diese „Glattheit“ bei starker Vergrößerung in eine feine „Strichelung“ auf, die meist wellenförmig verläuft (Bild 16).

Bei vielen Moosen tragen die Außenwände der Zellen auf der Blattunter- oder Blattoberseite oder auch beiderseits einen oder mehrere Auswühse, wodurch die betreffende Blattseite rauh und matt erscheint. Der Querschnitt sieht dann aus wie Bild 14 oder 15. Ist das Zell-Lumen (Zellinnenraum) an dieser Ausstülpung beteiligt, dann spricht man von Mamillen (Bild 14), im andern Falle handelt es sich um Papillen (Bild 15). Diese Papillen können verschiedene Form haben (Bild 11 und 12). Ja, sie können sogar gabelig geteilt sein und wie bei *Encalypta* die Form eines Y haben.

Eine eigenartige Stellung im Zellnetz nehmen die Blattflügel ein; so nennt man die Ecken der Moosblätter. Nur bei wenigen Moosen sind die dortigen Zellen von denen der Umgebung gar nicht verschieden. Meist differenzieren sie von den übrigen Blattzellen in Größe, Form und oft auch in der Farbe. Ihre Größe kann sogar ein Vielfaches der restlichen Zellen betragen. Zuweilen sind zwei Lagen dieser Blattflügelzellen übereinander gelagert; die Blätter sind also zweischichtig. Der Übergang zu den Zellen der Umgebung kann sehr scharf, aber auch allmählich erfolgen. Auch die Ausdehnung der Gruppe kann sehr verschieden sein. Oft besteht sie nur aus wenigen Zellen. Bei vielen Arten erreicht sie aber fast oder ganz die Blattrippe. Nur selten enthalten diese Zellen Chlorophyll. Meist sind sie luft- oder wassergefüllt und daher durchscheinend oder gelblich gefärbt. Oft sind sie rundlich und machen den Eindruck von kleinen Bläschen (Bild 17). Man bezeichnet sie dann daher als „aufgeblasen“. Sie werden als kleine Wasserspeicher angesehen, die ihren Inhalt nur langsam an die grünen Zellen abgeben. Bei vielen Arten, besonders bei solchen extrem trockener Standorte, sind die Zellwände stark verdickt und durch feine Poren miteinander verbunden. Wir haben bei einem Blatt mit Blattflügelzellen in einem einzigen Blatt eigentlich zwei Zellarten vor uns: grüne, assimilierende und nicht-grüne, wasserspeichernde.

In extremer Ausbildung begegnet uns diese Arbeitsteilung durch zwei Zellarten bei der Moosordnung der Sphagnales (Torf-

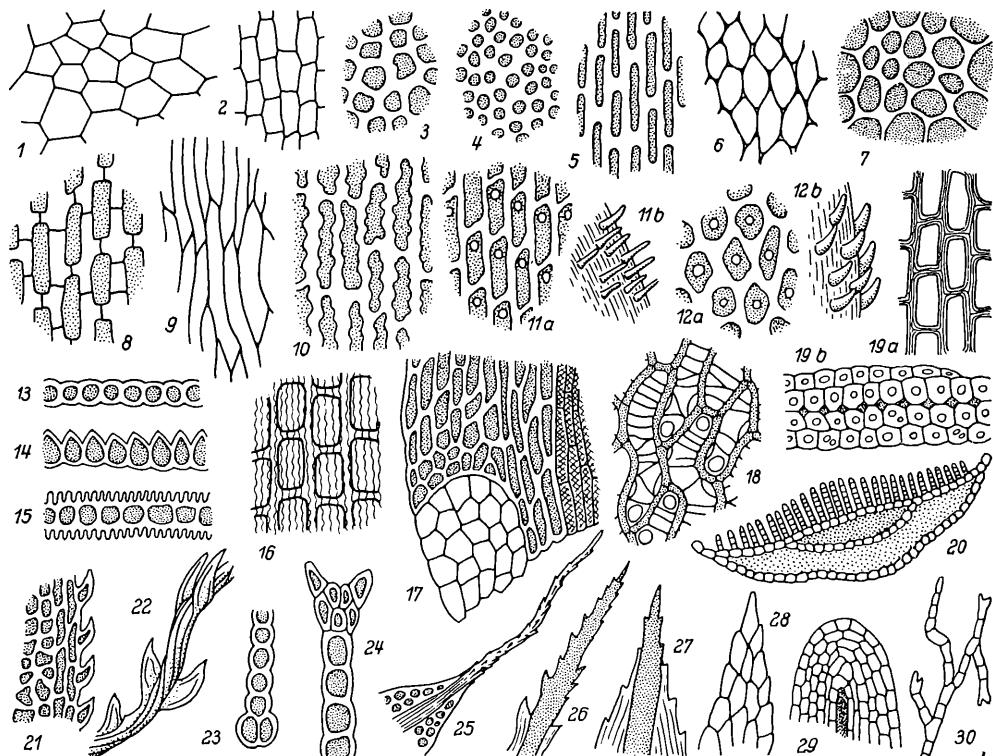
moose). Dort sind allerdings die Zellen ganz anders angeordnet. Die schmalen, grünen Zellen, die Chlorozysten genannt werden, sind beiderseits von den viel größeren, durchscheinenden Zellen, den Leukozytzen, umgeben (Bild 18). Diese sind durch Spiralfasern versteift und an der Außenwand mit großen Poren versehen. *Sphagnum*-Arten saugen daher das Wasser wie ein Schwamm auf; ihre Aufnahmefähigkeit ist so groß, daß sie das 16fache ihres Trockengewichtes aufsaugen können. Auf dieser Fähigkeit beruht auch ihre Verwendung als Verpackungsmaterial für frische Pflanzen.

Bei der hier unter „Moose“ in erster Linie gemeinten Ordnung der Bryales kommt eine ähnliche Anordnung nur bei einem einzigen Moose vor, wenn wir von außereuropäischen Arten absehen. Es ist dies *Leucobryum glaucum* (Bild 19). Auch hier finden wir kleine Chlorozysten, die von Leukozyten umgeben sind. Die vorzüglichste Aufgabe dieser Anordnung ist es, die assimilierenden Zellen vor dem Vertrocknen zu schützen und ihre Verdunstung auf ein Minimum herabzusetzen.

Auf ganz andere Art wird die gleiche Aufgabe bei den Polytrichaceen gelöst. Die Blattrippe bildet Lamellen aus, die nach Art der Buchblätter dort angeheftet sind und bei den Gattungen *Polytrichum* und *Pongonatum* nicht mehr auf die Rippe allein beschränkt bleiben, sondern sich auch auf die übrige Blattoberseite erstrecken (Bild 20). Die Lamellen sind im Durchschnitt 4 bis 5 Zellreihen hoch und ihre Zahl erreicht bei manchen Arten 50 bis 70 (LIMPRICHT). Man kann also leicht abschätzen, daß die sonst einschichtige Assimulationsfläche das Mehrhundertfache erreicht, während die Verdunstung praktisch nicht geändert wird.

Abweichende Zellformen finden wir auch beim Blattrand. Wir nennen solche Blätter „gesäumt“. Solche Zellen sind langgestreckt und oft ist der Saum mehrschichtig. Das ist zuweilen erst am Querschnitt deutlich zu erkennen (Bild 23). Manchmal ist jedoch die Mehrschichtigkeit so klar ausgeprägt, daß man von einem „Wulstaum“ spricht. Dieser kann nun „glatt“ oder „einreihig“ bis „zweireihig gezähnt“ sein. Besonders bei *Mnium*-Arten finden wir solche Formen (Bild 21, 22, 24).

Auch auf die Blattspitzen müssen wir näher eingehen. Bei vielen Arten, besonders bei Bewohnern extrem trockener Standorte, finden wir ein wasserhelles oder schwach gelblich gefärbtes Haar als Abschluß. Man bezeichnet sie sehr treffend als „Glashaare“ (Bild 25). Sie können glatt oder ± gezähnt sein. Auch diese Haare, die die Pflanze wie ein Wollmantel umgeben und ihr oft ein graues Aussehen verleihen,



Blattzellen

1. *Mnium punctatum*. 2. Scheide einer *Polytrichum*-Art. 3. Mittelteil: *Grimmia pulvinata*. 4. Basisteil: *Hedwigia albicans*. 5. Ebenso, aber Rippen Nähe. 6. Mittelteil: *Bryum*-Art. 7. Basisteil: *Cratoneurus decipiens*. 8. Basisteil: *Drepanocladus vadius*. 9. Mittelteil: *Hypnum*-Art. 10. Basisteil: *Grimmia elatior*.
Papillen in Aufsicht (a) und in Seitenansicht (b):
11. *Helodium lanatum*. 12. *Thuidium recognitum*.

Zellquerschnitte

13. Glatte Zellen (die meisten Moose). 14. Mamillose Zellen: *Timmia austriaca*. 15. Papillöse Zellen: *Tortula norwegica*.

Verschiedenes

16. Gestrichelte Zellen: *Plagiopus oederi*. 17. Blattflügelzellen: *Calliergon sarmentosum*. 18.

Blattzellen von *Sphagnum*. 19. Blattzellen von *Leucobryum glaucum*. Aufsicht (a), Querschnitt (b). 20. Blattquerschnitt einer *Polytrichum*-Art.

Blattsau'm

21. Einreihig gezähnter Wulstsaum: *Mnium undulatum*. 22. Zweireihig gezähnter Wulstsaum (gedreht): *Mnium spinulosum*. 23. Saumquerschnitt: *Grimmia pulvinata*. 24. Querschnitt durch zweireihig gezähnten Wulstsaum: *Mnium hornum*.

Blattspitzen

25. Hyaline Haar (=Glashaar): *Grimmia pulvinata*. 26. Gezähnte Borste: *Polytrichum attenuatum*. 27. Stachelspitze: *Philonotis caespitosa*. 28. Zugespitzte Blattspitze: *Pseudoleskeia atrovirens*. 29. Abgerundete Blattspitze: *Meesea trichodes*. Paraphyllien, auch „Nebenblätter“ genannt):
30. *Thuidium delicatulum*

bilden einen wirksamen Schutz gegen allzu starke Bestrahlung und Austrocknung.

Bei einer großen Anzahl von Moosen durchläuft die Rippe nicht nur das Blatt, sondern sie tritt noch darüber hinaus und endet mit einer Borste. Diese kann glatt oder gezähnt sein (Bild 26). Tritt die Rippe nur kurz aus und endet mit einer scharfen Spitze, dann spricht man von einem „Stachel“ (Bild 27).

Die große Mehrzahl der Moosblätter schließt jedoch mit einer ± zugespitzten oder abgerundeten Spitze ab (Bild 28, 29).

Abschließend sei noch der sogenannten Paraphyllien oder Nebenblätter gedacht. Ihre Form ist sehr verschieden, aber jeweils für die Art kennzeichnend. Meist sind es geweihartig verzweigte Zellfäden; aber auch flächige Formen, die an ein Elchgeweih erinnern, und einfach pfriemenförmige gibt es. Ihre schönste Ausbildung finden wir bei der Gattung *Thuidium* (Bild 30).

An Hand dieser wenigen Beispiele konnte gezeigt werden, wie groß die Mannigfaltigkeit der Moosblätter unter dem Mikroskop ist, und der Naturfreund, der sich ihrem

Studium widmet, wird sicher viele schöne Stunden mit diesem Material verbringen, das überdies noch so leicht zu beschaffen und zu behandeln ist.

- Zitierte Literatur:
1. LOESKE L., Zur Morphologie und Systematik der Laubmoose.
 2. LIMPRICHT K. G., Die Laubmoose Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. II. Band.

Sternförmige Plankton-Diatomeen

Von Detlev Rühmann, (M. V. Hamburg)

Im Plankton unserer Binnengewässer finden wir — durchweg nicht selten — zu sternförmiger Bildung neigende Diatomeen verschiedener Arten. Nachstehende Ausführungen möchten dem Anfänger eine Hilfe sein bei der näheren Bestimmung der einzelnen Arten oder Varietäten.

Die am häufigsten und oftmals massenhaft auftretende Form dürfte *Asterionella formosa* Hassal sein. Bei ihr sind die schmalen, annähernd linearen, bis etwa 100 μ langen Einzelzellen zu sternförmigen Kolonien vereinigt, wie Abb. 1 sie zeigt, wobei die Gürtelbandseiten der einzelnen Individuen dem Beobachter zugekehrt sind. An den Endpolen lassen sie eine geringe Verbreiterung erkennen und sind am sog. Fußpol durch ein kleines, schwer erkennbares Gallertpolster miteinander verbunden. Die Schalenseiten (die in Umrißzeichnungen den Figuren 1—6 beigegeben sind) können in Deckglaspräparaten begreiflicherweise nur bei Einzelzellen sich dem Beobachter darbieten und zeigen an den Polen kopfige Rundungen, die am Innen- oder Fußpol etwas größer sind als am Außen- oder Kopfpol. Ein „vollständiger“ Stern umfaßt etwa sieben Zellen, doch ist er niemals geschlossen, was verständlich erscheint, wenn wir uns die Entstehung einer Kolonie durch die vegetative Fortpflanzung vergegenwärtigen. Zwischen den Fußpolen der „ersten“ und der „letzten“ Zelle eines Sternes ist immer, wenn auch nicht jederzeit leicht erkennbar, eine Lücke. Außerdem liegen die Zellen nicht genau in der gleichen Ebene: es handelt sich bei jeder *Asterionella*-Kolonie um eine flache Spirale. Gelegentlich findet man zehn- bis fünfzehn- und mehrstrahlige Sterne, die diese Tatsache deutlich erkennen lassen. Bei der ungeschlechtlichen Fortpflanzung beginnt die Teilung, d. h. das Auseinanderrücken der beiden Schalenhälfte, in der Regel am Außenpol und schreitet zum Fußpol fort, wo die beiden Tochterzellen an einer schmalen Stelle vereinigt bleiben. Während des Bestehens der Zellkolonie ändert sich dieser Rhythmus der Zellteilung im allgemeinen nicht; eben dadurch entstehen die Sternkolonien. Beginnt im Zellverband die Teilung einer Endzelle ausnahmsweise am inneren Pol, so ergibt sich ein Zackenband in Verbindung mit einer Sternkolonie.

Sehr gut lassen sich diese Vorgänge an einem Zollstock demonstrieren.

Auxosporenbildung soll bei *Asterionella* bisher nicht mit Sicherheit nachgewiesen worden sein (HUBER-PESTALOZZI).

Neben der vorstehend beschriebenen *Asterionella formosa* wird eine zweite Art genannt, bei der hinsichtlich des Größenverhältnisses zwischen Kopfpol und Fußpol ein nennenswerter Unterschied kaum besteht. Sie wird als *A. gracillima* Heiberg bezeichnet. Ob es sich hierbei um eine gute Art handelt, dürfte noch unentschieden sein.

Eine Varietät dürfen wir in *A. formosa* var. *acaroides* Lemm. erblicken, bei der die Einzelzellen bogig gekrümmmt sind. Sie ist selten beobachtet worden.

Die Fundortangaben für *A. formosa* lassen die weite Verbreitung dieser Alge erkennen. Merkwürdigerweise fehlen sie aus Mittel- und Südafrika.

In Fällen, wo bei *A. formosa* eine Sternfigur noch nicht oder (durch Zerfall der Kolonie) nicht mehr besteht, ist bei schwächerer Vergrößerung leicht Verwechslung mit einer anderen Diatomee möglich, die ebenfalls in schmal-linearen Zellen auftritt, deren Endpole in der Gürtelbandansicht etwas verbreitert und in der Schalenansicht kopfig gerundet sind. Es handelt sich hierbei um die Alge *Diatoma elongatum* Ag. (Abb. 1). Auch in Zellenlänge und -breite stimmen die beiden Diatomeen weitgehend überein. Eine einwandfreie Unterscheidung ist jedoch bei etwas stärkerer Vergrößerung möglich: die *Diatoma*-Schalen lassen zarte „Perlenreihen“ an den Rändern erkennen, die bei *Asterionella* immer fehlen. Im Gegensatz zu dieser letzteren beginnen bei *Diatoma* die Zellteilungen überwiegend abwechselnd am Kopf- und am Fußpol; dadurch entstehen Zickzackbänder, manchmal von erheblicher Länge. Treten bezüglich der Zellteilung Unregelmäßigkeiten ein, d. h. beginnt sie nicht in Wechselfolge einmal am Kopf-, einmal am Fußpol, sondern in wiederholter Folge am Kopfpol, dann ergibt sich eine Sternkolonie, ihrerseits meist in Verbindung mit einem Zickzackband. Nicht also die Sternform oder das Zickzackband ist ausschlaggebend bei der Bestimmung dieser Kieselalgen, sondern das

Vorhandensein bzw. das Fehlen der „Perlenreihen“ an den Zellrändern.

HUBER-PESTALOZZI weist bei *Diatoma elongatum* darauf hin, daß bei niedrigerer Wassertemperatur die Zickzackketten, bei höherer die Sternformen vorzuherrschen scheinen.

Die Gattung *Diatoma* umfaßt neben der beschriebenen *D. elongatum* als weitere gute Art *D. vulgare* Bory. Diese hat breitere, rechteckige Gürtelbandseiten, und ihre Zellen sind in ähnlicher Weise wie bei *D. elongatum* zu Bändern bzw. Sternfragmente vereinigt (Abb. 1).

Abgesehen von einem kurzen Hinweis auf die Form *Diatoma elongatum* var. *actinastroides* Krieger sollen uns in diesem Zusammenhang die *Diatoma*-Varietäten nicht beschäftigen. Bei der erwähnten Spielform sind die Zellen stets in größerer Zahl zu sternförmigen Kolonien vereinigt. Ob es sich jedoch um eine echte Varietät und nicht nur um eine Wuchsform handelt, ist noch ungeklärt.

Als dritte Gattung in diesem Zusammenhang ist die Kieselalge *Tabellaria* zu nennen. Sie kommt in Mitteleuropa in zwei Arten vor, von denen die Art *T. fenestrata* durch ihre Varietät *asterionelloides* Grun. in der Reihe der uns hier beschäftigenden sternförmigen Algen Platz finden muß. Diese Varietät tritt in sehr hübschen mehrstrahligen Sternkolonien auf, wodurch die Möglichkeit einer Verwechslung mit *Asterionella* oder *Diatoma* zwar nicht ganz von der Hand zu weisen, bei etwas eingehenderer Untersuchung aber unschwer auszuschalten ist.

Die Einzelindividuen und Zickzackbänder der *Tabellaria*-Formen haben eine gewisse Ähnlichkeit mit *Diatoma vulgare*, sind aber bei näherer Untersuchung durch die auf der Gürtelbandseite (und von dieser Seite zeigen sich auch die Tabellarien fast stets dem Beobachter) erkennbaren Septen leicht zu bestimmen. Die Septen sind Bestandteile der in mancherlei Form die Kieselalgen mehr oder weniger gedrängt durchziehenden sogen. Zwischenbänder. Bei den Tabellarien zeichnen sie

sich zumeist sehr deutlich als dunkle Linien mit kopfig verdickten Enden ab. Bei *Tabellaria fenestrata* Ktz. reichen die Septen fast bis zur Schalenmitte, bei *T. flocculosa* Ktz. dringen sie weniger tief in das Zellinnere ein. Bei beiden Arten finden wir in den Zickzackbändern Anklänge zur Sternbildung.

Neben den bisher beschriebenen flachen asterionelloiden Formen treten zwei Diatomeengattungen in büscheligen Sternkolonien auf. Es handelt sich einmal um *Nitzschia actinastroides* van Goor (Abb. 1) mit linear-lanzettlichen, an den Polen gerun-

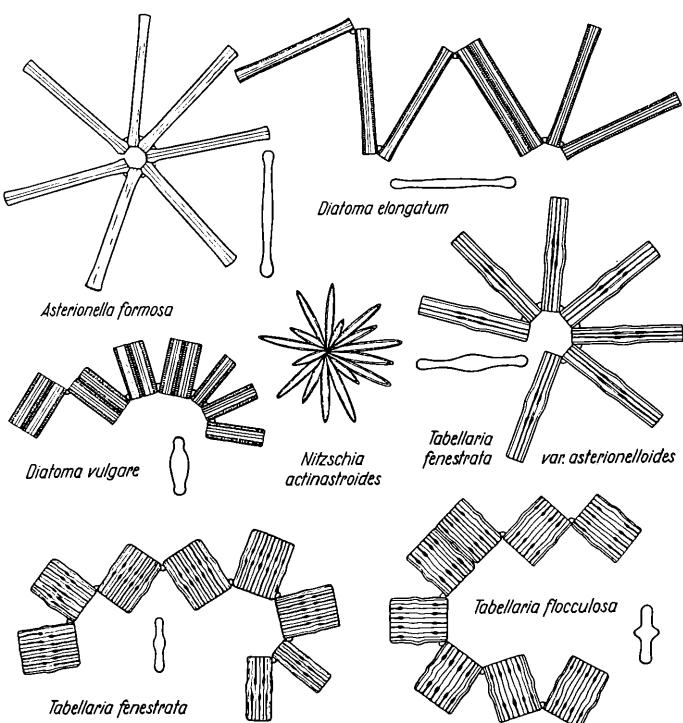


Abb. 1: Erklärung im Text

deten Zellen und die ähnlich gestaltete, aber kleinere *N. holsatica* Hustedt. Die Unterscheidung beider Arten ist nicht leicht und nur durch genaue Messungen möglich. Zum anderen können wir gelegentlich büschelig-sternförmigen Kolonien aus der Gattung *Synedra* begegnen: *S. berolinensis* Lemm. und *S. utermöhlii* Hust. Beide Arten sind nur selten bzw. sehr selten beobachtet worden und sind von den *Nitzschia*-Arten nicht leicht zu unterscheiden. Bei den *Synedren* fehlt der sogen. Kiel, der bei *Nitzschia* immer vorhanden, aber zumeist schwer erkennbar ist.

Den Abschluß unserer Betrachtung mögen einige zahlenmäßige Angaben über die Verbreitung der behandelten Formen bilden, die der Verfasser aus seinen Beobachtungen ermitteln konnte. Im großhamburger Raum wurden 123 Gewässer bzw. Gewässerteile auf ihre Planktonbesiedlung untersucht. Dabei konnten für *Asterionella formosa* 58 Fangstellen, für *Diatoma*

elongatum 45, für *D. vulgare* 38, *Tabellaria flocculosa* 8, *T. fenestrata* 5, *T. fenestrata* var. *asterionelloides* 2 und für asterionelloide *Nitzschia*-Formen 40 Fangstellen als positiv ermittelt werden.

L i t e r a t u r

1. HUBER-PESTALOZZI, G.: Das Phytoplankton des Süßwassers
2. HUSTEDT, FR.: Kieselalgen, Stuttgart 1956

Einführung in das Studium der Radiolarien

Teil I: Fang, Lebendbeobachtung und Präparation der recenten Radiolarien

Von Gerhard Göke, Hagen

Die Wurzelfüßerkasse der Radiolarien (Strahlentierchen) ist in allen warmen und kalten Meeren der Erde verbreitet. Im Süßwasser fehlt sie, in brackischen Biotopen (Lebensräumen) kommt sie nur ganz vereinzelt vor. — Die Äquatorialzone weist bei hohen Individuenzahl auch eine hohe Artenzahl auf, während die Artenzahl zu den Polen hin bei gleichfalls hoher Individuenzahl abnimmt, eine Erscheinung, die wir auch bei anderen Tiergruppen beobachten können. Die Oberfläche des offenen Meeres bietet den Radiolarien die besten Lebensmöglichkeiten. In einiger Entfernung von der Küste ist das Meer an ruhigen Tagen immer mit großen Mengen dieser Organismen bevölkert. Unter besonders günstigen Bedingungen bilden sie eine schleimige Schicht auf der Wasseroberfläche. Die Massenentwicklung ist stellenweise so bedeutend, daß sie eine wichtige Rolle beim Aufbau von Sedimenten spielt. Bis 8000 m Tiefe sind 6 Millionen Quadratkilometer Meeresboden mit einer dicken Schicht unverweslicher Radiolarientgehäuse bedeckt; das entspricht 1,6 % der Gesamtfläche. Aber auch die anderen pelagischen Sedimente weisen stellenweise einen hohen Radiolariengehalt auf. Sie enthalten nicht nur die im Oberflächenwasser lebenden Arten, sondern zum großen Teil solche Formen, die in verschiedenen Tiefenzonen des Meeres oder in der Tiefsee leben. Letztere beobachtet man niemals an der Wasseroberfläche. Ihre meist ziemlich kleinen Gehäuse sind sehr massiv, während sich die pelagischen Radiolarien durch zierliche Gehäuseformen auszeichnen. Die Absatzgeschwindigkeit der pelagischen Sedimente ist so gering, daß sich der Boden der Tiefsee in 1000 Jahren nur um 1 cm erhöht. Prof. PICCARD, der bei seinen Tauchversuchen im Mittelmeer den 3150 m tiefen Meeresboden beobachten konnte, berichtet von einer mehr als metertiefe Schlammsschicht und spricht von gewissen Theorien, nach denen das Mittelmeer jährlich etwa 1 mm Schlamm

ablagern soll, der 1000 Jahre brauche, um zu versteinern.

An dieser Stelle wollen wir etwas näher auf die radiolarienführenden Sedimente eingehen. Im allgemeinen kann man zwei Gruppen solcher Ablagerungen unterscheiden: die terrigenen und abyssalen Sedimente. Erstere werden als Schlicklager (engl. Muds) bezeichnet. Ihre weiteste Entfernung von der Küste wird mit etwa 200 Seemeilen angegeben. Sie bestehen aus abgeschwemmten Küstentrümmern oder aus Stoffen, die mit den Flüssen dem Meer zugeführt werden. Der Radiolariengehalt des Muds ist örtlich sehr verschieden. Man findet darin vorwiegend pelagische oder zonar lebende Formen. Die abyssalen SchlammLAGER (engl. oozes) beginnen in einer Entfernung von 100 bis 200 Seemeilen von der Küste und zeichnen sich durch große Einförmigkeit in ihrer Zusammensetzung aus. Sie lassen sich in drei Gruppen einordnen: 1. Radiolarienschlamm, der fast nur aus Radiolariengehäusen besteht, 2. Globigerinenschlamm, der im wesentlichen pelagische Foraminiferen enthält und 3. Roter Ton (Red Clay), der eine zu Staub zerfallende vulkanische Asche ist. Stellenweise geht der Globigerinenschlamm in Radiolarien- oder Diatomenschlamm über. Gewöhnlich enthält er 50—80 % Kalk, nach dessen Entfernung mit Salzsäure ein aus Radiolarien und Diatomeen bestehender kieseliger Rückstand hinterbleibt. In quantitativer Beziehung ist der Rote Ton die wichtigste Tiefseebildung, weil er die Tiefseebecken der Erde unter 2200 Faden Tiefe fast vollständig ausfüllt. Meist enthält er vereinzelte Radiolarienskelette. An wenigen Stellen ist sein Radiolariengehalt so hoch, daß er allmählich in wirklichen Radiolarienschlamm übergeht.

Unsere Kenntnisse von der ungeheuren Artenzahl der Radiolarien verdanken wir im wesentlichen den Fangergebnissen der „Challenger“, die schon zu Beginn der siebziger Jahre von ihrer Weltumsegelung

so reiches Material mitbrachte, daß Jahrzehnte zu seiner Bearbeitung nötig waren, bis es in über 50 Quartbänden veröffentlicht werden konnte. Noch heute bilden die Ergebnisse der Challenger-Expedition die Grundlage der Ozeanographie. Die Radiolarienfauna der Planktonfänge und Tiefsee-Grundproben wurde von ERNST HAECKEL in seinem Lebenswerk „Monographie der Radiolarien“ (1866—88) bearbeitet. Er hat auch seine eigenen Fänge aus dem Mittelmeer und viele fossile Vorkommen mit in die Arbeit einbezogen und insgesamt 739 verschiedene Gattungen mit 4300 Arten beschrieben und z. T. auf künstlerisch wertvollen Tafeln abgebildet. Sein System der Radiolarien ist heute noch gültig. — In den späteren Jahren hat sich die Zahl der bekannten Radiolarien bedeutend erhöht. Die deutschen Expeditionen „Valdivia“, „Möwe“, „Planet“, „Deutschland“ und „Meteor“ beschäftigten sich in der Folgezeit mit der Erforschung des Planktons und der damit zusammenhängenden Fragen. In den Jahren 1947/48 konnte die schwedische Albatros-Expedition bedeutend größere Tiefen abfischen als die Challenger. So holte sie z. B. nördlich der Kleinen Antillen Grundproben aus 7600 und 7900 m Tiefe. Durch verbesserte Fangmethoden konnte die dänische „Galathea“ das Material aus einer Tiefe von 10 400 m des Philippinengrabens herausholen. — Die Ruhe des Wassers der Tiefsee läßt in der morphologischen Gestaltung ihrer Lebewesen Bildungen zu, die in anderen Meeresteilen undenkbar wären.

In den letzten Jahren hatte der Verfasser häufig Gelegenheit, pelagische Radiolarien zu fangen und zu beobachten. Die dabei gemachten Erfahrungen sollen hier kurz beschrieben werden. — Den Radiolarien ist eigentlich, daß sie das offene Meer bevorzugen. Diese Lebensweise muß bei ihrem Fang beachtet werden. Schon JOHANNES MÜLLER schreibt, daß im

Golf von St. Tropez auffallend wenig Radiolarien zu finden seien. Auch HAECKEL und HERTWIG fingen bei ihren ersten Untersuchungen in Villefranche bei Nizza und Ajaccio auf Korsika nur wenige Arten, weil beide Orte an tief in das Land einschneidenden Buchten liegen, die von den

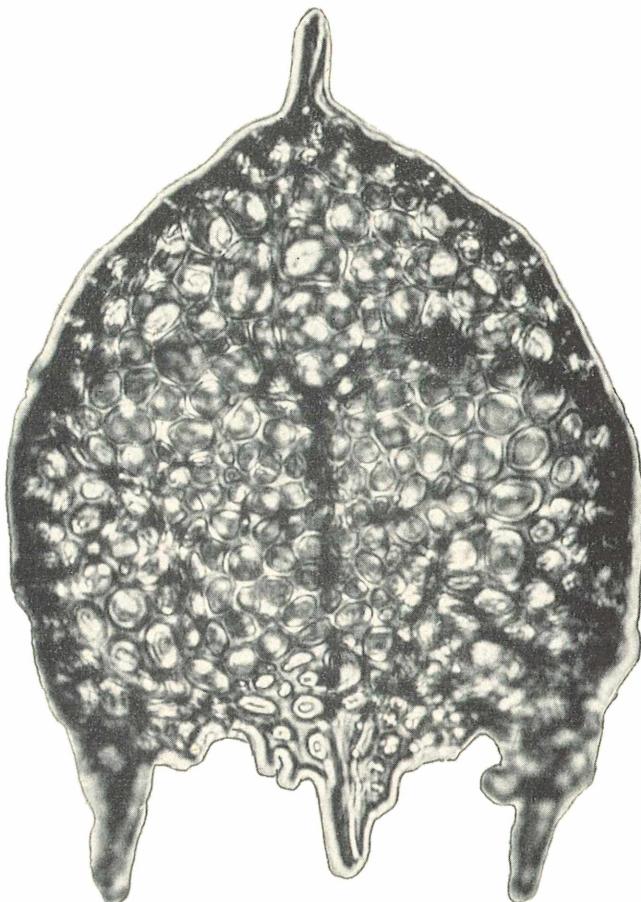


Abb. 1: *Lamprospyris huxleyi* Haeckel. Pazifik, 2425 m Tiefe. Challenger-Expedition. Nat. Größe 0,4 mm

Tieren gemieden werden. Die beste Aussicht auf eine gute Ausbeute vom Lande aus hat man nach meinen Erfahrungen auf weit in das Meer hineinragenden Landzungen oder an solchen Küsten, die eine starke Strömung aufweisen. Das ist besonders an engen Wasserstraßen, wie z. B. der Straße von Messina, der Fall. Dafür nur wenige Beispiele: Nach meinen Beobachtungen weisen die am Golf von Tigullio (Ligurien) gelegenen Buchten von Portofino, Santa Margherita, San Michele

und Rapallo, sowie der Golf von La Spezia bei Leerici, San Terenzo und Spezia ein reiches Plankton auf, dem die Radiolarien bis auf wenige Arten fehlen. Die Planktonbildung wird hier durch die Abwässer der kleinen Städte und Dörfer gefördert, weil sie meist ungeklärt in die Buchten fließen. Auf der Spitze des Vorgebirges von Portofino hat man jedoch an ruhigen Tagen immer eine schöne Ausbeute an radiolarienthaltigem Plankton, da dieses Gebirge weit genug in das Meer hineinragt. An der Steilküste, die sich von hier aus bis Camogli fortsetzt, beobachtet man ebenfalls ein reiches Radiolarienleben. Der Grund dafür mag einmal darin zu suchen sein, daß hier immer eine Strömung herrscht, zum andernmal darin, daß hier das Meer unmittelbar an der Küste sehr tief ist. Sehr gute Fangergebnisse, wohl die besten im ganzen Mittelmeerraum, erzielt man in der Straße von Messina. HAECKEL und HERTWIG fingen hier das meiste Material für ihre grundlegenden Arbeiten. Überall dort, wo der Fang vom Lande aus wegen ungünstiger geographischer Lage nicht möglich ist, muß man mit dem Boot ziemlich weit hinausfahren.

HAECKEL wandte bei der Lebendbeobachtung der Radiolarien die Schöpfmethode an, bei der man ganz sicher sein kann, unversehrte Tiere zu erhalten. Man schöpft an glatten Stellen der Meeresoberfläche mit einem großen Glase (besser mit einem Gefäß aus glasartigem Kunststoff), und hat in den meisten Fällen neben anderen Organismen auch einige Radiolarien mit dabei. Man kann sie mit der Pipette herausfangen und in reines Salzwasser übertragen. Um größere Materialmengen zu konservieren zu können, fängt man besser mit dem Planktonnetz. Die Radiolarien sind keineswegs so empfindlich, wie von den älteren Forschern angegeben wird. Bringt man den Inhalt des Planktonnetzes in ein Gefäß mit Seewasser, so kann man beobachten, daß die Radiolarien vollkommen verändert sind. Sie haben ihre Pseudopodien (Scheinfüßchen) eingezogen, die Gallerte hat sich verdichtet und die contractilen Fäden der Acanthometren sind verkürzt. Läßt man das Glas dann ruhig stehen, so erholen sich die erschreckten Organismen bald und verhalten sich wieder ganz natürlich. Sie steigen in die Höhe und strecken ihre Pseudopodien aus. Das Konservierungsmittel darf erst jetzt zu der Planktonflüssigkeit gegeben werden. Man fügt am besten nicht zu wenig 40%iges Formal hinzu. Die Bewegung der Pseudopodien wird sofort fixiert. Nachdem sich die toten Organismen abgesetzt haben, gießt man das überstehende Wasser vom Bodensatz ab und füllt das Plankton mit wenig formalhaltigem Seewasser in kleine

Kunststoffflaschen. Solche Planktonproben lassen sich ohne Bruchgefahr transportieren und sogar mit der Post verschicken.

Die Grundlage der mikroskopischen Untersuchung der Radiolarien bildet natürlich die Lebendbeobachtung. Da der pelagische Auftrieb neben Radiolarien auch zahlreiche andere Organismen enthält, z.B. sehr lebhafte Crustaceen, müssen die Radiolarien unter dem Präpariermikroskop mit der Pipette von den übrigen Tieren getrennt und auf Hohlschliffobjektträger übertragen werden. Man kann sie dann stundenlang beobachten. In Uhrgläser oder Küvetten mit reinem Seewasser gebracht, bleiben viele Arten mehrere Tage am Leben. Bei warmem Wetter müssen diese Gefäße möglichst kühl aufbewahrt werden. Anfangs liegen die Radiolarien wie tot im Gesichtsfeld des Mikroskops. Nach einiger Zeit strecken sie die Pseudopodien jedoch wieder aus, deren Plasmastromung man jetzt genau beobachten kann. Auch die Beschaffenheit der Gallerte und viele weitere Einzelheiten lassen sich gut studieren. Leider sind die meisten Radiolarien zu stark pigmentiert, als daß man den Aufbau des Radiolarienkörpers am lebenden Tier erkennen könnte. Das ist nur bei aufgehellt und gefärbten Tieren möglich. Die formolfixierten Radiolarien bringt man einige Minuten in eine Lösung von Direkt-tiefschwarz in 50%igem Alkohol, die alkoholkonservierten Tiere können mit Carmin in der bekannten Weise gefärbt werden. Dann überträgt man sie zur Aufhellung in Glycerin. Die Sarkode und die Kerne sind jetzt deutlich zu erkennen, jedoch nicht das Kieselkalkskelett, weil Glycerin etwa dessen Brechungsindex hat. Nur das aus Acanthins bestehende Skelett der Acanthometren kann man auch in Glycerin konturen-scharf beobachten. Die Untersuchung des Kieselkalkskeletts der Heliosphaeren, Cyrtiden, Aulacanthen usw. muß deshalb im Balsampräparat erfolgen. Man führt die ungefärbten Organismen über die Alkoholstufen, bringt sie in Xylol und schließt sie in Kanadabalsam oder Caedax ein. — Eine ergiebige Fundgrube für Radiolarien aller Tiefenzonen ist der anfangs erwähnte Radiolarienschlamm. Tiefseegrundproben können aber nur von gut ausgerüsteten Expeditionen gehoben werden. Dem Liebhabermikroskopiker ist dieses Material meist nicht zugänglich.

Der Sammler schöner Radiolarienpräparate legt gewöhnlich großen Wert auf saubere, unbeschädigte Gehäuse, die keine organische Substanz mehr enthalten. Man behandelt sie deshalb mit stark oxydierenden Stoffen, wie wir es von den Diatomeen her kennen. Zunächst wird das Rohmaterial durch Sieben von den größeren Bestandteilen befreit. Nachdem sich

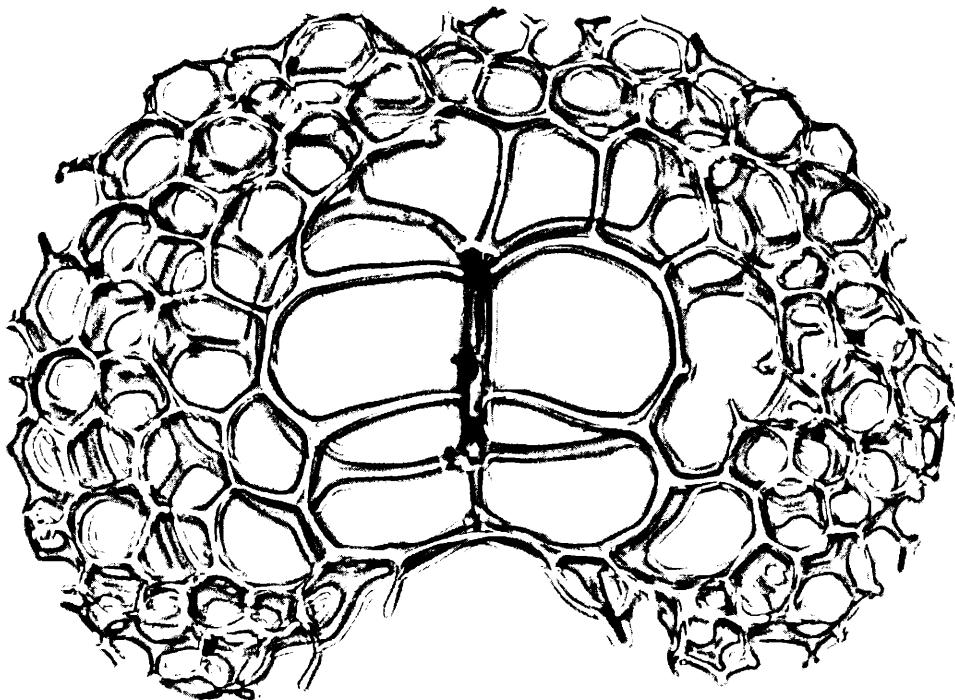


Abb. 2: *Nephrospyris renilla* Haeckel. Pazifik, 2425 m Tiefe. Challenger-Expedition. Nat. Größe 0,35 mm

die Organismen am Boden des Glases abgesetzt haben, gießt man die überstehende Flüssigkeit ab und übergießt den Bodensatz mit konzentrierter Schwefelsäure. Dann fügt man vorsichtig einige ml einer gesättigten Kaliumpermanganatlösung hinzu und röhrt gut um. Die Masse wird dabei heiß. Nach Zugabe einiger ml einer gesättigten Oxalsäurelösung wird die Masse klar und kann jetzt vorsichtig mit Wasser verdünnt werden. Man wartet, bis sich die Kieselsskelette abgesetzt haben, gießt die Säure ab und ersetzt sie durch reines Wasser. Das wiederholt man einige Male, bis die Flüssigkeit blaues Lackmuspapier nicht mehr rot färbt. Zum Schluß füllt man den Bodensatz mit etwas destilliertem Wasser und einigen Tropfen Formol in ein Reagensglas, wo er bis zur Verarbeitung zu Präparaten bleiben kann. Man kann das Rohmaterial auch mit konzentrierter Schwefelsäure übergießen und dann mit Kaliumnitrat oder Kaliumbichromat versetzen. Nach einigen Tagen verdünnt man die Säure vorsichtig mit Wasser, läßt die Radiolarien absitzen und gießt die überstehende Flüssigkeit ab. Man muß das Verdünnen mit Wasser solange wiederholen, bis blaues Lackmuspapier nicht mehr gerötet wird. Im übrigen verfährt man wie oben beschrieben.

Zur Herstellung von Dauerpräparaten bringt man einige Tropfen des Radiolarienmaterials auf eine Glasplatte und läßt das Wasser verdunsten. Mit einer klaren, filtrierten Tragantlösungen werden die gewünschten Gehäuse in Reihen auf gereinigte Deckgläser geklebt. Man überträgt sie am besten mit einem feinen, traganthbefeuhteten Marderpinsel von der Platte auf das Deckglas. Nur bei sehr kleinen Formen verwendet man dazu eine Legeborste aus der Augenwimper eines Schweines, wie sie für Diatomeen verwendet wird. Bei größeren Formen kann man mit dem Pinsel bequemer arbeiten. Auf einen gereinigten Objektträger bringt man einen Tropfen Caedax. Das Deckglas wird mit einem Tropfen Xylo befeuchtet, den man nach einigen Sekunden ablaufen läßt. Zur Vermeidung von Luftblasen läßt man das Deckglas von der Seite her auf den Harztropfen fallen. Die fertigen Präparate werden auf einer kleinen Heizplatte mehrere Stunden auf etwa 50°C erhitzt, um das Trocknen des Einschlußmittels zu beschleunigen. Später versieht man die Deckgläser mit einem Lackring. Sehr einfach gestaltet sich das Einschließen der Radiolarien in Polestar. Man verröhrt das Harz mit wenig Härterpaste und bringt einen Tropfen der Mischung auf einen vorberei-

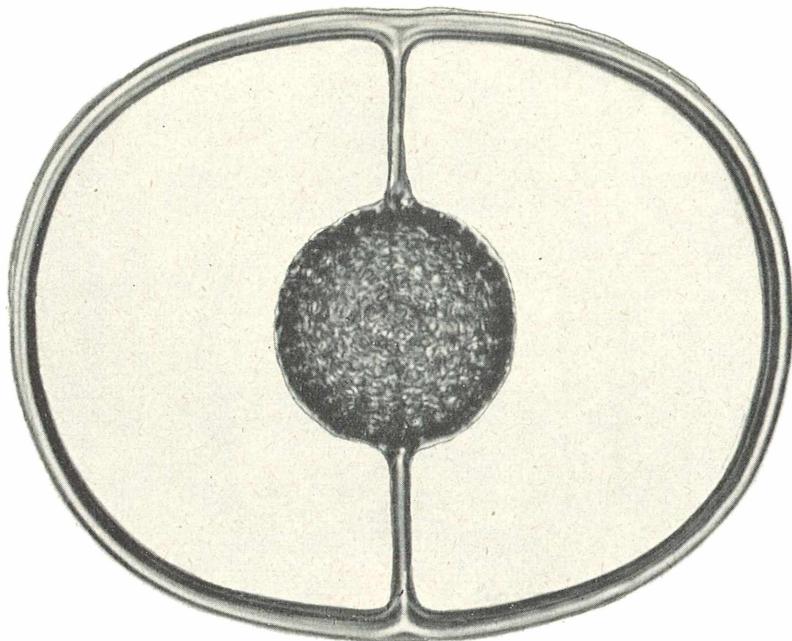


Abb. 3: *Saturnulus ellipticus* Haeckel. Indischer Ozean, 4220 m Tiefe. Planet-Expedition.
Nat. Gr. 0,3 mm

teten Objektträger. Das Deckglas wird kurze Zeit mit Aceton bedeckt und dann von der Seite her auf den Tropfen gelegt. Durch kurzes, gelindes Erwärmen verteilt sich der Tropfen gleichmäßig. Das Einschlußmittel ist nach wenigen Stunden erhärtet. Ein Lackring ist nicht erforderlich, weil Polestar ohnehin in Immersionsöl unlöslich ist.

Die bereits erwähnten Acanthometren werden durch die Behandlung mit Oxyda-

tionsmitteln zerstört. Man muß sie in Alkohol entwässern und nach dem Aufheilen in Xylol in Caedax einschließen. Auch hier ist die Verwendung von Polestar möglich. Man führt die Radiolarien durch 30, 50, 80 und 100%iges Aceton und schließt sie in Polestar ein. Mit dem Aufbringen des Deckglases wartet man etwa 30 Minuten, um möglichst viel Aceton verdunsten zu lassen.

Mikroskopie in der Schule

Die Insektsammlung in der Schule

Von Werner Heiligmann, Welzheim

Die Schulsammlung soll Anschauungsma-
terial für den Unterricht liefern. Die Be-
dürfnisse des Unterrichts bestimmen daher,
was in die Sammlung aufgenommen wer-
den soll. Da auch im Biologieunterricht der
Arbeitsschulgedanke Eingang gefunden hat,
spielt die Ausgestaltung der Arbeitssam-
mlung eine wichtige Rolle. Die Arbeitssam-
mlung enthält Objekte, die den Schülern
im Unterricht zur Beobachtung und Zer-
gliederung in die Hand gegeben werden.
Der Arbeitsunterricht erfordert jedoch viel
Zeit, die leider nicht zur Verfügung steht.
Als Abhilfe wird heutzutage vielfach ge-

fordert, den Stoff weiter zu kürzen und zu straffen. Dem sind jedoch Grenzen ge-
zogen, da der Schüler ja auch einen Ein-
druck von der ungeheuren Formenfülle
der Lebewesen bekommen sollte. Auch für
systematische Betrachtungen ist die Kennt-
nis einer ausreichenden Zahl von Arten
erforderlich. Wenn auch die Systematik
kein Kernstück des Unterrichts mehr ist,
so sollte sie doch nicht vernachlässigt
werden, da nur mit ihrer Hilfe Ordnung
geschaffen werden kann. Außerdem ist ein
Gefühl für Tier- und Pflanzenverwandt-
schaften für die Behandlung der Abstam-

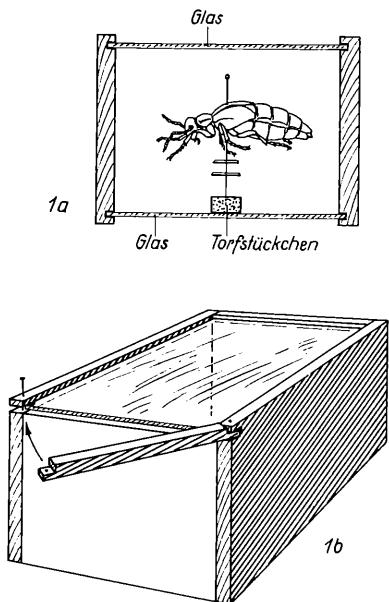


Abb. 1: Kästchen zum Aufbewahren der Insekten

mungslehre unerlässliche Voraussetzung. Der Lehrer wird daher zwangsläufig neben dem Arbeitsunterricht auch den mit Demonstrationen verbundenen Lehrervortrag nicht missen können. Das Material dafür liefert die Schausammlung.

Die Insektensammlung ist ein dankbares Feld für die Sammeltätigkeit des Biologielehrers. Diese Tiere können leicht in größerer Anzahl für die Arbeitssammlung gefangen werden und stehen auch für die Schausammlung in genügender Artenzahl zur Verfügung. Da die Präparation keine großen Schwierigkeiten bietet, kann sie leicht erlernt werden.

Die Arbeitssammlung

Die Arbeitssammlung sollte kennzeichnende Vertreter einiger Insektenordnungen in größerer Anzahl enthalten. Diese können dann zur Zergliederung an die Schüler ausgeteilt werden. Sodann wird man weitere Vertreter in die Sammlung aufnehmen, die man den Schülern zur Beschreibung vorlegen kann. Die Tiere werden nach dem Unterricht wieder eingesammelt und brauchen daher nicht jedes Jahr neu gesammelt zu werden. Außer den Imagines soll die Sammlung auch Eier, Larven und Puppen enthalten. Weiterhin wird man den Schülern Fraßbeispiele einiger Schädlinge vorlegen müssen.

Was nun im einzelnen gesammelt wird, hängt davon ab, was der Lehrer für seinen Unterricht braucht. Da man in erster Linie Vertreter der heimischen Fauna be-

rücksichtigen sollte, bestimmt auch die Lokalfauna das Gesicht der Sammlung. Die folgende Aufzählung kann daher nur einen kleinen Anhalt geben. Ich folge dabei weitgehend den Vorschlägen meines verehrten Lehrmeisters Prof. LINDER.

Material zum Zergliedern Maikäfer, Kohlweißling, Honigbiene (vom Imker zu bekommen), Schmeißfliege, Heuschrecke, Wanze.

In der Zusammenstellung sind fast ausschließlich Schädlinge enthalten. Man kann sie daher ohne Gewissensbisse in größeren Mengen sammeln.

Material zum Vorlegen Hirschkäfer (da er stellenweise selten geworden ist, begnügen man sich mit wenigen Exemplaren), Laufkäfer, Gelbrand, Mistkäfer, Bockkäfer, Schnellkäfer, Rüsselkäfer. Fraßbilder der Borkenkäfer. Eier, Larven und Puppen des Maikäfers. Tagfalter (etwa Kleiner Fuchs), Schwärmer. Schädlinge: Frostspanner, Spinner, Kleidermotte mit Fraßbeispielen. Eier, Raupen und Puppen. Kokons des Seidenspinners. Wespen oder Hornissen, Ameisen. Entwicklungsstadien dieser Tiere, Bienenwaben, Wespennest, Hummelnest, Holznest der Roßameise. Die Nester brauchen nicht in größerer Zahl vorzuliegen. Stechmücken nebst Larven und Puppen, Entwicklungsstadien der Stu-

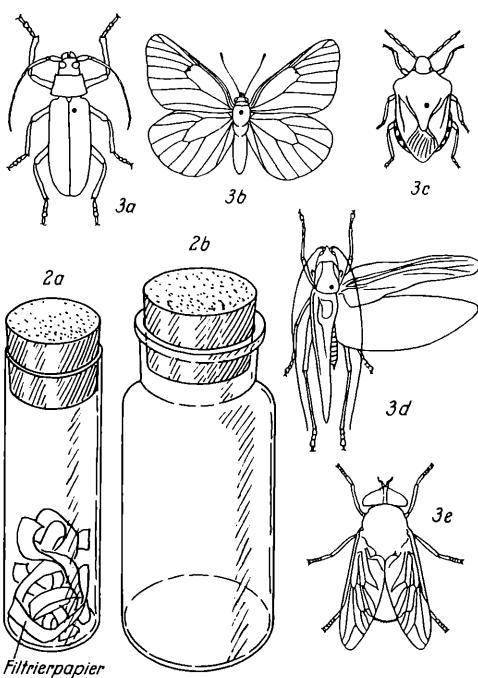


Abb. 2: Tötungsgläser

Abb. 3: Einstichstellen beim Nadeln der Insekten

benfliege, Feldgrille, Maulwurfsgrille, Libelle mit Larvenhäuten.

Zur Schonung der spröden Objekte empfiehlt es sich, die Tiere, die nur vorgelegt werden sollen, vor dem Wissensdurst der Schüler zu schützen. Wir verwenden nach LINDER kleine Kästchen, deren Ober- und Unterseite von Glasplatten gebildet werden. Für diesen Zweck genügen alte Fotoplatten. Das Format des Kästchens richtet sich am besten nach den Glasplatten. Die Kästchenhöhe beträgt etwa 5 cm. Die Holzwände läßt man vom Schreiner zu rechtschneiden, das Zusammenfügen kann selbst besorgt werden. Zum Einstecken der Insektenadel dient ein auf den Boden geklebtes Torfstückchen. Weitere Einzelheiten siehe Abb. 1.

Die Schausammlung

Die Schausammlung soll die Arbeitssammlung ergänzen. Die Tiere werden nach systematischen, ökologischen oder anderen Gesichtspunkten zusammengestellt (z. B. Schädlinge unserer Kulturpflanzen). Die Schausammlung erfüllt nur ihren Zweck, wenn sie den Schülern zugänglich ist. Man wird daher die Kästen von Zeit zu Zeit aussstellen. Damit die Schüler das Wesentliche auch erkennen, ist eine sorgfältige, evtl. durch Skizzen ergänzte Beschriftung am Platze. Da Farben der Tiere im Licht verblassen, setze man die Kästen nicht dem direkten Sonnenlicht aus. Es ist zu empfehlen, nur Kästen zu verwenden, die auf Nut und Feder gearbeitet sind, da nur sie das Eindringen von Schadinsekten einigermaßen verhindern können.

Zur Technik des Insektsammelns

Zum Fangen der Insekten brauchen wir ein Schmetterlingsnetz, einen Kätscher für die Käfer und ein Wassernetz. Zur Herstellung der Geräte wird ein dicker Draht entsprechend zurechtgebogen und für Schmetterlinge mit einem Netz aus Tüll, für Käfer einem solchen aus Leinen versehen. Bequemer sind die im Handel erhältlichen zusammenlegbaren Netze, da sie in der Rocktasche Platz finden. Da kleine Arten für die Schule kaum in Betracht kommen, ist ein Käfersieb zu entbehren. Auf die Biotope einzelner Insekten kann in diesem Rahmen nicht eingegangen werden. Die meisten der benötigten Tiere wird man ohne große Schwierigkeiten auffinden. Beim Käfersammeln vergesse man nicht, die Steine umzudrehen, da sich unter ihnen vielfach die größeren Laufkäfer verbergen. Mit dem Käferkätscher werden Kräuter, vor allem auch Blüten und Blütenstände sowie Zweige von Bäumen und Sträuchern abgestreift. Es ist erstaunlich, was sich dabei alles im Netz versammelt. Böcke und andere holzbewohnende Insek-

ten finden sich an Holz, Baumstümpfen und unter der Rinde. Im Tierkot halten sich Mistkäfer, Dungkäfer u. a. auf. Im übrigen gilt es eben, auf den Sammeltätigkeiten die Augen aufzumachen.

Die Beute kommt ins Tötungsglas. Tötungsgläser sind weithalsige Flaschen oder weite Glasröhren, die mit einem Gift beschickt werden (s. Abb. 2). Zum Töten verwendet man heute meist Essigäther, in dem die Tiere nicht starr werden. Daneben sind folgende Gemische gebräuchlich: Essigäther-Schwefeläther (1:1) für Fliegen, Hautflügler und Schmetterlinge. Chloroform-Essigäther (1:2) für Falter. Im Tötungsglas sollen Filterpapierschnitzel die Flüssigkeit aufsaugen. Das Glas darf innen nicht naß sein. Die robusten Käfer können bis zur Präparation im Glas bleiben, zartere Insekten werden nach dem Abtöten genadelt und in Schachteln untergebracht. Es genügen mit Torf ausgelegte Zigarrenschachteln. Es ist üblich, den Torf mit weißem Papier zu überkleben. Die Torfplatten können von entomologischen Handlungen bezogen werden (s. unten).

Zum Nadeln benutzen wir die handelsüblichen Insektenadeln aus weißem oder schwarz lackiertem Stahl. Man wird mit den Größen 0—2 auskommen. Die Einstichstellen sind international festgelegt (s. Abb. 3). Die Nadel wird so weit eingestochen, daß ihr oberes Drittel über den Körper herausragt. Die Weiterbehandlung ist bei den einzelnen Ordnungen verschieden.

Käfer

Größere Käfer werden, wie beschrieben, genadelt. Die genadelten Tiere steckt man auf einen Torfblock. Diesen stellt man aus übereinandergelegten Torfplatten her, die in Papier eingeschlagen werden. Beine und Fühler werden mit einer Nadel in eine möglichst natürliche Stellung gebracht. Evtl. muß man sie mit Nadeln in der gewünschten Stellung festhalten. Die Beine sollen nicht zu weit abstehen, da sie sonst zu leicht abbrechen und die Tiere zu viel Platz wegnehmen. Nach etwa 2—3 Wochen können die Käfer abgenommen und der Sammlung einverlebt werden. Käfer unter 1 cm Größe werden auf Pappeplättchen aufgeklebt (s. Abb. 4). Zum Aufkleben eignet sich der bekannte Syndetikon. Der Käfer wird mit dem Ende des Abdomens angeheftet. Mit dem Leim kann man dabei nicht sparsam genug umgehen. Vor dem Aufkleben werden mit einem Pinselchen Beine und Fühler nach außen gebracht. Die Plättchen werden auf Nadeln gesteckt. Weitere Plättchen erhalten Bemerkungen über Fundort und Namen (Abb. 5). Aus ästhetischen Gründen sorgt man mit Hilfe einer Etikettentreppen (Abb. 6) dafür, daß die entsprechenden Plättchen in gleicher Höhe sitzen.

Oft wird die Präparation erst nach langer Zeit erfolgen können. Wenn sich die Gliedmaßen nicht mehr bewegen lassen, muß man die Tiere aufweichen. Sie kommen dazu auf einen mit feuchtem Zellstoff belegten Teller. Etwas Thymol verhindert Schimmelbildung. Den Teller überdeckt man mit einem Glassturz. Nach etwa zwei Tagen können die Tiere präpariert werden.

Wie die Käfer werden behandelt: Hautflügler, Fliegen, Wanzen, Heuschrecken, Grillen, Maulwurfsgrille und den Heuschrecken wird der Hinterleib auf der Bauchseite der Länge nach aufgeschnitten, ausgenommen und mit Watte ausgestopft. Bei den Hymenopteren und Dipteren sollen die Flügel leicht vom Körper abstehen. Ungeflügelte Ameisen, Schaben und Ohrwürmer werden aufgeklebt. Die Ohrwürmer sollen vorher einige Zeit in Alkohol liegen.

Schmetterlinge

Schmetterlinge werden mit Hilfe von Spannbrettern gespannt. Die Spannbretter bestehen aus weichem Holz. In der Mitte befindet sich eine Längsrinne, die der Aufnahme des Leibes dient und zum Einstekken der Nadel am Grunde mit Torf ausgekleidet ist. Beim Spannen steckt man zunächst einen 1 cm breiten Papierstreifen vor dem Vorderflügel fest, faßt den linken Vorderflügel mit einer Nadel an einer starken Ader und zieht ihn so weit nach vorne, bis sein Hinterrand mit dem Körper einen rechten Winkel bildet. Mit der linken Hand reguliert man die Spannung des Papierstreifens so, daß der Flügel die gewünschte Lage beibehält. Der Hinterflügel wird so weit nach vorne gebracht, daß er mit dem Vorderflügel einen kleinen spitzen Winkel bildet. Nun wird der Papierstreifen auch hinten festgesteckt. Auf der rechten Seite verfährt man entsprechend. Die Fühler kommen parallel zum Rand der Vorderflügel mit unter den Streifen. Nunmehr bedeckt man die Flügel mit weiteren Papierstreifen (Abb. 7). Die Spannbretter werden, um ein Absinken des Abdomens zu verhindern, senkrecht aufgestellt. Die Tiere können abgenommen werden, wenn sich der Hinterleib nicht mehr bewegen läßt.

Ebenfalls gespannt werden Eintagsfliegen, Uferfliegen, Libellen, Köcherfliegen und Netzflügler.

Flüssigkeitspräparate

Als Konservierungsmittel kommen 80-prozentiger Alkohol und 3prozentige Formollösung in Frage. Eier, Larven und Puppen werden vor dem Einlegen in kochendem Wasser abgetötet. Außer den Entwicklungsstadien werden Flöhe und Läuse in Alkohol konserviert. Pflanzenläuse und Schildläuse bringt man in Formol. Die

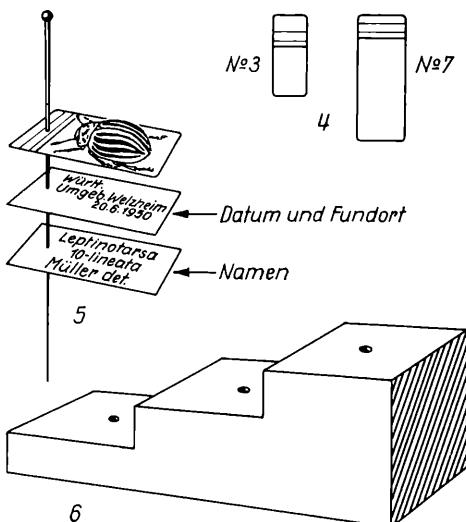


Abb. 4: Aufklebeplättchen

Abb. 5: Etikettierung (Der Käfer wurde irrtümlich in falscher Stellung gezeichnet; er ist umgedreht zu denken, der Kopf soll zur Außenseite sehen)

Abb. 6: Etikettentreppe

Flüssigkeitspräparate bewahrt man in Tablettenrörchen auf, die man im Unterricht leicht austellen kann.

Pflege der Sammlung

Unsere Sammlungen werden leider oft von Schädlingen heimgesucht. Besonders gefährlich sind die Larven des Kabinettskäfers und des Diebskäfers, während die Staubläuse harmlos sind. Einen Befall

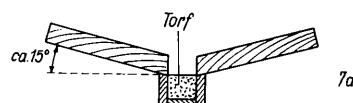
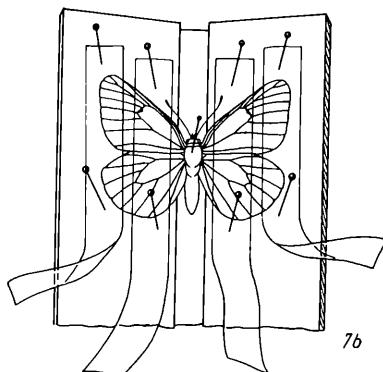


Abb. 7: Spannbrett im Schnitt und in der Aufsicht

durch die ersteren kann man an den dunklen Kot- und Nagekrümchen unter den betroffenen Insekten erkennen. Man sehe also seine Sammlung öfters daraufhin durch. Den Larven rückt man durch reichliches Einbringen von Paradichlorphenol zu Leibe. Auch der unangenehm stinkende Schwefelkohlenstoff zeigt gute Wirkung. Es empfiehlt sich überhaupt, die Kästen vorbeugend mit Globol zu versehen, das ja aus dem erwähnten Paradichlorphenol besteht. Röhrchen mit Calciumchlorid verhindern Schimmelbildung.

Bezugsquellen für entomologische Artikel
Kosmos-Lehrmittel, Stuttgart, Pfizerstraße 5—7.
Entomologisches Institut Dr. E. Reitter, München,
Wurzerstraße 10.
Firma Hans Lühr, Kiel, Weißenburgstraße 4.

L i t e r a t u r

1. Linder, Arbeitsunterricht in Biologie, Metzler, Stuttgart.
2. Stehlík, Sammeln und Präparieren von Tieren, Franckh, Stuttgart.
3. Horion, Käferkunde für Naturfreunde, Klostermann, Frankfurt. Das Buch kann auch für die Unterrichtsvorbereitung empfohlen werden.

B e s t i m m u n g s b ü c h e r

4. Brohmer, Fauna von Deutschland, Quelle & Meyer, Heidelberg.
5. Brandt, Schmetterlinge, Winter, Heidelberg.
6. Forster und Wohlfahrt, Die Schmetterlinge Mitteleuropas, Franckh, Stuttgart.
7. Kosmos Naturführer: Bechyné, Welcher Käfer ist das? Warnecke, Welcher Schmetterling ist das? Franckh, Stuttgart.
8. Reitter, Fauna Germanica, Stuttgart (nur antiquarisch).

Zur Einführung in die Mikroskopie

Einführung in die mikroskopische Optik

Teil III

Von Rudolf Brandt

Alle modernen Mikroskope tragen unter dem zur Aufnahme des Präparates bestimmten Tisch ein weiteres optisches System, das erst in vollem Umfang die vor dem geschilderten großen Leistungen der Objektive hinsichtlich des Auflösevermögens erlaubt. Es ist der Kondensor (Lichtverdichter), der in seiner heutigen Form und Anwendung ebenfalls auf ERNST ABBE zurückgeht, der ihn im Jahre 1869 erstmals durch CARL ZEISS anfertigen ließ.

„Nimmt man an, man könnte unter dem Präparat eine Lichtstrahlung gleichzeitig von allen Seiten erzielen, es also gleichsam wie durch eine hinabverlegte Himmelskugel bestrahlen lassen, so würde man durch eine einfache Verschiebung einer Blende mit veränderlichem Fenster aus der ganzen Mannigfaltigkeit von Strahlen die gerade wünschenswerten aussondern können. Diese Möglichkeit läßt sich aber durch eine Linsenfolge von ganz großem — 180° betragendem — Öffnungswinkel erzielen.“ Mit diesen Worten charakterisiert ABBE den Gedanken des Kondensors. Er besteht nach Abb. 12 in den allermeisten Fällen aus zwei Linsen, der unmittelbar unter dem Präparat befindlichen, halbkugeligen Frontlinse und einer weiteren, in manchen Fällen aus zwei weiteren Linsen. Dieser „ABBE'sche Beleuchtungsapparat“ ermöglicht es uns, nicht nur die für normale Hellfeld-Beobachtungen notwendige Lichtstärke zu gewährleisten, sondern mit gewissen Zusatzgeräten und in diversen Abwandlungen auch z. B. die schiefe Beleuchtung und die Dunkelfeld-Beleuchtung durchzuführen.

Jeder, der mit einem stark vergrößern den Mikroskop arbeitet, merkt sehr bald, wie sehr die Helligkeit des Bildes mit zunehmender Vergrößerung abnimmt. Aber nicht nur hier soll der Kondensor helfend eingreifen, sondern vor allem hinsichtlich des ins Objektiv zu sendenden Lichtbündels zwecks Aufnahme aller erfassbaren Beugungsmaxima.

Ähnlich wie die Anwendung der Öl-Immersion die Erfassung sonst nicht mehr zur Bilderzeugung gelangender Strahlen gewährleistet, muß das gleiche Prinzip zur vollkommenen Ausnutzung von Kondensoren hoher Apertur und besonders bei Immersions-Objektiven auch bei der Beleuchtung angewendet werden. Es muß also auch zwischen die Oberseite der Kondensor-Frontlinse und die Unterseite des Objekträgers die gleiche Immersionsflüssigkeit gebracht werden; andernfalls gehen auch hier noch beleuchtende und damit abbildbare Strahlen durch Totalreflexion an der Objekträger-Unterseite verloren.

Der Kondensor vergrößert also gewissermaßen die Lichtquelle, um nach ABBE das Präparat wie mit einer Himmelskugel allseitig zu durchleuchten. In Abb. 12 ist der dabei obwaltende Strahlengang dargestellt. Zur Erreichung der bereits genannten schiefen Beleuchtung läßt sich der Kondensor bei allen größeren Instrumenten durch Zahn und Trieb seitlich verschieben. Ohne hier die Ableitung der in diesem Falle sich ergebenden Verhältnisse anführen zu können, sei gesagt, daß die numerische Apertur mittels der schiefen Beleuch-

tung den doppelten Wert derjenigen bei gerader Beleuchtung annimmt, es wird also

$$d = \frac{\lambda}{2 n \cdot A}$$

und damit steigt auch das Auflösevermögen eines Objektivs um das Doppelte. Die vollkommenste Auflösung erreicht man also in allen Fällen mit Apochromaten hoher Apertur, schiefem Beleuchtung und möglichst kurzwelligem Licht. Visuell, d. h. mit dem Auge bei direkter Beobachtung, ergibt sich hierdurch die beste Auflösung bei der Anwendung von rein grünem oder hellblauem Licht, photographisch gelingt es mit dem Ultraviolet-Mikroskop, die optisch überhaupt möglichen Grenzen zu erreichen; sie liegt bei etwa $0,1 \mu$ kleinstem Objektdetail. Da man in diesem Fall praktisch nur mit der Wellenlänge des violetten Lichtes arbeitet, werden dabei sogenannte Monochromat-Objektive benutzt, die aus dem für das UV besonders gut durchlässigen Quarz bestehen. Solche Systeme haben Prof. A. KÖHLER und Prof. M. von ROHR in Jena herstellen lassen —. Auf weitere Beleuchtungsarten und -möglichkeiten soll später eingegangen werden.

Neben den Objektiven und Kondensoren sind für rein visuelle Zwecke die Okulare des Mikroskops die dritten wichtigsten optischen Glieder. Sowohl wegen der eingangs geschilderten Abbildungsfehler als auch wegen des kleinen Gesichtsfeldes einer einfachen Linse werden auch die Okulare aus mehreren, mindestens zwei, Linsen zusammengesetzt.

Das am Mikroskop weitaus gebräuchlichste Okular ist dasjenige nach HUYGENS; es besteht (Abb. 13) aus zwei plankonvexen Linsen, deren Planflächen dem Auge zugewandt sind. L 1 ist die sogenannte Augenlinse, L 2 die Kollektiv- oder Feldlinse. Die Augenlinse allein ist das vergrößernde Glied dabei (Lupenwirkung), die Feldlinse hat die Aufgabe, divergent vom Objektiv kommende Strahlen convergent zu machen, sie also noch der Abbildung zuzuleiten. Dadurch wird das erfaßbare Sehfeld vergrößert. Etwas abweichend von der Urform der HUYGENS-Okulare werden diese jetzt derart angefertigt, daß die Brennweite der Feldlinse L 2 doppelt so groß ist wie diejenige der Augenlinse und der Abstand der beiden Linsen ist $3/2$ mal der Brennweite der Augenlinse, die Gesamtbrennweite des ganzen Okulars beträgt dann $4/3$ derjenigen der Augenlinse. Derart gebaute Okulare sind frei von chromatischer Vergrößerungsdifferenz, d. h. ihre Brennweite ist für die verschiedenen Spektralfarben gleich groß.

HUYGENS'sche Okulare werden mit Einzelvergrößerungen zwischen 4- und etwa 15fach gefertigt und sind für alle Arten

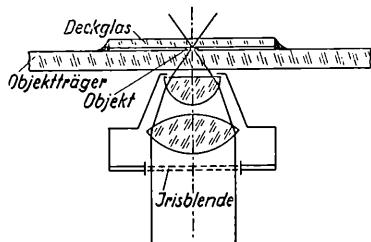


Abb. 12: Erklärung im Text

von Beobachtungen mit Objektiven bis zu etwa 40facher Eigenvergrößerung zu verwenden. Für alle stärkeren Objektive, sowohl für Achromate, ganz besonders aber für Fluoritsysteme und Apochromate, benutzt man wegen weitgehender Fehleraufhebung besser die sogenannten orthoskopischen Okulare nach ABBE (Abb. 14); für die Apochromate benutzt man am zweckmäßigsten nur die ebenfalls von ABBE geschaffenen „Kompensations“-Okulare (Abb. 15). Bei starken Achromaten und den Apochromaten bestehen nämlich gewisse Reste von chromatischer Vergrößerungsdifferenz, die wegen der Aufhebung anderer Fehler nicht beseitigt werden können. Diese farbigen Brennweitenunterschiede werden aber dann durch die orthoskopischen oder noch vorteilhafter durch die Kompensationsokulare vollkommen beseitigt, so daß ein völlig farbenreines Bild entsteht.

Für rein mikrophotographische Zwecke endlich hat man noch die Photookulare konstruiert. Sie sind für visuelle Zwecke unbrauchbar oder, wenn es sich um Negativsysteme handelt (z. B. das Zeiss-Homal) für solche überhaupt nicht zu verwenden. Dafür liefern sie aber auf der Platte oder dem Film ein weitgehend geeignetes Abbildungsfeld, und das ist für die photographische Abbildung sehr wichtig. Alle Mikroobjektive besitzen nämlich eine gewisse Bildfeldkrümmung, die man zwar bei visueller Beobachtung ohne besondere Beeinträchtigung in Kauf nehmen kann, die jedoch bei der Photo-Abbildung recht störend wirkt. Indessen ist es in den letzten Jahren gelungen, auch Objektive herzustellen, die weitgehend frei von diesem Fehler sind und die daher auch visuell ein äußerst angenehmes, fast ebenes Gesichtsfeld und damit scharfe Abbildung bis zum Rand der Sehfeldblende bieten. Derartige „Plan-Achromate“ werden z. B. von

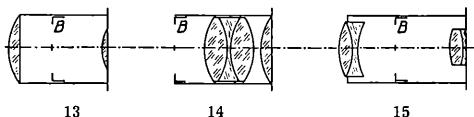


Abb. 13—15: Erklärung im Text

Carl Zeiss in Oberkochen angefertigt. Sie wurden zuerst von BOEGEOLD in Jena hergestellt.

Die zugleich mit dem Bild im Mikroskop scharf gesehene sog. Gesichtsfeldblende liegt, wie die Abb. 13—15 zeigen, bei den HUYGENS-Okularen zwischen den Linsen (am Ort des Objektivzwischenbildes, in der dingseitigen Brennebene der Augenlinse), bei den achromatischen orthoskopischen Okularen vor dem vierfachen Linsensystem, bei dem Kompensations-Okular wieder zwischen den Linsen.

Relativ wichtig bei schwachen und mittleren Objektiven, sehr wichtig bei allen starken Objektiven ist die Einhaltung der bereits früher erwähnten „optischen Tubuslänge“, für die sie berechnet sind; andernfalls ergeben sich neue Unstimmigkeiten in der Abbildung. Mechanisch gegeben ist die Einhaltung durch die „Mechanische Tubuslänge“, d. h. durch die Anschraubfläche des Objektivs und die Auflagefläche des Okulars am unteren bzw. oberen Ende des Tubus. Nichteinhaltung der richtigen Tubuslänge bewirkt vor allem sphärische Abweichungsfehler. Das gleiche gilt in ziemlich starkem Maße bei der Verwendung von Deckgläsern sehr abweichender Dicke von dem Normalmaß 0,17 mm bei der Benutzung stärkerer und starker Objektive; auch hier treten dann sphärische Abweichungsfehler auf. In besonderen Fällen können Objektive mit sogenannter Korrektionsfassung benutzt werden, an denen man durch geringe gegenseitige Verstellung der Linsensysteme zueinander die Dicke des (vorher gemessenen) Deckglases einstellen kann (bei fertigen Präparaten natürlich nicht durchführbar). Indessen wäre das nur bei Trockenobjektiven zu beachten, bei allen Immersions-Objektiven ist ohnehin zwischen dem Präparat und der Frontlinse des Objektivs durch die Immersionsflüssigkeit ein optisch einheitlicher (homogener) Raum hergestellt und die Deckglasdicke ist dabei ohne Bedeutung. Für Spezialzwecke endlich gibt es auch Objektive für unbedeckte Objekte (die für Beobachtung ohne Deckglas berechnet sind); sie sind für Beobachtungen von Präparaten mit Deckglas völlig unbrauchbar, da sie kein scharfes Bild geben können. Sie werden vor allem für Beobachtungen im auffallenden Licht benutzt, da bei dieser Art von Betrachtung die meisten Objekte unbedeckt sind. Zum Teil sind diese Objektive für die normale optische Tubuslänge von 160 oder 170 mm berechnet; sie können dann an jedem normalen Mikroskop verwendet werden; zum Teil aber handelt es sich auch um Objektive für die optische Tubuslänge „Unendlich“, d. h. sie wirken als reine Lupensysteme und entwerfen das primäre Bild

D' im Unendlichen auf der Bildseite. Mit Hilfe geeigneter Korrektionslinsen ist es dann möglich, das Bild D' in beliebiger Entfernung vom Objektiv abzubilden, und man ist auf diese Weise beim Bau von Spezialgeräten (vor allem für die Untersuchung von Metallocberflächen, Metallmikroskope) weitgehend unabhängig von der sonst üblichen Tubuslänge.

Selbstverständlich dürfen alle Immersionsobjektive nur mit derjenigen Immersionsflüssigkeit benutzt werden, für die sie berechnet sind. In den allermeisten Fällen ist das Zedernöl mit der Brech-Zahl (Brechungsindex) von 1,515. Dieses Öl wird von den Herstellern der Optik geliefert. Es gibt aber auch Objektive für Wasser-Immersion oder in ganz speziellen Fällen etwa für Glycerin und andere Substanzen.

Eine gute Pflege der Optik ist wichtige Voraussetzung zu erfolgreichen Beobachtungen. Sie betrifft vor allem die Objektive als die Hauptträger der Abbildungsleistung. Vor allem gewöhne man sich von Anfang an daran, das Mikroskop niemals ohne ein Okular im Tubus, selbst in seinem Schrank oder sonstigen Behälter, stehen zu lassen. Der mit der Zeit auf die Hinterlinsen der Objektive fallende Staub beeinträchtigt die Leistung erheblich. Ist trotzdem die Hinterlinse eines Objektivs einmal reinigungsbedürftig, so gehe man dabei recht vorsichtig zu Werke. Am besten nimmt man ein kleines Holzstäbchen, das mit einem kleinen, möglichst nicht fasernden Läppchen an einem Ende umbunden wird. Hiermit kann man dann leicht drehend die Linse vom Staub und anderen hineingefallenen Teilchen säubern, sofern keine groben Verunreinigungen vorliegen. In diesem Fall kann im allgemeinen nur der Hersteller helfen.

Die Frontlinsen bedürfen besonderer Sorgfalt. Die meisten Schäden an Frontlinsen entstehen durch unachtsames und gewalttägiges Senken des Tubus bis auf das Deckglas und noch weiter! Wenn es dann knirscht und splittert, merkt es der Beobachter zu spät und er muß von großem Glück sagen, wenn das Objektiv bzw. die Frontlinse noch ganz ist und in der Fassung sitzt. Also: Vorsicht beim Verstellen des Tubus nach unten, bei starken Objektiven blickt man seitlich über das Präparat und senkt vorsichtig den Tubus (zuletzt mit dem Feintrrieb), bis die Frontlinse des Objektivs unmittelbar über dem Deckglas steht. Dann blickt man in das Instrument und hebt den Tubus langsam, bis das Bild scharf erscheint. Bei der Anwendung dieses kleinen Kniffs passiert dem Objektiv und dem Präparat nie etwas, wenn man aufpaßt. Die Frontlinsen der Trockenobjektive kann man von Zeit zu Zeit einmal mit einem ebenfalls sehr weichen Läppchen und Anhauchen vorsichtig putzen, die Frontlin-

sen der Immersionsobjektive müssen nach Beendigung der Beobachtung vom Immersionsöl gereinigt werden. Alkohol darf dazu nicht benutzt werden, vielmehr nimmt man entweder reines Benzin oder Benzol und befeuchtet ein weiches Läppchen mit wenigen Tropfen einer dieser Flüssigkeiten (Vorsicht wegen Feuergefahr!) Dann dreht man das Objektiv mit der Frontlinse unter schwachem Druck auf dem befeuchteten Läppchen, feuchtet notfalls nochmal an und wischt zum Schluß mit einer trockenen Stelle des Lappens nach. Sehr vorteilhaft ist es, danach die Frontlinse mit einer Lupe anzusehen und sich davon zu überzeugen, ob auch kein Ölrest verblieben ist. Da das Öl mit der Zeit verharzt und erhärtet, würde es allmählich die Leistung des Objektivs stark behindern. Vor irgendwelchem Auseinandernehmen der Objektive ist dringend zu warnen, vor allem starke

Systeme würden dadurch sicher in ihrer Leistung gestört. Es ist dies auch gar nicht notwendig, da bei normalem Gebrauch in das Innere von Objektiven nichts eindringen kann.

Die Okulare sind von Zeit zu Zeit auf ihren äußeren Glasflächen mit weichem Läppchen zu putzen, besonders die Augenlinsen können gelegentlich durch die Augenwimpern fettig verschmiert werden. Auf keinen Fall tue man beim Putzen der Optik des Guten zuviel; nicht jedes kleine Stäubchen schadet, aber allzu häufiges Putzen oder gar unsachgemäßes Putzen ist für die empfindlichen Flächen vom Übel. Alle Objektive und Okulare, die zeitweise nicht benutzt werden, sollen in ihren Kapseln oder im Schrank des Instruments verbleiben, sofern die vorhandenen Objektive nicht am Revolver sitzen.

Winke fürs Labor

Ein selbstgebauter Einbettungsofen unter Verwendung eines Thermostatbügeleisens

Von Ulrich K r o p p, Jever

Wer nicht ständig Paraffinschnitte herzustellen hat, kann sich die Kosten eines käuflichen Einbettungsofens ersparen, indem er sich diesen mit einfachen Mitteln selbst herstellt.

STEHLI (1) schlägt ein Verfahren vor, bei dem in einem Blechbehälter mit Hilfe einer Spiritusflamme Wasser erhitzt wird. In den Wasserbehälter ragt ein anderer Behälter, der das Paraffin und die einzubettenden Objekte aufnimmt. Durch Verschieben der Spiritusflamme wird die Temperatur geregelt. Das Wasser dämpft die Temperaturschwankungen.

Ein anderes Verfahren (2) besteht darin, daß man einen Kasten aus Asbest mit einer Glühlampe erhitzt. Durch wechselweises Ein- und Ausschalten wird die Temperatur annähernd konstant gehalten.

Wer ein Thermostatbügeleisen besitzt, kann sich leicht einen Einbettungsofen bauen, bei dem er nur wenig zu schalten braucht:

Ein Thermostatbügeleisen wird mit der Heizplatte nach oben in einen Kasten gestellt. Wenn man sich auf die übliche Einbettungstemperatur von 50 bis 60° C beschränkt, genügt ein Sperrhholzkasten. Allerdings ist dann darauf zu achten, daß zwischen dem Holz und der Heizplatte immer noch ein Abstand

bleibt. Bei meinem Bügeleisen erwies sich die Einstellung auf „Wolle“ als die für den Schrank günstigste. Die Anheizzeit betrug dann eine halbe Stunde.

Die Rückwand des Kastens ist abnehmbar, so daß das Bügeleisen jederzeit leicht herausgenommen werden kann. Oberhalb der Heizplatte liegt mit etwa 5 mm Abstand eine Asbestplatte. Darüber befindet sich der Arbeitsraum. Günstig ist ein flacher, nur wenige Zentimeter hoher Arbeitsraum, der nicht wesentlich größer ist als die Heizplatte des Bügeleisens. Man erreicht

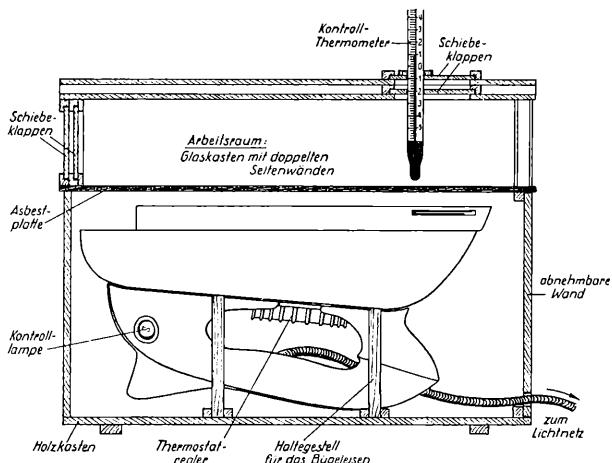


Abb. 1: Erklärung im Text

dadurch eine verhältnismäßig gleichmäßige Erwärmung des Raumes.

Der Arbeitsraum wird von doppelten Glasscheiben umgeben (sauber geschnitten Glasscheiben, an den Kanten mit Tesadur verbunden). Nun regelt der Thermostat des Bügeleisens zwar die Temperatur im Bügeleisen, die Temperatur im Arbeitsraum des Wärmeofens ist jedoch außer von der Temperatur des Bügeleisens auch noch von der Zimmertemperatur abhängig. Das macht noch Lüftungsklappen notwendig.

Seitwärts und oben werden Schiebeklappen aus Holz angebracht, die der Regulierung dienen. In den Arbeitsraum ragt ein Thermometer zur Kontrolle der Temperatur im Innenraum.

Vorteilhaft ist es, die das Paraffin und die Objekte aufnehmenden Gefäße nicht einfach auf die Asbestplatte zu stellen,

sondern sie in den Arbeitsraum zu hängen. Man erreicht dadurch eine weitere Dämpfung der Temperaturschwankungen, die das automatische Ein- und Ausschalten des Bügeleisens mit sich bringt.

Mit dem hier beschriebenen Schrank mache ich seit zwei Jahren gute Erfahrungen. Um die Einbettungszeit zu verkürzen, benutze ich an Stelle von Paraffin Cremolan (3). Für botanische Objekte genügt eine Einbettungsdauer von etwa drei Stunden. Meist genügt ein ein- bis zweimaliges Regulieren mittels der Luftklappen, um die Temperatur für den Rest der Zeit konstant zu halten. Die Schwankungen betragen im allgemeinen nicht mehr als $\pm 1^\circ\text{C}$.

Literatur

1. Stehli-Kaudewitz, Arbeitsgerät des Biologen — selbst gebaut
2. Mikrokosmos 45, S. 238, 1956
3. Schwarz und Vester, Cremolan. Z. f. wiss. Mikroskopie, Bd. 61, Heft 6 (1953)

Einfache Methoden zur Untersuchung der Temperaturabhängigkeit mikroskopischer Vorgänge

Von R. Jarosch, (Mikrobiologische Station der Stadt Linz, Leiter: Prof. E. Schild)

Meist wird bei Zimmertemperatur mikroskopiert, wobei die verschiedenen mikroskopischen Bewegungerscheinungen stets nur in einem gewissen Temperaturbereich beobachtet werden (ca. 20°C). Früh hat man aber schon versucht, das Verhalten besonders der Mikroorganismen auch bei verändertem Temperaturzustand zu studieren. Für rein qualitative Temperaturerhöhungen sei hier an den heizbaren

Objektträger nach METZNER (1) erinnert. Eine billige Vorrichtung gleicher Art kann man sich selber herstellen, indem man ein Stück Heizspirale z.B. aus einer alten elektrischen Kochplatte etwas breitklopft, um zwei Schrauben mit flachem Kopf windet und die Schrauben dann mit Metallfix auf einen Objektträger klebt (Abb. 1). Die Stromzufuhr erfolgt am besten durch zwei Spiralen aus gut isoliertem Kupferdraht,

der durch kleine Klemmen an den Schrauben befestigt wird. Der Strom kann direkt aus dem Netz bezogen werden unter Dazwischenschaltung eines elektrischen Bügeleisens oder einer Kochplatte (Vorsicht beim Arbeiten an dem stromdurchflossenen Präparat!). Diese Anordnung ist nur sehr geschulten Bastlern zu empfehlen. Für den Ungeübten besteht dabei recht große Gefahr: nicht nur das Berühren des Objektträgers kann gefährlich werden, bei nachlässiger Ausfüh-

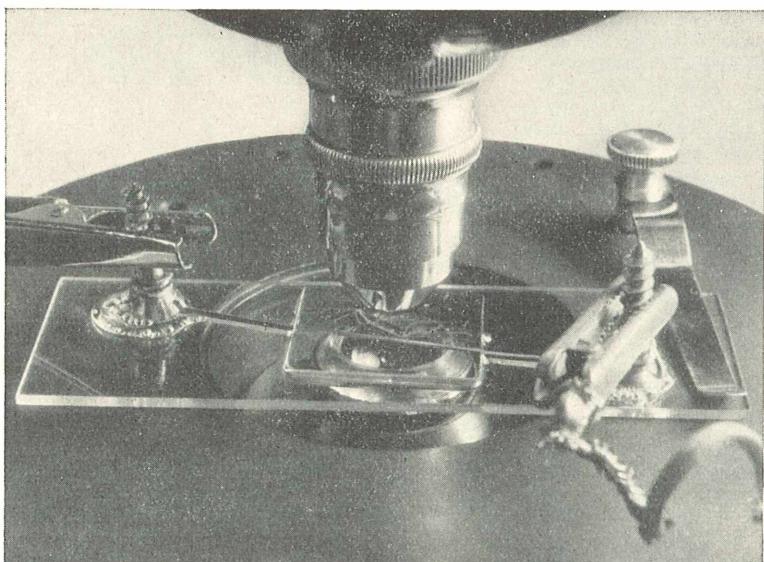


Abb. 1: Leicht herstellender heizbarer Objektträger für schnelle Temperaturerhöhungen (Beschreibung im Text)

rung kann sogar das ganze Mikroskop unter Spannung stehen. Wer sicher gehen will, bringt besser den Strom zuvor mit einem Transistor auf eine ungefährlich niedere Spannung und schaltet dann in den Stromkreis eine Niedervoltleuchte. An Stelle des Transistor kann man auch einen Akku verwenden.

Esempfiehlt sich, nur kurzfristige Erwärmungen zu setzen, etwa mit Hilfe eines Druckschalters, um keine zu starke Erhitzung zu bewirken. Die Vorrichtung gestattet eine sehr schnelle Erwärmung des Präparates, und man ist überrascht von der augenblicklichen Reaktion der Lebensbewegungen (z. B. Verdoppelung der Strö-

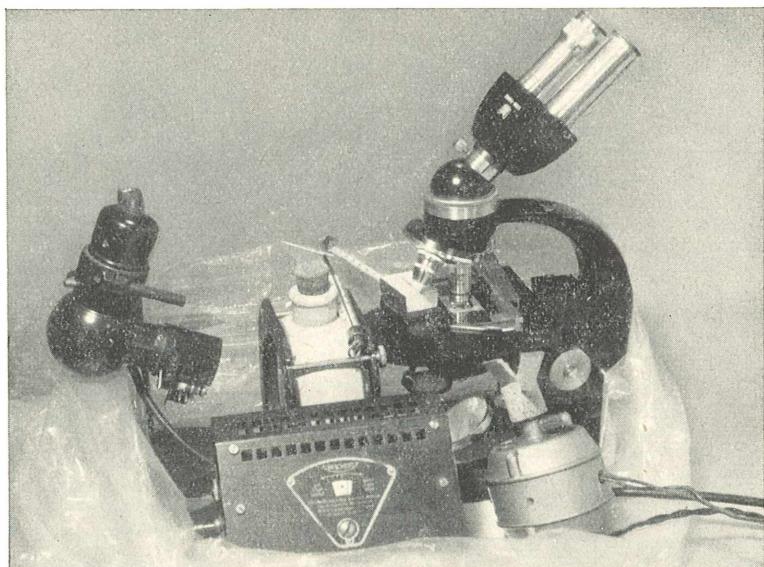


Abb. 3: Einfache Anordnung für quantitative Wärmeversuche. In der Mitte vorne der Heizkörper, dahinter eine Kühlküvette, auf der ein Vergleichsthermometer liegt. Am Mikroskopisch das Blockthermometer. Das Präparat ist mit dem Ölimmersionsobjektiv der Anoptralphasenkontrasteinrichtung von Reichert eingestellt. Rechts vorne der Ventilator. Die Geräte stehen in einem Plastiksack, der heruntergeschlagen ist.

mungsgeschwindigkeit des Protoplasmas in Pflanzenzellen, Erhöhung der Schlagfrequenz von Wimpern und Geißeln usw.

Für quantitative Untersuchungen der Temperaturabhängigkeit gibt es verschiedene Möglichkeiten. Seit MAX SCHULTZE sind zur Erwärmung hauptsächlich Heiztische verwendet worden, die auf den Mikroskopisch gelegt und durch die Gasflamme, warmes Wasser oder elektrisch erwärmt wurden. Abgesehen von der Kostspieligkeit dieser Apparate zeigen die meisten von ihnen aber auch technische Mängel. So erfolgt bei der Anwendung von stärkeren Vergrößerungen und besonders bei der Ölimmersion meist eine Wärmeableitung nach oben, so daß am Objekt eine geringere Temperatur herrscht als am Heiztisch, der das Thermometer trägt. Dieser Mangel konnte bereits beim alten PFEFFERSchen Heiztisch beseitigt werden, in dem das Objektiv miterwärm wurde (nähtere Beschreibung vgl. 1). Ein zweiter großer Mangel ist die Dicke der Heiztische, die eine höhere Apertur bei der Kondensorbeleuchtung unmöglich macht. Gerade aber bei kleinen, schwer sichtbaren Vorgängen, die Phasenkontrast bzw. Immersionsdunkelfeldkondensoren verlangen (z. B. Protoplasmafibrillenbewegungen, Geißelbewegungen, pulsierende Vakuolen u. a.) ist diese hohe Apertur notwendig. Hier hilft nun nichts anderes als die Erwärmung des ganzen Mikro-

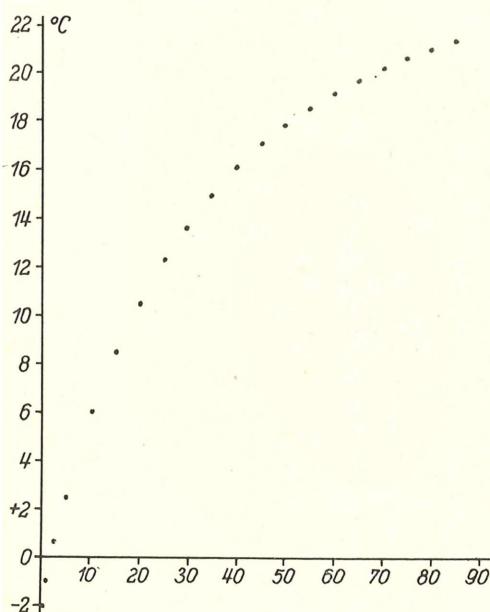


Abb. 2: Erwärmungskurve eines auf -2°C abgekühlten Mikroskopes in einem Raum mit $+22^{\circ}\text{C}$ Lufttemperatur. Abszisse: Zeit in Minuten, Ordinate: Temperatur des Mikroskopes

skopes. Dies konnte zuerst im Wärmekasten nach PREIFFER durchgeführt werden. Für Abkühlungsversuche hat MOLISCH einen Gefrierapparat angegeben, der ebenfalls das ganze Mikroskop niedrigen Temperaturen aussetzt (Näherte Beschreibung dieser beiden Kästen vgl. 2).

Anstelle dieser teuren Einrichtungen, die für das jeweilige Mikroskop eigens gebaut werden müssen, kann ein einfaches Verfahren empfohlen werden, das eine quantitative Untersuchung der Temperaturabhängigkeit auch kleinster, nur mit Ölmersion im Phasenkontrast oder mit Dunkelfeld-Immersionskondensor sichtbarer Objekte gestattet. Dazu ist ein Thermometer notwendig, wie es auch bei elektrischen Heiztischen Anwendung findet. Es ist in einen Metallblock einsetzbar, der einfach auf den Mikroskopisch gestellt wird und dieselbe Temperatur zeigt wie dieser. Der Metallblock, am besten ein Stück Blei oder Zinn, das man in die gewünschte Form gießen kann, erhält eine Bohrung, in die ohne Luftraum der Quecksilberbehälter des Thermometers eingeführt wird. Der Block muß mit glatter Fläche am Mikroskopisch aufliegen (vgl. Abb. 3). Wird nun das Mikroskop samt Blockthermometer abgekühlt oder erwärmt und dann in einen Raum mit Zimmertemperatur gebracht, so zeigt das Blockthermometer infolge der gegenüber Luft viel schnelleren Wärmeleitung im Metall stets die Mikroskop- bzw. Präparattemperatur an. Es dürfen natürlich nur Mikroskopische aus Metall verwendet

werden, wie sie an den meisten Mikroskopen ja üblich sind.

Die Abkühlung erzielt man am einfachsten, indem man das Mikroskop mit eingestelltem Präparat bei winterlicher Kälte ins Freie stellt, am besten auf Schnee, oder bei warmer Witterung in einen Kühlenschrank. Wenn das Blockthermometer die notwendig tiefe Temperatur anzeigt, so bringt man das Mikroskop schnell in den Beobachtungsraum und beginnt sofort mit der geplanten Messung. Nur die Augenlinsen der Okulare und der Mikroskopspiegel zeigen mitunter einen leichten Be- schlagnahme.

In Abb. 2 ist die Erwärmungskurve eines normalen Mikroskopes wiedergegeben. Im dargestellten Fall war die winterliche Lufttemperatur -3° C. Das Mikroskop wurde auf den eisbedeckten Boden gestellt, und seine Temperatur war nach ca. 30 Minuten -2° C. Hierauf wurde es in einen gut geheizten Raum gebracht ($+22^{\circ}$ C) und erwärmte sich in 90 Minuten nach der dargestellten Exponentialkurve. Diese Zeitspanne läßt genügend Messungen zu, wie aus Abb. 5 ersichtlich ist. Auch ändert sich die Temperatur langsam und kontinuierlich, was bei Organismen Irradiationswirkungen sehr vermindert, die bei Temperatursprüngen auftreten können.

Will man höhere Temperaturen erreichen als die Zimmertemperatur, so muß das Mikroskop erwärmt werden, doch kann anstelle eines Wärmekastens ein großer, durchsichtiger Plastiksack Verwendung finden (vgl. Abb. 4, in Abb. 3 heruntergeschlagen). Als Wärmequelle genügt eine elektrische Kochplatte (ca. 500 Watt), doch leistet auch ein anderer Heizkörper gute Dienste, wie in Abb. 3 ein alter Lampenwiderstand von Reichert, der innerhalb der Plastikhülle einfach neben das Mikroskop gestellt wird. Der Heizkörper darf nicht zu stark sein, sonst schmilzt die Hülle über ihm. Unbedingt notwendig ist die gleichmäßige Erwärmung des



Abb. 4: Die Anordnung im Betrieb. Der Plastiksack umgibt alle Geräte und ist durch Klammern geschlossen. Nur die Okularstutzen ragen heraus

Luftraumes, was mit Hilfe eines Ventilators erreicht wird. Hier läßt sich jeder kleine Elektromotor verwenden, wenn man den Propeller durch ein Stück Karton improvisiert, das in einem Korkstöpsel steckt (vgl. Abb. 3). Zwischen Mikroskopierlampe und Mikroskop erkennt man in Abb. 3 noch eine große wassergefüllte Kühlküvette, welche die zusätzliche Erwärmung des Präparates durch Wärmestrahlung seitens der Lichtquelle möglichst verhindern soll. Die Lufttemperatur innerhalb der Plastikhülle ist an einem Vergleichsthermometer abzulesen. Die Abb. 4 zeigt die ganze Anordnung im Betrieb. Der Plastiksack ist durch Klammern geschlossen. Die Mikroskopschrauben können durch die Hülle bedient werden.

Mit Hilfe der angegebenen Vorrichtung lassen sich leicht Temperaturen von 50° C und mehr erreichen, was für biologische Untersuchungen völlig genügt. In Abb. 5 ist die Abhängigkeit der Protoplasmaströmungsgeschwindigkeit einer Characeen-Zelle von der Temperatur dargestellt. Die Werte ergaben sich aus gestoppten Durchgangszeiten von Plasmateilchen entlang einer gemessenen Strecke. Die Kurve A ist nach den sehr genauen Messungen von LAMBERS (3) zum Vergleich eingezeichnet. Die Kurve B stammt aus eigenen Messungen mit der angegebenen Methode. Im Bereich von 0—8° C wurde mit Olimmersion gemessen, in den Bereichen darüber mit einem schwächeren Trocken- system. Die Inbetriebnahme der Erwärmungseinrichtung erfolgte schon zu einem Zeitpunkt, als die Mikroskoptemperatur etwa +10° C betrug. Ab 36—37° C ist bei maximaler Geschwindigkeit bereits eine Schädigung des Protoplasmas zu bemerken, die bald eine Verminderung der Strömungsgeschwindigkeit zur Folge hat. Die

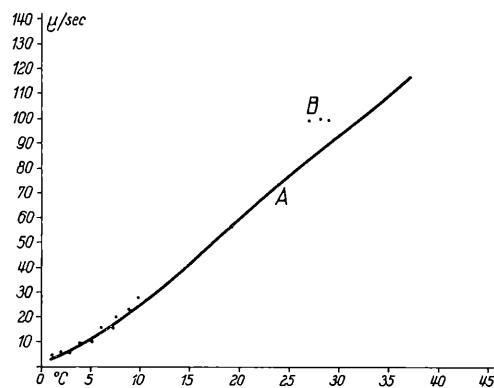


Abb. 5: Eine mit Hilfe des angegebenen Verfahrens vorgenommene Untersuchung: Abhängigkeit der Characeen-Protoplasmaströmungsgeschwindigkeit von der Temperatur. Ordinate: Strömungsgeschwindigkeit in μ pro Sekunde, Abszisse: Temperatur. Die Kurve A ist nach Messungen von LAMBERS (1925) zum Vergleich gezeichnet. Die Punkte, welche die Kurve B bilden, zeigen die Werte der eigenen Messungen.

nahezu gleiche Lage dieses Bereiches und die große Ähnlichkeit der Kurven läßt die im Hinblick auf ihre Einfachheit relativ große Genauigkeit der angegebenen Methode erkennen.

L iter atur

1. SEIFFERT W., Wärme und Licht in der mikrobiologischen Technik. In Handb. der mikrobiologischen Technik, herausgegeben von R. Kraus und P. Uhlenhut, Bd. II, p. 116, Urban und Schwarzenberg, Berlin, Wien 1923.
2. BUSSON B., Die Untersuchung des ungefärbten Objekts. In Handb. der mikrobiol. Technik, herausgegeben von R. Kraus und P. Uhlenhut, Bd. I, p. 136. Urban und Schwarzenberg, Berlin, Wien 1923.
3. LAMBERS M. H. R., Proc. Konink. Akad. Wet. Amsterdam 28, 340, (1925).

Kleine Mitteilungen

Beobachtungen an Kernen lebender Zellen sind meist wegen der geringen Brechungsunterschiede zur Umgebung sowie der Überlagerung durch andere Zellorgane erschwert, gelingen aber unschwer bei Oberhauptzellen der Zwiebelschuppen des Schneeglöckchens (*Galanthus nivalis* L.), die sich insbesondere zur Blütezeit nach Infiltration mit Leitungswasser leicht abheben lassen. Die eiförmigen bis spindelförmig ausgezogenen, nach der Zellachse ausgerichteten Kerne von etwa 0,02 mm Längs- und 0,01 mm Querausdehnung zeigen im Hellfeld klare dichte Kernhüllen (Membranen), 1—2 Kernkörperchen (Nukleoï), Chromatinnetzwerk und Chromatin-körnchen (Grana). Bei Phasenkontrastbeleuchtung treten die Formänderungen und Bewegungen der rundlichen bis fädigen Kernkörnchen deutlich hervor. Nach Zellverletzungen durch Einstiche oder Quetschungen erscheinen unregelmäßige Kernformen mit glasigem Innern, die schrumpfen und infolge von Entmischungsvorgängen nach dem Absterben stark netzig strukturiert sind.

V. SORAN: A new object for studying the structure of the living nucleus. Naturwiss. (Berl.) 46, 116 (1959) Dr. Gerh. Föllmann, Braunschweig

Neues über die Struktur des Bakterienzellkerns. Im Arbeitskreis von Prof. G. PIEKARSKI am Hygiene-Institut der Universität Bonn haben vergleichende Untersuchungen an den Chromosomen des Dinoflagellaten *Amphidinium elegans* und *Bacillus megaterium* neue Aufschlüsse über die Struktur des Zellkerns der Bakterien erbracht. In Dünnschnitten durch *Bacillus megaterium* erwiesen sich die chromosomal Strukturen dieses Bakteriums als große Schrauben mit bis zu 5 Windungen und zeigten damit ein ganz ähnliches Bild wie die Chromosomen des genannten Dinoflagellaten. Darüber hinaus konnte festgestellt werden, daß diese „Großschrauben“ der Bakterien selbst wieder aus schraubig angeordneten Strukturen makromolekularer Größenordnung („Kleinschrauben“) aufgebaut sind. Damit gleichen sie auch in ihrer Feinstruktur weitgehend den Flagellaten-Chro-

mosomen, wie sie 1957 von K. G. GRELL und Mitarb. beschrieben worden sind. Schließlich ergab eine genauere Analyse der „Großschrauben“, daß sie zumindest in einem Teil der nicht in Teilung befindlichen Kerne offenbar aus 2 ineinander geschobenen Schrauben bestehen. Aus ihren Befunden zogen die Forscher den Schluß, „daß der Kern von *Bac. megaterium* ein einziges Chromosom enthält, das offenbar aus zwei Chromatiden besteht kann.“

P. GIESBRECHT, Die Naturwissenschaften 45, 473, 1958.
Prof. Dr. W. J. Fischer

Anwendung von Pektinase auf Austriche von Pollenschläuchen und Pollennutterzellen. Griffel von *Physalis*-Arten werden 48 Std. nach Pollenbelegung 12–24 Std. in Carnoy (Alkohol-Chloroform-Eisessig 3:2:1) fixiert und sogleich in 5% Lösung des nach SETTERFIELD dargestellten Enzyms eingelegt (5 g gelöst in 100 ml dest. Wasser, gefiltert und mit n-HCl auf pH 4 eingestellt). Nach einem weiteren Tage wird mittels Pinsel für 24–36 Std. in eine Mischung aus 15 Tl. wässriger Lichtgrünlösung + 1 Tl. Fuchsin-Lichtgrünlösung nach DARLINGTON und LACOUR (The Handling of Chromosomes, London 1947) übertragen. Eingeschlossen wird in Glycerin unter Deckglas. Zur Darstellung von Pollennutterzellen werden die frischen Staubbeutel 45–60 Min. in einige Tropfen der 4–5% Enzymlösung gelegt und nach Übertragen auf einen neuen Objektträger in einem Tropfen Essigsäure-Karminkazeriert und unter Deckglas untersucht. (K. K. PANDEY und R. D. HENRY, Stain Techn. 34, 19–22, 1959.—G. SETTERFIELD u. Mitarb., ebendort 29, 113–120, 1954.) H. H. Pfeiffer

Darstellung der Chromosomen in Eiern der Taufliege (*Drosophila*). Man läßt die Eier einige Minuten aus 5% Natriumphypochlorit Wasser aufnehmen und so das Chorion lösen, das dann durch aufgetropftes destilliertes Wasser völlig getrennt wird. Bei manchen andern Insekten-eiern kann diese Arbeit unterbleiben. Einzeln werden die Eier mit einer Nadel punktiert, damit zum Haften am Objektträger gebracht und bis zu einigen Tagen in KAHLS Flüssigkeit fixiert (30 ml destilliertes Wasser + 15 ml absol. Alkohol + 6 ml 40% Formaldehyd + 1 ml Eisessig). Je 2–5 Min. 70, 95 und 100% Alkohol. Plasmalreaktion gebende Eianteile müssen bis zu 18 Std. mit einer Mischung 1:1 aus Methylalkohol und Chloroform behandelt werden. Dann wird je 2–5 min. bei 37° C durch die Alkoholserien (100, 95, 70, 50, 30%) geführt und ca. 1/4 Std. bei 60° C mit n-HCl behandelt, in Wasser gespült und 1/2–2 Std. in leukobasischem Fuchsin oder in sulfonierten Azur A gefärbt. Es folgen drei Spülungen in schwefliger Säure je 3–5 Min. und fünf Spülungen in Wasser je 2–3 Min., die Durchführung durch die aufsteigenden Alkoholreihen je 2–5 Min., die Aufheilung und Montierung.

(R. C. v. BORSTEL und D. L. LINDSLEY, Stain Techn. 34, 23–26, 1959.) H. H. Pfeiffer

Beitrag zur speziellen Anfärbarkeit von Plasmazellen. An der Klinik des Verf. fand man eine besondere Färbekombination, die neben den anderen Plasmazellfärbungen geeignet ist, weitere Aussagen über das Zellverhalten zu ermöglichen.

Färbung: Fixierung der dünnen lufttrockenen Austrichpräparate für 5 min. in Methylalkohol, dann Färbung in Orange-G „Pa“ Ciba 221 86 S für 3 Min. Kurz abspülen mit Aqu. dest., erneut färben mit Polychrome stain „PA“ Ciba 221 89 S und anschließend Spülung mit 95%igem Alkohol. Lufttrocknung. Überfärbung (5 Min.) mit polychromem Methylenblau nach UNNA, Spülung mit dest. Wasser und Lufttrocknung.

Das Plasma der Plasmazellen ist tiefdunkelblau, Erythrozyten- und Leukozytenplasma sind rötlich gefärbt.

Diese Methode gestattet die Differenzierung von Einzelheiten im Innern der Plasmazellen.

R. DROSTE (II. Med. Univ.-Klin. und Poliklin. Hamburg - Eppendorf): Klin. Wschr. 36, (1958) 11:538.
Dr. Petschke

Die Papierchromatographie von Flechtenstoffen hat in den letzten Jahren an Interesse gewonnen, da sich zeigen ließ, daß zahlreiche Flechensäuren antibiotische Eigenschaften haben. Bereits heute sind mehr als 70 verschiedene Flechensäuren vom Depsid-, Depsidon-, Dibenzofuran- und Pulvinsäure-Typus bekannt und in ihrer chemischen Konstitution aufgeklärt. Das Material (50–100 mg) wird zur Untersuchung in lufttrockenem Zustand zerkleinert und in Chloroform, Benzol, oder Aceton unter Aufkochen extrahiert. Der Extrakt kann unmittelbar oder nach Einengen auf dem Wasserbad auf das Chromatographier-Papier aufgetropft werden. Als Lösungsmittel bei der Papierchromatographie (vgl. Mikrokosmos 42, 234 (1953); 44, 35 (1954); 46, 235 (1956) dient zweckmäßigerweise n-Butanol-Athanol-Wasser (Verhältnis: 4:1:5) oder n-Butanol-Aceton-Wasser (5:1:2). Für die Lokalisierung und die Identifizierung der Flechtenstoffe dient nach der Trennung deren Eigenfluoreszenz in kurzwelligem ultraviolettem Licht (254 m μ ; Quecksilber-Niederdruckbrenner NN 15/44 Hanau). Die Fluoreszenz kann in einigen Fällen durch Einwirkung von Ammoniak-Dämpfen auf das Chromatogramm verstärkt werden. Will man das Bild der Verteilung festhalten, so fertigt man eine Kontaktkopie auf Agfa-Dokumentenpapier aus 120 cm Abstand von der UV-Lampe an (Photoprint-Verfahren). Die Belichtungszeit ist je nach Art und Menge der vorhandenen Stoffe eine bis mehrere Sekunden. Spuren von Flechtenstoffen (bis 5 μ g Usninsäure) lassen sich durch Besprühen der Papiere nachweisen. Dazu verwendet man entweder p-Phenyldiamin in 0,01%iger alkoholischer Lösung oder diaziotiertes Bendizin; das letztere Reagenz stellt man sich auf folgende Weise her: Lösung I besteht aus 5 g Benzidin (Merck) gelöst in 14 ml konz. Salzsäure und mit destilliertem Wasser auf 1000 ml aufgefüllt, Lösung II enthält in 1000 ml dest. Wasser gelöst 100 g Natriumnitrit. Vor Gebrauch werden Lösung I und II im Verhältnis 1:1 gemischt. Der schnelle Nachweis der Inhaltsstoffe der Flechten spielt für die Identifizierung der Arten eine zunehmende Rolle.

(D. HESS: Über die Papierchromatographie von Flechtenstoffen. Planta 52, 65–76, 1958. C. A. WACHTMAYER: Flechensäuren. In: LINSKENS, Papierchromatographie in der Botanik, Berlin-Göttingen-Heidelberg 1955).

Prof. Dr. H. F. Linskens

Einwirkung von Bakterien auf Glas. Schon bisher war bekannt, daß verschiedene sehr kleine (ϕ 0,5–1 μ) autotrophe Bakterien auf anorganischem Material existieren können. Nun haben F. OBERLIES vom Max-Planck-Institut für Silikatforschung und G. POHLMANN vom Institut für Hygiene und Mikrobiologie je in Würzburg die Einwirkung von Bakterien auf Glas genauer untersucht. Saubere Deckgläser wurden bei Zimmertemperatur über 4 Wochen in eine mit verschiedenen Bakterien angereicherte Kulturlösigkeit (mit Gartenerde infizierte Schweinejauche) gelegt. Nach gründlicher Säuberung mit Wasser und fettlösenden Flüssigkeiten wurden die Oberflächen der Deckgläser mit Hilfe von Abdruckverfahren elektronenmikroskopisch untersucht. Es ergab sich u. a., daß an einer Stelle, an der sich ein fast 2 μ langes Bakterium befunden hatte, die Glasoberfläche bis fast 0,1 μ vertieft war. (F. OBERLIES und G. POHLMANN, Die Naturwissenschaften 45, 487, 1958).

Prof. Dr. W. J. Fischer

Abwasserbiologischer Herbstkurs an der Bayerischen Biologischen Versuchsanstalt München

Ein Kurs über das Thema „Möglichkeiten und Grenzen der Beseitigung von Giften und radioaktiven Substanzen in städtischen und industriellen Abwässern“ findet vom 5.—9. Oktober 1959 statt. Leitung: Prof. Dr. R. Demoll und Prof. Dr. H. Liebmann. Kursgebühren für den Fortbildungskurs einschließlich der Fahrtkosten für die Exkursion: DM 60.—. Anmeldung für den Fortbildungskurs bis zum 20. September 1959 an Prof. Dr. H. Liebmann, Bayerische Biologische Versuchsanstalt, München 22, Veterinärstraße 13, unter Überweisung der Kursgebühren auf das Postscheckkonto von Prof. Dr. H. Liebmann, Postscheckamt München, Konto-Nr. 665 50.

Die Abwasserbiologischen Kurse im Jahre 1960 finden an folgenden Terminen statt: 1. Einführungskurs vom 7.—11. März 1960. 2. Fortbildungskurs vom 3.—7. Oktober 1960 mit dem Thema: „Schädliche Organismen im Frischwasser und Abwasser und die Methoden ihrer Bekämpfung“.

Archiv ungedruckter wissenschaftlicher Schriften bei der Deutschen Bibliothek

Die Deutsche Forschungsgemeinschaft hat im Zusammenwirken mit der Deutschen Bibliothek in Frankfurt am Main ein Archiv für wertvolle wissenschaftliche Manuskripte eingerichtet, die aus finanziellen Gründen nicht oder nur auszugsweise gedruckt werden können. Das Archiv will diese Manuskripte für die Forschung erhalten und durch bibliographische Anzeige sowie durch Ausleihe zugänglich machen.

Zur Aufnahme in das Archiv sind vorgesehen:

1. Arbeiten, die der Deutschen Forschungsgemeinschaft vorgelegen haben und von ihr als wissenschaftliche Leistungen anerkannt worden sind, deren Druck aber nicht finanziert werden kann, weil ihre Thematik einen allzu begrenzten Kreis von Spezialisten interessieren würde.
2. Arbeiten — auch fremdsprachige —, die wegen ihres Umfanges nur auszusweise in einer wissenschaftlichen Zeitschrift gedruckt werden können.
3. Materialsammlungen zu bereits gedruckten wissenschaftlichen Arbeiten.
4. Manuskripte, die auf wissenschaftlichen Kongressen nur auszugsweise vorgetragen und in Kongreßberichten nur gekürzt veröffentlicht werden konnten.
5. Sonstige Arbeiten, deren Aufnahme dem Archiv von anerkannten wissenschaftlichen Verlegern oder Forschern empfohlen wird und die in das Archiv aufzunehmen der Deutschen Bibliothek tunlich erscheint.

Dissertationen und Habilitationsschriften sind nicht zur Aufnahme in das Archiv vorgesehen, da sie im „Jahresverzeichnis der deutschen Hochschulschriften“ angezeigt werden.

Die Anträge können von den Autoren selbst bzw. mit deren Einwilligung von der Deutschen Forschungsgemeinschaft, den Redaktionen wissenschaftlicher Zeitschriften oder von wissenschaftlichen Verlegern und Forschern gestellt werden.

Das Archiv benötigt jeweils zwei broschierte oder gebundene Exemplare der Arbeit — eines für die Archivierung, eines für die Ausleihe — im Format DIN A 4 und einseitig mit Schreibmaschine geschrieben. Ein Exemplar kann als Durchschlag (ausnahmsweise auch als Mikrofilm) geliefert werden. Außerdem ist ein Kurzreferat in Stichworten (bis zu fünf Schreibmaschinenzeilen) über Problem und Ziel der Arbeit erwünscht, das als Vorlage für eine Bibliographie raisonnée dienen kann.

Die eingereichten Arbeiten werden bibliographisch angezeigt: durch die Veröffentlichung der Titel und einer kurzen Inhaltsangabe zunächst im Wöchentlichen Verzeichnis der Deutschen Bibliothek, später in einer eigenen, regelmäßig erscheinenden Bibliographie raisonnée und, soweit möglich, auch in den Literaturübersichten der Fachzeitschriften.

Kosten erwachsen dem Verfasser aus der Archivierung und Anzeige seiner Arbeit nicht; das Recht, sie im Falle nachträglicher Drucklegung aus dem Archiv zurückzuziehen, bleibt ihm gesichert. Das Urheberrecht des Verfassers ist ebenso wie bei gedruckten Schriften geschützt.

Frankfurt am Main, Untermainkai 14
Archiv ungedruckter wissenschaftlicher Schriften

Bücherschau

Franz Bükatsch: Nahrungsmittelchemie für Jedermann, 114 S. mit 50 Abbildungen, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1959. Kart. 9.80 DM.

Das Buch ist der 39. Band der Handbücher für die praktische naturwissenschaftliche Arbeit. Da neuere Bücher, die einen größeren Leserkreis auf experimenteller Grundlage in die Nahrungsmittelchemie einführen, fehlen, ist dieser Band sehr zu begrüßen. Es ist erstaunlich, welche Stofffülle der Verfasser auf den stark 100 Seiten bewältigt. Das 1. Kapitel enthält qualitative und quantitative Bestimmungen der Grundstoffe unserer Nahrung (Kohlenhydrate, Eiweißstoffe, Fette, Mineralstoffe und Vitamine). Im 2. Kapitel finden sich zahlreiche Untersuchungen von pflanzlichen und tierischen Nahrungsmitteln, Getreidemitteln, Gewürzen, Konservierungsmitteln, chemischen Süßstoffen, alkoholischen Getränken, Essig u. a. m. Das 3. Kapitel schließlich befasst sich mit der Verwertung der Nahrung im Körper (Verdauung, Brennwert). Den Experimenten zu den einzelnen Sachgebieten werden jeweils kurze Einführungen vorausgeschickt.

Die stattliche Zahl von 152 „einfachen“ Versuchen bietet dem Leser reichlich Gelegenheit zu eigener Betätigung. Die Versuche sind zwar einfach in der Durchführung, setzen jedoch teilweise chemische Kenntnisse und Erfahrung im Experimentieren voraus. Es ist erfreulich, daß das Buch auch moderne Trennungsverfahren berücksichtigt. So findet die Papierchromatographie weitgehend Anwendung zur Identifizierung von Aminosäuren, Zuckerarten, Vitamin C und Fettsäuren. Der Verfasser hat sich bemüht, den Apparateaufwand möglichst gering zu halten. Vielfach werden auch Anregungen zum Selbstbau gegeben.

Das interessante und anregende Buch ist verständlich und klar geschrieben. So wird es wohl jeder, der mit der Chemie etwas vertraut ist, mit Gewinn lesen. Der Chemie- und Biologielehrer kann dem Buch viele eindrucksvolle Versuche für Unterricht und Schülerübungen entnehmen. Da das Thema z. Zt. hochaktuell ist (Neufassung des Lebensmittelgesetzes), verdient das Buch einen großen Leserkreis.

Dr. W. Heiligmamn

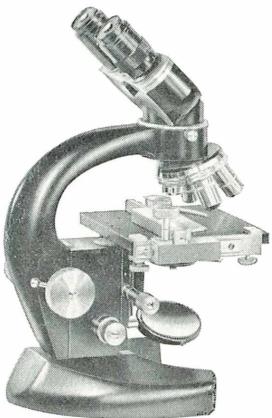
Herausgeber und Schriftleiter: Dr. Dieter Krauter, Stuttgart / Printed in Germany / Ohne Genehmigung des Verlags ist es nicht gestattet, einzelne Beiträge oder Teile abzudrucken oder auf photomechanischem Wege (Photokopie, Mikrokopie) zu vervielfältigen / Verantw. f. d. Anzeigenteil: G. Ballenberger, Stuttgart / Druck: „Schwarzwalder Bote“, Oberndorf/N. / Der „Mikrokosmos“ erscheint monatl., Bezugspreis vierteltl. DM 6.—, Postbezugspreis DM 6.15. Bezugspreis für Studenten DM 18.— im Jahr.

KARL KAPS

Mikroskop

KB 1

für viele Verwendungszwecke, handliche
Einstellung. Hohe optische Leistung!
Verlangen Sie unsere Liste



KARL KAPS

Optik-Feinmechanik-Gerätebau
Asslar b. Wetzlar

MIKROSKOPE

aller Art

monokular und binokular
Stereomikroskope u. -Lupen
Auflicht, Durchlicht, Polarisa-
tion, Dunkelfeld, Mikrofoto-
grafie

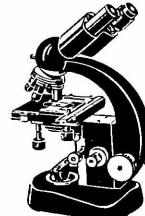
**Schlagschattenfreie Kaltlicht-
Leuchtlupe**

Bitte fordern Sie Preisliste
Nr. 46 an

BECK KASSEL

CBS

CHR. BECK & SÖHNE KG.
FEINMECHANIK UND OPTIK
KASSEL



Präzisions-
MIKROSKOPE
für alle Aufgaben.

WERTVOLLSTE WETZLARER OPTIK!

OPT.-INST. G.K.E. SCHRÖDER
HAMBURG 36 DAMMTORSTR. 22

Verlangen Sie bitte unseren Muster-Katalog



Bei privaten und geschäftlichen
Gelegenheitsanzeigen

im Fließsatz kostet jedes Wort DM —.35, im Fett-
druck DM —.40, Chiffregebühr DM 1.—. Wir bitten
um Vorauszahlung.

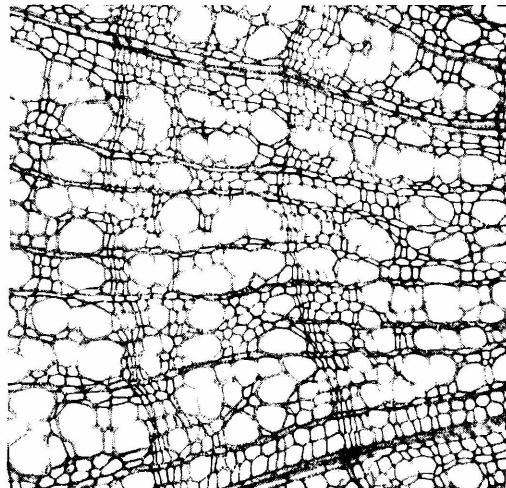
Mikrofotografie leicht wie noch nie

mit der

KOSMOS-MIKROBOX

Linde, quer, PAS, Obj. 10,

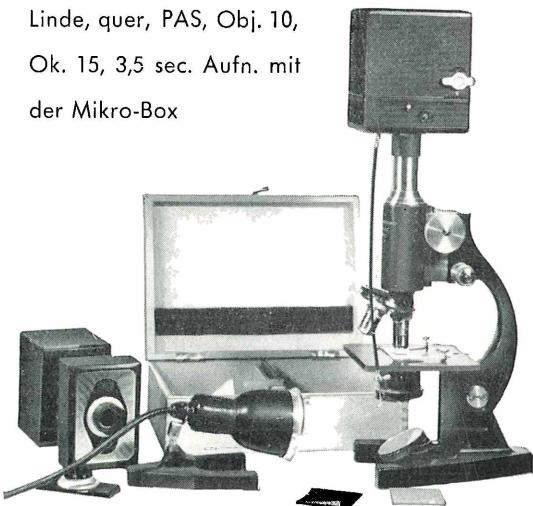
Ok. 15, 3,5 sec. Aufn. mit
der Mikro-Box



Aufnahmegerät in Boxformat für 6x4½, 6x6
u. 6x9-Filme, Einstellgerät mit Mattscheibe,
Einstell-Lupe u. Anleitg., in Holzkasten nur
DM 76.—. Vorzugspreis für Mikrokosmos-
Mitgl. DM 74.—.

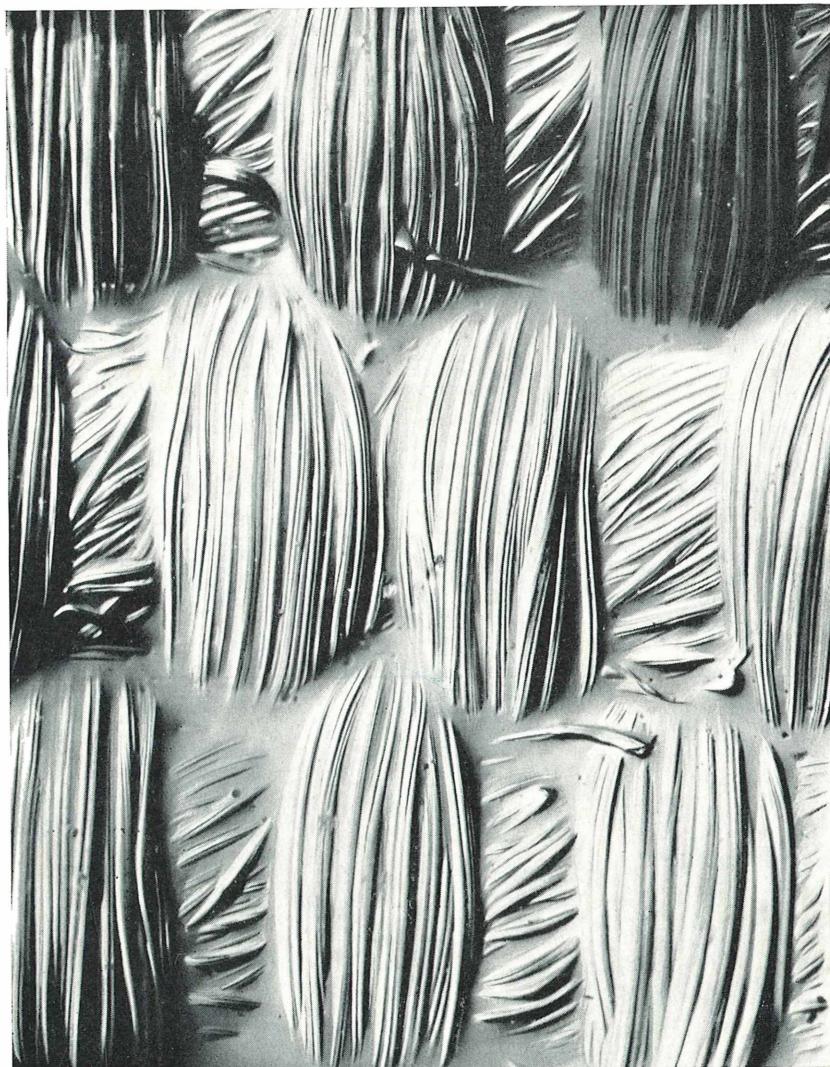
Sonderzubehör: 2 Polarisationsfilter für Aufnahmen
im polarisierten Licht und 1 Adapter für A-8-Film
(für Farbaufnahmen in Kleinbildformat), mit Ge-
brauchsanweisung DM 9.60.

Verlangen Sie Prospekt L 324



MIKROKOSMOS

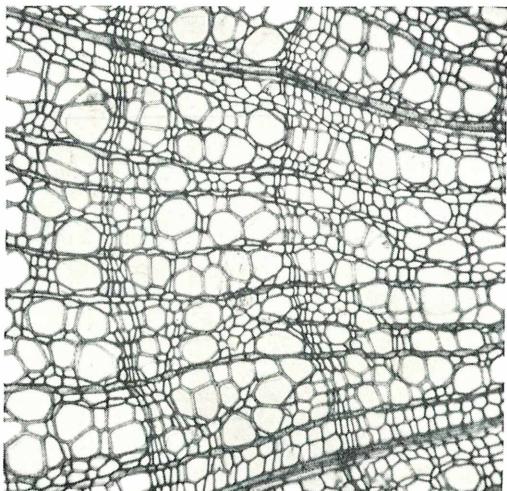
Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart, der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

Loske, Th.: Methoden der praktischen Textilmikroskopie.	161
II. Mikroskopische Abdruckverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigfabrikate	168
Wiebach, Dr. F.: Kommensalen, Feinde und Parasiten der Süßwasser-Moostierchen	168
Donner, J.: Das Rotatorienwerk Max Voigts: Eine neue Epoche in der Räderforschung Mitteleuropas kann beginnen	172
Streble, H.: Die Entwicklung der Seeigel	176
Femfert, U. F. O.: Der Lebenszyklus der Viren	181
Mikroskopie in der Schule	
Heiligmann, Dr. W.: Praktische Winke für den Unterricht in Insektenkunde	185
Zur Einführung in die Mikroskopie	
Hellwig, W.: Nur ein Deckgläschen	188
Winke fürs Labor:	
Linskens, Prof. Dr. H. F.: Der Schatten mikroskopischer Präparate	189
Jacob, Dr. F.: Einfache Methoden der dosierten Nährboden-Abfüllung	191
Kleine Mitteilungen	192
Bücherschau	3. Umschlagseite
Umschlagbild: Der Negativabdruck eines Gewebes (ROX-UG), aufgenommen im Hellfeld-Schräglicht-Verfahren (zum Aufsatz: „Methoden der praktischen Textilmikroskopie“ auf Seite 161).	Aufn. Th. Loske



Aufnahmegerät in Boxformat für 6x4½, 6x6 u. 6x9-Filme, Einstellgerät mit Mattscheibe, Einstell-Lupe u. Anleitg., in Holzkasten nur DM 76.-. Vorzugspreis für Mikrokosmos-Mitgl. DM 74.-.

Sonderzubehör: 2 Polarisationsfilter für Aufnahmen im polarisierten Licht und 1 Adapter für A-8-Film (für Farbaufnahmen in Kleinbildformat). mit Gebrauchsanweisung DM 9.60.

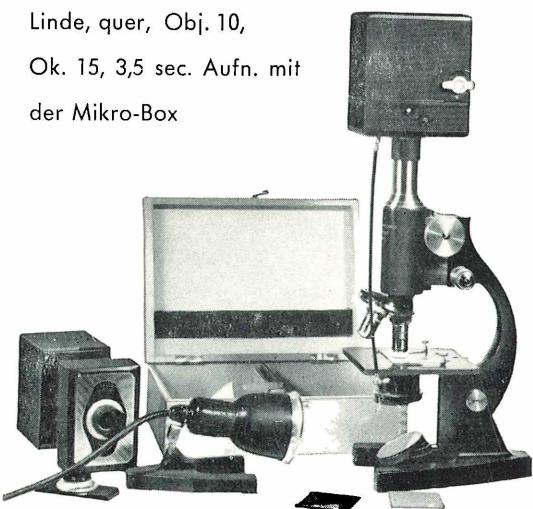
Verlangen Sie Prospekt L 324

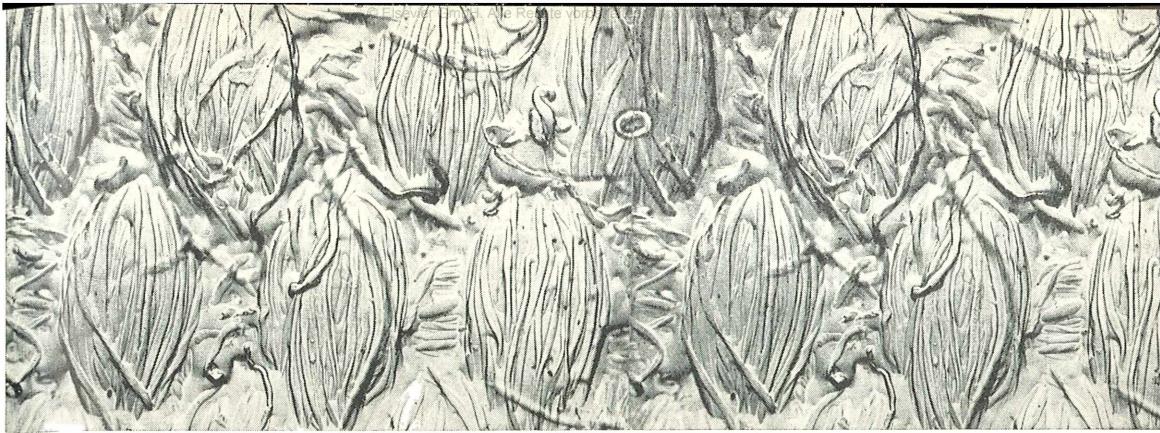
Mikrfotografie leicht wie noch nie

mit der

KOSMOS-MIKROBOX

Linde, quer, Obj. 10,
Ok. 15, 3,5 sec. Aufn. mit
der Mikro-Box





Übersicht über 2 x 3 Ketten eines Regenmantelstoffes (Ninoflex); ROX-UG-Negativ unbedeckt, schräg beleuchtet.
Aufn.: H. REUMUTH (aus Melliand Textilberichte 36, 533—539, 1955)

Methoden der praktischen Textilmikroskopie

II. Mikroskopische Abdruckverfahren für verarbeitete textile Halb- und Fertigfabrikate*

Von Theodore Loske, Mannheim

(Aus dem Fraunhofer-Institut für angewandte Mikroskopie, Photographie und Kinematographie — Leiter:
Dr.-Ing. habil H. Reumuth)

Abdruckmethoden sind in der wissenschaftlichen und technisch angewandten Mikroskopie seit langem eingeführt. Das älteste Literatur-Zitat über die Herstellung mikroskopischer Abdrücke fanden wir bei KRAMMES u. MARESH; sie zitieren J. B. HAYCRAFT (1891) als den ersten, der diese Replica-Technik angewendet hat.

Die ersten Abdruckmethoden in der Textilforschung wurden zur Herstellung von Einzelfaser-Abdrucken angewandt (s. Teil I* „Mikrokosmos“ 48, 33—38, 1959). Es war ganz logisch, daß man versuchte, auch Textilgewebe mehr oder minder groß zu erfassen, ebenso die Oberflächen von Papier und Karton oder von Kunststoffen. Ganz besonders hat die Elektronen-Mikroskopie Abdruck-Methoden mit formbaren Celluloid- und sonstigen Kunststoff-Massen erforderlich gemacht. Für die Lichtmikroskopie dürften wohl R. SIGNER, PFITZNER und STUDER mit ihren Polystyrol-Quarzabdruckverfahren für Textilgewebe die ersten gewesen sein (Lit. Zit. Nr. 15).

Sie mikroskopierten im Flächenabdruck der Gewebe nur wiederum die Spuren von Einzelfasern. Das von H. REUMUTH und Mitarbeitern im Hoechster Mikrolaboratorium erarbeitete und im Fraunhofer-Institut weiterentwickelte Verfahren zielt darauf hin, möglichst große Flächen von Textilien „formtreu“ darzustellen und nicht etwa nur Anhängsel, Anflug, Flecken usw. zu erfassen, sondern auch feine technologische, webereitechnische und ausrüstungstechnische Fehler untersuchen zu können. Das ROX-Verfahren (seinerzeit

entwickelt aus dem englischen MANBY-HARDY-Abdruckverfahren für Einzelfaser-Oberflächenuntersuchungen) war die Basis, um auch Gewebe-Abdrücke mit den gleichen oder ähnlichen formtreuen Materialien herzustellen.

Die Methode wurde bisher als ROX-UG bezeichnet (wobei die Buchstaben U und G Uhu und Gewebe bedeuten); künftig soll sie, wie H. REUMUTH selbst vorschlägt, zur Vermeidung von Verwechslungen mit der ROX-Methode für Einzelfasern als „ROX-REPLICA-Technik“ international verständlich bezeichnet werden. Die Methode wurde als ROX-UG, zerstörungsfreie Prüfmethode für Textilien und ähnliches Material (Lit. Zit. Nr. 10 u. 11) erstmalig auf der IVCC-Hauptversammlung 1955 in Baden-Baden vorgetragen und im gleichen Jahre veröffentlicht; darin wird erwähnt, daß die Versuche bis auf die Jahre 1940/42 zurückgehen. Es folgten weitere große Veröffentlichungen (Lit. Zit. Nr. 12 u. 13): H. REUMUTH beschreibt in diesen Arbeiten die außerordentlich praktische Nutzanwendung des Oberflächenabdruckes (Negativ-Verfahren) für große Flächen von Textilien.

Die Amerikaner R. KRAMMES und C. MARESH veröffentlichten 1954 einen Beitrag: „Fabric surface study“ (Lit. Zit. Nr. 5). Sie verwendeten ein exaktes, heute etwas umständlich erscheinendes Verfahren; bei größeren Untersuchungen über Knitterfestbehandlung und Dauerprägung mit Harzausrüstung stellten sie Gewebe-Abdrücke her, und zwar in einer viskosen, wässrigen 10%igen Lösung von Methylcellulose.

Während nun H. REUMUTH nach seiner ROX-Replica-Technik die zumeist in „UHU“ und „UHU“-hart hergestellten Abdrücke unmittelbar nach Entfernung des Positivs direkt unter dem Mikroskop im

* Teil I erschienen im Mikrokosmos 48, 33—38, 1959, „Das ROX-Verfahren zur mikroskopischen Erfassung und Darstellung von Einzelfaser-Oberflächen“

Schräglicht mit gutem Erfolg untersucht, verwenden KRAMMES und MARESH wie auch W. ROTTA und G. SCHEURICH je ein Nachbehandlungsverfahren. KRAMMES und MARESH bedampfen die nach ihrem Verfahren gewonnenen Methylcellulose-Negative (Replica) nach dem Antrocknen unter bestimmtem Winkel von 20° mit Aluminium-Dampf nach Art der elektronenmikroskopischen Bedampfungsverfahren im Hochvakuum. Dadurch erzeugen sie auch im zentrisch durchfallenden Licht (Hellfeld) eine starke Kontraststeigerung; die Bedampfung ist jedoch nach unseren Erfahrungen im Fraunhofer-Institut entbehrlich.

W. ROTTA und G. SCHEURICH haben ebenfalls 1955 (Lit. Zit. Nr. 14) eine weitere Variante der Abdruckmethoden beschrieben: sie benutzen (wie KRAMMES und MARESH auch) Methylcellulose-Abdrucke, bedampfen diese aber nicht, sondern überschichten sie mit Lösungen von Textilfarbstoffen, z. B. Siriuslichtscharlach GG in Glyzerin gelöst, füllen so „Hügel“ und „Tal“ in verschiedener Schichthöhe und erzielen dadurch eine Kontrastierung; sie nehmen diese Mikrosituationen mit orthochromatischen Filmen, Filtern und Platten auf. Nach der von H. REUMUTH eingeführten ROX-Replica-Technik sind diese beiden Verfahren zur Kontraststeigerung entbehrlich: Statt dessen verwenden wir Schräglicht (Lit. 13), also schräg durchfallendes Licht mit Hilfe echter Abbe'scher Beleuchtungs-Apparate im Mikroskop. Wir arbeiten mit gering vergrößernden Objektiven: 8x, 10x, n. A. 0,4—0,6 und schwachen Okularen und erreichen dadurch eine beachtliche Übersicht und Bildfeldgröße bei gleichzeitiger brillanter Auflösung und Abbildungs-Tiefe. Infolge der besonders gepflegten Schräglichtbeleuchtung, Licht- und Schatten-Verteil-

lung erzielen wir auch große Kontrastwirkung. Alle dieser Mitteilung beigefügten Abbildungen sind nach diesem vereinfachten Abdruckverfahren mittels UHU oder UHU-hart, ohne jede Bedampfung oder sonstige Kontraststeigerung, auch ohne Flüssigkeit, direkt in Luft als Bettungsmittel mikrophotographiert.

Demzufolge ist tatsächlich die ROX-Replica-Technik die einfachste und zeitsparende und somit in jedem Praxislaboratorium ohne weiteres durchführbar.

Andere Abformmittel (Negativmaterial) wie Paraffine, mikrokristalline Paraffine, Spezial-Paraffine, Celloidin u. a. m. haben sich nach eingehenden Vergleichsstudien längst nicht so bewährt wie das in Tuben käufliche UHU und UHU-hart*.

N. BIGLER (Lit. Zit. Nr. 1) benutzt in analoger Weise ein dem UHU ähnliches Schweizer Erzeugnis „Cementit“. Auch K. MAY und O. ROTHE benutzen in Übereinstimmung mit H. REUMUTH UHU und ROX-Bettungsmassen, schließlich auch Zaponlack, wogegen sie ebenfalls Paraffin als weniger geeignet bezeichnen (Lit. Zit. Nr. 9). Die Arbeiten von MAY und ROTHE bestätigen, daß mechanische Oberflächenverformungen wie Riffelkalanderungen und Präge-Effekte auf ganz einfache Weise durch die Schnellmethode des ROX-Replica-Verfahrens zu erfassen sind.

Warum im Abdruck und nicht direkt mikroskopieren?

Die Negativmethoden sind letzten Endes dadurch notwendig geworden, daß die unregelmäßigen Oberflächen vieler rauer und profiliert Textilien, aber auch glatter und spiegelnder Objekte wegen der starken Glanzreflexerscheinungen mit der Auflichttechnik nicht restlos zu erfassen sind.

Bei Untersuchungen mit Auflichtkondensoren lassen sich Glanzreflexe nicht vermeiden; auch die Polarisations-Entglanzungsmethode nach HEYSE kann die Reflexe nicht völlig ausschalten, ohne wichtige Details mit zu unterdrücken. Aus diesem Grunde ist man bei mangeldender Tiefenschärfe der Auflichtobjekte gezwungen, nur schwache Objektive zu verwenden, welche aber trotz allem nicht genügend Tiefenerfassung haben; zusätzlich überstrahlt der Glanz alle Einzelheiten, auf die es ankommt.

Die moderne Prüfungs- und Forschungsmethodik erstrebt Wege zur zerstörungsfreien Prüfung. Oft genug ist

* M. & H. Fischer, UHU-Werke, Bühl/Baden

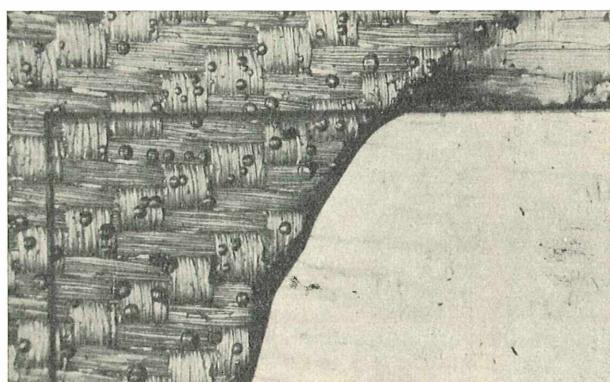


Abb. 1: Die drei Möglichkeiten im ROX-UG-Abdruck: Links oben der völlig unbedeckte Abdruck in Luft; rechts oben mit Zederholzöl bedeckt; das Relief tritt zurück. Unten: das Öl mit Deckglas bedeckt, das Garnrelief und Deckglas verschwinden völlig; die Anhängsel, Schmutz, Farbstoffe usw. treten hervor. Aufn. H. REUMUTH (aus Melland Textilberichte 36, 533—539, 1955)

es notwendig, in kleinen Mustern, einem winzigen, doch ungeheuer wichtigen Kriminal-Indiz oder an verarbeiteten Textilien Spuren, Begleitstoffe abzunehmen, ohne im geringsten das Vorlagemuster, das Beweistück oder das Kleidungsstück beschädigen zu dürfen. Die vereinfachte ROX-Replica-Technik gestattet an der laufenden Ware im Betrieb während des Arbeitsganges Abdrucke herzustellen (Lit. Zit. 10). H. REUMUTH hat die Methode noch modifiziert; er führt auf den gegen chemische Reagenzien ziemlich widerstandsfähigen Negativen auch mikrochemische Reaktionen, Tüpfel-Reaktionen und dergl. durch, Reaktionen, die auf dem Originalstoff infolge der kapillaren Weiterförderung der gefärbten Reaktionsprodukte niemals eindeutig durchzuführen wären. Ein weiterer Vorteil ist, daß die im Abdruck klebenbleibenden Anhängsel: Plankton, Farbpigmente, Schwarzpigmente, farbige Faserbruchstücke und vieles andere mehr wieder isoliert werden können. Durch die Wahl eines geeigneten Bettungsmittels, welches den gleichen Brechungsindex wie die Abdruckmasse selbst hat, wird diese optisch ausgeschaltet und nur die Anhängsel werden mikroskopiert. Man kann durch Wahl der Brechungsindizes betonen, unterdrücken und ausschalten (Abb. 1).

Die Handhabung der ROX-Replica-Technik

Herstellung eines Abdruckes: Aus der Tube drücken wir UHU auf einen Objektträger (Abb. 2a), legen einen Spannrahmen* für Einzelfasern über den Objektträger mit dem UHU-Tropfen und streichen mit einem zweiten Objektträger (Abb. 2a) rasch den Tropfen aus. Der Spannrahmen dient hierbei nur zur leichteren Handhabung beim Ausstreichen und garantiert auch eine gleichmäßige Verteilung. Die Verdunstungsgeschwindigkeit der im UHU enthaltenen Lösungsmittel ist unterschiedlich; im Sommer und in beheizten Räumen geht die Verdunstung naturgemäß rascher vonstatten als im Winter und in kalten Räumen. Es muß sich auf dem Ausstrich eine Haut bilden, der sogen. „Skin-Effekt“; es ist ratsam, die sogen. „Tastmethode“ mit dem Finger durchzuführen. Nach einiger Übung fällt es leicht, durch diese Tastmethode zu bestimmen, ob der Abdruck schon hergestellt werden kann. Das abzudrückende Objekt (Abb. 2c) legen wir glatt auf den Ausstrich und pressen unter gleichmäßigem Andruck (Abb. 2d) mit dem Daumen, oder für Vergleichsuntersuchungen mit einem bestimmten Gewicht das Gewebe auf den Ausstrich. Nach dem An-

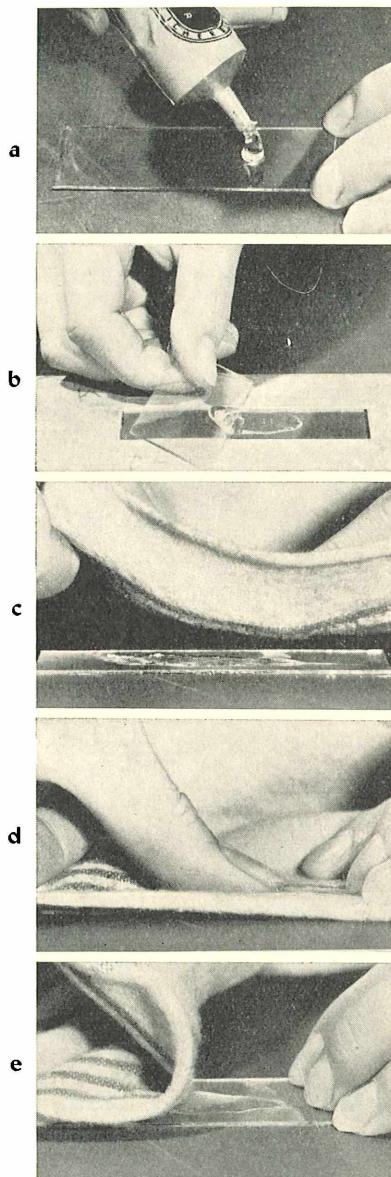


Abb. 2: Die Handhabung der ROX-Replica-Technik. a. Das Ausdrücken von UHU auf den Objektträger. b. Den Spannrahmen für Einzelfasern legen wir zum besseren Ausstreichen über den Objektträger. c. Nach dem richtigen Aufrocknen des Ausstriches legen wir das abzudrückende Objekt glatt auf den Ausstrich. d. Wir drücken unter gleichmäßigem Andruck mit dem Daumen oder einem bestimmten Gewicht das Gewebe auf den Ausstrich. e. Das Objekt wird rasch vom Schichtträger abgezogen; es zeigt sich bei richtiger Handhabung ein guter Abdruck. Aufn.: J. HOFFMANN, Fraunhofer-Institut

* Beschrieben im Teil I; leicht herzustellen aus vier Oberjektträgern, die so miteinander verbunden sind, daß das freibleibende Rechteck einen Objektträger umfaßt.

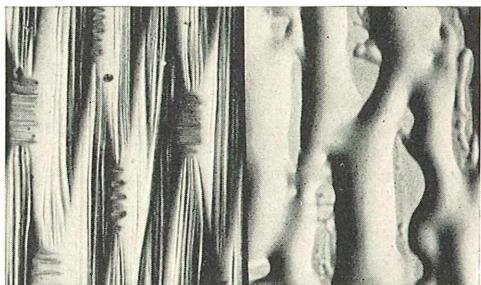


Abb. 3: Beispiel zum „formtreuen“ Abdruck. Links: Abdruck hergestellt in der ROX-Masse I; der Ausstrich war richtig aufgetrocknet, wir haben einen sehr guten Abdruck erhalten. Rechts: ebenfalls ein Abdruck in ROX-I, jedoch war die Masse noch zu flüssig, zu wenig aufgetrocknet, die Konturen sind verlaufen. Aufn.: Verf.

drücken reißen wir schnell (wie der Arzt das Pflaster) das Objekt vom Schichtträger (Abb. 2e). Dann zeigt sich, ob der Ausstrich den richtigen „Skin-Effekt“ hatte; bei zu starker Aufrocknung ist das Material hart, nicht mehr formbar — wir erhalten keinen Abdruck. War der Klebstoff nicht genügend aufgetrocknet und noch stark verformbar, so klebt die Abdruckmasse an dem Objekt, und die Konturen verlaufen.

H. REUMUTH zitiert des öfteren: „... man kann erst dann ROX-Methoden durchführen, wenn man vom Frack-Spiegel ohne Klebenbleiben den Abdruck abziehen kann“. Die Methode ist einfach und leicht zu erlernen. Auftretende Luftblasen lassen sich zwar schwer vermeiden, wirken sich aber meistens nicht störend aus; man sucht sich zur mikroskopischen Untersuchung geeignete Objektausschnitte aus. Auch die ROX-Massen I und II* — ursprünglich für Einzelfasern entwickelt — können verwendet werden. Es ist notwen-

* Käuflich bei Chroma-Gesellschaft (vormals Grübler & Co.), Stuttgart-Untertürkheim

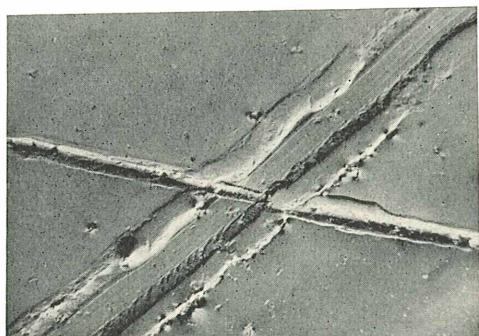


Abb. 4: Verkratzung an einem Kunststoffteller im ROX-Negativabdruck, ohne Einbettung (in Luft), aufgenommen mit Hellfeld-Schräglicht. Aufn.: Verf.

dig, daß die Ausstriche ohne Risse, Sprünge oder Verformungen trocknen. Der Abdruck muß eben „formtreu“ sein (Abb. 3).

Anwendungsmöglichkeiten der mikroskopischen Gewebe- und anderen Oberflächen-Abdrucke

Die jahrelangen Arbeiten und Erfahrungen im Institut haben gezeigt, daß mit Hilfe der Abdruckmethoden erweiterte Anwendungen auf den verschiedensten Gebieten der Technik möglich sind. Die Methode arbeitet mit kriminaltechnischer Schärfe; sie gestattet, spurenhaften Staub von der Oberfläche von Textilien klebend abzuheben, dies jedoch keineswegs allein von Textilien, sondern auch von Haut,



Abb. 5: Abdruck eines Schreibpapiers in ROX-UG. An den Zellulose-Fasern sind sogar die einzelnen Hoftüpfel abgeformt. Aufnahme im Hellfeld-Schräglicht H. REUMUTH

Leder, Kunststoffen (Abb. 4), Papier (Abb. 5), Kartons, Holz, Lackoberflächen usw., sogar medizinische Anwendungssektoren zeichnen sich klar ab, wie auch Biologen (J. KISSER) „Abdrücke von Rückseiten von Pflanzenblättern und Stengeln“ usw. herstellen. Bei technologischen Veränderungen wie im Kalander und Riffelkalander (Abb. 6, 7 u. 8), bei Everglaze- oder Chintzefekten, auch bei feinen Verformungsunterschieden wie beim Bügeln von Hand im Simili- oder Mehrfachlagen-Kalander eröffnet sich der ROX-Replica-Technik ein neues Anwendungsfeld. Auch N. BIGLER benennt Chintzfehler, Rauhpassagen, Kontrolle des Oberflächenflores von Geweben usw. Wir haben Sengschäden und abrissende Farbstoffe, Metallisierung der Oberfläche und nicht zuletzt überschüssige Knitterfestsubstanz (Abb. 9), Planktonrückstände aus dem Wasser, Faserbruchstücke, Bißschäden durch Motten, Termiten (Abb. 10), Dermestiden usw. auf den Geweben fest-



Abb. 6: ROX-UG-Gewebeabdruck eines Zellwollgewebes mit einer Permanent-Ausrüstung v o r d e m W a s c h e n . Aufn.: Verf.

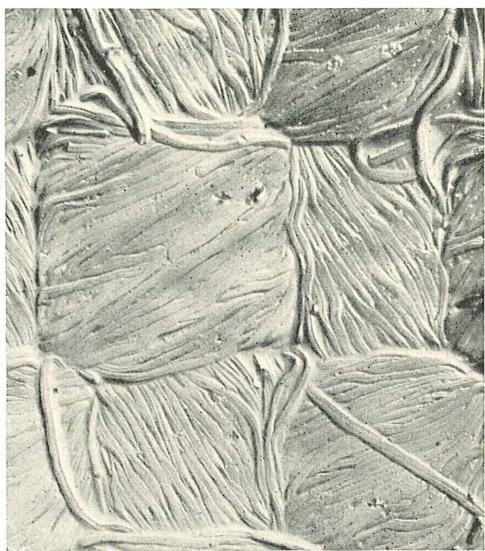


Abb. 7: ROX-UG-Gewebeabdruck von Zellwolle; das gleiche Gewebe wie Abb. 6, die gleiche Ausrüstung n a c h F e w a - W ä s c h e . Aufn.: Verf.

stellen können** (vgl. Tab. S. 166). Kombiniert man die Oberflächen-Mikromethode mit den Methoden der Mikrotomie, d. h. Dünnschneiden eines Textilgewebes sowohl in Schuß- und Kettrichtung, auch neuerdings in horizontalen Ebenen, also nach dreidimensionalem Aufschnitt, dann ergeben sich zur „Mikroskopie des Gewebes“ noch unendlich viel größere Möglichkeiten der Durchforschung nicht nur der Vorgänge und Auswirkungen auf den Oberflächen links und rechts, sondern auch in der Tiefe des Gewebes (vgl. H. REUMUTH: Ein Gewebe ist 3-dimensional“, Vortrag auf dem 21. Färbertag 1958 in Wiesbaden).

Die Abdruckverfahren wurden namentlich von den Elektronenmikroskopikern oft variiert; so veröffentlichten:

M. HARTMANN-FAHNENBROCK vom Rhein-Westf. Institut für Übermikroskopie, Düsseldorf, und W. KLING — Böhme Fettchemie GmbH, Düsseldorf: „Elektronenmikroskopische Untersuchungen an Porzellanoberflächen“, Zeitschr. wiss. Mikroskopie 61, S. 439—447 (1954).

E. KINDER, München, und A. PUFF, Marburg, aus dem zweiten physikal. Institut der Universität München (Prof. ROLLWAGEN) „Kunstgriffe u. Kunstprodukte beim Quarzabdruckverfahren“, Z. wiss. Mikroskopie 62, H. 2, S. 116—118 (1954).

H. KIMMEL, Erlangen, „Quantitative Untersuchungen über Lackabdrücke“, Z. wiss. Mikroskopie 62, S. 119—121 (1954).

H. BETHGE aus dem Institut für experimentelle Physik der Universität Halle: „Verfahren u. Anordnung zur Herstellung von Abdruckaufnahmen lichtmikroskopisch bestimmter Objektbereiche im Elektronenmikroskop“, Zeitschr. wiss. Mikroskopie 62, S. 122—128 (1954).

M. SWERDLOW and S. SEEMANN „A Method for the Electron Microscopy of Wool“, Research Paper RP 1921 Vol. 41, (Sept. 1948).



Abb. 8: ROX-UG-Gewebeabdruck, ein Gewebe mit Riffelkalanderung. Hellfeld-Schräglicht. Aufnahme: Verf.

** Vgl. auch RUD. ZINKERNAGEL sowie den Geigy-Film „Insekten auf Abwegen“

**Anwendungsmöglichkeiten der mikroskopischen Gewebe- und anderen Oberflächen-Abdrucke
(nach H. REUMUTH, 1958)**

A. Textil—technologisch	
Bindungs-Arten „ -Fehler	Bessere (auch stereoskopische!) Darstellung zur Bindungslehre
Mechanische Verletzungen	Deformierungen durch Schlag, Stoß, Preßdruck, Schuß (Kriminaltechnik)
Bügel- und Kalander-Veränderungen	Chintz-, Everglaze- und Schreiner-Effekte
Flusigkeit, Aufrauh-Grad	
Glanztragen	Textil-Verschleiß während der Fabrikation und beim Gebrauch
Reib- und Scheuer-Folgen	
Seng-Schäden	Korrektur der Senganlagen in Betrieben
Garn-Analyse	Analyse des Winkels von Drall- und Zwirnen, Anhängsel und Appreturen
B. Veredelungstechnisch	
Alle Reste aus der Fabrikation Fabrik-Anschmutzungen	Farbstoff-Abrieb Druckverdickungen Appretur- } Substanzen Schlichte- } Stärke, Kunststoffe, Salze
C. Zur mikrochemischen Diagnose auf dem Abdruck unter dem Mikroskop	
Chemische Niederschläge	Schmälze, Präparationen
Anhängsel aus Rohstoffen	Samen-Schalen, Bw' Stippen, Teer, Asphalt, Disteln u. a. „Futter“ (bei Wolle) usw.
Beläge	Öle, Fette, Wachse, Peche Butter-, Schmalz- u. a. Speisereste Metall-Verbindungen: Fe- Cu- Mn- Zn- Pb- Speziell Härtebildner Mg- und Ca-Verbindungen; Carbonate und Seifen u. a. m.
D. Aus Gebrauch als Kleidung und Industriebedarf	
Anschmutzungen aus der Fabrikation	Zement-Staub von Fußböden Maschinen-Ole und Fette, Anschmierer Graphit etc. Zeichenmittel: Kreide, Ölkreide Bleistift, Tinte, Tusche
Anflug beim Tragen	Erde, Plankton, Straßen- und Zimmerstaub, Berufsstäube (Industrie, Gewerbe), von Verkehrsmitteln, Auto-Gummi Blut/Serum/Sperma } kriminaltechn. u. Hautschuppen } medizin. Anwendung! Harnreste, Zucker }
Fremdfasern, aus Verpackungsmaterial	Pflanzenfasern: Jute, Hanf, Ramie, Sisal, Tier- u. Menschenhaare (auch Kriminaltechnik und Archäologie)
Verunreinigungen aus den Rohstoffen	Disteln, Pollen, Kapsel-, Blatt- und Stengel-Bestandteile z. B. Baumwoll-Analyse nach R. HALLER sowie Hanf- und Flachs-Unterscheidungen nach A. HERZOG Holzreste u. a. m.
E. Bakteriologisch	
mit speziellen Nährböden, Nährjelatine, Agar-Agar usw. kultivierbar!	Bakterien und Pilze, deren Sporen und Mycelien usw.

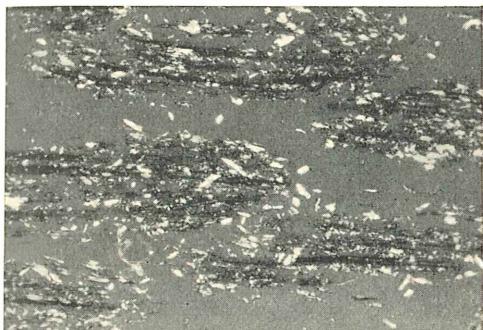


Abb. 9: ROX-Abdruck eines knitterfest-ausgerüsteten Gewebes. Die als Niederschlag ausgefallenen Knitterfestsubstanzen (bzw. die Komponente Harnstoff) zeigen im polarisierten Licht kristallinen Charakter. Polarisationsaufnahme: Verf.

Auch P. KASSENBECK, Institut Textile de France, benutzt thermoplastische Abdruckmassen zur Herstellung nicht nur von Einzelfaser-Längsabdrucken, sondern auch zur Kontrolle polierter Faserquerschnittsfächen bzw. von Reyon, Baumwolle usw., wertet allerdings nur elektronen-mikroskopisch aus: „Untersuchung der Textilmaterialien mit elektronenmikroskopischen Methoden“, Zeitschr. wiss. Mikroskopie 62, 200—208 (1954).

Zusammenfassung

Die Abdruck-Methoden für jede Art von Oberflächen — auch in mikroskopisch „großen“ Abmessungen — haben sich seit Jahren eingeführt und auch bewährt. Sie sind nach jeder Richtung leistungsfähig; viele weitere Möglichkeiten werden sich beim individuellen Gebrauch im eigenen Labor ergeben. Man darf sagen, daß mit etwas Geduld, Übung und Liebe zur Sache jeder diese Verfahren erlernen kann, sei es im Betriebs-, Prüfungs- oder Forschungslaboratorium.

Die Verfasserin dankt dem Institutsleiter Dr. H. REUMUTH für die Einarbeitung in die Methode mit allen Einzelheiten und besonders für die Überlassung der bisher noch unveröffentlichten tabellarischen Zusammenstellung „Anwendungsmöglichkeiten der mikroskopischen Gewebe- u. a. Oberflächen-Abdrucke“.

Nachtrag zu Teil I

Kurz nach der Veröffentlichung des Teil I erhielt Verf. einen Brief von E. von GIZYCKI/Australien, welcher über eine Methode berichtet, die er seit einiger Zeit mit Erfolg in der Wollforschung anwendet.

Er benutzt in Celluloid gelöstes Amyl-Acetat als Bettungsmittel. Die Fasern befestigt er auf einem Rahmen aus steifem Zelluloid mittels kleiner Klebebandstückchen. Um einen gleichmäßigen Ausstrich

zu erhalten, betropft er einen Objektträger, bedeckt ihn mit einem zweiten und preßt diesen fest an, zieht den einen Objektträger seitlich ab und senkt den mit Fasern bespannten Rahmen über den einen Objektträger. Der Rahmen wird so lange beschwert, bis das Amyl-Acetat verdunstet ist. Dann wird der Rahmen mit den Fasern herausgezogen, und im Abdruck mikroskopiert; v. GIZYCKI kann aber auch die Halbbettung anwenden (ähnlich wie beim beschriebenen ROX-Verfahren). Er färbt die Wolle mit Pikrinsäure an, beschattet die Abdrücke mit Gold in Richtung zur Faserspitze und erhält so gute Abdrücke.

Literatur

1. N. BIGLER: „Die Mikroskopie des Gewebes“, SVF-Fachorgan f. d. Text.-Ind. 12 (1957) 4, S. 224—238
2. H. H. DRIESEN: „Das Lackabdruckverfahren in der mikroskop. Technik“, Mikrokosmos 44, H. 10, S. 238—240 (1955)
3. W. GEILMANN u. G. TÄLG: „Die Verwendung des Lackabdruckverfahrens zur mikroskopischen Untersuchung von Glasoberflächen“. Glastechn. Berichte 28, H. 8, S. 299—307 (1955)
4. G. JAYME u. MARIANNE HARDER-STEINHÄUSER: „Anwendung des Polystyrolabdruckverfahrens zur Beurteilung von Papieroberflächen“, D. Papier 9, H. 17/18. (Sept. 1955)
5. R. KRAMMES und C. MARESH: „Fabric Surface Study“, American Dyestuff Reporter Vol. 43, No. 7 (March 1954)



Abb. 10: ROX-Abdruck eines von Termiten befallenen Perlon(!)-Gewebes; man erkennt deutlich die zerfressenen Faserbruchstücke und den Kot der Larven. Aufn.: H. REUMUTH

6. E. KELLENBERGER, L. HUBER und CH. ROUILLER: „Das Folienabdruckverfahren für Elektronen- und Lichtmikroskopie“. Z. wiss. Mikroskopie u. mikrosk. Technik, Bd. 63, H. 2, S. 110 bis 118 (Sept. 1956)
7. J. KISSEK u. J. LEHNERT: „Die Herstellung von Abklatschpräparaten mit Hilfe der Klebeband-Methode“. Mikrokosmos 47, H. 7, S. 165—168 (April 1958)
8. M. KNOCH u. H. KÖNIG: „Strukturierte Platinabdrücke biologischer Objekte“. Z. wiss. Mikroskopie u. mikrosk. Technik, Bd. 63, H. 2, S. 121 bis 128 (Sept. 1956)
9. K. MAY und O. ROTHE: „Untersuchungen an Textilien I — Versuch zur Beurteilung der Waschbeständigkeit von Präge- und Riffel-Effekten mit Hilfe von Gewebeabdrücken“, Mellandi TB Vol. 37, Nr. 8 (1956)

10. H. REUMUTH: „ROX - UG, ein Beitrag zu Abdruckverfahren zwecks zerstörungsfreier Oberflächenprüfung mikrochem. u. morpholog. Spurenachweis-Reaktionen“, Melland TB 36, 533—539 (1955)
11. H. REUMUTH: „Gewebe-Oberflächen-Studien, ein Beitrag zur zerstörungsfreien Textil-Prüfung und deren Anwendung“, Z. ges. Textilind. 57, 763—768 (Juni 1955)
12. H. REUMUTH: „Die Ursache der Glanzerscheinungen auf Kammgarn-Artikeln. Erfassg. v. Textil-Oberflächen, ein Beitrag zu Trage- u. Strapaziererscheinungen“. Textil-Praxis 10, S. 635—640 (Juli 1955)
13. H. REUMUTH: „Auflicht- verglichen mit Durchlicht-Beobachtung“, ein Mikro-Methodenvergleich im Spiegel praktischer Ergebnisse an Reyonrips u. anderen Chemiefasern-Artikeln. Reyon, Zellwolle u. a. Chemiefasern. H. 2/1956
14. W. ROTTA, u. G. SCHEURICH: „Untersuchungen überflächlich veredelter Textilien“, Textil-Praxis 6, S. 586 (1955)
15. R. SIGNER, H. PFITZER u. H. STUDER: „Elektronen-Mikroskopie d. Oberflächen von Textilfasern“ (Erfassung mit dem Polystyrolquarz-Abdruckverf.). Die makromolekul. Chemie; Bd. 6 (Staudinger-Festband) 15—19 (1951)
16. W. STEFFENS: „Einfache Methode zur Herstellung von Faserdünnabschnitten u. Abdruckpräparaten in UHU-hart“, Textil-Praxis 10, 3 bis 8 (1956)
17. R. ZINKERNAGEL: (Die Methode wird praktisch demonstriert in dem Geigy-Film „Insekten auf Abwegen“, Basel)

Kommensalen, Feinde und Parasiten der Süßwasser-Moostierchen

Von Fritz Wiebach, Plön (Holst.)

Wie es bei seßhaften und noch dazu wehrlosen Tieren wie den Süßwasserbryozoen zu erwarten ist, findet sich auf und in den Kolonien eine vielgestaltige Menge der verschiedensten Epöken, Kommensalen und Parasiten, die, je nach dem Lebensraum, recht verschiedenartig zusammengesetzt ist. Dabei ist es nicht immer möglich, eine klare Trennungslinie zwischen „harmlos“ und „schädlich“ zu ziehen; Freilandbeobachtungen können hier noch manche Zusammen-

Destruktoren an und in verfallenden Tierstücken auftreten, wie z. B. *Enchelys farcimen*) müssen besonders die auch auf Hydren (Süßwasserpolypen) vorkommenden Arten *Kerona polyporum* und *Trichodina pediculus* (Abb. 1) genannt werden. Bei diesen Einzellern, die häufig als Parasiten der Bryozoen angesehen werden, dürfte es sich um harmlose Epöken handeln, vielleicht sogar um den Wirtskolonien „nützliche“ Tiere. STECHE (Hydra und die Hydroiden, 1911, S. 58) teilt mit, daß „neuere Beobachtungen... gezeigt haben, daß die *Trichodina* sich von Pilzfäden nährt, die sich auf den Hydren angesiedelt haben. Die Polypenlaus ist also vielmehr ein sehr nützlicher Freund der Polypen, denn die Verpilzung ist der gefährlichste Feind für die Hydren“. Dagegen, daß dies bei den Bryozoen ähnlich ist, spricht wohl kaum die Tatsache, daß man *Kerona polyporum* gelegentlich auch an der inneren Koloniewand von *Cristatella* beobachten kann. Allerdings läßt sich auch beobachten, besonders auf dieser Bryozoenart, ein Massenvorkommen von *Trichodina* beobachten, wobei die Frage auftaucht, ob dieser Massenbefall ein Anzeichen von beginnendem Verfall der Kolonie oder ob der Verfall durch den Massenbefall hervorgerufen worden ist.

Was die nicht selten anzutreffende Vergesellschaftung von Bryozoen (vor allem der Plumatellen, aber auch von *Fredericella* und *Paludicella*) mit Süßwasserschwämmen angeht, bei der die Bryozoen meist derart von dem Schwammkörper umwachsen sind, daß sie, zu verstärktem Längenwachstum gezwungen, nur noch die peripheren Polypide ins umgebende Wasser ausstrecken können, so schließe ich mich, im Gegensatz zu der Annahme einer echten Symbiose, der Ansicht von BRAEM an (1951, S. 34), nach der es sich um ein „zufälliges Zusammenwachsen der an den gleichen Standort gebundenen Organismen“ handelt. „Es könnte sein“, heißt es dort, „daß die Bryozoen

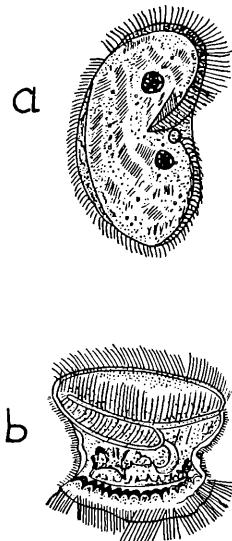


Abb. 1: Auf Bryozoen häufige Wimpertierchen:
a. *Kerona polyporum*, b. *Trichodina pediculus*
(nach KAHL)

hängen klären helfen. Aus dieser bunten Tierwelt soll im folgenden eine Anzahl besonders bezeichnender Formen ausgewählt werden.

Von den Einzellern (wobei solche Formen ausgeschlossen werden, die lediglich als

durch den Schwamm einigermaßen gegen Angriffe geschützt sind, aber dieser Vorteil dürfte durch die Behinderung ihres Wachstums mehr als aufgewogen sein.“

Eine ähnliche Vergesellschaftung wie mit Süßwasserschwämmen findet sich auch mit koloniebildenden Protozoen; auch hier ist es schwer, zu entscheiden, wieweit Zufall oder ein- oder beiderseitiges Interesse vorliegt. Gelegentlich findet man *Fredericella sultana* eingebettet in die gallertigen grünen Kugelkolonien von *Ophrydium versatile*, wobei die Ästchen der Bryozoenkolonie gänzlich innerhalb der Gallertkugel liegen, so daß nur die Cystidmündungen herausragen. Die kleineren Partner könnten hier die Nutznießer der von dem stärkeren Aspirationsstrom der Bryozoen herangestradelten Nahrung sein. Die Kolonien von *Ophrydium* dienen andererseits auch gelegentlich den Larven von *Cristatella mucedo* als Anheftungsunterlage; man kann dann die grünen Kugeln mit mehreren jungen Bryozoenkolonien besetzt finden, die sich vermutlich bei weiterem Wachstum ein neues Substrat suchen müssen.

Ein Nutznießererverhältnis seitens der kleineren Partner dürfte auch vorliegen, wenn man auf Bryozoenkolonien neben mancherlei anderen Räderieren besonders häufig *Melicerta ringens* und *Philodina megalotrocha* findet. — ANNANDALE (1911, S. 219) hat *Plumatella fruticosa* auch in die gallertige Masse koloniebildender Räderiere eingebettet gefunden, wie wir es bei *Ophrydium* erwähnt haben.

Von Würmern finden sich an Bryozoenkolonien neben Nematodenarten (Fadenwürmern) (*Dorylaimus*, *Chromadora*) überaus häufig die Oligochaeten (Ringelwürmer, „Wenigborster“) *Stylaria lacustris* und *Chaetogaster* (insbesondere *Ch. diaphanus* und *Ch. diastrophus*). Ich habe mich nicht davon überzeugen können, daß man diese Würmer als Parasiten ansehen müßte, wie es vielfach geschieht, bin vielmehr der Ansicht, daß sie sich mit Vorliebe auf röhrenbildenden Bryozoenkolonien aufhalten, weil diese ihnen guten Schutz gewähren.

Anders ist es mit gewissen Strudelwürmern. Wie man *Microstomum lineare* als den schlimmsten Feind der Hydren bezeichnet, so kann man diesen und andere Vertreter der Turbellarien als Bryozoenfeinde und -fresser anführen. MARCUS (1926, S. 283) hat *Dendrocoelum* und *Polycelis* lebende Bryozoen fressen sehen und nennt die Trichaden zusammen mit Schnecken und Chironomiden- (Zuckmücken-)Larven die eigentlichen Bryozoenfresser.

Schlamschnecken und Tellerschnecken rasieren, wie man gelegentlich auch im Aquarium beobachten kann, die weichen Cystidmündungen nebst den Polypiden der Plumatellen bei dem Hingleiten über die

Kolonien restlos ab, so daß nur die härteren Cystidröhren übrigbleiben.

Bei der nicht seltenen Vergesellschaftung zwischen Bryozoen und Mollusken kommt es andererseits vor, daß die letzteren benachteiligt werden. Man hat in unseren Breiten Bryozoen auf den Gehäusen von *Paludina*, *Planorbis*, *Sphaerium*, *Anodonta* und anderen Schnecken und Muscheln gefunden. Besonders bekannt geworden ist die Vergesellschaftung von Plumatellen mit Paludinen (Sumpfdeckelschnecken), von der zwei Klassiker der Bryozoenkunde mit anschaulichen Illustrationen berichten (KRAEPELIN, 1887, S. 121, und BRAEM, 1911, S. 12). BRAEM erwähnt Paludinen, die „mit ihrem Anwuchs das Maß einer guten Kartoffel hatten, manche aber waren bis zur Größe eines Kinderkopfes gediehen... Geköpft dieser Art waren der Herrschaft der



Abb. 2: *Sisyra* sp., Larve von der Bauchseite (nach WESENBERG-LUND)

Schnecke völlig entzogen... In vielen Fällen muß ihre Lebenstätigkeit empfindlich gehemmt gewesen sein“. Vermutlich handelt es sich bei den in der Wahl des Substrates wenig wählerischen Bryozoen um eine Zufallsbesiedelung dieser Tiere, die wohl vor allem dann erfolgt, wenn es an sonstigen Unterlagen, vor allem an Wasserpflanzen, mangelt.

Die auf und in Bryozoenkolonien überaus häufigen Chironomidenlarven verschiedenster Art und Größe sind die ersten Bryozoenfeinde, die man entdeckt hat, und zwar war es der Danziger Pfarrer und Naturforscher EICHORN, der 1776 von der „bunten Wasserschlange“ sprach (es ist wohl die Larve von *Chironomus plumosus* gemeint, die sich vielfach findet) und auch auf ihren parasitischen Charakter hinwies: „Wo sie ist, da finden sich insgemein in dem Kraut die Polypen mit dem Federbusch (sc. Bryozoen, wohl *Plumatella repens*), deren Häuserchen sie aber auch oft zerstört und das Thier selbst tötet.“ Es besteht kein Zweifel darüber, daß die Chironomidenlarven, von denen die räube-

rischen *Cryptochironomiden*larven wohl die schlimmsten sind, in den von ihnen bewohnten Bryozoenkolonien parasitisch leben und durch das Fressen der Tiere und der Dauerkeime ihre Wirsche arg schädigen. Für die oft zahlreichen Larven haben die Bryozoenkolonien eine bedeutsame Schutzfunktion: die „Gäste“ können sich bei Gefahr schnell bergen. Sie kommen, vor allem in Kolonien von *Plumatella fungosa*, oft in solchen Mengen vor, daß MARCUS (1925, S. 44) sagen kann: „Die Bryozoen sind als Schlupfwinkel und Nahrung für Chironomidenlarven, die wichtigste Fischnahrung, bedeutsam.“

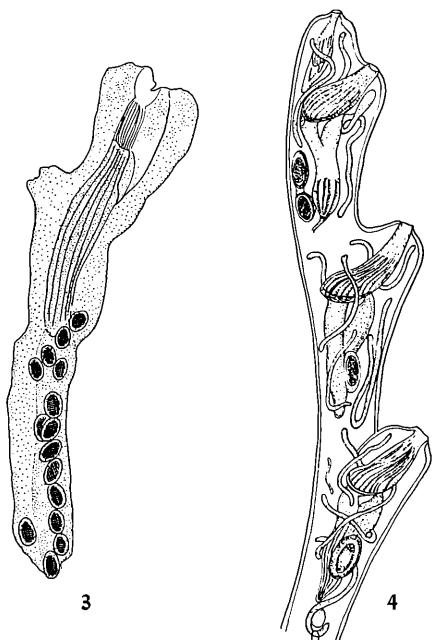


Abb. 3: *Plumatella fruticosa*, ein Zoid mit Eiern von *Hydrozetes lacustris* (Original).

Abb. 4: *Plumatella repens*, Ende eines mit *Buddenbrockia* infizierten Astchens (nach O. SCHRODER)

Auch die Larven verschiedener Arten von Trichopteren (Köcherfliegen) können als Schädlinge an Bryozoenkolonien auftreten; auch sie fressen Cystide und Polypide ab und benutzen die Cystidröhren und Dauerkeime als Baumaterial für ihre Wohngehäuse. — Häufig findet sich auf *Cristatella*-Kolonien die auch auf Schwämmen häufige, schwerfällige grüne Larve des Netzflüglers *Sisyra*; man muß wohl dieses Tier als Parasiten ansprechen, da es ohne Zweifel mit seinem langen Saugrüssel den Bryozoen Leibesflüssigkeit entziehen kann (Abb. 2).

MARCUS (1926, S. 282) rechnet auch die Oribatide *Hydrozetes lacustris* zu den

Feinden der Bryozoen. Er berichtet von einer Beobachtung, nach der eine *Christatella*-Kolonie durch *Hydrozetes* deutlich schwer geschädigt wurde. Hierzu ist ergänzend zu erwähnen, daß sich in den Cystidröhren lebender Kolonien von *Plumatella fruticosa* und *Pl. repens* (vermutlich auch anderer Plumatellen) nicht selten Eier dieser Tiere finden (Abb. 3). Die Weibchen sind durch ihren Legeapparat befähigt, die Eier in Bryozoencystide abzulegen. Ich habe mehrfach beobachtet können, daß sich die Eier in den Wohnröhren bis zum Larvenstadium entwickeln; vermutlich verlassen die Larven die Kolonie an Stellen, wo sich abgestorbene Polypide befinden. Es hat sich bisher nicht feststellen lassen, ob hier nur ein Wohnparasitismus vorliegt oder ob auch eine direkte Schädigung der Wirtskolonie, etwa durch Entzug von Leibeshöhlenflüssigkeit oder durch Stoffwechselprodukte des Parasiten, stattfindet.

Ein Kapitel, das ganz besonders noch weiterer Forschung bedarf, ist das Vorkommen von Cercarien, den etwa 1 mm großen, freischwimmenden Larvenstadien parasitischer Saugwürmer, in Bryozoen. MARCUS (1934, S. 519) hat festgestellt: „Cercarien wandern durch den Mund in den Darm und von dort unter Durchdringung der Coecawand in die Leibeshöhle der *Lophopus*-Stöcke; im Darm sind die Cercarien geschwänzt, in der Leibeshöhle haben wir nur schwanzlose getroffen. Manchmal waren die Cercarien in der Leibeshöhle frei, manchmal eingerollt und encystiert. Bryozoen dienen demnach als Hilfs- (oder Transport-) wirte für Digenea. Ob Agamodistomen aus dem Hilfswirt *Lophopus* in ihren Endwirt gelangen, erscheint fraglich. Immerhin liegen für Phylactolaemen und Statoblasten Beobachtungen über Aufnahme durch Fische vor.“ In diesem Zusammenhang sei erwähnt, daß man Teichhühner (*Gallulina chloropus*) und Bläßhühner (*Fulica atra*) als Bryozoenfresser beobachtet und nachgewiesen hat; diese könnten also auch als Endwirte in Betracht kommen, zumal man den Trematoden (Saugwurm) *Distomum macrostomum* auch in Bläßhühnern gefunden hat. Es wäre auch zu klären, ob vielleicht bryozoenfressende Schnecken als Zwischenwirte in Frage kommen. In diesem Zusammenhang sei auch die Deutung der *Buddenbrockia plumatellae* als einer Trematoden-Sporocyste erwähnt (s. u.).

Zum Schluß müssen zwei echte Parasiten genannt werden, über die eine nicht unbedeutende Spezialliteratur vorhanden ist; es sind die Entoparasiten *Buddenbrockia* und *Nosema*.

Buddenbrockia plumatellae, dieses rätselhafte Tier, wie MARCUS sagt, wurde schon 1850 beschrieben und auch abgebildet, aber nicht benannt, da eine Einordnung nach dem damaligen Stand der Kenntnisse nicht

möglich erschien; als 1910 OLAF SCHRÖDER auf Hinweis von BUDDENBROCK konserviertes Material von *Plumatella repens* untersuchte, fand und benannte er diesen Parasiten, der aber bis heute problematisch geblieben ist. Man hat ihn in Europa und Asien bisher nur in *Plumatella repens* und *Pl. fungosa* gefunden, in Südamerika auch in einer der Palaearktis fremden Art, *Stolella evelinae* (MARCUS, 1941). O. SCHRÖDER hielt den seltsamen, wurmartigen Parasiten von 0,15 bis 3 mm Länge zunächst für eine Mesozoenart; von anderen, so von BRAEM, wurde er als Trematoden-Sporocyste angesprochen, was aber von einem Saugwurm-Spezialisten wie WESENBERG-LUND abgelehnt wurde, und der Entdecker selbst hat ihn später als einen „sehr rückgebildeten Nematoden“ bezeichnet. Nach eingehender kritischer Stellungnahme zu den Deutungsmöglichkeiten kommt MARCUS (1941, S. 128, 153) zu dem Schluß, daß nach dem jetzigen Stande des Wissens eine klare taxonomische Einordnung nicht möglich sei.

Die kleinen fest sitzenden Jugendstadien des Parasiten finden sich an der Innwand der Wirtskolonie festgeheftet, die größeren frei beweglich in der Leibeshöhle (Abb. 4). Zur Frage der Schädlichkeit von Buddenbrockia für die Wirtskolonie sagt BRAEM (1911, S. 18): „Die Individuen des Bryozoenstocks müssen durch den Verbrauch an Leibeshöhlenflüssigkeit seitens der Würmer und jedenfalls auch durch die Stoffwechselprodukte derselben geschädigt werden, und in den Fällen, wo die Parasiten sehr zahlreich sind, muß die Schädigung eine bedeutende sein. Es ist daher wohl kein Zufall, daß in meinem Material fast alle Polypide, die von mehreren Würmern umgeben sind, abgestorben und im Verfall begriffen sind.“ Interessant ist die Vermutung, die BRAEM im Anschluß an seine Deutung dieses Parasiten als Trematoden-Sporocyste ausspricht (ebendort): „Da aber niemals, auch nicht bei den größten Würmern, ein Ansatz zur Keimbahnbildung zu bemerken war, so dürfte diese erst in einem neuen Wirte vollzogen werden. Am nächsten liegt es, dabei an die *Chironomus*-Larven zu denken, welche schon den gesunden Stöcken, vollends aber den abstorbenden, arg zusetzen.“ Hier harrt ein Problem der weiteren Bearbeitung.

Das Mikrosporidium *Nosema bryozoides* ist bisher in Europa und Asien in *Plumatellen* (*Pl. repens* und *Pl. fungosa*) und in *Lophopus crystallinus*, in Südamerika in *Stolella evelinae* gefunden worden. Es ist in den befallenen Kolonien in den Zellen aller Gewebe, vor allem aber in denen des Hodens, in den verschiedensten Entwicklungsstadien vorhanden (Abb. 5). Die 8 bis 10 μ langen und 4 bis 5 μ breiten Sporen sind von ovoideer Gestalt, der eine Pol ist abgerundet, der andere zugespitzt; der Pol-

faden ist ähnlich aufgerollt wie der Faden in den Nesselkapseln der Nesseltiere. Die freigewordene Spore mit dem enorm langen Polfaden sieht einem geschwänzten Spermium ähnlich. Die Sporen gelangen mit den Fäces durch den Anus, beim Flottoblastenausstoß auch durch den vestibulären Porus nach außen, die Hauptmasse beim Zerfall der Kolonien. Die Neuinfektion erfolgt zunächst durch Einstrudelung bei der Nahrungsaufnahme, und zwar werden von den Bryozoen entweder freie Sporen oder auch mit Sporen infizierte Wimpertierchen aufgenommen. Bei den Gallerterformen (*Lophopus*, *Pectinatella*, *Cristatella*) genügt die Infektion eines einzelnen Polypides, um über die gemeinsame Körperhöhle zur Infektion aller Personen des Stocks zu führen. Durch den Befall mit *Nosema* werden die Gewebe der Bryozoen geschädigt und zur Degeneration gebracht; bei starkem Befall kommt es zum Absterben der gesamten Kolonie.

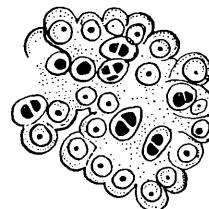


Abb. 5: *Nosema bryozoides*, Zellgruppe aus dem Hoden einer *Plumatella* mit verschiedenen Stadien des Parasiten (nach BRAEM, $\times 600$)

L iteratur

- Über Süßwasserbryozoen vgl. Mikrokosmos 39, S. 121; 42, S. 42; 42, S. 280; 43, S. 222.
- 1. ANNANDALE, N., 1911: Freshwater Sponges, Hydroids, and Polyzoa (The Fauna of British India); London, Calcutta, Bombay, Berlin.
- 2. BRAEM, F., 1911: Bryozoen und deren Parasiten (Beiträge zur Kenntnis der Fauna Turkestan's; Dorpat).
- 3. — 1951: Über Victorella und einige ihrer nächsten Verwandten (Zoologica, Heft 102; Stuttgart).
- 4. KOROTNEFF, A., 1892: Myxosporidium bryozoides (Zs. wiss. Zool., 53, S. 591 ff.)
- 5. KRAEPELIN, K., 1887: Die Deutschen Süßwasser-Bryozoen, I. Anatomisch-systematischer Teil (Hamburg).
- 6. MARCUS, E., 1925: Bryozoa (in: P. Schulze, Biologie der Tiere Deutschlands, Liefg. 14, Teil 47; Berlin).
- 7. — 1926: Beobachtungen und Versuche an lebenden Süßwasserbryozoen (Zool. Jahrb., Syst., 52).
- 8. — 1934: Über *Lophus crystallinus* (Pall.) (Zool. Jahrb., Anat., 58) S. 584 ff.: *Nosema bryozoides*
- 9. — 1941: Sobre Bryozoa do Brasil (Sao Paulo; portug. mit engl. Zusfassg.) (über Buddenbrockia und *Nosema* S. 123—134, 153—154).
- 10. SCHRÖDER, O., 1910: Eine neue Mesozoenart (Buddenbrockia plumatellae n. g. n. sp.) aus *Plumatella repens* und *Plumatella fungosa* (Sitzber. Heidelb. Ak. Wiss., Math.-Naturw. Kl., 6. Abh., S. 1—10; Heidelberg).
- 11. — 1910a: Buddenbrockia plumatellae, eine neue Mesozoenart aus *Plumatella repens* und

- Plumatella fungosa* (Zs. Zool., 96, S. 525 ff.)
12. 1912: Weitere Mitteilungen zur Kenntnis der Buddenbrockia plumatellae Ol. Schröder (Verh. Naturw.-Mediz. Ver. Heidelb., N. F., 11, S. 230 ff. Heidelberg).
 13. — 1912a: Zur Kenntnis der Buddenbrockia plu-
 - matellae Ol. Schröder (Zs. wiss. Zool., 102, S. 79 ff.).
 14. — 1913: Über einen einzelligen Parasiten des Darmepithels von *Plumatella fungosa* (Zool. Anz., 43, S. 220 ff.).
 15. — 1914: Beiträge zur Kenntnis einiger Mikrosporidien (Zool. Anz., 43, S. 320 ff.).

Das Rotatorienwerk Max Voights: Eine neue Epoche in der Rädertierforschung Mitteleuropas kann beginnen

Von Josef Donner, Wien

Der verdienstvolle Erforscher der Räderterre Mitteldeutschlands, KURT WULFERT, bekennt in einem Rückblick auf seine wissenschaftliche Tätigkeit (noch unveröffentlicht), daß ihm die Beschäftigung mit diesen Tierchen überaus glückliche Stunden in seinem Leben bereitet, ja, es unsagbar bereichert hat. Viele Forscher und Männer der Wissenschaft haben schon gleiches erlebt, wenngleich sie sehr zurückhaltend waren in ihren Äußerungen. Es ist eigentlich schade, daß sie uns diese Stimmungen, diese menschlich beglückende Seite ihrer Tätigkeit nur so spärlich mitgeteilt haben. Für viele weniger Eingeweihte hat die Wissenschaft ein allzu ernstes Gesicht bekommen, sogar oft einen Zug der gefühllosen Unmenschlichkeit, der reinen Verbissenheit in ihre Objekte, der schonungslosen Tyrannei über menschliche Hirne und Herzen, einen Zug von Isoliertheit gegenüber anderen menschlichen Werten. Ja, das ist schade! Es erniedrigt die Wissenschaft aber keineswegs, wenn wir zeigen, wie sie den menschlichen Anlagen mehr gibt als nüchterne Antwort auf die Fragen des Verstandes, wie sie auch sittliche Kräfte erweckt, Charakter bildet und sehr zufrieden macht. Nein, das ehrt die Wissenschaft und macht sie sympathischer. Die Franckhsche Verlagshandlung hat es seit Jahrzehnten in den meisten ihrer Publikationen verstanden, ohne viel Worte diese Seite der Naturerkenntnis und Naturdarstellung zu treffen. Sie hat sich an Liebhaber gewendet und Liebhaber erzogen.

Und wieviel eindringlicher und überzeugender als alle Schilderungen und Versicherungen ist die eigene Erfahrung. Etwa auch in dieser Weise: Ein Mikroskop besitzen und nun der Kleinlebewelt nachspüren, in Mühe und Ausdauer, in Fragen und Erfolgen, in Freuden und wachsendem Staunen — Gruppe für Gruppe, nach bewährter Anleitung, wie sie so ausgezeichnet die Sammlung der Franckhschen Verlagshandlung „Einführung in die Kleinlebewelt“ bietet.*

Ja, Gruppe für Gruppe sollte man nach diesen Bändchen vornehmen. Die Schwie-

rigkeiten der Arbeit werden immer geringer werden, die Freude daran immer größer. Ergebnis wird sein eine sichere Unterscheidung der Klassen, Ordnungen und Gattungen, ein geübter Blick, eine umfassende Kenntnis der Kleinlebewelt und — ein neuer Amateurbiologe, sagen wir: ein Liebhaber-Biologe, mit Kopf und Herz, mit Geist und Seele bei seinem Fach. Ein weiteres Ergebnis sehe ich voraus: So mancher wird auf diesem vorwissenschaftlichen Feld nicht stehen bleiben. Er wird sich eine Gruppe zu noch gründlicherer Arbeit hernehmen und wird in die wissenschaftlichen Tiefen seines Faches eindringen, wird Neues finden, wird Bausteine liefern zum großen Bau der Naturwissenschaften, weniger aus dem Beruf einer akademischen Laufbahn, als mit dem stets frischen Schwung des Liebhabers. Mehrere Franckhsche Serien haben durch Jahrzehnte sehr gut diesen Weg geführt.

Im ersten Bändchen der neuen Reihe habe ich mich bemüht, den Rädertern einige neue Freunde und Bearbeiter zu gewinnen. In einem Aufsatz dieser Zeitschrift (45, 7, 153—160) versuchte ich zu zeigen, wie diese Organismen auch im mikroskopischen Praktikum mit Erfolg herangezogen werden können. Ich hoffe auf einen Erfolg und bin sicher, daß die Beschäftigung mit Rotatorien viele Freude bringen wird. Ich kenne natürlich die Schwierigkeiten gerade dieser Gruppe: Die rasche Beweglichkeit, andererseits die fürchterlichen Kontraktionen der *Bdelloidea*; Schwierigkeiten durch den komplizierten Bau usw. Aber bringen uns nicht doch die überraschende Schönheit, die Formenfülle, die spannenden und drolligen Gewohnheiten der Räderterre viel Freude?

Mein Büchlein führt nur bis zur Kenntnis der Gattungen unseres Gebietes. Wer in der Klasse der Räderterre weiter bis zur Bestimmung der Arten vordringen wollte, der hatte bisher die allergrößten Schwierigkeiten, die das Studium dieser Tiere überhaupt bot: Er mußte die Artbeschreibungen und Abbildungen aus vielen hunderten, weit verstreuten wissenschaftlichen Werken zusammentragen, sich abschreiben, pausen beziehungsweise fotokopieren, kurz, er mußte ein ganzes Archiv besitzen und mußte zu dessen Benützung einfach Rädertier-Spezialist sein. Seit fast einem hal-

* Bisher erschienen DONNER, Räderterre; GROSPIETSCH, Wechseltierchen; HUSTEDT, Kieselalgen; KLOTTER, Grünalgen; MAYER, Kultur und Präparation der Protozoen; DITT-RICH, Bakterien, Hefen, Schimmelpilze.

ben Jahrhundert gab es kein Bestimmungsbuch mehr. Das zuletzt erschienene (BRAUER 1912) war sehr überholt. So war es bis zum Jahr 1957.

In Zukunft aber sind alle Freunde der Rädertiere unserer Gegenden besser daran, denn diese größte Schwierigkeit hat der Altmeister der Rotatorienforschung in Deutschland, MAX VOIGT, durch ein ganz bedeutendes Werk beseitigt. Wir haben von ihm, seit 1957 vollständig, „Rotatoria, Die Rädertiere Mitteleuropas“.

Könnte ich jetzt den verehrten Leser nur dazu bewegen, aus einer Institutsbücherei die beiden Bände dieses Standardwerkes sich für kurze Zeit auszuleihen und durchzublättern. Er könnte einen schönen Einblick gewinnen in die bezaubernde Welt der Rotatorien und könnte ein ganz modernes, in seiner Art (bes. Tafelband) einzig dastehendes wissenschaftliches Werk kennen lernen.

Der immerhin recht umfangreiche Textband wäre, wie der Autor im Vorwort betont, noch zu klein, wenn alle Formen ausführlich beschrieben worden wären. Er ist, wie auch der Text des Tafelbandes, in Rotaprintdruck hergestellt, um die Kosten erschwinglicher zu halten. Dieses Verfahren ist für die äußere angenehme Erscheinung des Werkes durchaus kein Nachteil.

Mit einem Allgemeinen Teil beginnt das Buch. Wir lesen da über Körpergestalt und Körperbau, Fortpflanzung, Männchen, Vorkommen und Lebensverhältnisse, Parasiten der Rädertiere, Winke für das Einsammeln, Untersuchen und Konservieren. Die Auswahl und Ausführlichkeit dieses Teiles ist klugerweise gerade so gehalten, daß alle Fachausdrücke, die während der Bezeichnung vorkommen, leicht verstanden werden.

Es folgt der Systematische Teil, das eigentliche Bestimmungswerk mit dichotomischen Bestimmungstabellen. Eine wohltuende Übersichtlichkeit fällt uns auf. Die schwierige Ordnung der *Bdelloidea* ist eigens ausführlich eingeleitet. Man darf ruhig wissen, daß es auch Fachleute gibt, die die Ordnung *Bdelloidea* meiden, sich mit ihr nicht abgeben. Einen Gutteil des Schreckens davor nimmt aber Voigt durch seine Einleitung und seine ausgezeichnete Durchgliederung. Hier und überall finden wir: Bestimmungsschlüsse, Diagnosen der Arten und Varietäten, Synonyma, ökologische Angaben, Anmerkungen über schwierige und unsichere Arten, Hinweise auf ähnliche Formen. Die neuesten systematischen Erkenntnisse finden wir verarbeitet, z. B. Gattung *Ceratotrocha* mit den schönen Tentakeln bei den *Philodinidae*, weil sie ein Magenrohr besitzt (S. 34, 84). Was Art ist und was Varietät, ist bei den Rotatorien wie bei vielen anderen Organismen oft eine schwer zu entscheidende Frage. In

manchen Fällen müssen wir uns vorläufig mit der Beschreibung und Gruppierung der Formen begnügen. So finden wir es im Werk Voigts bei *Habrotrocha rosa* (S. 60), *ligula* (S. 65), *Macrotrachela bilfingeri* (S. 94 f.), *Keratella cochlearis* (S. 177) usw. Der Autor beschreibt etwa 500 in Mitteleuropa nachgewiesene Rädertierarten. Dazu kommen aber noch mehrere hundert (von den ca. 1500 bisher bekannten Arten) in diesem Gebiet noch nicht nachgewiesene, die zum Teil beschrieben, zum Teil erwähnt und abgebildet werden, „um die Bestimmungsarbeit zu erleichtern und ein Vergleichen zu ermöglichen“ (Vorwort). Ein sehr guter Gedanke.

Eigenartige Beobachtungen machen wir, wenn wir unsere Aufmerksamkeit (auch nur beim Blättern) näher auf die Namen der Rotatorien richten. Nicht gerade glücklich hat DONNER 3 *Habrotrocha*-Arten genannt *solida*, *solitaria*, *sollicita* (letztere auf S. 44 und 493 irrtümlich *sollicitia*) und neben *Cephalodella remanei* kann seine *reimanni* zu Verwechslungen führen. Auch *Macrotrachela quadricorniferaoides* gefällt uns nicht. Die Gattungsnamen *Callidina* (S. 122) und *Diglena* (S. 382) und manche andere müssen wir leider immer noch mitführen, weil einige unter diesen Namen bekannte Tiere nicht in die neuere Nomenklatur einbezogen werden können; wir kennen sie nicht genügend. Nicht verwunderlich ist es, daß bei tschechischen Namen in Voigts Werk die Aussprachezeichen danebengeraten sind (S. 73: Nemeč, storkani statt Němec, štorkani). Der Autor bringt auch mehrere interessante Rädertiere, die zur Zeit überhaupt noch nicht in unser System einreihbar sind (S. 448—450), ferner unbestimmte und unzureichend bestimmte Funde (S. 68, 115 usw.), eine Liste der Wirtschmarotzender Rotatorien (S. 451—455), die ein ganz interessantes Kapitel darstellen. Hat Voigt hier absichtlich ausgelassen die auf S. 110 doch vermerkte Kuriosität über *Philodina erythrophthalma*, die auch in der Tränenflüssigkeit menschlicher Augen gefunden worden sein soll? In viele andere Gruppen des Tier- und Pflanzenreiches führt uns der sehr wertvolle Abschnitt über die Parasiten, Epiphyten und Epizoen der Rotatorien (S. 455—467). Die 24 Seiten lange Liste von Rädertier-Literatur seit dem Erscheinen der Synopsis im Jahr 1913 (S. 467—488, 499—501) läßt uns ahnen, was Voigt gearbeitet hat und was er uns erspart hat.

Ausführliche Sach- und Namenregister sind beigelegt. Die Abbildungen des Textbandes sind in einigen Einzelheiten nicht ganz so gut gelungen wie die durchweg sehr schönen des Tafelbandes. Reizend finden wir das Inventar an Rotatorien des Teufelssees mit seinen mannigfaltigen Tierformen nach WULFERT, Abb. 25 B.

Der Tafelband unseres großen Werkes ist einfach eine Überraschung! Möchte ihn doch jeder Leser einmal durchgeblättert haben! Er ist eigentlich eine Mappe aus Leinen mit 115 Tafeln. Die Beschreibungen sind jeweils auf der Rückseite der vorigen Tafel abgedruckt*. Voigt hat die einzelnen Figuren jeder Tafel schön zusammenkomponiert zu einem gefälligen Bild. Beim ersten Durchschauen fällt uns bereits auf die ungeahnte Formenfülle von Würmchen und Kugeln, geschmeidig glatten und dornigen, gut gegliederten und verwirrend unübersichtlichen, kompakten und fäidig strahlenden Körpern. Wir ahnen geheimnisvolle Prinzipien und Baupläne dieser Kunstformen der Natur, die im Tierreich sicher einzig an Reichtum dastehen.

Der Text des Werkes durfte nicht zu lang sein und nicht zu kompliziert in der Beschreibung der Arten. So verlegte sich Voigt auf möglichst viele Abbildungen. Alle in Mitteleuropa aufgefundenen Räderterarten sind abgebildet, sehr viele sogar öfter. Es scheint, daß nicht viele der überhaupt in der Literatur gebrachten Figuren übergangen worden sind. Die Abbildungen werden einem jeden Bestimmer mehr helfen als eine ausführlichere Beschreibung. Besonders lag dem Autor daran, die Original-Bilder zu kopieren. Sie sind sämtlich da. Wie ungeheuer wertvoll! Abbildungen aus seltenen, zu ihrer Zeit aufsehenerregenden Tafelwerken (HUDSON-GOSSE, WEBER usw.); Bilder von Altmeister EHRENBURG, SCHMARDIA, MONTET, DIXON-NUTTALL, MURRAY, DE KONING,

* Gegen Mitte März 1956 kam das 1. Stück dieses Tafelbandes, das die Berliner Firma Color-Druck ausgegeben hatte, zu mir nach Wien. Der Autor hatte es samt dem Begleitschreiben der Firma mir sofort zugeschickt. Ich kann Herrn Dr. VOIGT diese Aufmerksamkeit, diesen Gestus seiner Gewogenheit nie vergessen. Seither schätze ich mir seine Freundschaft noch höher.

Tafel auf S. 175: Die Tafel 99 aus M. VOIGT: *Rotatoria. Die Räderterre Mitteleuropas.* Veröffentlicht mit freundlicher Genehmigung des Verlages Gebr. Borntraeger, Berlin.

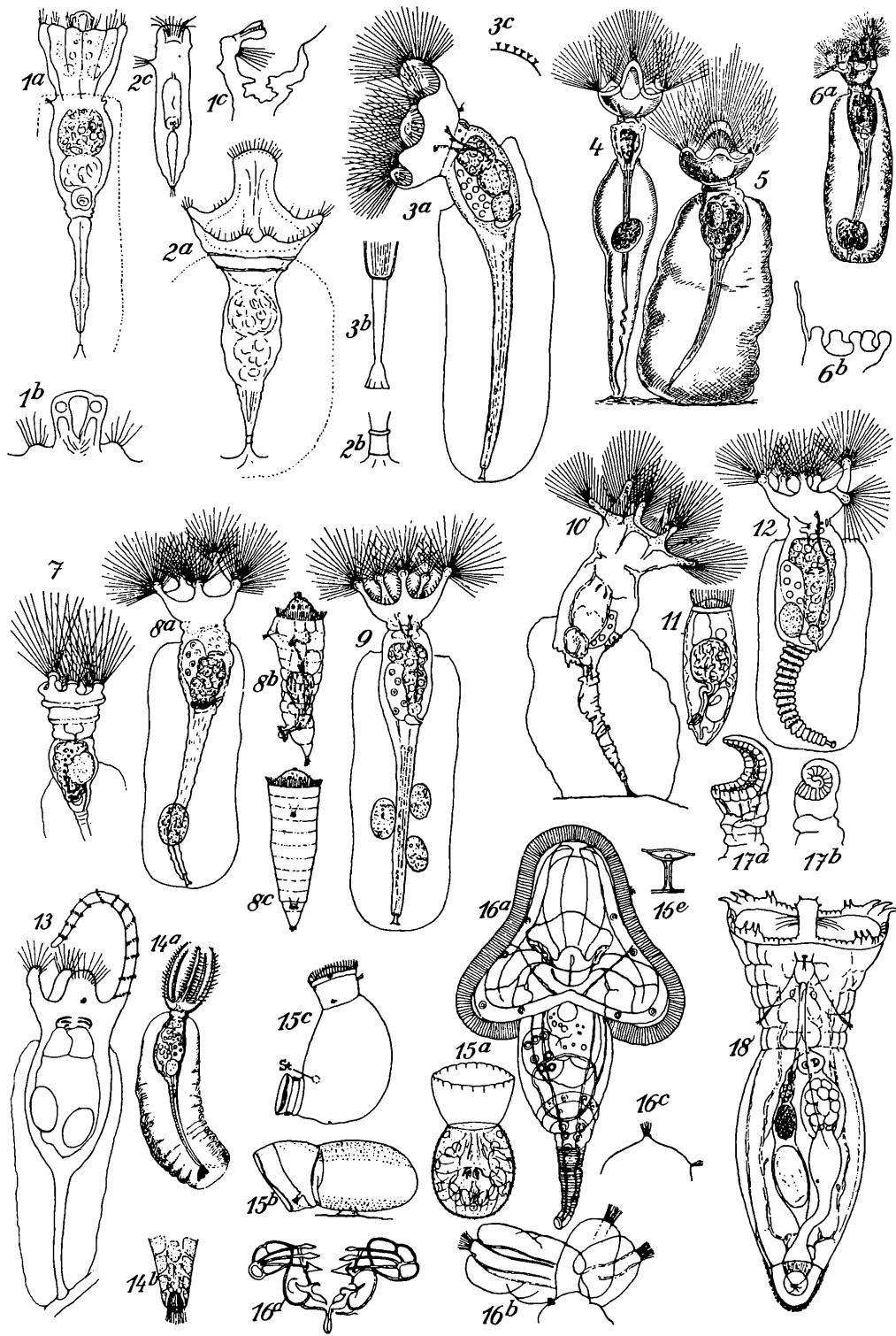
Gatt. *Acyclus* (16, 17.), Gatt. *Atrochus* (18.). Gatt. *Collotheca* (1.—13.), Gatt. *Cupelopagis* (15.). Gatt. *Stephanoceros* (14.).

Fig. 1. *Collothea paradoxa* (Penard). 1a V 1b Fortsatz der Krone, 1c Längsschnitt durch die Krone. Nach Penard 1914. — **Fig. 2.** *Coll. ferox* (Penard). 2a V., 2b Haftstiel, stärker vergr., 2c junges Tier, schwimmend. Nach Penard 1914. — **Fig. 3.** *Coll. campanulata* (Dobie). 3a L., 3b Haftstiel, stärker vergr., 3c Stück aus der Schale des Latenzeies. ♂ vgl. Fig. 11., Krone vgl. 97. 15. a nach Weber 1898, b nach Montgomery 1903b. Vgl. 98. 5. — **Fig. 4.** *Coll. longicaudata* (Hudson). Nach Hudson und Gosse 1883. — Vgl. 97. 18. — **Fig. 5.** *Coll. ambigua* (Hudson), V. Nach Hudson u. Gosse 1886. Vgl. 97. 19. — **Fig. 6.** *Coll. ornata* var. *cornuta* (Dobie). 6a L., 6b Kronenrand mit Fortsatz. 6a nach Weber 1898, 6b nach Leydig 1854. — **Fig. 7.** *Coll. cyclops* (Cubitt). Nach Hudson u. Gosse 1886. — **Fig. 8.** *Coll. ornata* (Ehrb.). 8a L., 8b, c ♂, Kauer vgl. 97. 12. Nach Weber

HARRING und MYERS: Welch schöne Geschichte der Auffassung und Darstellung unserer kleinen Wunder! Welch gutes Anschauungsmaterial für verschiedene Zeichentechniken nebenbei! Hunderte von Figuren zeigen auch Zehen, Kauer, Fangapparat, Drüsen, Eier, Männchen, Wirtstiere, Parasiten. Die Figur Taf. 19, 1 haben wir schon oft gesehen als Übersichtsbild der Anatomie eines gepanzerten Räderdiers. Ahnt ein Nichteingeweihter die feinen Unterschiede, die zu einer so vielfältigen Abwandlung des Typus *Lecane* oder *Keratella quadrata* (Taf. 24 und 25 ff.) führen? Eine nur einmal gefundene Perle: *Cordylosoma perlucidum* Voigt (Taf. 100, 6).

Das Bestimmungswerk entstand in einer ungünstigen Zeit, ja, man könnte es fast ein Kriegskind nennen, in dem Sinn, daß Kriegs- und Nachkriegszeit ihm besonders stark zugestellt haben. Etwa 1926 begann die Arbeit. Viele Hunderte von Publikationen mußten beschafft, exzerpiert und fotokopiert werden. Während des Krieges lag ein Teil des Manuskripts im Bankfach in der Wohnung, ein anderer Teil wurde vom Autor in Koffern in Luftschutzkellern herumgetragen. Doch erhielt bald darauf der Verlag in Leipzig die Stöße der vollgeschriebenen und mit Zeichnungen angefüllten Bögen. Beim Bombardement der Verlegerstadt brannte das Verlagsgebäude nieder bis zum Stockwerk, in dem der Stahlschrank mit Voigts Manuskript stand (Januar 1944). Es war gerettet. Nach dem Kriegsende war es jahrelang zweifelhaft, ob das Werk überhaupt noch gedruckt wird. Mehrere Forscher setzten sich dafür ein. Voigt arbeitete unverdrossen an der Fortführung. Die Literaturbeschaffung war ungeheuer schwierig, teilweise unmöglich geworden. Seit je, besonders jetzt, kostete sie große Summen. Im Herbst des Jahres 1955 begann endlich ein anderer Verlag,

1898 (a), nach Wesenberg-Lund 1923 (b, c). — **Fig. 9.** *Coll. coronetta* (Cubitt). L. Vgl. Krone 97. 16. Nach Weber 1898. — **Fig. 10.** *Coll. heptabrachiata* var. *diadema* (Petr.). Nach Petr 1890. — **Fig. 11.** *Coll. campanulata* (Dobie) ♂. Nach Montgomery 1903b. — **Fig. 12.** *Coll. heptabrachiata* (Schoch). Vgl. Krone 97. 17. Nach Weber 1898. — **Fig. 13.** *Coll. monoceros* (Zacharias). Nach Zacharias 1912. — **Fig. 14.** *Stephanoceros fimbriatus* (Goldfuß). 14a L., 14b Hinterende des freischwimmenden Tieres. a nach Weber 1898, b nach de Beauchamp 1909a. — **Fig. 15.** *Cupelopagis vorax* (Leidy). 15a schwimmendes Tier, 15b fest sitzendes Tier, L., 15c Larve (St. = statisches Organ?). a nach Leidy, b, c nach Cori 1925. — **Fig. 16.** *Acyclus trilobus* (Lucks). 16a ohne Gallerthülle, 16b Kronenlappen, L., 16c Vorderende des zusammengezogenen Tieres, 16d Kauer, V., 16e Stäbchen zwischen den Schalen des Latenzeies. Nach Lucks 1913. — **Fig. 17.** *Acyclus inquietus* (Leidy). 17a u. b Vorderende, L., ausgestreckt u. zusammengezogen. Nach Leidy 1892. — **Fig. 18.** *Atrochus tentaculatus* (Wierzejski), D. Nach Wierzejski 1893c. — **Fig. 4, 5, 6a** aus Steiner 1913/14. *Mikrokosmos* Bd. 7. —



Borntraeger, die Druckarbeiten. Durch die vielen Jahre der ständigen Verzögerungen waren aber wieder zahlreiche neue Publikationen über Rotatorien erschienen, so daß die Bestimmungstafeln immer wieder umgebaut, die Tafeln ergänzt werden mußten. Das Manuskript mußte zwischen Verlag und Autor oft hin- und hergehen. Voigts Arbeitsfreude war trotzdem nie erschöpft. Er hatte z. B. das Konzept über die Gattung *Cephalodella* fertig, als er DONNERS Arbeit über diese Gattung bekam (1951). Das bedeutete: Einreißen seines Baues und Neuaufbau des Bestimmungsschlüssels. Es geschah. Nach Abschluß dieses Teiles kam eine Abhandlung von WULFERT, wieder mit neuen *Cephalodella*-Arten. Also nochmals ans Werk des Umbaus. So ging es mit vielen Gattungen, besonders der *Bdelloidea*. Voigt schrieb damals „die Töchter der Danaiden schöpfen Wasser in ein durchlöchertes Faß. Bei mir sind es aber sicher mehrere Fässer“.

Die Deutsche Forschungsgemeinschaft hat den Druck des Werkes teilweise finanziert. Wir müssen ihr und dem Verlag sehr

dankbar sein. Leider wurden nur 700 Exemplare hergestellt. Möchte doch das Werk seine Ergänzung in anderen Ländern und Erdteilen finden und möchte es auch bei uns weitergeführt werden.

Dr. VOIGT ist unterdessen ein Vierundachtziger geworden und hat — ein neues Manuskript über die Gastrotricha bereits im Druck. Mögen wir ihn doch noch lange als Vorbild und Freund auch der jungen Forschergeneration unter uns haben.

1. BRAUER, A.: Die Süßwasserfauna Deutschlands. Rotatorien und Gastrotrichen. Heft 14, 1912.
2. DONNER, J.: Rädertiere (Rotatorien). Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1956.
3. Derselbe, Die Rotatorien im mikroskopischen Praktikum. Mikrokosmos, 45, Heft 7, 153—160, Stuttgart, 1956.
4. Derselbe, Rädertiere der Gattung *Cephalodella* aus Südmähren. Archiv für Hydrobiologie, XLII, 304—328, 1950.
5. HARRING, H. K.: Synopsis of the Rotatoria. Smiths. Inst. U. S. Nat. Museum, Bull. 81, Washington 1913.
6. VOIGT, M.: Rotatoria, Die Rädertiere Mitteleuropas. I Textband, II Tafelband, Gebr. Borntraeger, Berlin-Nikolassee 1956, 1957.

Die Entwicklung der Seeigel

Von Heinz Streble, Stuttgart

Jeder, der einmal an der Nordsee war, kennt die stacheligen Kugeln, die bei Ebbe am Strand herumliegen, die K a l k s k e - l e t t e d e r S e e i g e l . Die toten weißen Gebilde mögen in unserer Sammlung ein Schmuckstück sein — für Beobachtungen zur Entwicklung der Seeigel e i e r taugen sie natürlich nicht. Wer in den Sommermonaten an die jugoslawische oder an die italienische Westküste kommt, dem gelingt es vielleicht, einige Tiere lebend zu fischen. Voraussetzungen dafür sind eine Taucherbrille und etwas Puste. Der violette Seeigel (*Sphaerechinus granularis*) ist ein großes Tier mit fast 15 cm Durchmesser. Wir stöbern den Burschen mit den weißen Stachelspitzen in geringer Tiefe, meist zwischen Steinen versteckt, an einer Klippe oder einer Felswand festgesaugt, 1—5 m tief unter der Meeresoberfläche auf.

In Felsmulden und auf kleineren Sandfeldern am Felsstrand, 0,5—5 m unter Wasser, haust der schwarzviolette Steinseeigel (*Strongylocentrotus lividus*). Seine langen Stacheln sind gefährlich. Tritt man ohne Badeschuhe ahnungslos auf eines der Tiere, so rufen die Epidermisfetzen auf den Stacheln, die in unsere Sohlen gespießt werden, heftige Entzündungen hervor. Mit feuchtem Seegras und Tang umwickelt und einem Schuß Wasser halten sich die Tiere im Einmachglas einige Tage; wir können sie also über die Alpen nach Hause in ein Seewasseraquarium mit Durchlüftung brin-

gen. Als Futter nehmen sie kleine Muscheln und Schnecken aus der See.

Ganz ohne Abenteuerfahrt nach Süden oder Goldgräberarbeit am Nordseestrand, wo sich der Herzigel und der Zwergseeigel im Sand häuslich eingraben, erhalten wir den Strandigel, *Psammechinus miliaris*: Die Biologische Anstalt Helgoland (Anschrift: List auf Sylt) verschickt von Ende Juni bis Ende Juli reife, für die künstliche Befruchtung geeignete Tiere in Sauerstoffgläsern. Jede Sendung besteht aus zwei Gläsern mit je 6—8 Seeigeln, Männchen und Weibchen hübsch getrennt (Preis 10 DM). Bestellungen werden von Mai an entgegengenommen. Bevor die Tiere eintreffen, müssen wir ihnen ein Seewasserbecken einrichten. Meerwasser verschickt die Station oder wir besorgen uns Seesalz in der Tierhandlung. Das wären die ersten Vorbereitungen, um dem faszinierenden Schauspiel der wimmelnden Spermien, der aufleuchtenden Eier, der Furchungen und dem Lebenslauf der Larven beizuhören zu können. Die technischen Griffe machen uns keine Mühe:

Wir zerschneiden die Schalen eines Männchens und eines Weibchens rund herum am Äquator und ziehen die beiden Hälften auseinander. Die untere Hälfte mit dem Mund und dem Kauapparat, der Latte des Aristoteles, legen wir beiseite. Auf einem Objekträger setzen wir zwei kleine, saubere Seewassertropfen neben-

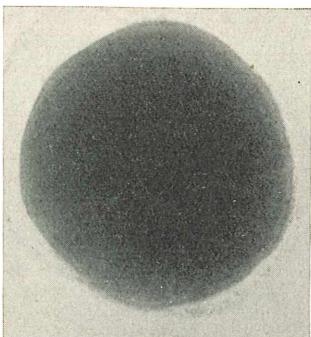


Abb. 1: Unbefruchtete Eizelle

einander. In den einen bringen wir mit einer neuen Pipette eine winzige Prise Eier aus dem rot-gelben Eierstock der oberen Schalenhälfte (Abb. 1). Im anderen Tropfen schwärzeln dann bald die Spermien, die wir mit einer zweiten (wichtig!) Pipette aus dem Hoden abgesaugt und im Wasser vorsichtig verrührt haben. Ein Strich mit einem Glasfaden verbindet die beiden Tropfen durch eine Brücke — sofort müssen wir jetzt mit abgeblendetem Kondensor beobachten. Nach einer halben oder einer Minute legen wir ein Deckglas auf und sehen wunderbar die Befruchtung der Eier.

Die Befruchtung. Die Eier geben an das Wasser einen Stoff ab, der die Spermien lebhaft beweglich macht und sie an das Ei heranlockt. In dichten Scharen sammeln sich die Spermien um die glasklare Gallerie des Eis an und versuchen, die Hülle zu durchbohren. Vorzugsweise durch die Mikropyle erreicht ein Spermium sein Ziel, das Ei. Die Eioberfläche sendet dem ankommenden Spermienkopf einen kleinen Fortsatz, den Empfängnishügel, entgegen, der das Spermium umfaßt, umfließt und sich dann mit ihm ins Ei zurückzieht. Im

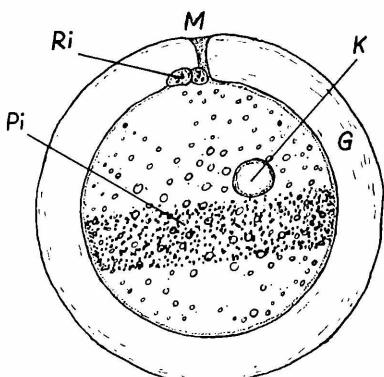


Abb. 2: Reifes Ei aus dem Eierstock. Beschriftung s. Abb. 3

gleichen Moment zieht sich das Ei zusammen, und unter Aufleuchten hebt sich die dünne Grenzschicht als Befruchtungsmembran ab (Abb. 2 und 3).

Ist uns die ruckartige Kontraktion (= Zusammenziehung) des Eis beim ersten entgangen, suchen wir gleich ein zweites, das uns den Vorgang erneut vorführt. Der Zwischenraum zwischen Ei und Grenzschicht, der perivitelline Raum, füllt sich mit einer vom Ei ausgeschiedenen Flüssigkeit. Alle übrigen Spermien können nicht mehr die Barriere der Membran durchdringen, sie bleiben elend und abgeschlagen in der

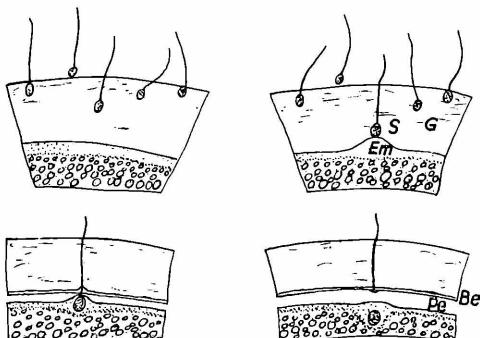


Abb. 3: Die Befruchtung eines Seeigeleies. Be = Befruchtungsmembran, Em = Empfängnishügel, G = Gallerie, K = Eikern, M = Mikropylengang, Pe = perivitelliner Raum, Pi = Pigmentring, Ri = die beiden Richtungskörperchen, S = Spermium

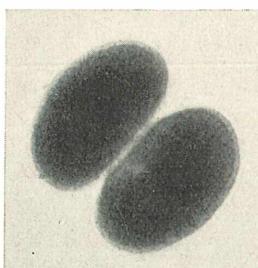


Abb. 4: Zweizellenstadium

Gallerthülle stecken, ebenso wie der Schwanz des einen erfolgreichen. Während der männliche Vorkern stark anschwillt und dem weiblichen entgegenwandert, tritt im Plasma eine merkwürdige Strahlung auf: das Centrosom des Spermiums teilt sich und bildet die beiden Ausgangspunkte der ersten Furchungsspindele.

Suchen wir ein eben befruchtetes Ei und gedulden uns noch zehn oder zwölf Minuten. Nach dieser Zeit schneidet urplötzlich die erste Furche von einem Pol her durch, vorher nur durch eine ringförmige Einziehung rund um das Ei leicht angedeutet.

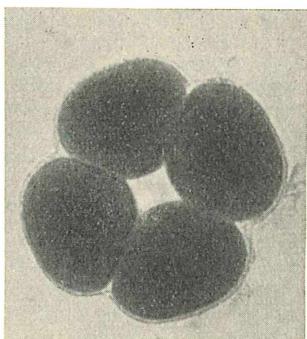


Abb. 5: Vierzellenstadium

Das Zweizellenstadium ist vor unseren Augen entstanden (Abb. 4). Wenig später sehen wir das Vierzellenstadium (Abb. 5). Die vier gleichgroßen Zellen werden durch die dritte Furche im Äquator geteilt: Das Achtzellenstadium ist entstanden (Abb. 6).

Inzwischen ist unser Entwicklungsstadien unter dem Deckglas die Luft ausgegangen und zuviel Wasser verdunstet; wir müssen nun die Kleinen anders aufziehen. In einer flachen Schale werden Eier und Samen gut durcheinandergerührt, das Gefäß wird mit einer Glasplatte zu drei Vierteln abgedeckt und das Wasser gut durchlüftet. Das Sechzehnzellenstadium zeigt etwas Unerwartetes:

Der vierte Teilungsschritt zerlegt die animalen Zellen in einen Achtzellenkranz, die vegetativen hingegen werden in vier große „Makromeren“ und in vier sehr kleine „Mikromeren“ geteilt (Abb. 7). Die Begriffe „animal“ und „vegetativ“ deuten auf das spätere Schicksal der Zellkränze hin: vegetative Zellen bauen den Darm auf, animale bilden die Haut der Larven. Ein schönes 32-Zell-Stadium besteht aus zwei Achtzellkränzen der animalen Hälfte, zwei Vierzellkränzen der Makromeren und einem Haufen aus acht Mikromeren. Der Keim hat das Aussehen einer Maulbeere

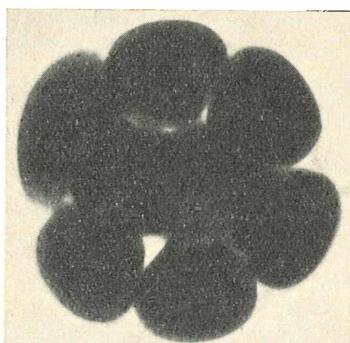


Abb. 6: Achtzellenstadium

und wird daher als *Morula* bezeichnet. Bei den weiteren, nun unregelmäßigen Teilungen der Morulazellen werden diese kleiner, die Größenunterschiede der Zellen gleichen sich aus und die Zellen ordnen sich zu einem einschichtigen Verband. Die entstandene Hohlkugel wird *Blastula* genannt, das Innere *Blastocoel*. Mit Hilfe ihrer Ciliën rotiert die Zellkugel innerhalb der Eihülle so lange, bis sie diese verläßt und frei im Meer oder in unserem Becken umherschwimmt. Am animalen Pol verdickt sich ein Bezirk zur Scheitelplatte mit einem Wimperschopf aus langen, unbeweglichen Ciliën (Abb. 8).

Nicht alle Seeigel entlassen ihre Eier und Samen und damit die Larven ins freie Wasser. Einige Arten der Nordmeere und der Antarktis, die Känguruhs unter den Stachelhäutern, packen ihre dotterreichen Eier in Bruttaschen, und hier wachsen direkt die jungen Tiere heran, ohne den typischen Entwicklungsweg über die Seeigelarve, den *Echinopluteus*, oder kurz *Pluteus*, zu nehmen.

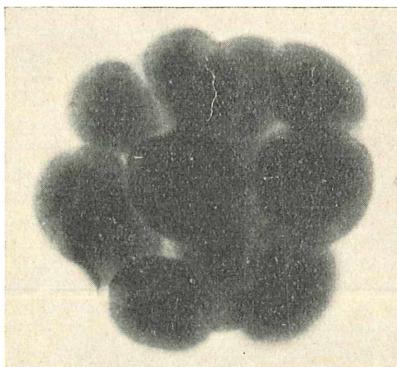


Abb. 7: 16-Zellen-Stadium mit Mikro- und Makromeren

Nach der künstlichen Befruchtung pipettieren wir so oft wie möglich aus unserem Kindergarten ein paar Tropfen heraus und bringen sie mit etwas Watte, die das rasche Umherschwimmen der Stadien ein wenig dämpft, unter ein Deckgläschen. Nie finden wir alle Embryonen auf der gleichen Stufe angelangt, sondern Frühreife und Spätentwickler wechseln bunt miteinander ab. So läßt sich oft in drei Tropfen ein größerer Ausschnitt aus der Entwicklungsgeschichte der Larven zusammensuchen (Abb. 9).

Was geschieht mit den deutlich abgegrenzten Mikromeren am vegetativen Pol? Bei *Psommechinus* wandern 50 bis 60 der kleinen Zellen aus dem aufgelockerten Verband aus und in die Blastulahöhle hinein. Sie strecken feine Pseudopodien vor und kriechen wie Amöben an der Innenwand der Blastula entlang. Darauf beginnt die

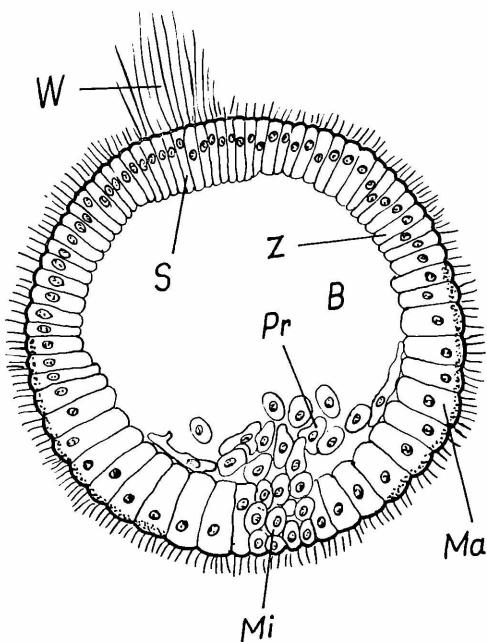


Abb. 8: Blastula-Stadium. B = Blastocoel, Ma = Makromeren, Mi = Mikromeren, Pr = primäres Mesenchym, S = Scheitelplatte, W = Wimperschopf, Z = Zellen des animalen Pols

sog. Gastrulation: Die Zellen des vegetativen Teils bilden eine Zellplatte aus, und die rasch sich teilenden animalen Zellen wachsen um die nach innen eingekrümmte Platte herum. Rasch folgen weitere Schritte. Am blinden Ende der Einstülpung, des „Urdarms“, sondern sich amöboidie Zellen ab und verteilen sich im oberen Teil der Leibeshöhle. Sie sind die Zellen des „sekundären Mesenchyms“. Ihre Vorläufer und Konkurrenten, die Zellen des primären Mesenchyms, rekrutieren sich aus den Mikromeren.

Mesenchym, ein Wort aus dem Griechischen, bedeutet das Eingegossene. Die Zellen des „Hineingegossenen“ bauen das Skelett auf, eine Leistung, die bei unseren Larven erst einige Stunden später beginnt.

Bald nach der Gastrulation erfährt das Ende des Urdarms eine Auftreibung und Verbreiterung nach der linken und rechten Seite (Abb. 10). Der blasige

Teil schnürt sich ab und zerfällt in zwei Bläschen, diese hinwiederum zerteilen sich ebenfalls in je zwei Blasen. Was mit den vier Leibeshöhlensäckchen weiter geschieht, verraten uns erst ältere Larven.

Unterdessen gab die Gastrula durch ungleiches Wachstum der verschiedenen Bezirke ihre Kugelgestalt auf und ähnelt nun einem Prisma. Der Urdarm wächst in die Länge und stößt mit seinem blinden Ende gegen die Larvenwand. Die betroffenen Zellen der Wand (des Ektoderms) schicken sich alsbald an, eine Mundbucht zu bilden. Die Wirkung des Darmendes führt — im Experiment — an jeder beliebigen Stelle der Haut zur Mundbuchtbildung. Andererseits entsteht bei darmlosen Larven die Ektoderm-Einsenkung an der normalen Stelle. So ist eine doppelte Sicherung gegeben. Urdarm und Mundbucht verschmelzen miteinander unter Bildung eines Durchbruchs, und während sich der Urmund vorübergehend schließt, wird der Darmkanal durch zwei Einschnürungen in drei Abschnitte aufgeteilt: Vorder-, Mittel- und Enddarm. Der Urmund bricht als After wieder durch, und die einfache Darmanlage ist funktionstüchtig.

Für ihr Leben im Plankton der Meere müssen die zarten Larven mit Hilfsorganen zum Schwimmen und Schweben wohl ausgerüstet sein. Gestützt werden die Schwabeftosätze mit ihren Wimperschnüren und Wimperbändern von einem feinen Kalkskelett. Ein kurzes Stück weit können wir die Entstehung des Skelettes gut verfolgen:

Auf beiden Seiten der Larven verschmilzt das Plasma von ungefähr zehn Skelettbildern. Das nunmehr vielkernige Gebilde scheidet in seinem Inneren ein kantiges Kalkstückchen ab. Das Körnchen

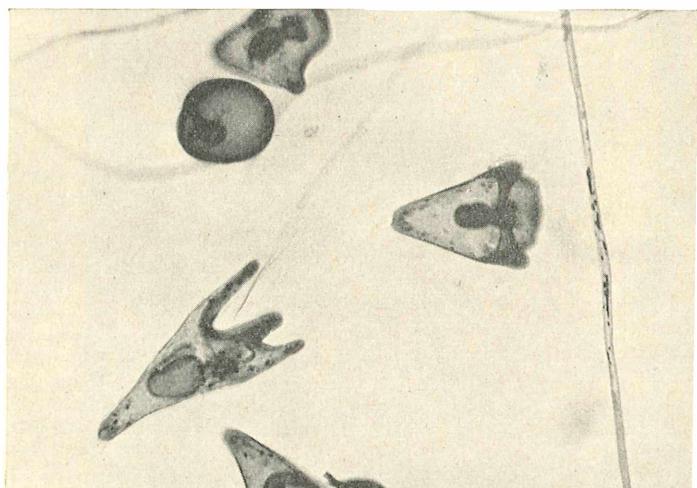


Abb. 9: Gastrula und junge Plutei

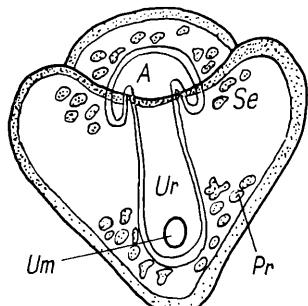


Abb. 10: Junger Pluteus, Schema. A = Abschnürung der Blase und der ersten beiden Säckchen, Pr = primäres Mesenchym, Se = sekundäres Mesenchym, Um = Urmund, Ur = Urdarm

wächst zu einem Dreistrahler und sieht mit seinen langen Spitzen einem etwas zerdrückten Mercedesstern recht ähnlich. Die drei ersten Skelettstäbe sind nun angelegt: Mund-, Quer- und Scheitelstab. An einem Knick des Scheitelstabes zweigt der Analstab ab. Beim Wachstum bleiben die Bildungszellen (Skleroblasten) an den Spitzen versammelt, die Zwischenstücke werden von einer feinen Hülle des Plasmas um-

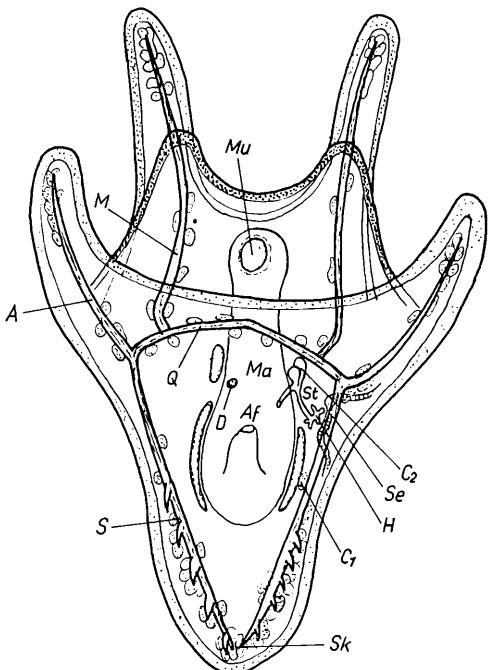


Abb. 11: Pluteus. A = Analstab, Af = After, C₁ = linker hinterer und C₂ linker vorderer Leibeshöhlensack, D = Dorsalsack, das Pendant zu H, H = Wassergefäßsystemanlage, M = Mundstab, Ma = Magen, Mu = Mund, Q = Querstab, S = Scheitelstab, Se = Seeigelanlage, Sk = Skleroblasten, St = Steinkanal

schlossen. Diese Hülle sorgt für das Dickenwachstum der Stäbe. Die kleinen Dornen, die das Ganze zieren, werden von den Pseudopodien ausgeschieden (Abb. 11).

In wenigen Tagen entstanden in unserem Aquarium die jungen Larven, die Plutei. Mit geradezu lehrbuchmäßiger Klarheit führten sie uns die Stadien der Furchung, der Morula, Blastula und Gastrula, die Mesenchym- und Leibeshöhlensäckchenbildung vor. Damit beenden die Plutei der Kultur ihr kurzes Leben, wachsen nicht weiter, sterben ab, da wir die natürlichen Bedingungen der Weiterentwicklung, nämlich größere Wassertiefen und viel Futter, nicht liefern können. Schade, daß wir nicht hinter dem Mikroskop verfolgen können, wie aus dem Pluteus endlich ein Seeigel-

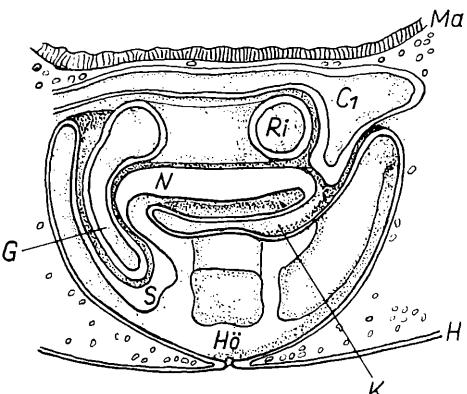


Abb. 12: Schematischer Schnitt durch eine Seeigelanlage. C₁ = linkes hinteres Leibeshöhlensäckchen, G = Radiärgefäß, H = Haut der Larve, Hö = Höhle, K = Raum der Kalkskelettbildner, Ma = Magen der Larve, N = Nervenplatte, Ri = Ringgefäß, S = Saugnapf

chen hervorgeht. Um die Enttäuschung darüber etwas zu verkleinern, sei kurz die in der Tiefe des Meeres verborgene „Metamorphose“ gestreift.

Das linke vordere der vier Leibeshöhlensäckchen setzt sich durch einen kurzen Kanal mit der Rückenfläche in Verbindung. Gleichzeitig sendet es einen Schlauch, den Steinkanal, nach hinten. Das Schlauchende zieht sich in ein Hufeisen mit fünf Zipfeln aus, und wir erkennen darin schon die Anlage des Wassergefäßsystems mit seinem Ringkanal und fünf abgehenden Gefäßen. Die Wassergefäßanlage schmiegt sich der linken Larvenwand an, und als Antwort auf die Berührung formt die Haut eine Einsenkung und daraus einen Napf und daraus weiter eine Höhle. In die Höhle hinein wachsen fünf Tentakeln. Die Abb. 12 zeigt uns die etwas weiter fortgeschrittene Anlage eines Seeigels. Die Umwandlung in das junge Seeigeltier geht außerordentlich

rasch vor sich. Die zarte, symmetrische Larve gibt ihre schwiegende Lebensweise auf, und schon einige Stunden später kriecht der radiär gebaute kleine Seeigel mit einem Panzer aus Kalkgitterwerk behäbig am Grunde dahin. Eine erstaunliche Leistung, wenn man sich klarmacht, daß die Schwebefortsätze eingeschmolzen und die Wimperschnüre aufgelöst werden müssen.

Außerdem besitzt die Seeigelanlage noch keinen Darmabschnitt, und eine neue Speiseröhre muß erst zum Larvenmagen hin durchbrechen. Der After und der Enddarm müssen auf die rechte Larvenseite verlegt werden. Viel mehr noch wird in der kurzen Zeit erledigt: Nervensystem, Kauapparat und Zähne, Muskeln, Stacheln, Greifzängchen und Panzer entstehen, beginnen zu wachsen und zu arbeiten.

Der Lebenszyklus der Viren

Von Uwe F. O. Femfert, Hamburg

(Nach einem Vortrag vor der Gruppe Mikrobiologische Vereinigung im Naturwissenschaftlichen Verein Hamburg am 23. Januar 1959)

Die Erforschung der Viren, jener rätselhaften Gestalten zwischen belebter und unbelebter Natur, hat in den letzten Jahren entscheidende Erkenntnisse erbracht, die für die ganze Biologie äußerst wichtig sind.

Unzweifelhaft standen rein medizinische Interessen am Anfang der Virusforschung, sind doch die Viren als Erreger einer ganzen Reihe gefährlicher Krankheiten erkannt worden, z. B. Gelbsucht, Pocken, Grippe, Schnupfen, Maul- und Klauenseuche und Hundestaupe.

Im Laufe der Jahre fanden dann aber auch noch andere Disziplinen der Wissenschaft Interesse an den Virusproblemen, und heute finden wir in den Forscherteams der Virusinstitute neben Medizinern auch Biologen, Chemiker, Physiker und Mathematiker.

Die enge Zusammenarbeit der verschiedensten Spezialisten hat sich nun ungeheuer befruchtend auf die Forschungsarbeit ausgewirkt, so daß wir heute schon tiefe Einblicke in das Lebensgeschehen der Viren gewonnen haben.

Besonders interessant escheint die Beobachtung, daß nicht nur höher organisierte Lebewesen von Viren infiziert werden können, sondern ebenso die ihrerseits als Krankheitserreger gefürchteten Mikroorganismen.

Im Jahre 1917 beobachtete D'HERELLE, daß verschiedene Bakterienkulturen oft von einem lösenden Wirkstoff befallen wurden (Abb. 1); es gelang ihm auch der Nachweis, daß dieses bakterienlösende Agens belebter Natur war.

Er beimpfte sterile Bouillon mit einer kleinen Stuhlprobe eines ruhrkranken Patienten und filtrierte sie nach vorausgegangener 18stündiger Bebrütung durch ein bakteriendichtes Fil-

ter. Einige Tropfen dieses Filtrates wurden zu einer Bouillonkultur von Shiga-Bakterien gegeben, die sich dann nach einiger Zeit klärte; und zwar war dieser Zeitpunkt abhängig von der Stärke der anfangs bestehenden Trübung und der Menge des zugesetzten Filtrates.

Noch nach 50maliger Passage hatte die Stärke der Bakteriolysē (= „Bakterienauflösung“) gegenüber der ersten Probe nicht nachgelassen, was nur den Schluß zuließ, daß die Filtrate einen unsichtbaren, filtrierbaren und vermehrungsfähigen Mikroorganismus enthielten, der als Parasit der Bakterien aufzufassen war.

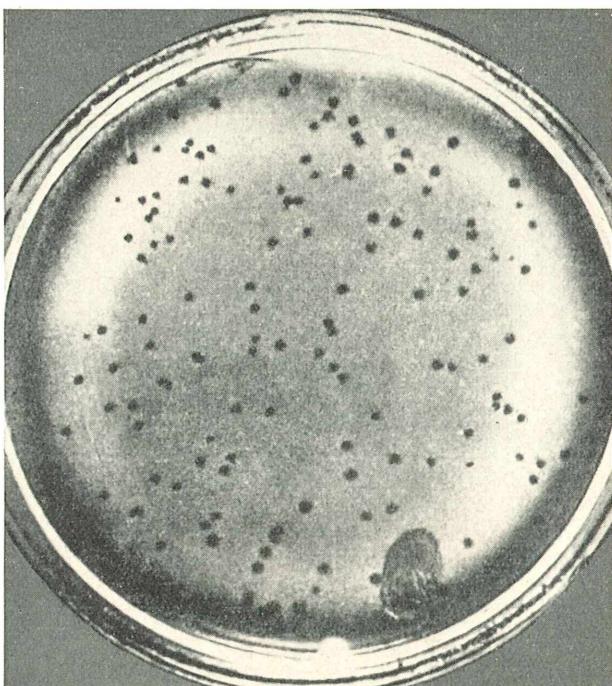


Abb. 1: Von Bakteriophagen teilweise gelöste Plattenkultur

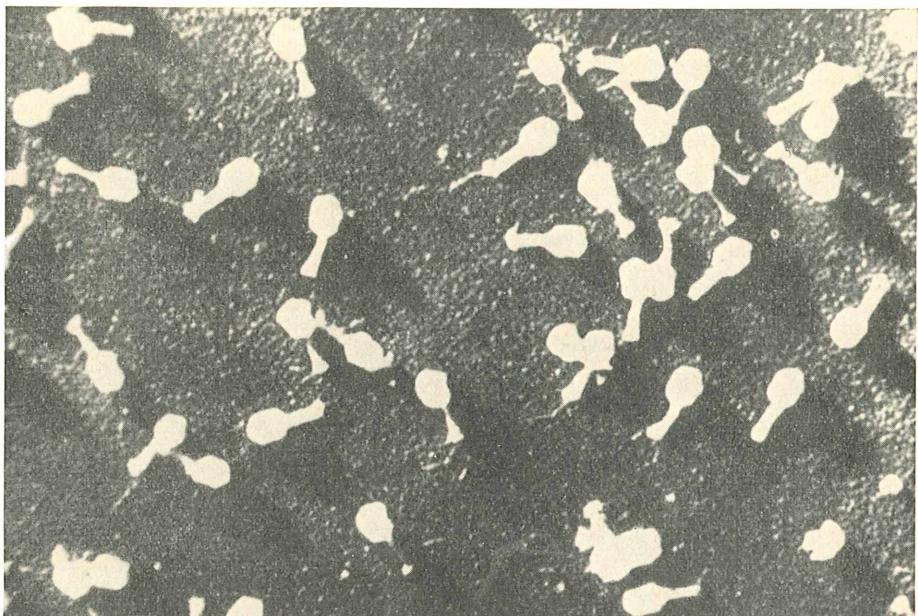


Abb. 2: Bakteriophagen (Aufnahme nach HERRIOT)



Abb. 3: Bakteriophagen beim Angriff auf Wirtszellen. Eine Zelle schon teilweise entleert.
(Aufnahme nach PENSO)

D'HERELLE bezeichnete diese Mikroorganismen als Bakteriophage.

Diese Bakteriophage sind nun das am meisten untersuchte Forschungsobjekt der Virologen geworden; denn das Arbeiten mit ihnen ist besonders billig. Man glaubte aber auch in den Bakteriophage, die ja Para-

siten der Bakterien sind, einen wichtigen Verbündeten im Kampf gegen die seuchenerregerenden Mikroorganismen gefunden zu haben. Diese Hoffnung hat sich aber bis heute nicht erfüllt.

Von allen bekannten Virusarten zeigen die Bakteriophage den kompliziertesten

Bau. Charakteristisch für sie ist eine kaulquappenartige Gestalt, die sich in Kopf- und Schwanzteil gliedert. Die Länge des Schwanzes ist durchaus wechselhaft und von Art zu Art verschieden.

Bei einigen Exemplaren sind die Schwänze dreimal so lang wie der Kopf, bei anderen sind sie wiederum so kurz, daß sie lange Zeit gar nicht beobachtet wurden.

Heute ist man aber sicher, daß alle Bakteriophagen aus Kopf und Schwanz bestehen (Abb. 2 und 3).

Die letzten Triumphe der modernen Physik verhalfen uns nun zu einer konkreten Vorstellung nicht nur des äußeren sondern auch des inneren Aufbaues eines Bakteriophagen.

Durch Deuteronenbeschuß gelang es POLLARD, diese Riesenmoleküle sozusagen abzutasten.

Die schematische Abb. 4 zeigt das Strukturbild, das wir uns auf Grund der neuesten experimentellen Untersuchungen von den Bakteriophagen machen können.

Im Kopfteil fällt eine wachsstockartig gewundene Substanzkette auf, die in den Schwanz ausläuft.

Es handelt sich hier um den Stoff, der den Viren ganz allgemein ihre Infektionskraft verleiht, um die Nukleinsäure.

Der Schwanz wird von einem Fermentpropf nach außen abgeschlossen. Über die Bedeutung dieses Fermentpropfes werden wir noch hören.

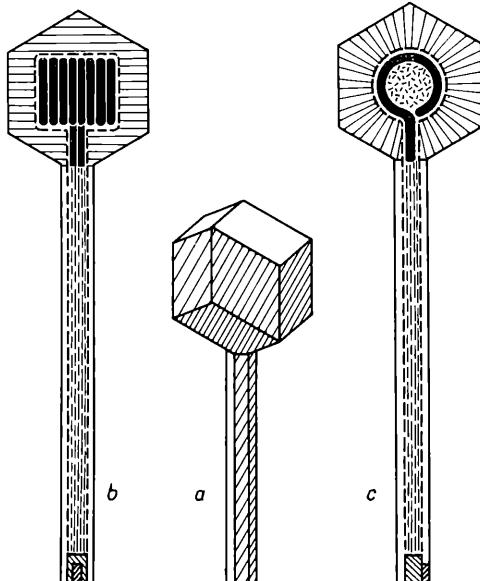


Abb. 4: Schematischer Aufbau der Bakteriophagen. Mittleres Bild Außenansicht. Bilder links und rechts Längsschnitte um 90° gedreht

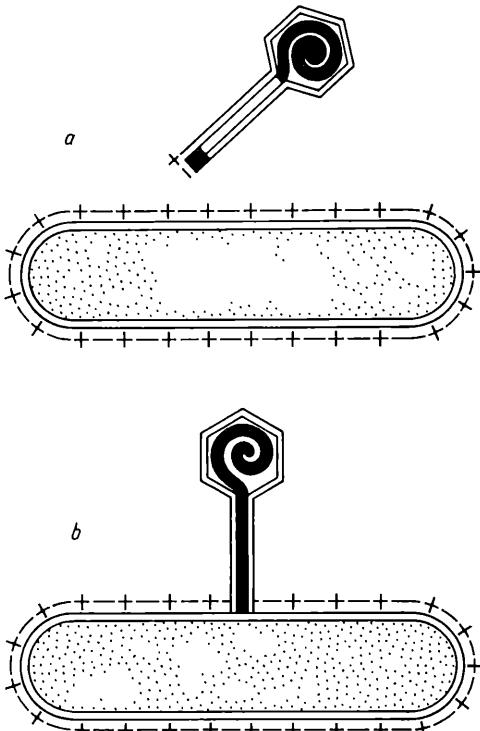


Abb. 5: a — Virusangriff auf die Zelle. b — Das Virus haftet an der Zellmembran, die Infektion beginnt.

Der gesamte übrige Anteil der Viren besteht aus hochmolekularem Eiweiß.

CRICK und WATSON stellten aus den gewonnenen Erkenntnissen einen ganz allgemeinen Bauplan für alle Viren auf.

Danach besteht die Hülle ganz aus Eiweiß, dem lediglich die Aufgabe obliegt, den Nukleinsäureanteil zu schützen.

Der Nukleinsäureanteil ist somit der eigentliche Wirkstoff der Viren, der die Eiweißmoleküle zu seinem Schutz systematisch um sich herumbaut. Wie soll man sich nun den Angriff der Viren auf die Zelle vorstellen?

An der Oberfläche jeder Zellmembran befinden sich, bedingt durch die chemische Zusammensetzung, stets elektrostatische Ladungen. Ähnlich kann auch das Virus-Teilchen als elektrisch geladen angesehen werden.

Beim Angriff auf die Zelle kann nun das Virus einmal eine solche Stelle einer Wirtszelle berühren, die genau entgegengesetzt geladen ist. Entgegengesetzte Ladungen ziehen sich aber bekanntlich an, und befindet sich das Virus einmal im Kraftfeld der Zellmembran, so bleibt es daran haften (Abb. 5 a und b).

Nun tritt der erwähnte Fermentpfropf im Schwanzende der Viren in Tätigkeit und schafft einen dünnen Verbindungs-kanal durch die Zellmembran ins Innere der Zelle!

Dies befähigt nun die Virusnukleinsäure, in die Bakterienzelle einzudringen.

Durch den geschilderten Vorgang werden die beiden verschiedenen Viruskompo-

sorft in den Dienst der Virusvermehrung, indem neue Nukleinsäure und neue Proteinmäntel geschaffen werden (Abb. 6 d und e).

Ist etwa die Hälfte der Dunkelperiode verstrichen, so befinden sich in der Wirtszelle bereits komplette Viren (Abb. 6 f), deren Zahl rasch zunimmt, bis die Zellmembran dem ständig wachsenden Druck nicht mehr gewachsen ist und platzt, wobei mehrere hundert neue Viren ins Freie treten (Abb. 6 g).

Es gibt aber noch eine andere Möglichkeit der Virusvermehrung. In der Stufe h (Abb. 6) ist der Fall angedeutet, daß die eingedrungene Nukleinsäure sich einem Chromosom anlagert und sich wie ein natürlicher Zellbestandteil verhält.

Das den Chromosomen angelagerte Virus gleicht jetzt einem Bakterien-Gen und wird bei jeder Zellteilung gespalten und auf die Tochterzellen übertragen. Durch die Verbindung des Virus mit dem Chromosom ist der sogenannte Provirüs entstanden, der keine Infektionswirkung mehr zeigt. Er verleiht der Zelle im Gegenteil eine absolute Immunität gegenüber Viren des gleichen Stammes, wogegen Viren anderer Gattung ohne weiteres eine Infektion bewirken können. Aus dem Provirüs kann nun aber jederzeit wieder ein aktives Virus

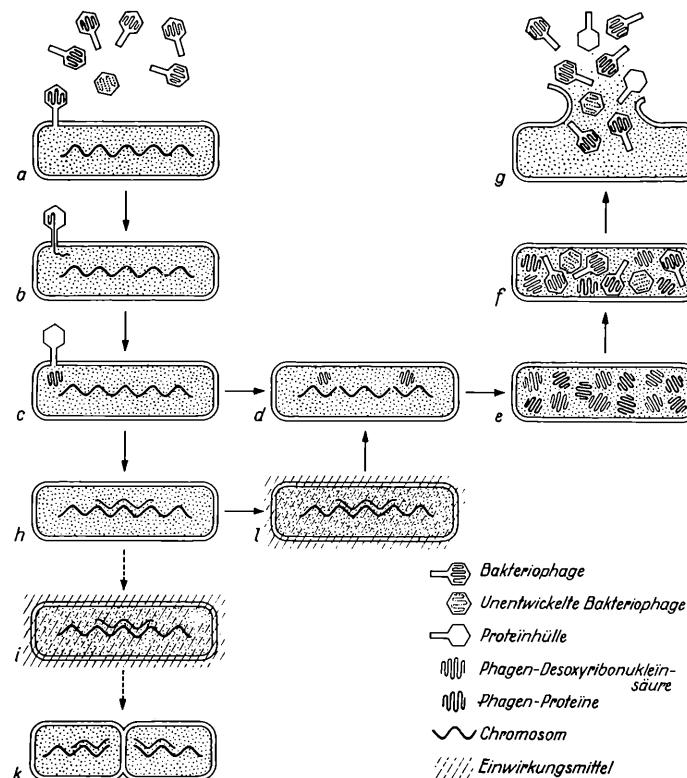


Abb. 6: Der Lebenszyklus eines Virus

nenten getrennt. Die Nukleinsäure dringt ins Innere der Zelle ein, während die Eiweißhülle draußen bleibt und keinen weiteren Anteil am Lebenszyklus des Virus mehr zeigt.

Zum besseren Verständnis sei die Abbildung 6 herangezogen. Die vorstehenden Erörterungen haben uns bisher zum Punkt (c) geführt. Die Nukleinsäure befindet sich schon im Inneren der Wirtszelle, und jetzt beginnt die sogenannte Dunkelperiode, die etwa 15 bis 16 Minuten dauert. Was für Vorgänge sich dabei abspielen, können wir bis heute noch nicht sagen. Sicher ist nur, daß erst in diesem Augenblick von einer Infektion der Zelle geredet werden kann.

Die eingedrungene Nukleinsäure stellt nun den gesamten Stoffwechsel der Zelle

werden, und jede durch Teilung aus der primär infizierten Zelle entstandene Tochterzelle trägt selbst den Keim zur Infektion in sich. Die Wahrscheinlichkeit einer solchen Ausbruchsinfektion ist aber sehr gering mit etwa 1:100 000 zu veranschlagen.

Durch chemische Einwirkung oder durch Röntgenstrahlung kann man aber jederzeit ein Wiederauftreten der Infektionskraft bewirken (Abb. 6 l über d nach g), meistens wird sich das unbeeinflußte Provirüs aber wohl normal weitervermehren (Abb. 6 i und k).

Wir haben versucht, einen kurzen Überblick über den Mechanismus der Virusvermehrung zu geben. Wenn wir auch die großen Schritte der Entwicklung einigermaßen gut kennen, so kann doch erst die

Aufklärung der in der Dunkelperiode vor sich gehenden Reaktionen endgültige Schlüsse darüber zulassen, was ein Virus eigentlich ist.

Die Forschungsarbeit der Virologen befindet sich noch im schönsten Fluß, und wir können täglich mit umwälzenden Entdeckungen rechnen.

Literaturübersicht

1. CRICK F. H., C. u. J. D. WATSON: Structure of small viruses. *Nature* 177, 473 (1956).
2. POLLARD E. C.: The physics of viruses. *Scientific Amer.* 191, No. 6, 63.
„Action“ — Action of ionizing radiation on viruses. *Advances in virus research*, 2, 109.
3. RUSKA: Virus — eine kurze Zusammenfassung der Kenntnisse über das Virusproblem. Darmstadt, Akad. Verlagsgesellsch. Athenaion.
4. W. WEIDEL: Virus. Die Geschichte vom geborgten Leben. Berlin u. Heidelberg, 1957.

Mikroskopie in der Schule

Praktische Winke für den Unterricht in Insektenkunde

Von Werner Heiligmann, Welzheim

Morphologie und Anatomie

Zur Einführung in den Bau der Insekten eignet sich der Maikäfer. Das Tier ist überall leicht in größerer Anzahl zu beschaffen, ist nicht zu klein und als Schädling sowieso der Massenvernichtung ausgesetzt. Man wird sich in Flugjahren einen größeren Vorrat an getrockneten Tieren beschaffen, der dann bei Bedarf zur Verfügung steht. Die mit Äther abgetöteten Tiere werden auf dem Tisch zum Trocknen ausgebreitet und dann ohne weitere Präparation in gut schließenden Behältern aufbewahrt. Die getrockneten Tiere läßt man im Unterricht zerlegen. Die einzelnen Körperteile werden auf Papier aufgeklebt und beschriftet. Um Beschädigung zu vermeiden, bringt man die Zusammenstellung in einer kleinen Schachtel (Zigarettenschachtel) unter.

Zum Studium des inneren Baus, das wohl den Schülerübungen vorbehalten sein dürfte, eignet sich jede größere Käferart. Die sehr beliebte Küchenschabe kann leider nur sehr schwer beschafft werden, da die Bäcker aus Geschäftsrücksichten niemals Schaben besitzen (einzelne Exemplare kann man manchmal vor der Backstube auflösen). Zur Untersuchung legt man frisch getötete Tiere oder Alkoholmaterial vor. Nach Entfernung der Flügel hebt man die ganze Rückendecke ab. Dazu schneidet man rings um die Seiten bis zum Kopf. Den Schnitt führt man oberhalb der Seitenkanthen, da sonst die Tracheen zerschnitten werden. Die Rückendecke heben wir ab und betrachten den Herzschlauch auf ihrer Unterseite. Wir legen nun den Darm etwas zur Seite und stecken ihn mit Nadeln im Wachsbecken fest. Der Darm ist in Vorder-, Mittel- und Enddarm gegliedert. (Abb. 1). Der Vorderdarm beginnt mit der Mundhöhle, in die die Speicheldrüsen münden (diese sind bei manchen Insekten zu Spinndrüsen umgewandelt). Der Ösophagus erweitert sich zum Kropf, an den der Kaumagen anschließt. Letzterer besitzt starke Muskeln und ist mit Chitinähnlichen oder Haaren ausgestattet. Der Mitteldarm ist

der eigentliche Ort der Verdauung. Seine Wände produzieren Verdauungssäfte und resorbieren die gelöste Nahrung. Die Blindschläuche des Mitteldarms erzeugen ebenfalls Verdauungssäfte und dienen in ihrem unteren Teil auch der Resorption. Am Übergang vom Mitteldarm zum Enddarm entspringen die Malpighischen Gefäße, die Exkretionsorgane (Nieren) der Insekten. Der Enddarm kann gegliedert sein und weist dann z. B. einen blasenartig erweiterten Mastdarm auf. Die drüsigen Massen unter dem Enddarm sind die Geschlechtsorgane. Wir bemerken weiterhin die Brustmuskulatur und das bauchseitig liegende Nervensystem mit seinen Ganglien (Nervenknoten; Abb. 2). Die mit Luft gefüllten Tracheen schimmern silbrig. Ihre spiralförmige Aussteifung erkennt man, wenn man Teile dieser Röhren unter dem Mikroskop in einem Tropfen Alkohol untersucht. Die Körperhöhlen sind vom Fettkörper ausgefüllt, der auch der Speicherung von Stoffwechselprodukten dient.

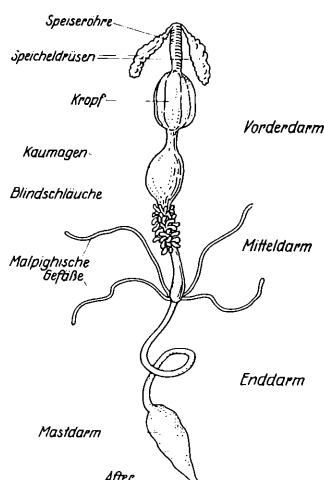


Abb. 1: Magen-Darmtraktus eines Laufkäfers. (Nach NUSSLIN und NITSCHE, vereinfacht)

Da die Präparation unter Wasser erfolgt, benötigt man eine entsprechende Anzahl von Präparierbecken, die wir uns leicht selbst herstellen können. Es genügen Blechdeckel oder abgeschnittene Konservendosen (Höhe etwa 5 cm). Durch Erhitzen verflüssigtes Wachs wird etwa 2 cm hoch eingefüllt. Es ist zweckmäßig, das Wachs durch Zugabe eines schwarzen Farbstoffes zu färben (Sudanschwarz B). Das Erkalten soll nicht zu schnell erfolgen.

Herstellung mikroskopischer Präparate

Die Lupenbeobachtung reicht im Unterricht oft nicht aus, da man nicht die Gewißheit hat, ob die Schüler feinere Details richtig erkannt haben. Hier ist nun die

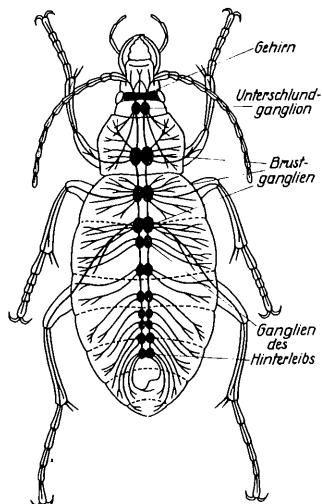


Abb. 2: Nervensystem eines Laufkäfers (nach Reitter)

Mikroprojektion angebracht. Die Projektion führt den Schüler an das Naturobjekt selbst heran und ist daher einem Bild vorzuziehen. Da man bei den benötigten Präparaten meist mit geringer Vergrößerung auskommt, sind sie für die Projektion gut geeignet. Dauerpräparate sind verhältnismäßig einfach herzustellen. Auf eine Färbung kann man meist verzichten, was die Arbeit wesentlich erleichtert. Mit den unten angegebenen Verfahren wird man im Normalfall auskommen. Die einzelnen Objekte können wir hier nicht beschreiben; wir müssen daher auf die gebräuchlichen Schulbücher und Lehrbücher der Zoologie verweisen.

Die Insekten werden am besten mit Essigäther getötet. Sie werden dabei nicht starr, so daß sie leicht weiter verarbeitet werden können.

Lufttrockene Präparate

Die Objekte werden ohne weitere Vorbehandlung auf einen Objektträger gebracht. Dann umrandet man das Deckglas mit dem Einschlußmittel (Canadabalsam oder Caedax), läßt etwas antrocknen, erwärmt leicht und setzt es auf. Falls man nicht antrocknen läßt, fließt das Einschlußmittel unter das Deckglas. Man kann statt dessen nach KRAUTER auch einen mit Caedax durchtränkten dünnen Pappterring auf den Objektträger bringen. Das Objekt kommt in das Innere des Rings oder auf die Unterseite des Deckglases (z. B. Schmetterlingsschuppen). Die Schmetterlingsschuppen überträgt man mit einem Haarpinsel vom Flügel auf das Deckglas oder den Objektträger. Für Trockenpräparate kommen weiterhin in Frage: Flügel der Stubenfliege nebst Schwingkölbchen, Flügel der Hautflügler. Schmetterlingsflügel bringt man trocken für 2–3 Stunden in Xylool und schließt sie dann in Caedax ein. Im Xylool werden die Flügel durchsichtig.

Der lufttrockene Einschluß kann nur in wenigen Fällen angewendet werden. Im allgemeinen kommen die Objekte aus 70-prozentigem in 95prozentigen Alkohol (etwa 1 Stunde), der ihnen den größten Teil des Wassers entzieht. Durch Überführen in Methylbenzoat wird der restliche Teil des Wassers entfernt und eine Aufhellung erzielt. Methylbenzoat hat gegenüber Xylool den Vorteil, daß die Objekte nicht völlig wasserfrei zu sein brauchen. Somit kommt man ohne 100-prozentigen Alkohol aus. Der Aufenthalt in Methylbenzoat kann sich über längere Zeit hinziehen. Die Behandlung ist beendet, wenn die Objekte durchsichtig sind und zu Boden sinken. Sie können nun in Caedax eingebettet werden. Statt des teureren reinen Alkohols kann der billige Brennspiritus verwendet werden.

Vorschläge für die Herstellung von Präparaten

Insekten und Werkzeuge: Es ist zweckmäßig, sich von den entsprechenden Typen je ein Präparat als Beispiel anzufertigen. Die beißenden Mundwerkzeuge gewinnt man am besten von einem Laufkäfer. Die einzelnen Teile werden mit einer kleinen Schere abgetrennt und in richtiger Reihenfolge angeordnet. Weiterhin präparieren wir die saugenden Mundwerkzeuge eines Schmetterlings und die leckendsaugenden der Honigbiene. Um die stechend-saugenden Mundwerkzeuge einer Stechmücke zu erhalten, muß der ganze Kopf abgetrennt und präpariert werden. Interessant dürfte auch ein Präparat von der Fangmaske der Libellenlarve sein.

Insektenbeine Beine des Maienkäfers, Grabbein des Roßkäfers, Flie-

genbein, Sammelbein der Honigbiene, Schwimmbein des Gelbrands, Klammerbein der Laus (s. Totalpräparate).

S t e c h a p p a r a t d e r H o n i g b i e n e
Man schneidet die letzten Hinterleibsegmente ab und präpariert den Stechapparat mit zwei Nadeln heraus.

Mazeration

Vielfach muß man die Chitinteile von den Weichteilen befreien, um zu einem befriedigenden Ergebnis zu kommen. Am schnellsten erreicht man das Ziel, wenn man einige Zeit in 20–30prozentiger Kalilauge kocht. Dabei ist Vorsicht geboten, da Kalilauge beim Kochen stößt und aus dem Reagenzglas herausspritzt (Mündung vom Körper abkehren!). Das Stoßen kann gemildert werden, wenn man einige abgebrannte Zündhölzchen mitkocht. Nach der Mazeration wäscht man einige Stunden in öfter gewechseltem Wasser aus. Aus dem Wasser überführt man in 95prozentigen Alkohol und in Methylbenzoat.

P r ä p a r a t e Hornhaut des Insektaugen. Das Auge wird in Kalilauge gekocht, wobei sich die Hornhaut ablöst.

Fühlerblättchen des Maikäfers zeigen die in Vertiefungen sitzenden Geruchskegel.

Mundwerkzeuge der Stubenfliege. Vor dem Auflegen des Deckglases muß das Saugpolster auf dem Objektträger ausgebrettet werden. Atemöffnung des Mai-käfers. Man schneidet ein Stück der Seitenwand mit einem der weißen, dreieckigen Felder aus und verfährt wie oben angegeben.

Kaumagen. Beim Einbetten wird der Kaumagen auf dem Objektträger ausgebrettet.

Totalpräparate

Von Flöhen, Wanzen, Läusen und Mücken stellt man am besten Totalpräparate her. Die Tiere kommen für mehrere Stunden in 95prozentigen Alkohol und dann in Methylbenzoat, wo sie beliebig lange verbleiben (s. o.). Beim Einbetten in Caedax legt man Glassplitter unter das Deckglas, damit die Tiere nicht zerdrückt werden.

Mit Hilfe der geschilderten Methoden wird sich jeder ohne große Schwierigkeiten nach Bedarf weitere Präparate herstellen können.

Lebendbeobachtungen an Insekten

Da nur während des Sommerhalbjahres frische Pflanzen zur Verfügung stehen, liegt das Schwergewicht des Unterrichts während der Vegetationszeit beim Botanikunterricht. Man sollte jedoch nicht versäumen, daneben Lebendbeobachtungen an Insekten durchzuführen. Sie erfordern nicht viel Zeit und können vielfach von

den Schülern selbstständig angestellt werden. Der Lehrer muß allerdings eine entsprechende Anleitung vorausschicken und die Zuchtbehälter so aufstellen, daß sie den Schülern jederzeit zugänglich sind. Über die Beobachtungen wird ein Protokoll geführt, das dann später für den Unterricht zur Verfügung stehen sollte. Da es gute Insektenfilme gibt, wird man auch diese mit Erfolg im Unterricht verwenden. Sie bieten jedoch keinen vollwertigen Ersatz für die Eigentätigkeit der Schüler. Im folgenden können nur einige wenige Hinweise gegeben werden.

B e o b a c h t u n g e n i m F r e i e n

Auf Lehrgängen und Wandertagen wird der Biologe reichlich Gelegenheit finden, Beobachtungen an Insekten anzustellen.

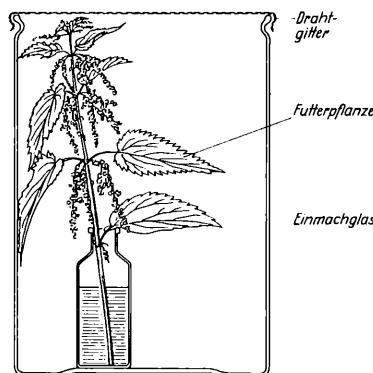


Abb. 3: Zuchtglas

Eine Aufzählung der verschiedenen Möglichkeiten soll gar nicht erst versucht werden. Es sei hier nur auf die Ameisen und Bienen hingewiesen. An Ameisennestern kann man die Bautätigkeit, die Nahrungsbeschaffung, die Brutpflege, die Abgabe von Ameisensäure, die Ameisenstraßen u. v. a. betrachten. Die Bienen beobachten wir beim Pollensammeln. Dabei beachten wir auch die übrigen Blütengäste.

E n t w i c k l u n g d e r I n s e k t e n

Die Entwicklung wird man bei zwei oder drei Vertretern aus verschiedenen Insektenordnungen verfolgen. Bei der Auswahl der Art berücksichtigen wir, daß weder die Aufzucht noch die Beschaffung des Futters Schwierigkeiten bereiten soll.

S c h m e t t e r l i n g e

Zur Aufzucht seien die Raupen vom Pfauenauge oder vom Kleinen Fuchs empfohlen. Die Tiere leben in großen Versammlungen auf Brennesseln. Die Raupen kommen in ein großes Einmachglas (etwa

5 l), das mit einem feinen Drahtgitter bedeckt wird. Im Glas befindet sich ein kleines Gefäß, das die Futterpflanzen aufnimmt (Abb. 3). Mit der Pflege und Futterbeschaffung werden Schüler beauftragt. Beobachtungsmöglichkeiten: Größen- und Gewichtszunahme, Futterbedarf, Häutung, Verpuppung und Schlüpfen der Falter.

Fliegen Wir züchten die Schmeißfliege. Wir stellen einen Teller mit Fleisch oder Käse auf. Wenn Fliegeneier abgelegt sind, stülpen wir eine Glasglocke (Einmachglas) darüber und verfolgen die Entwicklung.

Käfer: Zur Aufzucht sei der Mehlkäfer empfohlen. Seine Larven sind in zoologischen Handlungen erhältlich, wo sie zu Futterzwecken gehalten werden (sog. Mehlwürmer). Die Tiere kommen in ein Glas mit Kleie oder Haferflocken. Das Glas wird mit Gaze zugebunden.

Die unvollständige Verwandlung studieren wir an Feldheuschrecken. Wir fangen junge Tiere und setzen sie in luftige Käfige. Das Futter besteht aus Blättern.

Gallwespen: Wir sammeln Gallen und bewahren sie bis zum Spätsommer im Insektenzuchtkasten auf. Die ausgeschlüpften Tiere sind Gallwespen, oft aber auch Schlupfwespen. Die zapfenartigen Gallen der Fichte werden von Fichtenläusen hervorgerufen.

Beobachtungen im Aquarium

Wenn Fischteiche abgelassen werden, kann man meist den Gelbrand aus dem Schlamm auflesen. Ist kein solcher Teich in der Nähe, dann fischen wir ihn mit dem Netz aus Teichen und Tümpeln. Man darf den übeln Räuber nicht mit Fischen zusammen ins Aquarium setzen. Außerdem muß man mit einer Glasplatte abdecken, weil der Gelbrand Neigung zu ausgedehnten Luftreisen zeigt. Wir beobachten das Schwimmen und Atmen.

Aus Tümpeln fischt man oft Libellenlarven. Wir füttern mit Kaulquappen und beobachten die Betätigung der Fangmaske.

Zur Einführung in die Mikroskopie

Nur ein Deckgläschen

Von Walter Hellwig

Jeder Mikroskopiker kennt und benötigt sie, die kleinen quadratischen Deckgläschen. Der Anfänger am billigen Schulmikroskop, der Wissenschaftler am Forschungsmikroskop kommen ohne diese Glasplättchen nicht aus. Zu einem Problem werden sie allerdings nur bei hohen und sehr hohen Vergrößerungen. Es kann vor-

Mückenlarven bekommen wir im Frühjahr aus Tümpeln, Regentonnen u. dgl. Wir züchten sie in Einmachgläsern.

Lichtversuche

Positive Phototaxis: Raupen vom Ringelspinner kommen in ein Glasrohr. Das Rohr enthält außerdem einen Weißdornzweig, der nur am einen Ende beblättert ist. Legt man das Glasrohr so ans Fenster, daß die Blätter sich an dem vom Licht abgekehrten Ende befinden, dann bewegen sich die Raupen aufs Licht zu und finden das Futter nicht. Sie finden es erst, wenn man die Röhre um 180° dreht.

Marienkäfer haben das Bestreben, aufwärts zu laufen. Läßt man sie aber an einer seitlich beleuchteten Platte emporklimmen, dann laufen die schräg nach oben, da sie positiv phototaktisch sind.

Negative Phototaxis: Fliegenmaden, die sich in einem verschlossenen Glasrohr befinden, beleuchtet man von einer Seite (evtl. auf Fensterbank in Richtung des Lichteinfalls legen). Die Maden kriechen vom Licht weg. Fliegenmaden werden auf ein Blatt Papier in den Schatten eines senkrechten Stabs gesetzt. Sie kriechen im Schatten von der Lichtquelle fort. Bringt man Gartenameisen auf Papier, das zur Hälfte schwarz und zur Hälfte weiß gefärbt ist, dann versammeln sich alle Tiere auf der schwarzen Hälfte.

Reflexe: Ein Maikäfer läuft auch ohne Kopf richtig. Den Totstellreflex können wir bei Schnellkäfern u. a. Käfern beobachten.

Literatur

1. GARMS: Pflanzen- und Tierkunde II, Westermann, Braunschweig
2. HAMACHER: Biologie f. Jedermann, Franckh, Stuttgart
3. ILLIES: Wir beobachten und züchten Insekten, Franckh, Stuttgart
4. KÜKENTHAL: Zoologisches Praktikum, Fischer, Stuttgart
5. V. LENGERKEN: Das Tierreich, Insekten, Sammlung Göschens, Bd. 594
6. STEHLI-KAUTER: Mikroskopie für Jedermann, Franckh, Stuttgart
7. STEINECKE: Experimentelle Biologie, Quelle und Meyer, Heidelberg

kommen, daß ein derartiges Deckgläschen, das für wenige Pfennige zu haben ist, ein einwandfreies Arbeiten mit einem Mikroskop, welches mehrere tausend Mark kostet hat, unmöglich macht. Stärkste Objektive, die bis zu neun genau aufeinander abgestimmte Linsen haben können, benötigen ein Deckglas von ganz bestimmter

Dicke. Ist es nur 0,02 mm stärker als erforderlich, können die betreffenden Objektive nicht auf den benötigten geringen Abstand zum Objekt eingestellt werden, ist das Glas dagegen zu dünn, so ergeben sich unscharfe Bilder. In vielen Ländern gaben deshalb Betriebe und Forschungsstätten riesige Summen aus, um Glas von entsprechender Güte zu erhalten.

Bisher war es üblich, das Glasmaterial für diese Deckgläser manuell herzustellen. Das geschah derart, daß ein Glasmacher mit Hilfe seiner Glasmacherpfeife eine entsprechende Menge Glas aus dem Schmelzofen entnahm und zu einer Kugel von fast einem Meter Durchmesser aufblies. Durch Wiedererwärmen dieser Kugel sowie starkem Rollieren der Pfeife entstand eine flache Halbkugel, von der nur der ebene Boden als Deckgläschenglas verwendet werden konnte. Dieser Boden wurde herausgeschlagen und zerfiel dabei in unterschiedlich große Flächen, die auf Schneidbrettern mittels Diamanten in die entsprechenden Größen geschnitten wurden. Obgleich die Glasmacher ein hohes Können aufweisen, war es nie restlos möglich, die Toleranz von 0,16 bis 0,18 mm einzuhalten, denn der herausgeschlagene Glasboden verließ nach den Rändern zu immer etwas keilförmig. So schwankten die Stärken in der handelsüblichen Verpackung zwischen 0,08 und 0,26 mm, und unter 100 Gläsern waren höchstens 14 Stück, die die geforderte Stärke aufwiesen. Die Aussortierung der verwendbaren Stärken wurde dem Mikroskopiker überlassen, denn diese Arbeit in den Schneidstuben durchzuführen, hätte zu einer erheblichen Preiserhöhung geführt. Wenn man außerdem noch in Betracht zieht, daß die Ausbeute an verwendbaren Stücken in Bezug auf das Ausgangsmaterial berechnet nicht viel mehr als ein Prozent betrug, dann war es Zeit, ein maschinelles Verfahren auszuarbeiten. Zwar wurden diesbezügliche Ver-

suche schon seit Jahren unternommen, doch führten sie zu keinem brauchbaren Ergebnis.

Um so mehr verdient die Nachricht Beachtung, wonach es dem Ingenieur JOHANNES RÖDER vom Institut für angewandte Silikatforschung der Deutschen Akademie der Wissenschaften in Berlin gelungen ist, ein Verfahren zu entwickeln, das mit einem Schlage das Deckgläserproblem löst.

Der Erfinder, der in dankenswerter Weise von Prof. Dr. BAHRMANN (Direktor des Pathologischen Instituts des Krankenhauses in Friedrichshain, Berlin) sowie von Dr. OTTO (Carl Zeiss, Jena) unterstützt wurde, versuchte, von einer erhitzten Glasscheibe ein Glasband abzuziehen, ähnlich wie man von einem Glasstab einen Faden abziehen kann. Die Versuche, die bereits 1955 zum Patent angemeldet wurden, sind heute zur Serienfabrikation fortgeschritten. In den Glashütten Ilmenau fertigen bereits Maschinen diese Deckgläser: Eine an einem Seil hängende Glasscheibe wird in einem bestimmten Bereich bis fast zur Schmelze erwärmt. Anschließend wird mittels Walzen von diesem weichen Glas ein Band abgezogen. Das Verhältnis von Abzug zu Nachtransport der Glasmasse gibt die Glassstärke an. So erhält man von einem zwei Millimeter starken Glas bei dem Übersetzungsverhältnis 12:1 ein Glasband von etwa 0,17 mm Stärke. Bei richtiger Einhaltung der Temperatur und gleichmäßiger Stärke des Ausgangsglases bleibt die Stärke des Deckgläserns konstant.

Wie bei vielen Forschungsergebnissen, ergab sich auch bei diesen Arbeiten noch nebenher ein weiteres Produkt. Durch Änderung des Übersetzungsverhältnisses entstand dünntestes Flachglas von nur 0,003 bis 0,005 mm Stärke. Das Glas ist also ein Zehntel so dick wie ein Menschenhaar. Allerdings muß für dieses feine Glas erst noch ein Anwendungsgebiet erarbeitet werden.

Winke fürs Labor

Der Schatten mikroskopischer Präparate

Von H. F. Linskens, Nijmegen (Holland)

Der Schatten, der von einem durchsichtigen Gegenstand auf seine Unterlage geworfen wird (z. B. von einem gläsernen Kolben; vgl. Abb. 1) weist zahlreiche Streifen und Linien auf. Im durchfallenden Licht hingegen sind solche Strukturen nicht zu erkennen. Diese „Schatten-Strukturen“ lassen sich zurückführen auf Strukturen im Glas. Die gleiche Erscheinung kann man beobachten, wenn man das Licht einer Taschenlampe durch eine Linse auf eine

weiße Fläche (Wand, Decke) richtet: Im Lichtfleck erscheinen zahlreiche mehr oder weniger dunkle Linien und Flecken. Diese stammen offenbar von Strukturen des durchleuchteten Glases. Man erkennt sie jedoch nicht, wenn man in die Lichtquelle durch das Glas hineinblickt.

Die genannten Erscheinungen treten bei allen durchsichtigen Gegenständen auf. Daß sie auch bei den üblicherweise im Durchlicht beobachteten mikroskopischen

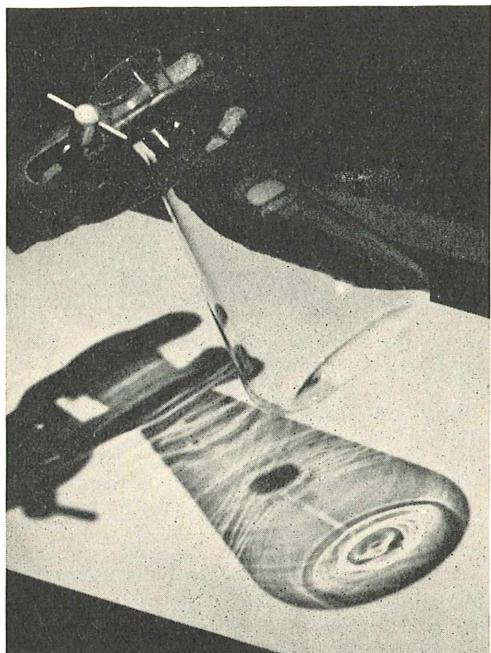


Abb. 1: Ein Erlenmeyer-Kolben und sein Schattentbild. Schatten mit zahlreichen schlierenförmigen Streifen. In der oberen Hälfte schaut man durch das Glas und erkennt keine Strukturen

Präparaten eine Rolle spielen, darauf hat kürzlich PAUL FROESCHEL vom Botanischen Institut der Reichsuniversität Gent (Belgien) hingewiesen.

Um den Schatten eines mikroskopischen Präparates nachzuweisen, bediente er sich einer Lichtquelle mit weitgehend parallelen Strahlen. Aber auch jede Mikroskopierleuchte ist für diese Versuche zu gebrauchen. Das mikroskopische Präparat (z. B. die obere Epidermis der Zwiebelschuppe,

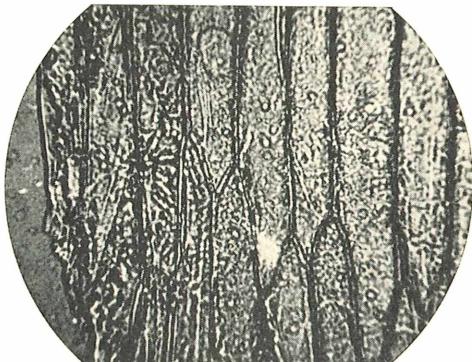


Abb. 3: Mikrophoto des Schattens derselben Zwiebelpidermis. Die zahlreichen Strukturen, die nunmehr sichtbar geworden sind, findet man in Abb. 2 nicht. 360 x, Aufn. P. FROESCHEL

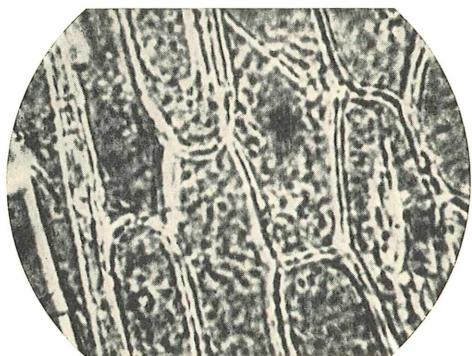


Abb. 4: Mikrophoto des Schattens von der Epidermis einer Hyazinthen-Schuppe, nicht plasmoliert. Die zahlreichen Protoplasma-Strukturen sind im durchfallenden Licht nicht zu sehen. 450 x, Aufn. P. FROESCHEL



Abb. 2: Mikrophoto einer Zwiebel-Epidermis in durchfallendem Licht. Vergrößerung 360 x; Aufnahme P. FROESCHEL



Abb. 5: Schatten-Mikrophoto der Hyazinthen-Epidermis, plasmoliert, gleiches Präparat wie Abb. 4. Die Strukturen haben sich beim Ablösen des Protoplasten von der Wand ebenfalls gelöst. Sie sind daher keine Wandstrukturen. 450 x, Aufnahme P. FROESCHEL

die man nach Infiltrieren mit Brunnenwasser leicht abziehen kann) wird mit einem Tropfen Wasser vorsichtig in die Emulsionsschicht einer photographischen Platte eingedrückt. Die ganze Manipulation wird in der Dunkelkammer bei gelbem bis orangefarbenem Licht durchgeführt. Ein Deckglas ist nicht zu benutzen, da dies ebenfalls eigene typische Schattenbilder gibt.

Durch eingehende Versuche konnte FROESCHEL eine Emulsion finden, die für die Erfassung der Schatten besonders geeignet ist: die Lippman-Platten. Es ist nämlich notwendig, daß die zu benutzende photographische Emulsion nach dem Entwickeln sehr feinkörnig ist; das Korn soll möglichst an der Grenze der mikroskopischen Auflösungsfähigkeit liegen. Denn nach Belichten des Präparates auf der Emulsion wird das Präparat abgezogen und die photographische Platte mit den üblichen Feinkornentwicklern entwickelt und fixiert. Schatten mit stärksten Kontrasten erreicht man bei mittlerer Beleuchtungsintensität.

Die so gewonnenen Schatten-Fotos werden nunmehr mikroskopisch untersucht. Vergleicht man das im durchfallenden Licht gewonnene Bild (Abb. 2) mit einem Schattenbild des gleichen Objektes (Abb. 3), so erkennt man in letzterem eine Fülle von Strukturen, die der mikroskopischen Beobachtung mit klassischen Methoden bis-

her entgangen sind. Diese Schatten-Strukturen haben eine reale Grundlage. Sie können durch Plasmolyse verschoben werden. In den Abb. 4 und 5 sind die gleichen Präparate im nicht plasmolierten und im plasmolierten Zustand als Schattenfotos wiedergegeben. Man erkennt daraus, daß die beobachteten Strukturen zum Plasma gehören, nicht zur Zellwand. Es bleibt die Frage, welche physikalischen Größen mit diesen Schattenbildern erfaßt werden, die stark an Schlierenphänomene erinnern. Hier steht einer intensiven mikroskopischen Untersuchung ein neues Feld offen.

Die Schatten-Photographie vollzieht sich in folgenden Präparationsschritten:

1. Vom Präparat wird ein Mikrophoto auf einer Gevachrom-Platte gemacht.
2. Das gleiche Präparat wird auf eine Lippman-Platte überführt, in die Emulsion eingedrückt und ein Schatten-Foto hergestellt.
3. Von der entwickelten, fixierten und getrockneten Lippman-Platte wird ein Mikrophoto auf Gevachrom gemacht.
4. Von der Aufnahme unter 3. wird ein Kontakt-Negativ hergestellt, das nunmehr direkt mit dem Mikrophoto unter 1. verglichen werden kann.

L i t e r a t u r

P. FROESCHEL: Over de schaduw van microscopische Preparaten. Natuurwetenschappelijk Tijdschrift 40, 149—156 (1958)

Einfache Methoden der dosierten Nährboden-Abfüllung

Von Friedrich Jacob, Halle

Häufig benötigt man als Biologe oder Mikrobiologe eine Anzahl von Plattenkulturnen in Petrischalen, die eine gleiche Menge des Nährbodens enthalten. Zur Herstellung solcher Serien von Kulturschalen wurden bereits verschiedene Abfülleinrichtungen beschrieben, die aber in den meisten Fällen recht kompliziert gebaut sind. Keine der uns bekannt gewordenen einfachen Apparaturen gestattet außerdem, die in dem Agarnährboden gelegentlich vorhandenen Sinkstoffe durch häufigeres Umschütteln zwischen dem Gießen der einzelnen Platten wieder gleichmäßig zu verteilen. Für diesen Zweck konnte jedoch ein Gerät entwickelt werden, das sich als sehr geeignet erwiesen hat (Abb. 1). Es wurde von dem Glasbläser G. SCHRICKEL angefertigt und besteht aus einem Standkolben, an dem ein Abfüllrohr mit Glashahn angesetzt ist. Gegenüber anderen Apparaturen zeichnet sich dieses Abfüllgerät durch seinen einfachen Aufbau aus und bietet, da es aus einem Stück besteht, große Sicherheit gegenüber Fremdinfectionen. Die Füllung des seitlichen Ansatzes erfolgt — nach dem eventuell notwendigen Um-

schwenken des Kolbeninhaltes — durch eine kippende Bewegung (Abb. 2). Bei Nährböden ohne Sinkstoffe kann diese Bewegung auch mit Hilfe eines am Stativ befestigten Kippgelenkes erfolgen. Der Hals des Kolbens kann mit einem Stück aufgeschnittenem Schlauch als Wärmeschutz umgeben werden. Nach dem Wiederaufrichten verbleiben in dem vertikalen Abfüllrohr 10 ml Nährboden, die nach Öffnen des Glashahnes in eine darunter stehende Petrischale fließen. Das Fassungsvermögen des Abfüllrohres wird bei der Anfertigung des Gerätes entsprechend den Anforderungen festgelegt und ist nachträglich nicht mehr zu ändern, was als ein gewisser Nachteil in Kauf genommen werden muß. Die Bohrung des Glashahnes sollte einen Durchmesser von mindestens 2 mm besitzen. Als vorteilhaft erwies sich ferner, daß auf Grund der regelmäßigen Durchmischung des Nährbodens stets wieder heiße Lösung in das Abfüllrohr gelangt und dieses entsprechend erwärmt, so daß kein Erstarren des Agars an den Rohrwänden erfolgt, wie es bei der Verwendung von Pipetten gelegentlich auf-

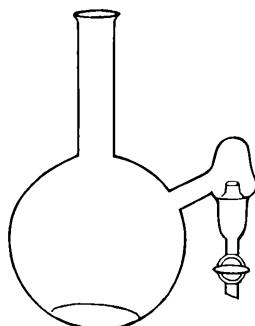


Abb. 1: Erklärung im Text

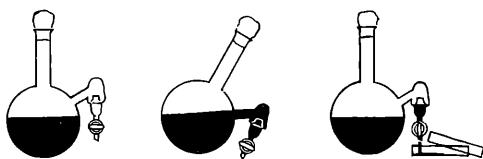


Abb. 2: Erklärung im Text

tritt. Bei einer Ausgangstemperatur von etwa 85 °C ließen sich 700 ml eines Nährbodens, der eine größere Menge feiner Sinkstoffe und 2 % Agar enthielt, ohne nochmaliges Erwärmen des Gefäßes abfüllen. Während der Sterilisation des gefüllten Gerätes empfiehlt es sich, das Ende

des Abflussrohres mit ein wenig Watte zu verschließen und mit einem Stück Aluminiumfolie zu umhüllen.

Ergibt sich jedoch die Notwendigkeit, verschieden große Mengen eines Nährbodens mit Sinkstoffen abzufüllen, so kann die beschriebene Apparatur nur dann eingesetzt werden, wenn jeweils das Ein- bis Mehrfache des festgelegten Abfüllvolumens benötigt wird. Meistens wird das aber nicht zutreffen und es hat sich für viele Fälle als sehr zweckmäßig erwiesen, die einzelnen Petrischalen auf eine Neigungstafelwaage zu stellen, während der Nährboden aus einem normalen Glaskolben eingegossen wird. Die Gewichtszunahme kann bequem bis zu der gewünschten Größe verfolgt werden. Ein vorheriger Kontrollversuch orientierte über das Gewicht der erforderlichen Nährbodenmenge. Derartige Waagen mit einem Anzeigebereich bis 100 Gramm werden für den Drogenhandel hergestellt und ihr geschlossener Aufbau gestattet, sie mit einer Desinfektionslösung hinreichend keimfrei zu machen. Der bei der Wägemethode auftretende Meßfehler wird ± 0,15 g nicht überschreiten, was für die meisten Versuche hinreichend genau sein dürfte. Bei beiden beschriebenen Wegen der dosierten Nährbodenabfüllung ist zur Erreichung einer möglichst großen Genauigkeit — wie bei allen Methoden mit einfachen Hilfsmitteln — die Übung des Ausführenden die wichtigste Voraussetzung.

Kleine Mitteilungen

Lokalisierung von Ribonuklease in Gewebe-Schnitten. Der Nachweis von Desoxyribonuklease (DNAase) wird von DAOUST auf eine neue und originelle Weise geführt. Die Gefrierschnitte (Dicke: 15 μ) werden auf einen 5 %igen Gelatine-Film aufgelegt, der 0,2 % hochpolymerisierte Desoxyribonukleinsäure (DNA) aus Kalbs-thymus enthält. Die Schnitte werden sodann mit einem zweiten Objektträger bedeckt, der einen Gelatine-Glycerin-Film trägt. Das Präparat wird sodann einige Stunden bei Zimmertemperatur aufbewahrt. Die in den Schnitten vorhandenen Nukleasen beginnen das Substrat DNA abzubauen, und zwar in jenen Regionen, die besonders reich an DNAase sind. So erhält man nach Anfärbung der Gelatine-DNA-Filme mit 0,2 % Toluidin-Blau (10 Min.) ein negatives Bild der Verbreitung der DNAase in einem Gewebe-schnitt.

R. DAOUST: Localization of desoxyribonuclease in tissue sections. *Exp. Cell Res.* 12, 203–211 (1957). Prof. Dr. H. F. Linskens

Ein weiteres Einschlußmittel für mikroskopische Dauerpräparate. Seit dem ersten Bericht des Comittee on Histologic Mounting Media (R. D. LILLIE u. Mitarb., *Stain Techn.* 28, 57 bis 80, 1953) und weiteren Versuchen mit verschiedenen Kunstharzen (z. B. Polymere des Vinylchlorid) für bakteriologische und hämatologische Ausstriche nimmt das Interesse für solche Mittel ständig zu. Neben anderen Acrylharzen (wie Krylon) wird neuerdings ein Polymer des Methylmethacrylat namens Lucite empfohlen

(DuPont de Nemours Co.). Benutzt wird eine 30–40% Lösung in Xylool, die bei Zimmertemperatur in einer Std., im Paraffinofen entsprechend schneller trocknet. Bei geschicktem Arbeiten wird die Kräuselung der Oberfläche vermieden. Ein Ausbleichen der Färbungen mit Hämatoxylin, Safranin, Fast Green usw. bleibt aus, und ein Verderben der Präparate ist mit dem schnell arbeitenden Verfahren vermeidbar. (J. R. KING, *Stain Techn.* 33, 246–247, 1958.) H. H. Pfeiffer

Klärung von Agar-Agar. Für die Züchtung von Mikroorganismen und andere biologische Zwecke ist oftmals ein völlig klares Agarsubstrat erwünscht. FEINBERG beschreibt eine Klärmethode, die einen Agar in der farblosen Klarheit von Wasser liefert; in Petrischalen gegossen, ist er nur schwach opaleszent. — Klärmethode: 1 Gew.-% Agar-Agar (FEINBERG verwendet Neuseelandagar) lösen in destilliertem Wasser (kochendes Wasserbad), dann zweimal durch Glaswolle filtrieren. 1 oder 2 Gew.-% einer Mischung von pulverisiertem Betonit mit Hyflo Super-Gel (1 + 1) (Hersteller: Johns-Manville Co.) zusetzen und schütteln, um die Substanzen zu dispergieren. Diese Suspension einige Tage bei 56° C unter wiederholtem Aufschütteln stehen lassen bis die Ausflockung vollständig ist, dann vorsichtig dekantieren. Der geklärte Agar soll noch heiß filtriert werden (z. B. durch Whatman Nr. 5); die ersten Anteile des Filtrates sollen zweimal durch das Filter laufen.

FEINBERG, J. G., *Nature* (London), 178, 1406, 1956. Dr. Döll, Würzburg

Hans Liebmann: *Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie*, Band II, Lieferung 1 (S. 1–160). R. Oldenbourg Verlag, München, (Subskriptionspreis brosch. DM 20,—).

Nachdem der 1. Band von Liebmans Handbuch der Frischwasser- und Abwasserbiologie bei Wissenschaftlern und Praktikern begeisterte Aufnahme gefunden hatte, wurde das Erscheinen des zweiten Bandes mit Spannung erwartet. Die erste Lieferung liegt nun vor. Sie behandelt zwei große Kapitel: die natürliche Selbstreinigung und die Biologie des Vorfluters. Das erste Kapitel ist wieder nach 3 Hauptgesichtspunkten unterteilt und zwar werden die physikalischen, die chemischen und die biologischen Faktoren aufgezeigt, die zur natürlichen Selbstreinigung der Gewässer führen. Es ist klar, daß dem dritten Teil, also den biologischen Faktoren bei der natürlichen Selbstreinigung, der größte Raum gewidmet ist, zumal sie immer mehr als die wichtigsten erkannt werden. Liebmann zeigt, daß die Selbstreinigung der Gewässer durch lebende Organismen auch dann ausschlaggebend ist, wenn die physikalischen und chemischen Vorgänge bereits am Werke waren. Die Folgerungen für die Praxis werden am Ende des ersten Kapitels gebracht.

Im zweiten Hauptteil über die Biologie des Vorfluters sind in übersichtlicher und prägnanter Form die einzelnen Lebensräume besprochen. Bei der Biologie des stehenden Wassers nahm der Autor wieder eine Unterteilung vor, indem er zunächst Seen ohne starken Durchfluß behandelte, hierauf die natürlichen Flußseen, die künstlichen Fluß-Stauseen, die Talsperren, Teiche und Moorwässer. Auch wird der Einfluß von Abwasser auf den gesamten Lebenszyklus der Seen dargestellt. Besonders interessant sind die Ausführungen über die Biologie der Bäche, Flüsse und Ströme, zumal die Kenntnisse über dieses Gebiet insbesondere in den letzten Jahren durch eingehende Untersuchungen des Autors und seiner Mitarbeiter, wie auch zahlreicher anderer Forscher, sehr erweitert wurden.

Den Text ergänzen und veranschaulichen in hervorragender Weise Tabellen, Kurven und Abbildungen in der einprägsamen Art, die für Liebmans Veröffentlichungen charakteristisch ist. Die Ausstattung des Heftes ist, wie bei allen Veröffentlichungen des Oldenbourg-Verlages, ausgezeichnet. Der zweite Band von Liebmans Buch kann daher schon auf Grund des ersten Heftes allen Biologen, Landwirtschaftlern und Technikern, deren Arbeitsgebiet in irgendeiner Weise mit dem Wasser-Sektor zu tun hat, bestens empfohlen werden.

Dr. Otto Schindler

Helmut H. Dittrich: *Bakterien, Hefen, Schimpelpilze*. Sammlung: Einführung in die Kleinlebewelt. Kosmos, Gesellschaft der Naturfreunde, Franck'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1959. Preis DM 9,80.

Das vorliegende Bändchen will für die Naturbeobachtung begeistern. Unsere kleinen und kleinsten Lebewesen sind dabei herausgestellt. Die hier behandelten Arten entbehren des Blattgrunes und können auf bekannten Nähr-Substraten im Reagenzglas gezogen werden.

In mehreren Abschnitten wird gezeigt, welche Mikroorganismen zu wählen sind; typische Merk-

male sind in Bild und Schrift gut wiedergegeben. Diese Angaben erleichtern dem Naturfreund eine Auswahl. Einfache Nährböden und Kulturmaßnahmen sind so ausführlich wie nötig beschrieben. Dieses Büchlein will nicht nur einfach beobachten lehren, es will auch zeigen, wie man mit einfachen Versuchen den Leistungen dieser Lebewesen nachgehen kann. Naturfreunde und Sammler werden auf ihre Rechnung kommen. Eine Übersicht und ein Sach-Verzeichnis erleichtern die Orientierung. Die klare und deutliche Darstellung dieses Gebietes der Mikrobiologie wird Freunde in Laien- und Fachkreisen erwerben.

Prof. Dr. Niethammer, Korntal

Ernst Klapp: *Grünlandkräuter. Bestimmen im blütenden Zustand, Verbreitung und Wert*. 96 Seiten mit 265 Abb. auf Tafeln, Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg 1958. Kart. DM 5,80

Bestimmungsbücher für höhere Pflanzen gibt es nachgerade genug. Alle haben sie, ungethachet ihrer Qualität, eines gemein: Sie verwenden hauptsächlich Merkmale der blühenden und nicht selten auch noch der fruchtenden Pflanze. Das ist verständlich, denn bekanntlich sind die Sippennkenzeichen meistens Besonderheiten von Blüte und Frucht, weil diese im Gegensatz zu den Eigenheiten von Stengel und Blatt nur wenig oder gar nicht durch Umwelteinflüsse verändert werden. Leider findet der Florist die Pflanzen, deren Namen er wissen möchte, draußen nicht immer in Blüte und behängt mit Früchten vor. In ganz besonderem Maße gilt dies für den Grünlandbotaniker, der sich mit dem Artenbestand von Wiesen und Weiden befaßt. Er muß die Grünlandkräuter auch vor der Blüte und nach der Mahd erkennen können. Für ihn vor allem hat E. Klapp sein Büchlein geschaffen, das 250 Grünlandkräuter beschreibt und ohne Blick auf Blüte und Frucht an Hand von Merkmalen der Blätter und des Stengels zu bestimmen gestattet. Die Auswahl, die der Verfasser getroffen hat, ist sehr glücklich. Sogar Besiedler extremer Trockenrasen sind aufgeführt, die Bewohner der Fettwiesen findet man allesamt, und selbst Flachmoorpflanzen fehlen nicht. Das Bestimmen erfolgt entweder nach der Bilderbuchmethode — der Kundige wird schon damit verhältnismäßig leicht zum Ziele kommen — oder mit Hilfe von mehreren dichotomen Schlüsseln. Die Diagnosen treffen; die zugehörigen Abbildungen sind klar und prägen sich ein. Sie zeigen die Schlüsselmerkmale mit der wünschenswerten Deutlichkeit. — Natürlich führt das Bestimmen nach rein vegetativen Merkmalen nicht immer mit jener Sicherheit zum Erkennen einer Art, die das Bestimmen nach Blütenmerkmalen erlaubt. Wenn man sich jedoch an den Ratschlag des Verfassers hält, mehrere Exemplare einer unbekannten Art zum Bestimmen heranziehen, und wenn man darüber hinaus noch die trefflichen Standortsangaben in den Diagnosen (Ökologie, Gesellschafts-zugehörigkeit) zu Rate zieht, dann entscheidet man auch in kritischen Fällen mit Hilfe dieses Büchleins richtig und verlässlich. Der Referent kann es nicht nur allen Floristen warm empfehlen; er hält es auch für eine wirklich wichtige und notwendige Neuerscheinung, die unter den deutschsprachigen Bestimmungsbüchern eine bislang störende Lücke schließt.

Dr. Dietmar Aichele

MIKROSKOPE

aller Art

monokular und binokular
Stereomikroskope u. -Lupen
Auflicht, Durchlicht, Polarisat.
Dunkelfeld, Mikrofotografie



**Schlagschattenfreie Kaltlicht-
Leuchtlupe**

Bitte fordern Sie Preisliste
Nr. 46 an



CHR. BECK & SÖHNE KG.
FEINMECHANIK UND OPTIK
KASSEL

Mikroskope

für Schulen, Institute, Forscher, Wissenschaftler und Studierende. Hochwertige Markenqualität, vollkommene technische Funktion und erstklassige Präzisions-Optik. 1 Jahr Garantie. Ab 88,- DM, bar 3% oder Teilzahlung. Prospekte unverbindlich. Schreiben Sie an: Opt. Inst. G. K. E. Schröder, Haufsch. A 30, Hamburg 36, Dammtorstr. 22



Bei privaten und geschäftlichen

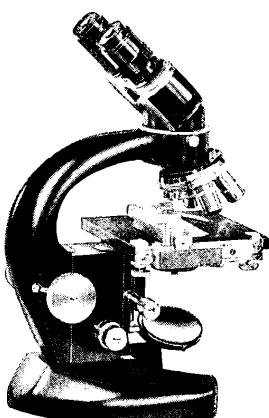
Gelegenheitsanzeigen

im Fließsatz kostet jedes Wort DM —.35, im Fett-
druck DM —.40, Chiffregebühr DM 1.—. Wir bitten
um Vorauszahlung.



Mikroskop KB 1

für viele Verwendungszwecke, handliche
Einstellung. Hohe optische Leistung!
Verlangen Sie unsere Liste



KARL KAPS
Optik-Feinmechanik-Gerätebau
Asslar b. Wetzlar

Tier- und Natur-photographie

Zeitschrift für Jäger, Photo-
amateure und Biologen

Herausgeber:

Prof. Dr. Fritz Steininger, Hannover
gemeinsam mit

Regierungsrat Dr. Herbert Ecke, Bad Godesberg Dr. Josef Grehm, Wetzlar Hans Henning Heunert, Göttingen Heinz Kilfitt, Großhesselohe bei München Oberstudienrat Dr. Hermann Jahn, Recklingshausen Forstmeister Dr. Hans Joachim Matthäi, Berlin-Wilmersdorf Dr. Joachim Steinbacher, Frankfurt a. M. Prof. Dr. Eduard Paul Tratz, Salzburg

Die beginnende Tier-Lichtbildnerei stand vor einem halben Jahrhundert im Zeichen des gleichzeitig mit ihr beginnenden Naturschutzes. In dieser Verbindung sind sich bis heute beide im großen und ganzen treu geblieben. Der wirkliche Naturphotograph muß gleichzeitig Naturschützer sein und sich nach den Umgangsformen des Naturschutzes richten.

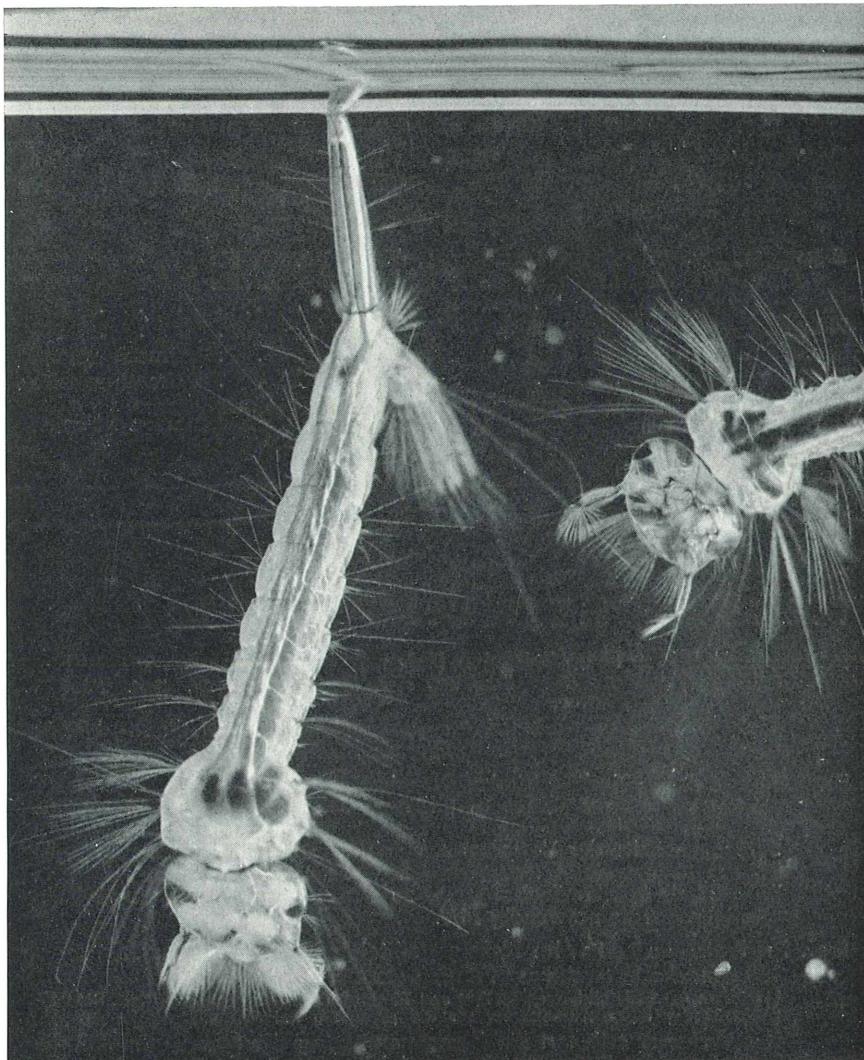
Die Zeitschrift erscheint zweimonatlich. Sechs Hefte bilden einen Band. Bezugspreis: Ein Band (bei Berechnung in Einzelheften) DM 15.—, ein Band (bei Berechnung des ganzen Bandes) DM 11.40 (Heftpreis für Abonnenten: DM 1.90). Einzelhefte DM 4.—, alles zuzüglich Porto.



**VERLAG FÜR ANGEWANDTE
WISSENSCHAFTEN GMBH
BADEN-BADEN**

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart, der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

Deckart, M.: Die Kreuzspinne und ihr Netz	193
Föllmann, Dr. G.: Lebenskräfte. Der Energiestoffwechsel der Zelle	197
Hoch, S.: Fundstellen von Bryozoen (Moostieren) in Südbayern	203
Sachs, Dr. W. B.: <i>Mucor nitens</i> , ein besonders prächtiger Schimmelpilz	204
Mikroskopie in der Schule	
Schwegler, Dr. H. W.: Reizreaktionen unter dem Mikroskop	205
Hellwig, W.: Mykologische Schülerübungen	210
Zur Einführung in die Mikroskopie	
Bartsch, A.: Zellwand und Zelltypen pflanzlicher Zellen	213
Hellwig, W.: Was ist beim Kauf eines Mikroskopes zu beachten?	217
Winke fürs Labor	
Stumm, Dr. Cl. und Linskens, Prof. Dr. H. F.: Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. I. Das Fernsehmikroskop	220
Kleine Mitteilungen	223
Bekanntmachungen	3. Umschlagseite
Bücherschau	3. Umschlagseite
Umschlagbild Stechmückenlarve, an der Wasseroberfläche hängend. Aufnahme: M. Deckart	

NEUERSCHEINUNGEN 1959

- Dr. Helmut H. Dittrich : Bakterien, Hefen, Schimmelpilze**
 87 Seiten mit 46 Abbildungen im Text sowie 4 Kunstdrucktafeln. Kart. DM 9.80.
 (Reihe „Einführung in die Kleinebewelt“.)
 Viele einfache Versuche demonstrieren die Arbeitstechnik und lehren,
 das Wesen dieser Organismen besser zu verstehen.
- Dr. Rudolf Braun : Tierbiologisches Experimentierbuch**
 166 Seiten mit 93 Abbildungen im Text sowie 8 Kunstdrucktafeln. Kart. DM 6.80.
 (Reihe „Erlebte Biologie“.)
 Sorgsam wählte der Verfasser nur solche Experimente aus, bei denen
 Tiere weder verletzt noch gequält werden, Experimente, zu deren
 Verständnis kein Fachwissen und zu deren Durchführung keine kostspieligen
 Geräte notwendig sind.
- Prof. Dr. Franz Bukatsch Nahrungsmittelchemie für Jedermann**
 150 einfache Versuche zur Prüfung unserer Lebensmittel
 114 Seiten mit 50 Abbildungen im Text und 16 graphischen Darstellungen. Kart. DM 9.80.
 (Band 39 der Reihe „Handbücher für die praktische naturwissenschaftliche Arbeit“.)
 Der Verfasser erläutert die Zusammensetzung der Nahrungsmittel, die
 Bedeutung der Nahrungsstoffe und Vitamine im Körperhaushalt des
 Menschen, Wirkung und Nachweis von Konservierungsmitteln und
 Verfälschungen, Untersuchung von Kohlenhydraten, Fetten und Eiweiß.

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

Die Kreuzspinne und ihr Netz

Von Martin Deckart, Bad Tölz

Wenn in der griechischen Sage Ariadne dem Theseus die sichere Rückkunft aus den Irrwegen des Labyrinths dadurch ermöglicht, daß sie ihm ein Fadenknäuel zum Abspulen mitgibt, so ist darin deutlich der Vergleich mit der Tätigkeit einer Spinne zu sehen.

Die uns bekanntesten Spinnen, z. B. die Kreuzspinne (*Epeira diademata*) bauen radförmige Netze, die dem Fang ihrer Beute dienen. Selbstverständlich ist der Bau dieser Netze eine „Instinkthandlung“. Doch müssen wir uns darüber klar sein, daß diese Bezeichnung lediglich ein Wort ist für eine Sache, die uns keineswegs erkläbar ist. Alle „Instinkthandlungen“ von Tieren stellen uns vor einen Befund, dessen Ablauf und dessen Einzelheiten wir erforschen können, dessen geschlossene Gesamtheit sich unserer Erkenntnis aber durchaus entzieht. In diesem Falle ist uns das Verständnis dieser Handlung ganz besonders erschwert durch die Tatsache, daß jedes Netz anders ist, denn es muß ja in die vorhandene Umgebung hineingebaut werden.

Kreuzspinnennetze befinden sich immer in der Nähe des Bodens, selten mehr als einen Meter darüber. Das „Rad“ ist umfaßt von einigen kräftigen „Rahmenfäden“; es hat 20 bis 30 Speichen, zwischen denen spiraling der Fangfaden herumläuft. Sie stehen nie genau in senkrechter Ebene, sondern sind gegen diese um etwa 10—15° geneigt. Die Spinne bewegt sich auf der Unterseite, so daß sie immer im Netz „hängt“. Dadurch ist es gegen zufällige Beschädigungen sicherer. Wird ein in einen Rahmen eingespanntes Netz über die senkrechte Ebene hinaus entgegengesetzt geneigt, so schlüpft die Spinne durch die Maschen des Netzes hindurch, so daß sie sich wieder auf der neu entstandenen Unterseite befindet. — Die Herstellung des Netzes kann man nicht leicht im Freien verfolgen, denn die Spinne baut bei Beginn oder am Ende der Nacht. Aus Beobachtungen geht hervor, daß Kreuzspinnen die Fähigkeit haben, „Fäden zu schießen“ und diese Fähigkeit auch

beim Bau der Rahmenfäden anwenden. Die Spinne erzeugt dabei einen Faden, der aus dem erhobenen Hinterleib ins Leere hängt; der Wind nimmt ihn auf und trägt ihn empor, bis er sich an passender Stelle festheftet. Allgemein bekannt ist diese Fähigkeit von den kleinen Krabbenspinnen, die auf den so erzeugten Fäden des „Altweibersommers“ durch die Luft reisen. — Nach Fertigstellung des Rahmens entstehen die Speichen des Netzes, die in der Mitte einen

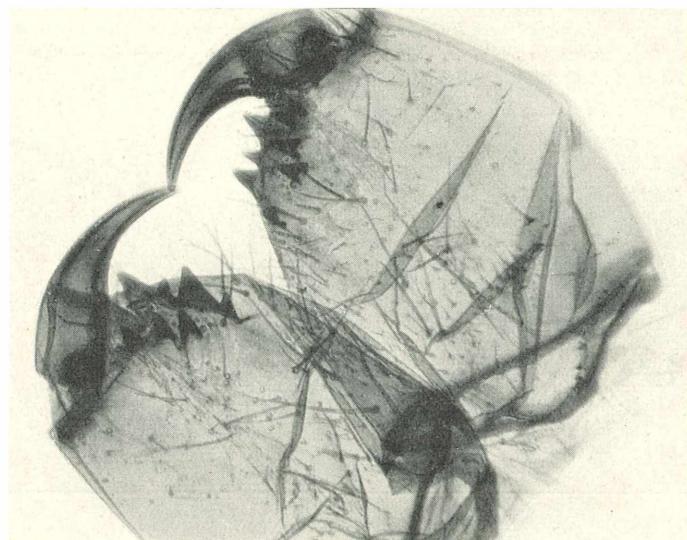


Abb. 1: Zangen einer Kreuzspinne

unregelmäßig mit Fäden durchsetzten Raum, die „Warte“, übrig lassen. Dies ist der gewöhnliche Aufenthalt der Kreuzspinne, in dem sie (stets mit dem Kopf nach unten) auf Beute lauert. Weiterhin wird (von innen her) eine „Hilfsspirale“ gebaut, und zum Schluß (von außen ausgehend) die „Fangspirale“, an der die Beutetiere hängen bleiben sollen. Während die Fangspirale entsteht, wird die Hilfsspirale beseitigt. — Das Entstehen von Hilfsspirale und Fangspirale läßt deutlich erkennen, daß die Erbauerin ihre Körpermaße benutzt, um die Proportionen des Netzes „maßgerecht“ zu machen. Es ist also verständlich, daß jüngere (kleinere) Kreuzspinnen auch Netze mit näher aneinanderliegenden Spiralwindungen bauen.

Die Rahmenfäden und auch die Radialfäden sind mehrfach verstärkt: Die Spinne ist an ihnen entlanggelaufen und hat jedesmal einen neuen Faden zur Verstärkung des vorhandenen gesponnen und ihn mit

diesem vereinigt. Sie machen alle den Eindruck glatter einfacher Fäden. — Von ihnen unterscheidet sich ganz wesentlich der Faden der Fangspirale: In erstaunlich regelmäßigen Abständen sitzen hier auf dem glatten Faden kugelige Tröpfchen, die dickflüssig und klebrig sind. An ihnen fangen sich die Beutetiere. Die Tröpfchen behalten ihre Klebrigkeits viele Wochen lang. ARSTEIN (1889) glaubte gesehen zu haben, daß diese Tröpfchen nachträglich auf den glatten tragenden Faden aufgesetzt werden und meinte, die große Regelmäßigkeit ihres Auftretens dadurch erklären zu können. Zweifellos stammen der tragende Faden, der sofort erstarrt, und die dauernd klebrig bleibenden Tröpfchen aus verschiedenen Spinnrüssen. WIEHLE (1937) hat aber

Man schneidet ein Stück Pappe aus, das die Größe eines mikroskopischen Objektträgers hat und sägt (am besten mit der Laubsäge) in der Mitte ein rechteckiges Loch. Dieses Pappstück führt man durch ein Spinnennetz hindurch. Es klebt — eben mit den Fangfäden — an dem Pappstück an, und man kann dieses zur Betrachtung unter das Mikroskop bringen. Es empfiehlt sich, die Oberseite des Pappstückes zu bezeichnen. Ist man anspruchsvoll und will man auch im Dunkelfeld oder bei stärkeren Vergrößerungen beobachten, so macht man den Netzträger besser aus dünnem Pertinax oder aus dem Kunststoff irgend einer Schachtel. Solche Träger sind widerstandsfähiger, können infolgedessen dünner sein und bringen den Netzeil auch in das Leuchtfeld eines stärkeren Kondensors oder eines Dunkelfeldkondensors.

H. PETERS beschreibt, wie man ein ganzes Spinnennetz (mit der Kreuzspinne) auf einen Holzrahmen (30×30 cm bis 45×45 cm) übertragen kann: Man bringt den Rahmen, der mit einer verschiebbaren Latte etwa am Kugelgelenk eines Fotostativs befestigt ist, ganz nahe und gut parallel zur Netzebene an dieses heran. Es sollen nur ganz wenige Haupttragfäden den Rahmen schneiden. Diese klebt man jetzt mit Papierstückchen, die mit schnell trocknendem Leim besetzt sind (evtl. Heftpflasterstückchen) an den Rahmen an und kann in diesem dann das Netz mit der Spinne ins Zimmer bringen. Man kann sie genau beobachten, füttern usw. In der Nacht

pflegt sie allerdings das Netz (nach PETERS) zu zerstören und meist an anderer Stelle ein neues zu bauen. — Ich hatte ein Kreuzspinnennetz etwa 14 Tage im Zimmer, ohne daß es während dieser Zeit einmal von der Spinne zerstört wurde, und auch an den im Freien von mir beobachteten Netzen hatte ich nicht den Eindruck, daß sie ständig neu gebaut worden wären.

Die Wirkung des Klebstoffes der Fangfäden ist überraschend: Jedes Insekt, das in das Spinnennetz gerät, klebt fest. Die Spinne stürzt meist darauf zu, tötet es durch Einspritzen von Gift durch die Zangen ihrer Mundwerkzeuge undwickelt es vollends in gesponnene Fäden ein. Weitere Einspritzungen von Speichel (bzw. von Verdauungssaft) bereiten die Beute zum Verzehr vor. Die Verdauung geht ja bei den Spinnen „vor dem Munde“, d. h. außerhalb ihres Körpers vor sich: Durch die hohlen Zangen wird Verdau-

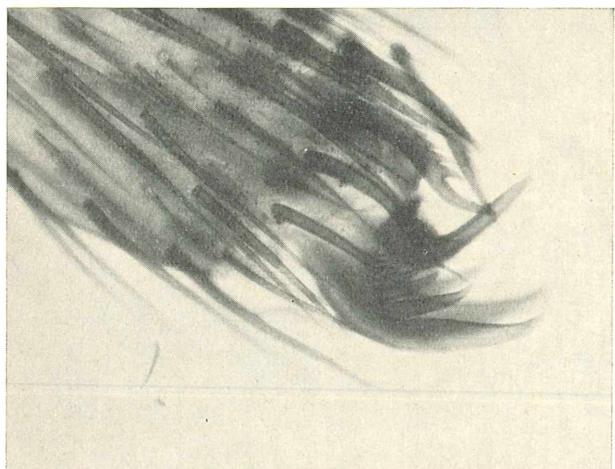


Abb. 2: Fuß einer Kreuzspinne

nachgewiesen, daß die klebrige Substanz zunächst gleichmäßig verteilt auf dem Faden erscheint und in kurzer Zeit auf Grund rein physikalischer Gesetze sich in Tröpfchen zusammenballt. Ein ähnlicher Vorgang in größerem Maßstabe ist es, wenn das Wasser fallenden Regens auf Telefondrähten sich festsetzt. Auch hier bleibt auf den Drähten kein gleichmäßig verteilter Wasserfilm, sondern das Wasser sammelt sich bald in bestimmten Abständen in Tropfen an. Da solche Drähte nur selten genau waagerecht hängen, kann man diese Tropfen immer in etwa gleichen Abständen auf dem Draht entlangwandern sehen, bis sie zu groß werden und zu Boden fallen. — Andere Spinnenarten haben übrigens völlig anders gebaute Fangfäden („Cribellum“-Fäden), die hier aber nicht behandelt werden sollen.

Es sei noch einmal daran erinnert, wie man Teile eines Spinnennetzes zur mikroskopischen Betrachtung herrichten kann:

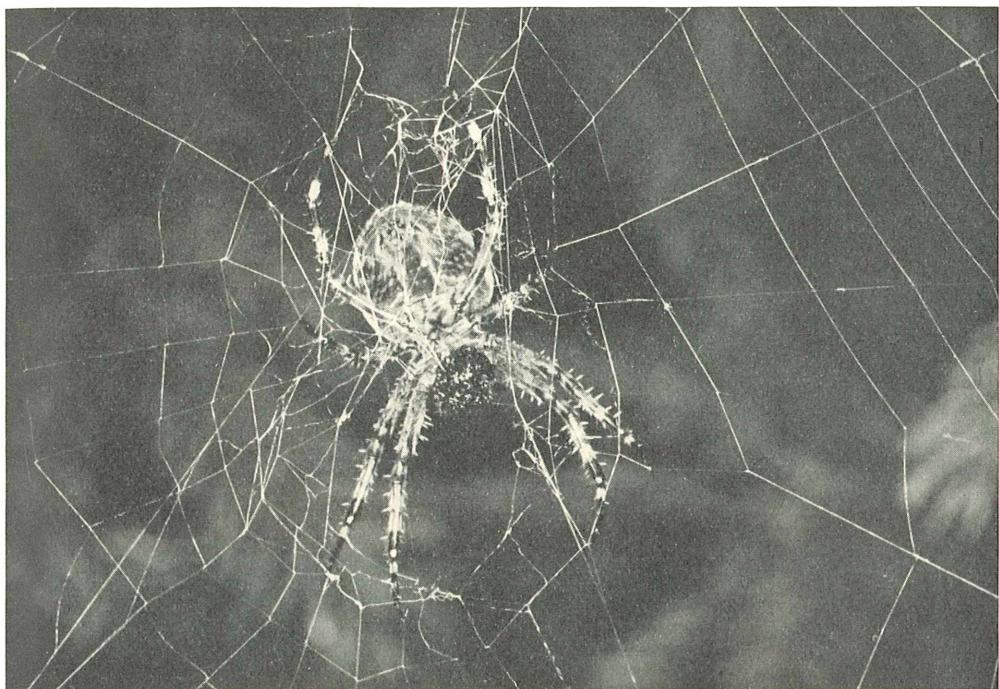


Abb. 3: Kreuzspinne (Bauchseite) mit halbverdauter Nahrung; rechts unversehrter Teil des Netzes. Mehrere Radialfäden mit Klebträpfchen

ungssaft in den Körper des gefangenen Insektes eingespritzt, der seine Weichteile flüssig macht, und diese Flüssigkeit wird von der Spinne aufgesogen, bis nur noch die leere Chitinhaut da ist; diese wird dann aus dem Netz geworfen.

Nun muß man sich wundern, weshalb die Spinne nicht selbst in ihrem so überaus gefährlichen Netz kleben bleibt — und ich glaube, daß die damit zusammenhängenden Fragen noch keineswegs bis ins Letzte geklärt sind. Man kann zwar beobachten, daß sie unter normalen Bedingungen niemals auf die Fangfäden tritt, sondern immer auf den radial verlaufenden Fäden bleibt, die ohne Klebstoff sind. Das Bild ihres Fußes zeigt, daß die kammartigen Gebilde an seinem Ende auf das Feinste dazu gebaut sind, die klebstofflosen Radialfäden festzuhalten und

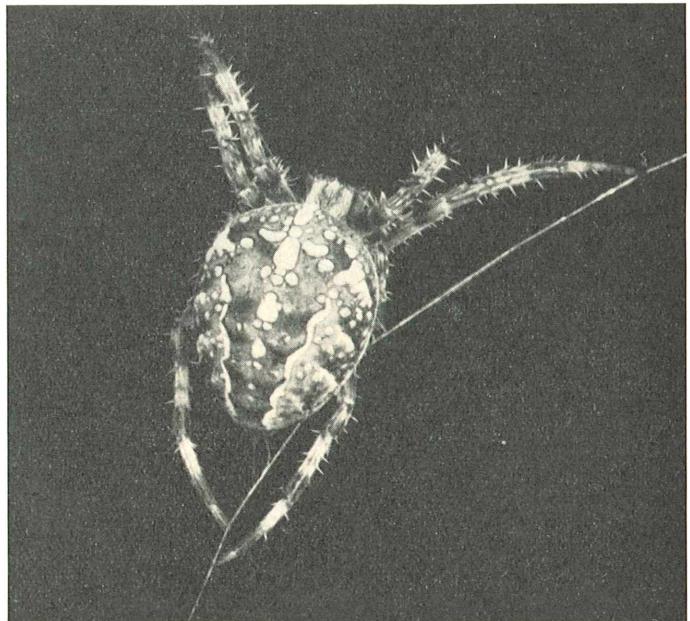


Abb. 4: Kreuzspinne (Rückenseite) verstärkt den ersten Radialfaden des Netzes

sich auf ihnen geschickt zu bewegen. Man hat aber den Eindruck, daß diese Kämme

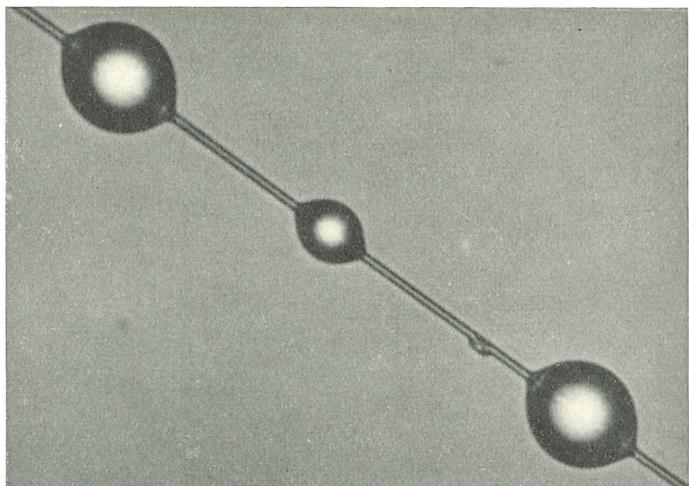


Abb. 5: Kreuzspinne. Stück eines Fangfadens. 900x

bei Berührung mit einem Klebtropfen der Fangfäden völlig verschmieren werden und festkleben müßten. Ebenso scheint die starke Behaarung der Beine und des ganzen Körpers zum Festkleben geradezu vorbestimmt zu sein.

Nun hat WIEHLE den Versuch gemacht, amputierte Beine einer Spinne mit den Fangfäden in Berührung zu bringen, hat gefunden, daß sie im Netz kleben blieben, und er hat daraus den Schluß gezogen, daß die Spinne bei Berührung eines Fangfadens außerordentlich gefährdet sei. Das scheint mir aber ein Versuch zu sein, der zu unverständlich ist, um Aufschluß zu geben.

PETERS beschreibt Versuche, bei denen (auf eine Drehung des Netzes, im Rahmen) die Spinne auch quer durch das Netz gelaufen sei. Er schreibt, das Laufen über die Fangfäden fiele ihr sehr schwer, sie käme nur mühsam und langsam vorwärts. In einigen Fällen habe sie auch die Fangfäden dabei zerrissen. Greift man eine Spinne und drückt (oder wirft) sie in irgendeiner Lage in ihr eigenes Netz, so wird man immer feststellen, daß sie nicht an den Fangfäden kleben bleibt, sondern sich entweder sofort oder nach ein paar Schritten über irgendwie ergriffene Fäden zu Boden fallen läßt. Nie habe ich festgestellt, daß sie irgendwie, auch nur anfänglich, kleben blieb. — Weiterhin fand

ich auf meinen Aufnahmen von Spinnennetzen, daß der mittlere unregelmäßig gebaute Teil des Netzes, der offenbar oft ausgebessert worden ist und der Spinne als gewöhnlicher Aufenthaltsort dient, oft Fangfadenstücke enthält. Solche sind auch vielfach in die von dort ausgehenden radialen Fäden bei Reparaturen hineingearbeitet worden. Es ist schwer anzunehmen, daß die Spinne sich vor dem Betreten solcher Radialfädenteile besonders hüttet.

Es muß also noch eine bisher ungeklärte Ur-

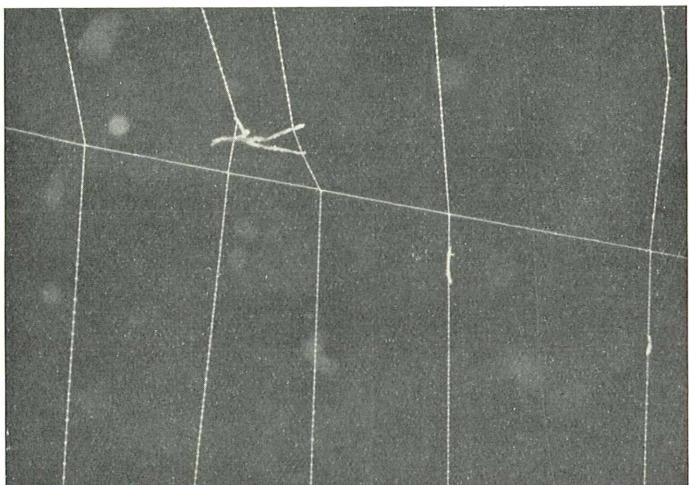


Abb. 6: Ausschnitt aus einem Kreuzspinnenennetz. Ein Tragfaden, gekreuzt von Fangfädchen

sache geben, welche die Spinne vor dem Festkleben in ihren eigenen Fangfäden sichert. Vielleicht ist die überaus starke Behaarung der Beine und des ganzen Körpers eine Erklärung, insofern als die verhältnismäßig wenigen Haare, die mit dem Klebstoff in Berührung kommen, dann abreißen und statt der ganzen Spinne im Netz bleiben. Auf alle Fälle scheinen mir zur Klärung dieser Frage noch viele Beobachtungen wichtig zu sein, die vielfach mit Erfolg auch von Liebhabern gemacht werden können.

Noch eine andere Vermutung kann man über die Funktion dieser außerordentlich starken Behaarung haben. Beim „Schießen“ von Fäden zur Vorbereitung des Netzbaues

muß man bestimmt annehmen, daß die Spinne ein sicheres Empfinden für die Windrichtung hat, und dieses Empfinden könnte ihr sehr wohl durch die Behaarung des ganzen Körpers gegeben werden. Ich betone aber, daß alle diese Dinge nur Vermutungen sind; ich bin verwundert, daß ich in der mir zur Verfügung stehenden Literatur nichts über diese Fragen gefunden habe.

Recht interessante Versuche über den Netzbau von Spinnen hat PETER N. WITT gemacht. Er hielt Spinnen im Labor, insbesondere die Gartenspinne *Zilla x-notata* Cl., und ließ sie an Holzrahmen ihre Netze bauen. Wurden diesen Spinnen bestimmte Mengen verschiedener Drogen und Medikamente verabreicht, so zeigte sich der Netzbau in charakteristischer Weise verändert, um so stärker, je größer die verabreichte Dosis gewesen war. Es ist immerhin möglich, daß diese Versuche praktische Bedeutung bekommen können, z. B. beim Vergleich der Wirkung von neu hergestell-

ten Medikamenten mit alten, die in allen Einzelheiten bekannt sind.

Auf alle Fälle wird es sich für den Naturfreund lohnen, Spinnen und ihren Fangnetzen seine Aufmerksamkeit zu schenken.

L i t e r a t u r

- CARL APSTEIN: Bau und Function der Spinndrüsen der Araneida. Arch. f. Naturgesch. 55 Bln. 1889.
- HERMANN WIEHLE: Beitr. zur Kenntnis des Radnetzbaues der Epeiriden, Tetragnathiden und Uloboriden. Ztschr. f. Morphologie u. Oekol. der Tiere. 8. Bd., Berl. 1927.
- HERMANN PETERS: Studien am Netz der Kreuzspinne (*Epeira diadema*). Ztschr. f. Morph. u. Oekol. der Tiere. 33 Bln 1938.
- Derselbe: Studien am Netz der Kreuzspinne. In: Ztschr. f. Morphol. u. Oekol. d. Tiere 32 1937, Verl. Jul. Springer 1937.
- Derselbe: Experimente über die Orientierung der Kreuzspinne im Netz. Zool. Jahrb. (Allgem. Zool.) 51 1932, Verl. Gustav Fischer, Jena.
- PETER N. WITT: Der Netzbau der Spinne als Test zur Prüfung zentralnervös angreifender Substanzen. Arzneimittelforschung 6 (1956) S. 628–635. Editio Cantor (Aulendorf i. Württ.).

Lebenskräfte

Der Energiestoffwechsel der Zelle

Von Gerhard Föllmann, Braunschweig

Unser Mitarbeiter Dr. G. FÖLLMANN hat im „Mikrokosmos“ schon oft über neue Erkenntnisse der Zellforschung berichtet. Im nachstehenden Aufsatz vermittelt er einen Überblick über ein Forschungsgebiet, auf dem die Wissenschaft im letzten Jahrzehnt besonders viele bisher unbekannte Vorgänge klären konnte. Dabei lassen sich chemische Formeln nicht ganz vermeiden. Dank der klaren und verständlichen Ausdrucksweise des Verfassers werden aber auch die Leser, die sich nicht eingehend mit der Chemie der Zellvorgänge beschäftigen wollen, den Artikel mit Gewinn lesen können.

Schriftleitung

Der Wasserstoff ist der einzige Brennstoff der Zellen.

T. THUNBERG (1952)

Organische Synthesen

Als die abendländische Naturforschung im siebzehnten Jahrhundert begann, sich von der religiösen und philosophischen Naturbetrachtung zu lösen und das Lebensgeschehen exakt wägend und messend zu untersuchen, stellte sich zunächst heraus, daß die im Pflanzen- und Tierreich aufgefundenen Stoffe nicht nur in ihrem allgemeinen Verhalten, sondern auch in der chemischen Zusammensetzung wesentlich von den damals schon recht gut bekannten mineralischen Verbindungen abweichen. Da die seinerzeit durchgeführten Versuche, von lebenden Zellen erzeugte Stoffe im Labor nachzubilden, anfänglich fehlschlugen, durfte man annehmen, daß bei ihrer Entstehung eine besondere, in der unbelebten Natur nicht vorhandene Kraft wirksam sei. Man nannte sie *vis vitalis*, *animancia*, *Lebenskraft*. So konnte noch einer der führenden Chemiker des neunzehnten Jahrhunderts, J. BERZELIUS, in

einem 1827 erschienenen Lehrbuch angeben: „Die Lebenskraft liegt gänzlich außerhalb der unorganischen Elemente. Sie bedeutet nicht eine ihrer ursprünglichen Eigenschaften wie Schwere, Undurchdringlichkeit oder Polarität. Was sie aber ist, wie sie entsteht und endigt, begreifen wir nicht.“

Daher bereitete 1824 der Aufbau der pflanzlichen Oxalsäure aus dem organischen Dicyan durch den Berliner Chemiker F. WÖHLER eine unerhörte Überraschung. Vier Jahre später gelang ihm die Herstellung des im Eiweißstoffwechsel des Tierkörpers anfallenden Harnstoffs aus Ammoniumcyanat. Viele bald darauf folgende organische Synthesen ließen klar erkennen, daß es zur Formung biologisch wichtiger Substanzen keiner besonderen Lebenskraft bedarf: Sämtliche Lebewesen sind den allgemeinen Naturgesetzen unterworfen. Dennoch benötigen sie Kraft, da ihr Leben, wie der Betrieb einer beliebigen Maschine, an ständige Energiezufuhr ge-

bunden ist, weil all ihre Leistungen — Stoffaufnahme, Wachstum, Fortpflanzung, Reizbarkeit, Bewegung — in irgendeiner Hinsicht kraftaufwendend sind.

Zellatmung

Diese recht verstandene Lebensenergie gewinnt der Organismus durch die Atmung, und zwar jede seiner Zellen für sich allein. Allerdings müssen wir uns hier von dem vermenschenlichten Begriff der Lungenatmung befreien, die mit der Zellatmung nur insofern zu tun hat, als sie die im Körperinnern höherer Tiere gelegenen Zellen mit Sauerstoff versorgt. Das ist aber nur eine Voraussetzung der Atmung, die in einer Umwandlung kraftspender Nährstoffe in energiearme Stoffwechselendprodukte besteht.

Geschichtlich gesehen wurde unser Wissen über die Zellatmung auf zwei äußerlich ganz verschiedenen Wegen gewonnen: bei der Erforschung der Gärung und der Muskelbewegung. Es stellte sich heraus, daß diese beiden Vorgänge wesentlich in den gleichen Bahnen laufen. Mittels Fermentgiften gelang es beispielsweise, einzelne Umsetzungsschritte so zu hemmen, daß Stauungen im Zwischenstoffwechsel eintraten. Die sonst nur in geringer Konzentration erscheinenden Abbauprodukte konnten abgefangen, gereinigt und untersucht werden. In ähnlicher Weise reicherte man die „Zahnräder“ der Zellmotoren, die zwischen den einzelnen Reaktionen vermittelnden Wirkstoffe, an. Das ermöglichte die Nachahmung vieler Atmungsschritte im Reagenzglas. Dazu bot man den Versuchszellen mit Radioisotopen vermischte Atemstoffe an. Sie verwenden diese Nahrung wie die ursprüngliche, gleichgültig, ob es sich um ihre Verbrennung, den Einbau in den Körper oder ihre Ausscheidung handelt. Während sich aber stabile Verbindungen physikalisch ruhig verhalten, senden die radioaktiven Strahlen aus, an denen sie erkannt werden können. Man darf solche Gemische mit „Moleküllerden“ vergleichen, in denen einige Tiere Glocken tragen, um den Hirten über ihren Aufenthalt und ihre

Bewegungen zu informieren. Wenn also die markierten Kohlenstoffatome eines Radiozuckers, der einer Nährlösung zugesetzt wurde, in der von den Versuchszellen abgegebenen Atmungskohlensäure erscheinen, so ist damit einwandfrei dargetan, daß sie dem verwendeten Zucker entstammen. Auch die auf diesem Wege entstehenden zahlreichen Zwischenstoffe werden dabei radioaktiv und können nachgewiesen werden.

Die Untersuchung des Atmungsablaufs wurde dadurch erschwert, daß die Zelle ihre Betriebsstoffe — hauptsächlich Kohlenhydrate, Fette und Eiweißkörper, die nahezu alle, und sei es auch auf dem Umweg des Fressens, von autotrophen Pflanzen geliefert werden — unter Bedingungen verbrennen muß, unter denen sie außerhalb des Körpers nicht angegriffen werden: in wässriger Lösung von annähernd neutraler Reaktion, bei niederen Temperaturen und Drucken. Was das bedeutet, erhellt schon die Tatsache, daß es selbst mit dem Streichholz nicht gelingt, ein Stück Würfzucker anzuzünden, wenn nicht ein geeigneter Schrittmacher wie das Kalzium der Zigarettenasche zur Hand ist.

Die Auswertung der Nahrungsmittel innerhalb der lebenden Zelle spielt sich zudem in einer langen Kette hintereinandergeschalteter Schritte ab. Jeden fördert ein besonderer Wirkstoff. Die dabei auftretenden Energieunterschiede sind so klein, daß die meisten Reaktionen auch in entgegengesetzter Richtung verlaufen können. Eine derart lange Atmungskette ist notwendig, da sich die Zelle von einer Verbrennungsmaschine unter anderem auch darin unterscheidet, daß sie weniger an der Freisetzung von Wärmeenergie interessiert ist als an der Kraftverwendung zu anderen Zwecken. Die unmittelbare Lösung der in den Nährstoffen enthaltenen Energie führt jedoch zu explosionsartigen Vorgängen mit starker Wärmeentwicklung. Nur die stufenweise Energiegewinnung ermöglicht eine wirkungsvolle Anwendung im Organismus.

Außerdem besteht die Zelle zum Unterschied von unseren Maschinen aus nahezu den gleichen Bausteinen wie ihr Brennstoff: Sie gleicht damit etwa einer Dampfmaschine aus Holz. Verliefe der Verbrennungsprozeß sehr stürmisch, so würde nicht nur das Heizmaterial, sondern auch die Maschine selbst aufgebraucht. Die aufeinanderfolgenden Reaktionen mit geringem Energiegewinn liefern aber niemals Energie genug, um eine Selbstzerstörung einzuleiten. Das Zellgehäuse steht also außer Gefahr.

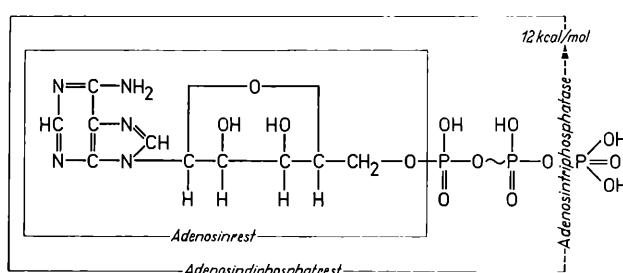


Abb. 1: Das Mononukleotid Adenosintriphosphorsäure

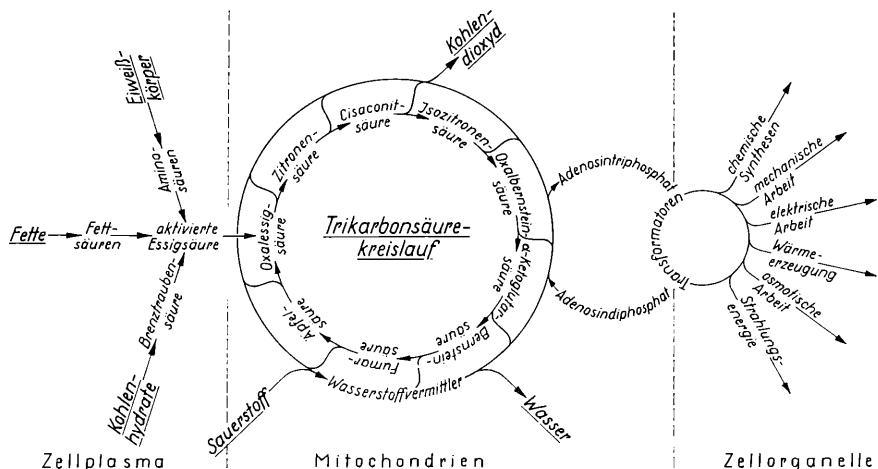


Abb. 2: Der Energiedynamo der lebenden Zelle

Die Mannigfaltigkeit und Verflechtung der in der ersten Hälfte unseres Jahrhunderts aufgedeckten physikalischen und chemischen Zelleistungen erschien selbst im Vergleich mit den zahllosen Organismarten und der vielfältigen Ausgestaltung ihrer Bausteine unfaßbar. Hier wiederholte sich verstärkt, was frühere Biologengenerationen empfunden haben mögen, als sie bei der Bestandsaufnahme des Tier- und Pflanzenreiches einer unendlichen Zahl von Arten und Individuen gegenüberstanden. Dort schuf die fruchtbare Entwicklungstheorie des englischen Naturforschers C. R. DARWIN Ordnung. (DARWINS Lehre feiert 1959 ihren hundertsten Geburtstag). Sie zeigte, daß verschiedene Zelltypen und Zellstaaten gemeinsamen Ursprungs sein können, daß hinter äußerlicher Ungleichheit gemeinsame Baupläne verborgen liegen. Eine ähnliche Entwicklung findet gegenwärtig auch in der Biochemie statt. Die Zusammenhänge zwischen den verschiedenartigsten Einzelreaktionen, „Zusammenarbeit“ und „Arbeitsteilung“ im Zellbereich, werden allmählich klar. Der Grundplan des chemischen Zusammenspiels in den Zellmaschinen ist vielen verschiedenen Formen des Lebens gemeinsam, selbst, wenn sie bei oberflächlicher Betrachtung so verschieden aussehen und derart verschiedenen Zwecken dienen wie etwa die Flugmuskelzelle einer Taube oder die Tochterknospe einer Bäckerhefezelle. Alle verwenden ähnliche Brennstoffe, alle besitzen den gleichen Verarbeitungsapparat. Freilich veranlaßte die Umweltanpassung viele Abwandlungen, so daß die äußere Form den Eindruck großer Verschiedenartigkeit erweckt. Nach der Evolutionslehre war dies zu erwarten.

Energieumwandlungen

Die lebende Zelle gleicht den Maschinen aber insofern, als sie wie diese ihre Brennstoffe in ganz bestimmtem Zustand benötigt: In einem Verbrennungsmotor wird die Arbeit durch den Druck der Gase geleistet, die bei der Verbrennung verschiedener Heizstoffe entstehen. Ein Elektromotor benötigt den Elektronenstrom zu seinem Betrieb. Die besondere Energieform, die die Zelle zu ihren Leistungen braucht, ruht vorwiegend in den Pyrophosphatbindungen der Adenosintriphosphorsäure (Abb. 1), die der Berliner Biochemiker K. LOHMANN 1932 entdeckte. Sie wird frei, wenn diese Bindungen hydrolytisch gespalten werden. Die Beteiligung von Adenosintriphosphorsäure konnte überall dort nachgewiesen werden, wo die lebende Zelle mechanische, elektrische oder osmotische Arbeit leistet, wo sie Körpersubstanz aufbaut oder Wärme erzeugt (Abb. 2). Einer der wichtigsten Vorgänge ihres Energiehaushaltes besteht daher in der Verwandlung der chemischen Kraft unterschiedlicher Nahrungsstoffe in eine einheitliche Form von chemischer Energie und kulminiert in der Synthese von Pyrophosphatbindungen.

So ist die Zelle gezwungen, die Riesenmoleküle der Nährstoffe zunächst in kleinere Bausteine zu zerlegen: Eiweißkörper liefern zahlreiche Aminosäuren, Kohlenhydrate verschiedene Zuckerarten, Fette Glyzerin und Fettsäuren. Sie dienen lediglich der Vorbereitung der Energielieferung und werden durch unvollständige Verbrennung weiter abgebaut. Das Ergebnis ist überraschend. Abgesehen von kleinen Mengen Kohlensäure und Wasser liefern diese sehr verschiedenen Substanzen nur drei

einheitliche Endprodukte: besonders aktivierte Essigsäure, die eine „Drehscheibe“ im Zellstoffwechsel darstellt, daneben α -Ketoglutarsäure und Oxalessigsäure (Abb. 2). Ihr weiterer Abbauweg zu zwei Molekülen Kohlensäure ist im Trikarbonsäurekreislauf, den wesentlich der Oxford Physiologe H. A. KREBS 1937 aufdeckte, eng miteinander verbunden. Das bedeutet für die Zelle eine Einsparung chemischer Werkzeuge. Die Essigsäure wird durch ein Acetylierungscoenzym auf die ein Skelett von vier Kohlenstoffatomen enthaltende Oxalessigsäure übertragen (Abb. 3). Dadurch entsteht Zitronensäure mit einem Sechskohlenstoffbau, an der sich dann unter schrittweiser, mehrere Zwischenprodukte wie Bernsteinsäure oder Äpfelsäure einschließender Umformung die

rem Sauerstoff reagieren. Als Wasserstoffvermittler fungieren Pyridinnukleotide, die unter Mitwirkung von Flavoproteinen und Eisenporphyrinen von jeweils niedriger Energiestufe ihrerseits oxydiert werden. Dieser Umweg ist notwendig, weil die zum Aufbau neuer Pyrophosphatbindungen notwendige Energie in geeigneten „Paketen“ bereitgehalten werden muß, denn ihre Herstellung erfordert etwa 12 kcal/mol¹⁾ (Abb. 1). Die unmittelbare Verbrennung der Ausgangsstoffe liefert aber 40 bis 60 kcal/mol. Wie der amerikanische Biochemiker A. LEHNINGER beweisen konnte, wird mit jedem Schritt dieser oxydative Phosphorylierung ein Molekül Adenosintriphosphat aufgebaut.

Manche Zelltypen wenden die erstaunlichsten „Tricks“ an, um auch dann die

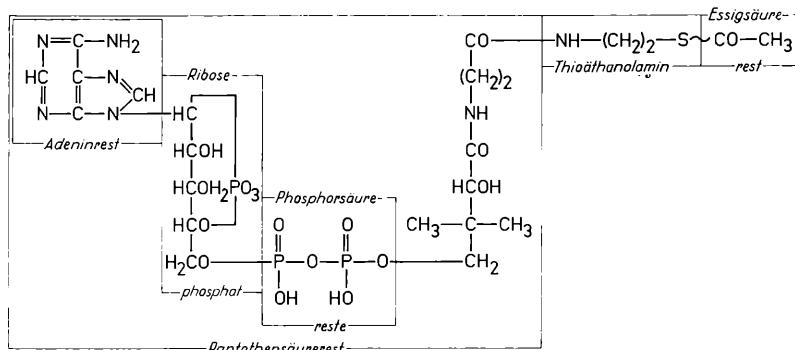


Abb. 3: Die Struktur der aktivierten Essigsäure

Entwicklung von Kohlensäure und gleichzeitig der Kreisschluß zu Oxalessigsäure vollzieht. Da dieser Trägerstoff nun die Umsetzung mit einem neuen Molekül Essigsäure eingeholt und so fort, kann die Herstellung unbegrenzter Mengen Kohlensäure durch einen kleinen Anteil Oxalessigsäure vermittelt werden. Diese Feststellungen ermöglichen auch das Verständnis eines Fundamentalsatzes der Ernährungslehre, wonach sich Kohlenhydrate, Fette und Eiweißkörper als Nahrungsstoffe im höheren Organismus gegenseitig vertreten können; mündet ihr Abbau doch immer im Trikarbonsäuresystem.

Der Zelle dient der Trikarbonsäurezyklus zu einem doppelten Zweck: Auf der einen Seite stellt er den „Rangierbahnhof“ dar, an den viele stoffliche Umbauprozesse angeschlossen sind, denn die Zwischenprodukte werden durchaus nicht immer vollständig verbrannt, sondern finden auch bei der Konstruktion neuer Zellstrukturen Verwendung. Zum andern wird die Hauptenergiemenge des Nahrungsmittelabbaus frei, wenn hier Wasserstoffatome mit molekula-

Energieproduktion nicht einstellen zu müssen, wenn aus irgendwelchen Gründen kein Sauerstoff verfügbar ist. So vergären Hefezellen Zucker nur zu Alkohol und Kohlensäure — ein recht unwirtschaftlicher Weg, da Alkohol ja brennbar ist und dementsprechend noch erhebliche ungenutzte Energiemengen enthält — wenn bei untergetauchtem (submersem) Wachstum der Sauerstoffspiegel der Nährlösung absinkt. Bei Belüftung der Kulturen wird das „Gärungsfließband“ automatisch abgeschaltet. Statt dessen veratmen die Zellen den Zucker unter Ausnutzung des Luftsauerstoffes vollständig, wobei Kohlensäure und Wasser zurückbleiben, aus denen auf chemischem Wege keine Energie mehr gewonnen werden kann. Andere Mikroorganismen vermögen sogar die Energiequellen anorganischer Verbindungen anzubohren.

¹⁾ 1 Kilokalorie (kcal) wird benötigt, um 1000 g Wasser von 14,5° auf 15,5°C zu erhitzen;
1 Grammolekül (mol) drückt das Molekulargewicht eines Stoffes in g aus und umfaßt $6,0228 \cdot 10^{23}$ Einzelmoleküle.

Energiezentralen

Nach Zerreiben von Gewebepartien oder Einzelzellen in „Zellmühlen“ und Aufschlämmen des Breies in verdünnten Zukkerlösungen lassen sich die einzelnen Zellbausteine, die sich durch Größe und Gewicht voneinander unterscheiden, mittels Zentrifugierung sauber trennen. Man erhält reine Zellkerne oder Plastiden, Mitochondrien oder Mikrosomen (Abb. 5). Wie die biochemische Untersuchung dieser Fraktionen ergab, ist die Fähigkeit zur Atmung und Adenosintriphosphatbildung nur den Mitochondrien eigen, lichtmikroskopisch kaum noch sichtbaren Organellen von 0,5 bis 2,0 μ^2 . Durchmesser, kugeliger oder langgestreckter Gestalt und mitunter beachtlichem Bewegungsvermögen.

Die Elektronenmikroskopie enthüllte während der letzten fünf Jahre ellipsoide bis zylindervormige Gebilde. Ihre doppelten Hüllmembranen entsenden blättchenartige Fortsätze oder Röhrensysteme in das Innere (Abb. 5). Dieser von der Zelle sehr häufig benutzte Lamellenfeinbau dient der Oberflächenvergrößerung und dem Abschluß einzelner „Teillaboratorien“ der „Zellfabriken“ gegeneinander. Er ermöglicht so einen geordneten Ablauf des gesamten Stoffwechsels und vermeidet Störungen, die sich in einem einheitlichen „Sack“ voller Fermente und Speicherstoffe zwangsläufig einstellen müssten.

Die hellen Membranen der Mitochondrien leisten erscheinen beiderseits von dunklen Auflagerungen umschlossen. Im Elektronenmikroskop deuten Helligkeitsunterschiede aber lediglich Dichteunterschiede an, da der Elektronenstrahl im Objekt mehr oder minder gebeugt wird. Beim Einbettungsvorhang werden Fettstoffe aus den Präparaten herausgelöst. Daher kann man annehmen, daß die hellere Schicht aus Lipoiden, die dunklere jedoch aus den rund hundert an Eiweißkörper gebundenen Wirkstoffen des Endabbaus der Zellnahrung besteht. Die Leisten lassen sich demnach als „Fließbänder“ auffassen, zwischen denen die Nährstoffe von Abbaustufe zu Abbaustufe weitergeleitet werden.

²⁾ $1 \mu = 1/1000 \text{ mm}$

Die „richtige“ Reihenfolge der Wirkstoffe in den „Fermentstraßen“ ergibt sich aus der Notwendigkeit, die geringstmöglichen Wegstrecken für die Atemstoffe offen zu halten. Nach Zertrümmerung von Mitochondrien durch Ultraschall und erneuter fraktionierter Zentrifugierung erhält man Bruchstücke, in denen einzelne Fermente vorhanden sind, während andere gänzlich fehlen. Dadurch ist es in manchen Fällen möglich, Angaben über die gegenseitige Lage der Enzyme in den Organellen zu machen. Diese Versuche zeigen aber auch

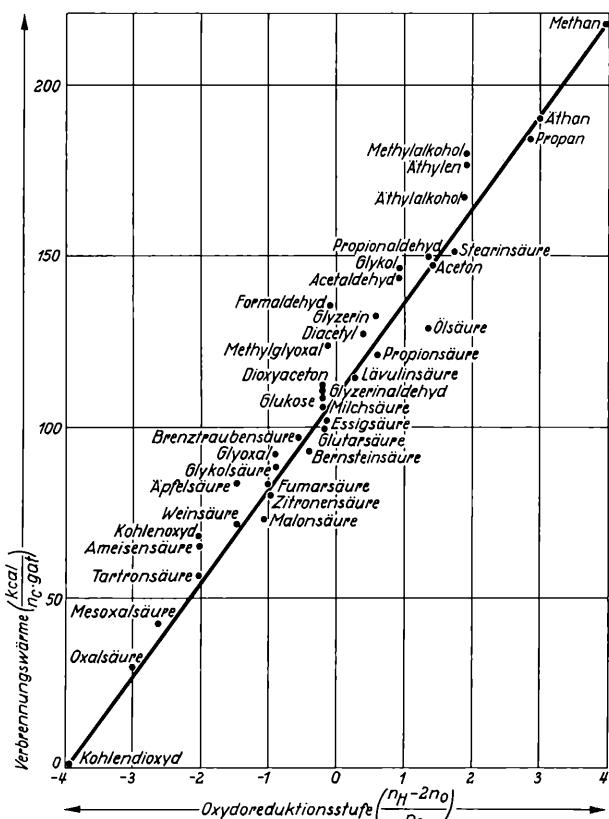


Abb. 4: Verteilung des oxydativen Energieinhalts physiologisch wichtiger Kohlenstoff - Wasserstoff - Sauerstoffverbindungen³⁾ (verändert nach BLADERGROEN 1955 und KALLE 1958)

eindringlich die untrennbare Verknüpfung von Bau und Leistung im Zellbereich, denn die Wirkstoffe und Bausteine des Zellkörpers sind ja selbst einem Stoffwechsel unterworfen und werden ständig mit be-

³⁾ Die Atomzahl (n) gibt die Anzahl der in den betreffenden Verbindungen enthaltenen Kohlenstoff-, Wasserstoff- oder Sauerstoffatome an; 1 Grammatom (gat) drückt das Atomgewicht in g aus und umfaßt $6,0228 \cdot 10^{23}$ Einzelatome.

trächtlicher Geschwindigkeit erneuert. Ein Teil der erzeugten Energie muß also fortlaufend zur Erhaltung der Arbeitsstrukturen abgezweigt werden, die bei Erlahmen der Zellatmung alsbald zerfallen.

Offenbar sind die chemischen Reaktionsketten so miteinander gekoppelt, daß sie auch die zu ihrem Betrieb erforderlichen chemotechnischen Apparaturen produzieren, die alle zusammen die Zelle ausmachen: Sie braucht Enzyme aller Art, um chemische Abläufe damit zu steuern, und sie verwendet diese Reaktionsketten, um damit unter anderem auch neue Enzymmoleküle aufzubauen, entweder als Ersatz für geschädigte oder gealterte, oder aber besonders dann, wenn es Tochterzellen hervorzubringen gilt, wobei ja der gesamte Wirkstoffbestand verdoppelt werden muß.

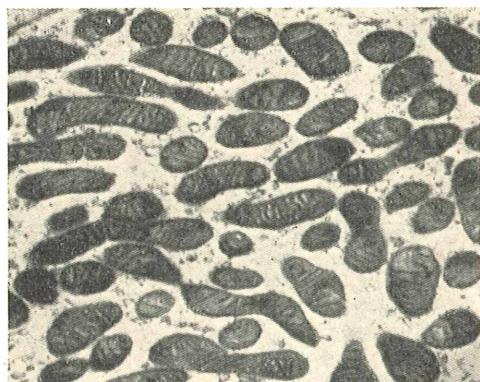


Abb. 5: Mitochondrien aus einer Nierenzelle der Hausmaus mit regelmäßiger Lamellenbau (Abbildungsmäßig 20000:1, nach BARGMANN 1957).

Die Enzymmoleküle sorgen also letztenendes auch für ihre eigene Vermehrung, aber keineswegs unmittelbar, denn ihre ganze Tätigkeit in der Zelle besteht ja darin, jeweils nur einen einzigen chemischen „Handgriff“ an irgendeinem „Fließband“ auszuführen. Aber indem sie an der passenden Stelle mitwirken, damit ihr Fließband nicht stockt, bewirken sie schließlich auch, daß die ganze „Fabrik“, repräsentiert durch das Netzwerk gekoppelter chemischer Reaktionen, arbeiten kann. Dann werden auch an irgendeiner anderen Stelle des Reaktionsnetzes weiter Enzymmoleküle ihrer eigenen Art erzeugt.

Auch in Industriewerken sind die Stätten der Energieproduktion von den energieverbrauchenden Betrieben räumlich getrennt, aber durch Kraftleitungen verbunden. Die Aufgaben der Energieträger der Technik — Wasserdampf oder Elektrizität — übernehmen in der Zelle die Adenosinphos-

phate, die in den „Mitochondrienkraftwerken“ hergestellt, von dort durch Diffusion zu allen Bezirken der Zelle verfrachtet und zu den verschiedenartigsten Leistungen herangezogen werden können. Wichtig ist, daß diese transportablen „Akkumulatoren“ nach Entladung immer wieder an die Atmungsfließbänder zurückkehren und in ihre energiereiche Form zurückverwandelt werden. Der Energiegewechselwickelt sich oft sehr schnell ab. Darum ist die Adenosintriphosphorsäremenge in jeder Zelle nur gering. So konnte sie trotz ihrer Wichtigkeit lange Zeit unbeachtet bleiben.

Die Zahl der Umlomerstationen ist dagegen im lebenden Organismus sehr groß. Eine einzige Leberzelle enthält bis zu dreitausend Mitochondrien (Abb. 5). In dieser Beziehung ist das Ergebnis vergleichender Untersuchungen an den Brutmuskelzellen verschiedener Vogelarten aufschlußreich: Wie erwartet, besitzt die Muskulatur starker Flieger wesentlich mehr Mitochondrien als die der schlechten. Ganz ähnlich verhalten sich atmungsdefekte Verlustmutanten von Hefen. Welch weitreichende Ausblicke diese Zusammenhänge gestatten, zeigt ein Befund des Berliner Nobelpreisträgers O. WARBURG, wonach die lebensbedrohende Umschaltung des Stoffwechsels von Tumorzellen unter anderem auf einer Energieverschwendug beruht, da die Nährstoffe von ihren mißgestalteten und verminderten Mitochondrien anders als in gesunden Zellen ohne Sauerstoffatmung zu Milchsäure vergärten.

Standpunkte

All die hier grob skizzierten Vorgänge beim Energiestoffwechsel der lebenden Zelle sind ohne Annahme einer mysteriösen Lebenskraft vom physikalischen und chemischen Standpunkt aus ganz durchsichtig, wenn auch noch manche Einzelfrage wie das Problem der Lenkung der „Fließbandarbeit“ durch Rückkopplung und Hormone ungeklärt blieb; kann man doch bereits ziemlich umfangreiche Teile des chemischen Orchesters dazu bringen, auch im Reagenzglas noch im rechten Takt zu spielen und nach Wunsch allerhand Lebensstoffe ab- oder aufzubauen. Die viel verachtete Materie kann eben unendlich viel mehr, als manche rechthaberischen Weltanschauungen ihr zubilligen wollen! Diese Auffassung bedeutet jedoch keineswegs eine „Entseelung“ der Natur, wie so oft behauptet wird. Wer glaubt, daß dem Leben mit Formeln und Retorten Zwang angetan wird, der zeigt damit bloß, daß er es noch nicht versteht, die Noten dieser Musik zu lesen; bietet denn nicht schon die bislang bekanntgewordene Anordnung und gegenseitige Verknüpfung chemischer Vorgänge und Kunststückchen mit ihrem fein ausge-

wogenen dynamischen Zusammenspiel in der Zelle ein geradezu unwahrscheinliches, aufregendes und dazu auch schönes Bild?

Einführendes (⊗), zusammenfassendes (○) und weiterleitendes (+) Schrifttum

1. ○ BARGMANN, W.: Vom Bau und Werden des Organismus. Dtsch. Enzykl. (Hamburg) 46, 1 (1957).
- 2 ○ BLADERGROEN, W.: Einführung in die Energetik und Kinetik biologischer Vorgänge. Basel (1957).
* BOGEN, H. J.: Zentralen des Stoffwechsels. Orion (München) 9, 957 (1954).
4. ○ BOGEN, H. J.: Vom Wirkgefüge der Zelle. Orion (München) 10, 239 (1954).
+ CHANCE, B.: Units of biological structure and function. New York (1957).
6. ○ FLORKIN, M.: Aspects biochimiques communes aux êtres vivants. Paris (1956).
7. ○ FOLLMANN, G.: Zellforschung. Orion-Buch (München) 109, 1 (1958).
8. ○ GIESE, C. A.: Cell physiology. Philadelphia (1957).
9. + GUTFREUND, H.: Neue Methoden zum Studium enzymatischer Vorgänge. Endeavour (London) 16, 217 (1957).
10. ○ HAAS, J.: Physiologie der Zelle. Berlin (1955).
11. + HUXLEY, H. E.: Die Muskelkontraktionen. Endeavour (London) 15, 177 (1956).
12. ○ KALLE, K.: Was leistet die lebende Zelle? Umschau (Frankfurt) 58, 368 (1958).
13. + KREBS, H. A.: Die energieliefernden Reaktionen des Stoffwechsels. Klin. Wochenschr. (Berlin) 35, 209 (1957).
14. ○ KREBS, H. A.: Die Steuerung von Stoffwechselvorgängen. Naturwissenschaftl. Rundsch. (Stuttgart) 11, 79 (1958).
15. + KREBS, H. A. and H. L. KORNBERG: Energy transformations in living matter. Berlin (1957).
16. ○ LANG, K.: Das Cyclophorase-System. Angew. Chemie (Weinheim) 65, 409 (1958).
17. + LEHMANN, F. E.: Der Feinbau von Kern und Zytoplasma in seiner Beziehung zu generellen Zellfunktionen. Ergebn. med. Grundlagenforsch. (Stuttgart) 1, 109 (1953).
18. ○ MEYER, G. F.: Der submikroskopische Bau der Zelle. Mikrokosmos (Stuttgart) 46, 49 (1956).
19. + NEUNHOFFER, O.: Energieübertragung in organischen Systemen. Naturwiss. (Berlin) 45, 255 (1958).
20. ○ OPITZ, E. and D. LÜBBERS: Allgemeine Physiologie der Zell- und Gewebsatmung. Handb. allgem. Pathol. (Berlin) 4, 395 (1957).
21. ○ SJÖSTRAND, F. S.: Die funktionelle Bedeutung des Ultrafeinbaues von Gewebezellen. Klin. Wochenschr. (Berlin) 35, 237 (1957).
22. + SZENT-GYÖRGYI, A.: Bioenergetics. New York (1957).
23. ○ WEIDEL, W.: Virus. Verständl. Wiss. (Berlin) 60, 1 (1957).
24. + ZEIGER, K.: Zellstruktur und Zellstoffwechsel. Anat. Anzeig. E.-B. 99, 37 (1952).

Anschrift des Verfassers

Institut für Virusserologie der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft
B r a u n s c h w e i g
Messeweg 11/12

Fundstellen von Bryozoen (Moostieren) in Südbayern

Von Siegfried Hoc, Bergkirchen

Ich habe vorigen Sommer eingehend die Ökologie der in Südbayern lebenden Bryozoen studiert. Über die fünf gefundenen Arten, die ich untersucht habe, möchte ich hier berichten.

Als Einleitung und zur Orientierung in der Systematik schicke ich folgendes vor: Die Süßwasser-Bryozoen gehören mit Ausnahme der Familien Victorellidae und Poludicellidae fast ausschließlich zur Unterordnung Lophopoda. Die Lophopoda sind in ihrem Verhältnis zur Unterordnung Stelmatopoda eine scharf abgegrenzte Gruppe, die von Meeres-Bryozoen abgeleitet wird und das Süßwasser als neuen Lebensraum erobert hat. Die durch das neue Biotop bestimmten Lebensforderungen wirkten sich als Abänderungen vor allem in der Wuchsform aus, ein Moment, welches die Bestimmung dieser Formen erschwert. Die in der Systematik bevorzugten äußerlichen, leicht nachweisbaren unterscheidenden Merkmale betreffen bei den Lophopoda vor allem das Außenskelett und die Tentakelkrone. Da man bei den Lophopoda nur zwei Familien unterscheidet, und zwar die Familien Plumatellidae und Cristatellidae mit zwei bzw. drei Gattungen, und da jede Gattung artenarm ist, so ist auch die Systematik der Lophopoden-Bryozoen nicht umfangreich.

Fredericella sultana sultana

(J. F. Blumenbach 1774): Abb. 1

Familie: Plumatellidae

Diagnose: Zoarien aus hirschgeweihartig verzweigten Röhren; auffallend kleine Tentakelkrone; 16 bis 24 Tentakel. Lophopodenarme fast nicht entwickelt. Die Art ähnelt im äußeren Aussehen den Stelmatopoden.

Fundort: Ammersee, Würmsee, Tegernsee. In 30 bis 70 Meter Tiefe.

Substrat: Ich fand *Fredericella* nur auf Muschelschalen, doch sollen nach anderen Angaben auch untergetauchte Wurzeln von Erlen und Weiden in Frage kommen.

Plumatella princeps varietas caespitosa

(K. Kraepelin 1887): Abb. 2

Familie: Plumatellidae

Diagnose: Zoarien aus langen zylindrischen Röhren, dichotom verzweigt. Die Röhren bestehen aus unverkalktem Chitin. Tentakelzahl: 40 bis 60; die Zoide sind lang und schmächtig.

Fundort: Uferzone verschiedener Tümpel bei Ingolstadt, Freising und Landshut.

Substrat: Abgestorbene untergetauchte Pflanzenteile.

Hyalinella punctata

(A. Hancock 1850): Abb. 3

Familie: Plumatellidae

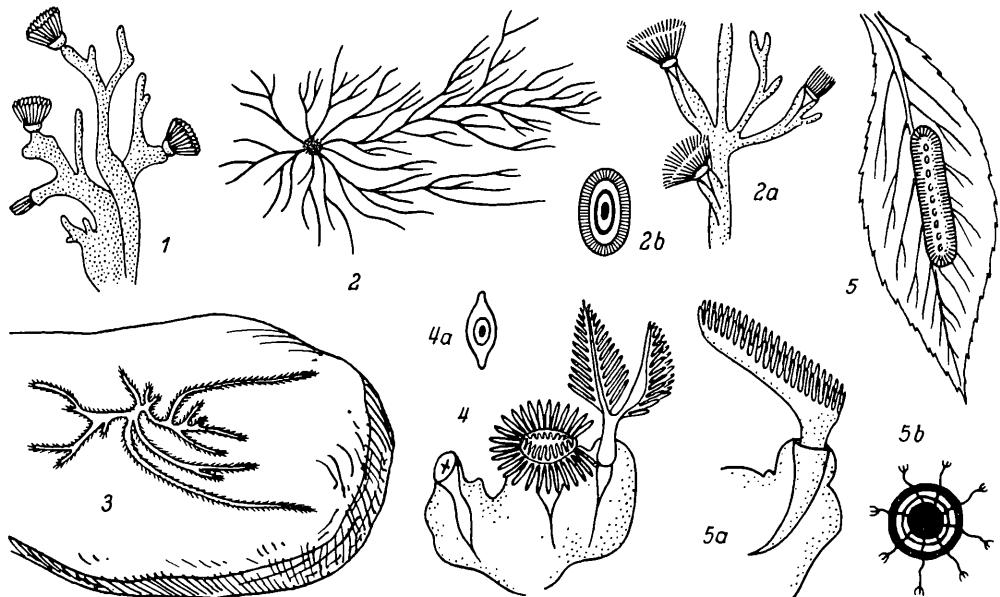


Abb. 1: *Fredericella sultana sultana* (J. F. Blumenbach). Vergr.: 5 x

Abb. 2: Habitusbild der Wuchsform *Plumatella princeps varietas caespitosa* (K. Kraepelin) a Vergrößerte Tierkolonie, b Schwimmerringstatoblast

Diagnose: Ähnelt der *Plumatella*, hat aber dicke hyaline Zoarien.

Fundort: Uferzone eines Teiches bei Weilheim (Obb.)

Substrat: Ich fand die Art nur zweimal, auf eine Steinplatte aufgewachsen.

Lophopus crystallinus

(P. S. Pallas 1766): Abb. 4

Familie: Cristatellidae

Diagnose: Zoarium sackförmig; 60 Tentakel auf zwei kurzen Lophopodenarmen; Gallerischicht der Leibeswand ist blaßbläulich, Lophopodenarme erscheinen zitronengelb, der Darm rotbraun.

Abb. 3: Habitusbild der Wuchsform von *Hyaliella punctata* (A. Hancock)

Abb. 4: Vergrößerte Tierkolonie von *Lophopus crystallinus* (P. S. Pallas) a Statoblast

Abb. 5: Habitusbild der Wuchsform einer jungen Kolonie von *Cristatella mucedo* (G. Cuvier) a Einzeltier, b Statoblast

Fundort: Eibsee (Zugspitze!)

Substrat: Wurzeln von Wasserlinsen
Cristatella mucedo

(G. Cuvier 1798): Abb. 5

Familie: Cristatellidae

Diagnose: Große Tentakelkrone, 80 bis 90 Tentakel auf großen Lophopodenarmen.

Fundort: Tümpel im Raum München; besonders solche mit Moor-Wasser waren häufig bevölkert.

Substrat: Untergetauchte Blätter und Holzstücke in der Uferzone.

Mucor nitens, ein besonders prächtiger Schimmelpilz

Von W. B. Sachse, Buchloe/Allgäu

Die Anlage von Schimmelpilzkulturen ist von jeher ein reizvolles Steckenpferd des Mikroskopikers. Außerdem stehen diese Pilze heute mehr denn je wegen ihrer häufigen antibiotischen Eigenschaften im allgemeinen Interesse. Eine besonders schöne Art ist der Glänzende Käpfchen-schimmel, der sich durch seine Größe auszeichnet. In unserer Heimat kommt *M. nitens* nicht vor, da er ein wenig wärme-liebend ist. Hingegen findet man ihn gar nicht selten in Italien und anderen warmen

Ländern auf Pferdemist. Der aufmerksame Naturfreund wird ihm sicher auf einer Reise nach Italien begegnen, da er durch seine langen Stiele leicht auffällt. Die Sporangien sind schon mit einer schwachen Lupe zu erkennen, so daß man leicht alle möglichen Untersuchungen an diesem Schimmel anstellen kann.

Mucor nitens ist so gebaut wie alle anderen Mucoraceen. Das Mycel hat keine Septen, die Sporangien werden von dem Stiel getragen. Die Sporen verweht der

Wind, wenn die Reife eingetreten ist. Unser italienischer Schimmelpilz braucht für seine Kultur Zimmerwärme und Feuchtigkeit. Man nimmt das Material in einem Plastikbeutel mit, legt es zu Hause mit dem Nährsubstrat am besten in einen Erlenmeyer-Kolben und gibt ein wenig destilliertes Wasser zu. Da sich unter günstigen Bedingungen *M. nitens* üppig entwickelt, werden andere Arten bald von ihm überwuchert, so daß man durch Abimpfen eine Reinkultur erhält. Diese weiteren Kulturen züchtet man auf einem Gemisch von Agar-Agar mit ausgekochtem, sterilisiertem Pferdemist. Der RAULIN-THOMSCHE Nährboden hat sich nicht dafür bewährt. Bekanntlich kann man Agar-Agar kochen und läßt ihn dann wieder erstarren. Je

wärmer die Umgebungstemperatur ist, um so schneller tritt auch das Wachstum ein. Gern neigen sich die Sporencapseln dem Licht entgegen, zeigen also einen positiven Phototropismus. Merkwürdigerweise wurde dieser Pilz bisher nicht auf seine antibiotischen Eigenschaften untersucht. Man muß bei der Kultur nur stets darauf achten, daß genügende Luftfeuchtigkeit in dem Reagenzglas oder in dem Kolben vorhanden ist, sonst trocknet der Schimmelpilz leicht ein. Etwas abgedunkelt gedeiht er am besten.

Da man den Wachstumsvorgang bereits mit einer einfachen Lupe recht gut verfolgen kann, eignet sich die Kultur von *M. nitens* auch als Aufgabe für den Anfänger.

Mikroskopie in der Schule

Reizreaktionen unter dem Mikroskop

Von H. W. SCHWEGLER, Bad Kissingen

Reizerscheinungen als Lebensäußerung der Organismen werden nach dem Lehrplan für Gymnasien an der Oberstufe behandelt. Wir beschreiben hier zum Thema „Reizerscheinungen bei Pflanzen“ einige Versuche, die sich einerseits wegen der Kürze der Versuchsdauer zur Demonstration in der Unterrichtsstunde eignen, zum andern, in erweiterter Form, in Schülerarbeitsgemeinschaften durchgeführt werden können. Dabei wird erreicht, daß der Schüler nicht nur die physiologischen Vorgänge erfaßt, sondern sich nebenher in der mikroskopischen Technik übt. Das ist vor allem dort wichtig, wo für die Schülerübungen nur sehr wenig Zeit zur Verfügung steht; man will dann die kostbare Zeit nicht ausschließlich zu mikroskopisch-histologischen Übungen benutzen, dem Schüler aber, der ja selten ein eigenes Mikroskop besitzt, trotzdem eine gewisse Fertigkeit in der Handhabung des Mikroskopes vermitteln.

Das Material und seine Beschaffung

Die Untersuchungsobjekte sollen leicht zu halten sein oder in möglichst kurzer Zeit beschafft werden können. Das unten angeführte Material muß nicht vollständig beschafft werden, seine Zusammensetzung kann den Gegebenheiten des Schulorts entsprechend variiert werden.

Zur Ausführung von Lichtreizversuchen benötigen wir ein Hell-Dunkelfeld. Sehr leicht können wir das Gerät dazu selbst herstellen: Wir beschaffen uns den belichteten und tiefschwarzen Anfangsteil eines entwickelten Filmes und schneiden ihn zu Rechtecken von Objektträgergröße. Mit der Rasierklinge schneiden wir jetzt in die Mitte ein quadratisches Loch

von 1 mm Kantenlänge (bei genügend großem Blickfeld des Mikroskopes auch 2 mm), was bei dem verwendeten Material mit wenig Übung leicht und sauber zu machen ist. Das Ganze wird nun auf die Rückseite eines Objektträgers geklebt (etwa mit Uhu). Unter dem Mikroskop soll bei kleiner Vergrößerung (100fach) das ganze Quadrat mit seinen schwarzen Säumen sichtbar sein. Wenn die Kanten genau geschnitten wurden, haben wir — ohne Mikrometer — einen ungefähren Maßstab für Geschwindigkeitsmessungen.

Die Blaualge *Oscillatoria*

Die Blaualgen gehören zu den primitivsten Vertretern der Pflanzen. Sie besitzen weder einen echten Zellkern noch echte Chromatophoren („Farbstoffträger“). Ihre meist blaugrüne Farbe röhrt von dem neben Chlorophyll und Karotinoiden diffus im Zellplasma verteilten Farbstoff Phycozyan. Bei der fädigen *Oscillatoria* sind die Zellen geldrollenartig angeordnet. Wir finden Arten dieser Gattung als glitschige, blau- bis dunkelgrüne oder braune Überzüge in Tümpeln und fließenden Gewässern auf Schlamm, Pflanzen oder als „Blüte“ auf der Wasseroberfläche. Die Fäden sind meist so klein, daß die fädige Struktur nicht ohne weiteres erkennbar ist. An den Rändern von Straßenpfützen, auf feuchter, häufig begossener Erde und als unbeliebte Bewohner des Aquariums treten ebenfalls *Oscillatoria*-Arten auf. Sie sind sehr leicht zu halten und bedürfen keiner größeren Pflege. Man bringt sie in flache Schalen, deren Grund man mit Boden vom Standort bedeckt und gibt Wasser dazu, das von Zeit zu Zeit zu erneuern ist.

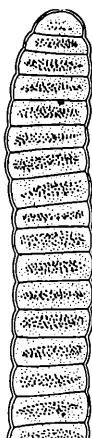


Abb. 1: *Oscillatoria sancta*. Fadenende. Die Einzelzellen, ohne echten Zellkern und Chromatophoren, zeigen einen gefärbten Hof (Chromatoplasm) und den farbstofffreien, Einschlüsse enthaltenden Innen teil (Zentroplasma). Bei anderen Arten sind die äußeren Zellwände nicht so stark gewölbt.

Man vermeidet tunlichst zu starkes Sonnenlicht. SCHÖMMER empfiehlt Schalen mit Lehmgrund und etwas Nährlösung sowie eventuelles Zudecken mit einer Glasscheibe.

Die Geißelalge *Euglena*

Unbeschadet der Ansicht namhafter Algo logen, daß die Kultur von *Euglena* („Au gentierchen“) nicht allzu schwierig wäre, empfehle ich, diesen bekannten Vertreter der Flagellaten sich am besten frisch, 1 bis 3 Tage vor der Demonstration zu beschaf-

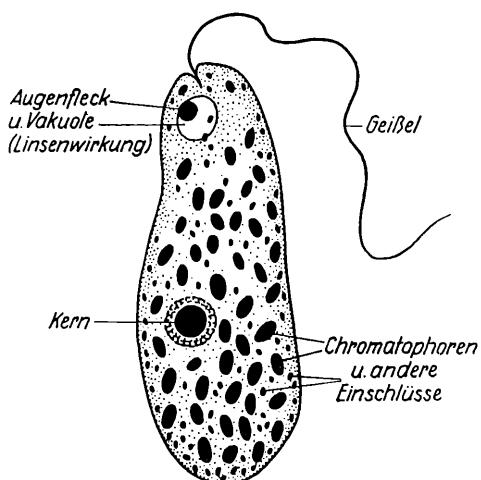


Abb. 2: *Euglena spec.* Die Alge schwimmt mit der Geißel voraus. Die Geißel ist nur bei starker Vergrößerung und verlangsamter Bewegung zu erkennen. Die Verteilung der Chromatophoren ist artverschieden.

fen. In Landstädten wird man Euglenen wohl ohne große Schwierigkeiten vom Frühjahr bis in den Spätherbst hinein antreffen. Man suche vor allem in den Außen bezirken, die noch nicht kanalisiert sind, die Straßengräben ab, in welche der Abwasserüberschuß geleitet wird. Dort treten die Algen als dunkelgrüner Überzug massenhaft auf. In noch dörflicheren Gegen den sind jauchige Pfützen gute Fundorte. Hat man einen Standort gefunden, so kann man ihn meist jahrelang ausbeuten. Bei Bedarf entnimmt man solchen Stellen Proben und bringt sie mit Wasser vom selben Standort in flache Gefäße. Nach einigen Tagen aber kapseln sich die Algen meist ein und sind damit für die Versuche unbrauchbar. In einigen Fällen gelingt es, durch Anreichern des Wassers mit Kohlen dioxyd — Durchblasen von Atemluft für 15 Minuten genügt —, die Euglenen innerhalb einiger Stunden wieder mobil zu machen. Manchmal hat auch schon Wasser zugabe Erfolg.

Fehlt nun aber eine nahe Euglenen „quelle“, kann man es mit einer Rohkultur

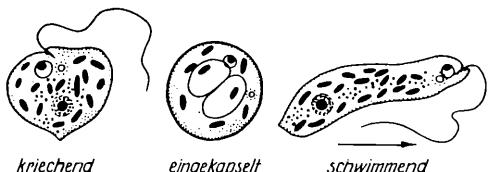


Abb. 3: Zustandsformen von *Euglena spec.*

versuchen. Hat man gelegentlich einer Exkursion Euglenen gefunden, bereitet man nach STRUGGER Standgefäße von etwa 10 cm Durchmesser und bis zu 40 cm Höhe folgendermaßen vor: Ein halber Teelöffel getrockneten Hühnereiweißes oder ein Stückchen Käse wird mit 5 cm abgebrühter Gartenerde überschichtet. Darauf kommt eine 1 cm dicke Schicht ausgekochten Sandes. Dann wird abgekochtes Leitungswasser zugegeben. Zuletzt kommen einige Tropfen der Euglenenprobe dazu. Man deckt mit einer Glasplatte ab und stellt das Ganze an einen nicht direkt von der Sonne beschiene nen Ort. Nach zwei Wochen erfolgt die Vermehrung. Solche Rohkulturen müssen aber von Zeit zu Zeit umgeimpft werden. Man gibt aus der alten Kultur einige Tropfen in ein neu vorbereitetes Glas. Sollten statt Euglenen plötzlich Purpurbakterien auftreten, was nach meiner Erfahrung bei zu hellem Standort der Kulturgläser passieren kann, dann kann man die Versuche auch mit diesen durchführen. Außer diesen und den Euglenen eignen sich auch andere grüne Flagellaten, wie *Chlamydomonas* oder *Volvox*, die möglicher-

weise in dem einen oder anderen Fall leichter zu bekommen sind.

Die Jochalge *Mougeotia*

Mougeotia ist nicht ganz so häufig wie die verwandte *Spirogyra*, von der sie sich durch den plattenförmigen Chromatophor unterscheidet. Man findet sie aber doch ziemlich häufig, oft an denselben Standorten wie *Spirogyra*. Wenn man sie einmal hat, kann sie im Aquarium kultiviert werden. (Es gibt allerdings einige Arten dieser Gattung, die sehr empfindlich sind und in Kultur bald eingehen).

Moose

Sehr geeignet für die Versuche ist *Funaria hygrometrica*, das Drehmoos, das überall anzutreffen ist. Durch die fast stets

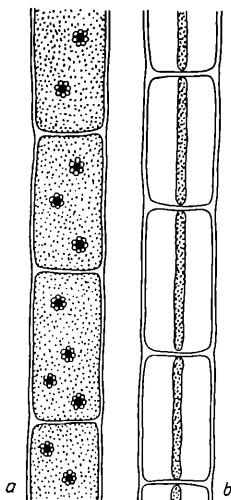


Abb. 4: *Mougeotia* spec. a. bei schwacher Beleuchtung, b. bei starker Beleuchtung. Meist sind beide Stadien und Zwischenstadien an einem Algenfaden zu sehen.

vorhandene, tiefgefurchte, rote, schiefförmige Kapsel, die auf dem gedrehten Stiel hängt, ist das Drehmoos leicht zu erkennen, obwohl die eigentliche Moospflanze nicht einmal einen Zentimeter groß ist. Wer keine Erfahrung in Moosen hat, achte an alten Feuerstellen im Walde auf ein Moos dieses Aussehens. Der Geübte findet es an Schuttstellen, auf Kieswegen und zwischen Straßenpflaster. Man verpflanzt das Moos von seinem Standort auf den Schulhof, um es jederzeit frisch zu haben: Man drückt das Polster an einer schattigen Stelle in eine Spalte. Wer mehr tun will, kann dann noch einige Male gießen.

Andere Moose, wie z. B. *Bryum*-Arten, die ebenfalls auf der Straße wachsen, kön-



Abb. 5 (links): Drehmoos, *Funaria hygrometrica*. Habitusbild. Bei jüngeren Moosen ist der Kapselstiel aufrecht. (Aus AICHELE-SCHWEGLER)
Abb. 6 (rechts): Wellenblättriges Sternmoos *Mnium undulatum*. Habitusbild einer fertilen Pflanze. Die sterilen Wedel sind übergebogen und ähneln den abgebildeten Seitenästchen. (Aus AICHELE-SCHWEGLER)

nen auch verwendet werden, nur sind die Blattzellen kleiner als bei *Funaria*. Ungeeignet sind Moose mit undurchsichtigen Blättern, z. B. das Frauenhaarmoos. Wenn die Kleinheit der Blätter von *Funaria* stört, kann sich aus dem Wald oder von der Wiese das weitverbreitete Wellenblättrige Sternmoos oder ein anderes der Gattung mitbringen (*Mnium*). Man kann solche Moose einige Monate aufbewahren. Die Reaktion ist dann allerdings nicht so deutlich und verläuft auch langsamer.

Helodea und *Vallisneria*

Wo *Helodea* (Wasserpest) nicht frei vorkommt, kann sie von Aquarienhandlungen bezogen werden, was für *Vallisneria* (Sumpfschraube) die Regel sein wird. Wasserpest und Sumpfschraube hält man sich dann im Aquarium. Es gibt darüber hinaus noch eine ganze Reihe von Aquarien-

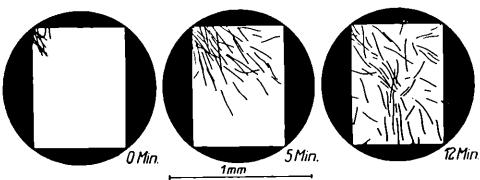


Abb. 7: Phototaktische Bewegungen von *Oscillatoria* im Hellfeld

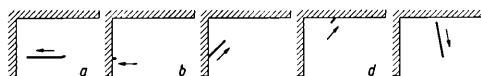


Abb. 8: Bewegung einer einzelnen *Oscillatoria* am Blendenrand des Hellfeldes. Die Pfeile deuten die jeweilige Bewegungsrichtung an.

pflanzen, die sich für die Versuche eignen, als weiteres Beispiel seien die Armleuchteralgen erwähnt.

Die reizphysiologischen Versuche

Positive Phototaxis

Euglena ist bei nicht allzu greller Beleuchtung positiv phototaktisch. Wir können das schon makroskopisch nachweisen, wenn wir einige Stunden vor der Demonstration zwei Gläser mit euglenenreicherem Wasser füllen und diese durch Umdrehen mit „Stanniolpapier“ verdunkeln. Nun wird einmal oben, das andere Mal unten in diese Umhüllung ein Loch geschnitten. Dann werden die Gläser belichtet. Wenn man später die Hülle entfernt, ist die Stelle der Glaswand, wo sich das Loch befand, durch die Euglenen tiefgrün gefärbt. Hat man zufälligerweise eine gute Wimpertierchenkultur, kann man auch davon zwei solche Gläser ansetzen. Es zeigt sich, daß, ungeachtet der Blende, die weißen Wimpertierchen sich oben versammelt haben. Sie sind negativ geotaktisch.

Zur mikroskopischen Untersuchung bringt man die Euglenen in das oben beschriebene Hell-Dunkelfeld. Zweckmäßigerweise schattet man den Objekttisch noch von oben ab, was wiederum mit dem halbsteinigen, leicht formbaren Stanniol gemacht werden kann. Die Euglenen werden notfalls verdünnt; es sollten zunächst einmal 3 bis 5 pro Gesichtsfeld sein. Schon nach etwa fünf Minuten hat sich die Zahl der Euglenen im Hellfeld wesentlich vermehrt: Während die Euglenen auf dem Weg vom Dunklen ins Helle unbeirrt weiterschwimmen, zeigt der größte Teil der sich auf umgekehrter Bahn befindlichen die phobische Schreckreaktion. Beim Eintritt ins Dunkle schwingt die Alge plötzlich um 180° herum, seltener wird in einer flachen Kurve gedreht. Dabei ist nicht immer garantiert, daß die Euglenen ins Helle zurückfinden. Vor allem, wenn der Blendenrand schräg angeschwommen wird, kann die Schwenkung tiefer ins Dunkle führen. Wenn jedoch von fünf ausschwimmenden Algen nur eine richtig zurückschwingt, während fünf andere ohne Komplikationen einschwimmen, sammeln sich die Euglenen im Hellfeld an. Einige Algen schwimmen auch ohne jede Reaktion ins Dunkle. Es können dies Euglenen sein oder aber mit ihnen gefangene chromatophorenlose Formen wie *Astasia* oder *Peranema*. Solche

Formen haben meist keinen Augenfleck und damit auch kein Organell für die Aufnahme des Lichtreizes.*

In den Schülerübungen kann man dann zeigen, daß bei sehr starker Belichtung (rechtzeitig Wasser nachgeben oder Vaselinerand anbringen) die positive Reaktion umschlägt. Bei Geschwindigkeitsmessungen arbeiten die Schüler am besten zu zweit, einer beobachtet und gibt Zeichen, der andere nimmt die Zeit ab. Man wird in der Regel von 10 Messungen den Durchschnitt nehmen. Die Geschwindigkeit liegt um 0,5 bis 1 cm/min.

Zur genaueren Beobachtung vergrößert man stärker und versucht, durch Zugabe von etwa dreiprozentiger Gelatinelösung die Bewegung der Flagellaten zu verlangsamen.

Haben wir bei *Euglena* den Augenfleck als Stelle der Lichtreizaufnahme gefunden, so gibt es bei der primitiven Blaulalge *Oscillatoria* kein besonderes Organell für die Aufnahme des Reizes. Hier muß das Plasma selbst lichtempfindlich sein. Ungeklärt ist noch, wie der ganze Faden, in dem die Zellen sehr locker zusammenhängen (hormogonale Struktur), zur reizbeantwort-

* (Genau genommen wirkt der Augenfleck durch Absorption des Lichtes schattend auf gewisse Sinnesstellen des Plasmas ein).

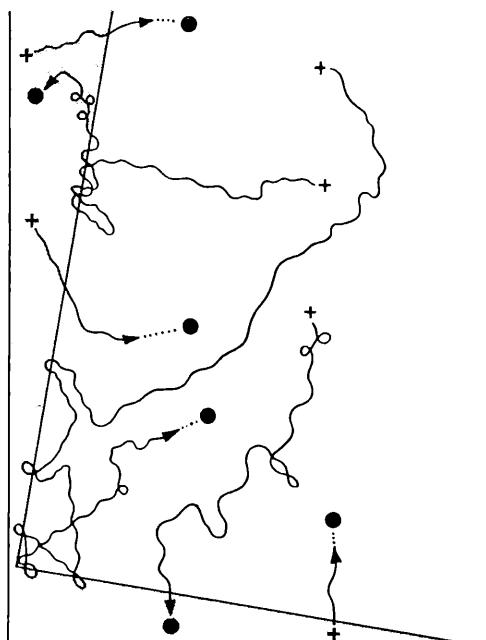


Abb. 9: Der Weg von 6 Euglenen im Hell-Dunkelfeld. X = Ausgangspunkt ● = Endpunkt der beobachteten Bewegung. Die Zeichnung wurde aus verschiedenen Einzelzeichnungen zusammengesetzt.

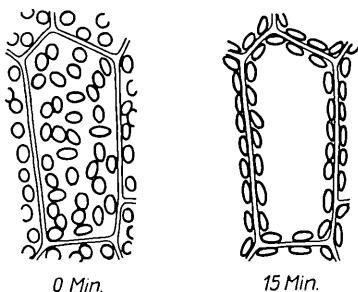


Abb. 10: Chloroplastenbewegung in einer Blattzelle von *Funaria* bei stärkster Belichtung

tenden Bewegung gestimmt wird. Bringt man ein Bündel Fäden in eine Ecke des Hellfeldes, so daß der größte Teil im Dunkeln liegt, so können wir beobachten, wie sich die Fäden langsam in das Hellfeld hineinschieben. Die Bewegung erfolgt wahrscheinlich durch kleine, wellenförmige Kontraktionen der Zellen und durch Ausscheidung von Schleimstoffen, die im Wasser aufquellen und so einen langsamen Rückstoß verursachen. Den Bewegungen, die bei normaler Beleuchtung aus einem mehr oder weniger gerichtetem Umherspendeln der Fäden bestehen, verdankt *Oscillatoria* ihren Namen (Schwingalge). Nach etwa 15 Minuten ist ein Millimeter Weg zurückgelegt und die ersten Fäden verschwinden im gegenüberliegenden Dunkelfeld, um gleich darauf mit entgegengesetzter Bewegungsrichtung wieder zu erscheinen. Der einheitlich gerichtete Bewegungsstrom wird nun immer stärker durch rückläufige Bewegungen in Einzelaktionen aufgelöst, bis nach etwa 30 Minuten Ruhe eingetreten ist, d. h., die Fäden liegen nun ziemlich gleichmäßig verteilt und pendeln auf der Stelle.

Bewegung der Chromatophoren bei Lichtreizung

Die plattenförmigen Chromatophoren von *Mougeotia* drehen sich (bzw. werden gedreht), der Mechanismus ist nicht ganz geklärt) bei schwacher Beleuchtung mit ihrer Breitseite zum Licht, während sie bei starker Beleuchtung die Schmalseite zeigen. Legt man die Algenfäden unter das Mikroskop, so kann man wegen der nun veränderten Lage alle Drehungsstadien beobachten. Bei grellem Licht löst sich der Chromatophor zunächst etwas von den Schmalseiten der Zelle, worauf er sich, von

einer oder zwei Stellen beginnend, sehr langsam dreht. Die Schmalseite liegt dann wegen der punktförmig beginnenden Drehung zunächst flach zickzackartig in der Zelle und streckt sich erst allmählich. Die Geschwindigkeit der Drehung hängt von der Intensität des Lichtes ab, dauert aber selbst in günstigsten Fällen etwa eine Stunde, so daß die Beobachtung sich am besten auf die vorhandenen Stadien beschränken soll. Es muß noch darauf hingewiesen werden, daß bei längerer Beobachtung in grellem Licht der Objektträger kühlgeladen werden soll, da in der Wärme die Zellfäden in Einzelzellen zerplatzen, die bei dieser Gelegenheit dann herumwirbeln und ganz andere Seiten zeigen.

Schneller geht die Chromatophorenbewegung bei dem Moos *Funaria*. Man nimmt von einer Pflanze, die im diffusen Licht gestanden hat, ein Blättchen und beobachtet es unter Wasser auf dem Objektträger, wie oben bei abgeschirmtem Oberlicht und starker Beleuchtung. Hat man empfindliche Augen, so kann man sie schonen, indem man die Okularlinse mit einem Stückchen kurz belichteter, entwickelter Filmfolie bedeckt. Die Chlorophyllkörper, die zunächst über Vorder- und Rückseite der Zellen verteilt waren, haben sich nach 10 bis 15 Minuten flach den Seitenwänden angedrückt.

Plasmabewegungen

Es ist wohl wahrscheinlich, daß im vorliegenden Fall das Plasma selbst für Lichtreize empfänglich ist. So können sich hier noch einige Versuche anschließen, die eine Direktreaktion des Plasmas auf Reize zeigen. Bekannt sind die Plasmastromungen in den Zellen vieler Wasserpflanzen. Beobachtet man Blätter einer *Vallisneria*, die im Dunkeln gestanden hat, unter dem Mikroskop, so setzt die Plasmabewegung in den Zellen erst allmählich ein. Auch bei schwacher Vergrößerung erkennt man

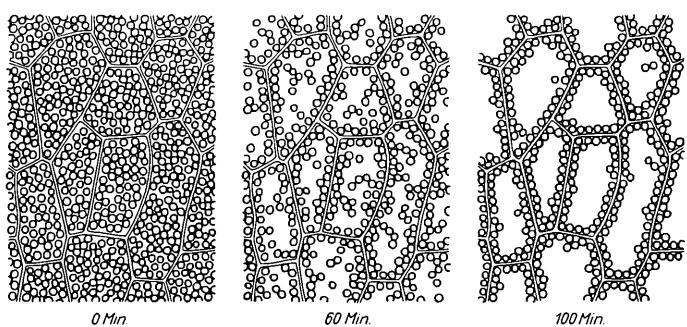


Abb. 11: Chloroplastenbewegung bei Blattzellen von *Mnium undulatum* bei stärkster Belichtung. Die Moose wurden 3 Monate nach dem Einsammeln ohne Vorbehandlung verwendet.

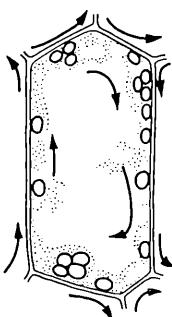


Abb. 12: Blattzelle von *Vallisneria*. Protoplasmabewegung nach Verwundung. Die Bewegung erfolgt in Pfeilrichtung.

diese Strömung an den mitgeführten Zellbestandteilen. (Im Millimeterheilfeld kann man die Länge einer Zelle abschätzen und dann die Strömungsgeschwindigkeit berechnen, die um 0,5 cm/min. betragen wird). Legt man nun vorher belichtete Blätter unter das Mikroskop, so sieht man, daß die Strömung hier bereits im Gange ist. (Rotlicht intensiviert die Strömung). Man muß so vorgehen, wenn man die Lichtabhängigkeit der Plasmaströmung nachweisen will, denn diese wird auch durch

chemische Reize angeregt. Aminosäuren, wie sie im Zellsaft vorkommen und durch Zerstörung einzelner Zellen freiwerden, reizen das Plasma noch in äußerst schwacher Verdünnung. Wenn wir also ein Blattstückchen von *Vallisneria* erst unter dem Mikroskop belichten, so muß die hervorgerufene Strömung nicht unbedingt auf dem Lichtreiz beruhen. In *Helodea*-Blättern ist bei geringer Belichtung meist keine Plasmaströmung zu beobachten. Nehmen wir ein solches Blatt bei schwacher Beleuchtung in mikroskopische Beobachtung, so wird auch hier eine Rotationsströmung auftreten, diesmal verursacht durch den Reiz der Zellinhaltstoffe, die aus den durch das Abreißen verwundeten Zellen auslaufen.

L i t e r a t u r

1. AICHELE-SCHWEGLER, Unsere Moos- und Farnpflanzen, Franckh, Stuttgart.
2. BÜNNING, Entwicklungs- und Bewegungsphysiologie der Pflanze, Springer, Berlin-Göttingen-Heidelberg.
3. KÜKENTHAL-MATTHES, Leitfaden für das zoologische Praktikum, Fischer, Jena.
4. SCHÖMMER, Kryptogamenpraktikum, Franckh, Stuttgart.
5. STRASBURGER u. a., Lehrbuch der Botanik, Fischer, Stuttgart.
6. STRUGGER, Mikrokosmos XXVI, 1932/33, S. 76. (Aus: 4. SCHÖMMER).

Mykologische Schülerübungen

Von Walter Hellwig

Eines der dankbarsten Gebiete im Biologieunterricht ist die Pilzkunde. Hier lassen sich Schülerübungen ohne großen Aufwand an Geräten und Apparaten durchführen. Die verhältnismäßig rasch ablaufenden Entwicklungsvorgänge lassen Stoffwechsel, Fortpflanzung, Reizbarkeit und andere Lebensvorgänge gut erkennen und verfolgen. Darüber hinaus besteht für interessierte Schüler noch die Möglichkeit, diese Ergebnisse nicht nur zeichnerisch zu erfassen, sondern sie auch mit einfachen mikrophotographischen Apparaten (Kosmos-Mikrobox) im Bild festzuhalten.

Wenig bekannt und unterrichtlich ausgewertet sind die Methoden nach Professor LINDNER. Diese Arbeiten und Untersuchungen stammen aus der „Praxis der mikroskopischen Betriebskontrolle der Gärungsgewerbe“, haben also für unsere schulische Arbeit noch den Vorteil, daß sie die Schüler mit der Praxis technologischer Vorgänge und Arbeitsweisen vertraut machen.

Die LINDNERSche Tröpfchenkultur ist ein sogenanntes Reinzuchtmethode. In der Mikrobiologie ergibt sich sehr oft die Notwendigkeit, Bakterien, Hefezellen und Pilzzellen voneinander zu isolieren, um sie zum Ausgangspunkt weiterer Untersuchungen bzw. einer Reinkultur zu ma-

chen. Die klassische, noch heute angewendete Reinzuchtmethode stammt von ROBERT KOCH, dem Altmeister der Bakteriologie. Er verwendete dazu Agar- oder Gelatine-Nährböden, in denen er nach ihrer Verflüssigung die Keime gleichmäßig verteilte, um dann die Nährböden rasch erstarren zu lassen. Die getrennten Keime entwickelten sich je zu einer Kolonie, einer Reinkultur. Diesem makroskopischen Verfahren stehen nun auch mikroskopische Methoden gegenüber, so das Tuschepunktverfahren (BURRI) und die Einzell-Kultur (HANSEN). Auch die Tröpfchenkultur ist ein mikroskopisches Verfahren. Bei ihm handelt es sich im Prinzip zunächst um eine weitgehende Verdünnung der zu untersuchenden Keime in einem flüssigen Nährboden. Mit einer Feder oder einem spitzen Zahntocher werden nun serienweise Tröpfchen dieser Aufschwemmung auf sterile Deckgläser übertragen und diese nach Art einer feuchten Kammer über die Höhlung eines Objekträgers gelegt. Unter dem Mikroskop werden dann diese Tröpfchen durchmustert und diejenigen herausgesucht, die nur eine einzige Zelle enthalten. Durch Übertragung auf geeignete Nährböden ist dann eine Reinkultur gewährleistet. Bei der Kultur von Organismen, die eine relativ be-

trächtliche Größe haben wie Hefen, Schimelpilze usw. wird man diese Methode immer anwenden können, bei Bakterien allerdings dürften die Schülermikroskope nicht ausreichen. Benötigt werden außer einem Mikroskop noch eine Anzahl hohlgeschliffene Objektträger sowie große quadratische Deckgläschchen, welche die Höhlung vollständig bedecken müssen. Objektträger und Deckgläschchen werden gut gereinigt und am besten in Alkohol aufbewahrt. Unmittelbar vor der Ausführung der Tröpfchenkultur sterilisiert man eine kleine Glasglocke oder ein Becherglas durch Ausschwenken mit 70prozentigem Alkohol, legt ein glattes, weißes Papier zurecht, das man durch Abwischen mit einem alkoholfeuchten Wattebausch desinfiziert, und stellt auf dieses die Glasglocke. Dann entnimmt man einen Objektträger, lässt den Alkohol abtropfen, brennt mit der Höhlung nach unten ab und zieht mit einem weichen Borstenpinsel um den Rand der Höhlung einen Ring aus Vaseline. Statt dessen kann

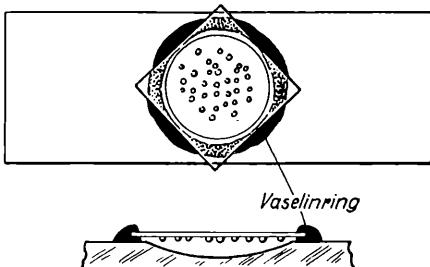


Abb. 1: Tröpfchenkultur

man auch an vier kreuzweise gegenüberliegenden Punkten am Rande der Höhlung je ein Tröpfchen Paraffinöl auftragen und dann den Objektträger unter die Glasglocke bringen. Nun wird mit den Fingern ein Deckgläschchen herausgenommen und mit einem reinen Leinwandläppchen abgetrocknet. Da der Alkohol den Finger etwas entfettet, bleibt nach dem Abreiben ein Hauch von Fett auf dem Deckgläschchen. Das ist nötig, weil sonst die Tröpfchen zerfließen und sich über die ganze Oberfläche ausbreiten würden. Man faßt nun das Deckglas an zwei gegenüberliegenden Ecken und zieht es zwei- bis dreimal durch eine Flamme. Das muß möglichst rasch geschehen, da die Fettschicht nicht verbrennen darf. Mit der sterilen Seite nach unten wird es nun lose auf den Vaseline ring aufgelegt und wieder mit der Glasglocke bedeckt. Inzwischen muß nun auch eine entsprechende Verdünnung einer Hefekultur oder einer Aufschwemmung von Pilzsporen hergestellt werden. Als Nährboden eignet sich Hefewasser (80 g Preßhefe in einem Li-

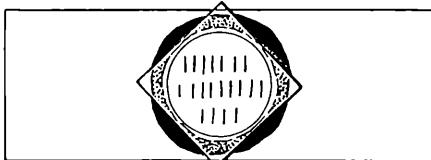


Abb. 2: Federstrichkultur

ter Wasser aufschwemmen und eine halbe Stunde kochen lassen. Nach 2–3 Tagen vom Bodensatz abgießen, filtrieren und sterilisieren) oder eine Verdünnung (1:30) von Honig oder Malzextrakt. Auch Pflaumenensaft eignet sich (einige frische Pflaumen oder Backpflaumen werden mit Wasser aufgekocht, der Saft abgegossen und steril aufbewahrt). Mit einer dieser Nährlösungen füllt man mehrere Reagenzgläschchen oder Medizinfläschchen mit je 10 ml. In das erste Fläschchen verreibt man eine Spur Preßhefe oder Material aus einer auf Agar- oder Gelatineplatten gewachsenen Kolonie. (Möglichst vom Rande der Kolonie abimpfen, um jugendliche, lebenskräftige Zellen zu erhalten). Nachdem man dieses erste Fläschchen gut durchgeschüttelt hat, entnimmt man mit einer sauberen Schreib- oder Zeichenfeder in einem möglichst dünnen Halter ein wenig Flüssigkeit, trägt auf einem gereinigten, aber nicht notwendigerweise sterilisierten Deckglas eine Reihe von Tröpfchen auf und legt dieses Deckglas mit den Tropfen nach unten auf die Höhlung eines Objektträgers. Es handelt sich hier nämlich um ein probeweisches Auszählen der Zellen pro Tropfen. Hat man z. B. durchschnittlich 20 Keime im Tropfen festgestellt, so schüttelt man das Fläschchen gut durch, entnimmt mit steriler Pipette 0,5 ml Flüssigkeit und überträgt sie in ein weiteres Fläschchen mit 10 ml Nährlösung. Wiederholt man die Kontrolle der Keimzahl, so sollen in jedem Tropfen ein, manchmal auch zwei Keime vorhanden sein. Sind es mehr, so muß eine weitere Verdünnung vorgenommen werden. Natürlich muß die Feder jedesmal durch Eintauchen in Alkohol und Abbrennen sterilisiert werden. Ist die Verdünnung befriedigend, so hebt man das unter der Glasglocke auf dem Vaseline ring lie-

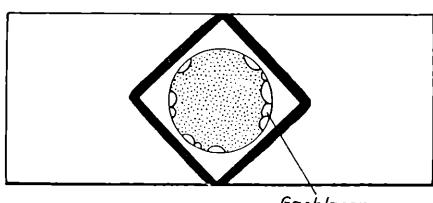


Abb. 3: Kleingärversuch mit Nektarhefe

gende Deckglas vorsichtig ab und trägt mit der Feder innerhalb des Vaseline ringes kleine Tröpfchen auf, die man vorteilhaft in gerader Linie und in Form eines Quadrates anlegt. Die Tröpfchen sollen möglichst klein sein; spitze Federn, eine ruhige Hand und etwas Übung sind erforderlich. Ehe man nun das Deckgläschen wieder auf den Vaseline ring des Objektträgers legt, haucht man zum Schutz gegen das Austrocknen in die Höhlung des Objektträgers und legt dann rasch auf, wobei man das Deckgläschen fest andrückt und eventuell noch den Rand mit verflüssigter Vaseline abdichtet. Diese feuchte Kammer kann man tagelang unter dem Mikroskop beobachten. Handelt es sich darum, eine Reinkultur anzulegen, so wählt man unter dem Mikroskop die geeignete Zelle aus und bezeichnet sie mit einem Tuschepunkt. Die nun nach einigen Tagen entstehende kleine Kolonie kann man durch Betupfen mit einer Impfnadel oder einem sterilen Röllchen aus Filterpapier abnehmen und in geeig-

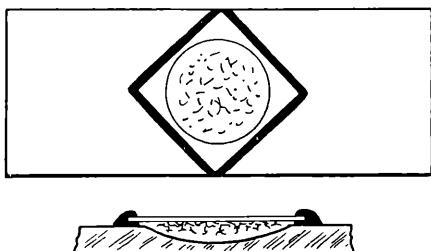


Abb. 4: Adhäsionskultur

neten Nährboden übertragen. (Filterpapier röllchen mit Pinzette fassen und mit hineinwerfen!)

Handelt es sich nur darum, die Entwicklung von Mikroorganismen zu verfolgen, so ist es nicht erforderlich, daß jeder Tropfen nur eine Zelle enthält; man kann auch von den Tropfen ausgehen, in denen zwei oder mehr Organismen zu sehen sind. Aus der Tröpfchen- wird dann eine **Federstrichkultur**, d. h. man macht mit der Feder keine Tröpfchen, sondern Striche auf das Deckglas und legt es dann wieder auf den Vaseline ring des Objektträgers. Hier kann man Entwicklungsvorgänge (Auskeimen von Pilzsporen, Sprossung der Hefezellen u. a.) auf Tage und Wochen hin-aus beobachten. Zu diesem Zweck eignet sich ganz besonders die **Adhäsionskultur** (ebenfalls von LINDNER).

Sie wird in ähnlicher Weise hergestellt wie die Tröpfchenkultur, nur muß das Deckglas frei sein von jeder Spur von Fett, so daß ein auf das Glas gebrachtes Flüssigkeitströpfchen sich sogleich zu einer dünnen Lamelle ausbreitet. Das Deckglas

wird dann über die Höhlung eines Objektträgers gelegt und der Rand mit Vaseline abgedichtet. Da bei diesen Kulturen die Entwicklung der Pilze nur in der Ebene der Flüssigkeitsslamelle vor sich gehen kann, so liefern diese Präparate nicht selten Bilder von einer Schönheit, wie sie sich durch kein anderes Kulturverfahren ermöglichen lassen. Außerdem entspricht diese Adhäsionskultur dem Vorkommen in der freien Natur auf der Oberfläche der Blätter, Rinden, Wurzeln und der einzelnen Bodenpartikelchen.

Um die Schüler erkennen zu lassen, mit welch einfachen Mitteln und geringstem Materialverbrauch einwandfreie Ergebnisse erzielt werden können, lassen wir einmal die **Kleingärmethode** (LINDNER) durchführen. Sie wird in der Praxis da angewendet, wo morphologische Kennzeichen nicht ausreichen, Hefearten und -rassen voneinander zu unterscheiden. Sie ermöglicht, morphologisch nahestehende Arten durch ihre physiologischen Leistungen in bezug auf das Verhalten gegenüber verschiedenen Zuckerarten zu untersuchen. Wenn es sich auch bei Schulversuchen nicht darum handeln kann, einzelne Hefen auf diese Art zu bestimmen, so sind doch diese Versuche leicht durchzuführen und benötigen nicht einmal ein Mikroskop.

Eine Anzahl hohler Objektträger und Deckgläser werden abgeflammt. Mit einer Nadel entnimmt man einer nicht zu alten Hefereinkultur ein etwa erbsengroßes Stück, verreibt es mit etwas sterilerem Wasser zu einer gleichmäßig getrübten Emulsion und bringt mit einer sterilen Pipette davon so viel in die Höhlung des Objektträgers, daß sie ganz gefüllt ist. Mit einem Stückchen starken Draht, der an einem Ende schaufelartig breitgeklopft wurde, entnimmt man nun eine Zuckerprobe, verröhrt sie mit der Emulsion und schiebt das Deckgläschen derartig von der Seite über die Höhlung, daß darunter keine Luftblase auftritt. Austretende überschüssige Flüssigkeit wird mit Filterpapier abgesaugt. Als Zuckerarten beschafft man sich etwas Inulin, Dextrin, Glukose, Mannose, Galaktose, Fruktose, Rohrzucker, Maltose, Raffinose, Milchzucker o. a. Kontrollversuch mit reinem Wasser nicht vergessen! Um den Rand des Deckgläschens wird wiederum mit Vaseline und Pinsel ein Rand gezogen; die Präparate werden, vor Sonnenlicht geschützt, bei etwa 22 Grad aufbewahrt. Falls nun der Zucker von der betreffenden Hefe vergoren wird, kann man schon nach 24 Stunden lebhafte Gasbildung erkennen. Tritt keine Gärung ein, so bedeutet die Impfmenge als gleichmäßiger Schleier die Wände der Höhlung. Präparate mit Fettstift beschreiben, um Verwechslungen vorzubeugen.

Von demselben Autor stammt auch die Kultur von Riesenkolonien: Nährösung unter Zusatz von 12—14 % Gelatine heiß in eine sterile Petrischale oder einen Erlenmeyerkolben geben und erstarren lassen. Mit einer Glaskapillare gibt man eine geringe Menge der Reinkultur auf die Mitte des Nährbodens, ohne

dafür die Oberfläche der Gelatine hierbei verletzt wird. Die Kulturgefäße müssen an einem Ort aufbewahrt werden, der frei von einseitiger Wärmestrahlung ist, da sonst die gleichmäßige Entwicklung der Kolonie gefährdet werden kann. In kurzer Zeit wachsen Riesenkolonien mit 4—5 cm Durchmesser heran.

Zur Einführung in die Mikroskopie

Zellwand und Zelltypen pflanzlicher Zellen

Von Alex Bartsch, Berlin

Die Zellwand ist formgebend für die Zelle. Im einfachsten Falle — das trifft vor allem für einzellige Algen zu — handelt es sich um eine Kugelform. Bei Zellanhäufungen platten sich die Zellen gegenseitig ab und werden vieleckig (polygonal).

Im Gegensatz zur tierischen Zelle besitzen die pflanzlichen Zellen eine feste Zellwand. Allerdings treten vereinzelt auch noch „nackte“ Zellen auf. So sind die Myxamöben der Schleimpilze sowie die Schwärmsporen mancher Algen und Pilze wandlos.

Die Zellwand ist hauptsächlich aus Zellulose aufgebaut, deren Moleküle fadenförmig sind. Diese Moleküle sind wie Stäbchen gebündelt (Micellen) und parallel angeordnet. Quer zu ihnen liegen Fadenmoleküle, welche die Micellen untereinander verbinden. Die vorhandenen Zwischenräume (Intermicellarräume) sind mit Wasser ausgefüllt, welches bei verholzten Zellen durch Lignin, bei Korkzellen durch Suberin ersetzt wird. Auch andere Stoffe, z. B. Pektine, sind hier eingelagert.

Eine Wasserfüllung der Intermicellaren läßt die Zellwand quellen, wobei die Fadenverbindung der Micellen die Quellbarkeit begrenzt.

Außer der Zellulose sind die Hemizellulosen Aufbaustoffe der Zellwand. Es handelt sich hierbei um Zellwandmaterial oder Reservestoffe.

Zellulosenachweis

Versuch 1: Samen der Kapuzinerkresse. Von Samen der Kapuzinerkresse (Samenhandlung) werden Querschnitte angefertigt und in Chlorzinkjod eingelegt. Es erfolgt eine Blaufärbung der Zellwände des Nährgewebes.

Gallertartige Verkittungsstoffe zwischen benachbarten Zellen (Mittellamelle) sind die als Gelierstoffe besonders vom Apfel bekannten Pektine. Ihre Auflösung bewirkt beim Kochen oder beim Reifen (z. B. Apfel und Kartoffel) einen Gewebezerfall (= Mehligwerden).

Pektinnachweis

Versuch 2: Methylenblau (1 %) in wässriger Lösung bewirkt eine intensive Blaufärbung der Pektine.

Versuch 3: Safranin in gebräuchlicher Lösung ergibt bräunliche oder orangegelbe Färbung der Pektine.

Versuch 4: Holunder-Stengel. Von Stengelteilen werden Querschnitte angefertigt. Die verdickten Zellen des Plattenkollenchyms (siehe weiter unten) unter der Oberhaut bestehen aus wechselnden Schichten von Zellulose und Pektin. Durch Herauslösen der Pektine in heißer verdünnter Salzsäure (5 %) und Nachbehandlung mit heißem, verdünntem Ammoniak (5 %) tritt deutlich die Schichtung der Zellwände hervor.

Versuch 5: Schuppe der Küchenzwiebel. Der obere, angetrocknete Teil einer Zwiebelschuppe wird auf dem Objekträger mit konzentrierter Schwefelsäure behandelt. Genau über der aus Kalziumpektinat bestehenden Mittellamelle zwischen zwei Zellen fallen Gipskristalle aus.

In den embryonalen Geweben der Vegetationspunkte der Pflanzen sind die Zellwände noch außerordentlich zart; sie werden jedoch beim Übergang zum Dauergewebe mehr oder weniger stark verdickt.

Der gewöhnliche Zweck einer Zellwandverdickung ist der, eine Festigung der Zelle und damit auch der Gewebe zu erzielen. Nebenbei hat die Wand die Aufgabe, Wasser zu speichern. Bei der Dattel werden Reservestoffe im Nährgewebe des Samens gehortet, die später der Ernährung des Keimes dienen.

Es können aber auch Umwandlungen der Zellwand stattfinden, welche deren mechanische und osmotische Eigenschaften verändern, z. B. durch Einlagerung bestimmter Stoffe. Zu solchen Stoffen gehören z. B.:

Ligin

welches die Zellwand druckfester werden läßt und ihre Quellfähigkeit herabsetzt.

Durch Sulfitlauge wird es zerstört. Das machen sich die Zellulosefabriken zunutze, um reine Zellulose zu gewinnen.

Ligninnachweis

Versuch 6: Beliebige verholzte Stengelteile, Holzspäne usw. dienen uns als Versuchsobjekte. Sie werden mit Phlorogluzin-Salzsäure betupft. Als typische Reaktion erfolgt eine kirschrote Färbung. Die beliebte Rottfärbung von Streichhölzern wird auf diesem Wege erzielt.

Kutin und Suberin

sind wachsartige Stoffe, welche die Zellwände — besonders bei Oberhautzellen — gas- und wasserundurchlässig machen.

Starke Suberineinlagerungen werden Verkorkung genannt und sind besonders in Rindenzellen und Heilgeweben zu beobachten.

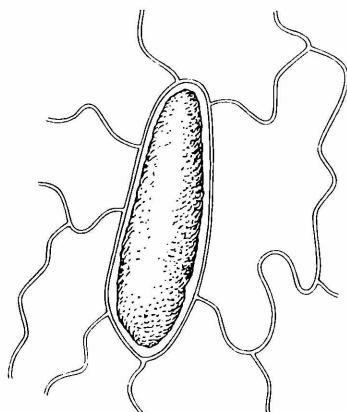


Abb. 1: Cystolith in einem Ideoblasten der Brennessel. Die Oberhautzellen greifen durch geschwungene Verzahnungen ineinander und verstetigen dadurch die Oberhaut.

Da verkorkte Zellen nicht wachsen können, entstehen — durch das Wachstum des Untergewebes bedingt — in Korkschichten Risse.

Kutinnachweis

Versuch 7: Verschiedene Pflanzenblätter. Es werden Querschnitte angefertigt und diese mit Chlorzinkjod behandelt. Es bildet sich hiernach eine dunkelbraune Färbung der Kutikula (Kutinhäutchen auf der Oberhaut). Die unter ihr befindlichen kutinisierten Zelluloseschichten dagegen färben sich hellbräunlich.

Die weiter nach innen zu gelegenen Zelluloseschichten der Membranen ohne Kutineinlagerung zeigen eine Violettfärbung.

Versuch 8: Wie oben. Wir färben mit Sudan III. Die Kutinsubstanzen erhalten eine rote Färbung.

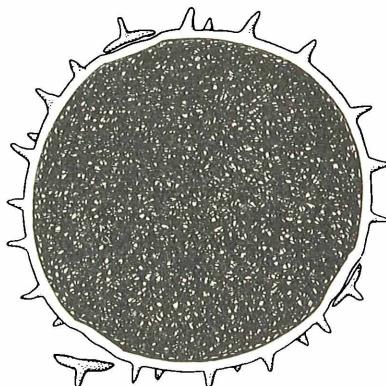


Abb. 2: Pollen vom Kürbis im Querschnitt. Zäpfchenförmige zentrifugale Wandverdickungen bedecken die Oberfläche. Die Deckel verschließen die Austrittsstellen für den Pollenschlauch.

Versuch 9: Wie oben. Färbung mit Scharlach-R. Eine rötlichgelbe Färbung zeigt Kutin an.

Rezepte: Sudan III: 0,1 g des Farbstoffes in 50 ccm Alkohol lösen und 50 ccm Glycerin zusetzen. Scharlach R: Der Farbstoff wird bis zur Sättigung in 70 % Alkohol gelöst.

Suberinnachweis

Sudan III und Scharlach R geben als Reaktion eine gelbrote Färbung wie in den Versuchen 8 und 9.

Versuch 10: Kartoffelschale. Von der Schalenpartie einer Kartoffel werden Querschnitte angefertigt und wie bei Versuch 8 und 9 behandelt.

Versuch 11: Wundkork der Kaktus-Arten. Der gelbgraue Wundkork beliebiger Kakteen wird abgetragen; von ihm werden Querschnitte angefertigt, welche wie in Versuch 8 und 9 behandelt werden.

Sporopollinin

ist besonders in den Wandungen von Polenkörnern zu finden. Es ist eine sehr widerstandsfähige Substanz, welche die Pollen gegen Witterungseinflüsse unempfindlich werden lässt und z. B. auch die gute

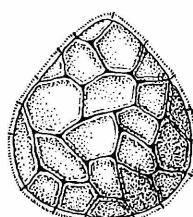


Abb. 3: Spore vom Bärlapp mit wabenartigen, zentrifugalen Wandverdickungen.

Erhaltung der Pollen über Jahrhunderte hinweg im Torf usw. bedingt.

An mineralischen Substanzen sind besonders Kieselsäure und kohlensaurer Kalk in die Zellwand eingelagert.

Eine Verkieselung schützt den Zellinhalt (Diatomeen) oder festigt die Gewebe der Pflanzen, wie es bei Schachtelhälften, Gräsern und z. B. auch beim Rotang (Stuhlröhrpalme) beobachtet werden kann.

Nachweis der Membranverkieselung

Versuch 12: Ackerschachtelhalm-Stengel. Von diesem häufig auftretenden Unkraut werden 1 cm lange Stengelstückchen zu Spodogrammen verarbeitet (Beschreibung in Mikrokosmos 48, 88–94, 1959). In ihnen bleibt das Kieselgerüst der Zellverbände sehr gut erhalten.

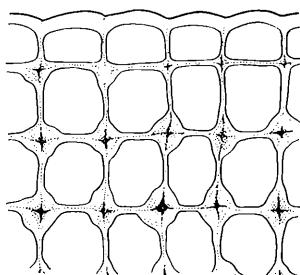


Abb. 4: Eckenkollenchym des Rindenparenchym's der Balsamine

Ausgesprochene Verkalkung ist seltener. Sie tritt in Form von Cystolithen in der Oberhaut auf, oder die Oberhautzellen (z. B. bei den Armleuchtergewächsen) werden mit Kalk inkrustiert.

Cystolithennachweis

Versuch 13: Brennessel-Blatt. Flächenschnitte der Blattoberseite werden angefertigt und in Wasser betrachtet. In die Oberhaut sind Zellen von besonderer Form eingefügt (Idioblasten), in welchen langgestreckte, keulenförmige Cystolithen eingelagert sind (Abb. 1).

Chitin

findet sich in den Zellwänden von Pilzzellen. Ähnliche chemische Verbindungen befinden sich als Reservestoffe in den Zellwänden des Samens der Dattelpalme sowie der Steinnuß (*Phytelephas*). Unter Umständen ist hier sogar die Wandzellulose als Speicherzellulose in die Zellen, diese ausfüllend, eingelagert worden. Bei der Keimung der Samen wird sie in Zucker umgewandelt.

Schleime und Gummi

sind ebenfalls Umwandlungsprodukte der Zellwände. Sie treten häufig auf. Schleime

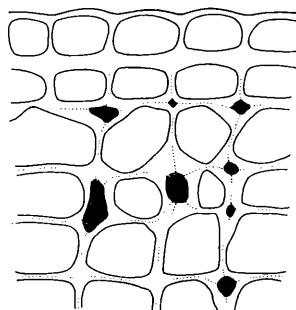


Abb. 5: Lückenkollenchym aus der Pestwurz. Die Interzellularen (Zwischenzellräume) sind schwarz gezeichnet

sind besonders bei Samen (Quitte und Lein) zu finden, während Gummi nicht nur in den Latex führenden Gewächsen, sondern auch als Blutfluß bei unseren Obstbäumen beobachtet werden kann.

Nachweis der Membranverschleimung

Versuch 14: Leinsamen. Von Leinsamen (Drogerie) werden Querschnitte angefertigt und mehrere Stunden lang in verdünnte chinesische Tusche gelegt. Die Membranen der Oberhautzellen quellen stark auf und verschleimen. Da die Tusche nicht in die Schleimschicht eindringen kann, erscheinen die Schnitte von einem hellen Hof umgeben.

Das Wachstum der Zellwand erfolgt durch Zwischenlagerung von Stoffen (Intussuszeptionswachstum). Der Zellumfang vergrößert sich hierbei. Aber auch eine Stoff-Anlagerung kann stattfinden (Appositionswachstum), wodurch die Wandstärke zunimmt. Es legen sich hierbei Wachstumshäutchen schichtweise auf die ursprüng-

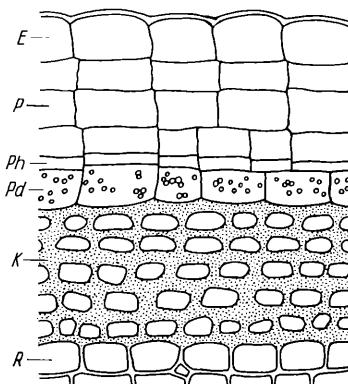


Abb. 6: Plattenkollenchym vom Holunder. E = Epidermis (Oberhaut), P = verkorkte Peridermzellen, Ph = Phellogen oder Korkbildungszone, Pd = Phellogenzellen mit chlorophyllführenden Chloroplasten (Blattgrünkörnern), K = Plattenkollenchym, R = Rindenparenchym

liche Zellulosemembran, wobei die älteren Auflagerungsschichten zumeist verholzen. Die jüngste Schicht zeigt noch eine Zellulosereaktion.

Zellulosenachweis

Schwefelsäure löst Zellulose auf.

Versuch 15: Baumwoll — Samenhaare (Watte oder Baumwollfasern). Die Objekte werden mit Schwefelsäure betupft, wobei sie sich auflösen.

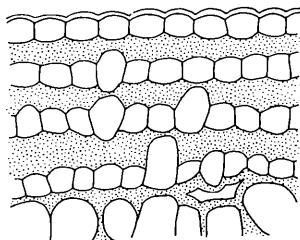


Abb. 7: Plattenkollenchym vom Huflattich

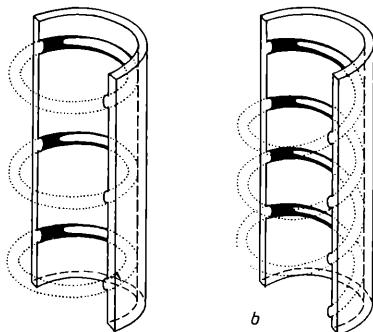


Abb. 8: Ring- und Spiralgefäß, schematisch

Versuch 16 Objekte wie Versuch 15. Mit Jodjodkalium und konzentrierter Schwefelsäure behandelt, färbt sich Zellulose blau.

Es erfolgt niemals eine gleichmäßige Verdickung der Zellwand ringsherum. An einzelnen Stellen bleibt die Wand unverdickt.

So können auffällige Wandverdickungen nach außen (zentrifugal) oder nach innen (zentripetal) vorliegen.

Zentrifugale Verdickungen der Zellwände finden sich besonders häufig bei Pollen und Sporen, also besonders bei solchen Zellen, welche teilweise oder ganz eine freie Oberfläche haben.

Versuch 17 Kürbis-Blütenstaub. Wir besorgen uns einige Kürbispollen, welche auffallend stachelige, nach außen gerichtete Wandverdickungen tra-

gen. Mehrere für den auskeimenden Pollenschlauch vorgesehene und mit einem Deckel versehene Austrittsstellen sind in die Membran eingelassen (Abb. 2).

Versuch 18: Bärlapp-Sporen. Die in Apotheken erhältlichen „Bärlappasamen“ tragen auf ihrer gewölbten Oberfläche ein wabenartiges Relief (Abb. 3).

Aber auch nach innen gerichtete (zentripetale) Wandverdickungen sind nicht selten. Sie kommen in großem Formenreichtum besonders bei den Lippenblättern und den Doldenblättern vor. Entweder handelt es sich um Verstärkungen der Zellecken oder um leisten-, ring- und spiralförmige Wandverstärkungen besonders bei Gefäßen.

Versuch 19: Balsaminen-Stengel. Durch die Stengelknoten dieser gern in Gärten gezogenen Zierpflanze werden Querschnitte gelegt.

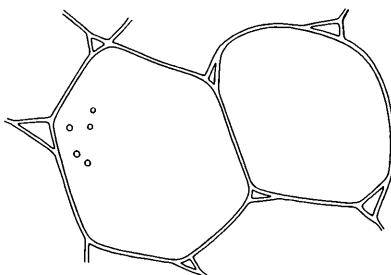


Abb. 9: Markzellen vom Holunder, in der Ansicht. Als rundliche Öffnungen zeigen sich die Tüpfel in der Zellwand

Wenige Zellschichten unter der Oberhaut befindet sich ein Eckenkollenchym, d. h. die Zellen desselben sind an Stellen, an denen mehrere Zellen zusammenstoßen, stark in den Wänden verdickt.

Der Stoffaustausch von Zelle zu Zelle kann an den weniger dicken Membranen stattfinden (Abb. 4).

Versuch 20: Pestwurz-Stengel. Von den Stängeln dieser besonders an Bächen und auf sumpfigen Wiesen wachsenden, zu den Korbblütlern zählenden Pflanze werden Querschnitte angefertigt, welche knapp unter der Oberhaut ein über den ganzen Stengelumfang reichendes Lückenkollenchym aufweisen. Hier finden sich in den Verdickungen, welche ganz denen des Eckenkollenchyms ähneln, interzellulare Hohlräume (Abb. 5).

Versuch 21: Holunder-Stengel. Es werden Stengelquerschnitte angefertigt, bei welchen unterhalb der Oberhaut drei bis vier Zellreihen mit sehr stark verdickten Zellwänden zu beobachten sind. Es entstehen so förmliche Membranplatten (Abb. 6), sog. Plattenkollenchym.

Versuch 22: Huflattich-Blattstiel. Auf Schuttplätzen in Städten häu-

fig zu finden, liebt lehmige Bodenstellen.
Wird wie Versuch 21 präpariert.

Es treten hier zwischen den einzelnen Platten des Plattenkollenchyms Lücken auf, welche von unverdickten oder weniger verdickten Zellen ausgefüllt werden (Abb. 7).

Oft werden Zellwände so verstärkt, daß dabei gleichzeitig Material gespart wird. So verhindern z. B. ringförmige Wandverdickungen das Zusammenfallen von Wasserspeicherzellen in Zeiten der Dürre oder sie verstärken in Ring- und Spiralgefäß die Wände.

Besonders in den Wasserleitungssystemen der Stengel können die Ringverstärkungen ein Wachstum des Stengels erlauben, ohne daß dabei die Aufgabe der Wasserleitung beeinträchtigt wird.

Versuch 23: Kürbis-Stengel.
Von Stengeln und Ranken werden Längsschnitte angefertigt, an denen die Leitbündel bereits mit dem bloßen Auge zu erkennen sind. In ihnen sind Ring- und Spiralgefäß zu beobachten (Abb. 8).

Unverdickte Zellwandpartien dienen dem Stoffaustausch von Zelle zu Zelle. Bei Zellen mit rundum verstärkten Wandungen dienen kleine, die Wand durchbohrende Kanäle oder Tüpfel dem Stoffaustausch. Sie stehen, ihrem Zweck entsprechend, mit Tüpfeln in der Wand der Nachbarzelle in Verbindung. Lediglich eine dünne Membran, die Schließhaut, trennt sie voneinander.

Versuch 24: Holunder-Mark.
Von Holundermark werden Querschnitte angefertigt. In den Markzellen sind zahlreiche runde Tüpfel zu sehen. Sie zeigen sich in der Ansicht als Poren (Abb. 9).

Versuch 25: Wie oben, aber es werden Längsschnitte angefertigt. Hier sind die Tüpfel als Kanäle in der Zellwand zu erkennen (Abb. 10).

Außer diesen einfachen Tüpfeln treten spezielle Weiterentwicklungen solcher als Hoftüpfel auf. Sie sind besonders charakteristisch für das Wasserleitungssystem der Pflanzen. Der Tüpfelkanal erweitert sich vor der Schließhaut linsenähnlich, wodurch diese einen vergrößerten Umfang erhält. Im mittleren Teil zeigt sich jedoch eine scheibenförmige Verdickung, welche Torus genannt wird.

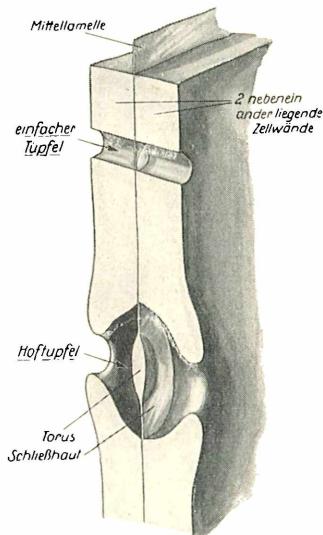


Abb. 10: Schematische Darstellung zweier nebeneinanderliegender Zellwände mit einem einfachen Tüpfel und einem Hoftüpfel

Versuch 26 Kiefernholz. Von einer Scheibe eines Ästchens werden Radial- und Tangentialschnitte hergestellt. In ihnen sind in den Holzzellen Hoftüpfel zu beobachten.

Die speziellen Ausbildungen der Zellwände sind typisch für die Pflanzenarten und sind immer mit speziellen Leistungen einzelner Zellen und auch der Gewebe in Zusammenhang zu bringen.

Zur Anfertigung von Dauerpräparaten siehe STEHLI, Mikroskopie für Jedermann.

Literatur-Hinweise

1. BIEBL-GERM: „Praktikum der Pflanzenanatomie“, Wien 1950. Besonders für den interessierten Praktiker zu empfehlen
2. HABERLANDT, G.: „Physiologische Pflanzenanatomie“, Leipzig 1924. Ermöglicht auch dem Ungeübten ein tieferes Eindringen in die Materie
3. NAUMANN, A.: „Bau und Leben der Pflanze“, Stuttgart 1950. Übersicht des Stoffes in verständlicher Form. Sehr schöne Präparationsbeispiele und praktische Hinweise bietet
4. STEHLI, G.: „Mikroskopie für Jedermann“, Stuttgart 1957

Was ist beim Kauf eines Mikroskopes zu beachten?

Von Walter Hellwig

Bevor sich jemand zum Ankauf eines Wertgegenstandes entschließt, sei es ein Moped, ein Fernseh- oder ein Photoapparat, wird er sich gründlich informieren. Falls er sich Prospekte und Kataloge einzelner Firmen kommen läßt, wird er beim Studium derselben feststellen, daß mit der Wahl auch die Qual wächst! In diesem Fall

wird er das Vernünftigste tun: Er wird einen Fachmann um Rat fragen. Wenn es sich wie in unserem Falle um ein neues Mikroskop handelt, wird es auch für den erfahrenen Mikroskopiker nicht ganz einfach sein, die Entscheidung zu treffen, denn die Mikroskope unserer namhaften Firmen sind sämtlich technisch und optisch ein-

wandfrei. Die Wahl der Anschaffung wird in erster Linie eine Frage des Verwendungszweckes und des Geldbeutels sein. Der Anfänger aber, selbst wenn er momentan nur einfache, anspruchslose Untersuchungen anstellen möchte, möge immer bedenken, daß der Appetit mit dem Essen kommt, und daß mit der wachsenden Fertigkeit im Mikroskopieren ihm zugleich auch die Unzulänglichkeiten und Schwächen seines Mikroskopes immer deutlicher werden. Dann gibt es leicht Enttäuschung, Ärger und bestenfalls Neukauf, wenn nicht gar das Mikroskop in die Ecke gestellt wird.

Zunächst muß deshalb von dem Kauf eines ganz billigen Instrumentes abgeraten werden. Diese Mikroskope lassen sich nicht weiter ergänzen und ausbauen, so daß die Grenze der Leistungsfähigkeit bei ihnen bald erreicht ist. Am dankbarsten, auch für den Anfänger, ist immer ein mittleres Stativ, welches dann später je nach Bedarf und wirtschaftlicher Möglichkeit durch Kauf von Objektiven, Okularen, Beleuchtungs- und anderen Zusatzgeräten ständig vervollkommen werden kann. Hier ist beispielsweise das Kosmos-Mikroskop Humboldt sehr zu empfehlen. Man begnüge sich zunächst mit der notwendigsten Optik, d. h. mit einem schwachen und einem mittleren Objektiv sowie zwei ebensolchen einfachen Okularen. Während beim Motorradkauf die Hauptfrage meistens lautet: Wieviel „Sachen“ macht die Maschine?, ist die Hauptfrage beim Mikroskop: Wie stark vergrößert es? Diese Frage, das sei dem Anfänger in aller Eindringlichkeit gesagt, ist belanglos; sie müßte besser heißen: Wie deutlich vergrößert mein Mikroskop? Für den Anfänger und in vielen Fällen auch für den Fortgeschrittenen genügt durchaus eine 200fache Vergrößerung. Gerade die schwachen bis schwächsten Vergrößerungen, die nur wenig über die Vergrößerung einer starken Lupe hinausgehen, werden bei allgemeinen Untersuchungen viel öfter gebraucht als die starken Vergrößerungen. Der Anfänger besonders wird die stärksten Vergrößerungen am ehesten entbehren können; sie erhöhen überdies die Anschaffungskosten des Mikroskops ganz wesentlich, weil sie viel teurer sind als die schwach vergrößernde Optik.

Heutzutage wird auf den Objektiven und Okularen unserer Mikroskope die sogenannte Eigenvergrößerung des betreffenden Linsensystems in Form einer eingravierten Zahl angegeben. Das Produkt aus diesen beiden Werten ergibt die Gesamtvergrößerung. So ist z. B. das Kosmos-Mikroskop „Humboldt“ mit zwei Objektiven ausgestattet, die eine Eigenvergrößerung von 10 und 50 haben, die beiden ebenfalls beigegebenen Okulare vergrößern

dagegen 5- und 12fach. Somit sind folgende Kombinationen bzw. Gesamtvergrößerungen möglich: $5 \times 10 = 50$ fach, $12 \times 10 = 120$ fach, $5 \times 50 = 250$ fach und $12 \times 50 = 600$ fach. Mir persönlich wäre für den Anfänger eine Okularvergrößerung von 3- und 6facher Vergrößerung lieber; dann ließen sich Gesamtvergrößerungen von 30, 60, 150 und 300 erreichen. Man kann also mithin auf zweifachem Wege zu einer Gesamtvergrößerung kommen: 1. Man wählt ein starkes Okular und ein schwaches Objektiv, oder 2. man verwendet ein schwaches Okular und ein starkes Objektiv. Da die Anschaffungskosten eines starken Objektivs wesentlich höher sind als die eines starken Okulars, wird der Anfänger den ersten Weg beschreiten wollen. Dabei möge er aber bedenken, daß die eigentliche, wertvolle Vergrößerung, die die Klarheit und Schärfe des mikroskopischen Bildes bestimmt, immer nur vom Objektiv geleistet wird. Das Okular greift dieses Bild nur auf und vergrößert es nochmals, bringt aber keine neuen Einzelheiten hinzu, die vorher nicht auch schon sichtbar gewesen wären. Man kann sich diese Tatsache vielleicht auf folgende Weise veranschaulichen: Nehmen wir an, wir hätten in einer Zeitung das Bild eines Hauses vor uns liegen, dessen Hausnummer aber infolge ihrer Kleinheit nicht zu erkennen ist. Nun holen wir eine Lupe und vergrößern, müssen dabei aber feststellen, daß damit die Nummer auch nicht deutlicher sichtbar wird, sondern nur der Raster des Druckklischeses erkennbar ist.

Mitunter raten mikroskopische Handbücher dem Käufer, die optische Leistungsfähigkeit des Mikroskopes, seine „Auflösungsfähigkeit“, an sogenannten Testpräparaten wie Diatomeenschalen oder Schmetterlingsschuppen zu prüfen. Diese Untersuchungen setzen jedoch eine Beherrschung der mikroskopischen Technik, vor allem der Beleuchtung voraus, so daß sie für den Anfänger auf keinen Fall in Frage kommen.

Handelt es sich um den Ankauf eines gebrauchten Mikroskopes, so ist es auf alle Fälle ratsam, sich das Instrument zunächst einmal unverbindlich zur Ansicht geben zu lassen und einen erfahrenen Mikroskopiker um Rat zu fragen, obwohl die Erfahrung meist zeigt, daß wissenschaftliche Übervorteilungen des Käufers kaum vorkommen, zumindestens dann nicht, wenn ihm der Besitzer des Mikroskopes bekannt ist. Aber da es sich dabei meist um ältere Instrumente handelt, können Beschädigungen, beispielsweise des Linsensystems, vorhanden sein, die äußerlich natürlich nicht erkennbar sind. Ersatzteile sind für diese Mikroskope meist nicht mehr erhältlich, und an Reparaturen bzw. Neuanfertigungen gehen die Firmen meist nicht gern heran. Diese alten Mikroskope lassen sich

naturgemäß auch nicht mehr weiter ausbauen oder ergänzen. Das heißt nun aber nicht, daß gebrauchte Mikroskope im Prinzip abzulehnen sind, durchaus nicht — mitunter wurden sie von liebevoller Hand so gut gepflegt, daß sie noch tadellos sind. Denken wir noch an das Gerät, mit dem beispielsweise Robert Koch seine großartigen Entdeckungen machte; es leistete bei weitem nicht das, was heutzutage von einem teuren Mikroskop zu erwarten ist. Ein Mikroskopiker, der seine Arbeit ernst nimmt, leistet mit einem älteren und gebrauchten Gerät mehr als jemand, der sich aus einer plötzlichen Laune heraus mit dem neuesten Zeiss- oder Leitzmikroskop beschäftigt! Wie ein Mikroskop gehalten und gepflegt worden ist, zeigt schon der äußere Eindruck. Wenn alle evtl. vorhandenen Nebengeräte lose in möglichst noch beschädigten Kästen herumliegen, wenn die Politur große Flecke aufweist, kann man mit einiger Sicherheit daraus auf die wenig pflegliche Behandlung schließen. Ist ferner ein Mikroskop mit Satzobjektiven ausgestattet, d. h. kann die Vergrößerung nur dadurch geändert werden, daß vom Objektiv eine oder mehrere Linsen abgeschraubt werden müssen, so hat man ein sehr einfaches und anspruchsloses Instrument vor sich, dessen Leistungsfähigkeit immer hinter der anderer Instrumente zurückbleibt, bei denen die gesamte Optik gewechselt werden kann. Außerdem wird der Benutzer bald des lästigen Auseinander- und Zusammenschraubens überdrüssig werden.

Moderne, aber auch bereits ältere Mikroskope lassen sich umlegen bzw. neigen. Das ist eine sehr praktische Einrichtung, da das Arbeiten am senkrecht stehenden Mikroskop auf die Dauer recht ermüdend ist. Eine leichte schräge Neigung des Stativs erlaubt eine ungezwungene Haltung des Oberkörpers und des Kopfes. Wichtig ist weiterhin die Ausrüstung des Stativs mit einer Grobeinstellung durch „Zahn und Trieb“ (durch zwei große, seitlich angebrachte Rändelschrauben) und die Feineinstellung durch eine Mikrometerschraube, die entweder zwei kleinere seitliche Triebknöpfe oder einen einzigen größeren Triebknopf am Stativende aufweist. Diese beiden Antriebe dürfen nicht zu leicht, aber auch nicht zu schwer gehen, vor allem aber nicht unregelmäßig leicht und schwer, denn das ist das Zeichen, daß irgend ein Teil des Triebes starken Verschleiß aufweist. Auch darf beim Vor- und Zurückdrehen keinerlei „Spiel“ festzustellen sein, denn sonst ist es unmöglich, ein Präparat genau einzustellen. Zu schwerer Gang kann auch seine Ursache in verharztem Öl haben und läßt sich in diesem Falle leicht beseitigen.

Für Objekttische wird heutzutage die runde Form bevorzugt, einfachere Mikro-

skope haben eine feste viereckige Tischplatte. Der runde Tisch ist in der Regel auch drehbar. Gleichzeitig sind diese drehbaren Tische aber auch durch Bedienung zweier Stellschrauben am Tischrand für eine geringe seitliche Verschiebung in beliebiger Richtung eingerichtet. Diese sehr bewährte Einrichtung ermöglicht es, die Verschiebung des Präparates damit vorzunehmen, was sich besonders bei hohen Vergrößerungen, wo die Hand immer zu heftige Bewegungen ausführt, angenehm bemerkbar macht.

Sehr wichtig ist die Beleuchtungsfrage. Die einfacheren Typen der Mikroskope verwenden das Licht, wie es von der ebenen oder hohlen Seite des Spiegels durch das Loch in der Tischplatte ins Objektiv fällt. Eine Regulierung erfolgt durch kleine oder größere Blenden, lochförmige Einsätze, die in einen Zylinder aus Messing eingeschoben werden, der sich unterhalb der Tischöffnung befindet. Mitunter trifft man an Stelle dieser Zylinderblende auch eine Revolverblende an. Das ist eine waagrecht drehbare Scheibe, die auch unter dem Tisch befestigt ist und verschieden große Löcher (Blenden) aufweist. Während im ersten Falle bei einer gewünschten Veränderung der Blende die Einsätze ausgewechselt werden müssen, genügt im zweiten Falle ein einfaches Drehen der Scheibe. Für schwächere Vergrößerungen genügen diese Blenden, bei mittleren zeigt sich aber bald deren Unzulänglichkeit, und ab 500facher Vergrößerung etwa kann man mit ihnen nicht mehr auskommen. Hier kommt es einsteils auf eine starke Lichtkonzentrierung an, andererseits aber auch auf eine genaue Abstufung (Abblendung) des konzentrierten Lichtbündels. Das wird ermöglicht durch einen Beleuchtungsapparat, der ebenfalls unter dem Tisch angebracht ist. Sein Hauptbestandteil sind mehrere Sammellinsen, die das vom Spiegel ausgehende Licht sammeln und auf das Präparat konzentrieren. Eine stufenlose Irisblende, wie sie beispielsweise jeder bessere Fotoapparat aufweist, gestattet die Regulierung der wirksamen Lichtöffnung. Durch Heben und Senken des gesamten „Kondensors“, wie dieser Beleuchtungsapparat genannt wird, läßt sich die Beleuchtung weiterhin noch ganz nach Wunsch abstimmen. Außerdem können auch Blau- und Mattscheiben eingelegt werden. Es ist verständlich, daß die Leistung eines Mikroskopes durch diesen Beleuchtungs-Kondensor ganz wesentlich gesteigert werden kann.

Nicht unbedingt erforderlich, aber sehr bequem und praktisch ist bei mittleren Stativen der sog. Revolver. Er ist am unteren Ende des Tubusrohres angeschraubt und trägt drei oder vier Objektive. Dadurch fällt das lästige Aus- und Einschrau-

ben derselben beim Wechsel der Vergrößerung weg: Es genügt eine kurze Drehung des Revolvers, bis ein hörbares Einrasten anzeigt, daß eine neue Vergrößerung angewendet werden kann. Der Preis für einen solchen Apparat ist niedrig im Verhältnis zu seinem Nutzen.

Über den weiteren Zukauf von optischen und mechanischen Zusatzgeräten sollen hier keine Ratschläge gegeben werden. Wenn der Mikroskopiker genügend Kenntnisse und Erfahrungen gesammelt haben wird, dürfte er selbst zweckmäßig entscheiden können.

Winke fürs Labor

Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung

I. Das Fernsehmikroskop

Von C.I. STUMM und H.F. LINSKENS, Nijmegen (Holland)

Als im Jahre 1675 ANTHONIE VAN LEEUWENHOEK ein paar handgeschliffene Linsen so zusammensetzte, daß er damit kleine Dinge groß sehen konnte, wußte man über die Eigenschaften des Lichtes noch sehr wenig. Es war zwar bekannt, daß man es mit Hilfe von konvex und konkav geschliffenen Gläsern sammeln oder zerstreuen kann. Aber darüber hinaus reichte die optische Kenntnis kaum.

Bis in das spätere 19. Jahrhundert bauten Brillenschleifer die Mikroskope nur auf Grund ihrer Erfahrungen und eines gewissen Fingerspitzengefühls. Erst im Jahre 1868 vermochte der geniale ERNST ABBE die mathematische Formulierung für die Vergrößerungsfähigkeit der Linsen zu finden: die numerische Apertur (Abkürzung: n.A.). Damit war die Grundlage gegeben zur physikalisch-exakten Bearbeitung vieler Probleme der theoretischen und angewandten Optik. Zugleich wurde das Mikroskop auf eine berechenbare Grundlage gestellt. Im Laufe der folgenden Jahrzehnte verstanden es die Physiker immer besser, den Eigenschaften des Lichtes auf die Spur zu kommen. Es ist faszinierend zu beobachten, wie den großen lichtphysischen Entdeckungen auch stets die Konstruktion eines neuen Vergrößerungsgerätes auf dem Fuße folgte, indem die Theorie des Entdeckers für die Praxis des Mikroskopikers nutzbar gemacht wurde. So haben wir denn heute als Ergebnis dieser Entwicklung eine schwer zu überblickende Vielfalt verschiedener Vergrößerungsprinzipien zur Verfügung.

Die ganze Fülle dieser wissenschaftlichen „Spielzeuge“ darf jedoch nicht darüber hinwegtäuschen, daß es immer allein der schöpferische Geist des Menschen ist, der Probleme sieht und durch den Gebrauch von optischen Instrumenten und Methoden schließlich lösen kann.

Der Mensch stellt die Frage an die Natur und setzt dann mit Bedacht das entsprechende Instrument ein, um eine Antwort zu erhalten. Für die Aufklärung der Feinstrukturen der Materie und der Lebewesen ist bis in die Gegenwart hinein das Mikroskop in seinen vielfältigen Ausführungen, Abänderungen und mit seinen Ergänzungen unbestritten das wichtigste Instrument.

Es soll die Aufgabe der folgenden Berichte sein, die Leser des „Mikrokosmos“ mit den modernsten Methoden der mikroskopischen Optik und ihren Abwandlungen bekannt zu machen. Dabei wird deutlich

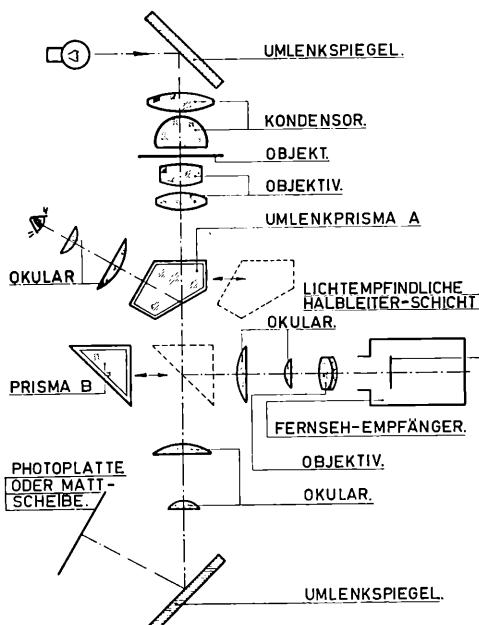


Abb. 1: Schematische Darstellung des Strahlenganges eines Fernsehmikroskops. Von der Lichtquelle (oben links) geht der Strahl über Umlenkspiegel und Kondensor durch das Objekt. Die beiden Prismen A und B sind miteinander gekoppelt: in linker Stellung (ausgezogene Striche) erfolgt die Einstellung des Präparates und gleichzeitige Beobachtung auf Mattscheibe (unten) bzw. photographische Standaufnahme. In rechter Stellung (gestrichelt) wird der Strahl nach rechts auf die Bildwandler-Röhre der Fernseh-Kamera geworfen.

werden, in welchem Umfang die ABBESchen Berechnungen heute erweitert und ergänzt worden sind. Zur Erschließung des Mikrokosmos unbelebter und belebter Natur stehen dem For- scher heute neue Methoden zur Verfügung. Ihre Leistungsfähigkeit ist nur verständlich, wenn man sich Gedanken über die zu- grunde liegenden Prinzipien macht.

Das bereitstehende Instrumen- tarium wartet auf den fragen- den Menschen, der von ihm Ge- brauch macht!

Die Verbindung der klassi- schen Lichtmikroskope mit den technischen Möglichkeiten der Fernseh-Elektronik hat die analytischen Möglichkeiten wesent- lich erweitert. Das Prinzip ist dabei sehr einfach: Das vom normalen Mikroskop ge- lieferte Bild wird von einer Fernseh-Kamera aufgenommen und auf elektrischem Wege auf dem Empfangsschirm eines Fernseh-Gerätes wiedergegeben.

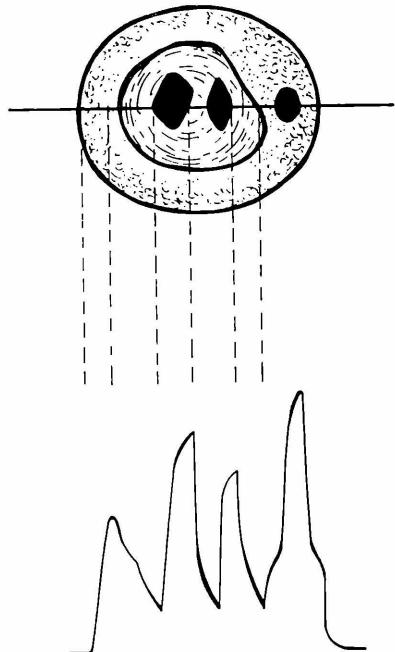


Abb. 2: Schematische Darstellung der Absorptionsverhältnisse in einer Zelle. Oben: im Fernseh-Mikroskop auf dem Bildschirm, unten: Absorptionskurve des Kathodenstrahl-Oszilloskop.

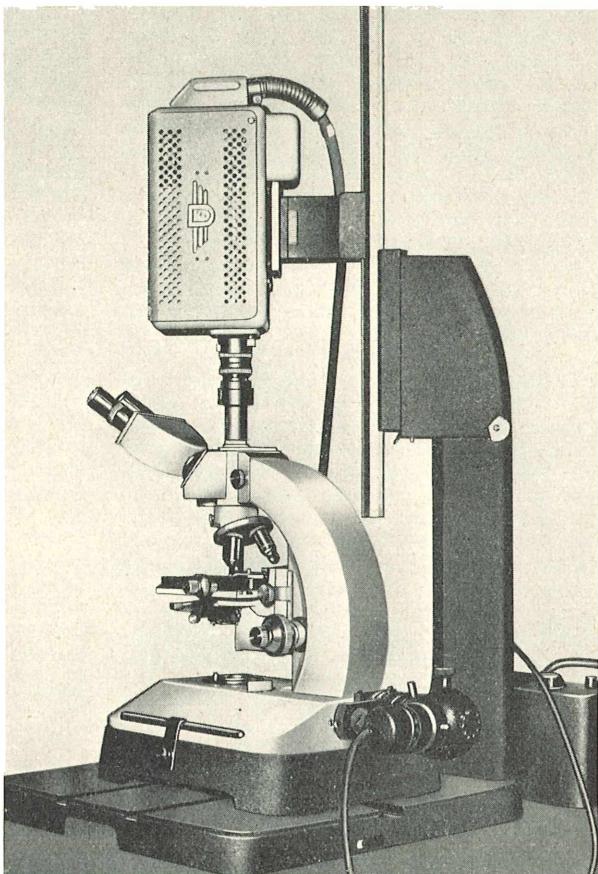


Abb. 3: Fernseh-Kamera, aufgesetzt auf den Foto-Tubus eines normalen Forschungsmikroskopes (Reichert)

Die mögliche Schaltung ist in Abb. 1 wie- dergegeben: Durch das Zwischenschalten von zwei Umlenk-Prismen (A und B) kann in dem normalen Strahlengang des Licht- mikroskopes das optische Bild des Objektes sowohl direkt zum Auge als auch auf eine Photoplatte oder Mattscheibe gelenkt werden. Durch einen einfachen Schaltvorgang wird der Strahlengang so geleitet, daß er auf die lichtempfindliche Halbleiterschicht des Fernseh-Empfängers fällt.

Obgleich optisch gesehen hier keine neuen Prinzipien zur Anwendung kommen, sind eine Anzahl interessanter Perspek- tiven mit dieser Kombination der Fernseh- Mikroskopie zu verwirklichen: Die ständige Erhöhung der Studentenzahlen erfordert für den Unterricht eine lichtstarke Mikropagination. Hier sind aber der bisher gebräuchlichen Methode infolge der sehr hohen benötigten Leuchtdichten Grenzen gesetzt. Technisch ist es zwar möglich, die Belichtung des Objektes weiter zu erhöhen,

um ein erkennbares Bild auf der Projektionsleinwand zu erhalten. Aber die Ausfilterung der infraroten Wärmestrahlungen reicht schließlich nicht mehr aus, um eine starke Erwärmung des Objektes zu verhindern. Denn ein großer Teil der sichtbaren Strahlen wird im Objekt absorbiert und führt daher zwangsläufig zu einer Erhitzung des Objektes während der Projektion. Der Mikroprojektion von lebenden Präparaten sind daher schon sehr schnell Grenzen gesetzt. Aber auch das fixierte Dauerpräparat ist für größere Zuschaueranzahlen einer längeren Projektionszeit nicht gewachsen. Hier steht nunmehr im Fernseh-Mikroskop eine Möglichkeit lichtstarker Projektion offen: Die Helligkeit des Schirmbildes auf dem Empfänger ist weitgehend unabhängig von der Beleuchtungsintensität; der begrenzende Faktor ist jetzt die Leistungsfähigkeit des elektronischen Verstärkers. Es ist also keine maximale Objektbestrahlung mehr notwendig — für die erforderliche Bildschirmhelligkeit sorgt ja die elektronische Verstärkung!

Hinzu kommt, daß außerdem eine praktisch unbegrenzte Entfernung zwischen Mikroskop und dem Bildschirm des Empfängers bestehen kann. Diese Möglichkeit ist für die Beobachtung der Primäreffekte während der Einwirkung von Röntgen- und anderen ionisierenden Strahlen für die Zukunft von größter Bedeutung. Der Beobachter kann in gehörigem Abstand von der gefährlichen Strahlenquelle durch Fernbedienung des Mikroskopes die Prozesse im Präparat auf dem Fernseh-Bildschirm beobachten und registrieren. Außerdem läßt sich an eine Kamera eine beliebig große Anzahl von Bildschirmen anschließen, so daß auch ein größerer Kreis von Beobachtern die Vorgänge unter dem Mikroskop gleichzeitig verfolgen kann.

Besonders interessante Aspekte bietet die Fernsehmikroskopie bei der Verwendung von ultravioletten, also dem Auge nicht sichtbaren, Strahlen. Bislang mußten alle Bilder bei der UV-Mikroskopie auf dem Umwege über die photographische Platte gewonnen werden. Da jedoch die Photokathodenschicht der Fernsehkamera auch für Ultravioletstrahlen empfindlich ist, ergeben sich Möglichkeiten der direkten Beobachtung von Absorptionen im Objekt bei Bestrahlung mit Licht kurzer Wellenlänge. Da überdies auch die verschiedenen wichtigen Komponenten der lebenden Zelle, wie Eiweiße und Nukleinsäuren, sich durch unterschiedliche Absorption im UV auszeichnen, entstehen hier ganz neue Methoden der Zell-Photometrie. Bei einer Bestrahlung des Objektes mit Licht der Wellenlänge 2538 Ångstrom erscheinen in erster Linie die Absorptionsbilder derjenigen Strukturen, welche Nukleinsäuren enthalten. Bestrahlt man mit längerwelligem Licht, etwa um 4000 Ångstrom, so erhält man das bekannte lichtmikroskopische Bild. In Verbindung mit dem Kathodenstrahl-Oszillographen lassen sich außerdem typische Absorptionskurven von den Zellen aufnehmen (Abb. 2).

Noch in der Entwicklung befindet sich die Verbindung des Farbfernsehens mit der Mikroskopie.

Die Entwicklung der Fernseh-Mikroskopie ist im wesentlichen das Verdienst von Dr. L. E. FLORY, Dr. V. K. ZWORYKIN und Dr. R. E. SCHRADER von den Forschungslaboren der RCA (Radio Corporation of America, Princeton/New Jersey) und von Dr. PARPART von der Princeton Universität. Neuerdings haben sich auch die europäischen optischen Firmen mit der apparativen Entwicklung be-

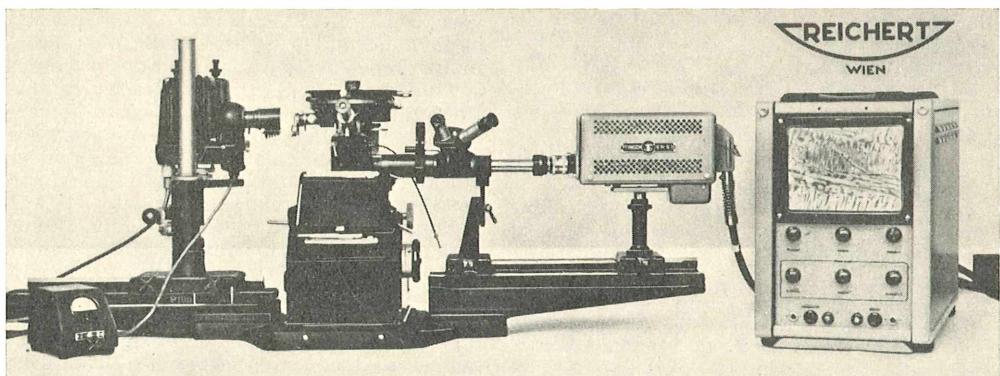


Abb. 4: Mikrofernseh-Einrichtung in Auflichtausstattung. Links das Reichert-Universal-Kamera-Mikroskop MEF mit Zweilampen-Aggregat Mercurius, in der Mitte die Fernseh-Kamera, rechts der Bildschirm. Auf dem Empfängergerät (Bildschirmgröße 29x23 cm) erkennt man das Bild eines perlitischen Gußeisens bei einer etwa 2000fachen Vergrößerung unter Verwendung eines Reichert-Achromatobjektivs 45/0, 65

beschäftigt: Die Firma C. Reichert/Wien hat in Verbindung mit dem Reichert-Universal-Kamera-Mikroskop und einer Pye-Fernsecheinrichtung (Pye Ltd. Cambridge) eine Mikrofernsecheinrichtung sowohl für Durchlicht (Abb. 3) als auch für Auflicht (Abb. 4) entwickelt. Die Firmen Carl Zeiss/Oberkochen und Siemens/Berlin haben ein Fernsehmikroskop geschaffen, das als Tischmikroskop allen Anforderungen genügt.

Die Fernseh-Mikroskopie (im englischen Sprachgebrauch: „television microscopy“) erweitert die Lichtmikroskopie bis zu einer linearen Vergrößerung von $5000 \times$ und gestattet außerdem die direkte Wahrnehmung ultravioletter Strahlen bei schwacher Objektbelastung. Sie ist daher als ein echter Fortschritt in der Entwicklung mikroskopischer Arbeitsmittel zu betrachten.

L iteratur

1. L. E. FLORY: The Television Microscope. Cold Spring Harbour Symposia of quantitative Biology, 16, 505-509 (1951)
2. F. GABLER: Ein Beitrag zur Fernsehmikroskopie. Microchimica Acta 1956, 635-644 (1956)
3. H. HASELMANN: Das neue Zeiss-Siemens-Fernsehmikroskop. Zeiss-Werkzeitschrift 6, 42-45 (1958)
4. D. LUTYENS: Science teaching by TV. The new Scientist, Febr. 1959, 335-337
5. A. K. PARPART: The Application of Television to Microscopy. Transactions of the American Microscopical Society 71, 311 (1952)
6. G. Z. WILLIAMS: Direct observation of cellular absorption by ultraviolet Television Microscopy. Journal of Histochemistry and Cytochemistry 5, 246-253 (1957)
7. V. K. ZWORYKIN and L. E. FLORY: Television in Medicine and Biology. Electrical Engineering 71, 40 (1952)
8. V. K. ZWORYKIN, L. E. FLORY and R. E. SCHRADER: Ultraviolet Television Microscopy. Nucleonics 25, Nr. 9, 150-152 (1952)

Kleine Mitteilungen

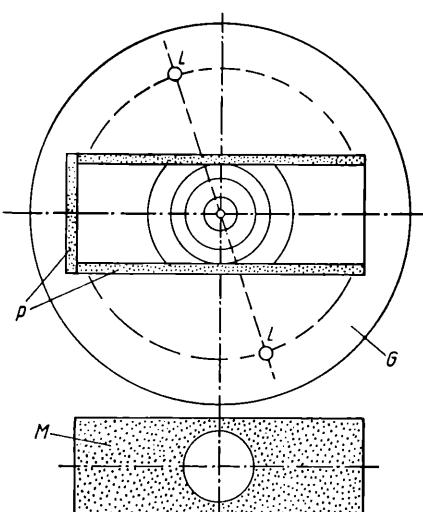
Ein praktisches Hilfsmittel für die Herstellung mikroskopischer Dauerpräparate

Für die Herstellung von Dauerpräparaten benutze ich das in der Skizze gezeigte Hilfsgerät, das nichts kostet und sich leicht herstellen lässt. Die Dauerpräparate, die nach dieser Methode hergestellt werden, sehen schon rein äußerlich schön aus, weil das Deckgläschen immer haargenau in der Mitte des Objektträgers sitzt, was besonders bei Lackumrandungen angenehm auffällt. Weitere Vorteile sind, daß die Vorrichtung auch auf der Drehscheibe zum Ziehen der Lackringe benutzt werden kann.

H e r s t e l l u n g : Auf der Grundplatte G (mit Zeichenpapier beidseitig beklebte Pappe) werden die Strichpunktlinien für den Mittelpunkt gezogen. Dann werden nach der Vorlage die Umrisstlinien des Objektträgers gezeichnet und einige Kreislinien gezogen. Um beim Auflegen der Ob-

jektgläser eine Führung zu haben, werden auf drei Seiten nach der Vorlage schmale Pappstreifen P aufgeklebt. Der Objektträger soll sich leicht bis zum Anschlag in diese Lehre einschieben und herausheben lassen, ohne zu klemmen. Bevor die Pappstreifen aufgeklebt werden, empfiehlt es sich, Platte und Pappstreifen zu lackieren. Soll das Gerät auch für die Drehscheibe benutzt werden, so wird die Grundplatte kreisförmig in der genauen Größe der Drehscheibe zurechtgeschnitten. Um den genauen Platz für die Löcher L für die Objektklammern zu finden, messen wir mit dem Zirkel auf der Drehscheibe vom Mittelpunkt bis zu einer Lochmitte die Entfernung und schlagen mit dieser Zirkelloffnung nach der Vorlage den gestrichelten Kreis. Da die Löcher für die Objektklammern nicht genau auf der senkrechten Mittellinie liegen dürfen, ziehen wir nach der Vorlage eine Hilfslinie (Strichlinie), die durch den Kreismittelpunkt gehen muß. Die Schnittpunkte mit der gestrichelt gezeichneten Kreislinie geben den Mittelpunkt für die Löcher. Die eingesetzten Objektklammern halten nun die Grundplatte des Hilfsgerätes unverrückbar fest. Die Maske M wird genau in der Größe des Objektträgers aus einem dünnen, zähen Karton (Heftdeckel) geschnitten und erhält in der Mitte einen Ausschnitt in der Größe und Form der verwendeten Deckgläschchen. Sie soll den Objektträger vor Verschmutzung durch das Einschlußmittel schützen und eine Führung beim Auflegen des Deckgläschen während der Herstellung des Präparats geben.

Fritz Kasimir,
Obermaiselstein über Oberstdorf



E i n einfaches Verfahren zur Gewinnung von Askosporenmassen bei Hefearten. Bei Versuchen, die Sporen von *Saccharomyces*-Arten in großer Zahl zu isolieren, stellte C. C. EMEIS von der Mikrobiologischen Abteilung des Instituts für Gärungsgewerbe in Berlin N fest, daß diese sich in dünnen, trockenen Häutchen an der Flüssigkeitsoberfläche ansammeln; diese ähneln sehr der Haut, die von *Kahmhaf* bekannt ist. Bei der Hautbildung scheinen lipophile Eigenschaften der Zell- bzw. Sporenoberfläche von Bedeutung zu sein. Jedenfalls gelang es dem Autor, auf Grund dieser Vorstellung ein einfaches Verfahren zur Trennung der Sporen von den vegetativen Zellen zu finden. Spo-

ruierende Hefekulturen wurden mit Glaspulver im Homogenisator behandelt. Durch Ausschütteln der dadurch freigesetzten Sporen mit Paraffin wurden diese vollständig in das Paraffin übergeführt und so von den noch übrigen Zellen und unzerstörten Asken getrennt. Die Suspension der Sporen, deren Keimfähigkeit nicht beeinträchtigt wurde, konnte direkt auf einem geeigneten Nährboden ausgeplattet werden. Durch diese Methode ist es möglich, mit einer einfachen Technik auch von schwach sporulierenden Hefen mit einem geringen Prozentsatz keimfähiger Sporen eine große Zahl von Einsporkulturen zu gewinnen, was besondere Bedeutung für genetische Untersuchungen an untergärigen Bierhefen hat.

(C. C. EMEIS, Die Naturwissenschaften 45, 441, 1958.)

Prof. Dr. W. J. Fischer

Ergänzung des Elektronenmikroskops durch ein neues Elektronenbeugungsgerät. Im Wernerwerk der Siemens & Halske AG., Berlin-Siemensstadt, wird dieses Zusatzgerät zum Erhitzen massiver Präparate ohne Verzerrung des Beugungsdiagramms durch das Magnetfeld des Heizelektronenstrahls in die Röhre des Instruments vom Typ ÜM 100 statt des normalen Projektivs eingesetzt. Die Einrichtung besteht außer verschiedenen Blenden- und Justierzurichtungen aus einer Beugungslinse hoher Brennweite, dem verstellbaren Tisch für Auflicht- und Durchstrahlungspräparate, der Heizvorrichtung und dem Entlader (für die beiden letzten ein eigenes Netzgerät) und einem Millivoltmeter zur Messung der Spannung der Thermoelemente; sie erlaubt vier Stufen der Strahlspannung. RIECKE schildert die Verwendung bei Beugungen durchstrahlter Objekte an Einkristallen und ausgedehnten Präparaten, wie bei streifendem Einfall und im konvergenten Bündel. Zur Anbringung der Präparate und der Anordnung des Heizelektronenstrahlers dient ein verstellbarer Spezialtisch. Weitere Erläuterungen betreffen den Gebrauch der Heizvorrichtung, die Abbildung von Streulektroden und die Entladung im streifenden Einfall getroffener Präparatoberflächen.

(W. D. RIECKE, Z. wiss. Mikrosk. 63, 427—449, 1958.)

H. H. Pfeiffer

Verarbeitung schwer schneidbarer, dotterhaltiger Gewebe. Die Versuche gingen von der Bearbeitung von Eierstöcken und sich entwickelnden Eiern von vier Schlangen und zwei Vögeln aus, wurden aber auch ausgedehnt auf Haut- und Narbengewebe von Maus und Meerschweinchen und verkalkte Hautplatten einer Brasilianischen Kröte und andere Objekte. So wurde folgende Technik gefunden: Nach Fixieren (24 Std.) in einer Mischung aus 85 Teilen mit Pikrinsäure gesättigter Dioxanlösung + 10 Teilen 37—40% Formaldehyd + 5 Teilen konzentrierter Ameisensäure wird die Pikrinsäure mehrmals mit Dioxan ausgewaschen und je nach Größe des Objekts in drei bis fünf 3-stündigen Bädern in 2-äthoxy-äthanol entwässert. Zwecks guter Durchdringung müssen die Objekte dann bei 30° C 12 Std. in 2% Lösung von Celloidin bleiben, bevor sie in drei 4-stündigen Bädern in Benzol aufgehellt werden. Dann erfolgt unter hohem Druck die Einbettung in Mischung aus Paraffinwachs und Ceresin (54° C), das Aufblocken und Zuschneiden, und nach nochmaliger Aufbewahrung (12 Std. bis einige Tage) in 5% Tergitol-Ätherdiol kann das Schnitzen beginnen.

(I. GRIFFITHS und M. E. CARTER, Stain Techn. 33, 209—214, 1958.)

H. H. Pfeiffer

Eine Modifikation der Bielschowsky-Methode für periphere Nervenfasern. Die Bielschowsky-Gros-Methode der Versilberung besitzt eine

ganze Anzahl Tücken, die den mit der Methode nicht vertrauten häufig unliebsame Überraschungen erleben lassen. Die Verfasser glauben, daß auch Ungeübtere mit ihrer Modifikation leichter zum Ziel kommen. Durchführung der Färbung: Fixierung in Formol 1:4, 2 Wochen; Gefrierschnitte, ohne den Block vorher zu wässern; Auffangen in aqua dest. (5 Minuten); in unverdünnte Pyridinlösung übertragen, 1—2 Tage. Auswaschen der Schnitte in mindestens 8 Portionen aqua dest., Einlegen in 40%ige Silbernitratlösung, 40 Minuten; kurz in aqua dest. ein-tauchen, dann solange in ammoniakalischer Silberlösung liegen lassen, bis die Schnitte kräftig braun gefärbt sind; in verdünnte Essigsäurelösung (6 Tropfen Eisessig auf 20 ccm aqua dest.), mindestens 5 Minuten. Reduktion in Formollösung: Je nachdem, ob die Nervenfasern bereits gut sichtbar sind oder nicht, nimmt man eine stark verdünnte Lösung (ein Teil Formalinlösung DAB 6 auf 20 ccm aqua dest.) oder weniger verdünnt (ein Teil Formalinlösung auf 10 ccm aqua dest.). Kurzes Waschen (2—5 Sek.) in aqua dest. Vergolden: Zu 20 ccm aqua dest. so lange Zufügen von 1%iger Goldchloridlösung, bis das Wasser leicht gelb gefärbt ist. Die Schnitte bleiben in dieser Lösung, bis sie rötlich-violett erscheinen (10—20 Minuten); Fixieren in 5%iger Natriumthiosulfatlösung, 30 Sekunden. Wässern, aufsteigende Alkoholreihe, Karbol-Xylool, Xylool und Einschließen in Balsam. Die zur Herstellung der Lösungen verwendeten Chemikalien müssen p. a. Qualität besitzen.

M. SCHEFTHALTER und A. MAYET: Mikroskopie 12, 298—301 (1957).

Dr. W. Hoefke

Der Feinbau der Plastiden von Rhopalocystis oleifera. Die Plastiden dieser Alge der Chlorococcales-Ordnung zeigten elektronenoptisch laminaire Struktur; als Dicke der Laminae wurde 100 Å gemessen. Die einzelnen Laminae lagern grundsätzlich flächenparallel. Die Abstände zwischen ihnen sind nicht ganz gleichmäßig, vorausgesetzt, daß dies nicht durch Präparationsartefakte vorgetäuscht wird. Die Lamellen zeigen Neigung zu Bündelung, d. h. zur Bildung einzelner Lamellenlagen. Eine ausdifferenzierte Plastidenmembran war elektronenmikroskopisch nicht nachweisbar. (B. SCHUSSNIG, Arch. f. Mikrobiol., 31, 379—387, 1958). Dr. Döll, Würzburg

Zur mikrotechnischen Verarbeitung von Rotalgematerial

Ziel der Untersuchungen war die Darstellung auch empfindlicher Strukturen, zumal der Chromosomen. Fixiert wurde 1/4—24 Std. meist mit einer Mischung aus Eisessig + absolv. Methylalkohol (1:3) oder Essigsäure + Methylalkohol + Chloroform (1:6:3 oder 3:6:1). Zur Kerndarstellung eignet sich auch die leicht auswaschbare Mischung von Formalin - Essigsäure - Alkohol (1:2:12). Vor dem Waschen in Wasser muß sonst die Durchführung durch 70-, 50- und 30%ige Alkohol (jeweils 15—30 Min.) empfohlen werden. Gebeizt wurde je nach der Natur des Materials 1/2—60 (meist 30) Min. mit 0,5—5 (meist 1) %iger Eisen-Ammoniumsulfatlösung. Das Beizmittel wurde so lange ausgewaschen, wie das Beizen gedauert hatte. Unter Quetschen des Präparats wurde mit Karmin-Essigsäure gefärbt, der auf je 10 ml ein Tropfen gesättigter Ferriacetatlösung zugesetzt war; Überfärbung kann durch Zufügung einiger Tropfen 45%iger Essigsäure oder durch Überschwemmen mit 1%igem Essigalau behoben werden. Mannigfache Beobachtungen und Zählung der Chromosomen von Arten aus 11 Gattungen belegen die Brauchbarkeit des Verfahrens.

(A. P. AUSTIN, Stain Techn. 34, 69—75, 1959.)

H. H. Pfeiffer

KOSMOS UND SCHULE

Lehrer aller Schulgattungen wissen die Beiträge, Bilder, die Bücher und Lehrmittel des KOSMOS für die Berufsforschung und für die Gestaltung eines lebensnahen Unterrichts fruchtbar zu machen. Dr. Heinz-Günter Klose hat es seit Jahren übernommen, Veröffentlichungen aus dem KOSMOS und dem MIKROKOSMOS nach Sachgebieten geordnet zusammenzustellen und mit dem besonderen Blickpunkt auf ihre Verwertung für die Schule zu referieren. Der Verlag hat diese Berichte auch als Sonderdruck herausgegeben. Diese Sonderveröffentlichung auf einseitig bedruckten Blättern gibt Gelegenheit, die einzelnen Referate auf Karteikarten zu kleben und nach eigenem Belieben zu ordnen, so daß es für jeden Fall der Praxis leicht ist, den betreffenden Aufsatz aus dem KOSMOS oder dem MIKROKOSMOS ausfindig zu machen. Die Referate „Kosmos und Schule“ für den Jahrgang 1958 liegen jetzt als Sonderdruck vor und können unter gleichzeitiger Einsendung des Betrages von DM 2,— (in Briefmarken) bestellt werden. Aus Platzgründen soll die Zusammenstellung „Kosmos und Schule“ künftig nicht mehr im KOSMOS abgedruckt werden. Sie wird aber nach wie vor ausgearbeitet und soll jeweils nach Abschluß eines Jahres den Mitgliedern gegen Erstattung der Selbstkosten angeboten werden. Wir bitten Interessenten schon jetzt — unverbindlich — sich zu melden, damit der voraussichtliche Bedarf geschätzt werden kann.

Bücherschau

H. Pitschmann, H. Reisigl (Text), H. Schiechtal (Bilder): Bilder-Flora der Südalpen vom Gardasee zum Comer See. 278 Seiten mit 178 farbigen Abbildungen auf 32 Tafeln, 219 schwarzen Abbildungen auf 32 Texttafeln und 11 Abbildungen im Text und auf 4 Kunstdrucktafeln. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1959, Ganzln. DM 28,50.

Jedes Jahr zieht die unvergleichliche Szenerie der Südalpenlandschaft zwischen Comer See und Etschtal Hundertausende in ihren Bann. Sehr viele Besucher sind botanisch interessierte Naturfreunde, die gerne einen tiefen Einblick in die einzigartige Flora des Gebietes gewinnen möchten, in dem sich mediterrane und submediterrane Elemente mit ausgesprochen alpinen, darunter nicht wenigen Relikten, mischen. Ihren Bedürfnissen wie denen der eigentlichen Floristen entspricht das vorliegende Werk, das aus der Feder von zwei einstigen Schülern des bekannten Innsbrucker Botanikers Prof. Dr. H. Gams in Zusammenarbeit mit einem sachkundigen Künstler hervorgegangen ist.

Der einleitende Teil bietet einen guten Überblick über Geologie und Landschaft, Klima, Florengeschichte und Vegetationsstufen des Gebietes und macht Vorschläge für lohnende Exkursionen insbesondere in der näheren und weiteren Umgebung des Gardasees. Rund 215 Seiten sind der Flora selbst gewidmet. Sie enthalten Bestimmungsschlüsse für fast sämtliche Gattungen und alle wichtigeren Arten der im Gebiet vorkommenden Farne und Samenpflanzen, wobei allerdings die Kenntnis der Familienmerkmale vorausgesetzt wird. Wer sich die Mühe des Bestimmens nicht machen will, kann viele Gewächse an den meist gut wiedergegebenen Bildern erkennen (die Orchidee *Serapias vomeracea* ist im allgemeinen viel schöner, als nach dem Farbbild auf Tafel 14 anzunehmen wäre). Aus den Südlandreisenden wohl besonders interessierenden Familie der Palmen z. B. sind fünf Gattungen mit zusammen sechs Arten behandelt, vier davon sind durch klare Naturaufnahmen dargestellt. Dieses Beispiel deutet an,

dass das sehr gut ausgestattete Buch auch den Besuchern weit südlicher gelegener Teile Italiens wertvolle Dienste leisten kann.

Prof. Dr. W. J. Fischer

D. Mücke: Einführung in mikrobiologische Bestimmungsverfahren. 2. Aufl., VEB Georg Thieme, Leipzig 1957, Geb. DM 15,45.

Kaum ein analytisches Verfahren hat so schnell die bis dahin gebrauchte Methodik verdrängt wie die mikrobiologische Bestimmung der Vitamine der B-Gruppe und Aminosäuren. Beweis hierfür ist, daß die 1954 herausgekommene „Einführung in mikrobiolog. Bestimmungsverfahren“ schon Ende 1957 in 2. Auflage vorlag. — Das starke Interesse an diesen Methoden ist leicht erklärlich: Die frühere Testmethode für B-Vitamine erforderte eine große Zahl von Versuchstieren und relativ große Mengen von Testmaterial. Die Versuchszeiten waren lang und die Schwankungsbreite groß, ganz abgesehen vom Aufwand der Versuchstierzahltung und -pflege. Demgegenüber ist bei den mikrobiologischen Testverfahren der Aufwand stark zusammengezurückgegangen, und das Versuchsergebnis liegt meist schon nach 12 Stunden vor. Darüberhinaus ist auch die Genauigkeit groß. Die meisten Verfahren sprechen schon auf kleinste Substanzmengen an.

Die 2. Auflage ist hauptsächlich hinsichtlich Routine-Bestimmungsverfahren ergänzt worden. Das Buch gliedert sich in folgende Kapitel: Prinzip des Mikroaltestes, Testorganismen, Stammhaltung, Testmedien, Aufbereitung des Testmaterials, Auswertung, Instrumente und Glasgeräte, Bestimmung der Vitamine des B-Komplexes, Bestimmung der Aminosäuren, Schlußbemerkung. Tabellen, ausführlicher Literaturnachweis und Sachregister beschließen den Band. Druck und Papier sind sehr gut. Wie die erste Auflage, wird auch die zweite in jedes Labor Eingang finden, das mit mikrobiologischen Bestimmungsverfahren arbeitet.

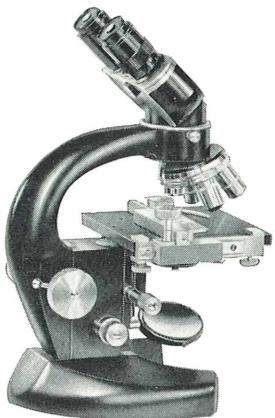
Dr. H. H. Dittrich

KARL KAPS

Mikroskop

KB 1

für viele Verwendungszwecke, handliche
Einstellung. Hohe optische Leistung!
Verlangen Sie unsere Liste



KARL KAPS
Optik-Feinmechanik-Gerätebau
Asslar b. Wetzlar

Aus einem Nachlaß zu äußerst günstigen Bedingungen: Mehrere Jahrgänge Mikrokosmos, Zeitschr. für Naturforschung, Zeitschr. für wissenschaftl. Mikroskopie, Aquarien- u. Terrarienkunde; Bücher über Mikroskopie, Naturforschung, Physik u. m. — Angebote unter M 128

Alles für das Mikrolabor

Vom Deckgläschchen bis zu kompletten Präparatoreihen, von der Pinzette bis zu den für die Verarbeitung Ihrer Präparate nötigen Chemikalien hat die Abteilung Kosmos-Lehrmittel alle Hilfsmittel und Geräte für Sie bereit. Verlangen Sie unverbindlich unsere Prospektzusammenstellung „Alles für das Mikrolabor“

FRANCKH-VERLAG, Abt. Kosmos-Lehrmittel,
Stuttgart O, Pfizerstraße 5—7

Mikroskope

für Schulen, Institute, Forscher, Wissenschaftler und Studierende. Hochwertige Markenqualität, vollkommene technische Funktion und erstklassige Präzisions-Optik. 1 Jahr Garantie. Ab 88,- DM, bar 3% oder Teilzahlung. Prospekte unverbindlich. Schreiben Sie an: Opt. Inst. G. K. E. Schröder Hausfach A 30, Hamburg 36, Dammtorsstr. 22



Biete **Foraminiferen-Präparate.**
Suche Präparate von marinem **Plankton-**
organismen, bes. von Crustaceen.

G. Göke, Hagen/Westfalen, Neumarktstraße 2

KOSMOS- WÄRMESCHRANK

Im Labor ist heute ein Brutschrank für die Züchtung von Bakterien, Hefen, Pilzen und anderen Mikroorganismen, sowie zur Paraffineinbettung bei histologischen Untersuchungen unentbehrlich. Der neue KOSMOS-Wärmeschranks erfüllt beide Zwecke. Er ist handlich, zuverlässig im Gebrauch und vielseitig verwendbar. Preis DM 198,-. Ausführlicher Prospekt L 326 auf Wunsch.

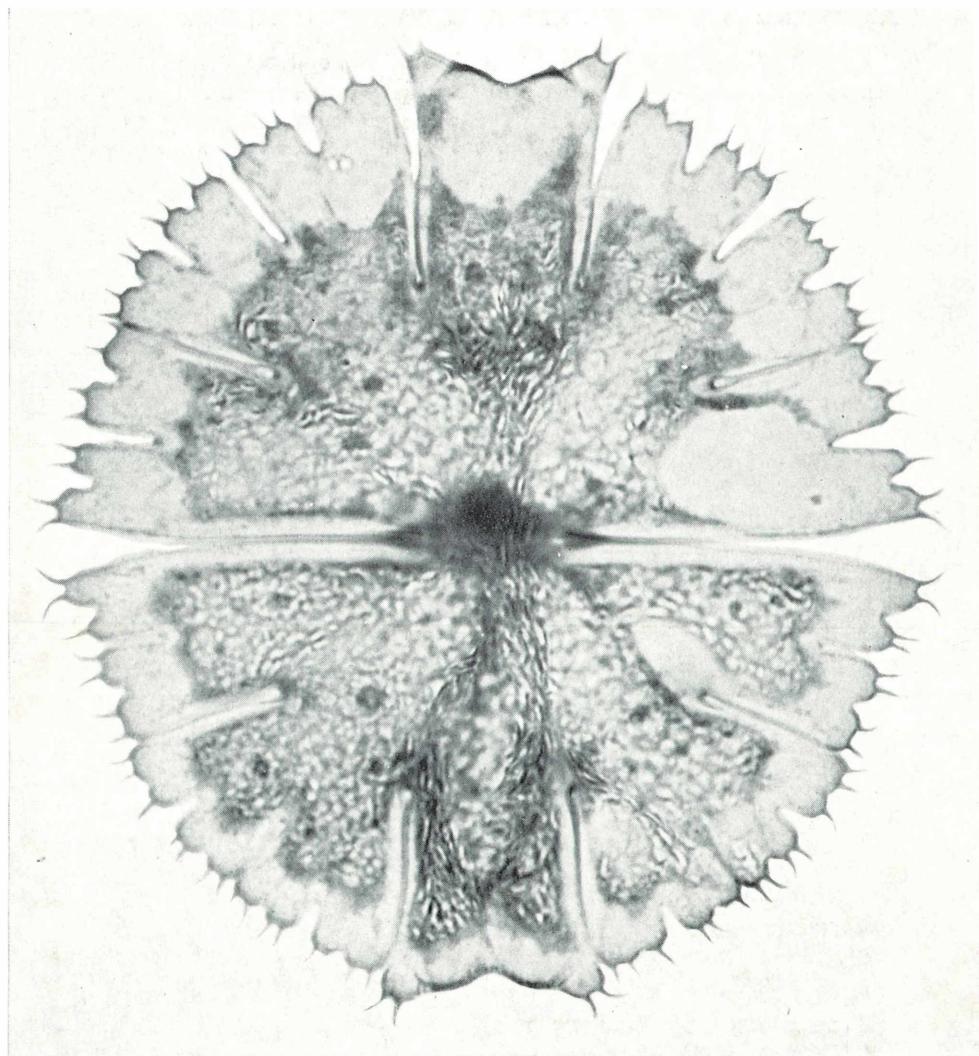
Für Paraffineinbettung
und zur
Bakterienzüchtung



**FRANCKH'SCHE
VERLAGSHANDLUNG**
Abt. KOSMOS-Lehrmittel, Stuttgart O

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart,
der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft
Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft
Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

Haenel, Dr. H.: Der menschliche Körper als Heimstätte eines Mikrokosmos	225
John, K.: Wege zur Herstellung dünner Mikrotomsschnitte	232
Bremen, W. v.: Über die Merkwelt der Protozoen	236
Mikroskopie in der Schule	
Heiligmann, Dr. W.: Die Anatomie des Blattes	240
Zur Einführung in die Mikroskopie	
Knoll, J.: Mikroaufnahmen ohne Fotoapparat	244
Dietz, Dr. H.: Fruchtblätter und Samenanlagen bei bedecktsamigen Blütenpflanzen	246
Winke fürs Labor	
Freytag, Dr. K.: Ein Aufsattring für Analysator und Kompen-satoren zur Arbeit im polarisierten Licht	251
Ant, H.: Die Verwendung von Eukitt zur Herstellung von mikro-skopischen Dauerpräparaten	253
Kleine Mitteilungen	
Bücherschau	3. Umschlagseite
Umschlagsbild: Die Zieralge (Desmidiacee) <i>Micrasterias</i> . Aufnahme: Dr. Fritz Bode.	

Mikroskope

für Schulen, Institute, Forscher, Wissenschaftler und Stu-dierende. Hochwertige Markengüte, vollkommene tech-nische Funktion und erstklassige Präzisions-Optik. 1 Jahr Garantie. Ab 88,- DM, bar 3% oder Teilzahlung. Prospekte unverbindlich. Schreiben Sie an: Opt. Inst. G. K. E. Schröder Hausfach A 30, Hamburg 36, Dammtorstr. 22



Chemikalien und Anleitungsbücher
für Mikroskopie abzugeben.

BINDER, Fellbach, Trollingerweg 18

ANLEITUNGEN FÜR DAS MIKROSKOPIEREN

Dr. Fritz Bode: MIKROPHOTOGRAPHIE FÜR JEDERMANN

78 Seiten mit 78 Abbildungen, Großformat. Kartoniert DM 8.80
Optische und technische Grundlagen der Mikrophotographie sind hier so erläutert, daß sie — auch ohne physikalische Vorkenntnisse — jedem eingehten, der als Liebhaber oder Studieren-der mit einfachen Hilfsmitteln Mikrophotographien anfertigen will.

Max Mayer: KULTUR UND PRÄPARATIONEN DER PROTOZOEN

83 Seiten mit 5 Abbildungen, Großformat. Kartoniert DM 8.75
Der Band bringt vielerlei Hinweise auf erprobte Methoden spezieller Protozoen sowie für die Behandlung pflanzlicher Mikroorganismen.

Otto Zach: DIE ANATOMIE DER BLÜTENPFLANZEN

115 Seiten mit 154 Abbildungen, Großformat. Kartoniert DM 7.50
Aus reicher Erfahrung und mit didaktischem Geschick gibt der Verfasser viele praktische Hin-weise für das Sammeln von geeignetem Untersuchungsmaterial, für das Fixieren und Konser-vieren, das Schneiden und Färben. Im 2. Teil des Buches werden die biologischen Vorgänge systematisch untersucht und erklärt.

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

Der menschliche Körper als Heimstätte eines Mikrokosmos

Von Helmut Haenel, (Institut für Ernährung an der Deutschen Akademie der Wissenschaften in Berlin)

In diesem Bericht soll von einem „Mikrokosmos“ die Rede sein, über den nur wenig bekannt ist und der doch jeden einzelnen Menschen unmittelbar betrifft. Fast alle mit der Außenwelt in Verbindung stehenden Oberflächen unseres Körpers sind von Mikroorganismen besiedelt. Das gilt sowohl für die Haut, die den Körper nach außen hin schützt; das gilt ebenso für die Schleimhäute, welche die Körperhöhlen auskleiden (Mund-, Rachen- und Nasenhöhle, Verdauungskanal, Scheide, Harnröhre u. a.).

Vor der Geburt lebt der werdende Mensch im Uterus der Mutter unter keimfreien Verhältnissen. Die Abwehrkräfte der Mutter verhindern, daß Bakterien und andere Mikroorganismen sich Zugang zum Embryo verschaffen. Nur bei Krankheiten treten Ausnahmen auf.

Im Moment der Geburt setzt aus der Umgebung eine ungehemmte Invasion von Keimen auf den Neugeborenen ein, die aus den Geburts- und Verdauungswegen der Mutter, von den Händen der Pfleger, aus Badewasser, Nahrung und Luft stammen. Es wäre nun denkbar, daß die zuerst oder in besonders großen Mengen auf das Kind übertragenen Keime sich sofort festsetzen und damit auch ihre spätere Zusammensetzung bestimmen. Dann müßten z. B. durch Kaiserschnitt entbundene Kinder andere Keime beherbergen als normal entbundene. Tatsächlich aber verfügt der Organismus über die Fähigkeit der Auswahl. Nur ganz bestimmte Keimarten können sich ansiedeln, auf dem Körper vermehren und über lange Zeiträume, über das ganze Leben, vorherrschend bleiben.

Dabei ist die Besiedlung des menschlichen Körpers nicht ungeordnet und regellos, sondern sie hat ihre eigenen Relationen, die allerdings mit einer gewissen Variationsbreite behaftet sind.

Jedes neugeborene Kind bildet aus der regellosen Invasion von Umweltbakterien je nach Art der Nahrung in wenigen Tagen eine für Muttermilch oder Flaschen-nahrung typische Darmflora aus. Jedes

Brustkind überall auf der Welt hat — vermutlich unabhängig von Rasse, Klima oder geographischer Lage seiner Heimat — den gleichen Darmfloratyp. Wahrscheinlich haben auch Brustkinder schon vor Jahrtausenden diese gleiche Muttermilchflora beherbergt.

Diese Konstanz in der Zusammensetzung bakterieller Lebensgemeinschaften am menschlichen Körper gilt allgemein und

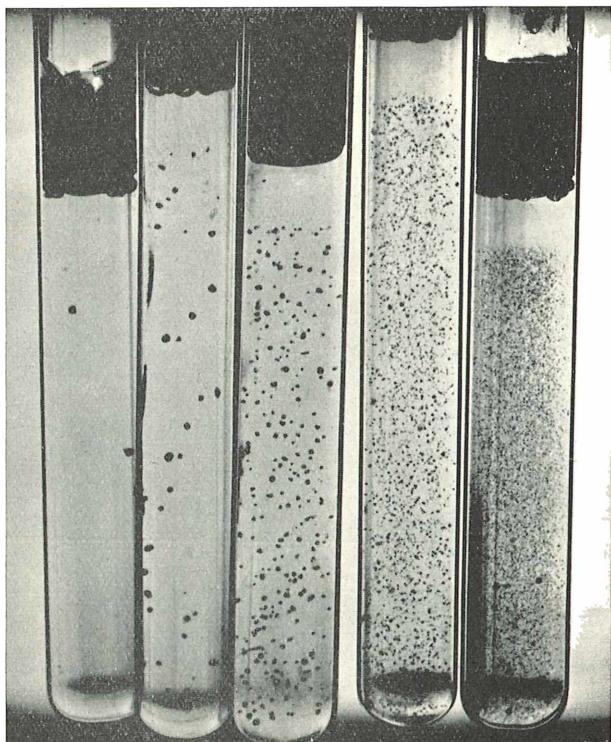


Abb. 1: Anaerobe Kultivierung fallender Konzentration (von rechts 1:100 000 bis 1:1 Milliarde) von Faecesaufschwemmungen in Flachröhren (Abmessung 160x16x4 mm). 0,5 ml Faecesverdünnung wird mit 5 ml des verflüssigten und auf 38° C abgekühlten Agarnährbodens vermischt und diese Mischung in die Röhren eingefüllt. Die Röhren werden mit Glaskappen bedeckt. Laktobazillennährboden mit anaerob wachsenden Kolonien, an der Hemmzone am oberen Rand erkennbar. (Die schwarzen Zonen sind Paraffin, das nach der Bebrütung aufgegossen wurde.)

grundsätzlich. Jeder gesunde Mensch, ob Flaschenkind, Kleinkind oder Erwachsener, besitzt den gleichen Darmfloratyp. Wir sprechen von mikroökologischen Beziehungen. („Ökologie“ ist ein von HAECKEL geprägter Ausdruck; er bezeichnet die Lehre von natürlichen, durch gleichartige Umgebungsbedingungen geprägten Lebensgemeinschaften.)

Diese mikroökologischen Gesetze gelten ferner nicht nur für die Darmflora, sondern allgemein für bakterielle Lebensgemeinschaften des menschlichen (und des tierischen) Körpers. Jeder Standort hat dabei seine eigene, nur für ihn typische Keimbesiedlung. Mit geeigneten Züchtungsverfahren kann man die einzelnen Siedlungsgebiete an Zahl und Art der daran beteiligten Keime erkennen.

Dabei sind Magen und Dünndarm keimarme, im Fasten vermutlich keimfreie Gebiete. Die Nahrung soll offenbar ohne wesentliche Beteiligung von Mikroorganismen verdaut und resorbiert werden. Auch die Lidbindehäute, die Schleimhäute des

Augen bestehen, daß aber verschiedene Menschen am gleichen Standort grundsätzlich den gleichen Typ beherbergen. Die Dickdarmflora ist überall gleichartig zusammengesetzt, sofern es sich um gesunde und voll funktionstüchtige Menschen handelt. Das gleiche gilt aber auch für die Bakterien in der Vagina, im Speichel, im Gehörgangsschlund oder auf irgendeinem anderen Organ.

Um die Größenverhältnisse zu veranschaulichen, sei folgender Vergleich gestattet:

Der Durchmesser unserer Erde beträgt 12,8 Millionen Meter, der Mensch ist bis zu 2 m groß. Das Verhältnis liegt bei etwas über 1:1 Million. Bakterien sind um 1μ (Mikron = 0,001 mm) groß; nach diesem Maßsystem misst der Mensch 2 Millionen μ . Auch hier ist das Verhältnis etwa 1:1 Million.

Es bestanden bisher sehr unzulängliche Vorstellungen, wie diese mikrobiellen Lebensgemeinschaften qualitativ und quantitativ zusammengesetzt sind. Die Forschung hat dieses Arbeitsgebiet vernachlässigt. Auch die Ursachen, welche die Zusammensetzung dieser Bakteriengemeinschaften kontrollieren, sind unbekannt.

Dementsprechend ist auch die Frage nach der Bedeutung der Körpermikroben für den Menschen bisher nicht zu beantworten. Sind sie für unsere Existenz lebensnotwendig, sind sie schädlich oder leben sie in einer ähnlichen Gemeinschaft mit uns wie Stubenfliegen, die im Haushalt schmarotzen, kleinen Schaden anrichten, aber auch nichts nützen (abgesehen von der Möglichkeit gelegentlicher Infektionsübertragung)?

Man hat sich frühzeitig mit dieser Frage befaßt. PASTEUR, einer der Väter der Mikro-

biologie, hielt es für möglich, daß wir ohne Bakterien nicht leben können. Der Streit um diese Frage war lange ungelöst und in den Lehrbüchern findet sich bis auf den heutigen Tag die Behauptung, daß der Mensch ohne Darmbakterien nicht leben könnte.

Diese Ansichten gehen auf Versuche von SCHOTTELIUS zurück, der Ende des vergangenen Jahrhunderts Küken ohne jeden Kontakt mit Mikroorganismen einige Zeit aufziehen konnte. Dazu wurden die Eierschalen vor dem Schlüpfen der Küken sterilisiert, die steril geschlüpften Küken in komplizierten Kästen aufgezogen, die den Zutritt von Mikroben ausschlossen. Die

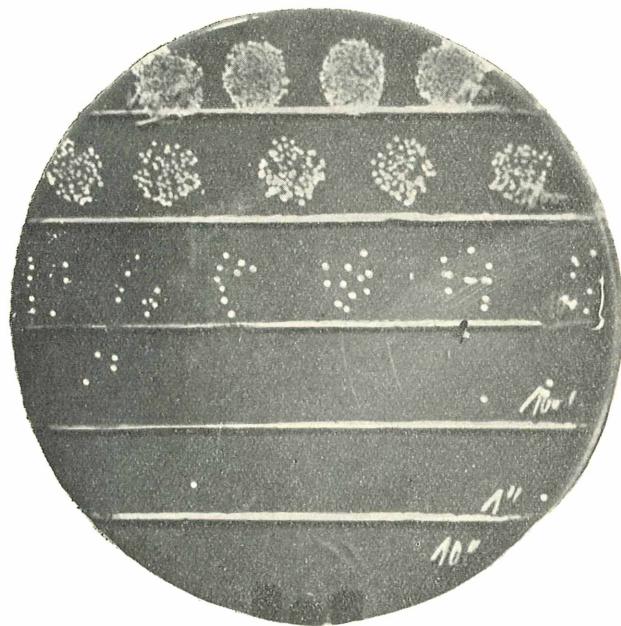


Abb. 2: Aerobe Kultivierung fallender Konzentration (1:100 bis 1:10 Millionen) von Faecesaufschwemmungen nach dem Tropfverfahren (je Tropfen 0,05 ml) auf großen Petrischalen (20x2 cm). Coli-Kultur auf einem Selektivnährboden

Augen, sind keimarm, dem Organismus sind Bakterien hier ebenfalls unerwünscht. Die trockene, kühle und nährstoffarme Haut ist bereits etwas zahlreicher besiedelt, jedoch wesentlich spärlicher als Mund- oder Nasenhöhle. In der Vagina, besonders aber im Dickdarm sind die Lebensbedingungen für Mikroben besonders günstig. Hier herrschen bei Temperaturen von 35 bis 40 °C feuchte und nährstoffreiche Milieuverhältnisse, die dem Stoffwechsel und der Vermehrung von Mikroben ausgezeichnete Voraussetzungen liefern.

Es ist interessant, daß am gleichen Körper von Standort zu Standort sehr verschiedene bakterielle Lebensgemeinschaf-

Tiere gingen jedoch nach einiger Zeit zu grunde, nur einige mit Colibakterien infizierte Tiere blieben am Leben. Danach schien sicher zu sein, daß Küken ohne Bakterien nicht leben können. Wir müssen jedoch heute annehmen, daß die Tiere mit einer Vitaminmangelkost ernährt wurden, da man seinerzeit von Vitaminen noch nicht viel wußte. Die Tiere starben an den Folgen eines Vitaminmangels, sofern nicht durch Körperbakterien hergestellte Vitamine zur Verfügung standen.

In späteren Versuchen ist es dagegen gelungen, Ratten, Mäuse, Hühner, Meerschweinchen und andere Tiere keimfrei aufzuziehen. Man hat Ratten und Mäuse mehr als zehn Generationen frei von jeder Form mikroskopischen Lebens halten können. Sofern die Nahrung der Tiere vollwertig ist, gedeihen die Tiere ebenso gut wie Kontrolltiere, die sich unter üblichen Verhältnissen befinden. Auf jeden Fall sind sie vor jeder Form der Infektion geschützt, sie sind ferner geruchlos oder riechen nur nach ihrem Futter.

Danach ist zu schließen, daß die Körperbakterien für den Menschen nicht lebensnotwendig sind.

Nun kann natürlich ein Mensch nicht unter den ausgeklügelten Bedingungen leben, wie sie bei der Aufzucht keimfreier Tiere unerlässlich sind. Wir können uns von unseren Körperbakterien nicht trennen. Vom Moment der Geburt bis zum Tode sind wir mit ihnen verbunden und es gibt keine Methode, um sie zu entfernen. Auch die modernen Antibiotika sind dazu nicht imstande. Mehr als eine vorübergehende Keimarmut etwa des Darms ist nicht zu erzielen; in kurzer Zeit sind die Bakterien in üblichen Mengen wieder vorhanden.

Nun ist bekannt, daß es unter einer Therapie mit antibiotischen Mitteln — allerdings außerordentlich selten — zu Störungen der Körperflora kommen kann, die nicht immer unbedenklich sind. Verglichen mit den unzähligen Fällen, in denen Antibiotika lebensrettend wirken, sind solche Beobachtungen zwar sehr selten, aber doch von praktischer Bedeutung.

Es wurde behauptet, daß die Ursache für diese Störungen in der Vernichtung der normalen Darmflora durch das Antibiotikum läge. Die Bakterien könnten ihre physiologischen Funktionen (Produktion von Vitaminen, Mithilfe bei der Verdauung, Abwehr von Infekten u. a.) nicht mehr erfüllen.

Wir sind gegenüber diesen Behauptungen von der nützlichen Wirkung der Darmflora sehr skeptisch. Eine grundsätzliche Versorgung mit Vitaminen aus dem Dickdarm ist unwahrscheinlich, sonst wären ausgedehnte Vitaminmangelkrankheiten wie Beri-Beri oder Pellagra nicht möglich. Eine Mithilfe bei der Verdauung ist ebenfalls

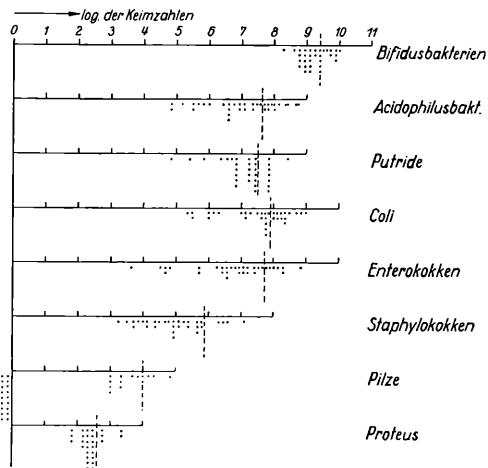


Abb. 3: Faekalflora von gesunden Erwachsenen bei Mischkost. 32 Analysen an 8 Personen. Angaben der Keimzahlen je g Faeces. Die Punkte geben die Einzelwerte, die gestrichelten Linien die Mittelwerte der Keimzahlen an. Alle Zahlen sind als ihre Logarithmen eingesetzt.

unwahrscheinlich, da sich der Dünndarm gegen ein Aufsteigen von Dickdarmbakterien zu schützen trachtet. Über das Angehen eines Infektes entscheidet schließlich nicht die Darmflora, sondern die Resistenz eines Organismus.

Wir deuten daher die Zusammenhänge anders. Durch die antibiotische Therapie kann es zur Störung der mikroökologischen Balance, des ausgewogenen und harmonischen Gleichgewichts kommen, das zwischen dem menschlichen Körper und sei-

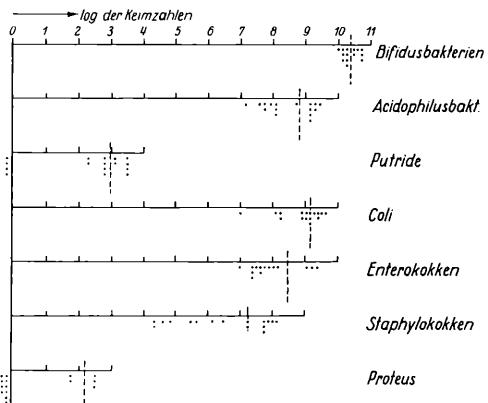


Abb. 4: Faekalflora von Brustkindern bei reiner Muttermilchnahrung. 16 Analysen an 4 Kindern. Angaben der Keimzahlen je g Faeces. Als wesentlicher Unterschied zur faekalen Mikroökologie des Erwachsenen imponiert die Reduzierung der Fäulniskeime. Die Punkte geben die Einzelwerte, die gestrichelten Linien die Mittelwerte der Keimzahlen an.

nen mikroskopischen Partnern besteht. Bestimmte Bakteriengruppen verschwinden oder treten stark zurück, andere, ebenfalls normale, aber sonst in der Minderheit befindliche Darmbewohner, nehmen stark zu und herrschen vor. Auf dem Boden einer derartigen Umstimmung kann dann in seltenen Fällen der Organismus die Kontrolle über seine Partner verlieren, die Unordnung an Stelle der Ordnung führt durch schädigende Stoffwechselprodukte der Bakterien zu Störungen.

Hier sei noch kurz auf die Verwendung sehr geringer Mengen von Antibiotika in der Tierernährung verwiesen. Junge Schweine, Küken und Kälber wachsen besser und benötigen weniger Futter für den Fleischansatz, wenn ihr Futter sehr geringe Mengen eines Antibiotikums ent-

Wir bevorzugen die Aufgliederung eines natürlichen Bakteriengemisches mit Hilfe von verschiedenen selektiven oder indikativen Nährböden. Dazu eignen sich Nährböden, auf denen nur einzelne Keimarten wachsen, während alle anderen durch Zusatz von Hemmstoffen oder Bebrütung bei bestimmten Temperaturen unterdrückt werden. Oder es werden Indikatoren zugesetzt, mit denen Fermentwirkungen bestimmter Bakterienarten zu erkennen sind. Wichtig ist dabei nicht nur der qualitative, sondern besonders der quantitative Nachweis, um die Anzahl Bakterien je g Material zu erhalten. Vermutlich sind zahlreich auftretende Bakterien von größerer Bedeutung als die in geringen Mengen auftretenden.

Aus diesen Überlegungen verwenden wir eine Reihe sehr verschiedenartiger Nährböden kombiniert mit quantitativen Züchtungsmethoden.

Wer sich die Mikrobiologie zum Steckenpferd erwählt hat, wird im allgemeinen nicht über die Möglichkeiten verfügen, die bakteriellen Lebensgemeinschaften etwa des eigenen Körpers sehr weitgehend aufzugliedern. Doch ist es möglich, bestimmte Bakteriengruppen selektiv herauszuzüchten, die besonders interessieren. Zur Untersuchung eignen sich u. a. Speichel, Gehörgangssekret, Scheidensekret, Hautabstriche und Stuhl.

Die außerordentlich hohen Bakterienzahlen machen es erforderlich, diese Sekrete und Exkrete stark zu verdünnen. Stuhl muß bis etwa 1:100 Millionen, Speichel und Scheidensekret bis 1:10 Millionen, Ohrenschmalz und Schweiß bis 1:1 Million verdünnt werden.

Beim Stuhl wird z. B. 1 g in der hundertfachen Menge Wasser aufgeschwemmt, davon 1 ccm mit 9 ccm Wasser weiter verdünnt (= 1:1000), davon wiederum 1 ccm mit 9 ccm Wasser usw., bis die erwünschte Endkonzentration erreicht ist. Anstelle von Wasser ist physiologische Kochsalzlösung oder ein Phosphatpuffer (pH 6–7) vorzuziehen.

Es ist zu bedenken, daß für einen großen Teil der Körperbakterien Luftsauerstoff giftig ist. Es müssen also anaerobe Bedingungen geschaffen werden. Auf die Vielzahl der — meist recht komplizierten — Verfahren soll hier nicht näher eingegangen werden. Wir halten die Verwendung von sogenannten Flachröhren für besonders einfach und zuverlässig, die wir in den Abmessungen 160x8x4 mm (s. Abb. 7) entwickelt haben. Diese flachen Reagenzröhren sind z. Zt. nicht im Handel, sie lassen sich aber aus Thermometerglasrohr oder ähnlichem durch einen Glasbläser herstellen. Wenn sie nicht zu beschaffen sind, eignen sich auch Rundröhren, deren Durch-

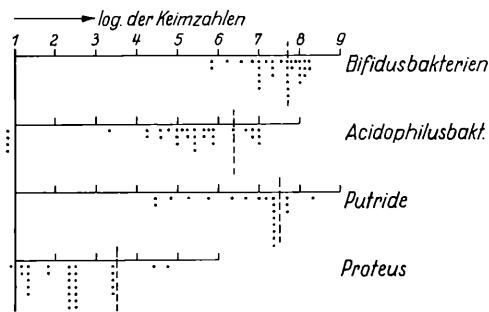


Abb. 5: Vaginalflora von Frauen im Alter zwischen 19 und 46 Jahren im menstruationsfreien Intervall.
33 Analysen an 8 Frauen. Angaben je g Vaginalsekret.

33 Analysen an 8 Frauen. Angaben je g Vaginalsekret.
Es fehlten Enterokokken, Coli, Staphylokokken und Pilze traten nur selten auf.

hält. 0,01 g Penicillin je kg Futter hat schon eine sehr deutliche Wirkung. Wie dieser Effekt zustande kommt, konnte bisher nicht geklärt werden. Wir vermuten, daß diese geringen Antibiotika-Mengen doch bereits ausreichen, um die schädliche Wirkung bestimmter Darmbakterien (vermutlich Clostridien) aufzuheben. Die Antibiotika werden in starkem Maße überall in der Welt an Nutztiere verfüttert; ihre Anwendung ist unseres Erachtens ein praktischer Hinweis dafür, daß die Darmflora in ihrer Gesamtheit eher ungünstig auf die Entwicklung ihrer Wirte einwirkt.

Bevorzugte Methoden, Einblick in die Zusammensetzung der bakteriellen Lebensgemeinschaften am menschlichen Körper, besonders der Darmflora, zu gewinnen, waren bisher die qualitative Züchtung aerob wachsender Keime auf Nähragar und die Betrachtung des Aussstrichs nach Färbung der Bakterien im Mikroskop. Diese Methoden sind unzureichend, da sie im allgemeinen nur sehr ungenaue Aussagen gestatten.

messer dann möglichst klein (0,4—0,8 cm) sein sollte. Die in den Flachröhren stehende Agarnährbodensäule hat den Vorteil, daß sie im allgemeinen gut durchsichtig ist; darin gewachsene Kolonien sind gut zu beobachten und zu zählen. Zur Herstellung der Kulturen wird 0,5 ccm geeigneter Verdünnungen mit etwa 5 ccm des verflüssigten und auf 48° C abgekühlten Agarnährboden vermischt und in die Flachröhren eingefüllt (heißer darf der Agar nicht sein, da sonst die Bakterien abgetötet werden; wenn die Temperatur zu stark absinkt, geliert der Agar). Wir bebrüten 2—3 Tage bei 37° C.

In Abb. 1 sind Laktobazillenkulturen einer Stuhlprobe dargestellt, es sind die Verdünnungen von 1:1 Milliarde bis 1:100 000 angesetzt worden.

Solche Kulturen werden ausgezählt, in denen etwa zwischen 10 und 100 Kolonien gewachsen sind. Nach Multiplikation mit dem Verdünnungsfaktor errechnet sich die Gesamtzahl Keime je g oder ccm Ausgangsmaterial.

Für die Züchtung aerober Keimgruppen, die also auch bei Zutritt der Luft wachsen, verwenden wir ein Tropfverfahren. Dazu werden von geeigneten Verdünnungen je 0,05 ccm mit einer Pipette auf Plattenährböden aufgetropft. Die Tropfen ziehen in den Agar ein, und vermehrungsfähige Mikroorganismen wachsen zu sichtbaren Kolonien heran. Tropfen, die etwa zwischen 10 und 100 Kolonien enthalten, werden gezählt, die Anzahl mit 20 multipliziert, um die Menge je ccm zu erhalten, und diese Zahl mit dem Verdünnungsfaktor multipliziert, um die Anzahl je g oder ccm Ausgangsmaterial zu erhalten. Ein Beispiel ist in Abb. 2 dargestellt. Auf einen Coli-nährboden sind die Verdünnungen 1:100 bis 1:10 Millionen einer Stuhlprobe aufgetropft.

Keimgruppen, die nur an einer Fermentreaktion in flüssiger Nährlösung zu erkennen sind, müssen nach einer anderen Technik quantitativ erfaßt werden. Dabei wird 1 ccm geeigneter Verdünnungen mit dem flüssigen Nährmedium vermischt in Reagenzröhren kultiviert. Nach der Bebrütung lassen einzelne Röhren, in denen die gesuchte Keimgruppe vertreten ist, die positive Reaktion erkennen; fehlen diese Keime, bleibt auch die Reaktion aus. Aus dem Verhältnis der positiven zu den negativen Röhren wird nach einer bekannten Tabelle die wahrscheinliche Zahl der ursprünglich vorhanden gewesenen Keime geschätzt. Man spricht von der Most Probable Number-(MPN)-Methode. Diese Schätzung der Keimzahl ist zwar ungenauer als die der direkten Koloniezählung. Andererseits streuen Keimzahlen am menschlichen Körper allgemein so stark,

dass auch mit dieser MPN-Methode wertbare Ergebnisse erhalten werden.

Zum Teil sehr kompliziert sind die Rezepte der verschiedenen Nährböden, und es überschreitet den Rahmen dieser Arbeit, Details ihrer Herstellung mitzuteilen. Eine Übersicht der von uns bevorzugten Nährböden ist in Tab. 1 gegeben.

Da am menschlichen Körper fast überall Laktobazillen und Streptokokken stark vertreten sind — im Darm und in der Vagina dominiert unter den bisher kultivierbaren Keimgruppen eindeutig die anaerobe Bifidusflora —, ist die Kultur dieser Keime von besonderem Interesse.

Ein verhältnismäßig einfacher Nährboden, der schon zufriedenstellende Erträge liefern kann, wenn er auch nicht optimal ist, enthält als Hauptbestandteil Bierwürze, wie sie in jeder Brauerei anfällt. Die Natursäure der Bierwürze, die man zweckmäßig genauer auf pH 5,0 einstellt, hemmt schon manche anderen Bakterien, nicht aber Laktobazillen und Streptokokken. Man setzt etwa 2 % Agar-Agar zu; ein Zusatz von 0,04 % Sorbinsäure verbessert die Selektivität. Will man die anaerobe Bifidusgruppe in Flachröhren züchten, so emp-

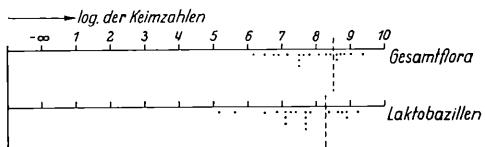


Abb. 6.: Keimgehalt des Ohrenschmalzes 20 Analysen an 10 Versuchspersonen. Angaben g Cерум. *Coli*, *Enterokokken*, Pilze und *Proteus* fehlten stets, *Staphylokokken* und *Pseudomonas* waren nur selten nachweisbar.

fleht sich ferner ein Zusatz von 1 % Vitamin C (Ascorbinsäure). Diese verbessert das anaerobe Milieu.

Wir haben die Erfahrung gemacht, daß auch aerob wachsende Laktobazillen, die — nicht sehr genau — als *Acidophilus*-Bakterien bezeichnet werden, in den Flachröhren besser anwachsen als auf Nährbodenoberflächen.

Will man die auf den verschiedenen Nährböden gewachsenen Kolonien näher untersuchen, so kann man sich Ausstriche herstellen, die wie üblich auf Objektträgern nach GRAM oder anders gefärbt werden. Die Abnahme der Kolonien von den Nährbodenoberflächen bereitet keine Schwierigkeiten. Will man Kolonien aus den Flachröhren untersuchen, muß mit einer langen Nadel seitlich zwischen Glasrand und Agarschicht eingestochen und der Agar am unteren Ende erhitzt werden. Dadurch wird die Agar-Säule ausgetrieben. Doch muß vorsichtig vorgegangen werden, da sonst die Agar-Säule sehr heftig heraus-

geschleudert oder das Röhrchen zerschlagen werden kann.

Wer sich für weitere Einzelheiten interessiert, sei auf die am Schluß angegebene Literatur verwiesen; der Verfasser steht für Rückfragen gern zur Verfügung.

Es ist auch nicht möglich, alle Kniffe der Technik ausführlich zu beschreiben. Jeder, der sich praktisch mit diesen Fragen befassen will, muß eigene Erfahrungen sammeln.

Es sind diese Angaben daher nur als Anregung gedacht, daß die Beschäftigung mit den Mikroorganismen des menschlichen Körpers eine interessante und oft überraschende Angelegenheit sein kann. Die Kenntnisse von diesen mikroskopischen

Lebensgemeinschaften sind sehr gering, die Technik ist ohne Zweifel noch nicht ausgereift. Wir sind der Ansicht, daß auf diesem Gebiet noch viel Neues zu erwarten ist.

In den Abbildungen 3 bis 6 sind Beispiele für die typische Zusammensetzung einiger bakterieller Lebensgemeinschaften am menschlichen Körper veranschaulicht.

Abbildung 3 zeigt die Stuhlflora gesunder erwachsener Menschen, wie sie sich nach unserer Methode darstellt. Die Bifidusgruppe ist im allgemeinen am zahlreichsten. Daneben sind andere Keimarten weniger zahlreich.

Die Fäulniskeime verursachen im Darm die Fäulnisvorgänge, durch die der Stuhl den typischen stinkenden Geruch erhält. Diese Gruppe von meist anaeroben Fäulniskeimen — die auch als Putride oder Proteolyten bezeichnet werden

— besteht aus verschiedenen Gattungen und Arten, u. a. *Bacteroides*, *Clostridium*, *Veillonella* und *Fusobacterium*.

In ähnlichen Zahlen oder etwas geringer treten *Coli*, *Enterokokken* und *Acidophilus*-Bakterien auf. Sehr spärlich sind *Staphylokokken*, Pilze und *Proteus*-Keime, die zum Teil auch fehlen können. Die in der Vergangenheit als besonders wesentlich bezeichneten *Colibakterien* spielen bei weitem nicht die Rolle, die ihnen von verschiedenen Seiten zugeschrieben wurde. Auf Grund ihrer leichten Züchtbarkeit und Anspruchslosigkeit überwachsen sie auf einfachen Nährböden anspruchsvollere Keime; man hat lange Zeit zu Unrecht geglaubt,

dß sie die zahlreichsten Bakterien im Darm der Erwachsenen wären.

In Abbildung 4 sind die Verhältnisse bei Brustkindern angegeben. Es wurde behauptet, daß bei ausschließlicher Ernährung mit Muttermilch eine reine Bifidusflora vorhanden sei. Diese Behauptung ist, wie die Abbildung zeigt, nicht richtig. Beim Brustkind finden sich ähnlich wie beim Erwachsenen ebenfalls mikrobiologische Lebensgemeinschaften. Der entscheidende Unterschied zu jeder anderen Ernährung liegt jedoch darin, daß beim Brustkind Fäulniskeime nicht oder sehr spärlich vorhanden sind. Der Stuhl von Brustkindern ist auch gelblich oder grünlich und stinkt nicht, sondern riecht säuerlich, weil Fäulnisvorgänge fehlen. Die Bifidusgruppe ist beim Brustkind zwar absolut und relativ zahlreicher als bei jeder anderen Ernährung, dennoch sind *Coli*, *Enterokokken*, *Staphylokokken* und *Acidophilus*-Bakterien stets ähnlich zahlreich wie beim Erwachsenen zu zählen. Unsere Befunde weisen von einem ganz anderen Standpunkt darauf hin, daß die Muttermilch die bei weitem beste Kost für den Säugling ist. Uns ist bisher keine künstliche Nahrung bekannt, welche in ähnlicher Weise die Fäulnis im Darm verhindern kann.

In Abbildung 5 sind die Bakterienrelationen in der Scheide dargestellt. Man spricht hier von den *DÖDERLEIN*-Bakterien, die jedoch mit *Acidophilus*-Bakterien identisch sein sollen. Wir konnten nachweisen, daß in der Scheide Bifidusbakterien dominieren. Auch hier treten sie nicht allein auf, sondern stets begleitet von Fäulniskeimen, *Acidophilus*-Bakterien und *Proteus*, die allerdings in der Minderheit bleiben. Eigentümlich ist die Beobachtung, daß *Coli* und *Enterokokken* hier nicht oder nur selten und dann in geringen Mengen auftreten. Das gleiche gilt auch für alle anderen Organe, nur im Darm finden diese Keime Voraussetzung für ihre Vermehrung.

Ganz anders und einfacher zusammengesetzt ist die Flora des Ohrenschmalzes (Abb. 6). Während in Darm und Vagina anaerobe Keime dominieren, sind es hier aerobe, z. T. obligat aerobe Keime. Die Flora ist sehr einfach zusammengesetzt, grampositive Kokken und Stäbchen dominieren.

Diese Beispiele mögen genügen, um auf die Gesetzmäßigkeiten hinzuweisen, nach denen der menschliche Körper „seine“ bakteriellen Lebensgemeinschaften prägt.

Ganz anders liegen die Verhältnisse in der Krankheit. Die in den Abbildungen zum Ausdruck kommenden schwer beeinflußbaren Gesetzmäßigkeiten können sich dann schnell verändern. Die regulierenden Kräfte werden von Faktoren der Krank-

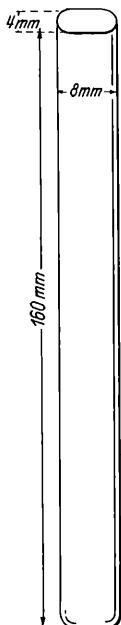


Abb. 7: Flachröhrrchen (vgl. S. 228)

Keimart	Nährboden	Kulturverfahren
1. Bifidusgruppe	Tomatenensaft, Casein-Peptonlösung, Trypsin-Pepton, Hefeauteoly sat, Agar, Sorbinsäure, pH 5	Anaerob in Flachröhren, Bebrütung 72 Stunden bei 37° C.
2. Acidophilusgruppe	wie unter 1.	Aerob nach dem Tropfverfahren, 48 Stunden bei 37° C.
3. Putride (Fäulniskeime)	Bodensatz aus Rinderleber, Eiklar und Calciumcarbonat, darüber stehend Eierbouillon aus Nährbouillon und Ei, pH 7,6	6 Tage bei 37° C. Auswertung nach der Most Probable Number-Methode (siehe Text)
4. Coli	Endo-Agar	wie unter 2., jedoch 12 Stunden
5. Enterokokken	Trypsin-Pepton, Glukose, Phosphate, Kochsalz, Natriumacid, Agar, Indikator	wie unter 2., jedoch bei 45° C.
6. Staphylokokken	Nähragar, Ascites, Kaliumbichromat, Indikator	wie unter 2.
7. Pilze und Hefen	Kartoffelinfus, Glukose, Agar, pH 3,5	wie unter 2.
8. Proteus	Hefeextrakt, Phosphate, Harnstoff, Natriumrizinoleat, Indikator	wie unter 3., jedoch 48 Stunden bei 37° C.

Tabelle 1: Nährböden

heit beeinflußt, die Besiedlung ändert sich, und die Änderung kann ihrerseits wieder für den Körper schädlich werden. Doch ist über diese Zusammenhänge noch zu wenig bekannt, als daß darüber Abschließendes zu sagen wäre.

Betrachten wir also den Menschen nicht nur als Glied in den ökologischen Lebensgemeinschaften, die, aus Menschen, Tieren und Pflanzen zusammengesetzt, unsere Erde besiedeln. Unter den hier geschilderten Gesichtspunkten tritt er als Träger eines Mikrokosmos auf, den er prägt, reguliert und ernährt, mit dem er in unlösbar Wechselbeziehungen steht und der wenig bekannt ist.

L iteratur

1. HAENEL, H., und KUNDE, Ch.: Vergleichende quantitative Untersuchungen über Faecalflora und Kotflora von Ratten; Zbl. Bakteriol. I O 165, 107 (1956)
2. HAENEL, H.: Zum quantitativen Nachweis

proteolytischer Keime aus Darminhalt; Ernährungsforsch. 1, 615 (1956)

3. HAENEL, H., und MÜLLER-BEUTHOW, W.: Untersuchung über die Eignung von Bifidusnährböden zur quantitativen Züchtung der Bifidusgruppe des Erwachsenen; Zbl. Bakteriol. I O 169, 196 (1957)
4. HAENEL, H., und MÜLLER-BEUTHOW, W.: Vorzüge der Flachröhrenmethode für bakteriologisch-ökologische Untersuchungen am Menschen; Ernährungsforsch. 2, 626 (1957)
5. HAENEL, H., FELDHEIM, G., und MÜLLER-BEUTHOW, W.: Zur mikrobiologischen Ökologie des Menschen; Zbl. Bakteriol. I O 172, 73 (1958)
6. HAENEL, H., und MÜLLER-BEUTHOW, W.: Untersuchungen post mortem über die Besiedlung des menschlichen Darmkanals; Zbl. Bakteriol. I O 172, 93 (1958)
7. FELDHEIM, G.: Bakterielle Untersuchungen zur Zusammensetzung der Faekalflora im Säuglingsalter; Ernährungsforsch. 3, 193 (1958)
8. HAENEL, H., und FELDHEIM, G.: Über den Einfluß des Abstillens auf die faekale Flora des Säuglings; Arch. Kinderheilkunde 157, 226 (1958)
9. HAENEL, H.: Aspekte der mikroökologischen Beziehungen des Makroorganismus; Berlin 1959

Wege zur Herstellung dünner Mikrotomschnitte

Von KARL JOHN, Wallenfels

Die besonderen Anforderungen, welche bei der Arbeit am Übermikroskop an das zu untersuchende Objekt gestellt werden müssen, zwingen uns, die altgewohnten lichtmikroskopischen Präparationsmethoden sehr weitgehend zu modifizieren, ja sogar gänzlich aufzugeben. Veranlassung dazu ist vor allem der Umstand, daß das Durchdringungsvermögen des Elektronenstrahles selbst bei der höchsten überhaupt möglichen Beschleunigung sehr wesentlich geringer ist als das des Lichtes; ein Objekt etwa von der Dicke eines Pantoffeltierchens ist bereits undurchstrahlbar und damit, im lichtoptischen Sinne, opak. Aber selbst Bakterien sind es gelegentlich; noch mehr aber Mikrotomschnitte, deren Dicke

sen, um durchstrahlbar zu sein, in der Regel aber sehr viel weniger.

Es sei gleich bemerkt, daß Objekte biologischer Natur auch bei Arbeiten am Übermikroskop anderen Maßnahmen als solchen, die der Fixierung und Einbettung in das schneidbare Medium dienen, in der Regel nicht unterworfen werden; insofern vereinfacht sich ihre Bearbeitung.

In erster Linie kommt es darauf an, Schnitte anzufertigen, die sehr viel dünner sind als die, welche unsere normalen Mikrotome zu liefern vermögen, was darauf hinausläuft, ganz neue, dazu brauchbare Geräte erst zu schaffen. Der Außenstehende macht sich kaum einen Begriff davon, wie dornenvoll der Weg bis zur Erreichung dieses Ziels war. Es sei gleich gesagt, daß eine in jeder Hinsicht befriedigende Lösung des Problems bis heute nicht gefunden worden ist. Wir müssen bedenken, daß einmal das Objekt selbst und das zur Einbettung desselben benutzte Medium bei der Anfertigung so dünner Schnitte einer Zerreißprobe ausgesetzt sind, welcher, wie sich gezeigt hat, keines der klassischen Medien (Paraffin, Celloidin usw.) gewachsen ist. Ferner: die Konstruktionselemente unserer Mikrotome, welche dem Objektvorschub dienen und damit der Begrenzung der Schnittdicke, sind im allgemeinen Schrauben, gegebenenfalls unter Zwischenschaltung schiefen Ebenen. Aber Schraubengänge von einer Präzision zu fertigen, die für sich allein einen exakten Objektvorschub von $0,1 \mu$ garantieren würden, ist unmöglich; schon das zur gängigen Bewegung der Schrauben unerlässliche Schmiermittel ist bei diesen Dimensionen ein unüberwindliches Hindernis. Weiter kommt man mit der Einschaltung von schiefen Ebenen (auch Keilen); aber auch hier wirken sich unvermeidbare Übelstände, wie Reibungswiderstände usw., ungünstig aus. So sind also zwei Aufgaben zu lösen, um die Herstellung ultradünner Schnitte zu ermöglichen, nämlich

1. ein Medium zu finden, welches den dabei auftretenden Beanspruchungen standhält, und
2. ein Gerät zu konstruieren, das geeignet ist, Schnitte von den verlangten Dimensionen zu liefern.

Ehe wir uns den beiden Problemen näher widmen, möchte ich einiges vorausschicken. Mikrotome zur Herstellung von Schnitten von annähernd $0,1 \mu$ sind uns längst bekannt; SARTORIUS in Göttingen und LEITZ in Wetzlar stellen z. B. solche her (Abb. 1). Ich habe allerdings gefunden, daß die mit ihnen zu erreichende Schnittdünne von $0,1 \mu$ doch wohl etwas zu optimistisch

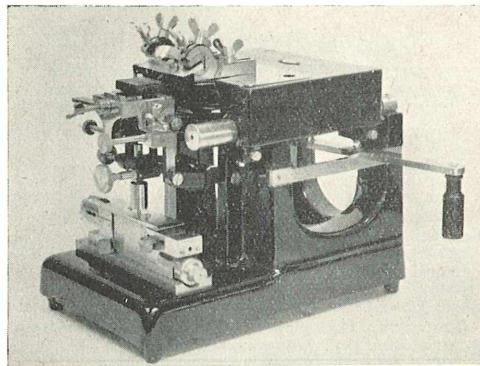


Abb. 1: Doppelzylinder-Mikrotom. Leistungsfähigkeit nominell $0,1 \mu$ (Sartorius, Göttingen)

etwa um 1μ herum liegt. Das ist ein Maß, welches lichtoptisch bereits ein Extrem darstellt. Dies ist um so bedauerlicher, als Maßnahmen, die in der klassischen Mikroskopie angewendet werden, um die Durchlässigkeit des Objektes zu erhöhen — wie Einbettung in hochbrechende Medien usw. — sich bei der Elektronenmikroskopie durchaus verbieten. Dazu kommt, daß der Elektronenstrahl die hier unangenehme Eigenschaft hat, das durchstrahlte Objekt nicht unerheblich zu erwärmen — natürgemäß um so mehr, je höher seine Beschleunigung ansteigt; es hat sich sogar gezeigt, daß diese Erwärmung bis zur Vernichtung des Objektes führen kann. Allerdings nicht immer; es ist möglich, sie in den allermeisten Fällen in erträglichen Grenzen zu halten, aber immerhin ist eine Bedrohung des Objektes nicht auszuschließen. Im Laufe der Zeit hat sich jedenfalls ergeben, daß (z. B. histologische) Schnitte mindestens unter 0.2μ Dicke haben müs-

angegeben wird, aber dennoch feststellen können, daß $0,4\text{--}0,5\ \mu$ mit recht guter Zuverlässigkeit erreicht werden können. Und zwar — das möchte ich besonders betonen — bei reiner Einbettung in Paraffin, dem 11—12% Carnaubawachs zugesetzter war. Für den Lichtmikroskopiker also, dem diese Schnittdicke genügt, ist es nicht nötig, sich spezieller elektronenoptischer Methoden zu bedienen.

Das Einbettungs-Medium

Es mag auch für den Lichtmikroskopiker interessant sein, daß sich die Fixierungsmethoden für elektronenoptisch zu untersuchende Objekte, von einigen wenigen Verfeinerungen abgesehen, in nichts von denen der klassischen Mikroskopie unterscheiden. Vor allem hat sich der überragende Wert des Osmiumtetroxyds aufs neue erwiesen, und ich stimme in dieser Hinsicht H. RUSKA völlig zu. Er folgt dabei (s. Lit.-Verz. 1) dem Vorgang des Amerikaners PALADE (Lit.-Verz. 2) und fixiert kleinste Organstücke in 1%igem Osmiumtetroxyd, gepuffert auf pH 7,3—7,4, etwa 4—6 Stunden lang, wäscht aus und entwässert gründlich. Aber auch 10%ige gepufferte Formaldehydlösung (pH 7,4) ist brauchbar. Bei Verwendung von Formaldehyd ist darauf zu achten, daß u. U. Niederschläge von Paraformaldehyd zu Verwechslungen mit feinsten Objektstrukturen (Mitochondrien z. B.) Anlaß geben können. Jedenfalls können wir sagen, daß in der elektronenoptischen Fixationstechnik heute die Osmium-Methode die wertvollste ist.

Mehr Kopfzerbrechen als das geeignete Fixationsverfahren machte die Suche nach einem geeigneten Einbettmedium, nachdem die Unbrauchbarkeit der klassischen Medien erwiesen war. Es handelte sich ja nicht nur darum, ein solches zu finden, das den mechanischen Ansprüchen gewachsen war, es mußte naturgemäß auch für das Objekt selbst so wenig aggressiv wie möglich sein. Es ist eine Unzahl ganz ungewohnter und seltsamer Medien daraufhin angesehen worden — darunter solche, die auf die Objektstruktur verheerend wirken mußten. Verf. hat seinerzeit selbst die von den verschiedensten Autoren, meist Amerikanern, angegebenen Vorschriften gesammelt und nachgeprüft — mit dem Erfolg, daß nur sehr wenige von ihnen sich als wirklich brauchbar erwiesen haben. Heute liegen die Dinge wohl so, daß für den ultradünnen Mikrotomschnitt, vor allem den histologischen, nur ganz wenige Medien in Frage kommen; zwar befriedigen sie allesamt noch nicht hundertprozentig, aber sie genügen doch, und es bleibt der Zukunft vorbehalten, bessere zu finden.

Zunächst hat man versucht, vom altgewohnten Paraffin auszugehen, dessen hervorragende Eigenschaften uns ja allen bekannt sind. Und in der Tat hat man, wie wir oben sahen, damit einen Erfolg gehabt. Man kann aber noch weitergehen, indem man dem Paraffin bestimmte Stoffe zusetzt, die seine Schnittfestigkeit erhöhen; einer davon ist der d-Kampfer, ein zweiter das Naphthalin. Beide mischen sich in beliebigem Verhältnis mit Paraffin und erhöhen seine Schnittfestigkeit bedeutend genug, um Schnittdicken bis $0,1\ \mu$ zu gewährleisten, am besten dann, wenn das Mischungsverhältnis Paraffin — d-Kampfer bzw. Naphthalin etwa 3:1 beträgt; der Vorgang ist so, daß das gut entwässerte Objekt stufenweise über Mischungen von 1—1,5—2 Teilen Paraffin mit einem Teil d-Kampfer bzw. Naphthalin in das endgültige Gemisch 3:1 gebracht wird, natürlich im Wärmeschrank. Weiterbehandlung wie bei normalem Paraffin. Aber es hat sich herausgestellt, daß dieses Verfahren nur dann gute Resultate ergibt, wenn beim Schneiden der Block ausgiebig mit Kohlendioxyd gekühlt wird, was verschiedene Nachteile mit sich bringt.

Nun bieten aber die modernen Kunstharze eine Möglichkeit, die nicht außeracht gelassen werden ist. Manche von ihnen lassen sich unschwer in jeder gewünschten Härtestufe darstellen; ihre mechanische Widerstandsfähigkeit ist sehr groß, sie sind durchsichtig und auch für den Elektronenstrahl durchlässig genug, so daß sie in den Schnitten verbleiben können, ohne die Beobachtung nennenswert zu stören (ähnlich, wie wir es vom Celloidin her gewöhnt sind). Natürlich sind längst nicht alle für unsere Zwecke brauchbar, einige von ihnen sind derzeit in Deutschland noch gar nicht erhältlich, auch ist ihre Handhabung durchaus nicht immer einfach. Aber es sind mit ihrer Hilfe doch schon recht gute Ergebnisse erzielt worden, die besten wohl hat wiederum PALADE bekanntgegeben. Es handelt sich um die Methode der Einbettung in Methacrylat, und es sei gleich bemerkt, daß auch ein Lichtmikroskopiker, der Untersuchungen an Schnitten von $0,2\text{--}0,6\ \mu$ anstellen will und über ein normales Mikrotom verfügt, dessen Einstellungsintervall unter $1,0\ \mu$ reicht, sich dieser Methode mit Vorteil bedienen wird — sofern es sich um vorgefärbte Objekte handelt. Leider lassen sich mit dieser Methode gewisse destruktive Veränderungen im Objekt meist nicht ganz vermeiden. Das Verfahren sei hier kurz beschrieben:

Man bringt das sorgfältig entwässerte und nicht über einen Kubikmillimeter große Objekt in eine Mischung von Butyl-methacrylat + 5% Methyl-methacry-

lat und polymerisiert im Thermostaten bei 47° C in
Dibutylphthalat + 2% Dichlorbenzoilperoxyd.

Nach erfolgter Polymerisation kann der Block zum Schneiden zugerichtet werden.

Nach Angaben von RUSKA sind so Schnittdicken von 80, gelegentlich sogar von 30 m μ erreicht worden. Wie bei Celloidin bleibt die Einbettmasse im Schnitt, um den Zusammenhang des äußerst zarten Schnittes zu gewährleisten.

Dies ist zur Zeit wohl das am meisten benützte Verfahren. Natürlich gibt es (Lit.-Verz. 3) noch weitere Einbettungen, z. B. in ein aus England stammendes, „Aquax“ genanntes Medium, das sogar die Entwässerung des Objektes unnötig machen soll. Es scheint aber nicht, als ob diese Verfahren gegenüber dem relativ einfachen Methacrylat-Verfahren besondere Vorzüge böten.

Das Mikrotom für elektronenoptische Objekte

Wir haben gesehen, daß mit den gewöhnlichen Mitteln sich Schnittdicken unter 0,1 μ nicht erzielen lassen; dies liegt nicht nur am Objektvorschub, sondern auch das normale Mikrotommesser ist für dünnste Schnitte unbrauchbar.

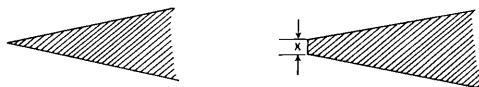


Abb 2: a. Querschnitt durch eine ideale Messerschneide. b. Querschnitt durch die wirkliche Messerschneide. x = Schneidendicke

Vielfache Untersuchungen früherer Zeit (Lit.-Verz. 4–6) hatten bereits ergeben, daß die Dicke eines Mikrotomschnittes in engem Zusammenhang mit der Beschaffenheit der Messerschneide steht und daß ein Schnitt nie dünner sein kann als die Höhe der ihm gegenüberstehenden Schneidenkante. Niemals wird nämlich eine solche im Querschnitt ein vollkommener Keil sein, der Querschnitt sieht stets aus wie b in Abb. 2. Nun ist aber die bei den besten Messern erzielbare „Höhe“ der Schneide gerade etwa 0,5 μ , darüber hinaus versagt das Material, und es hilft auch nichts, sich der Tatsache zu erinnern, daß nach KISSER jede Schneide als Säge aufzufassen ist. Außerdem sind die alten Mikrotommesser viel zu schwer. Man ist deshalb gezwungen gewesen, nach Auswegen zu suchen, und hat auch Erfolg gehabt. Erleichtert wurden die Überlegungen durch den Umstand, daß ein für elektronenoptische Untersuchungen geeigneter Schnitt nur ganz geringe Flächenausdehnung hat, 2–3 Quadratmilli-

meter etwa, sogar weniger. Und man hat schließlich gefunden, daß, wenn passend geformte Glaskörper zerbrochen werden, sich an den Bruchkanten Stellen finden, die an Schärfe den besten Messern weit überlegen sind. Man hat solche Glasbruchstücke mit bestem Erfolg an modernen „Ultra“-Mikrotomen verwendet, bei denen das Messer unbeweglich bleibt, wie etwa bei den bekannten Mikrotomen nach MINOT.

Aus Gründen, von denen wir noch hören werden, hat man ferner zu einem Hilfsmittel gegriffen, das auch in der normalen Mikrotomie Eingang gefunden hat, nämlich zur Rasierklinge. Sie ist einmal billig, praktisch gewichtslos — das ist wichtig! — bedarf keiner mühsamen Pflege und hat auch sonstige Vorteile. Vor allem ist sie dort am Platze, wo das Messer rotiert (s. unten!); man hat mit ihr wohl die besten Resultate erzielt, allerdings nur infolge bestimmter Vorgänge beim Schneiden.

Was nun das Mikrotom selbst anbelangt, so ist bald erkannt worden, daß man sich von den alten Konstruktionsformen ganz abwenden müsse. Einerseits erinnerten sich die Konstrukteure der Möglichkeiten, die das — in Deutschland wenig bekannt gewordene, in England aber viel benützte — Rocking-(Cambridge-)Mikrotom bietet; auf diesem Wege ist das TTC-Mikrotom von TEUBNER, Zürich, entstanden, dessen Leistung (0,02 μ) aber immer noch nicht ganz befriedigte. Deshalb ist man zur Konstruktion des sog. High-speed-Mikrotoms gelangt, vor allem in Amerika, wo die Konstruktionen nach FULLAM, auch übrigens für Deutschland, bahnbrechend waren. Auf diese beiden Typen lassen sich alle anderen leicht zurückführen.

Das TTC-Mikrotom von Trüb-Teubner, Zürich

Bei ihm werden Splitter von Rasierklingen als Messer benutzt, und es sei gleich erwähnt, daß es Konstruktionen dieser Art sind, bei denen die oben erwähnten Glassmesser vorzugsweise Verwendung finden.

Das Gerät lehnt sich eng an die alten Schaukelmikrotome an; das Messer steht fest, und das Objekt wird in schaukelnder Auf- und Abwärtsbewegung an ihm vorbeigeführt. Es hängt dabei in einer hebelähnlichen Aufhängung. Eigentlich sind es zwei ineinander gelagerte Hebel, von denen der innere die Auf- und Abwärtsbewegung besorgt, der äußere hingegen den Vorschub. Die Hebelverhältnisse sind so gewählt, daß eine Bewegung des inneren Hebels um x eine des äußeren um x/10 ergibt; er liegt deshalb mit dem hinteren Ende auf einer geneigten Glasebene. Die große Vorschubbewegung erfolgt über Zahnrad und Klinke, auf den Schlitten des Vorschub-

werkes wirkend. Der Mechanismus wird mit einer Handkurbel in Bewegung gesetzt, die sowohl die Vorschub- als auch die Auf- und Abwärtsbewegung des Objektes bestätigt.

Der Messerbock ist starr, das Messer steht senkrecht. Hier muß bereits für eine ausreichende Kühlung des Messerbockes und des Messers gesorgt werden, wofür eine rasch wirkende Durchströmungsanlage eingebaut ist; auch ist es notwendig, das ganze Gerät einzukapseln; in den abnehmbaren Deckel der dazu dienenden Metallhülle ist das der Kühlung dienende Röhrensystem eingebaut. Im übrigen dient der die Kühlvorrichtung durchfließende Wasserstrom nicht nur der Kühlung selbst, sondern auch der Konstanthaltung der Temperatur innerhalb des Gerätes, denn Schwankungen derselben machen sich bei den hier in Betracht kommenden Dimensionen bereits höchst unangenehm bemerkbar.

Das Gerät ergibt Schnittdicken bis zu $1/20 \mu$ etwa, die höchste ist 1μ . Es ist mit einer Alarmvorrichtung ausgestattet, die in Tätigkeit tritt, wenn die Auf- und Abwärtsbewegung des Objektes ihr Ende erreicht hat; letzteres ist in einem besonderen Objekthalter vibrationsfrei und rasch auswechselbar befestigt. Mit einer besonderen Vorrichtung ist hier auch das häufig geübte Schneiden unter einer Flüssigkeit möglich; in dieser (Aceton + Aqua dest. 1:1) werden auch die fertigen Schnitte in einer Glasschale aufgefangen.

Dieses Mikrotom stellt im Rahmen des angewandten Konstruktionsprinzips eine Grenzleistung dar, die wohl nicht mehr überschritten werden kann. Daß es nicht gestattet, größere Objekte als von etwa 2–3 Millimeter Querschnitt zu schneiden, ist belanglos; dafür können mit ihm Objekte verarbeitet werden, die nach modernen Verfahren eingebettet worden sind — natürlich auch geeignete Paraffin-Präparate.

Muß man noch geringere Schnittdicken erzielen, dann genügen Instrumente dieser Art nicht mehr, und man muß zu einem Typ greifen, der übrigens interessant genug ist, um eine eingehendere Beschreibung zu rechtfertigen. Er ist aus Amerika zu uns gekommen.

Die modernen „High speed“-Mikrotome deutscher und amerikanischer Bauart

Mit der Zeit hat sich gezeigt, daß auch Mikrotome der eben beschriebenen Bauart nicht ganz genügen, und man hat zu ganz neuartigen Konstruktionselementen greifen müssen, nämlich zum rotierenden Messer. An sich ist diese Idee nicht ganz neu — schon vor 30 Jahren etwa hat der Verfasser (5) auf diese Möglichkeit verwiesen. Aber

einerseits war damals noch kein rechtes Bedürfnis für Instrumente dieser Art vorhanden, andererseits bestanden ernste Bedenken, ob das zu schneidend Objekt, besser die Schnitte, dem rasanten Aufprall derart schnell bewegter Messer überhaupt standhalten würde, ein Bedenken, dessen Berechtigung sich heute bereits herausgestellt hat. Geräte dieser Art wurden zuerst in Amerika gebaut, später erschien auch in Deutschland ein ähnliches, das Hochleistungsmikrotom von SARTORIUS, Göttingen (Abb. 3).

Bei diesen Geräten, die sämtlich als Messer Splitter von Rasierklingen benützen, sitzt das Messer am Rande einer Welle oder einer kreisförmigen Scheibe, die ihrerseits mit der Welle eines schnelllaufenden Motors gekuppelt ist. Die Umlaufgeschwindigkeit ist sehr groß (bei dem Gerät nach FULLAM 65 000/min!); die Dimensionen der das Messer tragenden Kreisscheibe sind so bemessen, daß das Messer eine Stundengeschwindigkeit von 1200 km besitzt, also je Sekunde 375 m zurücklegt. Bei solchen Geschwindigkeiten, die hart an der Festigkeitsgrenze des Materials liegen, kommt die Messerschneide eigentlich über-

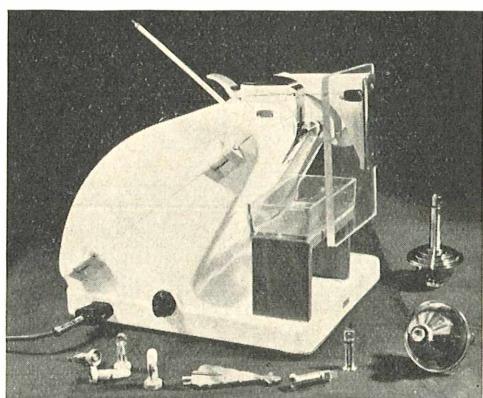


Abb. 3: Modernes „High-speed“-Mikrotom (Sartorius, Göttingen)

haupt nicht mehr mit dem Objekt in Berührung; es ist die dem Messer vorausseilende Schockwelle, die das Objekt zer trennt. Es ist nicht schwer einzusehen, daß hier gerade das annähernd gewichtslose Messer eine bedeutende Rolle spielt, denn bei derart hohen Umdrehungszahlen muß der Messerträger sehr sorgfältig ausgewuchtet sein, wenn das Baumaterial überhaupt den Zentrifugalkräften standhalten soll. Das Objekt seinerseits wird kontinuierlich in den Bereich der Messerbahn vorgesoben, entweder mechanisch durch einen mit dem Motor gekuppelten und geeignet übersetzten Spindelgang oder durch thermischen

Vorschub, bei dem die Wärmeausdehnung des Metalles benutzt wird, meist durch geeignete, auf den Objektträger wirkende Metallstäbe; leider ist diese Art von Objektvorschub nicht gut kontrollierbar. Eine einfache Rechnung ergibt, wie dünn die Schnitte theoretisch ausfallen müssen, wenn das Objekt innerhalb einer bestimmten Zeit um einen bestimmten Betrag vorgeschoben wird und das Messer in dieser Zeitspanne das Objekt n-mal trifft, nämlich

$$\frac{\text{Objektvorschub/min in mm}}{\text{Umdrehungszahl des Messers/min}} = \frac{\text{Schnittdicke}}{\text{in mm}}$$

Es ist klar, daß bei diesen hohen Geschwindigkeiten eine starke Erwärmung sowohl des Messers als auch des Objektes eintreten muß; beide sind also sorgfältig zu kühlen. Ferner müssen die Objekte natürlich in Medien eingebettet sein, die der thermischen sowohl als auch der mechanischen Beanspruchung standzuhalten vermögen, für solche Fälle sind ja die oben beschriebenen Einbettungsmethodenersonnen worden. Ein noch nicht völlig gelöstes Problem ist die Behandlung der mit großer Geschwindigkeit vom Messer weggeschleuderten Schnitte; weder das Auf-

fangen in einer Glasschale in Flüssigkeit (Aceton und Aqua dest.) noch das auf einer Glasplatte hat voll befriedigen können.

Wir haben gesehen, daß die Elektronenoptik uns vor eine Reihe ganz neuer Probleme gestellt hat, die noch nicht völlig gelöst sind. Aber ihre Präparationstechnik ist im Vergleich zu jener der Lichtmikroskopie sehr jung, und wir werden sehen, was die Zukunft noch bringt.

Literatur-Hinweise

Die einschlägige Literatur ist bereits sehr angeschwollen und vor allem sehr zerstreut; hier nur einiges, das den Stoff unmittelbar berührt.

1. H. RUSKA: Elektronenoptischer Beitrag zur Histologie des Skelettmuskels etc., Zeitschr. f. Naturforsch., 9b, 358—371.
2. C. E. PALADE: Journ. Exp. Medicine, 95, 285 bis 298
3. K. JOHN: Über die Konstanz der Schnittdicke usw., Ztschr. wiss. Mikroskopie, 46, 201—214
4. K. JOHN: Über Einbettungsmethoden zur Erzielung ultradünner Mikrotomschnitte, Mikroskopie 8, 179—186
5. K. JOHN: Der ziehende Schnitt, Ztschr. wiss. Mikroskopie 47, 454—457
6. K. JOHN: Über die Leistungsfähigkeit unserer Mikrotome, Zentralzeitung f. Optik u. Mechanik 50, 254—259

Über die Merkwelt der Protozoen

Von W. v. Bremen, Oberursel (Taunus)

Um bei diesem nicht ganz leicht zu besprechenden Thema Mißverständnisse zu vermeiden, möchte ich einiges Grundsätzliche vorausschicken.

Wir finden nicht nur bei den höheren Tieren Wahrnehmungen ihrer Sinnesorgane und die entsprechenden Reaktionen. Auch die niederen Tiere sind mit Sinnesorganen ausgestattet und zeigen ein Verhalten auf äußere Dinge ihrer Umwelt, welches durch die Art ihrer Sinnesorgane bestimmt wird. Deshalb sind wir zu der Annahme berechtigt, daß auch die niederen Tiere, in unserem Fall die Einzeller, entsprechend dem Bau ihrer Sinnesempfänger eine „Merkwelt“ besitzen, — das ist die Summe der äußeren Eindrücke, die von ihnen wahrgenommen werden und auf die sie entsprechend reagieren. Jeder vom Tier empfangene äußere Reiz löst im Tier selbst eine Wirkung aus, welche durch sein Verhalten sichtbar wird. Die Summe dieser Wirkungen kann man daher entsprechend als „Wirkwelt“ des Tieres bezeichnen. „Merkwelt“ und „Wirkwelt“ stehen demnach in direktem ursächlichem Zusammenhang. Nur diejenigen äußeren Faktoren, die vom Tier wahrgenommen werden können, werden für dieses Tier zum „Bedeutungsträger“.*

Bei den Einzellern werden diese Erscheinungen deshalb besonders schwierig, weil wir über ihre Sinnesorgane noch recht wenig wissen. Wir kennen wohl vielfach morphologisch bestimmbar Sinnesorganellen, wir wissen bereits, daß manchmal ein mikroskopisch sichtbares „Nervensystem“ vorhanden ist, aber meistens ahnen wir nur das Vorhandensein einer „Merkwelt“ durch ein ausgesprochenes Verhalten auf äußere Dinge. Auch Tiere, bei denen bisher keinerlei Sinneszentralen nachzuweisen sind, zeigen deutliche Reaktionen, so daß wir deren Vorhandensein annehmen müssen, ohne den Empfangsapparat und den Auslösungsapparat zu kennen.

Als „Stimmung“ wird auch bei den Kleintieren ein Zustand bezeichnet, welcher durch äußere oder innere Faktoren ein gewisses gleichmäßig andauerndes Bild ihres Verhaltens gibt, z. B. das Bild des Wohlbefindens, des Schreckens (Flucht), der Paarungslust usw.

Wir müssen uns ständig darüber klar sein, daß wir die Merkwelten der Kleintiere und ihre Stimmungen nur bildhaft anzudeuten vermögen, und zwar mit uns geläufigen Begriffen, um ein gegenseitiges Verstehen zu ermöglichen. Es ist also eine konventionelle Sprache über Dinge, die wir keineswegs nachempfinden können, die aber doch als sehr gewichtige Regungen

* Ich benutze hier die von JAKOB V. UEXKÜLL formulierten Begriffe.

bereits am primitiven Ende des Lebendigen stehen. Daß aber solche bildhaften Ausdrücke überhaupt möglich sind und nach oben zu über die weniger primitiven Tierstämme anwendbar bleiben — bis zu den Säugetieren —, offenbart die verbindende Linie in gewissen „Urregungen“. Allerdings werden sie durch differenziertere Sinnesorgane immer komplizierter, doch bestehen zweifellos psycho-physische Komplexe, welche den Fortbestand des Lebens überhaupt garantieren und somit mit ihm untrennbar verbunden sind. Ob man diese Erscheinungen in ihrer Gesamtheit als Zielstrebigkeit oder Planmäßigkeit oder anders bezeichnet, röhrt nicht an den Kern der Sache.

Die „Grundstimmungen“ auch der Einzeller kreisen um die Komplexe Nahrung, Feind und Fortpflanzung. Schematisch dargestellt lassen sie sich etwa in folgender Tabelle einordnen (s. Tabelle S. 238).

In dieses Schema müssen die individuellen Anforderungen sinnvoll eingebaut werden. Hier nur ein Beispiel:

Alle Bewohner des „Pflanzenpelzes“ der Uferzone, an Wasserpflanzen, Holzwerk, Pfählen usw., sind an leichte Bewegung im Wasser gewöhnt, so wie sie durch langsame Strömung oder Oberflächenwind hervorgerufen wird. Das sogenannte stille Wasser ist bei näherem Zusehen gar nicht so still, sondern meistens in leise rhythmischer Bewegung. Deshalb ist bei dieser Gruppe von Tieren eine Erschütterung und z. B. auch das Übertragen mit der Pipette längst nicht solch eine „Störung“ wie bei den typischen Boden-, Schlamm- und Moosbewohnern, welche an ganz andere Ruhe gewöhnt sind. Dieses kann aber auch bei ein und derselben Art je nach ihrem gegenwärtigen Standort recht verschieden sein. So verhalten sich z. B. *Diffugia* und *Arcella* und auch *Amoeba proteus* ganz verschieden auf Erschütterungen des Milieus, je nachdem sie aus dem Pflanzenpelz der Oberflächenzone oder vom Grunde her stammen. Doch lassen sie sich auch im Aquarium auf bisher ungewohnte Störungen trainieren, wenn sonst optimale Bedingungen herrschen. Es gibt aber auch eine Gruppe von Tieren, die sehr konservativ sind und jede ungewohlte Veränderung als starke Störung empfinden. Zu diesen gehört nach meiner Erfahrung z. B. das Sonnen-tierchen *Actinosphaerium eichhorni*.

Beim Merkmal „Feind“ handelt es sich also meistenteils um das Gefälle vom optimalen bis zum minimalen Milieu, das als mehr oder weniger feindlich empfunden wird, vom vollen Sicherheitsgefühl ausgehend. Der Feind als Individuum tritt nicht sichtbar in Erscheinung. Auch eine Schreckreaktion bei Begegnung mit Tie-

ren, die entweder sehr viel größer sind oder zu den ausgesprochenen Feinden gehören, ist nicht nachzuweisen.

Zweifellos erkennen sich Tiere derselben Art, trotzdem es gewöhnlich nicht in Erscheinung tritt. Eine Ausnahme bilden einzelne Situationen, wie z. B. beim Geselligkeitstrieb. Die Vorticelliden (Glockentierchen) haben ihn in erhöhtem Maße, was sich jederzeit bei der Neugründung von Kolonien beobachten läßt, ebenso das Trompetentierchen *Stentor*. Wieweit er bei den freilebenden Formen vorhanden ist, ich denke speziell an *Styloynchia*, *Amphileptus*, *Climacostomum*, *Paramaecium* und andere höher entwickelte Formen, ist schwer zu entscheiden, da die Interessengemeinschaft des günstigen Nahrungsplatzes nur zu leicht Dinge vortäuscht. Immerhin glaube ich feststellen zu können, daß sich die Tiere untereinander „beobachten“. Wenn z. B. ein Tier in „Schreckstimmung“ unter andere ruhige gerät, überträgt sich diese Stimmung, oder wenn eine Wanderung in bestimmter Richtung stattfindet (Nahrungsquelle), schließen sich zahlreiche Tiere an. Es ist sonst schwer zu erklären, wie sich fast sämtliche Artgenossen eines Objektträger-Aquars in kürzester Zeit an einer bestimmten „Futterstelle“ einfinden können. Immerhin könnte die Kunde davon sich auch auf direktem Wege der Sinneswahrnehmung verbreiten. Die „Trommelsprache“ auch der höheren Tiere untereinander ist für uns noch ein rätselhafter Vorgang. Bei *Styloynchia mytilus* und *Climacostomum virens* findet man jedoch in der Regel zwei bis drei Tiere sich dauernd in naher Nachbarschaft aufzuhalten. Und wenn man ihre „Weidegewohnheiten“ längere Zeit verfolgt, bemerkt man, daß sie stets in lockeren Verbänden durch die Landschaft ziehen, sich immer wieder einander nähernd, sogar berührend, um sich quasi von der gegenseitigen Gegenwart zu überzeugen. Nur andauernde sorgfältige Beobachtungen — und mit großer Zurückhaltung gedeutet — können auf diesem Wege weiterführen.

Ganz eindeutig dagegen sind die „Zeremonien“ vor der Konjugation, oder, wo solche fehlen, das paarweise Zusammengehen bis zur Vereinigung. Nun könnte es sein, daß in solcher Stimmung der Such- und Erkennungstrieb besonders erwacht, wie wir es auch bei höheren Tieren kennen, und die Paarungslustigen sich an einem ausgeschiedenen Sekret erkennen.

Zusammenfassend kann gesagt werden, daß das „Erkennen“ artgleicher Tiere untereinander und die damit zusammenhängenden „Bewußtseinsstufen“ wahrscheinlich ausgebildeter sind als wir es zu erkennen vermögen.

Günstige (bekannte) Umwelt

	A	B
Feind	Störungsfrei „Sicherheitsgefühl“, ruhige „Stimmung“, keine „Nervosität“, sichere Bewegungen, typisch für die Art rsp. Artengruppe. Geselligkeitshang.	mit gelegentl. Störungen Nur kurze Unruhe, leichtes Gewöhnen an regelmäßige Störungen, die nicht mehr als „feindlich“ empfunden werden. Dazu gehören auch die Störungen der Tiere untereinander und bei geselligem dichtem Zusammenleben.
Nahrung	Großes Nahrungsbedürfnis bei meist reichhaltiger Nahrung. Ist diese mal nicht vorhanden, wird auch außergewöhnliche Beute angegriffen. Ruhiges „Absuchen“ der Nahrungsquellen, langes Stehen auf einem Fleck. Verdauungs- rsp. Übersättigungsruhe.	
Fortpflanzung	Starke Teilungen, Massenaufreten (dadurch kann unter Umständen das Milieu in C. übergehen). Tiere werden durch zu häufige Teilung kleiner. Konjugation mit und ohne „Zeremonien“.	

Ungünstige (unbekannte) Umwelt

Letales Milieu

C

Störungsfrei

D

mit Störungen

E

Erlahmen der Nervenfunktionen bis zur jeweils charakteristischen Todesart.

Unruhe, „Nervosität“. Rasche, fluchtartige Bewegungen. Versuche, aus diesem Milieu herauszukommen.

„Schreckstimmung“. „Panische Nervosität“. Steigerung von C.

Temporäre Einkapselung oder Dauerhüllen

Nur gelegentliche hastige Nahrungsaufnahme. Suchen nach neuer Nahrungsart. Bald tritt „Hunger“ ein und steigert die Nervosität.

Nur die ganz großen Räuber fressen gelegentlich etwas.

Teilungen hören auf. Tiere werden kleiner, „schrumpfen ein“. Bei einigen Formen vielleicht Konjugationsstimmung? Fortpflanzungsarten innerhalb von Cyten (Autogamie, Monogamie etc).

In gewissem Sinne gehört dazu auch die Frage, warum sich Artgenossen oft nicht gegenseitig fressen, wo es doch bei den großen Räubern und Allesschlingern durchaus denkbar wäre, da bei häufigem Auftreten Tiere jeder Größe und auch kranke Tiere vorhanden sind.

In Anlehnung an die Tabelle möchte ich noch einiges hervorheben. Den typischen „Charakter“ einer Art oder Artengruppe findet man nur im günstigen Milieu, d. h. die verschiedenen Schwimmarten, Bewegungen und Stellungen bei der Nahrungs suche, die Gradation der Schreckreaktionen, alles, was mit Teilung und Konjugation zu tun hat u. a. Man findet hin und wieder in der Literatur Angaben, daß eine Art sich rasch oder langsam bewege, sich um die Achse schraube und ähnliches. Solche Angaben sind häufig nicht charakteristisch, — etwa so, als ob man ein höheres Tier in freier Wildbahn bei der Flucht beobachtet und danach seine Bewegungsart charakterisiere, oder wenn man die natürlichen Gewohnheiten von Tieren im Käfig des Zoos beobachten wolle. Die meisten differenzierten Einzeller haben sehr verschiedene Bewegungs- und Schwimmarten, die ihren Stimmungen entsprechen. Deshalb muß das Aquar — da wir sie nicht in freier Natur beobachten können — so beschaffen sein, daß sie die Gefangenschaft nicht mehr empfinden, was etwa einem größeren Wildpark entsprechen würde.

Bei dieser Gelegenheit noch ein Wort über das Aquarium als Lebensgemeinschaft im Gegensatz zur Reinkultur. Fraglos haben die Reinkulturen uns wichtige physiologische und biologische Erkenntnisse vermittelt, doch dürfen wir nicht vergessen, daß sie künstliche Zuchttäten sind, wie es solche in der Natur nicht gibt; sie sind deshalb auch mit allen Mängeln der künstlichen Versuchsanordnung behaftet. Gera de beim Studium der psycho-physischen Probleme und „Merkwelten“ muß man alles vermeiden, was der natürlichen Lebensgemeinschaft widerspricht, um nicht Verzerrungen für normale Reaktionen zu halten. Deshalb soll bei diesem Studium das Aquarium — vom großen Gefäß bis zum Objektträger-Aquar — sich möglichst der Natur anpassen. Je besser dies gelingt und je besser man die natürliche Lebensgemeinschaft auch dauernd aufrechterhalten kann, desto größer wird die Garantie, daß die zu beobachtenden Objekte normale Reaktionen zeigen. Also ist den Aquarien die allergrößte Sorgfalt zu widmen.

Wir finden ausgesprochen lebhafte, „ner vöse“ Charaktere wie z. B. *Stylonychia* und *Uroleptus*, obwohl auch sie „ruhig“

sein können, und phlegmatische Charaktere wie *Trachelius*, *Prorodon* und *Climacostomum*, wenn diese auch dazwischen mit blitzartiger Geschwindigkeit dahersausen können, sofern ihnen etwas nicht paßt. Auf diese Weise läßt sich für jede differenziertere Art ein Charakterbild entwerfen. (Wenn man das Verhalten der Arten kennt, läßt sich leicht feststellen, ob das Aquarium im „Gleichgewicht“ ist oder ob etwas nicht stimmt). Das überraschende dabei ist, wie deutlich sich die verschiedenen Charaktere abzeichnen. Die Vorstellung einer schematischen Gleichmäßigkeit weicht vor der Erkenntnis einer Mannigfaltigkeit im Verhalten auch der primitiven Lebensformen.

Ich möchte diese allgemeinen Überlegungen nicht schließen, ohne auf die Frage des Erkennens von geeigneter Nahrung einzugehen, denn sie scheint mir ebenso komplex zu sein wie das Erkennen der Artgenossen und bedarf einer vielseitigen Beobachtung in den verschiedensten Situationen. Die Sache wird so schwierig, weil wir den verschiedenen Zersetzung- und Gärungsstadien des toten Materials und dem „Eigengeruch“ des Lebenden nicht beikommen können. Die geeigneten Nahrungsquellen treten dazwischen plötzlich in minimalen Mengen an einer Stelle des Aquars auf, und sind doch stark genug, um eine große Gruppe von Tieren aus allen Ecken des Aquars heranzuziehen. Und das sind immerhin die groben Fälle. Die feinen ahnen wir nur, wenn wir z. B. eine *Diffugia* mit vielen Armen bald im Kreise schwenkend, bald vorsichtig abtastend, das Terrain sondieren sehen, oder bei einer Amoede ständig vor dem Rätsel stehen, warum sie plötzlich in eine Richtung abbiegt und nicht in die andere, warum sie „stutzt“ und warum sie bei Annäherung an bestimmte Objekte kurz kehrt macht und flüchtet. Dasselbe läßt sich in tausendfachen Varianten wiederholen. — Warum stürzen sich mehrere *Actinosphaerium* oder *Actinophrys* auf dieselbe Beute und lassen eine nebenbei liegende, uns gleich erscheinende, außer acht? Warum zieht ein *Stentor coeruleus* von den zahlreichen ihn umschwärzenden Paramaecien, die dauernd in seinen Trichter geraten und dort geraume Zeit verharren, nur gerade dieses eine in sich hinein und bleibt bei den anderen indifferent? — Bei diesen Dingen hilft uns kein künstlich angeordnetes Experiment, weil es viel zu grob ist, um die feinsten Wahrnehmungen festzustellen. Bleibt nur das ständige „Ansitzen“ und Beobachten des „Wildes“, um aus Tausenden von Fällen vielleicht einige Fingerzeige zu erhalten.

Mikroskopie in der Schule

Die Anatomie des Blattes

Von Werner Heiligmann, Welzheim

Das Blatt verdient im Unterricht besondere Beachtung, da sich in ihm wichtige physiologische Vorgänge abspielen. Man denke etwa nur an die Assimilation des Kohlenstoffs oder an die Transpiration! In diesem und in weiteren Aufsätzen soll daher versucht werden, dem Lehrer das für den Unterricht nötige praktische Rüstzeug zu reichen. Da das Gebiet sehr umfangreich ist, ist eine Beschränkung auf einzelne zentrale Themen erforderlich. So berücksichtigen wir z. B. die äußere Gestalt des Blattes nicht, da wohl die meisten Leser damit hinreichend vertraut sein dürften.

Wir müssen solche Präparate und Versuche auswählen, die sich in den geplanten Unterrichtsgang einfügen lassen. Das eine oder andere Kapitel ist wohl den Schüler-

sehr zur Herstellung dünner Schnitte. Da sie aber steter Pflege bedürfen, sind sie für die Schüler weniger geeignet. Eine frische Rasierklinge erfüllt den Zweck genau so und kann zudem durch eine neue ersetzt werden, wenn sie zu stumpf geworden ist. Zur Herstellung von Blattquerschnitten benötigen wir weiterhin Holundermark. Beim Sammeln wählt man abgestorbene Zweige, weil sich aus ihnen das Mark leicht herausschälen lässt.

Wir spalten das Holundermark mit der Rasierklinge ein Stück weit in der Längsrichtung und klemmen ein Blattstückchen so in den Spalt, daß die spätere Schnittebene quer zur Mittelrippe liegt. Oft ist es ratsam, das Blatt vorher zu falten, weil dann die Schnitte nachher nicht so leicht umkippen. Nachdem man sich eine ebene Schnittfläche geschaffen hat, setzt man die Klinge an und zieht sie zum Körper durchs Objekt. Da es meist nicht gelingt, einen gleichmäßig dünnen Schnitt herzustellen, läßt man ihn nach einer Seite aussäubern. Dort ist er dann hinreichend dünn. Die Schnitte werden mit dem Pinsel abgenommen und in Wasser gelegt, wo sie sich vom anhaftenden Holundermark lösen. Sie können nun, in Wasser eingeschlossen, frisch untersucht werden. Will man den Schnitt etwa bis zum nächsten Tag aufbewahren, dann empfiehlt es sich, ihn in einer feuchten Kammer unterzubringen. Wir schlagen dazu eine Petrischale mit feuchtem Filterpapier aus.

Zur Herstellung von Flächenschnitten spannt man das Blatt über den Zeigefinger

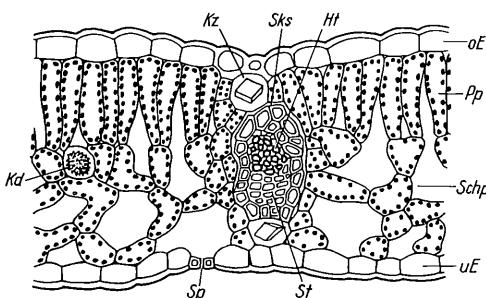


Abb. 1: Querschnitt durch ein Buchenblatt. Ht = Holzteil; Kd = Kristalldruse; Kz = Kristallzelle; oE = obere Epidermis; Pp = Palisadenparenchym; Schp = Schwammparenchym; Sks = Sklerenchymtheide; Sp = Spaltöffnung; St = Siebtteil; uE = untere Epidermis

übungen vorbehalten. Es ist notwendig, auch den jüngeren Schülern in einfacher Form etwas über die Aufgaben des Blattes zu erzählen. Deshalb erwähnen wir auch für diese Altersstufe geeignete Versuche.

Anfertigung von Mikropräparaten

Die Anatomie des Blattes kann nur an dünnten Schnitten studiert werden. Die relativ einfache Handschnittmethode reicht dabei für die Schule völlig aus. Mikrotom-schnitte befriedigen nur dann, wenn sie mit der nötigen Sorgfalt hergestellt werden, was viel Zeit und einige Erfahrung benötigt. An Geräten brauchen wir ein Messer, eine Pinzette, zwei Präparier-nadeln und einen feinen Haarpinsel. Vielfach werden Rasiermesser empfohlen, die auf einer Seite plan sind. Derartige Messer liegen gut in der Hand und eignen sich

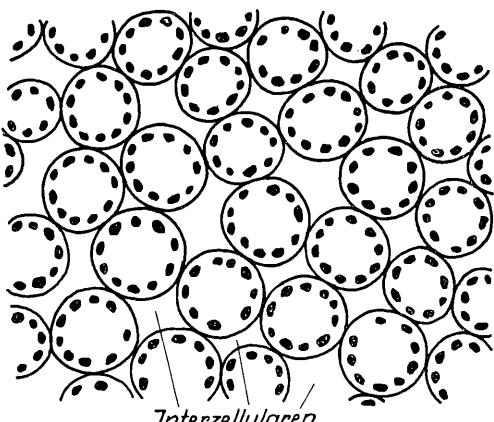


Abb. 2: Querschnitt durch das Palisadengewebe der Christrose (Helleborus)

der linken Hand und hält es mit Daumen und Mittelfinger fest. Dann versucht man, mit der Klinge möglichst dünne Schichten abzutragen. Will man nur die Epidermis haben, schneidet man ein Stück weit ein, faßt das freie Ende mit der Pinzette und zieht die Oberhaut ab.

In den Schülerübungen wird man im allgemeinen die Schnitte in frischem Zustande untersuchen lassen. Es ist jedoch vorteilhaft, für Demonstrationszwecke eine Auswahl von Dauerpräparaten bereit zu haben. Man kann die Präparate in Glyceringelatine einbetten. Das Verfahren ist sehr einfach, erfordert wenig Zeit und kann auch von Schülern ohne weiteres erlernt werden. Glyceringelatine kauft man am besten fertig (Kosmos-Lehrmittel). Eine geringe Menge der Gelatine wird auf dem Objektträger mit der Spiritusflamme bis zur Verflüssigung erwärmt (nicht kochen lassen!). Dann bringt man die Schnitte ein und bedeckt mit einem Deckgläschen. Da die Glyceringelatine mit der Zeit austrocknet, muß man nach etlichen Monaten mit Lack oder Caedax umranden. Eine wesentlich elegantere Methode hat ZELLER beschrieben. Man bringt auf ein kleines Deckglas Glyceringelatine undbettet ein. Dann bedeckt man mit einem größeren Deckglas. Auf dem Objektträger streicht man dünnflüssiges Caedax aus (evtl. mit Xylool verdünnen). Die bestrichene Fläche soll den Abmessungen des großen Deckglases entsprechen. Alsdann legt man die beiden Deckgläser, kleines Glas nach unten, auf. Auf diese Weise wird ein sauberer und absolut dichter Abschluß erzielt.

Glyceringelatinepräparate befriedigen nicht immer. Wir wollen uns deshalb mit einigen komplizierteren Verfahren vertraut machen. Am besten werden die Objekte vor dem Schneiden fixiert. Die beiden erwähnten Fixiergemische sind leicht zu handhaben und führen zu guten Resultaten.

1. Gemisch nach CARNOY. Das Gemisch besteht aus 60 ccm Alkohol abs., 10 ccm Eisessig und 30 ccm Chloroform. Die Fixierung ist nach 24 Stunden beendet. Man wäscht dann in 50%igem Alkohol aus. Falls man die fixierten Stücke nicht gleich weiter verarbeiten kann, bringt man sie in die Aufbewahrungsflüssigkeit nach STRASBURGER (Gemisch aus gleichen Raumteilen Alkohol, Glycerin und Wasser).
2. Formessigsprit nach DIETTRICH. Das Gemisch erlaubt die Verwendung des billigen Brennspiritus. Zusammensetzung: 100 ccm Brennspiritus, 10 ccm Formol, 3 ccm Eisessig. Die Fixierdauer beträgt etwa 24 Stunden. Die Objekte kommen dann sofort in 60%igem Alkohol.

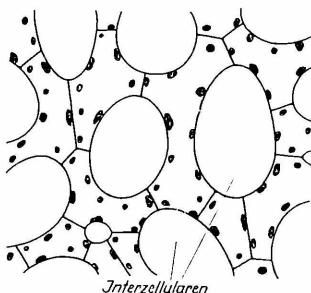


Abb. 3: Schwammgewebe von *Helleborus*

Beim Fixieren ist zu beachten, daß man nicht zu wenig Fixierflüssigkeit nimmt. Ihr Volumen soll das fünfzigfache des Volumens der zu fixierenden Stücke betragen.

Zur Färbung sei das vielbenutzte Hämatoxylin nach DELAFIELD empfohlen. Die Färbung liefert klare Bilder und läßt Zellwände, Plasma und Kern deutlich hervortreten. Wir bereiten uns zunächst eine Lösung von 15 g Ammoniakalaun in 100 ccm dest. Wasser. Die Lösung bleibt einige Tage stehen, wobei man öfters umschüttelt. Sodann löst man 1 g Hämatoxylin in 6 ccm absolutem Alkohol. Diese Lösung wird tropfenweise zur ersten Lösung gegeben (schütteln!). Die Farblösung bleibt nun etwa 1 Woche stehen. Dabei soll sie dem Licht und der Luft ausgesetzt sein. Anschließend fügt man 25 ccm Methylalkohol und 25 ccm reines Glycerin zu und filtriert nach einigen Tagen über Glaswolle. Die Farbe wird in gut verkorkten Glasflaschen aufbewahrt. Sie ist nach etwa 2 Monaten gebrauchsfertig. Die Lösung ist jahrelang haltbar. Die Färbedauer beträgt bei der unverdünnten Lösung ca. 5 Minuten. Besonders verdünnt man stark mit dest. Wasser

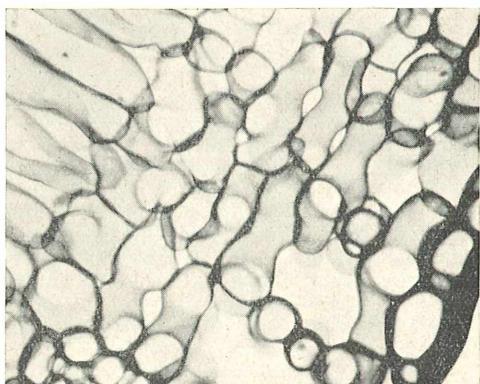


Abb. 4: Sehr dicker Handschnitt durch ein *Helleborus*-Blatt: Ausschnitt aus dem Schwammgewebe. Zellinhalt mit Eau de Javelle entfernt. Deutlich die Interzellularen (Zwischenzellräume). Aufnahme Krauter.

und färbt entsprechend länger. Die gefärbten Schnitte werden in Leitungswasser ausgewaschen. Die rote Farbe schlägt dabei nach Blau um. Nach dem Wässern kommen die Schnitte in Alkohol steigender Konzentration (z. B. 40%—60%—80%—90%). Dabei wird ihnen das Wasser wieder entzogen. In den einzelnen Alkoholstufen bleiben die Objekte ungefähr 5 Minuten. Nun schalten wir vor dem Einbetten in Caedax Terpineol ein, das die letzten Spuren des Wassers aufnimmt.

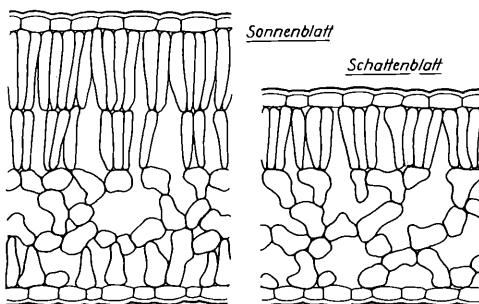


Abb. 5: Querschnitt durch Sonnenblatt und Schattenblatt der Buche

Die Dreifachfärbung von BUXBAUM gestattet eine Unterscheidung von Cellulose, Kork, Kutin und Lignin. Cellulose erscheint violett, Kork und Kutin rot, Holz gelb. Frisch filtrierte Hämatoxylinlösung wird so lange mit dest. Wasser versetzt, bis sie eine hellrote Färbung zeigt. Dann fügt man so lange eine wässrige und ebenfalls frisch filtrierte Chrysoidinlösung zu, bis die Lösung einen gelblichen Farbstich bekommt. Da die Mischung nicht haltbar ist, muß sie jeweils frisch bereitet werden. Um Überfärbung zu verhüten, muß die Färbung mikroskopisch kontrolliert werden. Die Weiterbehandlung entspricht bis zum 90%igen Alkohol der oben geschilderten. Aus dem 90%igen Alkohol überführen wir in 100%igen Alkohol. Von dort kommen die Schnitte in eine frisch filtrierte hellrote Lösung von Sudan III in Xylol. Wenn die Kutikula intensiv rot gefärbt ist, wird in reinem Xylol abgespült und in Caedax eingebettet.

Die Färbung, Entwässerung usw. nimmt man in Uhrgläsern vor. Die Schnitte werden mit einem feinen Pinsel von einer Flüssigkeit in die andere übertragen. Wenn wir Siebeimerchen verwenden, braucht man die Schnitte nicht jedesmal anzufassen, was zu Beschädigungen führen kann. Die Siebe kann man sich nach KRAUTER auf folgende Weise selbst herstellen: Man schneidet von einem Reagenzglas die oberen 2–3 cm mit einer Ampullenfeile ab. Das obere Ende wird mit Nylon- oder

Perlòngewebe (alte Damenstrümpfe) überzogen. Das Gewebe befestigen wir mit einem Kupfer- oder Messingdraht. Wir bringen unsere Schnitte ins Sieb und stellen dieses in die entsprechenden Flüssigkeiten, die wir in Präparategläser einfüllen. In stärkere Säuren oder Laugen dürfen wir unser Sieb allerdings nicht bringen, da dies die Kunstfasern nicht überstehen.

Der innere Bau des Laubblattes

Den Bau eines typisch dorsiventralen Blattes studieren wir am Beispiel des Buchenblatts. Buchenblätter sind leicht zu beschaffen und außerdem in vielen Lehrbüchern eingehend beschrieben. Es sei jedoch empfohlen, auch andere Blätter ähnlichen Baus zu untersuchen. Auf dünnen Querschnitten bemerken wir, daß das Blatt auf der Ober- und Unterseite von einer dünnen, nur eine Zellenlage umfassenden Haut, der *E p i d e r m i s* (Oberhaut), umschlossen wird. Die Epideriszellen führen kein Chlorophyll (mit Ausnahme der Schließzellen). Die Außenwände der Zellen sind verdickt und schließen nach außen mit einem dünnen Häutchen, der sog. *Kutikula* ab. Sie besteht aus Kutin, einer verwickelt gebauten Verbindung aus Alkoholestern hoher Fettsäuren. Legt man den Schnitt in Chlorzinkjodlösung, dann färbt sich die Kutikula gelbbraun, während die

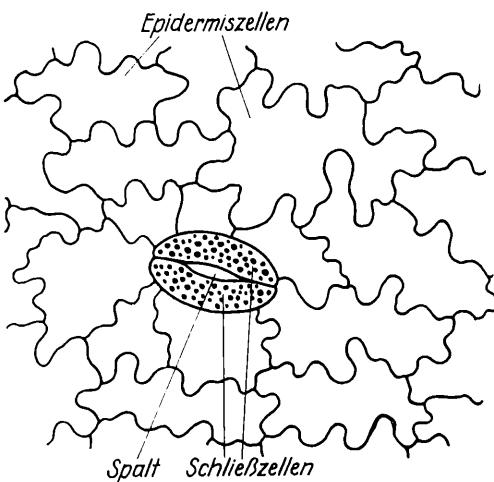


Abb. 6: Spaltöffnungen in der unteren Oberhaut

Cellulose nicht kutinierter Zellwände violett erscheint. Zur Bereitung von Chlorzinkjodlösung löst man 25 Teile Zinkchlorid in 8 Teilen dest. Wasser und fügt nach dem Erkalten 8 Teile Jodkalium und nach Lösung außerdem 1,5 Teile Jod zu. Die Kutikula setzt die Transpiration stark

herab und ist daher bei Pflanzen trockener Standorte besonders gut entwickelt.

Die Gewebe zwischen Ober- und Unterhaut heißen insgesamt Mesophyll. Der obere Teil des Mesophylls wird von langgestreckten, zylindrischen Zellen gebildet, die oft nach unten zusammenneigen und an trichterförmige Zellen des folgenden Gewebes anschließen. Nach seinem Aussehen nennt man dieses Gewebe Palisadenparenchym. Auf Flächenschnitten erscheinen seine Zellen rundlich. Die Zwischenräume (Interzellularen) nehmen einen relativ geringen Raum ein. Die Palisadenzellen enthalten viel Chlorophyllkörper (Chloroplasten). Sie stellen daher den bevorzugten Ort der Assimilation dar. Der untere Teil des Mesophylls wird vom Schwammgewebe ausgefüllt. Es enthält große Interzellularräume und weist daher ein schwammiges Aussehen auf. Auf Flächenschnitten erscheinen die Zellen des Schwammgewebes sternförmig. Sie enthal-

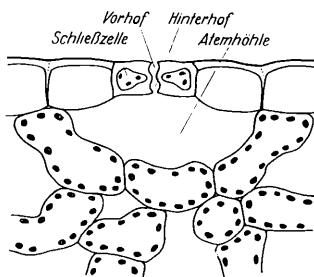


Abb. 7: Spaltöffnung im Querschnitt

ten wesentlich weniger Chlorophyll als die Palisadenzellen. Das Schwammgewebe dient in erster Linie dem Gasaustausch. Es sei an dieser Stelle darauf hingewiesen, daß das Licht auf die Ausbildung der erwähnten Gewebe Einfluß hat. So kann man bei der Buche Sonnen- und Schattenblätter unterscheiden. Licht und Trockenheit begünstigen die Ausbildung des Palisadenparenchym, Schatten und Feuchtigkeit die des Schwammparenchym. Die Blattrippen enthalten in Ein- oder Mehrzahl die Leitbündel. Ihr Gefäßteil liegt oben, ihr Siebteil unten.

Wir wenden uns nun nochmals der Epidermis zu. Zur Untersuchung ziehen wir ein Stück der Oberhaut ab. Unter dem Mikroskop erkennen wir, daß die Epidermiszellen lückenlos aneinanderschließen. Da die Zellwände wellig verlaufen sind, sind die Zellen zudem miteinander verzahnt. So entsteht eine feste Haut, die das zarte Mesophyll vor Verletzung und Austrocknen schützen kann. In der Epidermis der Blattunterseite bemerken wir zahlreiche Spaltöffnungen. Sie

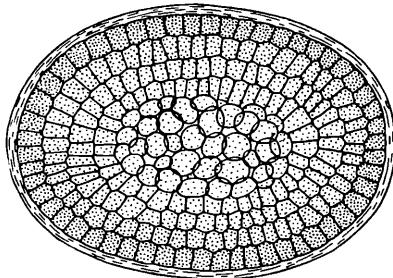


Abb. 8: Querschnitt durch das Blatt des Mauerpfeffers

finden sich manchmal auch in der oberen Epidermis, etwa bei manchen Heidelbeerblättern und bei Schwimmblättern. Die Spalten ermöglichen den Gasaustausch und die Transpiration. Die Transpiration kann unter ungünstigen Verhältnissen durch teilweisen oder vollständigen Spaltschluß gedrosselt werden. Das Epidermispräparat zeigt weiterhin, daß der Spalt von zwei Zellen umschlossen wird, die sich auch durch ihren Chlorophyllgehalt von den übrigen Epidermiszellen unterscheiden. Sie können durch Wasseraufnahme den Spalt öffnen bzw. ihn durch Wasserabgabe schließen. Sie heißen daher Schließzellen. Wie wir auf unseren Blattquerschnitten feststellen, sind die Wände der Schließzellen auf der Spaltseite verdickt, während die Rückwand unverdickt bleibt.

Als nächstes Beispiel wollen wir das Blatt des Mauerpfeffers betrachten. Der Mauerpfeffer lebt als Felsbewohner auf trockenen Standorten. Das Blatt läßt daher Einrichtungen erwarten, die die Transpiration herabsetzen. Die

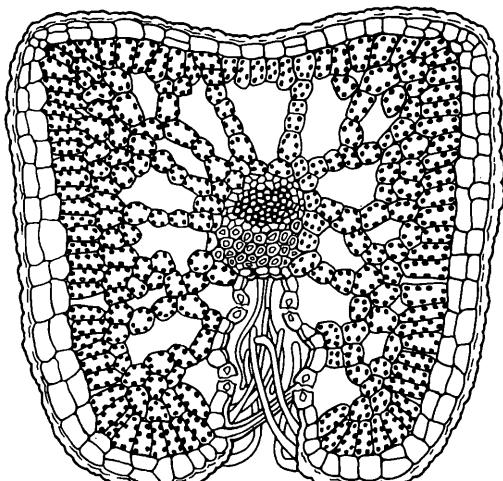


Abb. 9: Querschnitt durch das Blatt des Heidekrauts

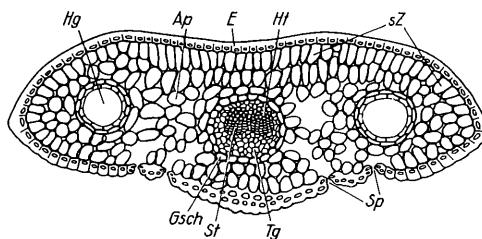


Abb. 10: Querschnitt durch eine Tannennadel:
Ap = Assimilationsparenchym; E = Epidermis;
Gsch = Gefäßbündelscheide; Hg = Harzgang;
Ht = Holzteil; Sp = Spaltöffnungen; St = Siebteil;
Sz = subepidermale Zellen

walzenförmige Gestalt bedingt eine relative Verkleinerung der Oberfläche, was insofern wichtig ist, als auch durch die Epidermis hindurch Wasser abgegeben wird (kutikuläre Transpiration). Beim Studium von Querschnitten bemerken wir, daß das Blatt nicht dorsiventral gebaut ist. Ober- und Unterseite sind im Bau nicht unterschieden. Auf ein chlorophyllreiches Assimilationsparenchym folgt im Blattinnern ein chlorophyllarmes lockeres Gewebe. Die Kutikula ist gut entwickelt, die Zahl der Spaltöffnungen ist gering. Auf diese Weise werden zu hohe Transpirationsverluste vermieden. Im Blatt wird außerdem Wasser gespeichert (Blattsukkulenz).

Das wintergrüne Heidekraut bedarf ebenfalls eines Transpirationsschutzes, da es ja während der kalten Jahreszeit kein Wasser aus dem Boden aufnehmen kann. Blätter, die solche Einrichtungen besitzen, nennt man xeromorph (an Trockenheit angepaßt). Eine Verringerung der relativen Oberfläche wird hier durch Einrollen der Blattränder nach unten erreicht. Die Epidermis besitzt eine starke Kutikula. Die Zahl der Spaltöffnungen ist auch hier reduziert. Da sie zudem in einer von Haaren überdeckten Rinne auf der Blattunterseite sitzen, sind sie der austrocknenden Wirkung des Windes entzogen. Solche Rollblätter finden wir vielfach auch bei Gräsern.

Aus denselben Gründen wie beim Heidekraut finden wir auch bei unseren Na-

delholzern xeromorphe Blätter. Die Nadelform hat wiederum eine Verringerung der relativen Oberfläche zur Folge. Wir wollen die Tannennadel (*Abies*) näher betrachten. Dazu stellen wir Querschnitte her. Die Zellwände der Epideriszellen sind außerordentlich verstärkt. Weitere subepidermale Zellen weisen ebenfalls verdickte Zellwände auf. Die Spaltöffnungen sind in die Epidermis eingesenkt und zudem oft mit Wachs verstopft. Im Blatt liegt ein Nerv, der zwei Leitbündel mit Holzteil (oben) und Siebteil (unten) enthält. Zwischen Leitbündelscheide und Leitbündeln liegt das Transfusionsgewebe, das offenbar dem Stoffaustausch zwischen Leitbündel und Mesophyll dient. Das restliche Gewebe besteht aus assimilierenden, Chlorophyll führenden Zellen. Auf unseren Schnitten finden wir weiterhin Harzgänge, die von einer dickwandigen Scheide umschlossen sind. Die Innenwand ist mit einer einschichtigen Zellage ausgekleidet, deren Zellen Harz abscheiden (Drüseneipithel).

Zum Schluß sei auf die Anpassungen an feuchte Standorte hingewiesen. Die Blätter zeigen folgende Merkmale: Sie besitzen große und zarte Blattspreiten, haben also eine große transpirierende Oberfläche. Die Außenwände der Epidermis sind dünn, die Kutikula ist zart. Die Spaltöffnungen sind niemals eingesenkt. Das Mesophyll ist wenig mächtig und besitzt große Zellen sowie weite Interzellularen. All dies läuft auf eine Förderung der Transpiration hin aus, die für die Aufrechterhaltung des Wasserstroms in der Pflanze wichtig ist.

L i t e r a t u r

1. KRAUTER: Mikroskopie im Alltag, Franckh, Stuttgart
2. Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, Fischer, Stuttgart
3. MOLISCH-HÖFLER: Anatomie der Pflanze, Fischer, Stuttgart
4. SCHÖMMER: Kryptogamenpraktikum, Franckh, Stuttgart
5. STEHLI-KRAUTER: Mikroskopie für Jedermann, Franckh, Stuttgart
6. STRASBURGER-KOERNICKE: Kleines botan. Praktikum, Fischer, Stuttgart
7. WALTER: Grundlagen des Pflanzenlebens, Ulmer, Stuttgart (Ludwigsburg)

Zur Einführung in die Mikroskopie

Mikroaufnahmen ohne Fotoapparat

Von Jörg Knoll, Leiwen/Mosel

Die einfachste Art, ein mikroskopisches Präparat naturgetreu festzuhalten, ist die Photographie. Aber für manchen Mikroskopiker wird die Anschaffung einer Kamera zu teuer sein; mit der hier beschriebenen Methode kann man ausgezeichnete Photographien ohne Apparat anfertigen.

Zur Herstellung des Gerätes (Lichtkasten, Gestell für Plattenrahmen, Dunkelkammerlampe) benötigt man: 2 leere Zigarrenkisten, 2 Lampenfassungen mit Schnur und Stecker, 2 möglichst matte Glühbirnen 15 Watt, 1 Abzweigstecker, 1 Mattscheibe 9×12, 1 schwarzes Tuch und Photoplatte 9×12.

Diese Dinge werden keine großen Kosten verursachen.

Man nimmt nun eine der Zigarrenkisten und schneidet in die Schmalseite ein Loch für die Fassung, in die eine Glühbirne geschaubt wird. Die Stelle über dem Glühfaden wird auf dem Deckel angezeichnet. Dorthin kommt als Lichtaustrittsöffnung ein Loch von ca. 1 cm Durchmesser. Der Deckel wird nun vorsichtig angenagelt und alle Ritzten, durch die noch Licht dringen könnte, werden mit Isolierband geschlossen. Auf den Lichtkasten bzw. dessen Öffnung kommt ein Pappröllchen von demselben Durchmesser wie das Loch im Deckel (ca. 1 cm). Nun wird die Entfernung vom Kistendeckel bis zum Objektivtisch (bzw. dessen unterer Fläche) gemessen, wenn das Mikroskop auf der Kiste steht. Da das Pappröllchen die Aufgabe hat, das Licht direkt in die Blendenöffnung des Mikroskopes zu leiten, muß es lichtdicht anliegen.

Auf die gleiche Weise fertigt man die Dunkelkammerlampe, wozu man die zweite Kiste, Fassung und Lampe braucht. Aber an Stelle des kleinen runden Loches im Deckel kommt hier ein Ausschnitt, der sich nach der Größe einer grünen Filterscheibe richtet, die beim Fotohändler zu haben ist. Der Ausschnitt wird 1 cm kleiner als die Filterscheibe gelassen, so daß diese rings $\frac{1}{2}$ cm über den Lochrand hinaussteht. Auch dieser Kasten muß, mit Ausnahme der Lichtöffnung, vollkommen lichtdicht sein.

Nun ist noch das Gestell für die Fotoplatte zu bauen. Ein Vierkantstab, etwa 15×25 mm, wird 45 bis 50 cm lang geschnitten und lotrecht auf einem Fußbrettchen befestigt. Auf dem oberen Ende bringt man rechtwinklig einen Rahmen an, der aus 5-mm-Sperrholz ausgesägt werden kann. Die Maße dazu: innen 8×11 cm, außen 11×13 cm. Obenauf wird ein zweiter Rahmen geklebt, der aus 1 mm starker Pappe gefertigt wird. Seine Maße: innen $9,2 \times 12,2$ cm, außen 11×13 cm. Er dient der Mattscheibe bzw. den Photoplatte als Halt gegen seitliches Verrutschen. Es bleibt den Einzelnen überlassen, ob er die Deckel abnehmbar gestalten, und ob er den Rahmen verschiebbar anbringen will.

Für die Aufnahmen ist die 1. Bedingung ein völlig dunkles Zimmer; deshalb ist es ratsam, am Abend zu photographieren. Nachdem man sich überzeugt hat, daß tatsächlich nirgendwo ein Lichtschimmer eindringt, schaltet man die Deckenbeleuchtung und die Dunkelkammerlampe ein. Vom Mikroskop entfernt man Spiegel und Okular und setzt es so auf den Deckel des Beleuchtungskastens, daß die Blendenöffnung (größte Blende) über die Mitte des Pappröllchens kommt. Die Mattscheibe wird nun in den Rahmen gelegt (matte Seite nach

unten!). Sieht man auf ihr statt einer Lichtscheibe nur einen Halbmond, muß man den Lichtkasten mit dem Mikroskop solange rücken, bis die gewünschte kreisrunde Fläche erscheint. Falls es noch einige helle Reflexe gibt, die von Spiegelungen der inneren Tubuswand herrühren, rollt man ein mattes dunkles Stück Papier in den Tubus, das in dem Bestreben, sich aufzurollen, sich von selbst der Wand anlegt und die Reflexe verhindert. Nun legt man das Präparat auf und stellt auf der Mattscheibe ein helles Bild ein.

Geht jetzt alles in der bestimmten Reihenfolge, so kann nichts schief gehen:

Stecker herausziehen, Mattscheibe abnehmen, Deckenlicht aus, Photoplatte ein-

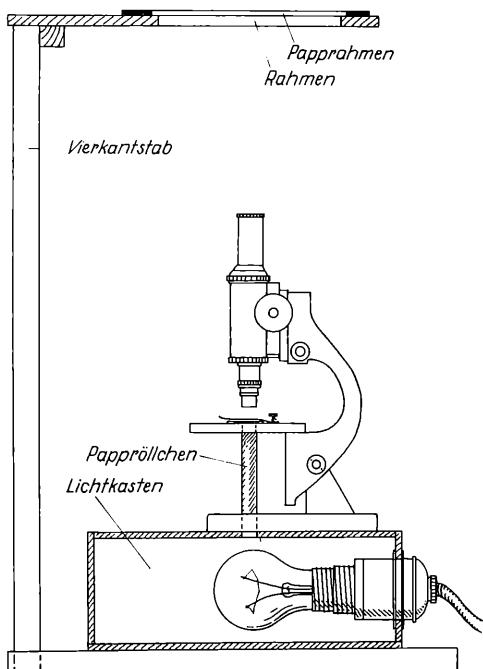


Abb. 1: Erklärung im Text

legen (helle, matte Seite nach unten!), Stecker einstecken, Belichtungszeit abzählen: 21, 22, 23, usw., Stecker heraus, Photoplatte möglichst ohne Fingerabdrücke abnehmen, Deckenlicht an — fertig! Während dieses Vorganges brennt nur die Dunkelkammerlampe.

Die Belichtungszeit ist nicht zu normen: Sie richtet sich ganz nach Lichtquelle, Präparat und Photomaterial. Am besten, man macht bei gleicher Einstellung, gleichem Material und Präparat drei Aufnahmen: 5, 10 und 15 Sekunden Belichtungszeit.

Bei einiger Übung werden mit der Zeit Fehler weitgehend vermieden.

Fruchtblätter und Samenanlagen bei bedecktsamigen Blütenpflanzen

Von Helmut Dietz, Kelkheim

Die Blüte ist ein Sproß begrenzten Wachstums, dessen Vegetationskegel zur Bildung der einzelnen Blütenorgane völlig aufgebraucht wird. Die Ansatzstelle der einzelnen Blütenelemente — durchweg umgebildete Blattformen — ist bei den bedecktsamigen Blütenpflanzen recht einheitlich. Der aus Kelch und Blumenkrone bestehenden Blütenhülle (dem Perianth) folgen achsenauwärts die Staubblätter (das Androeceum) und daran anschließend die Fruchtblätter. Die Gesamtheit der Fruchtblätter bildet den weiblichen Blütenteil oder das Gynoecium. (Abb. 1, I). Läßt man in dieser Figur die den Kelch bildenden Blattorgane unberücksichtigt, so haben wir Verhältnisse vor uns, wie wir

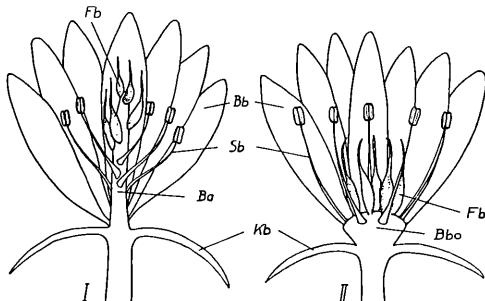


Abb. 1: I Schema einer Blüte, deren einzelne Organe an verlängerter Achse ansetzen. Denkt man sich die Kelchblätter (Kb) entfernt, so entspricht die Figur dem Bauplan einer Magnoliaceen-Blüte, wobei die Fruchtblätter (Fb) dem Ende der Blütenachse (Ba) ansitzen. Bb Blütenblätter, Sb Staubblätter.

II Schema einer Blüte, deren Achse gestaucht und zum Blütenboden (Bbo) verbreitert ist. Die einzelnen Blattformationen folgen so dicht aufeinander, daß sie auf gleicher Höhe zu entspringen scheinen. Bezeichnungen wie in I

sie bei der Familie der Magnoliaceae an treffen, zu der auch der bei uns häufig angepflanzte, nordamerikanische Tulpenbaum, *Liriodendron tulipifera*, gehört. Die unbestimmte Zahl und die spirale Stellung der einzelnen Blütenorgane an langer Achse erinnern noch sehr an die Zapfenblüten nacktsamiger Pflanzen, weshalb diese Familie in der botanischen Systematik im Anschluß an die Nacktsamer die Abteilung der Bedecktsamer einleitet. Bei den meisten bedecktsamigen Blütenpflanzen dagegen ist die Achse im Bereich der Blüte stark gestaucht und etwas verdickt, wodurch der sogenannte Blütenboden entsteht und die einzelnen Blütenorgane fast auf gleicher Höhe zu entspringen scheinen.

(Abb. 1, II). Die Fruchtblätter, auf die alleine im folgenden näher eingegangen wird, finden sich in der Magnoliablüte am Ende und damit an der höchsten Stelle der Blütenachse, während wir infolge der Achsenstauchung die Fruchtblätter bei den meisten anderen Bedecktsamern als innerste Blütenorgane antreffen.

Im Gegensatz zu den nacktsamigen Pflanzen oder Gymnospermen zeichnen sich die Angiospermen (Bedecktsamer) dadurch aus, daß ihre Fruchtblätter die Samenanlagen einschließen. Lediglich die zu den Gymnospermern zählenden *Juniperus*- (Wachholder-) Arten machen hier eine Ausnahme, denn ihre Fruchtblätter wachsen ebenfalls zu einem Gehäuse, dem Beerenzapfen, zusammen, der unter dem Namen Wachholderbeere als Gewürz allgemein bekannt ist. Auch unter den Bedecktsamern finden sich Abweichungen, so die Familie Resedaceae mit dem gelben Wau, *Reseda lutea*, als bekanntestem einheimischen Vertreter. Hier nämlich bleibt der Stempel oben immer offen. Während bei den Nacktsamern, die übrigens ausschließlich Holzpflanzen sind, der Pollen unmittelbar auf die am Grund der Fruchtschuppe frei liegende Samenanlage gelangt und dort einen Pollenschlauch ausbildet, keimt dieser bei den Bedecktsamern weitab von den Samenanlagen auf den Narben aus. Ein anderer wesentlicher Unterschied zwischen den beiden Abteilungen der Samenpflanzen besteht in der Ausbildung von Narben, die immer nur bei den Bedecktsamern angetroffen werden. Während der Griffelbereich eines Fruchtblattes unterdrückt sein kann, wodurch dann die Narbe, wie bei der Gattung *Papaver* (Mohn), dem Fruchtknoten direkt aufsitzt, fehlt diese niemals bei den Bedecktsamern; sie ist für die Vermittlung des Befruchtungsgeschehens durch die Aufnahme der Pollenkörper unerlässlich. Das Verständnis der Fruchtblätter bietet dort wenig Schwierigkeiten, wo der Stempel nur aus einem einzigen Fruchtblatt besteht¹⁾. Bei den Blüten der Schmetterlingsblüter ist ein derartiger Bauplan verwirklicht und als Objekt unserer Untersuchungen wählen wir die Gartenbohne, *Phaseolus vulgaris*, oder die Erbse, *Pisum sativum*. Präpariert man vorsichtig mit Hilfe einer Pinzette Kelch- und Blumenblätter sowie die Staubblätter weg, so bleibt der Stempel alleine übrig. Schon mit blo-

¹⁾ Als Stempel (Pistill) bezeichnet man das einzelne, in Fruchtknoten, Griffel und Narbe gegliederte Fruchtblatt (Carpell) oder das aus der Verwachsung mehrerer Carpelle entstandene einheitliche Organ.

Dem Auge erkennt man die Gliederung des Fruchtblattes in einen dem Blütenboden mit breiter Basis ungestielt aufsitzenden, bauchigen Teil, den Fruchtknoten. Diesem „fertilen“ Teil des Fruchtblattes folgt ein sich stark verjüngender, bei der Bohnen fadenförmig ausgebildeter, steriler Abschnitt, der Griffel. Das freie Ende des Griffels ist mit kleinen, papillenförmigen, meist eine süße, klebrige Flüssigkeit ausscheidenden Zellen besetzt und wird in seiner Gesamtheit als Narbe oder Stigma bezeichnet (Abb. 2, I). Ein Querschnitt durch den Fruchtknoten ist in Abb. 2, II wiedergegeben. Der Mittelrippe eines gewöhnlichen Laubblattes entspricht hier die Rückennaht, in deren Bereich das Hauptgefäß als Mittelnerv verläuft. Ihr gegenüber liegt die Bauchnaht. Morphologisch gesehen ist die Außenseite des Fruchtknotens der Unterseite eines flächigen Laubblattes vergleichbar, während die Innenfläche der Blattoberseite entspricht. Denkt man sich ein gewöhnliches Laubblatt von seinen Rändern her nach oben zu einem schlauchförmigen Gebilde eingerollt und mit seinen Rändern verwachsen, so haben wir die Verhältnisse des in Rede stehenden Bohnen- oder Erbsenfruchtblattes vor uns. Die Verwachsung des Blattrandes bildet die Bauchnaht. Entlang dieser Bauchnaht sind im Inneren des Fruchtknotens in sehr frühem Stadium der Blütenknospe beiderseits und miteinander abwechselnd kleine Gewebehöcker zu erkennen, aus denen bei zunehmendem Größenwachstum der Blütenknospe die Samenanlagen hervorgehen. Die beiden leistenförmigen, etwas angeschwollenen Randteile des Fruchtblattes, die die Samenanlagen tragen, werden Plazenten (Einzahl: Plazenta) genannt. Ein solch jugendliches Stadium der Fruchtblattentwicklung stellt der Querschnitt in Abbildung 2, II, dar. Hier zeigt sich die aus der Plazenta hervorgegangene, noch embryonale Samenanlage in Form eines zentralen Gewebebürgers, der von zwei ringförmigen, wulstigen Gewebepartien umgeben wird. Eine gleiche Samenanlage in nur wenig älterem Zustand ist in Figur IV abgebildet. An ihr ist zum Unterschied von der Samenanlage in II deutlich zu erkennen, daß der zentrale Körper von dem inneren Gewebewulst vollständig umschlossen ist und sich die äußere ringförmige Gewebezone beträchtlich nach der Spitze des Organs geschoben hat. Etwa im Stadium der beginnenden Knospenentfaltung hat auch der äußere Mantel den inneren überwuchert, an seiner Spitze aber eine kreisförmige Öffnung frei gelassen, die mit der des inneren Gewebemantels korrespondiert, wodurch insgesamt ein auf das Zentralgewebe stoßender Kanal entsteht. Vergleichen wir diese Verhältnisse mit früheren Abbildungen von Querschnitten durch fertig ausgebildete

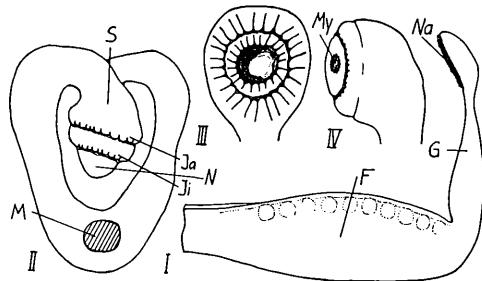


Abb. 2: I *Pisum sativum* (Erbse). Seitliche Ansicht des freipräparierten Fruchtblattes einer Erbsenblüte; die Samenanlagen punktiert gezeichnet. Na Narbe, G Griffel, F Fruchtknoten. II *Phaseolus vulgaris* (Bohne). Querschnitt durch ein jugendliches Fruchtblatt mit bloßgelegter, embryonalen Samenanlage (S); an ihr die beiden Integumente zu erkennen, die den noch an seiner Spitze freien Nucellus (N) ringförmig umwallten. Ia äußeres Integument, II innere Integument. III die gleiche Samenanlage von vorne mit den den Nucellus in Form zweier Wülste umgebenden Integumenten. IV hat das innere Integument das Nucellusgewebe bis auf den Bereich der Micropyle (My) völlig umschlossen, während der äußere Mantel seinen Wachstumsprozeß noch fortsetzt.

Samenanlagen (Mikrokosmos 47, H. 14, 1958), so wird klar, daß es sich bei den umwachsenden Gewebemanteln um die beiden Integumente handelt, von denen der Zentralkörper, bei dem wir es mit dem jugendlichen Nucellus zu tun haben, umgeben wird.

Der am Zentralkörper beginnende, von dem umwallenden Gewebe röhrenförmig ausgesparte Kanal stellt die Micropyle dar.

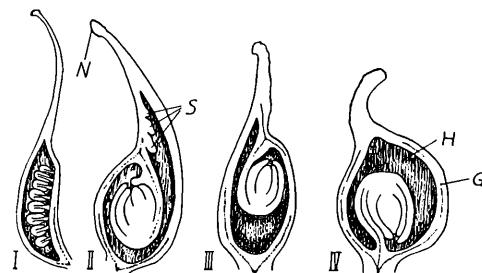


Abb. 3: Einzelne Fruchtblätter des weiblichen Blütenteils verschiedener Gattungen der Polycarpicæ. I *Helleborus orientalis*. Längsschnitt durch ein Fruchtblatt mit einer Anzahl entlang der Placenta entspringender Samenanlagen. II Bei *Anemone nemorosa* werden noch mehrere embryonale Samenanlagen gebildet, von denen aber nur eine zur befruchtungsfähigen Reife gelangt, während die anderen (S) verkümmern. N Narbe. Bei *Thalictrum minus* (III) und *Ranunculus acer* (IV) findet sich nur noch eine einzige Samenanlage. H Fruchtknotenhöhlung, G längs getroffene Gefäßbündel.

Die Ordnung der Polycarpicae zeichnet sich dadurch aus, daß der Fruchtknoten aus einer mehr oder weniger großen Zahl von einzelnen, nicht miteinander verwachsenen Fruchtblättern besteht, worauf ja schon der Ordnungsname hinweist (poly = viel, carpos = Frucht). Die wichtigste und bekannteste Familie unter den Polycarpicae bilden die Hahnenfußgewächse, zu der unter anderen die Gattungen Nieswurz (*Helleborus*), Rittersporn (*Delphinium*), Windröschen (*Anemone*), Wiesenraute (*Thalictrum*) und Hahnenfuß (*Ranunculus*) gehören. An diesen Arten läßt sich recht gut der Übergang von mehrsamigen zu einsamigen Fruchtknoten an Hand dünner Längsschnitte durch die entsprechenden Fruchtblätter nachweisen (Abb. 3). Beim Nieswurz oder der Wiesenraute treffen wir mehrsamige Fruchtblätter an (I), die sich

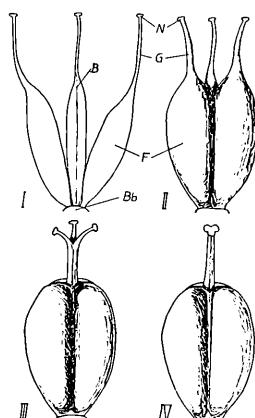


Abb. 4: Schema der Fruchtblattverwachsung. I apocarpes Gynoecium mit drei Fruchtblättern, wie es sich beim Sturmhorn (*Aconitum napellus*) oder dem Rittersporn (*Delphinium consolida*) findet. B Bauchnaht eines Fruchtblattes, Bb Blütenboden. In II sind die Fruchtknotenabschnitte (F) der drei Fruchtblätter miteinander verwachsen, während die Griffel (G) und die Narbenregion (N) noch frei sind. III der Verwachungsprozeß hat auch den Großteil des Griffelbereiches erfaßt. Lediglich die spitzenwärts gelegenen Griffelabschnitte mit den Narben sind noch voneinander isoliert. In IV sind Fruchtknoten, Griffel und Narbe eines jeden Fruchtblattes zu einem einheitlichen Pistill verschmolzen.

nach der Reife nur an der Bauchnaht öffnen, um die Samen zu entlassen (Balgrüchte). Dagegen springen die vorher besprochenen, der Ordnung der Leguminosae (Hülsenfrüchtler) zugehörigen Bohne und Erbse nach der Samenreife an Bauch- und Rückennaht auf, was für die als Hülse bezeichnete Fruchtform charakteristisch ist. Beim Windröschen oder der Kuhsschelle sind zwar im Jugendstadium noch mehrere Samenanlagen anzutreffen, doch wächst

nur eine einzige bis zum empfängnisreifen Zustand heran (Abb. 3, II). Schließlich tragen die Fruchtknoten bei der Wiesenraute oder dem Hahnenfuß überhaupt nur noch eine Samenanlage (III, IV).

Enthält eine Blüte, etwa wie bei den Hahnenfußgewächsen, mehrere bis viele voneinander unabhängige Fruchtblätter, so spricht man von einem apocarpen Gynoecium. Im Gegensatz dazu nennt man das weibliche Blütenorgan coenocarp, wenn seine Fruchtblätter zu einem einheitlichen Gebilde, dem Stempel oder Pistill, miteinander verwachsen sind. Wie das Schema in Abbildung 4 zeigt, lassen sich unter den coenocarpen Stempeln verschiedene Grade der Fruchtblattverwachsung feststellen. Die hier angenommenen drei Fruchtblätter können zu einem Pistill vereinigt sein, wobei aber Griffel und Narbe frei bleiben. Diese Verhältnisse finden wir bei den Nelken- und Leingewächse (Caryophyllaceae, Linaceae). Bei der sehr artenreichen Familie der Korbblütler (Compositae) sind auch die Griffel der zwei Fruchtblätter in den Verwachungsprozeß einbezogen; lediglich die beiden Narben sind völlig frei. Dieses Verhalten wird durch die Figur III des Schemas in Abbildung 4 veranschaulicht. Endlich findet sich eine vollständige Verschmelzung der Fruchtblätter bei den Kreuzblütlern (Cruciferae), bei denen auch die Narben miteinander verwachsen sind (IV) und lediglich durch ihre mehr oder minder deutliche zweilippige Ausbildung anzeigen, daß sie zwei Fruchtblättern angehören.

Ein durch die Verwachsung der Fruchtblätter entstandener Stempel weist die gleiche Gliederung in Fruchtknoten, Griffel und Narbe auf, wie wir sie schon von einem einzelnen Fruchtblatt her kennen. Die Verschmelzung der Fruchtblätter im Fruchtknotenbereich kann zu zwei voneinander verschiedenen Ausbildungsformen des coenocarpen Fruchtknotens führen. Legt man einen Querschnitt durch ein apocarpes Gynoecium nach dem Bauplan des in Abbildung 4, I wiedergegebenen Schemas, so entsteht ein Bild, wie wir es in 5, I vor uns haben und wie es den Verhältnissen beim Rittersporn (*Delphinium*) entspricht. Denkt man sich diese drei Fruchtblätter miteinander verwachsen, und zwar in so hohem Maße, daß die Fruchtblattränder die Mitte des Organs erreichen, so gelangt man zu einem gefächerten Fruchtknoten nach Abbildung 5, II, wie er für alle Liliengewächse typisch ist. Es entsteht ein Gebilde mit drei die Samenanlagen beherbergenden Kammern, die durch die Verschmelzung der Seitenwände der einzelnen Fruchtblätter voneinander getrennt sind. Einen solchen gefächerten Stempel bezeichnet man als syncarp und spricht dann von einem coenosyncarpem Bauplan. Bei den Orchideen (Orchidaceae) folgt die Verwachsung

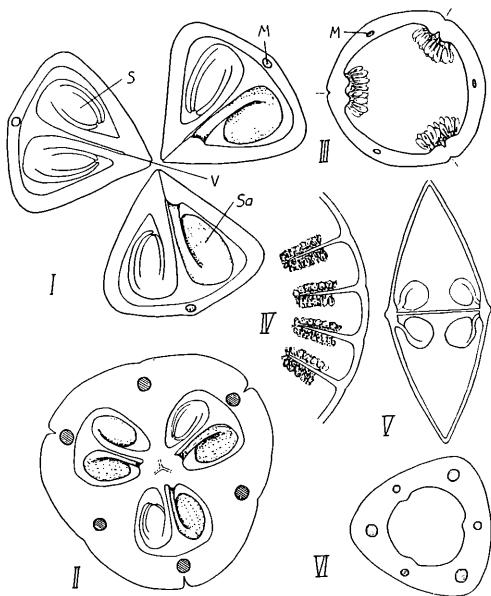


Abb. 5: I *Delphinium consolida*. Querschnitt durch das aus drei Fruchtblättern bestehende apocarpe Gynoecium mit längsgetroffenen (S) und sich in seitlicher Ansicht darbietenden (Sa) Samenanlagen. Bei M liegt der im Bereich der Rückennäht verlaufende Mittelnerv. V Bauchnaht. II Querschnitt durch den aus drei miteinander verwachsenen Fruchtblättern bestehenden Stempel von *Lilium spec.*, der dem coeno-syncarpen Bauplan mit zentralwinkelständiger Placentation folgt. Der Dreizahl der Fruchtblätter entsprechen drei die Samenanlagen bergende Höhlungen. Neben Samenanlagen in seitlicher Ansicht sind zwei durch die Schnittführung längs getroffene zu sehen. In der peripheren Fruchtknotenwandung oberhalb jeder Höhlung findet sich ein dem Mittelnerv entsprechendes Leitbündel. Die punktierten Linien geben die Grenze der einzelnen Fruchtblätter gegeneinander an. III Querschnitt durch den coeno-paracarpen Stempel einer Orchidee (vereinfacht) mit parietaler Placentation. Die wandständigen Samenanlagen ragen in die gemeinsame Fruchtknotenhöhlung. Betrachtet man ein einzelnes Fruchtblatt aus dem Verband des Pistils herausgelöst (durch punktierte Linien angedeutet), so stehen die Placenten am Rand des Fruchtblattes (marginal). M Mittelnerv. IV *Papaver rheas* (Mohn). Sektor eines quer-geschnittenen Stempels. Die durch die Verwachsung der einzelnen Fruchtblätter gebildeten Septen reichen nicht bis zur Mitte des Fruchtknotens. Auf beiden Seiten der Septen sitzen die Samenanlagen. V *Capsella bursa-pastoris* (Hirntäschelkraut). Querschnitt durch den aus zwei verwachsenen Fruchtblättern bestehenden coeno-paracarpen Fruchtknoten. Der scheinbare syncarpe Bau wird durch die falsche Scheidewand, eine Wucherung der Placenta, vorgetäuscht. Die Placentation ist parietal, in bezug auf den gesamten Fruchtknoten, dagegen marginal, wenn man nur das einzelne Fruchtblatt berücksichtigt. VI Querschnitt durch einen Stempel von *Lilium spec.* im Griffelbereich. Im Gegensatz zum Fruchtknoten (Fig. II) folgt der Griffelabschnitt dem coeno-paracarpen Typus der Fruchtblattpverwachung. Die punktierte Linie weist auf die Grenze der einzelnen Fruchtblätter hin.

der Fruchtblätter einem anderen Bauplan. Hier nämlich verwachsen nur die Ränder der drei Fruchtblätter miteinander und bilden einen allen Fruchtblättern gemeinsamen Hohlraum, in den die Samenanlagen hineinragen (Abb. 5, III). Pistille, die nur über eine einzige Höhlung verfügen, bezeichnet man als paracarp und spricht dann von einem coeno-paracarpem Stempel. Eine Mittelstellung zwischen den beiden Ausbildungsformen des Pistills findet sich beim Mohn (*Papaver rheas*). Hier nämlich sind zwischen 5 und 18

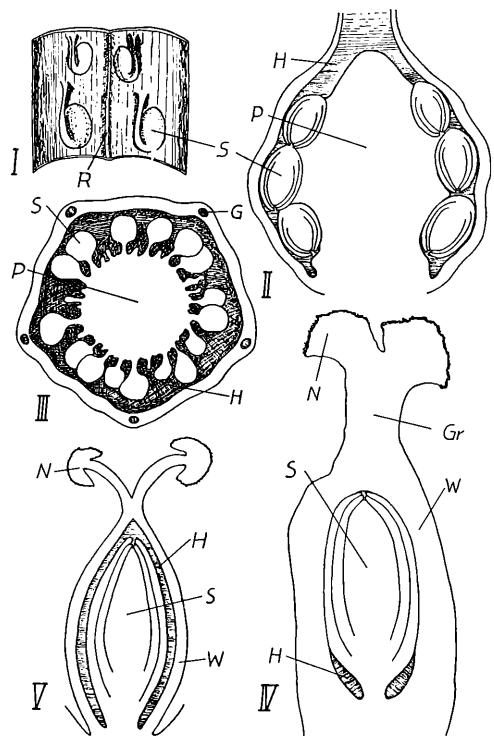


Abb. 6: I *Cabomba aquatica*. Abschnitt eines Fruchtblattes an der Bauchnaht geöffnet, Blick auf die laminalen Samenanlagen (S), R Rückennaht. II *Anagallis arvensis*. Längsschnitt durch den Fruchtknoten. An dem mächtigen, zentralen Placentarkörper (P) sind die Samenanlagen (S) längs getroffen. H Höhlung des Fruchtknotens. III *Primula spec.* Querschnitt durch den aus fünf verwachsenen Fruchtblättern bestehenden Stempel. Die Höhlung (H) des coeno-paracarpen Fruchtknotens wird von der zentralen Placenta (P) mit den ansitzenden Samenanlagen (S) fast gänzlich ausgefüllt. IV *Polygonum convolvulus*. (Knöterich). Längsschnitt durch das Pistill. Die Zentralplacenta entwickelt nur noch eine, die gesamte Fruchtknotenhöhlung (H) ausfüllende Samenanlage (S). W Fruchtknotenwandung, G Griffel, N Narbe. V *Rheum officinale* (Rhabarber). Längsschnitt durch den Stempel. Der coeno-paracarpe, aus drei Blättern bestehende Fruchtknoten umgibt eine zentral angelegte Samenanlage (S), die die Höhlung (H) des Fruchtknotens nahezu ausfüllt. W Fruchtknotenwandung

Fruchtblätter vorhanden, die in ihrer Verwachsung dem paracarpen Typus folgen, wobei aber die miteinander verwachsenen Fruchtblattränder ein Stück in die gemeinsame Fruchtknotenhöhlung hineinragen (Abb. 5, IV). Die Verschmelzung der Fruchtblätter kann in ein und demselben Stempel dem syncarpem und dem paracarpen Typus folgen. Querschnitte durch einen Liliaceen-Fruchtknoten im Griffelbereich nämlich zeigen, daß hier eine Septierung unterblieben ist und nur eine randliche

pen Fruchtknoten zu tun, da die Fruchtknotenhöhlung durch eine Scheidewand (Septum) in zwei Kammern getrennt ist. In Wirklichkeit handelt es sich um eine sogenannte falsche Scheidewand, die lediglich eine trennende Gewebewucherung der beiden Fruchtblätter darstellt (Abb. 5, V), während es sich bei den Septen im Fruchtknoten der Liliengewächse um echte Scheidewände handelt, weil hier die miteinander verwachsenen Fruchtblattränder bis in die Mitte des Organs hineinreichen.

Die Entscheidung darüber, ob es sich um echte oder falsche Scheidewände handelt, wird durch die Lage der Placenten beeinflußt. Wie wir schon bei den apocarpen Fruchtknoten von Nieswurz und Rittersporn und bei Erbsen und Bohnen gesehen haben, gehören die Placenten der zur Bauchnaht verwachsenen Randzone der Fruchtblätter an. Man spricht hier von einer randständigen oder marginalen Placentation, die auf den Querschnitten durch den Fruchtknoten von Bohne und Rittersporn (Abb. 2, II, und 5, I) deutlich zu erkennen ist. Diesem weitaus häufigeren Verhalten steht die laminale oder flächenbürtige Placentation gegenüber, bei der die Samenanlagen auf der Innenfläche der Fruchtblätter entspringen. Laminal angelegte Placenten finden wir bei den Seerosen- und Schwanenblumengewächsen (Nymphaeaceae, Butomaceae, Abb. 6, I). Soll die Anordnung der Samenanlagen eines coenocarpem Fruchtknotens näher bezeichnet werden, so spricht man von einer zentralwinkelständigen Placentation, wenn, wie im Falle des Liliaceen-Pistills, die Placenten im Zentrum des Stempels im Winkel zwischen zwei Scheidewänden angelegt sind (Abb. 5, II). Bei dem coeno-paracarpen Fruchtknoten der Orchideen ragen die Placenten mit ihren Samenanlagen von der Wand aus in die gemeinsame Fruchtknotenhöhlung. Man nennt diese Placentation wandständig oder parietal, wobei immer zu berücksichtigen bleibt, daß sich diese Lage auf die Gesamtheit des Fruchtknotens bezieht. Betrachtet man dagegen nur die Lage der Samenanlagen in einem Fruchtblatt, so handelt es sich um eine randständige (marginale) Placentation (Abb. 5, III). Einen Sonderfall bildet der paracarpe Fruchtknoten mit zentraler Placentation, den wir bei den Primelgewächsen (Primulaceae) antreffen. Für diesen Fruchtknoten ist ein meist recht ansehnlicher Placentarkörper charakteristisch, der von der Basis des Fruchtknotens aus völlig frei in dessen Höhlung hineinragt (Abb. 6, III). Der hier mächtige placentale Körper kann eine starke Reduktion erfahren und durch eine einzige, am Grund des Fruchtknotens stehende Samenanlage ersetzt sein, wie es Abbildung 6, IV und V wiedergibt. Dieser Typus der reduzierten Zentral-

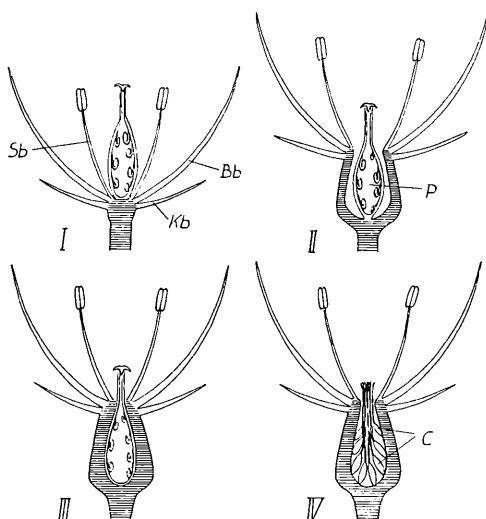


Abb. 7: Blütenschema, das die Stellungsmöglichkeiten des Fruchtknotens zeigt. I oberständiger Fruchtknoten (hypogyner Blütenbau). Das Pistill steht über den anderen Blütenorganen. Kb Kelchblatt, Bb Blütenblatt, Sb Staubblatt. II mittelständiger Fruchtknoten (perigyner Blütenbau). Der freistehende Stempel wird von der Blütenachse mehr oder weniger hoch umwaltet. P Pistill oder Stempel. Die anderen Blattformationen der Blüte umstehen die weiblichen Blütenenteile. III unterständiger Fruchtknoten (epigyner Blütenbau). Zum Unterschied von II ist der Fruchtknoten mit dem Achsengewebe verwachsen. Die übrigen Blütenelemente stehen über dem Fruchtknoten. IV apocarper, aber zum Unterschied von den Hahnenfußgewächsen unterständiger Fruchtknoten der Rose. C einzelnes Fruchtblatt. In allen Figuren sind die Achsenkörper schraffiert, die Samenanlagen punktiert dargestellt.

Verwachsung der Fruchtblätter vorliegt (Abb. 5, VI). Sie umschließen hier einen gemeinsamen, röhrenförmigen Hohlraum, den Griffelkanal, der freilich oft eingeengt oder von Gewebewucherungen gänzlich ausgefüllt ist. Im Gegensatz zum Fruchtknoten, der einen coeno-syncarpem Bauplan aufweist, folgt der Griffel in seiner Ausbildung dem coeno-paracarpen Typus. Führt man einen Querschnitt durch den aus zwei Fruchtblättern bestehenden Fruchtknoten von Kreuzblütlern, so hat man es scheinbar mit einem coenosyncar-

placentation findet sich bei den Knöterichgewächsen (Polygonaceae).

Bei der Analyse des Fruchtknotens darf die Bedeutung der Blütenachse nicht unerwähnt bleiben. Die zuletzt angelegten Fruchtblätter stehen an einer meist flach kegelförmig ausgebildeten Achse frei über den anderen Blütenorganen entweder als apocarpes oder coenocarpes Gynoecium, weshalb man dieses oberständig nennt. Da die anderen Blütenorgane, insbesondere die Blütenhülle, unterhalb des Stempels stehen, handelt es sich um einen hypogynen Blütenbau (Abb. 7, I). Zum Unterschied davon ist der als unterständig bezeichnete Fruchtknoten von der Blütenachse rings umwallt und mit dieser verwachsen, wobei die Ansatzstellen der übrigen Blütenorgane über den Fruchtknoten hinaus angehoben werden (epigyne Blüte, III). Beim mittelständigen Fruchtknoten schließlich wird der Stempel von der Blütenachse mehr oder minder hoch umwallt, ohne daß es dabei zu einer Verwachsung kommt. Die übrigen Blütenteile umstehen dabei das Pistill (perigyne Blüte, II). Am Beispiel der Rose wird deutlich, daß auch ein apocarper Fruchtknoten unterständig sein kann (IV). Die einzelnen Fruchtblätter sind in den urnenförmigen Blütenboden

eingelassen, während lediglich ein kurzer Griffelabschnitt und die Narbe eines jeden Fruchtblattes durch einen schmalen Porus nach außen reichen.

Der mikroskopischen Beobachtung der hier aufgezeigten anatomischen Verhältnisse bieten sich keine Schwierigkeiten. Lediglich Schnitte durch jugendliche Fruchtblätter der Hahnenfuß - Blüten bereiten manchmal gewisse Mühe. Es empfiehlt sich deshalb, mehrere Schnitte durch das gesamte Gynoecium zu legen, wobei dann zweifellos auch ein Fruchtblatt längs getroffen wird. Bei frischen Objekten ist eine Aufhellung mit den üblichen Reagenzien anzuraten. Im übrigen soll dieser Artikel dazu anregen, nicht nur die Verhältnisse an den besprochenen Objekten nachzuprüfen, sondern darüber hinaus die Blüten anderer Arten, unabhängig von ihrer Stellung im System der Pflanzen, selbst zu untersuchen und einem der dargestellten Baupläne zuzuordnen. Abschließend sei noch einmal an den Aufsatz über Pollen, Samenanlagen und Befruchtung bei bedecktsamigen Blütenpflanzen (Mikrokosmos 47, H. 14, 1958) erinnert, dessen Inhalt mit den vorstehenden Ausführungen eng verknüpft ist.

Winke fürs Labor

Ein Aufsatzring für Analysator und Kompensatoren zur Arbeit im polarisierten Licht

Von K. Freytag, Treysa

In den letzten Jahrgängen des Mikrokosmos sind hin und wieder Aufsätze erschienen, die die Verwendung polarisierten Lichtes bei biologischen und kristallographischen Untersuchungen empfahlen. Immer wieder wurde darauf hingewiesen, welche interessanten Möglichkeiten bei der Strukturuntersuchung sich ergeben, aber auch, welche Freude gerade für den Amateur daraus entspringen kann. Die Umwandlung eines jeden Mikroskops in ein brauchbares Polarisationsinstrument ist nicht schwierig, zumal Kosmos-Lehrmittel vorzügliche Polarisationsfolien zu annehmbarem Preis liefert. Das erforderliche Instrumentarium besteht aus zwei solchen Filtern, einem größeren zum Einlegen in den Farbglashalter unter dem Kondensor und einem kleineren zur Auflage auf die Okularblende. Es ist aber unbedingt zu empfehlen, sich außerdem einen sogenannten Kompensator (Gipsplatte Rot I. Ordnung) anzuschaffen. Erst mit seiner Hilfe ist der Feinbau biologischer Objekte erschließbar, erst damit bekommt man die Schönbarkeit und Leuchtkraft der Farben im Polarisationsmikroskop vorgeführt! Kompensato-

ren dieser Art sind von den großen optischen Firmen Leitz, Zeiss oder Reichert zu erhalten. Man weise aber darauf hin, daß für den noch zu beschreibenden Apparat die Kompensatorfassung die Form eines Schiebers (Querschnitt 12×4 mm) haben soll und damit in den genormten Kompensatorschlitz älterer Stative passen muß.

Für die Anordnung von Filtern und Kompensatoren besteht aber insofern eine gewisse Schwierigkeit, weil bei den normalen biologischen Mikroskopen ein Schlitz zur Aufnahme des Kompensators fehlt und beim Wechsel der Okulare der Analysator aus dem vorher benutzten Okular entfernt werden muß, was immerhin einige Mühe macht und beim Auseinanderschrauben der Okulare leicht Staub auf die Linsen gelangen läßt. Diese Unbequemlichkeit vermeidet ein einfacher Aufsatzring, den ein geschickter Mechaniker leicht aus Aluminium oder Messing für wenig Geld anfertigen kann (Abb. 1a).

Der Ring paßt für die Kosmos-Filter und die genannten Kompensatoren und ist auf das Okular einfach aufzusetzen und mit Hilfe der Klemmschraube zu befestigen.

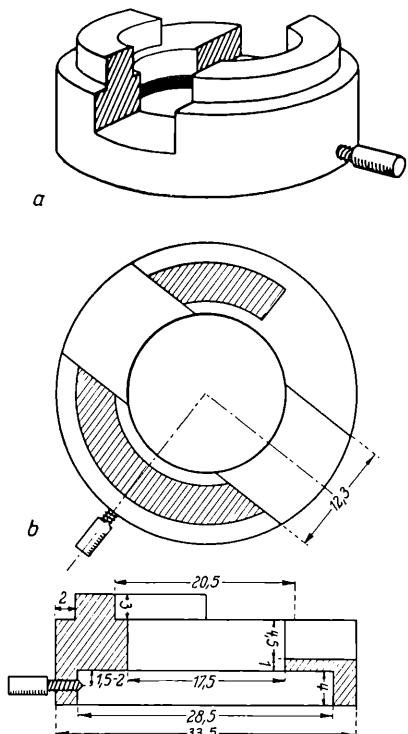


Abb. 1a: Ansicht des Kompensatorrings
 Abb. 1b: Aufsicht und Schnitt. Der Schnitt ist längs der strichpunktuierten Linie in der oberen Zeichnung geführt. Maße in mm

Der untere Durchmesser ist auf die vorhandenen Okulare abzustimmen (die meisten Okulare haben einen oberen Durchmesser von 28 mm). Der obere Teil des Aufsatzringes ist stufenförmig ausgebildet, auf den inneren Absatz legt man das Analysatorfilter. Es läßt sich leicht in der Fassung drehen. Genau diagonal ist ein 12,3 mm breiter Schlitz eingefräst (oder gefeilt) zur Aufnahme des Kompensators (Abb. 1). Die Halterung des Filters (in der Aufsicht der Abb. 1b schraffiert) ist auf $\frac{1}{4}$ des Kreisumfangs abgefeilt und erlaubt so, das Filter während der Beobachtung zu drehen.

Dieser Aufsatzring gestattet folgende Verwendungsmöglichkeiten:

1. Beobachtung im polarisierten Licht ohne Kompensator

Zur Einstellung fertigt man sich am besten ein Dauerpräparat an: Von den inneren Häuten einer Zwiebel zieht man mit der Pinzette ein Stückchen des Oberhäutchens ab, entwässert es in absolutem Alkohol und schließt es über Xyloin in Kanabalsam ein. Das Präparat kann bei jeder nötig werdenden Einstellung wieder benutzt werden. Die im Schnitt erscheinen-

den Zellwände gelten als Testobjekt. Das Präparat liegt so auf dem Tisch des Mikroskops, daß eine bestimmte Zellwand genau von Nord nach Süd im Gesichtsfeld verläuft. Nun werden das Polarisatorfilter in den Farbglasfilterhalter unter dem Kondensor, das Analysatorfilter in den Aufsatzring gelegt und beide in ihrer Fassung so lange gedreht, bis das vorher hell erleuchtete Gesichtsfeld völlig dunkel erscheint. Auch die in N-S-Richtung verlaufende Zellwand des Testpräparates muß dunkel sein (die in anderer Richtung verlaufenden sind hell!). Diese „gekreuzte Stellung“ der Filter ist für jede Untersuchung unerlässlich. Dreht man das Testobjekt nach rechts oder links, so wird es hell, in O-W-Richtung jedoch wiederum dunkel. Dieses Verhalten deutet auf Doppelbrechung hin. (Über die Deutung dieser und der folgenden Erscheinungen und ihre Aussagekraft über den Feinbau vgl. z. B. FREYTAG 1956).

Markiert man den „nördlichsten Punkt“ auf dem Analysator mit einem Tuschepunkt, so kann man später die Kreuzstellung der Filter schnell wiederfinden, wenn man den Punkt in die bekannte Lage bringt und den Polarisator so lange dreht, bis wieder Dunkelheit herrscht.

2. Beobachtung mit Kompensator Gips Rot I. O.

Das Testobjekt wird so orientiert, daß eine bestimmte Zellwand zwischen „gekreuzten Pol-Filtern“ (vgl. oben) maximal hell erscheint (Lage NO-SW, Abb. 2). Nun schiebt man den Kompensator in den Schlitz unterhalb des Filteranalysators und dreht ihn unter gleichzeitigem Festhalten des Analysators so lange, bis die Zellwand blau, das Gesichtsfeld rot erscheint. Die auf der Kompensatorfassung angegebene Richtung c zeigt dann ebenfalls von SW nach NO. Dreht man das Objekt um 90° in die Richtung NW-SO, so erscheint es gelb. Die Farbe läßt auf das optische Vorzeichen schließen und bei bekannter Zusammensetzung der Zellwand (Zellulose) auf den Verlauf der Moleküle.

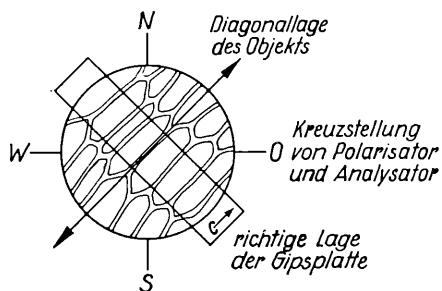


Abb. 2: Richtige Lage des Testobjektes zwischen gekreuzten Filtern und eingeschalteter Gipsplatte Rot I. O.

Bei sehr kleinen Objekten oder bei solchen mit sehr schwacher Doppelbrechung ist der Farbunterschied des Objekts gegenüber dem Gesichtsfeld mitunter nur schwer zu erkennen. Eine von LAVES und ERNST (1943) angegebene Methode hilft meist weiter: Man hält den Analysator in der Dunkelstellung fest und dreht den Aufsatzring mit eingeschobener Gipsplatte so weit nach rechts, bis die Kompensatorfassung ebenfalls fast in N-S-Richtung liegt. Die rote Farbe des Gesichtsbildes wird deutlich dunkler, die gelben und blauen Töne der Objekte intensiver und dadurch leichter erkennbar.

3. Erkennung sehr schwacher Doppelbrechung mit Hilfe des Glimmerkompensators

Der fortgeschrittene Polarisationsoptiker wird bei seinen Untersuchungen manchmal auf Objekte stoßen, deren Doppelbrechung so schwach ist, daß die Gipsplatte keinen Aufschluß über das Vorzeichen mehr gibt. Hier setzt man die Glimmerplatte $\lambda/4$ (Viertelwellenlängeplatte) ein. Sie ist in der gleichen Fassung erhältlich wie die Gipsplatte. Sie wird stets so orientiert, daß bei eingeschobenem Kompensator das Gesichtsfeld dunkel bleibt (Fassung N-S). Beläßt man den Kompensator in dieser Stellung und dreht den Analysator nach links oder rechts, so wird ein doppelbrechendes Objekt in Diagonallage (NÖ-SW) einmal heller, das andere Mal dunkler als das Gesichtsfeld. Ein in dieser Lage befindliches Objekt ist positiv doppelbrechend, wenn beim Drehen des Analysators in Richtung

des Uhrzeigers sich dieses verdunkelt, dagegen negativ, wenn es heller wird. Diese Methode vermeidet das Drehen des Objektes selbst, wofür sicher diejenigen Freunde der Polarisationsmikroskopie dankbar sind, deren Mikroskop keinen oder nur einen behelfsmäßigen Drehtisch besitzt. Einfach doppelbrechende Objekte werden beim Drehen des Analysators nach beiden Seiten wie das Gesichtsfeld hell oder bleiben dunkel.

Will man den Gangunterschied der beiden Lichtwellen messen, so kann man den Aufsatzring mit einer Gradeinteilung von 10 zu 10 Grad bekleben und auf dem Analysator eine Marke anbringen. Dreht man von der Dunkelstellung aus den Analysator so lange, bis das in Diagonalstellung befindliche Objektteil schwarz erscheint (Gesichtsfeld hell), so ist der Drehwinkel abzulesen. 1° entspricht einem Gangunterschied von $3 \text{ m}\mu$.

Aus den angeführten Möglichkeiten geht mit genügender Deutlichkeit hervor, daß der Aufsatzring manche Schwierigkeiten bei der Anbringung der erforderlichen Hilfsmittel aus dem Wege schafft. Seine bewußt einfach gehaltene Konstruktion wird vielleicht noch manchen Liehabermikroskopiker in die Lage versetzen, sein Instrumentarium weiter auszubauen, um tiefer einzudringen in die Architektur der lebendigen Zelle.

L iteratur

1. LAVES und ERNST: Naturwiss. 31 (1943), 68
2. FREYTAG: Mikrokosmos 45 (1956), 132
2. FREYTAG: Mikrokosmos 46 (1956), 14

Die Verwendung von Eukitt zur Herstellung von mikroskopischen Dauerpräparaten

Von Herbert Ant, Hamm (Westf.)

Mit der Einführung von Caedax in die Mikroskopie wurde ein Einschlußmittel bekannt, das den bis dahin üblichen Kanadabalsam bis auf einige Ausnahmen fast vollständig verdrängt hat. Für ein gutes Einschlußmittel, welches die mikroskopischen Präparate auf Jahre oder Jahrzehnte hinaus dauerhaft konserviert, gelten vornehmlich zwei Bedingungen: einmal dürfen Färbungen durch das Einschlußmittel nicht angegriffen werden, zum andern müssen der Brechungsindex und andere physikalische Eigenschaften für die Beobachtung günstig sein. Bei empfindlichen Färbungen genügt ein geringer Säuregrad des Mediums, um sie zu zerstören. Im Gegensatz zu Kanadabalsam, der schwach sauer reagiert, ist Caedax völlig neutral. Hinzu kommt noch, daß der Brechungsindex bei Kanadabalsam 1,524 bis 1,547 beträgt, während er für Caedax mit 1,55 angegeben wird. Mit Caedax war also ein

Einschlußmittel in den Handel gebracht worden, von dem SCHÖMMER (1949) sagt: „Caedax ist das ideale Einschlußmittel, das wärmstens und ohne jeden Vorbehalt empfohlen werden kann“. Caedax hat jedoch einen kleinen Nachteil, der unter Umständen als störend empfunden werden kann: Die Trockengeschwindigkeit ist bei Caedax sehr klein. Während mit Kanadabalsam hergestellte Dauerpräparate schon nach etwa einem Tag senkrecht gestellt werden können, brauchen Caedaxpräparate bis zu einem Monat und länger, falls sie bei Zimmertemperatur getrocknet werden (im Trockenschrank bei 60° C trocknen auch Caedaxpräparate in wenigen Stunden). Besonders macht sich dies natürlich bei dicken Präparaten bemerkbar. Hat man beim Einschluß von Insektenresten zu hohe Glassplitter verwenden müssen, so bekommt man die Präparate gelegentlich überhaupt nicht soweit, daß man sie in

einem Präparatekasten senkrecht stellen kann. Geht es darum, in histologischen Kursen Schnellpräparate herzustellen, die sofort transportiert werden können, ohne ein Verrutschen des Deckglases befürchten zu müssen, so ist Caedax trotz seiner sonst so hervorragenden Eigenschaften wenig geeignet. In allen diesen Fällen wird man nach einem Einschlußmittel suchen, das bei günstigen chemischen und physikalischen Eigenschaften außerdem rasch trocknet. Hier ist nun Eukitt an erster Stelle zu nennen.

Eukitt ist ein auf Methacrylsäure-Basis hergestelltes Einbettungsmedium. Es wird die herkömmlichen Einschlußmittel zwar nicht verdrängen können, ist aber doch größerer Beachtung wert. Im Mikrokosmos wurde zuerst von WINGLER (1953) über das neue Einschlußmittel berichtet. Im folgenden sollen einige Angaben mitgeteilt werden, die ich zum Teil den Firmen KINDLER-Freiburg und MERTENS-Bonn verdanke. Beiden Firmen sei an dieser Stelle für die freundliche Überlassung der Daten herzlich gedankt.

Die Tabelle zeigt eine Übersicht über die wichtigsten chemischen und physikalischen Eigenschaften von Kanadabalsam, Caedax und Eukitt:

Die von der Firma KINDLER durchgeführten Extinktionsmessungen ergaben bei einer Schichtdicke von 10 mm für die Linie 435,8 μ :

Kanadabalsam	0,29
Caedax	0,15
Eukitt	0,0052

Eukitt ist also praktisch farblos. Ein Nachdunkeln, wie es bei Kanadabalsam immer auftritt, konnte nicht beobachtet werden. Am auffälligsten ist die hohe Trockengeschwindigkeit. Es verhalten sich die Trockengeschwindigkeiten von Caedax, Kanadabalsam und Eukitt wie 2000:60:1. Diesem Vorteil gegenüber wird man gerne den niedrigeren Brechungsindex, zumindest bei gefärbten Objekten, hinnehmen. Die durchschnittliche Trockengeschwindigkeit von 25 Minuten ist dazu noch aus Versuchen gewonnen worden, bei denen

sehr dicke Objekte (Insekttenteile) unter einem absichtlich sehr großen Deckglas von 22×22 mm eingedeckt wurden. Hat man Mikrotomschnitte einzubetten, so ist die Erhärtungszeit noch geringer. Teilweise kann man die Objektträger schon nach 15 Minuten senkrecht stellen und unbedenklich transportieren. Günstig ist auch die Beständigkeit gegenüber UV-Strahlen. Tageslicht hat also keinen Einfluß. Man kann die Präparate — vorausgesetzt, daß es sich um ungefärbte oder mit lichtechten Farben tingierte Präparate handelt — wie auch das Einschlußmittel selbst bei Tageslicht aufbewahren. Auch eine braune Aufbewahrungsflasche ist nicht erforderlich. (In den Versuchen wurden Testpräparate 5 Stunden mit einer UV-Lampe in 10 cm Abstand behandelt, ohne daß es — außer bei Caedax — zu einer Trübung kam.) Der Wärmebeständigkeit von Eukitt läuft parallel eine hohe Kältebeständigkeit. Eukitt ist sicherlich bis -60°C beständig. Bei Behandlung mit Kohlensäure-Schnee zeigten Caedax und Kanadabalsam nach 24 Stunden eine allmählich immer stärker werdende und sich ausbreitende Blasenbildung, während bei Eukitt nach 96 Stunden Einwirkung noch keinerlei Veränderung zu beobachten war. Eukitt ist wie Caedax und Kanadabalsam sowie die anderen Harze nicht mit Wasser oder wasserhaltigen Lösungen mischbar. Die Präparate müssen daher entwässert werden und können aus absolutem Alkohol oder besser Xylol in Eukitt eingebettet werden. Eukitt ist löslich in Terpineol, Methylbenzoat, Aceton, Aether, Benzol, Chloroform, Dioxan, Kreosot, Isopropylalkohol, Tetrachlor-kohlenstoff, Toluol. Dagegen treten mit 96%igem Alkohol und gelegentlich auch mit absolutem Alkohol Trübungen auf, so daß es sich immer empfiehlt, noch ein oder zwei Xylol-Stufen einzuschalten. Unter dem Deckglas hervorgequollenes Eukitt kann nach dem Erstarren mechanisch mit einem Messerchen oder mit einem mit Xylol getränkten Läppchen entfernt werden. Ein Lackring ist nicht erforderlich. Mehrere Jahre alte Präparate zeigen bislang noch keinerlei Veränderungen durch

	Kanadabalsam	Caedax	Eukitt
Brechungsindex	1.524—1.547	1.55	1.494 ± 0.003
pH	schwach sauer	neutral	neutral
Nachsäuerung	ja	nein	nein
Trockengeschwindigkeit	1 Tag	30 Tage	25 Minuten
Reaktion auf UV-Licht	keine	Trübung	keine
Farbe in 10-mm-Schicht	gelb	blaßgelb	farblos
Wärmebeständigkeit	bis 90°	bis 60°	bis 90°

Blasen- oder Rand-Bildung, wie es bei Caedax-Präparaten gelegentlich nach einiger Zeit auftritt. Nach den bisherigen Erfahrungen sind Färbungen ausgezeichnet haltbar in Eukitt. Es wurden geprüft: Alizarincyanin RR, Alizarinrot, Alizarin-viridin, Anilinblau (Baumwollblau R), Azokarmin, Benzoazurin, Bismarckbraun (Vesuvin), Brilliantkongoblau, Chrysoidin, Eosin, Fuchsin (basisch, Diamantfuchsin), Fuchsin (sauer, Rubin S), Gentianaviolett, Hämatoxylin (in verschiedenen Anwendungen), Karmin (in verschiedenen Zusammensetzungen), Kernschwarz, Kernetrot, Kongorot, Kristallviolett, Lichtgrün SF, Malachitgrün, Methylgrün, Methylviolett, Methylenblau (nach LÖFFLER, polychrom nach UNNA, mit Azur II und Eosin nach GIEMSA), Naphthazarin, Naphtholgrün B, Neutralrot, Nigrosin, Opalblau, Orange G, Parafuchsin, Pikrinsäure, Rhodamin, Safranin, Sudan III, Toluidinblau. Alle diese Farbstoffe wurden mit Ausnahme von Karmin, Sudan III und Toluidinblau in keiner Weise vom Einbettungsmedium beeinflußt. Eukitt kann also weitgehend an die Stelle von Caedax treten. Durch Zugabe eines kleinen Kristalls Saliz-

ylsäure kann mitunter die Haltbarkeit von Karminfärbungen erhöht werden, doch sind die Ergebnisse nicht einheitlich. Für Karmin wie auch für Sudan III und Toluidinblau sind daher spezielle Einbettungsmittel vorzuziehen.

Abschließend sei jedoch auf die gesundheitsschädigende Wirkung der Methacrylatdämpfe hingewiesen. Man verschließe die Aufbewahrungsflasche sofort nach Gebrauch wieder gut oder nehme zweckmäßigerweise die Arbeiten unter einem Abzug vor. Steht ein solcher nicht zur Verfügung, so genügt auch das offene Fenster. Länger dauernde Arbeiten mit Eukitt, wie Umgießen, Gefäßreinigung usw. erledige man grundsätzlich im Freien.

L iteratur

1. BECK, E.: Ein weiteres Verfahren zum Einschluß von Diatomeen in Caedax 547. — Mikrokosmos, 46 (8): 191—192, Stuttgart 1957.
2. ENGBERT, H. R.: Caedax 547 — ein neues Diatomeeneinschlußmittel. — Mikrokosmos, 46 (5): 119—120, Stuttgart 1957.
3. SCHÖMMER, F.: Kryptogamen-Praktikum. — Stuttgart (Franckh) 1949.
4. WINGLER, G.: „Eukitt“, ein neues Einschlußmittel. — Mikrokosmos, 42 (11): 262—263, Stuttgart 1953.

Kleine Mitteilungen

Eine vereinfachte Färbungsmethode zur Darstellung des Geschlechtschromatins. Der Verfasser beschreibt eine gegenüber der Feulgen-Methode einfachere Chromatinfärbung, die für die Bestimmung des chromosomalen Geschlechts geeignet ist und Azur-Nukleal-Reaktion genannt wird. Es wird nur die Desoxyribonukleinsäure der Chromosomen gefärbt.

Fixation: Schleimhautabstriche sofort für mindestens $\frac{1}{4}$ Std. in 95%igem Alkohol (Aufbewahrung ist darin über Monate möglich). Gewebestückchen in modifiziertem Davidsonschem Gemisch fixieren und über Methylbenzoat wie üblich in Paraffin einbetten.

Färbung: Schleimhautabstriche in 100%igen Alkohol einstellen, Schnittpräparate in 2 Portionen Xylool entparaffinieren und ebenfalls in 100%igem Alkohol bringen. Weiterbehandlung gleich. — Für 2 Minuten in Äther/100%igem Alkohol 1:1, 5 Min. in 1%ige Celloidinlösung (s. u.), kurz abtropfen lassen, 5 Minuten 70%iger Alkohol. Durchführen durch 50%iger Alkohol (5 Min.) in dest. Wasser (5 Min.); 20 Min. in 5 n-Salzsäure bei 20—22°C einstellen, dann in 3 Portionen dest. Wasser (je 2 Min.) auswaschen. Für $\frac{1}{2}$ — $\frac{3}{4}$ Std. in die Farblösung (s. u.) stellen, dann mit dest. Wasser abspülen und anschließend in 2 Portionen Salzsäure/70% Alkohol (je 5 Min.) auswaschen (ofters erneuern!). Durch die aufsteigende Alkoholreihe führen. Über 2 Portionen 100%igen Alkohol (5 Min.) und 2 Portionen Xylool in ein neutrales, möglichst synthetisches Einschlußmittel einschließen.

Celloidinlösung: 1 Teil Collodium triplex (6%) mit 5 Teilen Äther/100% Alkohol 1:1 verdünnen.

Farblösung: 1 g Azur II (Ciba) in 200 ccm dest. Wasser lösen, filtrieren. Zum Färben davon 30 ccm mit 60 ccm dest. Wasser verdünnen und mit je 5 ccm 10% Natriumbisulfatlösung und 1 n-Salzsäure versetzen. Vor Verwendung filtrieren.

Salzsäure/70%iger Alkohol: 3 Teile 1 n-Salzsäure mit 7 Teilen 70%igem Alkohol versetzen.

Zur Bestimmung des chromosomalen Geschlechts ist es nötig, daß 100 Zellkerne auf das Vorhandensein des Geschlechtschromatins untersucht werden!

(K. S. LUDWIG: Münch. med. Wschr. 101 (1959) 8:342) Dr. H. Petschke

Karion — ein neues Einschlußmittel. In der Form von „Karion-Pulver“ und „Karion flüssig“ wird seit einigen Jahren von der Fa. E. Merck in Darmstadt ein Präparat in den Handel gebracht, das auf der Grundlage des Zuckeralkohols Sorbit aufgebaut ist. Es ist besonders geeignet für die Durchführung der Jod-Glykogen-Reaktion in Schnittpräparaten. Celloidinschnitte oder entparaffinierte, celloidinierte Paraffinschnitte werden kurz mit destilliertem Wasser abgespült und mindestens 10 min in Lugolsche Lösung (2 g Kaliumjodid in 5 ml dest. Wasser lösen, dann 1 g metallisches Jod darin lösen und mit dest. Wasser auf 300 ml auffüllen) eingestellt. Danach kann unmittelbar ohne weitere Zwischenmedien in 70%iger wässriger Sorbit-Lösung (Karion-flüssig) eingebettet werden. Die diffuse Gelbfärbung des Präparates stört die dunkel- bis rotbraune Glykogenfärbung nicht. So eingeschlossene Präparate sind ohne weitere Umrandung mehrere Wochen haltbar.

R. SCHNABEL, Acta histochemica 5, 225 (1958)
Prof. Dr. H. F. Linskens

Eine Injektionsmethode zur Vitalfärbung von Fettten. Die Untersuchung des Fettstoffwechsels der Lebewesen beansprucht im Hinblick auf die Energiespeicherung allgemeines biologisches Interesse. Zur Vitalfärbung von Fettproduktionsstätten und Fettspeicherorten im Körper bewährte sich eine Injektionsmethode, bei der

Mäusen und anderen Kleintieren an 5 aufeinanderfolgenden Tagen je 0,025 cm³/g Körpergewicht einer Sudanschwarz B-Lösung in dem Netzmittel Tween 80 intraperitoneal injiziert werden. Zur Herstellung der Lösung verreibt man 0,1 g Farbstoff mit 2 cm³ Tween 80 in einem Glasröhren, kocht 3 min unter Röhren auf dem Wasserbad, verdünnt mit 38 cm³ physiologischer Kochsalzlösung und kocht erneut 5 min auf. Das Gemisch wird nach dem Erkalten filtriert und bei Zimmertemperatur aufbewahrt. 48 h nach der letzten Injektion können die Versuchstiere getötet werden. Die Fixierung der Gewebearten erfolgt mit 10% Formalinlösung. Zur Einbettung eignen sich Carbowaxe. Als Ergebnis erscheinen innerzelluläre Fettansammlungen elekiv dunkelblau gefärbt.

Y. NAGATANI: An injection method for vital staining of fat. Sci. Rep. Tōhoku Univ. IV, 22, 215–218 (1956).

Dr. Gerhard Follmann, Braunschweig

Bakteriensymbiose bei Volvox. Die Kugelalge *Volvox aureus* lebt in Symbiose mit zwei Bakterienarten der Gattung *Pseudomonas*. Die beiden *Pseudomonas*-Arten liegen im Verhältnis 1:1 vor. Selbst nach hundertmaligem Waschen waren sie noch nachweisbar. Um die Lebenswichtigkeit der Bakterien für die Alge nachzuweisen, wurden aus alten Kugeln die Tochterkugeln steril herauspräpariert. Eine Infektion der Tochterkugeln mit den Begleitbakterien tritt hierbei nicht ein, da die Bakterien der Gallerthülle der Mutterkugel fest anhaften. Die bakterienfreien Tochterkugeln gehen bald zugrunde. Nur bei rechtzeitigem Zusatz der zwei Bakterienarten lassen sie sich am Leben halten. Es wird vermutet, daß die Bakterien für die Alge lebenswichtige Stoffe produzieren oder schädliche Stoffwechselprodukte abbauen. Andere Bakterien hatten nicht die gleiche positive Wirkung.

B. HAMBURGER (Arch. Mikrobiol. 29, 2191, 1958)

Dr. H. H. Dittrich

Der Wuchsstoffbedarf zweier phytopathogener Pilze. *Endothia parasitica* und *Trametes radiciperda* benötigen für ihr Wachstum in Knopf-Glukose-Lösung zusätzliche Wuchsstoffe. Bei beiden Pilzen ist nicht nur ein einziger Wuchsstoff, sondern ein Wirkstoffgemisch für das Wachstum notwendig. Mehrere solcher Wirkstoffkombinationen sind möglich. Eine Komponente der Wirkstoffgemische ist stets eine Stickstoffverbindung, die zweite ist ein Vitamin oder Coenzym (z. B. Thiamin, Th-pyrophosphat, Biotin, Adenosintriphosphat, Diphosphopyridinucleotid u. a.). — *Endothia parasitica* kann vermutlich alle stickstoffhaltigen Zwischenprodukte des Eiweißstoffwechsels der Wirtspflanze verwerten. Glutaminsäure, Asparaginsäure. Glutamin oder Asparagin erwiesen sich mit Thiamin oder Thiaminpyrophosphat kombiniert als am wirkungsvollsten. Zur Verwertung von NH₄NO₃ braucht *E. parasitica* Thiamin und Biotin, *Tr. radiciperda* dagegen nur Thiamin.

G. BAZZIGHER (Phytopath. Z. 32, 352–358, 1958)

Dr. H. H. Dittrich

Langlebige magnetische Zentren in bestrahlten biologischen Medien. Dem deutschen Strahlenbiologen KARL ZIMMER gelang mit seinen Mitarbeitern am Medizinischen Nobel-Institut in Stockholm (Schweden) eine Reihe von aufsehenerregenden Feststellungen über die primäre Wirkung ionisierender Strahlungen. Ohne auf die theoretischen Zusammenhänge einzugehen, seien diese folgendermaßen zusammengefaßt: 1. In allen bisher geprüften Aminosäuren, Proteinen und Nukleinsäuren sowie in gewissen biologischen Materialien ließen sich nach Röntgenbestrahlung (einige Stunden mit 50 keV) langlebige magnetische Zentren finden; die Lage der Resonanzabsorption läßt auf freie organische Radikale schließen. 2. Es besteht Grund zu der Annahme, daß alle in Proteinen

durch ionisierende Strahlungen verursachten Störungen immer zu den schwefelhaltigen Aminosäure Cystin wandern. Damit ist für die bisher empirisch gefundene Schutzwirkung durch Cystein eine theoretische Erklärung möglich. 3. Es wurden in Proteinen und Nukleinsäuren Resonanzen nach Bestrahlung gefunden, die über Tage bestehen bleiben. Nach Zutritt von Sauerstoff ist im allgemeinen ein schnelles Abklingen der Resonanz gefunden worden. Man hat damit einen Ansatzpunkt für weitere Überlegungen gewonnen, wie die Wirksamkeit direkter Strahlen-Treffer durch Sauerstoff beeinflußt wird.

Damit müssen eine Reihe weit verbreiteter Anschauungen der Strahlenbiologie einer erneuten Diskussion unterworfen werden. Die Möglichkeit, daß die Ionisationen von organischen Molekülen direkt zu langlebigen Radikalen führt, ist bisher kaum in Betracht gezogen worden. Auch für die Entwicklung der sogenannten „Strahlenschutzstoffe“ ergeben sich neue Gesichtspunkte und Erklärungsmöglichkeiten.

K. G. ZIMMER, L. EHRENBERG, A. EHRENBERG: Strahlentherapie 103, 3 (1957)

Prof. Dr. H. F. Linskens (Nijmegen)

Eine Modifikation der Bindegewebefärbung

Die Methode, die beispielsweise das Pulpenbindegewebe sich entwickelnder Zähne auswährend hervorhebt, verwendet Peressigsäure, Orcein nach TAENZER-UNNA (s. ROMEIS, Mikroskop. Technik, 15. Aufl., 362) und zur Gefärbung die HALMI-Mischung (Stain Techn. 27, 61 1952). Verarbeitet werden kann frisch gefrorenes oder formalin- oder alkohol-fixiertes Material. Die entparaffinierten, in absolutem Alkohol gewaschenen Schnitte werden 30 Min. in Peressigsäure oxydiert und nach Waschen in fließendem Wasser 15 Min. bei 37 °C in Orcein gefärbt. Nach Differenzieren in 70% Alkohol und Waschen in fließendem Wasser werden sie 4 Min. in LILLIE-MAYERs Alaun-Hämatoxylin (LILLIE: Histopathologic Technic and Practical Histochimistry, 2nd ed., New York 1954) weiter gefärbt. Nach Bläuen der Schnitte in fließendem Wasser können sie 1/3 Min. in einer veränderten HALMI-Mischung aus 100 ml dest. Wasser + 0,2 g Lichtgrün SF + 1 g Orange G + 0,5 g Phosphorwolframsäure + 1 ml Eisessig gegengefärbt werden; kurz gespült wird in 0,2% Essigsäure in 95% Alkohol.

(H. M. FULLMER, Stain Techn. 34, 81–84, 1959.)

H. H. Pfeiffer

Versilberung degenerierender Axone in aufgezogenen Schnitten. Gefrierschnitte formalinfixierter Hirne werden auf die mit Albumin-Gelatine (1:1) und dann mit 4% Gelatine überzogenen Objekträger geklebt, bis zu einer Stunde bei 56 °C Formaldehyd-Dämpfen ausgesetzt und nach einem modifizierten Verfahren gefärbt. Dazu werden die Schnitte nach Waschen eine halbe Stunde oder länger in 0,5% Phosphormolybdänsäure übertragen, gespült und 9 bis 16 Minuten in 0,05% Kaliumpermanganatlösung gebracht, in einer Mischung 1:1 aus 1% Hydrochinon und 1% Oxalsäure entfärbt, gründlich gewaschen und etwa eine halbe Stunde bei Zimmertemperatur in 1,5% Silbernitrat überführt, gespült und 1–2 Minuten in eine Lösung aus 20 ml 4,5% Silbernitrat + 10 ml reinem Athanol + 2,4 ml Ammoniak (Dichte 0,880) + 1 ml 2,5% Natronlauge gebracht, einige Minuten reduziert in einer Mischung aus 400 ml dest. Wasser + 45 ml reinem Athanol + 13,5 ml 1% Citronensäure + 13,5 ml 10% Formalin, gewaschen und in üblicher Weise bis zum absoluten Alkohol entwässert. Schließlich werden die Schnitte mit 0,5% Cellloidin überzogen, trocken gelassen, in einer Mischung 2:1 aus absolutem Alkohol und Chloroform gehärtet, wieder entwässert, eine Minute in 1% Natriumthiosulfat gebracht, entwässert und montiert. (L. H. HAMLYN, Stain Techn. 32, 123–126, 1957.)

H. H. Pfeiffer

Dreißig Jahre Züchtungsforschung. Zum Gedanken an Erwin Baur. Herausgegeben von Prof. Dr. W. Rudorf, Schriftl. Dr. M.-L. Baerecke. 241 S. mit 116 Abbildungen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1959. Ln. DM 27.—

Zu Ehren des Gründers des Müncheberger Instituts für Züchtungsforschung, Prof. Dr. E. Baur, haben die Angehörigen dieses Instituts, das heute seinen Namen trägt, zusammen mit einigen seiner Schüler dieses ungemein aufschlußreiche Buch verfaßt. Es soll nach den Worten des Herausgebers nicht nur einem engen Kreis von Fachgenossen, sondern allen Interessierten einen Überblick über die Entwicklung des Instituts und seiner Arbeiten geben.

In der Einleitung berichtet Prof. Rudorf u. a. aus dem Leben und der Arbeit Erwin Baur's (1875–1933) sowie aus der Geschichte des Instituts. Von den nun folgenden 5 Hauptabschnitten wird unsere Leser besonders der erste: „Genetische Grundlagenforschung“ interessieren. Im Rahmen dieses Kapitels behandeln Dr. J. Hackbart, Dr. H. Gaul und Dr. M. Rudorf-Lauritzens Vererbungsforschung an *Antirrhinum* (u. a. Genanalyse, Koppelungsuntersuchungen, Zytologie sowie Polyploidie), Dr. H. Gaul und Dr. W. Hertzsch Mutationsforschung, Dr. P. Michaelis Plasmavererbung („Unser Wissen über die Plasmavererbung ist infolge der Vernachlässigung dieses neuen Forschungszweiges der Genetik noch gering“), Dr. K.-H. v. Wangenheim Zytologie, der Letzтgenannte und Dr. A. Wienhues-Ohlendorf Art- und Gattungsbastardierung. Auf dem eben genannten Gebiet sind bisher große Erfolge u. a. bei Gerste, Weizen und Kartoffel erzielt worden, wogegen die Versuche, wertvolle Bastarde z. B. zwischen Garten- und Feuerbohne, zwischen Pfirsich und Mandel zu gewinnen, noch nicht befriedigend verlaufen sind. Weitere Kapitel behandeln entwicklungsgeschichtliche Forschungen (Prof. W. Rudorf) und chemisch-physiologische Untersuchungen (Dr. P. Schwarze) sowie die Grundlagen der Resistenzzüchtung (Dr. H. Rose). Über 100 Seiten des sehr gut ausgestatteten Werkes sind den Ergebnissen der Züchtungsforschung gewidmet. Hier berichten außer den bereits erwähnten noch weitere Autoren aus ihren speziellen Arbeitsgebieten, so Dr. F. Wienhues und Dr. F. W. Schnell über mehrere Getreidearten, Mag. N. O. Frandsen über Tomate und Paprika, Dr. M. Zwintscher über Baumobst, Dr. R. Bauer und Dr. F. Gruuber über Strauchbeerenobst und Erdbeeren, Prof. Dr. B. Husfeld über Reben, Prof. Dr. Wettstein über Forstpflanzen und Prof. Dr. W. Hoffmann über Faserpflanzen, der Herausgeber selbst u. a. über Pferde- und Sojabohne, Sonnenblume und Arzneipflanzen. Dem Nichtbotaniker ist schließlich der Abschnitt „Erklärung einiger Fachausdrücke“, dem Fachmann ein fast 12 volle Seiten umfassendes Literaturverzeichnis sehr erwünscht.

Prof. Dr. W. J. Fischer

I. M. Hais und K. Macek: Handbuch der Papierchromatographie. Band I: Grundlagen und Technik. 860 S. mit 242 zum Teil farbigen Abbildungen im Text.

Aus dem Tschechischen übersetzt von J. Liebster. VEB Gustav-Fischer-Verlag, Jena 1958. Preis DM 58,40.

Unter den modernen mikrochemischen Methoden nimmt die Papierchromatographie einen bedeutenden Platz ein. Das Erscheinen eines er-

sten Handbuches dieser Technik muß daher besonderer Beachtung und Kritik sicher sein.

Der 860 Seiten umfassende Band ist ein Viel-männer-Buch: 20 Chemiker, Biochemiker und Pharmazeuten aus Hochschul- und Forschungsinstituten in und um Prag haben aus den inzwischen mehr als 10 000 papierchromatographischen Arbeiten die theoretisch oder methodisch bedeutendsten ausgewählt und in diesem Handbuch zusammengestellt. Die Literatur ist bis 1955 berücksichtigt. Daß es nicht bei der Zusammenstellung blieb, dafür garantierte die eigene Erfahrung der im Team-work zusammenwirkenden Spezialisten. Ein allgemeiner Teil von 225 Seiten beginnt mit der Geschichte der Papierchromatographie, den theoretischen Grundlagen und den apparativen Voraussetzungen und notwendigen Manipulationen für einen erfolgreichen Trennprozeß. Besonders wertvoll und ausführlich dargestellt sind die Störungen und Fehler: durch Illustration mit Beispielen werden alle vorkommenden Schwierigkeiten unter Hinweis auf den theoretischen Hintergrund erklärt und auf die Möglichkeit der Verhinderung hingewiesen. Der spezielle Teil ist im Prinzip nach dem chemischen System eingeteilt: von Substanzen mit einer Sauerstofffunktion gelangt man zu stickstoffhaltigen Verbindungen, von den einfacheren zu den komplizierteren. Die Einteilung kann natürlich kritisiert werden: physiologisch-biologisch zusammengehörende Verbindungen müssen dann oft in verschiedenen Kapiteln gesucht werden. So wird denn auch das Einteilungsprinzip bei den Vitaminen, Antibiotika und Insektiziden verlassen. Wuchsstoffe, Farbstoffe und Enzyme kommen, aus der Perspektive des Biologen gesehen, zu kurz.

Als Besonderheit weist das Handbuch auf:

1. Die Darstellung der RF-Werte erfolgt graphisch in Form schematisierter, eindimensionaler Chromatogramme, nicht wie üblich in Tabellenform. Mit Recht wird vor der alleinigen Verwendung der Verteilungsgeschwindigkeit ohne Hinzu ziehen von Vergleichsstoffen gewarnt.

2. Die wichtigen Vorschriften für die Herstellung von Lösungsmittelsystemen, Imprägnierungsmitteln und Nachweisreagentien werden am Ende des Bandes zusammengestellt, auf die im Text verwiesen wird. Wiederholungen sind daher nicht immer auszuschließen.

Das Handbuch der Papierchromatographie darf als eine besonders glückliche Gemeinschaftsarbeit angesehen werden, die alle wichtigen Techniken zum Zeitpunkt des Manuskriptabschlusses (Ende 1955) umfaßt. Besonders hervorgehoben werden kann die gute und flüssige Übersetzung, die den Text von epischer Breite (im theoretischen Teil) bis zum Telegrammstil gut lesbar wiedergibt. Der Verlag hat dem Bande eine ausgezeichnete Ausstattung mitgegeben, die man bei dem Preis als vorbildlich ansprechen muß.

Es ist die Tragik aller Methodenbücher, daß sie mehr oder weniger schnell veralten. Dies gilt bei einer Jahresproduktion von rund 1500 einschlägigen Arbeiten besonders für die Papierchromatographie. Daß die Verfasser dennoch dies theoretisch und praktisch ausgezeichnet fundierte Werk herausbrachten, muß man ihnen daher besonders hoch anrechnen.

Man darf gespannt sein, was der 2. Band bringen wird: In ihm wird eine vollkommene Übersicht der Anwendung und Literatur versprochen.

Prof. Dr. H. F. Linskens (Nijmegen)

FORSCHUNGSMIKROSKOP

Modell E

Vergrößerungen
von 25—2500x

Das Präzisionsinstrument für histolo-
gische und bakteriologische Arbeiten

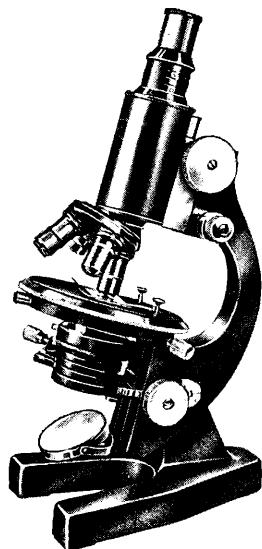
Ausziehbarer Tubus, 50 mm ϕ , Grob- und Feineinstellung mit Sicherheitstrieb. Dreh- und zentrierbarer Objektivtisch.

Vier achromatische Objektive: 5:1, 10:1, 50:1, 100:1 (Olimmersion); drei Huygens - Okulare: 5x, 8x, 12x, und ein Periplan-Okular 25x; Revolver für vier Objektive. Großer Abbescher Beleuchtungsapparat.

Preis DM 596.-
für Mikrokosmos-
Mitglieder DM 586.-

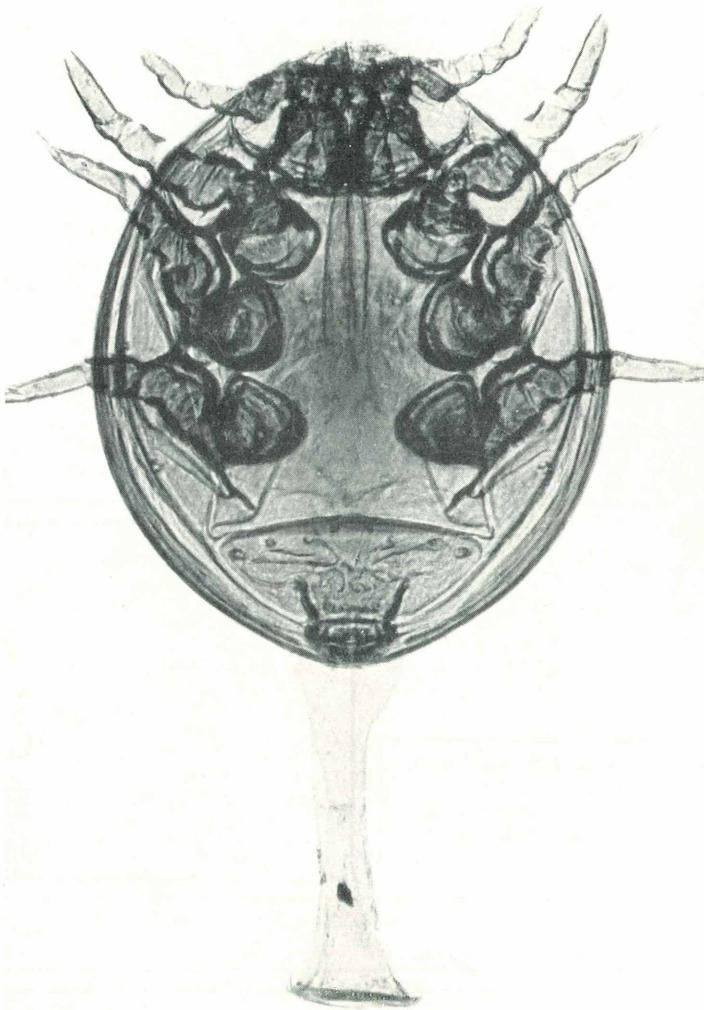
Zahlreiche Zusatzgeräte

Prospekt L 313 kostenlos



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart,
der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft
Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft
Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

Gofferjé, P.: Diatomeen	257
Klinkhammer, Dr. F.: Über die Prüfung von Injektionslösungen	262
Hirschmann, Dr. W. und Zirngiebl-Nicol, Dr. J.: Schildkrötenmilben — Uropodiden	265
Ruppolt, Dr. W.: Ausscheidung von Rohrzucker beim „Fleißigen Lieschen“	269
Iwanow, N. und Schneider, R.: Eine Einrichtung zum Abfiltrieren von mikroskopischen Objekten	270
Bauermeister, W.-D.: Ein vereinfachtes Verfahren zur Herstellung durchsichtiger Totalpräparate	272
Halle, W.: Die Verwendung von wasserlöslichen Polywachsen als Einbettungsmittel in der histochemischen und histologischen Technik	275
Mikroskopie in der Schule	
Bukatsch, Prof. Dr. F. Zum papierchromatographischen Nachweis von Polyphosphaten	276
Heiligmann, Dr. W.: Versuche zum Stoffwechsel der Pflanzen	278
Zur Einführung in die Mikroskopie	
Janus, Dr. H.: Von der Ordnung im Tier- und Pflanzenreich	283
Winke fürs Labor	
Eode, Dr. F.: Die Verwendung verspiegelter Schmalfilmlampen in der Mikrofotografie	286
Kleine Mitteilungen	
Bücherschau	288
3. Umschlagseite	
Umschlagbild Schildkrötenmilbe vom Mistkäfer; Wandernymphe mit Achselfleist. Aufnahme: Otto Woelke, Hagen. (Zum Aufsatz: „Schildkrötenmilben“ von Dr. W. Hirschmann und Dr. J. Zirngiebl-Nicol auf Seite 265).	

Mikroskope

bester technischer Funktion mit erstklassiger Präzisions-Optik aus Wetzlar. Ein Jahr Garantie. Lieferbar zahlreicher Schulen, Institute, Forscher, Ärzte, Wissenschaftler und Studierender. Ausführliche Prospekte und Informationen unverbindlich. Schreiben Sie an: Opt. Inst. G.K.E. Schröder, Abteilung M 30, Hamburg 36, Dammtorstraße 22

**MIKROSKOPE**

aller Art
monokular und binokular
Stereomikroskop u. -Lupen
Auflicht, Durchlicht, Polarisation, Dunkelfeld, Mikrofotografie

Schlagschattenfreie Kaltlicht-Leuchtlupe

Bitte fordern Sie Preisliste
Nr. 46 an

BECK KASSEL
CBS
Gegr. 1892

CHR. BECK & SÖHNE KG.
FEINMECHANIK UND OPTIK
KASSEL



Gesucht werden: Mikrokosmos Jahrgang 1940/41, Hefte 1—5; 1942/43, Heft 6 u. 7, evtl. beide Jahrgänge komplett, sowie der 38. Jahrgang komplett. Angebote erbeten von Dr. BUSBACH, Salzburg, Purtschellergasse 11

Bücher (Anatomie, Zoologie, Histologie, Entwicklungsgeschichte, Paläobiologie, Botanik) billig abzugeben. Angebote unter M 129.

NAHRUNGSMITTELCHEMIE FÜR JEDERMANN

150 einfache Versuche zur Prüfung unserer Nahrungsmittel von PROF. DR. FRANZ BUKATSCH

114 Seiten mit 50 Abbildungen im Text und 16 graphischen Darstellungen. Kart. DM 9.80, für Bezieher des Mikrokosmos DM 8.50 (Band 39 der Reihe „Handbücher für die praktische naturwissenschaftliche Arbeit“).

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

Diatomeen

Von Paul Gofferjé, Erfurt

Ich möchte hier den vielen mikroskopie-
renden Naturfreunden eine Anregung geben,
auch ihrerseits in der näheren und weite-
ren Umgebung ihres Heimatortes einmal
Diatomeenmaterial zu sammeln und zu
untersuchen. Es gibt noch manches zu er-
forschen; diese Erfahrung habe ich wie-
derholt gemacht, z.B., wie nachstehend
beschrieben, im Annatal bei Eisenach, wo

herangezogen; die feinsten Strukturen der
Kieselalgen werden nur von den besten
Objektiven (Apochromaten) aufgelöst; frü-
her wurde jedem Mikroskop ein Präparat
von *Pleurosigma angulatum* beigelegt, da-
mit der Benutzer die Güte und das Auf-
lösungsvermögen der Optik selbst nach-
prüfen konnte.

Kieselalgen finden sich überall, selbst-
verständlich in erster Linie in Gewässern
aller Art, aber auch an überrieselten Fel-
sen, in Moosrasen, ja sogar in Blumentopf-
Untersätzen. Je nach der chemischen Be-
schaffenheit des Substrats sind die Algen
verschieden; auf kalkhaltigem Boden fin-
det man Formen, die sich dort besonders
gern ansiedeln, auf Ur- und Eruptivgestein
wieder andere, unter denen die schönen
Eunotia-Arten besonders auffallen. Wie-
der anders geartet ist die Flora eines Wald-
bachs. Hier treten *Gomphonema*-Arten,
oft in Reinkultur, besonders hervor.

Das Sammeln von Kieselalgen ist sehr
einfach. Gläschen mit 20–30 ccm Inhalt,
ein Kaffeelöffel zum Abkratzen, ein Pinsel
zum Abstreifen von mit Diatomeen über-
zogenen Steinen und Abheben der obersten
Schlammschicht in Gewässern sowie ein
kleines Netz, wie man es bei Aquarien be-
nutzt, zum Auffischen von auf der Wasser-
oberfläche von Teichen flottierenden Algen-
watten genügen vollständig. — Da wir nur
Schalenpräparate herzustellen beabsich-

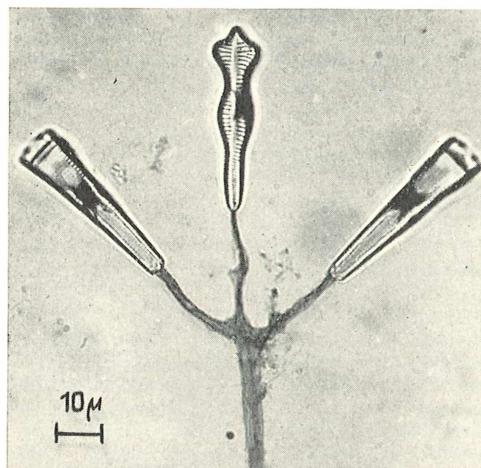


Abb. 1 (Höllteich): *Gomphonema acuminatum* var. *coronata*. Glühpräparat. Diatomeen auf Gallerstielen, Mitte Schalen-, rechts und links Gürtelbandseite. Länge 45 μ . Apochromat 60/1,00 K-Projektiv 4

ich die schöne und sehr seltene *Eunotia suecica* mit ihren Anomalien fand. — Zu-
erst einiges über das Sammeln und Präpa-
rieren von Diatomeen. Bei der Durchfor-
schung der Lebewelt der Gewässer wird
der Mikroskopiker so gut wie immer auf
jene zierlichen Gebilde stoßen, deren For-
menreichtum das Auge immer wieder fes-
selt. Die Kieselalgen (Diatomeen) haben
schon seit jeher in der wissenschaftlichen
Forschung eine große Rolle gespielt. Man
denke an die Arbeiten HAECKELS, v. SCHÖN-
FELDTS, KOLBES und vieler anderer, nicht zu
vergessen die moderne Darstellung in der
PASCHERSchen Süßwasserflora durch Dr. Fr.
HUSTEDT, der auch vor kurzem erst im Ver-
lag des Kosmos in einem neuen Buche
„Kieselalgen (Diatomeen)“ sehr anschau-
lich dieses reizvolle Gebiet behandelt hat.
Dieses Buch ist dem Mikroskopiker sehr zu
empfehlen. —

Immer dann, wenn es sich um die Prü-
fung optischer Systeme bei Mikroskopen
handelt, werden gern Diatomeenpräparate

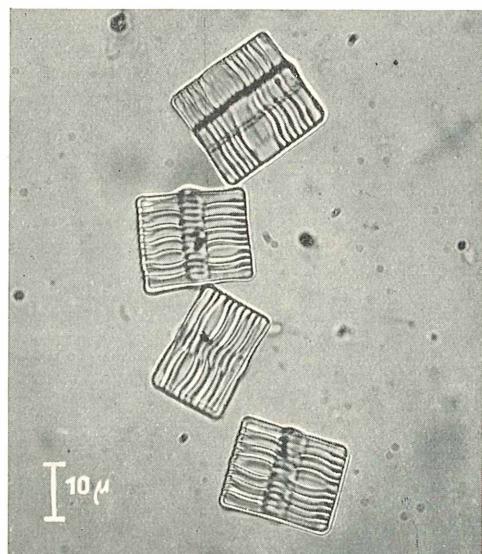


Abb. 2 (Höllteich): *Tabellaria flocculosa*, Band-
kolonie, Gürtelbandseite, Länge 19 μ . Apochro-
mat 60/1,00 K-Projektiv 4

tigen, braucht der Gläserinhalt nicht besonders fixiert zu werden, doch ist es dann empfehlenswert, einige Tropfen Formalin zur Konservierung beizugeben, wenn man die Proben mehrere Tage mit sich führen muß. —

Diatomeen lassen sich das ganze Jahr über sammeln; Höhepunkte in der Entwicklung findet man im März-April und September-Oktober. Jene braunen, samtartigen Überzüge der obersten Schlamm-

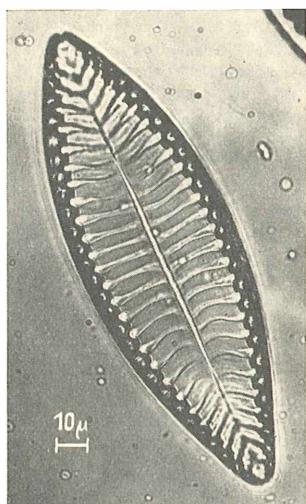


Abb. 3: (Rinnsal zum Ilmsenteich): *Surirella biseriata*, Grund-Diatomee, Länge 170 μ . Apochromat 60/1,00, K-Projektiv 2,5

schicht in Gewässern bestehen aus reinem Diatomeenmaterial. Überrieselte Felsen bergen oft seltene Formen, salzhaltige Gewässer ebenso.

Um reine Schalenpräparate zu erhalten, werden die Funde, nachdem man sie mehrfach durch Schlämmen von allen groben Beimischungen gereinigt hat, etwa 15 Minuten in konzentrierter Schwefelsäure gekocht, wozu man entweder Abdampfschalen, oder, bei kleineren Mengen, Reagenzgläser benutzt (Vorsicht, der Dampf ist giftig!). — Das Auskochen muß unbedingt im Freien, in einem Schuppen, oder auf dem Dachboden des Hauses vorgenommen werden, da die Dämpfe die Atmungsorgane angreifen.

In die noch heiße Säure gibt man nach dem Auskochen eine Messerspitze voll Salpeter (Kaliumnitrat), bis die durch Zerkochen der organischen Substanz schwarz gefärbte Säure wieder hell geworden ist. Darauf wird abgekühlt, die Säure vorsichtig abgegossen und der Rückstand mit den Diatomeen mehrfach mit destilliertem Wasser gründlich ausgewaschen. Zurück blei-

ben die reinen Schalen; jede Probe muß, bevor sie abgegossen wird, im Mikroskop untersucht werden, damit nicht zuviel weggeschüttet wird.

Um beim Präparieren die Diatomeen in ihren Verbänden zu erhalten — manche bilden lange Ketten, andere wachsen gemeinsam auf Gallertstielen — ist es angebracht, auch sogenannte Glühpräparate herzustellen. Man verfährt wie folgt: Nach dem Ausschlämmen wird die Probe gründlich mit destilliertem Wasser ausgesüßt und ein Tröpfchen davon auf ein gereinigtes Deckgläschen recht dünn aufgesetzt, so daß die Diatomeen nicht zu dicht liegen. Die Probe wird lufttrocken auf ein dünnes Silberblech gebracht und darauf 20 Minuten mit einem Spiritusbrenner ausgeglüht. Das Resultat kann man z. B. bei Abb. 1 sehen; beim Auskochen würden die Gallertstiele verschwinden und die Schalenhälften auseinanderfallen.

Als Einschlußmittel dienen, um die feinen Strukturen der Schalen sichtbar zu machen, Harze mit höherem Brechungsexponenten. Vielfach wird hierzu Styrox verwendet.

Ein gutes Mikroskop ist bei der Diatomeenarbeit Voraussetzung. Während die Achromate vorzügliche Dienste leisten, sind für letzte feine Arbeiten die Apochromate vorzuziehen. — Um die feinsten Strukturen aufzulösen, muß zur schiefen Beleuchtung gegriffen werden, denn ohne diese wäre z. B. die Wiedergabe der „Perl-

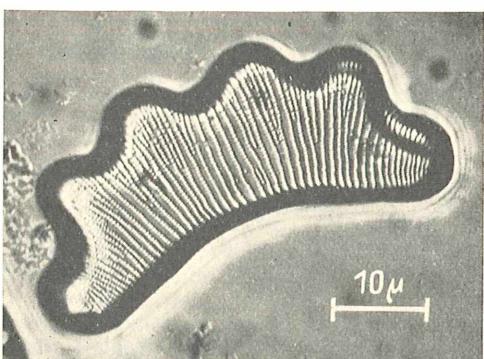


Abb. 4 (Rinnsal zum Ilmsenteich): *Eunotia robusta* var. *tetraodon*. Länge 46 μ Apochromat 60/1,00 K-Projektiv 6,3

reihen“ der *Eunotia robusta* var. *tetraodon* nicht möglich gewesen.

Für die Mikrophotographie sind Aufsetzkameras oder Okularstutzen in Verbindung mit einer Kleinbildkamera empfehlenswert. Als Film verwende ich den Agfa-Documentenfilm; bei Lebendaufnahmen ist wegen seiner höheren Empfindlichkeit der Agfa-Film FF oder F günstiger, um kurz

genug belichten zu können. Ein dankbares Gebiet findet man beim Photographieren von Kieselalgen in Lebendkulturen. Da viele Diatomeen auf Gallertstielen sitzen, manchmal auch in Gallertschlüchen leben, empfiehlt es sich, solche Aufnahmen im Phasenkontrastverfahren herzustellen. Die bei gewöhnlicher Hellfeldbeleuchtung sonst kaum sichtbaren Gallertstiele oder Schläuche kommen in der Phasenkontrast-Beleuchtung ausgezeichnet heraus. —

Wer sich erst einmal mit dem Studium der Diatomeen beschäftigt hat, den lässt es sobald nicht wieder los. Der schier unerschöpfliche Formenreichtum der Kieselalgen reizt immer wieder zur Betrachtung unter dem Mikroskop, wobei recht sorgfältig das Präparat mittels des Kreuztisches, Zehntel- um Zehntel-Millimeter, durchmustert werden muß. Dann lassen sich einmal gefundene Formen immer wieder schnell mit dem Kreuztisch auffinden, wenn man die Zahlen der beiden Nonien vorher notiert hatte.

Verzeichnis der Fundorte

Der Höllteich, etwa 730 m ü. d. M., liegt in der Nähe des Bahnhofes Neustadt-Gillersdorf im Thüringer Wald, etwa $\frac{3}{4}$ Wegstunden von ihm entfernt. — Er erhält seine Zuflüsse aus moorigem Wiesengelände, liegt auf Urgestein (Präcambrium) und enthält mooriges Wasser, dessen pH-Wert um 5 herum liegt, am Ostufer an einer Stelle 6,5. — Dichte Torfmoosrasen umsäumen den Teich, außer an seinem

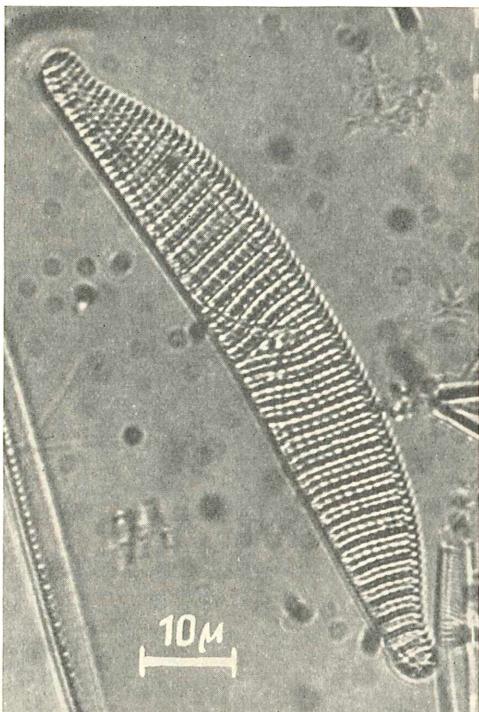


Abb. 6 (Schollener See): *Epithemia turgida*, Länge 85 μ. Apochromat 60/1,00, K-Projektiv 4

Nordufer, mit dem er an die Fahrstraße grenzt. — Das Diatomeen-Vorkommen ist zahl- und artenreich und zeigt ausgesprochen kalkfeindliche Flora, was die vielen *Eunotia*, *Pinnularia*- und *Fragilaria*-Arten sowie Bänder von *Tabellaria* und auch *Melosira* beweisen. — Fast gleich ist die Diatomeen-Flora des folgenden Standorts:

Rinnsal auf dem Fuße zum Ilmsenteich, um 700 m ü. d. M.

Auf halbem Wege zum obenerwähnten Höllteich biegt ein schmaler Waldfpfad rechts von der Chaussee nach Neustadt a. Rennweg ab, der zum Ilmsenteich führt.

Ungefähr in der Mitte dieses Pfades tritt ein Rinnsal aus dem moorigen Waldboden heraus und fließt in einer Wagenfurche talabwärts. — Bei einem Spaziergange nahm ich, rein gewohnheitsgemäß, etwas von den in der Furche befindlichen scheinbaren „Grünalgen“ mit und war erstaunt, unter dem Mikroskop eine einzigartige Flora von Kieselalgen zu finden. Die „Grünalgen“ bestanden nur aus Kieselalgenbändern der Arten *Fragilaria* und *Melosira* in großer Menge, dazwischen waren aber wieder viele *Eunotia*-Arten, u. a. auch die schöne *Eunotia robusta* var. *tetraodon*, *Pinnularia* u. a. Einige der großen *Surirella biseriata* fanden sich ebenfalls darunter,

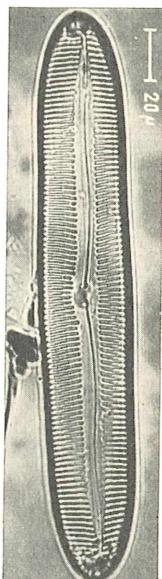


Abb. 5 (Rinnsal zum Ilmsenteich): *Pinnularia major*, Länge 218 μ. Apochromat 60/1,00, K-Projektiv 2,5

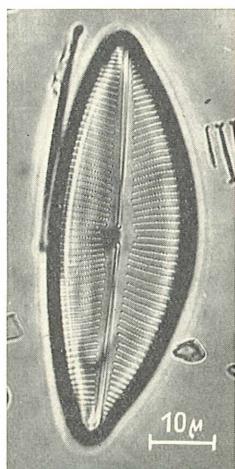


Abb. 7 (Schollener See): *Cymbella ehrenbergii*, Länge 80 μ . Apochromat 60/1,00, K-Projektiv 4

und bei Entnahme einer zweiten Probe aus dem schlammigen Grund einer kleinen Mulde des Rinnals fand sich diese schöne Alge in Massen. An vielen Stellen im Thüringer Wald stellt diese Diatomee die Leitform der Oberfläche des Grundschlammes von Bächen dar.

Schollener See bei Rathenow

Dieser ausgedehnte See ist bekannt geworden einmal durch seine schwimmenden Inseln und andermal durch die Gewinnung seines zu Heilzwecken verwendeten Schlammes, der sogenannten Pelose. Der Schollener See ist ein stagnierendes Gewässer, auf dessen Grund sich seit der Eiszeit organischer Schlamm abgelagert hat, der heute mächtige Schichten bildet. Eine reiche Diatomeenflora von großer Vielfalt hat sich in ihm gebildet, von denen einige Leitformen nachstehend erwähnt werden: *Cymbella ehrenbergii*, *Pinnularia gibba*, *Surirella biseriata*, *Cocconeis placentula*, *Epithemia turgida*, *Cyclotella comta*.

Dreienbrunnen

Dieses über die Grenzen Erfurts bekannte Gemüseanbaugebiet, durchzogen von den ebenfalls weithin bekannten Brunnenkresseklingen, stellt ein uraltes Quell- und Sumpfgebiet dar, das in früheren Jahrhunderten stärker bewaldet war, und die „Wagd“ hieß. Die Quellen des Dreienbrunnengebiets gelten hydrologisch als „warme Quellen“, da sie, jahraus, jahrein, eine gleichmäßige Temperatur von 11 bis 12° C haben, wobei sie das Temperatur-Jahresmittel Erfurts (7,4° C) übertreffen. Der pH-Wert liegt um 7,5. In den Brunnenkresse-Gräben, Klingen genannt, besonders aber in den dazugehörigen Quelltümpeln, die beide ein klares, schnell-

fließendes Wasser führen, findet sich das ganze Jahr über eine reiche Diatomeenflora, die, da das Wasser mineralsalzhaltig ist, viele salzliebende und Salzformen enthält. Die oft nur wenige Meter voneinander entfernten Gräben und Quellen zeigen verschiedene Formen neben anderen, die alle gemeinsam haben, wobei die so genannten „Drei Quellen“, mit Kochsalzgehalt, eine ganz spezifische Flora mit meist seltenen Formen enthalten. Eine besondere Reichhaltigkeit an Diatomeen zeigen die Gräben in den Gärtnereien Fritz Haage und Schönstedt, wovon einige beigefügte Abbildungen zeugen. Über die „Drei Quellen“ erschien im Jahre 1928 von dem vor einigen Jahren verstorbenen GEORG KRASSKE, Kassel, ein eingehender Bericht in der „Hedwigia“; 65 verschiedene Formen waren damals festgestellt worden.

Als Leitformen fand ich in den Gräben bei Haage und Schönstedt: *Gyrosigma attenuatum*, *Caloneis Schumanniana* var. *biconstricta*, *Caloneis amphisbaena*, *Cocconeis placentula*, *Diatoma anceps*, *Amphiprora paludosa*, *Amphiprora alata* (selten!), *Meydion circulare* in Riesenmengen, *Nitzschia dubia*, *Surirella ovata*, *Synedra affinis*, *Synedra pulchella* und viele andere.

Schindleichsgraben, Bach

Im Steigerwald in Erfurt fließt, entlang der Chaussee nach Arnstadt, ein kleiner Bach in dem sogenannten Schindleichsgraben. Dieser Graben stellt eine Jahrtausende alte Erdalte dar, die eine recht interessante und teilweise auch seltene Flora und

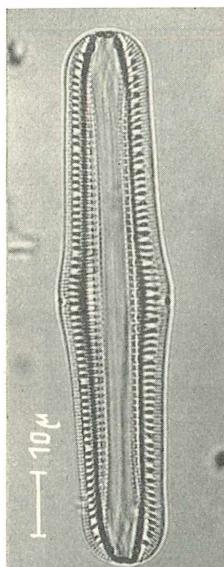


Abb. 8 (Schollener See): *Rhopalodia-gibba*, Länge 87 μ . Apochromat 60/1,00, K-Projektiv 2,5

Fauna enthält. — Das Wasser des schnellfließenden Baches, der im Sommer meist austrocknet, ist sehr kalkreich (pH-Wert 7,0), mit vielen Steinen durchsetzt, von denen die Mehrzahl im März-April dicke, gallertartige Polster von froschlaichartiger Schlüpfigkeit trägt. Bei der mikroskopischen Untersuchung entdeckt man zahlreiche Kieselalgen, die auf Gallertstielchen sitzen (im Phasenkontrast besonders gut sichtbar!). Es handelt sich um Reinkulturen von *Gomphonema olivaceum*, eine für schnellfließende Bäche charakteristische Kieselalge. Nur eine kleine Zahl weiterer

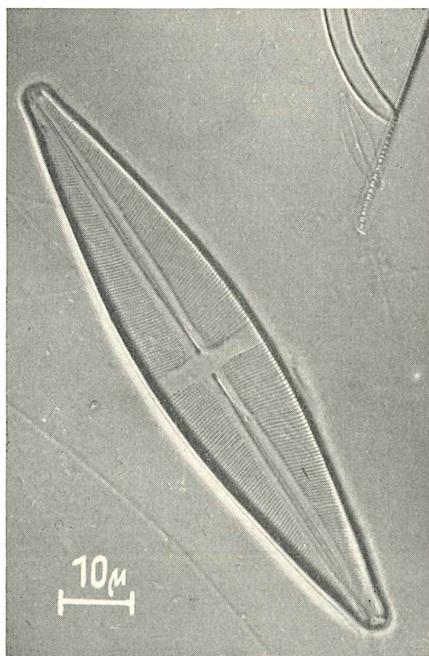


Abb. 9 (Dreienbrunnen): *Stauroneis phoenicenteron*, Länge 70 μ . Apochromat 60/1,00, K-Projektiv 4

Diatomeen findet sich in diesen Polstern, wie *Meridion circulare* und einige *Achnanthes*-Arten.

Annatal, Eisenach

Gelegentlich eines Ausfluges nach der Wartburg am 31. 8. 1956 und anschließendem Spaziergang durch die Drachenschlucht und das Annatal nach der „Hohen Sonne“ sammelte ich an überrieseltem Felsen Diatomeenmaterial. Die Flora der dortigen Gegend ist wegen der vielen seltenen Formen, z. B. von Moosen und Farne, bekannt. So ließ sich vermuten, wie bei ähnlichen anderen Vorkommen, daß auch die dort gefundenen Diatomeen seltene

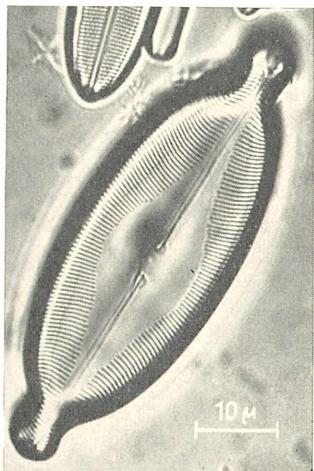


Abb. 10 (Dreienbrunnen): *Caloneis amphibiaena*, Länge 60 μ . Apochromat 60/1,00, K-Projektiv 6,3

Arten aufweisen würden. So war es auch. Eine Probe von einem überrieselten Felsen am Fuße der sogenannten Felsstiege, einem Knüppeldammaufstieg zur „Hohen Sonne“, der dicht mit Moosen, besonders mit seltenen Laublebermoosen, bewachsen war, bestätigte meine Vermutungen. Die Diatomeenflora ähnelt sehr derjenigen im Sächsischen Felsengebirge, und besonders fällt das häufige Vorkommen der sonst sehr seltenen *Eunotia suecica* auf, neben der an solchen Stellen immer auftretenden, häufigeren *Eunotia bigibba*, *Melosira roseeana* und einigen kleinen *Achnanthes*-Arten. Von *Eunotia suecica* finden sich auch abgewandelte Formen, die der nur in den Tropen vorkommenden *Eunotia papilio* ähneln. Ich

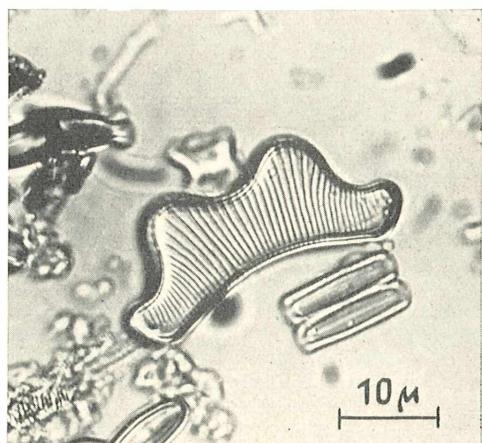


Abb. 11 (Annatal): *Eunotia suecica*, Anomalie, 32 μ . Apochromat 60/1,00, K-Projektiv 6,3

habe Proben des gesammelten Materials an Herrn Dr. HUSTEDT, Bremen, eingesandt, der genauere Untersuchungen besonders des *E. suecica*-Materials vorzunehmen beabsichtigt.

Literatur

1. HUSTEDT, F.: *Bacillariophyta*, Band X, Pascchersche Süßwasserflora, Verlag G. Fischer, Jena
2. HUSTEDT, F.: *Diatomeen (Kieselalgen)*. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart

Über die Prüfung von Injektionslösungen

Von Ferdinand Klinkhammer, Salzgitter-Bad

Im Betriebslaboratorium eines pharmazeutischen Betriebes spielt neben der Überprüfung der eingehenden Rohstoffe die Überwachung der Eigenproduktion eine wesentliche Rolle. Ein wichtiges Teilgebiet dieser Produktionskontrolle, das bei der Durchführung größte Umsicht erfordert, ist die Kontrolle der fertiggestellten Injektionslösungen.

Die Anforderungen, die an Injektionslösungen gestellt werden, sind erheblich höher als diejenigen, die man an andere Arzneimittelzubereitungen stellt. Dies er-

ren können, sind manchmal die Folge dieser Gleichgewichtsstörungen.

Um jede Ursache derartiger Schäden von vornherein ausschalten zu können, werden alle Injektionslösungen, bevor sie der Produktionsleiter zum Verkauf freigibt, nach folgenden Gesichtspunkten untersucht (HAGER, H., 1955):

1. Reinheit
2. Sterilität
3. Pyrogenstoffe
4. Isotonie
5. pH-Werte

Diese Punkte sind bei der Untersuchung von Injektionslösungen in jedem Fall zu berücksichtigen, weil nur dann die Gewähr für eine einwandfreie, nichtschädigende Wirkung des Präparates gegeben ist.

1. Reinheitsprüfung

Die fertig abgefüllten Ampullen müssen klar sein und dürfen keine Schwebestoffe — wie Staub und feinste Glassplitter — enthalten. Jedoch ist dieser Reinheitsbegriff nicht absolut, sondern hängt weitgehend von der Art der benutzten Untersuchungsmethode ab. Bei den genauesten Prüfungsmethoden lassen sich auch bei größter Reinheit immer noch Partikel nachweisen. Es ist allerdings durch Versuche nachgewiesen worden, daß feinste Schwebeteilchen bei der Injektion keine schädigenden Wirkungen hervorrufen, doch stellen sie ein Maß für die Reinheit der Injektionslösung dar.

Zur Reinheitsprüfung der Injektionslösungen macht man sich nach C. STICH (1950) den Tyndall-Effekt zunutze. Man kontrolliert die Ampullen, indem man sie bei Tageslicht oder künstlichem Licht gegen einen Hintergrund betrachtet, der aus einem dunklen und einem daneben liegenden hellen Feld besteht. Durch den Tyndall-Effekt kann man gegen den dunklen Hintergrund sehr gut alle feinsten hellen Schwebeteilchen erkennen; von dem weißen Feld heben sich alle dunklen Verunreinigungen gut ab.

2. Sterilitätsprüfung

Obwohl in gut eingerichteten modernen Ampullenabfüllstationen alle erdenklichen Vorsichtsmaßnahmen zur Verhinderung mikrobieller Verunreinigungen beachtet werden, ist es doch bei der Vielzahl der in der Luft enthaltenen Keime möglich, daß eine Infektion in die Injektionslösung

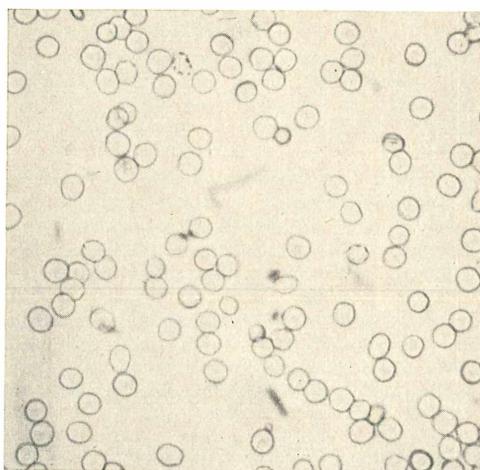


Abb. 1: Menschliche Erythrocyten in einer isotischen Kochsalzlösung. Zeiss Standard Mikroskop GFL: Objektiv 1:40, Okular 8fach. Aufnahme: G. SAECKER

gibt sich ganz zwangsläufig aus der Physiologie des Kreislaufes. Die in Injektionslösungen enthaltenen Stoffe gelangen unmittelbar in das Gewebs- und Kreislaufsystem, das durch ein hervorragendes physiologisches und physikalisch-chemisches Gleichgewicht ausgezeichnet ist. Jede Störung dieses Gleichgewichtszustandes, z. B. durch Injektion einer nicht richtig zubereiteten Lösung, wird mit einer empfindlichen Reaktion der betroffenen Stelle oder sogar des ganzen Körpers sofort beantwortet. Lokale, zum Teil recht schmerzhafte Entzündungen oder auch Schockwirkungen, die im Extremfall zum Tode füh-

gelangt. Da bei Injektionen die Lösung unmittelbar in den Blutkreislauf und in das Körpergewebe eindringt, werden hierbei alle vom Körper errichteten Barrieren gegen eindringende Keime durchbrochen. Die Keime können sich dadurch schnell im ganzen Körper ausbreiten und sich entweder im Blut oder in den „Erfolgsgärtner“ vermehren und ihre vernichtende Tätigkeit entfalten.

Die höchsten Anforderungen an die Sterilität werden an intralumbal zu injizierende Lösungen gestellt, weil die Lumbalflüssigkeit überhaupt keine bakteriziden (bakterientötenden) Eigenschaften besitzt. Auch bei subkutan applizierten Lösungen bestehen sehr hohe Sterilitätsanforderungen, weil sie im Gegensatz zu intramuskulär injizierten Lösungen lange in Kontakt mit den umgebenden Geweben sind. Bei der intravenösen Injektion ist bei den meisten Keimen die Infektionsgefahr sehr gering, weil das Blut ziemlich stark bakterizid ist.

Zur Sterilitätsprüfung wird aus jeder abgefüllten und sterilisierten Ampullencharge eine Stichprobe entnommen. Aus jeder zu untersuchenden Ampulle wird mit einer sterilen Glaskapillare ein Teil der Injektionslösung abgesaugt und nach LAUTENSCHLÄGER (1954) wie folgt verteilt:

1. 3 Tropfen werden in ein 8–10 ml Nährbouillon enthaltendes Röhrchen gegeben, das dann zur Vermischung zwischen den Handflächen gerollt wird.
2. 3 Tropfen werden auf eine Schrägarbeitsfläche gegeben, die zur Verteilung der Versuchslösung anschließend mehrmals hin- und hergeneigt wird.
3. 3 Tropfen werden in ein Röhrchen mit Tarozzibouillon gegeben (hierbei handelt es sich um eine Leberbrühe nach TAROZZI zur Kultivierung von anaerob wachsenden Mikroorganismen).

Wenn nach 7tägiger Bebrühung bei 37° C kein Wachstum erfolgt ist, kann die Abfüllung als steril bezeichnet werden. Wird nur eine Kultur vorgefunden, so kann diese sekundären Ursprungs sein, und die Prüfung kann wiederholt werden. Ergibt es sich aber, daß diese eine Kultur von einem pathogenen (krankheitserregenden) Stamm gebildet wird, so muß die ganze Charge als unsteril verworfen werden.

3. Pyrogen test

Manchmal treten nach Arzneimittel-injektionen unerwünschte Nebenreaktionen auf. So kann sich etwa 15–20 Minuten nach der Injektion ein starkes Fieber einstellen (bis zu 40° C), das von einer erhöhten Pulsfrequenz begleitet wird. Nach wenigen Stunden erfolgt aber schon wieder ein Temperaturabfall, der häufig mit starker Übelkeit, Kopfschmerzen und Schweißausbrüchen vergesellschaftet ist. Diese nach Injektionen auftretenden Ne-

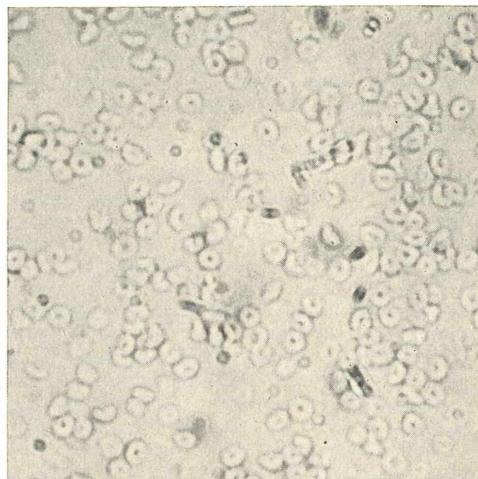


Abb. 2: Menschliche Erythrocyten in einer hypotonischen Kochsalzlösung (0,15 % NaCl). Infolge osmotischer Hämolyse werden die roten Blutkörperchen nur noch verschwommen abgebildet. Zeiss Standard Mikroskop GFL: Objektiv 1:40, Okular 8fach. Aufnahme: G. SAECKER

benreaktionen wurden erstmalig von BILLROTH (1865) in direkten Zusammenhang mit den Injektionslösungen gebracht. Er nannte die in den Injektionslösungen enthaltenen fiebererzeugenden Stoffe „phlogene oder pyrogene Gifte“; inzwischen hat sich hierfür der Name Pyrogene eingebürgert. BUCHNER (1891) vermutete bereits, daß die Pyrogene mikrobiellen Ursprungs sind. Diese Ansicht konnte durch spätere Unter-

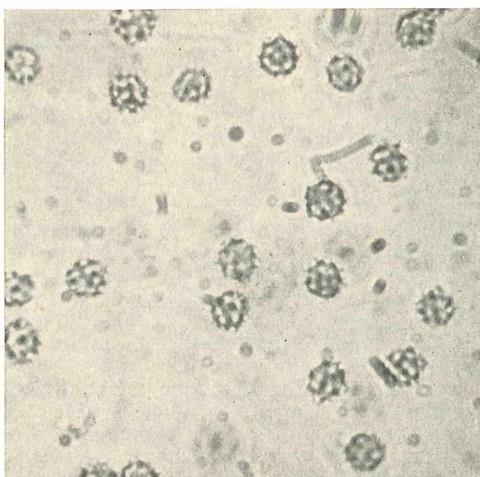


Abb. 3: Menschliche Erythrocyten in einer hypertonischen Kochsalzlösung (1,2 % NaCl). Infolge Schrumpfung der roten Blutkörperchen haben sich deutliche „Stechapfelformen“ ausgebildet. Zeiss Standard Mikroskop GFL: Ölmimmersionsobjektiv 1:100, Okular 12fach. Aufnahme: G. SAECKER

suchungen bestätigt werden. Es ergab sich, daß die Pyrogene Bakterientoxine sind, also von Bakterien ausgeschiedene Stoffwechselprodukte. Nach SAGER (1950) sind die pyrogenen Stoffe bakterieller Herkunft und stammen überwiegend von grammnegativen Stämmen. Pyrogene werden nicht von jeder Bakterienart gebildet. Die Pyrogene sind wasserlöslich, lösen sich nicht in Alkohol und Aceton und sind ziemlich hitzebeständig. Wegen ihrer positiven Reaktion auf Kohlenhydrate rechnet man sie zu den Polysacchariden. Nach ihrer Hydrolyse ließen sich Zucker nachweisen, die aber kein Fieber mehr erzeugten. Die Teilchengröße der Pyrogene beträgt 50 m μ .

Zur Entfernung der Pyrogene wird bevorzugt die Filtration durch Seitz-EK-Filter angewendet. Die pyrogenen Stoffe werden nach WIEHE (1954) durch adsorptive Bindung an die Oberfläche des Asbests, aus dem die Filtermasse überwiegend besteht, aus der Lösung entfernt.

Die offizielle Prüfung von Injektionslösungen auf Pyrogene wird heute überwiegend nach der biologischen Methode von SEIBERT (1923) durchgeführt. Bei dieser Methode wird Kaninchen die zu untersuchende Lösung in die Ohrvene injiziert und die eventuell anschließend auftretende Erhöhung der Rektaltemperatur gegenüber dem Normalwert bestimmt. Beträgt diese Erhöhung mehr als 0,6° C, so ist der Pyrogentest positiv ausgefallen. Als Versuchstiere für Pyrogenteste sind Kaninchen besonders geeignet, weil sie auf Toxine sehr gut ansprechen und ähnlich wie Menschen reagieren.

4. Bestimmung der Isotonie

Bei manchen Arten der Injektion von Arzneimitteln spielt es eine erhebliche Rolle, daß die Injektionslösung mit dem Blut isoton ist. Unter Isotonie einer Injektionslösung versteht man eine „Blutgleichheit“ dieser Lösung in bezug auf den osmotischen Druck. Nach dem VAN'T HOFFSchen Gesetz herrscht Isotonie, wenn Lösungen verschiedener Stoffe, die in der gleichen Menge des gleichen Lösungsmittels die gleiche Anzahl von Molekülen des gelösten Stoffes enthalten, bei gleicher Temperatur den gleichen osmotischen Druck zeigen. Das menschliche Blutplasma bewirkt einen osmotischen Druck von sieben Atm. Injektionslösungen müssen also, wenn sie den Anforderungen der Isotonie genügen sollen, ebenfalls einen osmotischen Druck von 7 Atm. haben. Wenn zwei Lösungen von verschiedenem osmotischen Druck durch eine semipermeable („halb-durchlässige“) Membran voneinander getrennt sind, so haben sie das Bestreben, das an der Membran herrschende Druckgefälle auszugleichen. Da das Lösungsmittel ungehindert durch die semipermeable Membran diffundieren kann, die gelösten

Stoffe aber nicht, wird der Druckausgleich dadurch geschaffen, daß das Wasser von der verdünnteren Lösung (Lösung mit dem geringeren osmotischen Druck; hypotonische Lösung) durch die Membran in die konzentriertere Lösung (Lösung mit dem höheren osmotischen Druck; hypertonische Lösung) diffundiert. LUND und Mitarbeiter (1947) gingen bei ihrer Methode zur Isotoniebestimmung davon aus, daß auch die roten Blutkörperchen von einer semipermeablen Membran umgeben sind. Gibt man rote Blutkörperchen in eine isotone Lösung (z. B. eine wässrige, 0,9%ige Kochsalzlösung), so behalten sie ihre normale Form (Abb. 1); gibt man sie in eine hypotonische Lösung (im Extremfall destilliertes Wasser), so dringt das Wasser durch die Membran in die Blutkörperchen ein und bringt sie zum Quellen. Die Quellung führt schließlich, wenn die Membran ihr maximales Ausdehnungsvermögen erreicht hat, zum Zerreissen der Membran; hierbei tritt das Hämoglobin der roten Blutkörperchen in das Außenmedium, und das vorher fast undurchsichtige Blut wird durchsichtig. Bei dieser Wirkung einer hypotonischen Lösung spricht man von einer osmotischen Hämolyse (Abb. 2). Befinden sich rote Blutkörperchen in einem hypertonischen Milieu (z. B. in einer 2%igen wässrigen Kochsalzlösung), so tritt Wasser aus ihrem Inneren durch die Membran ins Außenmedium. Die Blutkörperchen schrumpfen dabei ein und erreichen schließlich die typische „Stechpalfelform“ (Abb. 3). Diese Art der Isotoniebestimmung ist sehr leicht durchzuführen, wenn man der Fingerbeere (nach Anritzen mit einem sterilen Skalpell) ein kleines Blutropfchen entnimmt und auf einem Objekträger mit einem großen Tropfen der zu untersuchenden Lösung mischt. Bei einer anschließenden mikroskopischen Betrachtung kann man sich dann leicht ein Bild über den osmotischen Zustand der Lösung machen.

Wird eine Lösung, die nicht isotonisch ist, subkutan injiziert, so kann eine schmerzhafte Entzündung der die Injektionsstelle umgebenden Gewebe auftreten. Bei intralumbaler Injektion kann die Verabreichung nichtisotonischer Lösungen durch Veränderung des osmotischen Druckes der Rückenmarksflüssigkeit zu gefährlichen Hirnhautreizungen führen. Wegen der schnellen Verteilung der injizierten Lösung in die umgebenden Gewebe braucht das Gebot der Isotonie bei intramuskulären Injektionen nicht so genau eingehalten zu werden. Bei der intravenösen Injektion ist die Isotonie völlig unwichtig.

5. Messung des pH-Wertes

Da der physiologische pH-Wert bei 7,4 liegt, ist danach zu trachten, daß auch der pH-Wert von Injektionslösungen in diesem

Bereich liegt. Es kann jedoch wegen der relativ starken Pufferwirkung des Blutes und wegen der großen Verdünnung des Arzneimittels bei der intravenösen Injektion im Bedarfsfalle von diesem Wert abgewichen werden. Der pH-Wert von Injektionslösungen wird mit einem pH-Meter kontrolliert.

Wie an dem kurzen Überblick über die Prüfung von injizierbaren Arzneispezialitäten gezeigt worden ist, erfordern derartige Arbeiten eine sehr exakte und gewissenhafte Durchführung. Die Strenge des anzulegenden Maßstabes richtet sich vornehmlich nach dem Verwendungszweck der Arzneispezialität und der Art ihrer Anwendung. Alle Injektionslösungen, die den gestellten Ansprüchen nicht voll und ganz genügen, werden gleich nach der Herstel-

lung verworfen und können somit auch nicht in den Handel kommen.

Literatur

1. BILLROTH, T.: Arch. klin. Chir. 6; 414 (1865)
2. BUCHNER, H.: Münch. med. Wschr. 38; 543 (1891)
3. HAGER, H.: „Die Injektionslösungen“, Immensee 1955
4. LAUTENSCHLÄGER, C. L. u. SCHMIDT, H.: „Sterilisationsmethoden für die pharmazeutische und ärztliche Praxis“, Stuttgart 1954
5. LUND, C. G., NIELSEN, P. und PEDERSEN-BJERGAARD, O.: „The preparation of solutions isoosmotic with blood“, Copenhagen/London 1947
6. SAGER, H.: Bull. eidg. Gesundheitsamt Nr. B-2 (1950)
7. SEIBERT, F.: Amer. J. Physiol. 67; 105 (1923)
8. STICH, C.: „Bakteriologie, Serologie und Sterilisation“, Berlin-Göttingen-Heidelberg 1950
9. WIEHE, H. und VOSS, H. E.: Arzneimittelforsch. 4; 8 (1954)

Schildkrötenmilben - Uropodiden

Von Werner Hirschmann und J. Zirngiebl-Nicol

Schildkröten sind uns allen eine vertraute Erscheinung. Wenige werden von ihren „kleinen Verwandten“, den Uropodiden oder Schwanzfüßlern, gehört haben. Diese sind keine Wirbeltiere, sondern Gliederfüßer aus der Klasse der Spinnen und Ordnung der Milben. Ihre Größe beträgt $\frac{1}{4}$ — $\frac{3}{4}$ mm. Ist es möglich, zwei derart verschiedenen aufgebauten Tiergruppen miteinander zu vergleichen?

Schildkröten sind Verteidigungsspezialisten. Als wandelnde Burgen können sie sich bei einem Angriff jederzeit in ihr Knochen- und Hornpanzergewölbe zurückziehen. Uropodiden zeigen die gleiche Eigentümlichkeit. Sie lassen sich von beweglichen, länglichen, flachen, wenig gepanzerten Laufmilben ableiten und die Verteidigungsspezialisierung führt bei den Endgliedern verschiedener Entwicklungsreihen zur tragen, rundlichen, stark gewölbten und gepanzerten Defensivform (Abb. 1). Zunächst soll daher gezeigt werden, wie an Hand einer Gegenüberstellung von Schildkröten und „Schildkrötenmilben“ bei zwei verschiedenen Tierstämmen durch Übernahme eines gleichen Bauprinzipien (Verteidigungsspezialisierung) ähnliche Aufgaben mit ähnlichen (analogen) Mitteln gelöst werden; anschließend verfolgen wir an dem Entwicklungsgang einer Milbe die allmähliche Herausbildung der Verteidigungsform innerhalb der Entwicklung eines Einzelwesens.

Ein Vergleich der Gesamtform erwachsener Schildkröten- und Uropodidenarten zeigt uns, daß der Körper der Tiere Kugelgestalt anstrebt. Die Kugelform gewährt verschiedene Vorteile; einmal wird einem Angreifer bei größtmöglichem Inhalt die kleinstmögliche Oberfläche dargeboten; zum anderen erschwert die gleichmäßige

Wölbung den Angriff; schließlich kann der Panzer so größeren Belastungen widerstehen. Infolge der Kugelform hätten es die Tiere schwer, sich auf der Unterlage festzuhalten. Dieser Nachteil wird dadurch ausgeglichen, daß die dem Boden zugekehrte Seite flach bleibt. Der Panzer besteht daher aus zwei seitlich miteinander verbundenen Teilen: dem kaum gewölbten Bauchschild und dem halbkugeligen Rückschild. Seine Oberfläche kann glatt oder zur Erhöhung der Festigkeit wellig versteift und mit Skulpturen versehen sein. Gleiche Bauprinzipien formen verschiedenes Material. Bei Schildkröten besteht der Panzer aus Horn- und Knochenplatten, bei Milben aus Chitinschildern.

Doch auch in Einzelheiten prägt gleiche Lebensform analoge Erscheinungen. So springt auf der Oberseite der Panzer nach vorne über den Kopf der Schildkröten bzw. den Kopfteil (Gnathosoma) der Milbe etwas vor, wodurch eine Höhlung entsteht, in der diese lebenswichtigen Teile des Körpers geborgen werden. Die Beine dienen teils zur Überdeckung ungeschützter Stellen, teils werden sie bei Gefahr in Körperhöhlungen eingezogen. Sie sind keine langen Laufbeine, sondern gemäß ihrer Aufgabe, den schweren Panzer fortzubewegen, kurz und kräftig. Dachziegelartig ge-

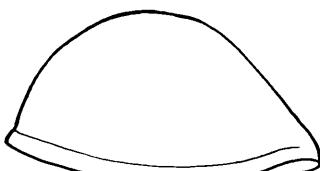


Abb. 1: Seitenansicht des Rückenpanzers einer Uropodide (66×)

staltete Hornschuppen schützen die Außenseite der Beine bei Schildkröten. Die Bein-glieder der Milben sind kräftig chitinisiert. Weichhäutige Gelenkstellen werden außen von zackigen Chitinleisten und im eingeschweifelten Zustande von Chitinschuppen des zweiten Gliedes überdacht (Abb. 4 u. 5). Das zweite bis vierte Beinpaar kann bei Uropodiden in tief in den Bauchpanzer eingelassene Beingruben geborgen werden (Abb. 6).

Die Entwicklung der Milben erfolgt in fünf Stufen. Man unterscheidet folgende Stadien: Ei, Larve, Protonymphe, Deutonymphe und erwachsene Tiere. Die „Schildkrötenform“ zeigt sich erst bei Männchen und Weibchen in eindeutiger Ausbildung. Die übrigen Stadien dienen dazu, den Aufbau des Panzers vorzubereiten und immer weiter voranzutreiben. Aus dem Ei schlüpft die Larve (Abb. 2). Sie ist noch farblos und meist weichhäutig. Das im Ei vorhandene Chitin reicht nur dazu, Rücken- und Bauchschilder mit einem dünnen Chitinmuster zu versehen, so daß viele weichhäutige Bezirke die Schilder unterbrechen. Weichhäutige Dehnungsbereiche außerhalb der Schilder sind bei allen Ent-

wicklungsstadien vorhanden. Sie lassen sich bei frisch geschlüpften Stadien an der runzligen Hautstruktur erkennen. Wie stark Dehnung und Wachstum sein können, zeigt ein Vergleich der Abbildungen einer frisch geschlüpften (Abb. 3a) und einer häutungsbereiten Protonymphe (Abb. 3b). Das „alte“ Stadium ist fast um die Hälfte größer geworden. Das bei erwachsenen Tieren einheitliche Rücken- und Bauchschild wird aus mehreren Kernen, von denen die Chitinisierung ausgeht, aufgebaut. Die Larve zeigt vier Hauptkerne: Auf der Rückenfläche ein großes herzförmiges vorderes und kleines halbkreisförmiges hinteres Schild (Propodosomatale und Pygidiale), auf der Bauchfläche zwischen den Ansatzstellen der Beine ein Brustschild (Sternale) und ein Afterschild (Anale). Als Nebenkerne dienen zwei Paar Beinschilder, die 14 Ansatzplättchen der nicht auf Schildern stehenden Haare und auf der Rückenfläche vier Paar Zwischenplättchen. Die Rückenfläche trägt 20 Haarpaare, davon das Propodosomatale 9, die Bauchfläche 6, davon das Sternale 3 und Anale 1 Haarpaar. Dazu kommt ein unpaares Postanalhaar unterhalb des Afters (Anus).

Die Protonymphe (Abb. 3 u. 4) ist nicht wesentlich stärker chitinisiert. Die Hauptkerne der Chitinisierung vermehren sich um drei Paare: auf dem Rücken die Lateralia, entstanden aus dem verschmolzenen Zwischenplättchen der Larve, auf dem Bauch die Inguinalia und Peritrematalia als Neubildungen. Beinschilder und Brustschild vergrößern sich. Aus den 14 Haarsatzplättchen der Larve sind nun 29 geworden. Die Rückenfläche trägt 30 Haarpaare, davon das Propodosomatale nur 5, die Bauchfläche 8, davon das Sternale 3 und Anale 1 Haarpaar. Im Gegensatz zu anderen Milben nehmen Uropodiden möglichst viele Haare aus den größeren Schildbereichen heraus. So werden über den ganzen Körper der Protonymphe zusätzlich zu den Schildern viele kleine Chitinisierungskerne verteilt, die es dem Tier bei der Häutung von der Proto- zur Deutonymphe ermöglichen, den Panzer aufzubauen.

Die Rückenwölbung war bei Larve und Protonymphe noch gering; erst die Deutonymphe zeigt die „Schildkrötenform“; erst bei ihr kann man von einem Panzer sprechen. Die Schilder sind stark chitinisiert. Sie färben sich gelb bis rotbraun oder dunkelbraun aus. Auf der Rückenfläche entsteht aus den vier Haupt- und 25 Nebenkernen der Chitinisierung ein einheitliches Rückenschild, das Dorsale (Abb. 5). Die Schilder der Protonymphe unterbrechenden, weichhäutigen Bezirke sind verschwunden. An den Rändern hilft eine Absturzstrukturlinie die randliche Wölbung aufzubauen. Das Dorsale wird von

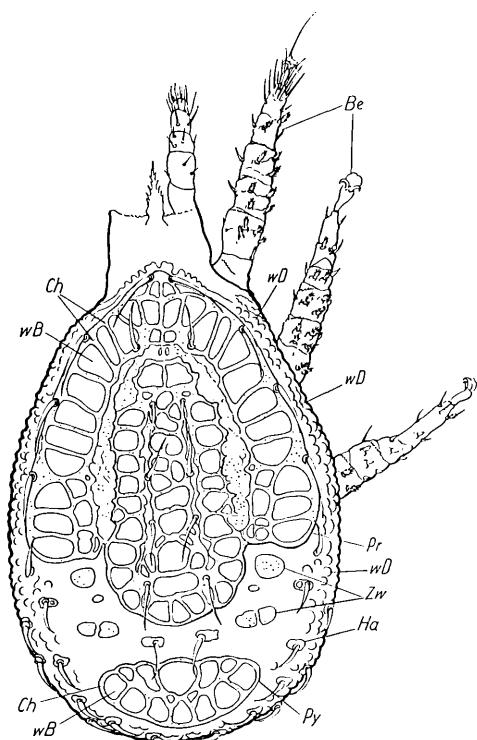
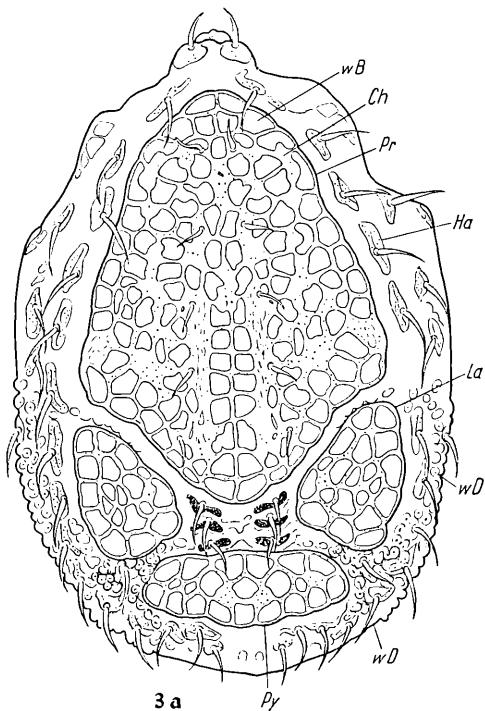
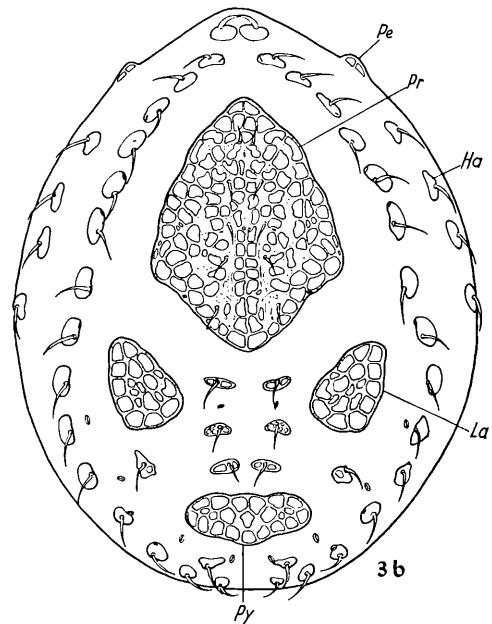


Abb. 2: Rückenfläche der Larve von *Pseudurodella obscura* (Koch 1836) (166X), Pr = Propodosomatale, Py = Pygidiale, Zw = Zwischenplättchen, Ha = Haarsatzplättchen, wD = weichhäutiger Dehnungsbereich, Ch = Chitinmuster, WB = weichhäutiger Bezirk, Be = Beine



3 a

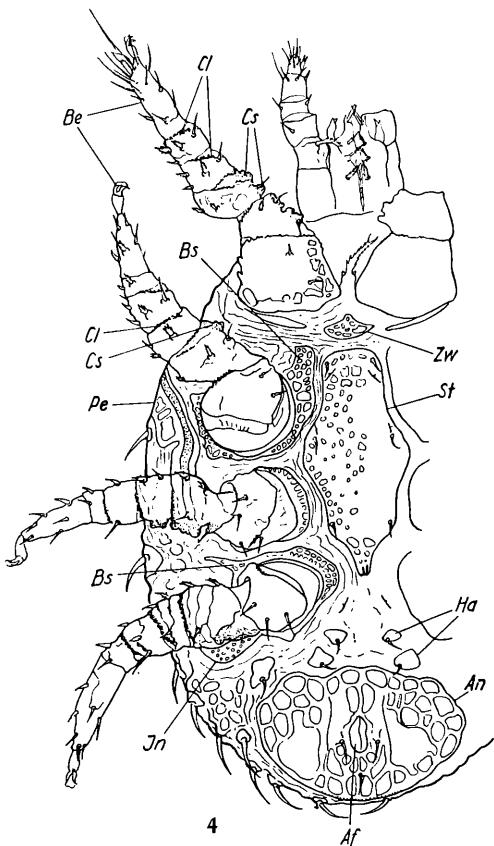


3 b

Abb. 3: Rückenfläche der Protonymphe von *Pseuduropoda obscura*, a) frischgeschlüpftes Tier (166x), b) häutungsbereites Tier (90x), Pe = Peritrematale, La = Laterale, sonst wie Larve
 Abb. 4: Bauchfläche der Protonymphe von *Pseuduropoda obscura* (100x), St = Sternale, An = Anale, In = Inguinale, Bs = Beinschilder, Af = After, Cl = Chitinleiste, Cs = Chitinschuppe, sonst wie Larve

etwa 50 bis 60 meist haartragenden Randplättchen (Neubildungen der Deutonymphe) umgeben. Die Bauchseite (Abb. 6) ist in ihrem Aufbau eines einheitlichen Schildes noch nicht soweit vorangeschritten; Verwachungsnahte trennen die einzelnen Schildpartien, wie Sternale, Anale, Beinschilder, Inguinalia und Peritrematalia. Wenn auch die weichhäutigen Bezirke innerhalb der Schilder der Protonymphe verschwunden sind, so zeigen doch kreisförmig bis polygonal gestaltete dünne Bezirke an, daß das Chitin für den Aufbau eines Bauchpanzers noch nicht gereicht hat. Wesentlich für das Tier war der Aufbau des für den Schutz bedeutungsvollen Rückenpanzers. Ein seitlicher weichhäutiger Dehnungsbereich zwischen Rücken- und Bauchschild ermöglicht auch der Deutonymphe das Wachstum. Die Beingruben sind vorhanden. Chitinschuppen und Zakenleisten der Beine zeigen der Protonymphe gegenüber eine stärkere Ausbildung.

Die Uropodiden haben zwei verschiedene Formen von Deutonymphen: die Dauer-



4

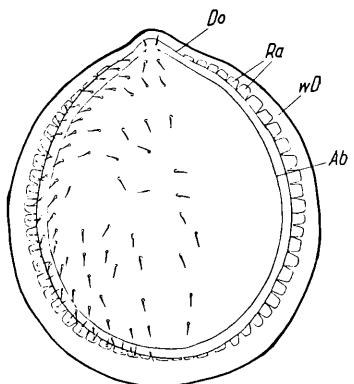


Abb. 5: Rückenfläche der Deutonymphe (Dauernymphe) von *Pseuduropoda obscura* (66x), Do = Dorsale, Ra = Randplättchen, Ab = Absturzstrukturlinie, sonst wie Larve

und Wandernymphe. Wahrscheinlich sind Ernährungsbedingungen ausschlaggebend für die Ausbildung der einen oder anderen Form. Die Wandernymphe hat die Aufgabe, die Art zu verbreiten, indem sie sich von Insekten verschleppen lässt (Symporphismus). Für diese Reise muß sie durch einen kräftigen Chitinpanzer geschützt sein.

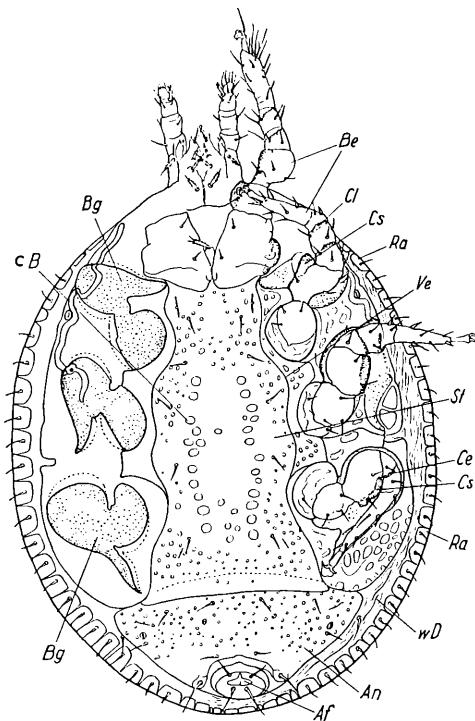


Abb. 6: Bauchfläche der Deutonymphe (Wandernymphe) von *Pseuduropoda obscura* (100x), Ve = Verwachsungsnaht, Bg = Beingrube, cB = chitindünner Bezirk, sonst wie Proto-, Dauernymphe und Larve

Die Dauernymphe ist ein Wachstumsstadium. Weichhäutige Bereiche, für die Wandernymphe unzweckmäßig, sind hier von großer Bedeutung. Durch geringe Änderungen werden die jeweiligen Aufgaben gelöst: Der seitliche, weichhäutige Dehnungsbereich ist bei der Dauernymphe (Abb. 5) von oben sichtbar; er trennt Rücken- und Bauchschilder vollständig und zeigt eine breite Ausbildung. Bei der Wandernymphe (Abb. 6) bleibt er als schmaler Streifen auf die Bauchseite beschränkt, und Rücken- und Bauchschild sind am Vorder-

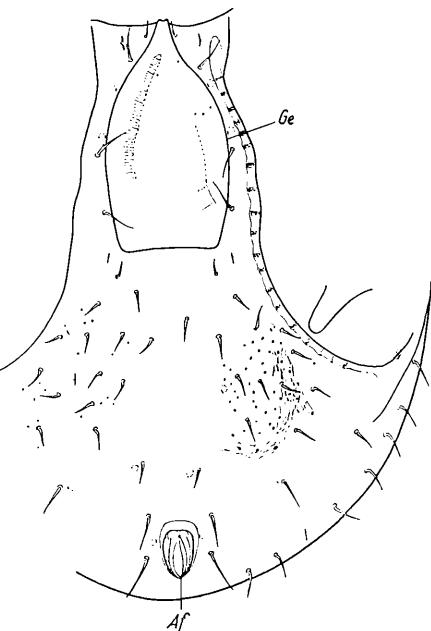


Abb. 7: Bauchfläche des Weibchens von *Pseuduropoda obscura* (120x), Ge = Geschlechtsöffnung, sonst wie Protonymphe

ende miteinander verwachsen. Anale, Sternale und der Schildbereich um die Beine der Dauernymphe werden durch zusätzliche weichhäutige Streifen getrennt. Diese fehlen der Wandernymphe. Die Schilder stoßen, durch Verwachsungsnähte verbunden, eng aneinander. Der Vorderrand des Anale liegt sogar unterhalb des Sternale. Der wichtigste Unterschied aber ist folgender: Die 50 bis 60 meist haartragenden Randplättchen um das Dorsale werden bei der Wandernymphe auf die Bauchseite umgeschlagen. Die Plättchen sind wie Klebelaschen an den Rundungen einer Figur eines Ausschneidebogens gestaltet; dadurch wird es der Wandernymphe möglich, sie ventral einzuknickken, ohne daß sich die einzelnen Plättchen überschneiden. Welche Vorteile bietet diese Umknickung? Der Rückenpanzer wird stärker gewölbt. Die Schilder der Bauchseite legen sich eng an-

einander und können verwachsen. Der leicht verletzbare weichhäutige seitliche Streifen kommt auf die nun durch den Rückenpanzer geschützte Bauchfläche zu liegen. (Vergl. auch Mikr. 43, Heft 1, S. 7, Abb. 1 = Wandernymphe).

Die erwachsenen Tiere sind gänzlich chitinisiert. Der Panzer ist im Verhältnis zur Deutonymphe dicker, seine Färbung dunkler. Von den vielen Randplättchen als Chitinisierungskernen ausgehend verwachsen Bauch- und Rückenschild an der Seite. Damit verschwindet der seitliche weichhäutige Dehnungsbereich der Deutonymphe. Der Bauchpanzer (Abb. 7) zeigt seine volle Ausbildung; alle Einzelschilder sind miteinander verwachsen, nur der Bereich der Beingruben wird durch eine Strukturlinie abgegrenzt. Zwischen den Ansatzstellen des 2. und 3. Beinpaars unterbrechen weibliche oder männliche Geschlechtsöffnung die ein-

heitliche Fläche. Dem Weibchen fehlen weichhäutige Bezirke im Bereich der hinteren Körperhälfte, die bei anderen Milben durch Dehnung die Bildung großer Eier ermöglichen. Schildkrötenmilbenweibchen sind daher gezwungen, wegen des Bauprinzips kleinere Eier abzulegen.

Die Materialbeschaffung von *Pseudurodopa obscura* ist nicht schwierig. Als ausgesprochene Mulfmform findet man diese Art in Kiefern- und Fichtenstöcken sowie in Gängen von Borkenkäfern. Das Einsammeln und die Präparation der Tiere erfolgt nach der Beschreibung, die im Mikr. 43, Heft 1, Seite 7 (1953) und Heft 5, Seite 108 (1954) gegeben wurde.

Literatur

HIRSCHMANN, W.: Gangsystematik der Parasitiformes Teil 1, Rumpfbehaarung und Rückenflächen. — Acarologie, Schriftenreihe für vergleichende Milbenkunde, Fürth i. B. 1957

Ausscheidung von Rohrzucker beim „Fleißigen Lieschen“

Von Werner Ruppolt, Hamburg

An den Blättern des Fleißigen Lieschens, *Impatiens sultani* Hook, beobachtete ich in den Sommermonaten einige weißlich gefärbte, knötchenartige Ausscheidungen (Abb. 1 und 2). Die Exkrete häuften sich zu beiden Seiten der unteren Ränder des jeweiligen Blattstielles. An einer Randseite waren sie in Drei- oder Vierzahl vorhanden. Die nähere Untersuchung ergab, daß der ausgeschiedene Stoff oft vollständig kristallin war. In anderen Fällen konnte nur eine kristalline Kruste wahrgenommen werden. Innerhalb der festen Umhüllung hatte sich in diesen Fällen eine sirupartige, farblose Flüssigkeit entwickelt. Wurden vom Pflanzenkörper entfernte Blätter in

Petrischalen gelegt und mit einem Deckel verschlossen, so verflüssigten sich die anfangs festen Substanzen. Eine geschmackliche Untersuchung — sowohl der ausgeschiedenen Kristalle, als auch der sirupartigen Flüssigkeit — ergab, daß es sich um einen süß schmeckenden Stoff handelte. Die Vermutung lag nahe, die Pflanze sondere zuckerhaltige Flüssigkeit ab. Nach der Verdunstung des Lösungsmittels durch die Umgebungstemperaturen — die Pflanze hat



Abb. 1: *Impatiens sultani*. An jedem Blättchen können starke Ausscheidungen von Saccharose beobachtet werden

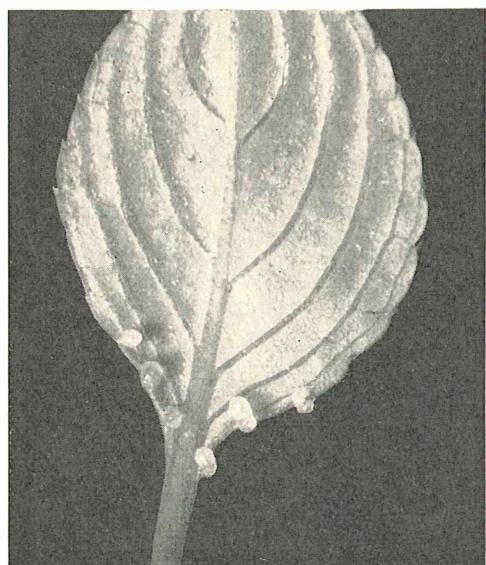


Abb. 2: *Impatiens sultani*. Einzelnes Blatt mit sechs Exkretknöllchen



Abb. 3: *Impatiens sultani*. Zerquetschtes Exkretknöllchen unter dem Mikroskop

einen sonnigen Standort — kristallisierte der im Wasser gelöste Stoff aus. Die sirupartige Masse zeigte klebrige Eigenschaften, wenn man sie zwischen Daumen und Zeigefinger zusammendrückte.

Von einigen Blättern wurden die Exkrete chemisch untersucht. Die Ausscheidungsprodukte lösten sich in Wasser. Wurde FEHLINGSche Lösung I und II hinzugegeben und erhitzt, so trat keine Reaktion ein. Erst ein vorheriges Sieden der Lösung mit etwas konzentrierter Salzsäure und nach-

heriger Neutralisation mit Natronlauge führte zu einem positiven Ausfall der FEHLINGSchen Probe. Dieses Resultat läßt sich so erklären, daß in dem Exkret Saccharose vorlag. Sie wurde durch die Salzsäure hydrolytisch gespalten.

Zum Nachweis des Fruchtzuckers wurde die Reaktion nach SELIWANOFF (Ketosereaktion) angewandt. Zur Lösung wurde 25prozentige Salzsäure und etwas Resorcin gegeben und erwärmt. Nach kurzer Zeit trat eine Rotfärbung ein.

Schließlich wurden einige Kristalle in konzentrierte Schwefelsäure gebracht, in der vorher etwas fein gestoßenes Thymol gelöst war. Hierbei konnte ebenfalls eine Rotfärbung der Reaktionspartner festgestellt werden. Diese Reaktion wird allgemein zum Nachweis von Monosacchariden verwendet. Wahrscheinlich tritt durch die konzentrierte Schwefelsäure vorher eine hydrolytische Spaltung ein.

Wurden die ausgeschiedenen Produkte auf einen Objektträger gelegt, mit einem Deckgläschen zerquetscht und anschließend im Mikroskop betrachtet, so konnte man sich von dem Vorhandensein der kristallinen Struktur noch besser überzeugen (Abb. 3).

Eine Einrichtung zum Abfiltrieren von mikroskopischen Objekten

Von N. Iwanow und R. Schneider, Mulhouse (Frankreich)
(Aus dem Centre de Recherches Textiles)

Mit unserem Apparat (Abb. 1 und 2) können Objekte, die in Flüssigkeit suspendiert sind, auf einem Objektträger abfiltriert werden.

Behandlungen wie Auswaschen, Extrahieren, Färben usw. können, wenn sie von kurzer Dauer sind, im Filtrationsapparat selbst durchgeführt werden. Langdauernde Behandlungen nimmt man besser in kleinen Gefäßen vor; gegen Ende der Behandlung wird dann ihr Inhalt zur Filtration in den Apparat umgegossen. Auf diese Art ist es auch möglich, die Wirkung von chemischen oder physiko-chemischen Einflüssen auf Ansammlungen mikroskopischer Objekte quantitativ zu untersuchen. Außerdem kann man mit dem Mikrofiltrationsapparat Mikropräparate mit homogener Verteilung der Objekte anfertigen: Zur Bestimmung statistischer Charakteristiken von mikroskopischen Objekten, z. B. des mittleren Durchmessers, wird im allgemeinen nur ein Bruchteil der gesamten im Präparat vorhandenen Objekte ge-

messen. Vorbedingung dafür ist aber, daß jede statistische Klasse gleichmäßig über die ganze Präparatfläche verteilt ist. Zur Erreichung solch einer homogenen Verteilung ist eine mechanische Durchmischung der Probe wegen möglicher Beschädigung der Objekte nicht immer zulässig und außerdem für gewisse Objekte überhaupt nicht genügend wirksam. So z. B. zerfällt Stärke beim mechanischen Durchmischen nicht in Einzelkörper, sondern es werden nur Agglomerate verschoben. Durch Sedimentation solcher Objekte in entsprechenden Flüssigkeiten, in welchen die Agglomerate in Einzelemente zerfallen, kann man mit unserem Apparat leicht homogene Verteilungen erhalten. Die sedimentierten und abfiltrierten Objekte bleiben, gleichmäßig auf einer kleinen Kreisfläche verteilt, auf dem Objektträger zurück (Abb. 3).

Die komplette Mikrofiltrationseinrichtung ist in der Aufnahme Abb. 1 und in der schematischen Schnittzeichnung Abb. 2 wiedergegeben. Das Stativ mit dem an der

Säule verstellbaren Träger (Abb. 1) wurde einem einfachen Werkstattmikroskop entnommen. Wir haben den Tubus durch einen Metallarm ersetzt, dessen Konstruktion aus den Abbildungen leicht zu ersehen ist.

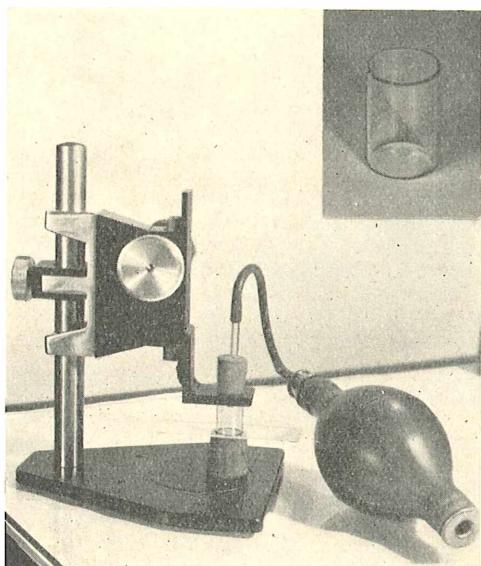


Abb. 1: Die Mikrofiltrationseinrichtung. Im Ausschnitt oben rechts ein Filtrationszylinder

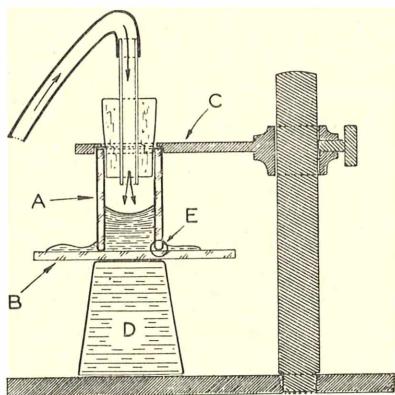


Abb. 2: Schnitt durch die Mikrofiltrationseinrichtung. Unten vergrößerte Wiedergabe des Ausschnittes E

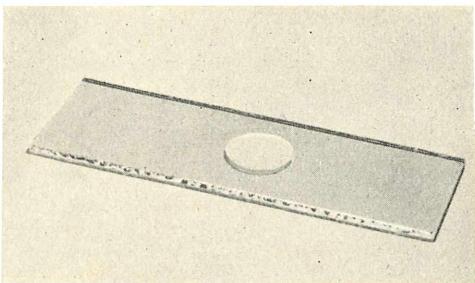


Abb. 3: Sedimentierte und abfiltrierte Kartoffelstärke

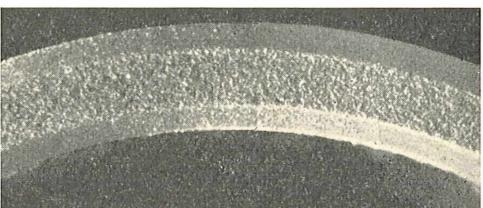


Abb. 4: Geschliffener Rand eines Zylinders (vergrößerter Ausschnitt)



Abb. 5: Die Filtration einer Kartoffelstärkesuspension (vergrößerter Ausschnitt am umgekehrten Mikroskop)

Der Filtrations-Zylinder (A) ist ein an beiden Seiten offener Hohlzylinder (Höhe 20—25 mm, Durchmesser 15 mm, Wanddicke 1 mm) aus Pyrexglas mit plangeschliffenen Rändern (Siehe Abb. 1 im Ausschnitt oben rechts).

Zur Ausführung einer Filtration wird dieser Zylinder auf einen gewöhnlichen Objektträger (B) gestellt und mit dem durch Zahntrieb bewegbaren Arm (C) angedrückt. Als Unterlage dient dabei eine weiche Gummidichtung (D). Die zu filtrierende Suspension (0,5 bis 2 cm³) gießt man nun von oben in den Zylinder, und dann verschließt man die obere Öffnung durch einen Korken mit eingesetztem Glasrohr. Dieses Glasrohr wird an einen Gummiball angeschlossen, durch welchen man Luft in den Zylinder pumpen kann. Bei genügendem Überdruck fließt die Flüssigkeit durch den „Spalt“ E aus dem Zy-

linder. Sie wird auf dem Objektträger mit Filtrierpapierstreifen aufgesaugt. Die abfiltrierten Objekte bleiben im Zylinder auf dem Objektträger zurück (Abb. 3) und können nach Entfernung des Zylinders im gewünschten Medium eingeschlossen werden.

Der wesentliche Teil des Filtrationszylinders ist die ringförmige Planfläche an seinem unteren Rande, welche bei der Filtration mit dem Objektträger in Kontakt ist. Diese mittels Karborundum- oder Schmirgelpulver geschliffene Fläche ist nur im makroskopischen Maßstab plan. In Wirklichkeit besitzt sie unzählige mikroskopische Hügel und Vertiefungen (Abb. 4). Wenn der Zylinder an den Objektträger angedrückt wird, so berühren die höchsten Hügelchen (K im vergrößerten Ausschnitt E, Abb. 2) die Oberfläche des Objektträgers. Die Vertiefungen bilden dann ein System von Kanälen (die „Filterschicht“ HJ), durch welche bei genügendem Überdruck die Flüssigkeit nach außen fließt, während Objekte von größerem Durchmesser wie derjenige der Kanäle im Zylinder zurück-

bleiben (Abb. 5). Daraus ist auch ersichtlich, daß je nach der Größe der suspendierten Objekte größer oder feiner geschliffene Zylinder zweckmäßig sind.

Diese Einrichtung wurde zur Filtration (und Behandlung) von technischen Objekten entwickelt, z. B. von Textilfaser-Querschnitten (Durchmesser 10 bis 30, Dicke 1 bis 20 μ) oder Textilfaser-Abschnitten (20 bis 400 μ), Stärkekörnchen usw.

Wie Versuche gezeigt haben, können biologische Objekte von ähnlicher Größe ebenfalls abfiltriert werden. Sind aber gleichzeitig kleinere Objekte in der Suspension vorhanden, so werden letztere entweder durch die Filterschicht hindurchkommen oder, bei feineren Filterschichten, dieselben verstopfen und dadurch die Filtration beträchtlich verlangsamen. Es empfiehlt sich also, in jedem besonderen Fall durch Versuche zu ermitteln, ob solch eine Filtration zweckmäßig ist.

L i t e r a t u r

N. IWANOW und R. SCHNEIDER: „Ein Mikrofiltrationsapparat“, Z. wiss. Mikrosk. 64, 158-164 (1959).

Ein vereinfachtes Verfahren zur Herstellung durchsichtiger Totalpräparate

Von Wolf-Dieter Bauermester, Dresden

Bereits 1935 berichtete THIEL in Mikrokosmos 29, 44-47, 1935/36 „Über das Durchsichtigmachen menschlicher und tierischer Gewebe“. Bekanntlich können — seit einigen Jahren auch mit geringerem Aufwand — tierische (und auch pflanzliche) Gewebe und Organe, ja sogar ganze Tiere durchsichtig gemacht werden, und die meisten Leser des Mikrokosmos werden solche Präparate auch schon selbst gesehen haben. Der Vorzug derartiger Präparate gegenüber Mikrotomabschnitten oder Rekonstruktionen aus solchen liegt darin, daß man z. B. die Lage der einzelnen Organe eines Tierkörpers untersuchen kann, ohne auch nur einen einzigen Skalpellschnitt vornehmen zu müssen. Daß man auf diese Weise ein getreueres Bild des natürlichen Zustandes erhält, ist offensichtlich. Durch Injektion gefärbter Massen in bestimmte Organe — z. B. in Blutgefäße, Harnleiter, Darm usw. — lassen sich solche durchsichtige Präparate besonders instruktiv gestalten.

Die Bedingungen, unter denen menschliche und tierische Gewebe durchsichtig werden, sind von SPALTEHOLZ (1) erforscht worden. Die Durchsichtigkeit eines Körpers erreicht „dann ihren höchsten Wert, wenn an seiner Oberfläche möglichst wenig Licht reflektiert und in seinem Inneren möglichst wenig Licht absorbiert wird, und wenn sein Brechungsindex möglichst genau

mit demjenigen des ihn umgebenden — und evtl. auch durchdringenden — Mediums übereinstimmt“. Zwar besitzen die einzelnen Gewebe, welche ein Organ aufbauen, und sogar verschiedenartige Gewebelemente des gleichen Gewebes verschiedene Brechungsindizes, so daß also der zweite Teil der SPALTEHOLZ'schen Bedingungen unerfüllbar zu sein scheint; SPALTEHOLZ selbst fand jedoch, daß sich die Gewebe, Organe und ganzen Tierkörper so verhalten, als ob „alle ihre Bestandteile denselben Brechungsindex besäßen, und es gibt für jedes Gewebe, jedes Organ und für jeden Körper einen ‚mittleren‘ Index . . . , der zwischen den Grenzwerten der im untersuchten Körper vorkommenden Indices gelegen ist und im allgemeinen nur mittelbar gefunden werden kann“. Eine vorherige Berechnung des „mittleren“ Brechungsindex ist also meist nicht möglich.

SPALTEHOLZ hat in seiner Arbeit weiterhin den grundsätzlichen Arbeitsgang zur Herstellung durchsichtiger Präparate angegeben. Danach sind die Objekte nach entsprechender Vorbereitung — z. B. Enthaaren, Injizieren usw. — zu fixieren, evtl. zu entkalken, zu bleichen und anschließend gründlich zu wässern, sodann mit Alkohol zu entwässern — was ganz besonderer Sorgfalt bedarf! — und schließlich über zwei Benzolstufen in die „Endflüssigkeit“

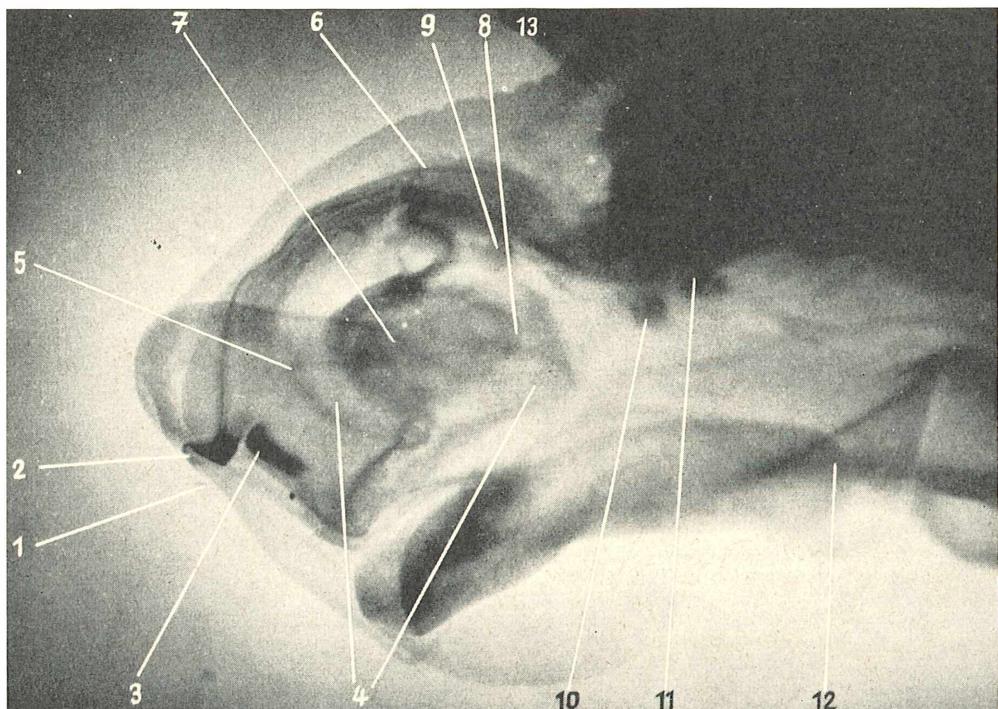


Abb. 1: *Limnaea stagnalis* (Große Schlamschnecke) — Kopf eines durchsichtigen Totalpräparates: 1 Mund, 2 medianer Kiefer, 3 linker lateraler Kiefer, 4 Stützpolster der Radula, 5 Knickkante, 6. Oesophagus, 7. Papillenzapfen, 8. Radulatasche, 9 Buccalganglion, 10 Pedalganglion, 11 Parietalganglion, 12 Fuß, 13 Mantelrand. Vergrößerung etwa 12mal

zu bringen; durch Evakuieren sind Benzol- und Luftreste zu entfernen. Verschiedene Autoren haben den hier nur in seinen Grundzügen geschilderten Arbeitsgang für manche Objekte abgewandelt, z. B. ROTRIDES (3) für Schnecken.

Die „Endflüssigkeit“ ist ein Medium, welches einen dem „mittleren“ Brechungsindex des Objektes entsprechenden Brechungsindex besitzt. Da der „mittlere“ Brechungsindex nicht berechnet werden kann, ist es zweckmäßig, als „Endflüssigkeit“ eine Mischung aus zwei Flüssigkeiten mit verschiedenem Brechungsindex zu benutzen; durch Veränderung des Mischungsverhältnisses kann man dann sehr leicht den Brechungsindex des Gemisches ändern und dem „mittleren“ Brechungsindex des Objektes angleichen. SPALTEHOLZ verwendete vorzugsweise Wintergrünöl ($n_D = 1,536 - 1,538$ und Benzylbenzoat ($n_D = 1,568 - 1,570$) bzw. Isosafrol ($n_D = 1,577$). Besonders das Wintergrünöl ist nicht billig, und außerdem ist die Handhabung unangenehm; es hat deshalb nicht an Versuchen gefehlt, durch Anwendung anderer Medien den gleichen Erfolg zu erzielen. So führt ROMEIS (4) (§ 855 ff.) zwei Verfahren an, bei denen Naphthalin in

einem geeigneten Lösungsmittel gelöst wird, wodurch man — je nach Konzentration — eine Endflüssigkeit mit dem gewünschten Brechungsindex erhält. DRAHN benutzt als Lösungsmittel Tetralin ($n_D = 1,548$), in welchem das Naphthalin unter Erwärmen (Vorsicht! Flammpunkt $78^\circ!$) gelöst wird; man stellt eine gesättigte Lösung her, deren Brechungsindex man durch Verdünnen mit reinem Tetralin entsprechend einstellen kann. LJETNIK löst das Naphthalin in Xylool (n_D etwa 1,500).

Bei meinen Untersuchungen habe ich nun ein Verfahren gefunden, welches einfacher und ungefährlicher als das DRAHNS durchzuführen ist und bessere Ergebnisse als das LJETNIKS liefert; denn nach eigenen Erfahrungen treten bei höheren Naphthalinkonzentrationen in Xylool leicht Ausfällungen von Naphthalin, infolgedessen Veränderungen des Brechungsindex und damit auch der Durchsichtigkeit des Präparates auf. Überhaupt kann für manche Objekte der optimale Brechungsindex nach LJETNIKS Verfahren nicht erreicht werden, da die gesättigte Lösung von Naphthalin in Xylool nur einen Brechungsindex $n_D = 1,5391$ besitzt. Umgekehrt liegt schon der Brechungsindex des reinen Tetralins ($n_D =$

1,548) beim DRAHN'schen Verfahren sehr hoch und u. U. bereits über dem optimalen Wert.

Die aufgeführten Nachteile werden vermieden, wenn man als Lösungsmittel für das Naphthalin das auch als Niobeöl bekannte Methylbenzoat ($n_D = 1,518$) benutzt. Methylbenzoat ist eine farblose, in Wasser unlösliche, aromatisch riechende Flüssigkeit, in der sich Naphthalin leicht löst — Erwärmung ist überflüssig. Ausfällungen von Naphthalin, Trübungen usw. treten auch bei höheren Naphthalinkonzentrationen nicht auf; jedoch ist in diesem Falle möglicherweise eine schwach gelbliche Verfärbung zu beobachten, die u. U. auf Verunreinigungen des Naphthalins zurückzuführen ist, bei der Betrachtung des Präparates aber nicht stört. Die Haltbarkeit von Farbstoffen ist anscheinend gut. Ein Präparat, welches — eine gewollt unsachgemäße Aufbewahrung! — ein halbes Jahr lang auf einem Tisch dicht am Fenster dem direkten Sonnenlicht ausgesetzt war, wies keinerlei Veränderungen weder des Methylbenzoat-Naphthalin-Gemisches noch der Durchsichtigkeit des Objektes oder der Färbung (Totalfärbung mit Carmín) auf. Die Herstellung der Präparate ist nicht schwierig und ohne großen Aufwand möglich; sie soll am Beispiel eines Präparates der Schlammschnecke *Limnaea stagnalis* L. beschrieben werden.

Die Betäubung von *Limnaea stagnalis* gelingt am besten, wenn man — nach dem Vorschlag von ROTARIDES (2) — einige Kristalle Menthol auf die Oberfläche des die Tiere enthaltenden Wassers streut. Nach Stunden, u. U. erst am nächsten Tage, reagieren die Tiere auf mechanische oder chemische Reize kaum noch und können nun zur Fixierung in 8%iges Formol überführt werden. Ein gut gestrecktes Exemplar wird — ohne vorheriges Wässern — durch vorsichtiges Zerbrechen der Schale aus dieser befreit und zur Beseitigung der störenden dunklen Pigmente in eine 3- bis 5%ige Perhydrol- oder Wasserstoffperoxyd-Lösung eingelegt, die 1% Formol enthält. Nachdem das Objekt genügend gebleicht ist, wird es gründlich gewässert; es kann nun mit verdünnter Carmin- oder Eosin-Lösung gefärbt werden. An die Färbung schließt sich die Differenzierung an, die so lange fortzusetzen ist, bis die Körpermitte wieder vollständig entfärbt ist. Durch die steigende Alkoholreihe wird das Objekt im Verlaufe einiger Tage in absoluten Alkohol überführt, der zur restlosen Entwässerung des Materials mehrmals zu wechseln ist; für die niedrigeren Alkoholstufen können an Stelle von Äthylalkohol ohne weiteres auch andere Alkohole, z. B.

Optal, verwendet werden. Aus der letzten absoluten Alkoholstufe wird das Präparat nun unmittelbar in Methylbenzoat gebracht — die Benzolstufe kann also wegfallen. In Methylbenzoat wird das Präparat schon durchscheinend; nach Zugabe von Naphthalin steigt die Transparenz allmählich an, bis nach Erreichen des richtigen Mischungsverhältnisses der optimale Wert der Durchsichtigkeit erreicht ist. Zu beurteilen, wann das richtige Mischungsverhältnis der Endflüssigkeit erreicht ist, ist vielleicht das Schwierigste am ganzen Verfahren; denn hier muß man Geduld üben, da ja gerade das Objekt von der Flüssigkeit mit dem günstigsten Mischungsverhältnis durchdrungen werden soll — und das geht nicht so schnell. Es empfiehlt sich, dem Präparat jeweils nur wenig Naphthalin in fester Form zuzusetzen, durch leichtes Umschwenken zu lösen und dann das Ganze sich selbst zu überlassen. Anfangs einige Tage, bei höheren Konzentrationen jeweils 10—14 Tage nach Zugabe prüft man, ob der Grad der Durchsichtigkeit ausreicht; ist das noch nicht der Fall, so gibt man erneut Naphthalin zu, während man bei einem Rückgang der Durchsichtigkeit, also bei Überschreiten des optimalen Wertes, wenig Methylbenzoat nachgibt. Selbstverständlich muß während der ganzen Zeit das Präparateglas immer wieder verschlossen werden, um die Verdunstung des Lösungsmittels zu verhindern. Auch nach Fertigstellung des Präparates ist ein sicherer Verschluß des Glases notwendig; für ein so kleines Objekt genügt ein gut sitzender Korkstopfen, den man nach dem Aufsetzen mit Lack überzieht (natürlich darf das Ganze nicht auf den Kopf gestellt werden!). Für größere Objekte wählt man einen Verschluß, wie ihn z. B. DRAHN (ROMEIS, § 857) angegeben hat.

Die Abbildung zeigt den Kopf eines in der vorstehend beschriebenen Weise hergestellten Präparates. Wie man solche Präparate photographieren kann, ist bereits an anderer Stelle beschrieben worden (5).

Literatur

1. SPALTEHOLZ, W.: Über das Durchsichtigmachen von menschlichen und tierischen Präparaten und seine theoretischen Bedingungen. Leipzig 1914
2. ROTARIDES, M.: Die technischen Verfahren in der Malakozooologie. Zeitschr. f. wissensch. Mikroskopie 45 (1928), S. 296—355
3. ders.: Anwendung der Spalteholz'schen Methode für die Untersuchung von Schnecken in toto. Zeitschr. f. wissensch. Mikroskopie 52 (1935), S. 419—422
4. ROMEIS, B.: Mikroskopische Technik. 15. Aufl. München 1948
5. BAUERMEISTER, W.-D.: Ein Beispiel für die Photographie kleiner durchsichtiger Totalpräparate. Photographie u. Wissenschaft. 7 (1958), S. 21—22

Die Verwendung von wasserlöslichen Polywachsen als Einbettungsmittel in der histochemischen und histologischen Technik

Von W. Halle, Berlin-Buch

Seit langem wird als wasserlösliches Einbettungsmittel Gelatine verwendet, wenn spröde Objekte geschnitten werden sollen, oder wenn Fette in Schnitten histochemisch nachzuweisen sind. In den letzten 10 Jahren wurden in zunehmendem Maße Polyäthylenglykole und Polyäthylenoxyde (Polywachse), die ebenfalls wasserlöslich sind, zum Einbetten verwendet. Im deutschen Schrifttum ist wenig bekannt über Einbettungen in solchen Wachsen, besonders zum anschließenden Nachweis bestimmter zelleigener Substanzen wie Fett, Glykogen oder einiger Fermente. Da die histochemischen Arbeitsmethoden eine immer größere Bedeutung erlangen, soll nachfolgend eine Zusammenstellung der häufigsten Einbettungstechniken, speziell zum Nachweis von Fetten und Glykogen in Zellen und Organen, gegeben werden.

Verwendet wurden die beiden Polywachse Oxyd wachs A (Schmelzp. 56-64° C) und Oxyd wachs AN (Schmelzp. um 39° C) der Bunawerke Schkopau bei Merseburg, mit den allgemeinen Formeln
 (1) HO.CH₂.CH₂.O.(CH₂.CH₂.O)x.CH₂.CH₂.OH und
 (2) CH₃O.CH₂.CH₂.O.(CH₂.CH₂.O)x.CH₂.CH₂.OH

wobei Oxydwachs A aus einem Gemisch der Formeln 1 und 2 und Oxydwachs AN aus einem Gemisch der Formel 1 besteht. Die beiden Oxydwachse werden im Verhältnis 2:3 oder 1:1 abgewogen, bis 54° C erhitzt und gut durchmischt. Das erhitzte Gemisch wird in einem Exsikkator, der an eine Wasserstrahlpumpe angeschlossen ist, von Wasserspuren und Luft befreit und anschließend filtriert. Nach dem Erkalten kann die Einbettungsmasse, ähnlich wie Paraffin, lange Zeit aufbewahrt werden.

Zum Fettnachweis kommen die in wässrigen Fixierungsmitteln fixierten und gut ausgewaschenen Objekte in eine 50-70%ige wässrige Oxydwachsmischung. Sie werden nach etwa 1/2 Std. in eine konzentrierte Wachsmischung übertragen. Bis 5 mm³ große Objekte bleiben ungefähr 2 Std. im Oxydwachs. Ein Wechseln der Einbettungsmasse ist unnötig, wenn nur jeweils ein Objekt in einem normalen Glasblockschälchen entwässert wird. Nach dem Entwässern können die Objekte zum späteren Schneiden auf dem Mikrotom orientiert werden; anschließend werden die Blöcke bei 37-40° C langsam abgekühlt. Auch das Einstellen der Glasblockschälchen in eine selbstgebaute kleine Asbest-Isolierkammer reicht zum langsamen Kristallisieren der

Wachsmischung. Von den Blöcken lassen sich mit einem plan-konkaven Messer bei einer Raumtemperatur um 27° C und einer relativen Luftfeuchtigkeit um 80% noch gute Schnittbänder herstellen. Das Schneiden der Blöcke wird am Anfang einige Schwierigkeiten bereiten. Es ist unbedingt darauf zu achten, daß alle Instrumente, die mit dem Wachsblock oder mit den Bändern in Berührung kommen, vollkommen trocken sind. Die Schnittbänder lassen sich mit einem Pinsel leicht vom Mikrotommesser abheben und auf ein größeres Stück stabile Pappe übertragen, die direkt unter das Messer gehalten wird. Auf der Pappe können die Bänder für längere Zeit aufbewahrt werden, ohne daß sie ankleben.

Zum Aufkleben der Schnittbänder dient eine Mischung aus 1 g 15%iger wässriger Gelatine und 1 ml Äthylenglykol, die als feiner Film auf einen Objektträger aufgetragen wird. Nach dem Ausbreiten eines kleinen Tropfens Äthylenglykol auf diesen Film werden die Schnittbänder aufgelegt und die Objektträger zum Trocknen 12 Stunden lang bei 37° C aufrecht gestellt. In 6%igem wässrigem Formol wird dann das Wachs aus den Schnitten entfernt, wobei gleichzeitig die Gelatine gehärtet wird. Das Formol wird ausgewaschen; anschließend lassen sich Gesamtfatte mit Sudanfarbstoffen und Neutralfette und Fettsäuren mit der Nilblausulfattechnik in der üblichen Art darstellen.

Schnitte von größeren Objekten können auch flottierend gefärbt werden. Diese Schnittbänder kommen in diesem Falle sofort in eine 30-40%ige wässrige Oxydwachsmischung und anschließend in destilliertes Wasser. Die eingeschaltete Oxydwachs-Wasser-Mischung verhindert das explosionsartige Zerreissen der Schnitte, wenn diese mit Wasser in Berührung kommen.

Wenn Glykogen nachgewiesen werden soll, kommen die Objekte nach Alkoholfixierung sofort in eine aus absolutem Alkohol bereitete 50-70%ige Oxydwachsmischung und nachfolgend für etwa 2 Stunden in reines Oxydwachs. Das Aufkleben der Schnitte erfolgt wie oben beschrieben. Nach dem Trocknen löst sich durch Einstellen der Objektträger in warmen absoluten oder 90%igen Alkohol das Wachs aus den Schnitten. Die weitere Verarbeitung erfolgt dann in der üblichen Weise.

Die beschriebenen Arten der Einbettung und Weiterverarbeitung können auch entsprechend variiert werden, wenn es darauf ankommt, Fermente, besonders Phosphatasen, in Schnitten nachzuweisen. Die Fixie-

rung, Einbettung und das Aufziehen der Schnittbänder sowie die weitere Verarbeitung der Objektträger können dann jeweils den erforderlichen Versuchsbedingungen angepaßt werden.

In neueren Untersuchungen gelang es uns, durch die Anwendung einer im anglo-amerikanischen Schrifttum als „freeze-substitution“ bezeichneten Technik, Fette und Glykogen in je einem Schnitt eines einzigen Gewebeblockes nachzuweisen. Die Objekte werden bei Anwendung dieses Verfahrens auf -180°C abgekühlt, bei -40 bis -70°C in Äthylenglykol entwässert und danach in Oxydwachs eingebettet. Über diese Versuche wird an anderer Stelle ausführlich berichtet. Die „freeze-substitution“ kann in vielen Fällen eine mit größerem Aufwand verbundene Gefriertrocknung biologischer Objekte ersetzen, und in Zukunft wird es möglich sein, wenigstens Mucopolysaccharide, Glykogen, Fette und Phosphatasen in verschiedenen Schnitten eines einzigen Gewebeblockes nachzuweisen, wobei gleichzeitig die einzelnen Zellstrukturen gut erhalten bleiben.

Oxydwachseinbettungen sind darüber hinaus auch für Objekte geeignet, mit denen einfache histologische Färbungen durchgeführt werden sollen. Ein Überführen der Schnitte in Alkohol und Benzol ist nachträglich möglich.

Mikroskopie in der Schule

Zum papierchromatographischen Nachweis von Polyphosphaten

Von Franz BUKATSCH, München

Neben Nitrit* machen in der letzten Zeit gelegentlich auch Polyphosphate als unerlaubte Zusätze zu Wurstwaren von sich reden. Nicht, daß sie besonders giftig wären, wie etwa zu hohe Nitritgaben; aber sie gestatten es, die Wurst mit übermäßig viel Wasser und Fett zu „beschweren“. Da Fett wesentlich billiger als Fleisch ist, darf sein Anteil höchstens 60 % betragen. Die Polyphosphate wirken nun einerseits quellend, so daß die Fleischfaser mehr Wasser aufnehmen kann, andererseits auch als „Emulgatoren“, wodurch die Wurst mehr Fett stabil zu binden vermag.

Die Quellungswirkung läßt sich etwa folgendermaßen anschaulich machen. Ähnlich der Kieselsäure kann auch Phosphorsäure sich unter Austritt von Wasser und unter Bildung von „Sauerstoffbrücken“ zwischen den Einzelmolekülen zu hochmolekularen Verbänden vernetzen. So entstehen durch Kondensation ketten- oder wabenförmige Vielfache der Ausgangs-

Wie alle bisherigen Versuche mit wasserlöslichen Polywachsen zeigen, besitzen diese als Einbettungsmasse viele Vorteile. Neben der zeitsparenden Einbettung sind die Wachse besonders wichtig für den Nachweis von Fetten in 1-2 mm großen Objekten, z. B. Insekten und Würmern; denn das Anfertigen von 2μ dicken Serienschnitten dürfte nach Gelatineeinbettung oder bei Anwendung der Gefrierschnitttechnik kaum möglich sein.

Veränderungen am Oxydwachsmolekül, besonders die Einführung von Methylgruppen auch in Oxydwachs AN, dürften diese Wachse als Einbettungsmittel in der histologischen Technik noch weiter verbessern. Oxydwachs A wird jetzt auch von der Badischen Anilin- und Soda-Fabrik, Ludwigshafen a. Rh., hergestellt. Erfahrungen mit diesen Wachsen liegen bis jetzt noch nicht vor.

Zusammenfassend kann gesagt werden, daß sich Oxydwachs als Einbettungsmittel in der Gefriertrocknungstechnik und Elektronenmikroskopie sowie zum histochemischen Nachweis von Fetten, Glykogen, Mucopolysacchariden und bestimmten Fermenten verwenden läßt. Eine histologische Anfärbung der Schnitte nach Einbettung in Oxydwachs ist ebenfalls möglich. In Zukunft werden die Polywachse eine noch größere Bedeutung erlangen als das bisher der Fall war.

säuren, sogenannte Polysäuren und deren Salze. Polysilikate, d. h. Salze von Polysiliciumsäuren sind im Mineralreich ziemlich häufig; einige haben auch die Fähigkeit des „Ionenaustausches“, sie können z. B. Natriumionen abgeben und dafür aus der umgebenden Lösung Kalziumionen aufnehmen. Mit künstlichen Polysilikaten, den „Permutiten“, kann man so Wasser ent härten, d. h. die seifenschluckenden und Kesselstein bildenden Kalzium- bzw. Magnesiumionen entfernen. Ähnlich wirken sich auch künstliche Polyphosphatzsätze in der Flüssigkeit der Wurstmasse aus: Das natürlich vorhandene Kalziumion, das entquellend auf die Fleischfaser wirkt, wird durch das quellungsfördernde Natrium ersetzt. Die Wasserbindung der Muskelzellen steigt und damit auch die „Schutzkolloidwirkung“ zur Stabilisation des eingearbeiteten Fettes.

Nun zu unserem Nachweis. Die in der amtlichen Lebensmittelprüfung vorwiegend angewandte Methode (KÖBERLEIN, Zeitschr. z. Untersuchung der Lebensmittel, 1958)

* Vgl. Kosmos, 1959, Heft 5, S. * 201 („Experiment“)

wird zumeist als Ringchromatographie durchgeführt (vgl. Abb. 1a), was den Vorteil der gleichzeitigen Untersuchung mehrerer Proben hat, aber große Glasschalen erfordert; als Laufmittel dient ein Gemisch von Isopropylalkohol, Trichloressigsäure, Wasser und etwas Ammoniak.

Nach einigen Versuchen gelang es, die Methode soweit zu vereinfachen, daß mit einfachen Geräten und den üblichen Chemikalien die chromatographische Trennung der Polyphosphate mit gleicher Schärfe möglich ist. Es wird absteigend mit einem Laufmittel aus:

- 35 Tln. Brennspiritus,
- 5 Tln. Essigsäure und
- 10 Tln. Wasser

gearbeitet. Die übliche Küvette mit Glas-trog ersetzte ich durch ein 1½-Ltr.-Weck-

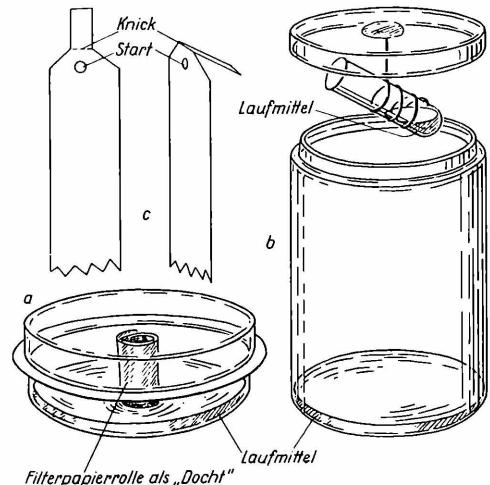


Abb. 1: Erklärung im Text

glas (hohe Form), an dessen Deckelunterseite mit Siegellack eine Drahtspirale zur Aufnahme eines kurzen Tablettenröhrchens angekittet ist (Abb. 1b). Der Draht ist so gebogen, daß das mit dem Laufmittel halb gefüllte Röhrchen mit der Mündung schräg nach oben steht. Nun wird die abgewinkelte Zunge des Filterpapierstreifens (Schleicher-Schüll 2043 b), nachdem im Kreis unterhalb des Falzes die Probetrophen aufgetrocknet sind, vorsichtig in das Röhrchen eingeführt und der Deckel behutsam waagerecht (!) auf das mit ein wenig Laufmittel (zur Bildung einer dampfgesättigten Atmosphäre) beschickte Weckglas aufgesetzt. Den Zuschnitt und die Auftragsstelle des Streifens zeigt Abb. 1c; ein eben laufendes Chromatogramm das Photo der Abb. 2. Nach etwa 3 Stunden Laufzeit ist der untere Streifenrand von der Flüssigkeitsfront (in

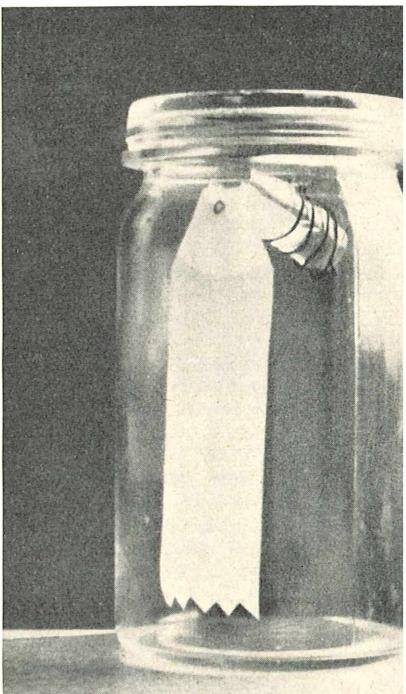


Abb. 2: Erklärung im Text

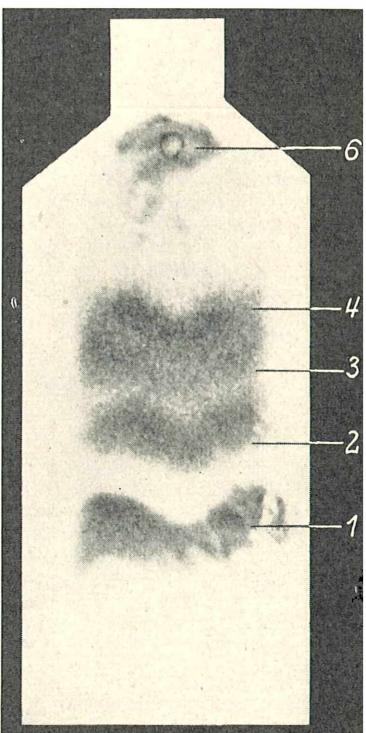


Abb. 3: Erklärung im Text

Abb. 2 als durchgebogene helle Zone im oberen Streifenfünftel sichtbar) erreicht; nun wird das Chromatogramm getrocknet und mit Entwickler 1 besprüht*:

Gemisch gleicher Teile 7,5% wäßriger Ammonmolybdatlösung u. konz. Salpetersäure.

Da diese Lösung ätzend und giftig ist, sprüht man vorsichtig gegen eine Glasplatte als Streifenunterlage*. Das Reagens fällt nun die Phosphatzonen als gelbliche Komplexverbindungen (Phosphomolybdat), die noch kaum sichtbar sind, aber zu deutlichem Molybdänblau reduziert werden können. Dies erfolgt schon teilweise bei nachfolgendem Trocknen in starkem Sonnenlicht; viel besser aber durch abermaliges Besprühen mit einer Art „Photoentwickler“ (Entwickler 2), nachdem die Salpetersäure durch Trocknen bei etwa 100°C verjagt wurde. Mir diente als Entwickler 2 eine Lösung von:

12,5 g Kaliummetabisulfit,
0,5 g trockenem Natriumsulfit und
0,1 g Metol
in 50 ml Wasser.

Ebensogut eignete sich auch ein Agfa-Feinkorentwickler (mit etwas Borax statt Alkali). Das Ergebnis, das sogleich nach

* Vgl. das Buch des Verfassers: „Nahrungsmittelchemie f. Jedermann“, Kosmos-Verlag 1959: Technik d. Papierchromatographie S. 46

dem zweiten Besprühen dunkelblau auf hellem Grund hervortritt, zeigt Abb. 3.

In unserem Versuch wurden nacheinander im Startkreis je 1 Tropfen von 1%igen Natriumsalzlösungen folgender Säuren aufgetragen:

Orthophosphorsäure (1),
Pyrophosphorsäure (2),
Tri- (3), Tetra- (4) und
Hexapolyporphorsäure (6).

Die chromatographische Sonderung entspricht der Molekelgröße: Das kleinmolekulare Orthophosphat gelangt am weitesten, dann folgt das etwa doppelt so große Pyro- (= Di-) phosphat usw. bis zum Hexametaphosphat, das fast an der Auftragstelle (Kreis) verblieb und z. T. im Verhalten dem als unerlaubtes Bindemittel mitunter verwendeten „Plasmal“ gleicht. Zur Wurstanalyse trägt man im Kreis einen Tropfen eines recht konzentrierten essigsäuren (oder besser 20%igen trichloressigsäuren) Wurstextraktes auf.

Tritt nach Entwicklung des Chromatogramms nur die äußerste Orthophosphatzone auf, so war die Wurst in Ordnung; bei mehreren Zonen besteht dringender Verdacht auf Polyphosphatzusatz. Dann empfiehlt es sich, eine Probe einer amtlichen Prüfstelle zuzuleiten, da unser privater Versuch natürlich keine absolute Beweiskraft besitzt.

Versuche zum Stoffwechsel der Pflanzen

Von Werner Heiligmann, Welzheim

Eine eingehende Behandlung des pflanzlichen Stoffwechsels ist der Oberstufe unserer Gymnasien vorbehalten. Eine Einführung in einer der jeweiligen Altersstufe angepaßten Form ist jedoch schon auf der Unter- und Mittelstufe erforderlich. Aus der folgenden Zusammenstellung geeigneter Versuche möge der Leser das für seinen Unterricht Passende herausuchen. Der Wasserhaushalt soll aus Raumgründen erst in einem der folgenden Artikel besprochen werden.

Einfache Versuche für die Unterstufe

1. Die Pflanze braucht Bodensalze

Wir lassen Erbsensamen auf feuchtem Filterpapier 2–3 Tage keimen und befestigen sie dann mit Watte in großen Reagenzgläsern. Das eine Reagenzglas enthält destilliertes Wasser, das andere destilliertes Wasser mit etwas Gartenerde. Ergebnis: Pflanzen gedeihen in reinem Wasser nicht (Abb. 1).

Demonstration der Bodensalze: Gartenerde wird in destilliertem Wasser aufgeschlämmt. Die Suspension wird filtriert und das Filtrat auf einem Objektträger eingedampft.

2. Die Pflanze braucht Luft

Den Boden einer Glasschale bedecken wir 2–3 cm hoch mit Erde und geben Wasser zu, bis der Wasserspiegel etwa 5 ccm über dem Boden steht. In die Schale kommen 2 Glaskröpfchen, die etwa in der Mitte keimende Erbsen enthalten (mit Watte befestigen). Die eine Röhre bleibt offen, die andere wird mit einem Gummistopfen verschlossen. Ergebnis: Die von der Luft abgeschlossenen Pflanzen gehen ein (Abb. 2).

3. Die Pflanze braucht Licht

Wir ziehen junge Erbsen in zwei Blumentöpfen. Der eine Topf wird dem Licht ausgesetzt, der andere wird mit schwarzem Papier verdunkelt. Ergebnis: Die verdunkelten Pflanzen wachsen rascher, sind aber grüngeblbt gefärbt (Etiolement). Sie gehen nach längerer Zeit zugrunde. Die belichteten Pflanzen gedeihen (Abb. 3).

Pflanzenanalyse und Mangelversuche

An Hand von Analysen sucht man zu klären, welche Stoffe in Pflanzen enthalten sind. Das Analysenergebnis bildet die Grundlage für die Nährstoffmangelversuche.

Frische Pflanzenteile geben Wasser ab, wenn man sie im Reagenzglas erhitzt. Außerdem verkohlen sie, was auf die Anwesenheit von Kohlenstoff hinweist. Zur quantitativen Erfassung des Wassergehalts werden die Pflanzenteile frisch gewogen und dann im Thermostaten bei 105 °C getrocknet. Nach erneuter Wägung wird die Gewichtsdifferenz festgestellt. Der Wassergehalt wird in % des Trockengewichts angegeben.

Aschenanalyse

Zur Untersuchung kann man Tabakasche verwenden. Will man andere Pflanzen analysieren, dann müssen diese vollständig verascht werden. Die Asche enthält die Mineralsalze der Pflanze.

Kationen:

Natrium und Kalium können durch die Flammenfärbung nachgewiesen werden. Etwas mit Salzsäure angefeuchtete Asche wird mit dem Magnesiastäbchen oder einer Platinöse in die entleuchtete Flamme des Bunsenbrenners gehalten. Natrium färbt die Flamme intensiv gelb, Kalium karminrot. Da die gelbe Färbung des Natriums beim Kaliumnachweis stört, betrachtet man bei diesem die Flamme durch ein Kobaltglas, welches das gelbe Licht absorbiert. Am besten weist man die beiden Elemente, sowie das Calcium, spektroskopisch nach. Die Lage der entsprechenden Absorptionslinien ermittelt man vorher, indem man Salze der entsprechenden Metalle in die Flamme hält (reine Substanzen verwenden!). Zum chemischen Nachweis von Calcium übergießt man Tabaksasche mit der gleichen Menge destillierten Wassers und gibt zur Entfernung der Karbonate Salzsäure zu. Nach Erwärmen und Filtrieren wird das Filtrat mit Salmiakgeist versetzt. Den Niederschlag löst man in Essigsäure und filtriert erneut. Entsteht nach Zugabe von Ammoniumoxalat im Überschuß eine feinkristalline, weiße Fällung, dann liegt Calcium vor.

Nachweis von Magnesium: Die Asche wird mit wenig Salzsäure versetzt und mit Ammoniak alkalisch gemacht. Bei Zusatz von Ammoniumoxalat fällt das Calcium aus. Das Filtrat dampft man etwas ein und macht wiederum mit Ammoniak alkalisch. Versetzt man nun mit Dinatriumphosphatlösung, dann entsteht ein feinkristalliner, weißer Niederschlag. Der Niederschlag tritt u. U. erst nach Stunden auf. Durch Reiben eines Glasstabes an der Reagenzglaswand kann man die Fällung beschleunigen.

Nachweis von Eisen: Mit eisenfreier Salzsäure versetzen und filtrieren. Das Filtrat gibt mit Kaliumferrocyanidlösung einen blauen Niederschlag (Berliner Blau). Anionen:

Karbonat: Etwas Asche im Reagenzglas mit Salzsäure erhitzten. Bei Anwesen-

heit von Karbonat ist ein Aufbrausen festzustellen (Kohlendioxyd).

Chlorid: Wir geben zur Asche etwas Wasser und Salpetersäure. Das Filtrat gibt mit Silbernitratlösung (1 g Silbernitrat in 20 ccm destilliertem Wasser lösen) einen weißen Niederschlag.

Sulfat: Wir nehmen Asche mit heißer verdünnter Salzsäure auf und filtern. Mit Bariumchloridlösung (2 g Bariumchlorid in 20 ccm dest. Wasser) entsteht ein weißer Niederschlag.

Phosphat: Zu einer Messerspitze Asche fügen wir 2 ccm Salpetersäure und 2 ccm Ammoniummolybdatlösung. Bei Anwesenheit von Phosphaten tritt ein gelber Niederschlag auf. Ammoniummolybdatlösung: 3 g Ammoniummolybdat werden unter Zusatz einiger Tropfen Ammoniak in 20 ccm dest. Wasser gelöst. Anschließend gibt man 20 ccm Salpetersäure zu.

Nitrat: Asche wird in wenig dest. Wasser aufgenommen und filtriert. Zum Filtrat geben wir Eisenvitriollösung und unterschichten vorsichtig mit konz. Schwefelsäure. Bei Anwesenheit von Nitrat entsteht an der Grenze Schwefelsäure-Eisen-vitriollösung ein brauner Ring.

Evtl. kann der Stickstoff auch als Ammoniak nachgewiesen werden. Das Pflanzenmaterial wird bis zur Trockne im Porzellanschälchen erhitzt. Die Trockensubstanz erhitzt man im Reagenzglas mit Natronlauge. Ammoniak wird mit Salzsäure nachgewiesen. Man hält dazu einen Glasstab, den man zuvor in Salzsäure getaucht hat, vor die Reagenzglasmündung. Es entsteht ein weißer Rauch.

Demonstration von Kieselsäure: Ein Schachtelhalm wird in die nichtleuchtende Bunsenflamme gehalten. Am Ende entsteht ein weißglühendes Tröpfchen von Kieselsäure.

Wenn die Analysen alle positiv ausfallen, enthalten die Pflanzen demnach folgende Elemente: Natrium, Kalium, Calcium, Magnesium, Eisen, Chlor, Schwefel, Silicium, Kohlenstoff, Wasserstoff, Sauerstoff, Stickstoff und Phosphor. Daneben finden sich in der Pflanze noch andere Elemente in geringer Menge.

Die Analyse sagt jedoch nichts darüber aus, ob die erwähnten Elemente lebensnotwendig sind oder etwa bei der Wasseraufnahme zufällig in die Pflanze gelangt sind. Auskunft darüber können nur Nährlösungsversuche geben. Wir lassen Mais auf feuchtem Filterpapier keimen und kultivieren in feuchtem Sägmehl weiter, bis die Würzelchen eine Länge von etwa 6 cm erreicht haben. Nun werden die Keimlinge auf die Nährlösung gesetzt. Die Nährlösung füllen wir in Einweckflaschen. Die Flaschen werden mit einem Korken verschlossen. Der Kork bekommt einen dreieckigen Ein-

schnitt, in dem das Pflänzchen mit Watte befestigt wird. In eine runde Bohrung stecken wir außerdem ein rechtwinklig gebogenes Glasrohr. Durch das Glasrohr bläst man von Zeit zu Zeit Luft in die Lösung. Um Algenbildung zu verhindern, tragen die Flaschen eine Hülle aus schwarzem Papier. Das verbrauchte Wasser muß ersetzt werden (Abb. 4).

Nährösung nach KNOP (aus PAECH)

Aus reinen Salzen (pro analysi) stellt man sich zunächst eine Stammlösung der einzelnen Salze her.

Calciumnitrat ($\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4 \text{H}_2\text{O}$)	10	%
Kaliumnitrat (KNO_3)	10	%
Primäres Kaliumphosphat (KH_2PO_4)	2,5	%
Gips ($\text{CaSO}_4 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$)	5	%
EisenIIIchlorid ($\text{FeCl}_3 \cdot 6 \text{H}_2\text{O}$)	5	%
Magnesiumsulfat ($\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$)	5	%
Kaliumchlorid (KCl)	10	%
Natriumnitrat (NaNO_3)	10	%
Primäres Natriumphosphat (NaH_2PO_4)	2,5	%

Mit Hilfe der Stammlösungen stellen wir uns die folgenden Mangellösungen her. Die Zahlen bedeuten ccm Stammlösung bzw. Wasser. (Vgl. Tabelle 1).

Nach einigen Wochen treten Mängelerscheinungen auf. Die Pflanzen gedeihen nur in der Kontrollösung. Mittels solcher Versuche hat man festgestellt, daß die Pflanzen von den aufgezählten Elementen nur 10 benötigen, nämlich: Kalium, Calcium, Magnesium, Eisen, Stickstoff, Schwefel, Phosphor, Kohlenstoff, Wasserstoff und Sauerstoff. Dazu kommen noch die Spurenelemente. Experimente mit Spurenelementen erfordern äußerst sorgsames Arbeiten. Sie sind daher für die Schule wenig geeignet.

Assimilation

Die Tatsache, daß unsere Nährösung keinen Kohlenstoff enthält, führt zu der Frage nach der Kohlenstoffquelle. Diese ist im Kohlendioxyd der Luft zu suchen. Die Assimilation der Kohlensäure verläuft summarisch nach folgender Gleichung:



Die Vorgänge sind im einzelnen sehr kompliziert und auch noch nicht restlos geklärt. Die Pflanze vermag also aus Kohlendioxyd und Wasser Traubenzucker aufzubauen. Dabei wird Sauerstoff abgeschieden. Der Vorgang benötigt pro Mol Trauben-

zucker (180 g) 674 Kal. Diese Energie wird von der Sonne geliefert. Die Traubenzuckermoleküle treten meist unter Wasserabspaltung zu Stärkemolekülen zusammen (Assimilationsstärke).

Versuche zur Assimilation

1. Wir bringen eine Wasserpflanze (etwa Wasserpfeffer) unter einen Glastrichter und stellen die Vorrichtung in ein Einmachglas, das mit Wasser gefüllt ist. Den entstehenden Sauerstoff fängt man in einem Reagenzglas auf und identifiziert ihn mit einem glimmenden Holzspan (flammt auf, Abb. 5). Um die Bedingungen der Assimilation zu studieren, setzen wir folgende Versuche an:

a. Wir verwenden ausgekochtes Wasser. Als Kohlendioxydquelle setzen wir soviel Natriumbikarbonat zu, daß eine 1%ige Lösung entsteht. Die Pflanzen werden ins Licht gestellt.

b. Wie a, aber im Dunkeln.

c. Wie a, aber ohne Blattgrün. Wir bringen statt der Wasserpfeffer nichtgrüne Pflanzenteile (etwa Blütenblätter) unter den Trichter.

d. Wie a, aber ohne Natriumbikarbonatzusatz.

Ergebnis: Nur die Pflanzen des Versuches a assimilieren, was an dem Aufsteigen von Sauerstoffblaschen festgestellt werden kann. Die Pflanze braucht demnach zur Assimilation Kohlendioxyd, Blattgrün und Sonnenlicht (kann durch andere Lichtquelle ersetzt werden). Sauerstoff wird abgeschieden.

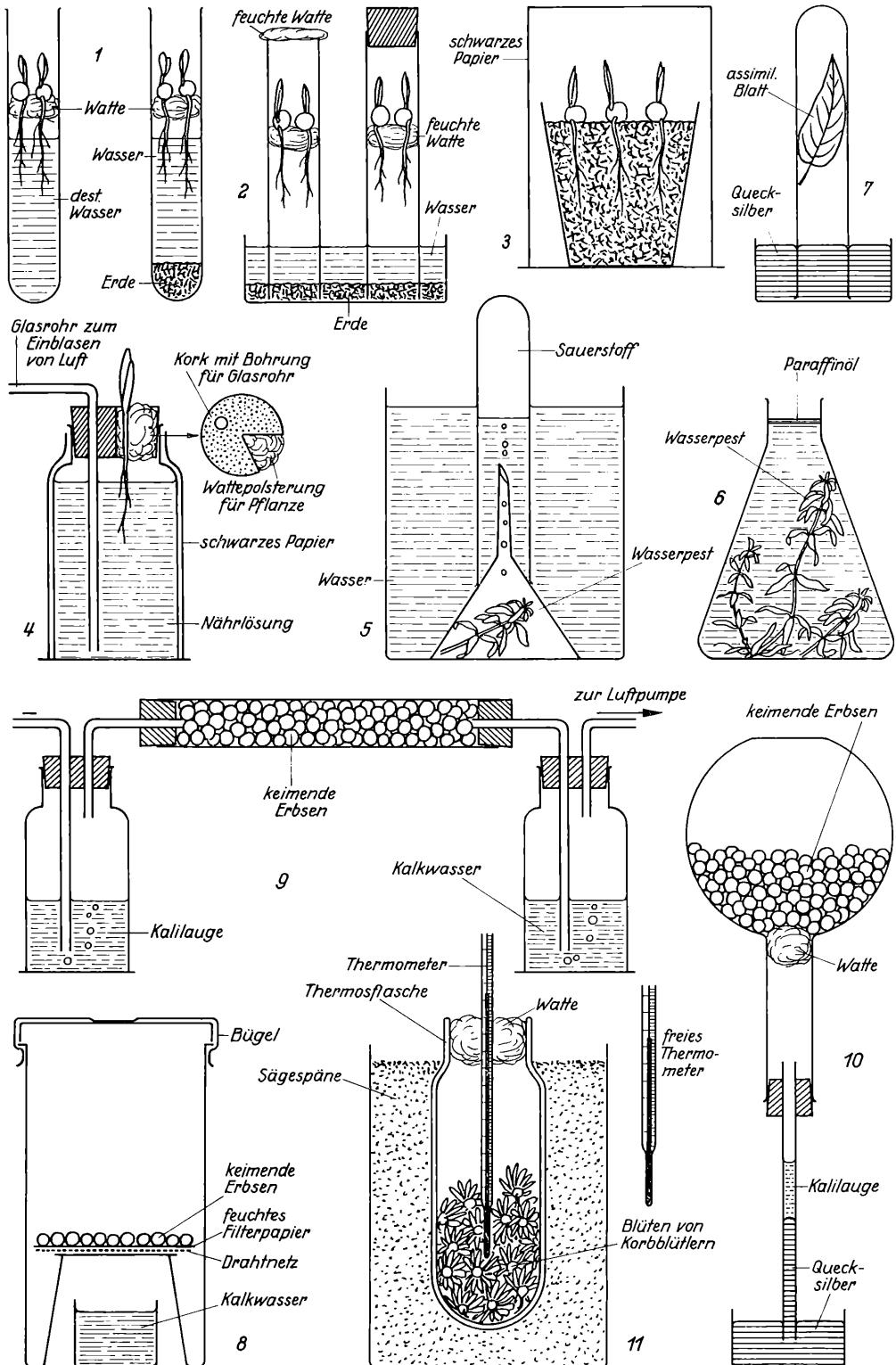
2. Nachweis des Sauerstoffs mit Pyrogallol.

Der Sauerstoffnachweis ist sehr empfindlich. Deshalb ist sorgfältiges Arbeiten am Platze. Wir füllen 4 Erlenmeyerkolben bis an den Hals mit dest. Wasser und kochen zur Entfernung der gelösten Gase etwa 5 Minuten. Dann füllen wir mit frisch ausgekochtem Wasser bis zur Mitte des Halses auf und schließen mit Paraffinöl gegen die Luft ab. Nach Zufügen von Natriumbikarbonat bringen wir die Wasserpfeffer ein (Abb. 6). Im übrigen wählen wir die gleiche Faktorenkombination wie unter 1. Nach 2–3 Stunden kann der Sauerstoff mit Pyrogallol nachgewiesen werden. Wir lösen ein Löffelchen Pyrogallol in 10 ccm Wasser. Außerdem erhitzen wir 10 ccm Kalilauge. Mittels einer Pipette lassen wir in jeden Kolben wenige ccm beider Lösungen einfließen.

Ergebnis: Bei Anwesenheit von Sauerstoff tritt intensive Braunfärbung auf. Sonst s. unter 1! Meist färbt sich auch beim Versuch ohne Kohlendioxyd das Wasser etwas braun.

Kontrolle	— N	— P	— K	— Ca	— Mg
Ca $(\text{NO}_3)_2$ 10	20 (CaSO ₄)	10	12,5 (Na NO ₃)	—	10
K NO ₃ 2,5	—	2,5	2,5 (Na NO ₃)	2,5	2,5
K Cl 1,2	3,7	2,5	—	1,2	1,2
K H ₂ PO ₄ 10	10	—	10 (Na H ₂ PO ₄)	10	10
Mg SO ₄ 5	5	5	5	5	5 (CaSO ₄)
Fe Cl ₃ 1 Tropfen	1 Tr.	1 Tr.	1 Tr.	1 Tr.	1 Tr.
Wasser 971,3	961,3	980	970	971,3	971,3

Tabelle 1: Mangellösungen



Abbildungen 1 bis 11: Erklärung im Text

3. Nachweis des Sauerstoffs mit Indigoblau.

Unter der Einwirkung geeigneter Reduktionsmittel wird Indigoblau zu Indigo-weiß reduziert. Indigo-weiß nimmt leicht Sauerstoff auf und geht dabei wieder in Indigoblau über. Der Farbstoff kann daher zum Sauerstoffnachweis benutzt werden. Wir lösen 0,1 g Indigoblau in 1 l Wasser und geben 10%ige wässrige Lösung von Natriumhyposulfit ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_4$) bis zur Entfärbung zu (Reduktionsmittel). Von der Natriumhyposulfitlösung darf nicht zuviel zugefügt werden, da sonst die Pflanzen geschädigt werden. Die Lösung kommt in Erlenmeyerkolben. Dann wird die Wasserpist eingebraucht und der Kolben unter Verdrängung überschüssiger Lösung mit einem Gummistopfen verschlossen. Einen Kolben stellen wir ins Licht, den anderen ins Dunkle. Im ersten Kolben tritt in Umgebung der Sprosse Blaufärbung auf.

4. Erfassung der Gasvolumina.

Wir befestigen ein grünes Laubblatt in einem Reagenzglas und stellen dieses in Quecksilber. Das Gasvolumen bleibt unverändert. Die verbrauchte Kohlendioxydmenge entspricht der abgeschiedenen Sauerstoffmenge. Da nach AVOGADRO gleiche Gasvolumina unter gleichem Druck und gleicher Temperatur gleichviel Moleküle enthalten, werden also auch ebensoviiele Sauerstoffmoleküle abgeschieden wie Kohlendioxydmoleküle aufgenommen werden (Abb. 7).

5. Nachweis der Assimilationsstärke.

a. Mikroskopischer Nachweis.

Die Stärkebildung in den Chloroplasten kann man am besten an Moosblättchen beobachten. Wir wählen Blättchen vom Sternmoos (*Mnium*) oder vom Drehmoos (*Funaria hygrometrica*). Die Blättchen kommen in eine Lösung von 5 Teilen Chloralhydrat in 2 Teilen Wasser, der wir Jodtinktur zufügen. Es tritt eine rasche Entfärbung des Blattes ein. Die Stärkekörper und die Chloroplasten quellen. Die Jodtinktur färbt außerdem die Stärke blau.

b. Makroskopischer Nachweis.

Grüne Blätter werden am Abend vor dem Versuchstag mit Stanniol oder schwarzem Papier ganz oder teilweise verdunkelt. Am Abend des nächsten Tages nimmt man die Blätter ab und tötet sie durch Eintauchen in kochendes Wasser. Vor dem Stärkenachweis werden die Blätter in kochendem Alkohol entfärbt. Sodann legen wir sie in Jodjodkalilösung oder in Jodtinktur. Die belichteten Stellen zeigen Blaufärbung, enthalten also Stärke.

6. Bedeutung der Spaltöffnungen.

Die Spalten der Blattunterseite werden mit Kakaobutter verschmiert. Die Stärkebildung unterbleibt.

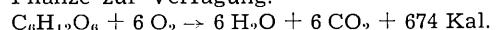
7. Zuckerblätter.

Nicht alle Pflanzen bauen aus dem in den Blättern anfallenden Zucker Stärke auf. Dazu gehören z.B. die Laucharten. Wir entfärben ein belichtetes Zwiebelblatt und zerreiben es. Der Stärkenachweis ist negativ. Dagegen kann man mit FEHLINGScher Lösung Zucker nachweisen.

FEHLINGSche Lösung: Es sind zwei Lösungen herzustellen, die erst beim Zuckernachweis zusammengegeben werden (Fehling I und Fehling II). Fehling I besteht aus einer Lösung von 3,5 g Kupfervitriol und 17 g Seignettesalz in 100 ccm dest. Wasser. Fehling II enthält 6 g Ätznatron in 100 ccm dest. Wasser. Zum Zuckernachweis leert man beide Lösungen in einem Reagenzglas zusammen und gibt dazu etwas Untersuchungssubstanz. Entsteht beim Erwärmen ein roter Niederschlag von Kupfer-I-Oxyd, dann liegt in unserem Fall Zucker vor.

Versuche zur Atmung

Die Vorgänge bei der Atmung verlaufen umgekehrt wie bei der Assimilation. Die Pflanze verbrennt Zucker zu Kohlendioxyd und Wasser. Die dabei freiwerdende Energie steht für die Lebensvorgänge in der Pflanze zur Verfügung.



1. Versuch: Mit einer einfachen Versuchsanordnung kann man sowohl den Sauerstoffverbrauch als auch die Abscheidung von Kohlendioxyd nachweisen. In ein Einmachglas mit Bügelverschluß bringen wir einen kleinen Dreifuß mit einem Drahtnetz. Auf das Netz legen wir feuchtes Filterpapier und keimende Erbsen. Unter die Erbsen stellt man ein Schälchen mit Kalkwasser oder Barytlauge. Dann wird das Glas dicht verschlossen. Nach einiger Zeit zeigt die Trübung des Kalkwassers Kohlendioxyd an. Eine ins Glas eingeführte brennende Kerze erlischt, was auf Sauerstoffmangel zurückzuführen ist (Abb. 8).

2. Versuch: Die Entstehung von Kohlendioxyd kann man im Unterricht rasch nachweisen, wenn man durch keimende Erbsen einen Luftstrom leitet. Die Erbsen befinden sich in einer waagrecht befestigten Glaskröse. Vor und hinter die Glaskröse wird je eine Waschflasche geschaltet. Die erste Flasche enthält zur Absorption der Kohlensäure aus der Luft Kalilauge, die zweite Kalkwasser oder Barytlauge. Mit einer Luftpumpe saugt man Luft durch die Apparatur. Nach einiger Zeit trübt sich das Kalkwasser (Abb. 9).

3. Versuch: Nachweis des Sauerstoffverbrauchs. In eine Kochflasche kommen keimende Erbsen. Die Flasche wird mit einem Gummistopfen verschlossen, der eine Bohrung zur Aufnahme enthält. Wir stecken

die Glasküvette ein und lassen deren Ende in Quecksilber tauchen. Zur Absorption der Kohlensäure bringen wir einige ccm Kali-lauge von unten ins Glasrohr. Als bald beginnt das Quecksilber hochzusteigen (Abbildung 10).

4. Versuch: Nachweis der Wärmeentwicklung. Wir füllen eine Thermosflasche mit Blüten von Korbblüttern oder vom Klee. In die Blüten stecken wir ein langes Thermometer und verschließen mit Watte. Die Thermosflasche stellen wir außerdem in eine Kiste mit Sägespänen. In der Flasche

treten Übertemperaturen bis zu 10 Grad und mehr auf (Abb. 11).

Literatur

1. HAMACHER: Biologie für Jedermann, Franckh, Stuttgart
2. PAECH und SIMONIS: Übungen zur Stoffwechselphysiologie der Pflanzen, Springer, Berlin
3. RÖMPP: Chemie des Alltags, Franckh, Stuttgart
4. RÖMPP: SpurenELEMENTE, Franckh, Stuttgart
5. STEINECKE: Experimentelle Biologie, Quelle u. Meyer, Heidelberg
6. STRASBURGER - KOERNICKE: Das kleine bot. Praktikum, Fischer, Stuttgart
7. WALTER: Grundlagen des Pflanzenlebens, Bd. I, Ulmer, Stuttgart

Zur Einführung in die Mikroskopie

Von der Ordnung im Tier- und Pflanzenreich

Von Horst Janus, Stuttgart

„Ordnung ist das halbe Leben!“ Der Zweig der Biologie, der diesem Sprichwort lebt, ist die Systematik. Genauer gesagt: es sind zwei Zweige, die systematische Zoologie und die systematische Botanik. Denn bei aller Übereinstimmung im großen ist doch in Einzelheiten durchaus spürbar, wie die beiden biologischen Wissenschaften auch eigenständige systematische Probleme haben. Wie kommt nun eine Ordnung in die bunte Vielfalt der Lebewesen hinein? Die erste Anregung zum Ordnen gibt das Erkennen einer gradweisen Abstufung in der Mannigfaltigkeit der Naturformen, die dazu anleitet, die Lebewesen miteinander zu vergleichen. Dabei bieten die äußeren Körperformen und die innere Anatomie die augenfälligsten Anhaltspunkte. Eine wichtige Rolle spielt auch ein Vergleich der Keimesentwicklung.

Gleichen sich nun Tiere oder Pflanzen in wesentlichen Merkmalen völlig und können sie als Männchen und Weibchen miteinander wieder gleiche, fruchtbare Nachkommen hervorbringen, so gehören diese Individuen zu einer „Art“. Daneben feststellbare unerhebliche Unterschiede, die meist nur die Färbung, Größe oder ähnliches betreffen, werden als Unterarten, Va-

rietäten, Rassen, Formen, Sorten, Spielarten oder Arten bezeichnet.

Arten, die sich nun verhältnismäßig geringfügig in fest vererbaren Merkmalen voneinander unterscheiden, faßt der Systematiker zu einer „Gattung“ zusammen. Werden die Unterschiede zwischen Arten größer, so werden weitere Gattungen aufgestellt. Diese werden dann wieder nach dem Grad ihrer Ähnlichkeit zu „Familien“ vereinigt. Auf der nächsthöheren Stufe stehen die „Ordnungen“, die aus einander ähnlichen Familien zusammengesetzt sind. Weiter aufsteigend vereinigen „Klassen“ mehrere bis viele zusammengehörige Ordnungen. Jetzt folgt ein Unterschied formaler Art zwischen Zoologie und Botanik: Der Zoologe faßt Klassen zu „Stämmen“ zusammen, der Botaniker zu „Abteilungen“. Weiterhin bilden in der Zoologie alle Stämme zusammen das „Reich“ der Tiere, in der Botanik alle Abteilungen den „Stamm“ Pflanzenreich.

An je einem Beispiel aus der Zoologie und der Botanik wollen wir nun die Eingliederung eines Lebewesens, einer „Art“, in das System vornehmen und dabei das Dargelegte wiederholen und vertiefen.

1. Weinbergschnecke (*Helix pomatia* L.)

Reich (Regnum): Tiere (Regnum animale)

Stamm (Phylum): Weichtiere (Mollusca)

Klasse (Classis): Schnecken (Gastropoda)

Unterklasse (Subclassis): Lungenschnecken (Pulmonata)

Ordnung (Ordo): Landlungenschnecken (Stylommatophora)

Familie (Familia): Schnirkelschnecken (Helicidae)

Gattung (Genus): *Helix*

Art (Species): *pomatia*

Die Durchführung dieses Beispiels zeigt, daß es auch Zwischenkategorien gibt, die dann eingefügt werden, wenn die Gliederung feiner werden muß. Bei den Schnecken haben wir es nämlich neben Lungenschnecken auch mit Kiemschnecken zu tun. Beide Gruppen haben mehr als Ordnungsrang und bilden somit je eine Unterklasse.

2. Heckenrose (*Rosa canina* L.)

Stamm (Phylum): Pflanzen (*Regnum vegetabile*)

Abteilung (Divisio): Samenpflanzen (*Spermatophyta*)

Unterabteilung (Subdivisio): Bedecktsamige Blütenpflanzen (*Angiospermae*)

Klasse (Classis): Zweikeimblättrige Pflanzen (*Dicotyledoneae*)

Ordnung (Ordo): Rosenartige Gewächse (*Rosales*)

Familie (Familia): Rosengewächse (*Rosaceae*)

Gattung (Genus): *Rosa*

Art (Species): *canina*

Auch in der botanischen Systematik gibt es also Zwischenkategorien, die je nach Sachlage zwischen allen Hauptgruppen eingeschoben werden können. Im Beispiel ist es die Unterabteilung der Bedecktsamigen Blütenpflanzen, neben denen es noch die — systematisch gleichwertigen — Nacktsamigen Blütenpflanzen gibt. Beide Unterabteilungen gliedern sich weiter in verschiedene Klassen.

Der Systematiker geht, wie wir hörten, bei der Einreihung von Arten in sein System nach dem Grad der äußereren und inneren Körperähnlichkeiten von ausgewachsenen Tieren und Entwicklungsstadien vor. Solche Ähnlichkeiten sind aber nach der Abstammungslehre auf gemeinsame Vorfahren zurückzuführen. Somit zeigen also die Systeme der Zoologie und der Botanik die stammesgeschichtlichen Verwandtschaften auf oder, etwas vorsichtiger gesagt, kommen den wahren Verhältnissen weitgehend nahe. So ist man auch berechtigt, von „Natürlichen Systemen“ zu sprechen.

Am Anfang der Bestrebungen, zu ordnen und zu klassifizieren, standen aber oberflächliche Einteilungen, etwa bei den Tieren in Bluttiere und blutlose Tiere oder bei den Pflanzen in Bäume, Sträucher und

Kräuter. Um vieles brauchbarer waren dann die LINNÉ'schen Systeme, vor allem zum Einreihen und Bestimmen, wie sein Pflanzensystem auf Grund der Fortpflanzungsorgane (Staubblätter, Griffel, Narben usw.). Aber auch dies blieb ein künstliches System, da die verwendeten Merkmale zum Erfassen von Verwandtschaftsverhältnissen nicht geeignet sind oder nicht ausreichen. Erst seit 1800 kann man in der Botanik die Anfänge „natürlicher Systematik“ erkennen, in der Zoologie noch später. Bei diesen Bemühungen waren sich die Forscher nicht immer einig, wo eine Tierart oder gar eine ganze Gruppe einzureihen war. Das ist auch heute noch so, wenn auch in geringerem Maße, und wird wohl auch so bleiben. Denn schließlich urteilen bei der systematischen Einreihung Menschen, von denen in Zweifelsfällen einer dieses, der andere jenes Merkmal für wichtiger und typischer hält. In ihren Grundzügen liegen aber die natürlichen Systeme in der Botanik und in der Zoologie fest. Vereinfacht durch Weglassen seltener Gruppen und mit Beschränkung auf die höheren Kategorien ist nachstehend von beiden Wissenschaften je ein mögliches System wiedergegeben.

Stamm: Pflanzenreich

1. Abteilung: Spaltpflanzen (*Schizophyta*), mit den

Klassen Spaltpilze oder Bakterien (*Bacteria*)

Spaltalgen oder Blaugrüne Algen (*Cyanophyceae*).

2. Abteilung: Lagerpflanzen (*Thallophyta*)

Unterabteilung Algen (*Algae*), mit den

Klassen Geißelalgen (*Flagellatae*) — *Euglena*, *Volvox* —

Kieselalgen (*Diatomeae*) — Schiffchenalge —

Jochalgen (*Conjugatae*) — Schraubenalge —

Grünalgen (*Chlorophyceae*) — *Chlorella*, Schlauchalge —

Braunalgen (*Phaeophyceae*) — Zuckertang, Blasentang —

Rotalgen (*Rhodophyceae*) — Seeampfer, Korallenmoos —

Armleuchteralgen (*Charophyceae*).

Unterabteilung Pilze (*Fungi*), mit den

Klassen Algenpilze oder Niedere Pilze (*Phycomycetes*) — Köpfchenschimmel

Höhere Pilze (*Eumycetes*) — Mutterkorn, Champignon, Rostpilze —

Flechten (*Lichenes*) — Bartflechte, Schüsselflechte —

3. Abteilung: Moospflanzen (*Bryophyta*), mit den

Klassen Lebermoose (*Hepaticae*) — Brunnenlebermoos —

Laubmoose (*Musci*) — Haarmoos, Torfmoos —

4. Abteilung: Farngewächse (*Pteridophyta*), mit den

Klassen Bärlappgewächse (*Lycopodiinae*) — Kolbenbärlapp —

Schachtelhalmgewächse (*Equisetinae*) — Ackerschachtelhalm —

Farne (*Filicinae*) — Adlerfarn, Wurmfarn, Königsfarn —

5. Abteilung Blüten- oder Samenpflanzen (*Spermatophyta*)

Unterabteilung: Nacktsamige Pflanzen (*Gymnospermae*); dabei die Klasse Nadelhölzer (*Coniferae*), mit den Familien Kieferngewächse (*Pinaceae*) Eibengewächse (*Taxaceae*).

Unterabteilung: Bedecktsamige Pflanzen (*Angiospermae*)

1. Klasse: Einkeimblättrige Pflanzen (*Monocotyledoneae*); dabei die Familien Liliengewächse (*Liliaceae*) Gräser (*Gramineae*) Orchideen (*Orchidaceae*).

2. Klasse: Zweikeimblättrige Pflanzen (*Dicotyledoneae*)

1. Unterklasse: Getrenntblumenblättrige Pflanzen (*Choripetalae*); dabei die Familien Weidengewächse (*Salicaceae*) Birkengewächse (*Betulaceae*) Gänsefußgewächse (*Chenopodiaceae*) Kaktusgewächse (*Cactaceae*) Nelkengewächse (*Caryophyllaceae*) Wolfsmilchgewächse (*Euphorbiaceae*) Hahnenfußgewächse (*Ranunculaceae*) Kreuzblütler (*Cruciferae*) Rosengewächse (*Rosaceae*) Schmetterlingsblütler (*Papilionaceae*) Sauerkleegewächse (*Oxalidaceae*) Ahorngewächse (*Aceraceae*) Weinrebengewächse (*Vitaceae*) Doldengewächse (*Umbelliferae*).

2. Unterklasse: Verwachsenblütenblättrige Pflanzen (*Sympetalae*); dabei die Familien Heidekrautgewächse (*Ericaceae*) Schlüsselblumengewächse (*Primulaceae*) Lippenblütler (*Labiatae*) Rachenblütler (*Scrophulariaceae*) Nachtschattengewächse (*Solanaceae*) Wegerichgewächse (*Plantaginaceae*) Korbblütler (*Compositae*).

Reich: Tiere

1. Unterreich Einzeller (*Protozoa*)

1. Stamm: Urtiere (*Protozoa*)

1. Klasse Geißeltierchen (*Mastigophora*) — Erreger der Schlafkrankheit —
2. Klasse Wurzelfüßer (*Rhizopoda*) — Amöbe, Sonnen-, Lochschalentierchen —
3. Klasse Sporentierchen (*Sporozoa*) — Malaria-Erreger, Kokzidiosen —
4. Klasse Wimpertierchen (*Ciliata*) — Pantoffeltierchen, Trompetentierchen —

2. Unterreich Vielzeller (*Metazoa*)

1. Stamm Schwämme (*Porifera*)

2. Stamm Hohltiere (*Coelenterata*)

1. Unterstamm: Nesseltiere (*Cnidaria*)

1. Klasse Hydratiere (*Hydrozoa*) — Süßwasserpolyp, *Craspedacusta* —
2. Klasse Schirmquallen (*Scyphozoa*) — Ohrenquelle, Nesselquelle —
3. Klasse Blumentiere (*Anthozoa*) — Seerosen, Korallen —

2. Unterstamm Rippenquallen (*Ctenophora*)

3. Stamm Plattwürmer (*Plathelminthes*)

1. Klasse Strudelwürmer (*Turbellaria*) — Planarien —
2. Klasse Saugwürmer (*Trematodes*) — Leberegel —
3. Klasse Bandwürmer (*Cestodes*) — Schweine-, Rinder-, Fischbandwurm

4. Stamm Rundwürmer (*Nemathelminthes*); dabei die

Klassen Rädertierchen (*Rotatoria*)
Fadenwürmer (*Nematodes*) — Älchen, Spulwürmer, Filarien —

5. Stamm Ringwürmer (*Annelida*); dabei die

Klassen: Vielborstige Würmer (*Polychaeta*) — Sandwurm, *Nereis* —
Gürtelwürmer (*Clitellata*) — Regenwurm, Enchyträen, *Tubifex*, Egel

6. Stamm Gliederfüßer (*Arthropoda*)

1. Klasse Krebse (*Crustacea*) - *Daphnia*, *Cyclops*, *Gammarus*, Asseln, Flusskrebs
2. Klasse: Spinnentiere (*Arachnida*) — Spinnen, Skorpione, Milben —

3. Klasse Tausendfüßer (*Myriopoda*) — Steinläufer, *Julus*, *Glomeris* —
 4. Klasse Insekten (*Insecta*)
7. Stamm Weichtiere (*Mollusca*); dabei die
 Klassen Schnecken (*Gastropoda*) — Weinbergschnecke, Wellhornschncke —
 Muscheln (*Bivalvia*) — Flußmuschel, Miesmuschel, Auster —
 Kopffüßer oder Tintenfische (*Cephalopoda*) — *Sepia*, Krake —
8. Stamm Stachelhäuter (*Echinodermata*); dabei die
 Klassen Seesterne (*Asteroidea*) — *Asterias*, Sonnenstern —
 Seeigel (*Echinoidea*) — *Echinus*, *Strongylocentrotus* —
9. Stamm Rückensaiten- oder Chordatiere (*Chordata*)
1. Unterstamm Manteltiere (*Tunicata*) — Salpen, Seescheiden —
 2. Unterstamm Schädellose Tiere (*Acrania*) — Lanzettfischchen —
 3. Unterstamm Wirbeltiere (*Vertebrata*)
 1. Klasse Rundmäuler (*Cyclostomata*) — Neunaugen —
 2. Klasse Fische (*Pisces*)
 3. Klasse Lurche (*Amphibia*) — Molche, Frösche, Kröten —
 4. Klasse Kriechtiere (*Reptilia*) — Schlangen, Eidechsen, Schildkröten —
 5. Klasse Vögel (*Aves*)
 6. Klasse Säugetiere (*Mammalia*)

L iteratur:

1. BOETTGER, C. R.: Die Stämme des Tierreichs in ihrer systematischen Gliederung. Kosmos 50. Jg. 1954
2. ENGLER, A.: Syllabus der Pflanzenfamilien. 1954
3. FITTING, H., R. HARDER, W. SCHUMACHER

- und F. FIRBAS: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 26. Auflage, 1954
4. KAESTNER, A.: Lehrbuch der speziellen Zoologie. Seit 1954
 5. ZANDER, R.: Handwörterbuch der Pflanzennamen und ihre Erklärungen. 1955
 6. Das Tierreich. In: Sammlung Göschen

Winke fürs Labor**Die Verwendung verspiegelter Schmalfilmlampen in der Mikrofotografie**

Von FRITZ BODE, Frankfurt am Main

Seit einiger Zeit findet sich auf dem Markt ein neuer Typ von Niedervoltlampen (Osram Nr. 588 008, Philips 13 113 C / 04) der hauptsächlich in Schmalfilmprojektoren Verwendung findet. Durch Verspiegelung der Rückseite der Lampe entsteht ein Ellipsoidspiegel, so daß erstmalig Lampe und optisches System vereinigt sind. Zusätzlich ergeben sich günstige Zentriermöglichkeiten (Abb. 1).

Der Spiegel entwirft bei diesen Lampen etwa 25 mm vor der vorderen Glaswand ein relativ homogenes Bild des Glühfadens ungefähr 8 x 8 mm groß. Damit wird diese Lampe für viele Zwecke der Mikrofotografie ausgezeichnet verwendbar, da die üblichen Kollektortlinsen, Zentriervorrichtungen und anderer teurer mechanischer Aufwand wegfallen.

Nach unserer Erfahrung dürfte das wichtigste Anwendungsbereich der Speziallampen in der Elektronenblitzmikrofotografie zu suchen sein, wo sie ausgezeichnete Pilotlampen abgeben, da das Lichtquellenbild ohne viel Aufwand und Lichtverlust im Blitzrohr abgebildet werden kann, so daß sozusagen das Blitzrohr zum dauernden „Selbstleuchter“ wird. Denn das Hauptproblem in der Elektronenblitzmikrofotografie ist ja die Beobachtung der Untersuchungsobjekte in den Blitzpausen.

Aber auch in der normalen Mikrofotografie lassen sich diese Lampen — mit Einschränkung — ausgezeichnet verwenden. So z. B. als Lichtquellen für Auflicht-Dunkelfeld bei schwachen Vergrößerungen. Hierzu genügt es, eine oder mehrere Lampen neben dem Objektivtisch aufzustellen und sie so auszurichten, daß das schon erwähnte homogene Lichtquellenbild im Objekt erzeugt wird, das heißt, man bringt den kleinsten und hellsten Lichtfleck der Lampe ins Objekt. Dabei ist aber zu bedenken, daß an dieser Stelle eine ungewöhnliche Hitze entsteht.

Interessant ist die Anwendung der Lampe in Verbindung mit dem Beleuchtungssystem nach KÖHLER im Durchlicht-Hellfeld, Phasenkontrast und Dunkelfeld. Es lassen sich ungemein helle und raumsparende Anordnungen treffen und man spart die Kollektortlinse. Dabei wird die Lampe etwa in Höhe des entfernten Beleuchtungsspiegels so befestigt, daß der erwähnte helle Lichtfleck (das Bild des Leuchtfadens) in der Kondensor-Iris entsteht. Dicht über die Lampe kommt noch eine Irisblende als Kollektortblende, die mittels Höhenverstellung des Mikroskopkondensors im Präparat abgebildet werden kann. Wegen der ungewöhnlichen Hitze bei sehr kurzen Entfernungen kann man das aber nicht mit jedem Kondensor und mit jeder Irisblende

machen oder man muß für Kühlvorrichtungen sorgen, damit keine wertvollen Teile unbrauchbar werden. Auch können natürlich keine höheren Vergrößerungen angewandt werden, da das Bild der Lichtquelle nur einen Teil der Kondensoriris bedeckt.

Die Schmalfilmlampe als Pilotlicht in der Elektronenblitzmikrofotografie

1. Durchlichtmikrofotografie
Hierbei ist — wie eingangs schon erwähnt — die Schmalfilmlampe als Pilotlicht ausgezeichnet zu verwenden. Es genügt meistens, sie mit Unterspannung (4–6 V) zu betreiben. Blitzrohr und Pilotlampe lassen sich in einem vergrößerten Mikroskopunterteil leicht unterbringen (Abb. 2).

Die Einrichtung wurde grundsätzlich bereits beschrieben. Abbildung 3 zeigt etwa den Strahlengang (1, 2, 3).

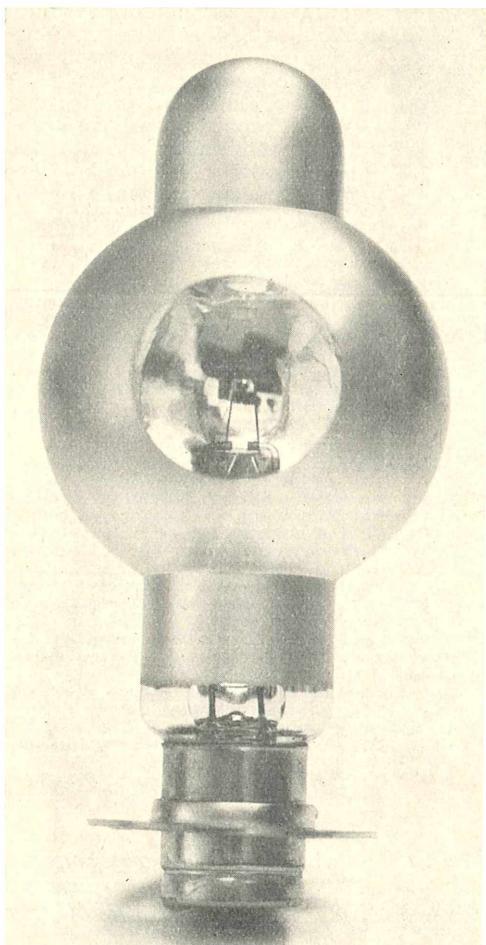


Abb. 1: Die neue verspiegelte Niedervoltlampe

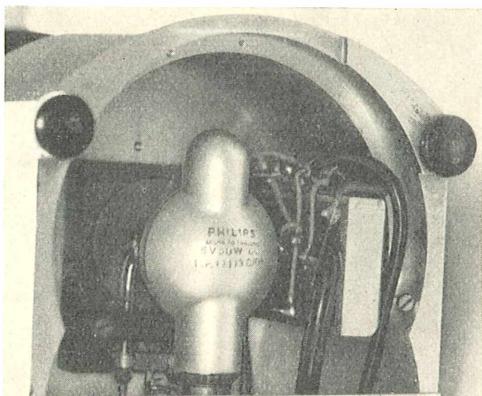


Abb. 2: Montage von Blitzrohr und Pilotlampe in einem Mikroskopunterteil

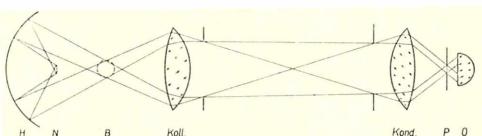


Abb. 3: Schema der Beleuchtungsanordnung. Der Hohlspiegel H entwirft ein vergrößertes Bild der Niedervoltlampe im Blitzrohrteil E. Der Kollektor Koll entwirft ein vergrößertes Bild des Blitzrohres und des Leuchtfadens in der Aperturblende des Kondensors Kond. P = Präparat; O = Objektiv

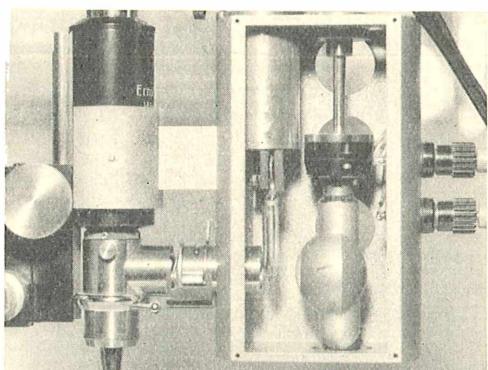


Abb. 4: Einrichtung zur Elektronenblitzauflichtmikrofotografie. Man erkennt das Blitzrohr, das durch den Auflichtkondensator der Ultropakeinrichtung im Präparat abgebildet wird, dahinter die verspiegelte Schmalfilmlampe, die ein Bild ihres Glühfadens im Blitzrohr erzeugt.

Bei unseren Schmalfilmlampen ist natürlich der Hohlspiegel überflüssig und die Lampe wird einfach so unter dem (zentrierten) Blitzrohr angeordnet, daß der helle Lichtfleck im Blitzrohr liegt. Als Kollektor ist der normale Kondensor des Kosmos-Mikroskops Humboldt zu empfehlen. Das Blitzrohr liegt fast unmittelbar am Kollektor an, von diesem nur durch

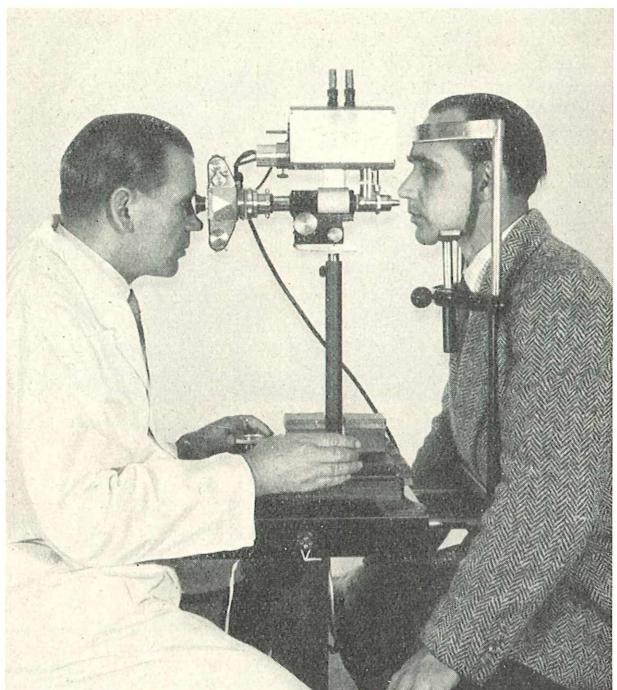


Abb. 5: Anwendung der Auflichteinrichtung als Hautmikroskop

eine hitzebeständige Streuscheibe getrennt (Streuscheibe zur Hochleistungsmikroskopierlampe von Carl Zeiss). Es sei an dieser Stelle nochmals dringend geraten, wegen Lebensgefahr die Anschlüsse und Montagen des Blitzrohres vom Fachmann machen zu lassen.

2. Auflichtmikrofotografie

Hierzu haben wir die Ultropakeinrichtung von Leitz mit dem einfachen Blitzrohr des Braun Hobby und mit der Schmalfilmlampe als Pilotlichtquelle kombiniert (Abb. 4).

Die Anordnung eines einfachen Blitzrohres unmittelbar am Kondensor der Ultropakeinrichtung hatte bereits WANGORSCH vorgeschlagen (4). Die von uns zusammengestellte Einrichtung erzeugt ein sehr helles Beobachtungsbild, es gelingen gute Auflicht-Dunkelfeldaufnahmen sogar bei Anwendung von Farbfilm (schwache bis mittlere Vergrößerungen mit Kodachrom Film oder Agfacolor Negativfilm 14/10, höhere Abbildungsmaßstäbe mit Agfacolor Umkehrfilm). Abbildung 5 zeigt unsere Einrichtung im Gebrauch als Hautmikroskop.

Die Polarisationseinrichtung am Ultropak ist nur sehr kurzzeitig einsetzbar, da sich der Polarisator unzulässig erwärmt, wenn er nicht aus dem Strahlengang ausgeklappt ist.

Literatur

1. BODE, F.: Mikrokosmos '47, 125. (1957)
2. BODE, F., u. W. HASSELBACH: Zeiss-Mitteilungen 1, 221 (1958)
3. BODE, F.: Mikrophotographie für Jedermann, Franckh, Stuttgart, 1958
4. WANGORSCH, G., zitiert in: Der Elektronenblitz in Wissenschaft und Technik, Knapp-Verlag, Düsseldorf 1954

Kleine Mitteilungen

Kultur am hängenden Deckglas. Ein neues einfaches Verfahren zur Lebendbeobachtung und Mikrophotographie nach H. Bucherer.

Ein Hohlschliff-Objektträger wird mit einem Paraffin- bzw. Vaselineing versehen und ein Tropfen steriles Wasser in die Vertiefung gebracht. Etwas Flüssigkeitzkultur oder 1 Tropfen eben erstarrenden Festnährbodens setzt man auf ein Deckglas und bedeckt mit einem sterilen Deckglassplitter. Nach vorsichtigem Umkehren des Deckglases wird dieses auf die feuchte Mikrokammer aufgesetzt. Nun kann die Entwicklung der Mikroben längere Zeit beobachtet werden (Abb.).

Der Vorteil der Methode besteht darin, daß die Mikroorganismen, wie BUCHERER an verschiedenen Sprosspilzen erprobte, gezwungen werden, genau in einer Ebene weiterzuwachsen. Dadurch können Teilung, Sprossung, Sporenbildung und evtl. Myzelwachstum bequem fortlaufend verfolgt werden. Besonders gut eignet sich das Verfahren zur Phasenkontrastmikroskopie, denn hier sind — im Gegensatz zum altbekannten hängenden Tropfen — die optischen Voraussetzungen für diese wesentliche Verbesserung der Vitalbeobachtung gegeben. Die neue Methode vermeidet auch weitgehend Druck-

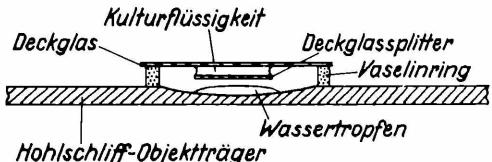
schädigungen empfindlicher Zellen bei Immersionsanwendung.

An Hand von 8 eindrucksvollen Mikroaufnahmen bei starker Vergrößerung sind Kulturen von *Candida* und *Willia*-Arten im hängenden Tropfen und am hängenden Deckglas wiedergegeben. Während sich die geringe Tieffenschärfe des Immersionsobjektives hoher Apertur (1,32) im ersten Fall störend auswirkt, erfreuen die Mikrophotos nach dem neuen Verfahren durch besondere Schärfe.

Möge diese einfache zu handhabende Methode den Freunden der Mikrophotographie willkommen Anregung sein!

BUCHERER und MOOSER: Z. wiss. Mikr. 64, 13–17, 1958.

Prof. Dr. Franz Bukatsch, München



Hides, skins and leather under the microscope. The British Leather Manufacturers' Research Association, Milton Park, Egham, Surrey. 368 S. 997 Abb. Preis £ 8.10.

Umfangreiche Erfahrungen und solide Kenntnisse der Hautstrukturen braucht der Mikroskopiker, der Leder und Häute mikroskopisch begutachten will: wenige Gebiete der angewandten Mikroskopie bieten noch größere technische Schwierigkeiten, wenige aber auch sind „dankbarer“; denn nur im mikroskopischen Schnitt lassen sich Qualität und Fehler von Haut- und Lederproben sicher beurteilen. Zudem kann der Mikroskopiker die einzelnen Phasen des Herstellungsprozesses wie Konservieren, Einweichen, Enthaaren, Gerben überwachen und feststellen, auf welche Ursachen Schäden im Leder zurückzuführen sind.

Über 30 000 Mikrophotographien von Schnitten durch Häute und Leder in allen Stadien der Verarbeitung ruhen im Archiv der British Leather Manufacturer's Research Association. Daraus wurden im vorliegenden Buch fast 1000 der besten ausgewählt und in hervorragender Technik reproduziert; so ist ein mikrophotographischer Atlas entstanden, der an Vollständigkeit und Qualität wohl einmalig ist.

Eine Einführung behandelt die mikroskopische Technik der Lederuntersuchung und die Strukturengentümlichkeiten, nach der Qualität und Fehler beurteilt werden. Die folgenden Kapitel beschreiben verschiedene Phasen der Herstellung. Jedem Kapitel ist ein kurzer erläuternder Text vorangestellt; alle Einzelheiten werden dann an Hand von Mikrophotographien mit ausführlichen Bildunterschriften dargelegt.

Ein besonderes Kapitel beschreibt Fehler und Schäden — wiederum mit Hilfe eindrucksvoller Abbildungen. Hier werden nicht nur die durch ungeeignete Behandlung der Häute verursachten Defekte abgehandelt, sondern vor allem auch Zerstörungen und Qualitätsminderungen, die durch Parasiten und Krankheiten während des Lebens der Tiere eingetreten sind.

Schließlich folgen noch Beispiele fertig gearbeiteter Leder, die vom Kalbsleder bis zum Wal- und Haifischleder reichen. Überhaupt überrascht das Buch durch die vielen, ganz verschiedenen Lederarten, die es abbildet und beschreibt — verschiedenartig sowohl im Hinblick auf die Herstellung und den Verwendungszweck als auch bezüglich der Herkunft von allen in Frage kommenden Tierarten.

Eine Erklärung der Fachausdrücke beschließt den Band. Die vorzügliche Ausstattung des Buches entspricht dem wertvollen Inhalt. Wir können das Werk jedem empfehlen, der sich mit der angewandten Mikroskopie beschäftigt; unentbehrlich ist es für den Mikroskopiker, der beruflich Lederuntersuchungen ausführt.

Dr. D. Krauter

Hans Henning Heunert: Praxis der Mikrophotographie. Springer Verlag Berlin, Göttingen, Heidelberg (1959), 96 Seiten, DM 19,80

In hervorragender drucktechnischer Aufmachung mit vielen guten Bildern erschien dieses Buch des bekannten Mikrofotografen und Mikrokinematografen in zweiter Auflage. Mit einem Minimum an Theorie versucht der Ver-

fasser mit Erfolg durch vorwiegend praktische Erläuterungen eine Einführung in das Gebiet der Mikrofotografie zu geben. Damit wird das Buch besonders für diejenigen wertvoll, die gute Aufnahmen machen wollen, ohne sich allzusehr zu „belasten“. Allerdings muß der Leser im Besitz moderner und wertvoller Geräte sein, deren sinnvolle Zusammenstellung deutlich wird. Darin mag eine Gefahr liegen, nämlich daß der Amateur mit geringen Mitteln entmutigt wird, wenn er nur teure Geräte sieht oder z. B. liest, daß seine Achromate „keinesfalls“ für Farbaufnahmen zu gebrauchen seien. Hier sollte festgestellt werden, daß auch Achromate (in der Praxis!) gute Farbaufnahmen liefern, wenn nicht, was verhältnismäßig selten ist, exakte Farbtrennungen erforderlich sind. Im Gegensatz zu solch strengen Ansichten finden sich dann leider im Text einige Fehler und Ungenauigkeiten, die geeignet sind, den Anfänger irrezuführen. So werden z. B. möglichst „punktähnliche“ Lichtquellen empfohlen, die leider besonders ungeeignet sind (siehe F. K. MÖLLRING, Zeiss Werkzeitschrift 4, 66, 1956). Das Bild der Lichtquelle wird (fälschlich) durch den Kondensor in die Objekt ebene weiterprojiziert. Lichtstärke wird in „Watt“ ausgedrückt. Der Elektronenblitzmikrofotografie wird eine exakte Lichtmessung abgesprochen (siehe dagegen K. MICHEL, Photogr. u. Forsch. 5, 3, 1953). Der Kondensor wird zum schlichten Sammler von Lichtstrahlen degradiert, woraus sich für den Laien verhängnisvolle Ansichten entwickeln können (siehe auch hier MÖLLRING).

Sehr zu empfehlen sind dann wieder die detaillierten Vorschriften für besondere Beleuchtungsanordnungen (Dunkelfeld, Phasenkontrast und sogar Fluoreszenz). Praktisch ist die Darstellung der Negativ- und Positivverfahren, die keine Vorkenntnisse erfordert. Den Abschluß des Buches bildet ein sehr empfehlenswertes Kapitel mit gesammelten Ratschlägen aus der Praxis.

Dr. F. Bode

Naturwissenschaft und Theologie, Heft 2: Vorträge, gehalten anlässlich der ersten Arbeitstagung des Institutes der Görresgesellschaft für die Begegnung von Naturwissenschaft und Theologie. Max Hueber Verlag, München, 1959, 172 Seiten, kart. 9.80 DM.

Die wissenschaftlichen Gespräche im Rahmen des Institutes der Görresgesellschaft sollen eine vertiefte Einsicht in das Verhältnis von naturwissenschaftlicher Welterkenntnis und christlicher Glaubenslehre erarbeiten.

Das Hauptthema der ersten Arbeitstagung war die biologische Evolution. Es wurden folgende Vorträge gehalten:

PEITZMEIER: Der Speciesbegriff in der Biologie — HEUTS: Kausalität und Mikro-Evolution — KALIN: Der kausale Deutungsversuch in der Makro-Evolution — KÄLIN: Über die Methoden der stammesgeschichtlichen Forschung — ALCOBE: Das Verhältnis von Ontogenese und Phylogenetese — BERGOUNIOUX: De la Finalité en Paléontologie — DOLCH: Über die Einwirkung philosophischer Gedankengänge bei der Formung der naturwissenschaftlichen Entwicklungstheorie — LUYTEN: Zum Evolutionsproblem in philosophischer Sicht.

KOSMOS

FORSCHUNGSMIKROSKOP

Modell E

Vergrößerungen
von 25—2500x

Das Präzisionsinstrument für histolo-
gische und bakteriologische Arbeiten

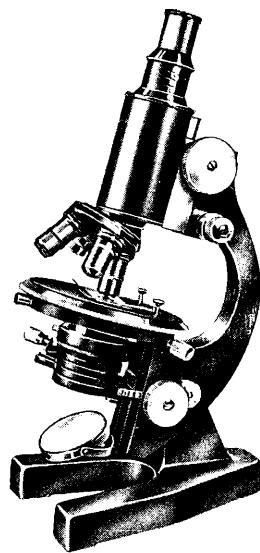
Ausziehbarer Tubus, 50 mm Ø, Grob- und Feineinstellung mit Sicherheitstrieb. Dreh- und zentrierbarer Objektivtisch.

Vier achromatische Objektive: 5:1, 10:1, 50:1, 100:1 (Olimmersion); drei Huygens - Okulare: 5x, 8x, 12x, und ein Periplan-Okular 25x; Revolver für vier Objektive. Großer Abbescher Beleuchtungsapparat.

Preis DM 596.-
für Mikrokosmos-
Mitglieder DM 586.-

Zahlreiche Zusatzgeräte

Prospekt L 313 kostenlos

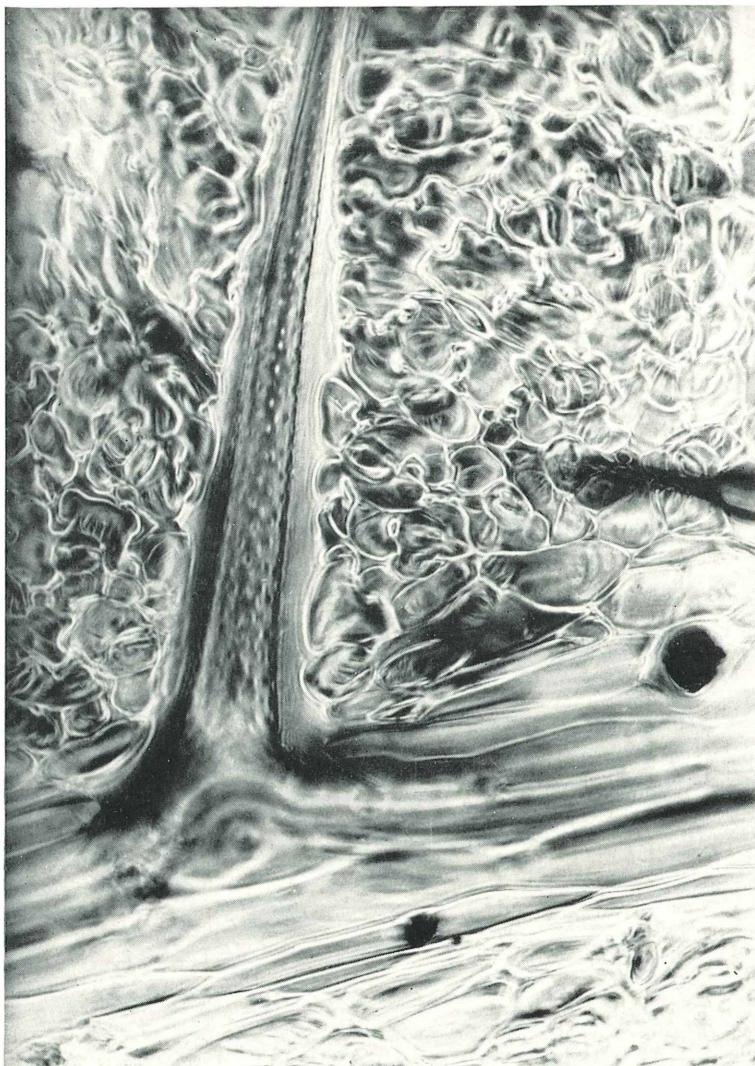


K O S M O S - L E H R M I T T E L

S T U T T G A R T O

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart,
der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft
Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft
Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

Naumann, H.: Kleintierleben auf der Wasseroberfläche	289
Bartsch, A.: „Gelbsucht“ und Leberverfettung bei Aquarienfischen	296
Schmidt, E.: Über die Kolloidnatur tierischer Pigmente. Beobachtungen an Schmetterlingschuppen	297
Mikroskopie in der Schule	
Schwengler, Dr. H. W.: Moose im Unterricht	305
Heilemann, Dr. W.: Versuche mit Pflanzenfarbstoffen	310
Zur Einführung in die Mikroskopie	
Deckart, M.: Abdrücke von Pflanzenteilen nach dem „ROX-Replica“-Verfahren	313
Winke fürs Labor	
Bukatsch, Prof. Dr. F.: Ein selbstgebautes Polarisationsmikroskop und seine Anwendung	316
Kleine Mitteilungen	320
Bekanntmachungen	3. Umschlagseite
Bücherschau	3. Umschlagseite
Umschlagbild Brennessel, Blattunterseite, Ansatz eines kleinen Haars. Abdruck nach dem „ROX-Replica“-Verfahren. Phasenkontrastkondensor, Obj. Py 20x Vgr. 440x. (Zum Aufsatz: „Abdrücke von Pflanzenteilen nach dem „ROX-Replica“-Verfahren“ von M. Deckart auf Seite 313.)	

MIKROSKOPE

aller Art

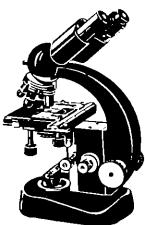
monokular und binokular

Stereomikroskope u. -Lupen

Auflicht, Durchlicht, Polarisat., Dunkelfeld, Mikrofotografie

Schlagschattenfreie Kaltlicht-Leuchtlupe

Bitte fordern Sie Preisleiste
Nr. 46 an



BECK KASSEL **CHR. BECK & SÖHNE KG.**
CBS FEINMECHANIK UND OPTIK
 KASSEL

Gegr. 1892

Überallhin erhalten Sie durch Postversand leihweise

5 namhafte Kulturzeitschriften

Kunst u. Heim, ATLANTIS, MERIAN, „DU“ (Schweiz) und Westermanns Monatshefte im Gesamtwert von rd. 19 DM

schon ab 1,50 DM monatlich!

Ausführliche kostenlose Beschreibung bitte anfordern von
Chr. Ehrenwert, Münster/W., Grüne Gasse 48 c.

Mikroskope

für Schulen, Institute, Forscher, Wissenschaftler und Studierende. Hochwertige Markenqualität, vollkommene technische Funktion und erstklassige Präzisions-Optik. 1 Jahr Garantie. Ab 88,- DM, bar 3% oder Teilzahlung. Prospekte unverbindlich. Schreiben Sie an: Opt. Inst. G. K. E. Schröder Hausfach A 30, Hamburg 36, Dammvorstr. 22



Neue KOSMOS-Präparate-Reihen

Reihe 107 Textilfasern und Gewebe,
25 Präparate

Reihe 108 Mikroskopische Studien am Landzettelfisch, 5 Präparate

Reihe 109 Wirbellose Tiere (ausschl. Insekten), 50 Präparate

Reihe 110 Seeigel-Entwicklung, 12 Präparate

Reihe 111 Leben im Wassertropfen, Teil I,
12 Präparate

Reihe 112 Nahrungs- und Genussmittel,
25 Präparate

Reihe 113 Heimische Nutzhölzer, 20 Präparate

Reihe 114 Papiersorten, 25 Präparate

Reihe 115 Blütenlose Pflanzen, Teil I,
25 Präparate

Fordern Sie bitte unser

Verzeichnis L 322 an

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG
Abt. KOSMOS-Lehrmittel STUTTGART O,
Pfizerstr. 5 – 7

Kleintierleben auf der Wasseroberfläche

Von Hans Naumann, Döbeln

Wenn wir einmal die freie Oberfläche eines stillen Weiwers oder Tümpels aufmerksam beobachten, dann zeigt sich uns dort ein überraschend reiches Kleintierleben. Zuerst fallen Scharen großer, schlanker und langbeiniger Insekten auf, die schnell und gewandt auf dem Wasserspiegel eiherschreiten, ohne daß die Tiere je einsinken, gerade, als ob das Wasser gefroren wäre. Es sind die meist als „Wasserschneider“ oder „Schlittschuhläufer“ bezeichneten verschiedenartigen Wasserläufer, die zu den Wanzenartigen (*Rhynchota, Heteroptera*) gestellt werden. Wenn wir Glück haben, entdecken wir auch einmal die große und dunkle, an den Seiten hellgerandete Listspinne (*Dolomedes fimbriatus*), eine unserer größten Spinnen, die ebenso geschickt und „unbeschwert“ übers Wasser läuft und zuweilen auch springt und hierbei ebenso wenig einsinkt, wie die etwas kleineren und häufigeren Wasserjäger (*Pirata*) aus der Familie der Wolfsspinnen (*Lycosidae*). Hier und da sehen wir in Ufernähe in rascher Folge kleine Ringe auf dem Wasser entstehen, verschwinden und immer wieder neu erscheinen, als wenn feiner Sprühregen niederginge. Sehen wir genauer zu, entpuppen sich aber als Urheber dieser Ringe winzige hüpfende Insekten, die sich bisweilen in ungeheuren Scharen hier tummeln. Es sind Spring schwänze (*Collembola*), Vertreter der flügellosen Urinsekten (*Apterygota*). Weiter weg vom

Ufer aber, oft mitten unter den Wasserräufern, zeigen sich kleine metallisch blitzende Lichtpunkte, die dort einzeln oder in Rudeln vereinigt wie aufgezogene mechanische Spielzeuge unermüdlich herumkreiseln, kaum, daß man mit dem Auge einen einzelnen verfolgen kann. Das sind

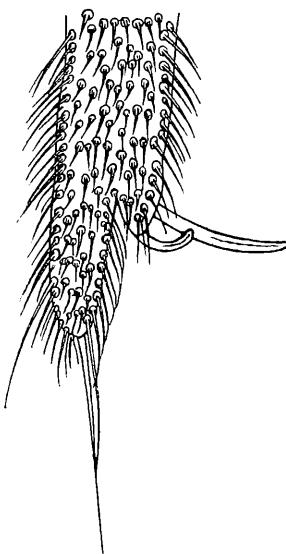


Abb. 2: Letztes Fußglied des Mittelbeins von *Gerris lacustris* L. Man sieht die vor dem Ende des Gliedes inserierten Klauen. In Anlehnung an G. WILKE

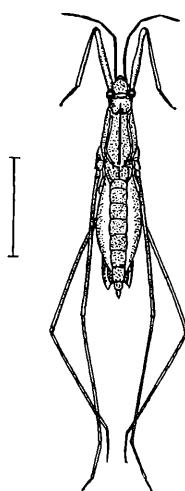


Abb. 1: Weibchen des Wasserläufers (*Gerris Hygrotrechus najas* De Geer). Man sieht die mit Eiern prall gefüllten und seitlich aufgetriebenen Hinterleib. In Anlehnung an v. MITIS

Taumel- oder Kreiselkäfer (*Gyrinidae*). Auch die Oberfläche fließenden Wassers zeigt Kleintierleben, wenn auch nicht in der Dichte wie auf ruhigem Wasser.

Alle diese Tiere sind aber nicht etwa zufällig aufs Wasser geraten, auch nicht unfreiwillig vom Winde dorthin verweht worden. Sie sind vielmehr hier sozusagen „bodenständig“, denn die Wasseroberfläche bildet ihren natürlichen Lebensraum (Biotopt), und je nach den Charakteren ihres Lebensraumes (Stillwasser, fließendes oder schnellfließendes Wasser) haben diese Tiere zweckentsprechende Anpassungen morphologisch-anatomischer und auch biologischer Art erworben, die es ihnen erlauben, ihren bisweilen schwierigen Lebensraum auch aktiv zu beherrschen. Viele sind sogar so eng an ihren Biotop gebunden, daß sie auf dem Trockenen lebensunfähig sind. In Anlehnung an KARNY (1934) kann man mit ENGELHARDT (1951) „alle die Tiere, die auf

der Wasseroberfläche laufen, schwimmen oder springen“ zum Pleuston rechnen, denn „echte“ pleustonische Tiere, die auf der Wasseroberfläche treiben, gibt es im Süßwasser nicht“.

Wie ist aber ein Leben auf dem „trügerischen“ Wasserspiegel überhaupt möglich, und was befähigt alle diese Tiere, hier zu laufen und zu springen, ohne daß sie dabei einsinken und dann ertrinken müssen?

Bekanntlich wirken im Innern einer Wassermasse auf jedes Molekül die anziehenden Kräfte seiner Nachbarn, die sich aber gegenseitig aufheben, so daß jedes Molekül immer im Gleichgewicht bleibt.

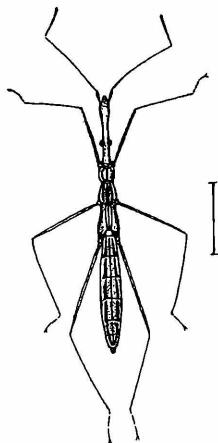


Abb. 3: Teichwasserläufer (*Hydrometra stagnorum* L.)

An der Grenze des Wassers mit der Luft, also an der Oberfläche, fehlen außen die anziehenden Kräfte der Nachbarmoleküle. Daher werden hier nur Kräfte von innen her tätig, und so entsteht in der obersten Wasserschicht eine verstärkte Kohäsion der Moleküle, die Oberflächenspannung. Sie wirkt wie eine äußerst dünne und elastische Gummimembran, wie eine Art Häutchen. Das Oberflächenhäutchen, wie man es auch nennt, hat immer das Bestreben, sich an einen benetzbareren Gegenstand anzulegen und ihn ins Wasser hineinzuziehen. Von einem unbenetzbareren dagegen weicht es zurück und schiebt ihn nach oben und hinaus, oder anders ausgedrückt, es setzt ihm beim Durchdringen einen Widerstand entgegen, selbst dann, wenn der Gegenstand spezifisch etwas schwerer als das Wasser ist.

Also dürfen Oberflächenbewohner erst einmal ein gewisses Gewicht nicht überschreiten, und dann müssen sie unbenetzbar sein. Diese Hauptmerkmale finden wir bei allen auf dem Wasserspiegel lebenden

Spinnen und Insekten durchgehend und mehr oder weniger vollendet ausgeprägt.

So erreichen Wasserläufer (*Gerridae*) ihre Unbenetzbarkeit durch eine dichte samartige Behaarung aller der Körperteile, die mit dem Wasser unmittelbar in Berührung kommen (Beine, Bauchseite). Der Haarfilz hält Luft fest und wirkt schon allein dadurch immer wasserabstoßend (hydrofuge Pubeszenz). Man braucht das Insekt nur einmal unterzutauchen, dann erkennt man die festgehaltene Luft an dem Silberglanz der Behaarung (Totalreflexion). Um aber die wasserabstoßende Wirkung des Haarflaumes noch zu verstärken, ist er an den Fußgliedern und an den Schienen mit einem fetthaltigen Sekret imprägniert, das an der Spitze des Schnabels austritt. Damit „speichern“ die Wasserläufer ihre Schienen und Fußglieder immer wieder ergebnisvoll und verwenden auf diese „Körperpflege“ sogar recht erhebliche Mühe (v. Mitis 1937), wie wir das auch im Aquarium jederzeit gut beobachten können. So können die auf dem Wasser ruhenden Fußglieder und Schienen die Oberflächenspannung nicht überwinden. Sie beulen das Häutchen rundum nur leicht ein. Auch das sieht man gut im Aquarium und besonders gut im Freien bei Sonnenschein und fla-

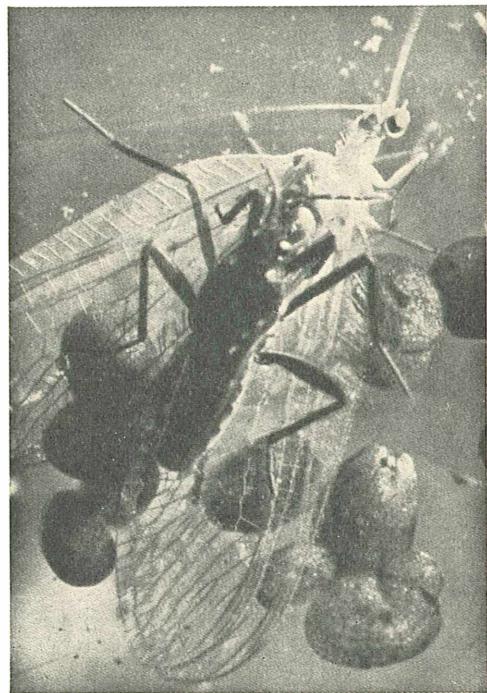


Abb. 4: Bachläufer (*Velia*) hat eine ins Wasser gewehte Florfliege überfallen. Aufn. A. LEON. Aus C. SCHMITT, Lebensgemeinschaften, Leipzig O. J. (Quelle und Meyer, Heidelberg)

chem Wasser. Da erscheinen nämlich auf dem Grunde um den Schatten des Körpers herum sechs dunkle runde oder ovale Schattenflecken, die hell umrandet sind, weil die in die konkav gekrümmte Fläche der Delle einfallenden Sonnenstrahlen nach unten und außen gebrochen werden und sich dann an den Rändern der Schattenflecken zusammenballen.

Immer sieht man die Gerriden sich meist gesellig auf der freien pflanzenarmen Wasserfläche lebhaft tummeln und dort ihrer Beute nachstellen. Das erlauben ihnen einige ganz vorzügliche morphologisch-anatomische Anpassungen. So liegen die Hüften ihrer Mittel- und Hinterbeine nicht an der Unterseite der Brustregion, sondern sind weit an die Seiten heraufgerückt. So wird erreicht, daß die langen Beine flach seitlich ausgestreckt werden können, wodurch erst einmal das Gewicht des langen kahnförmigen Körpers auf eine große Fläche verteilt und

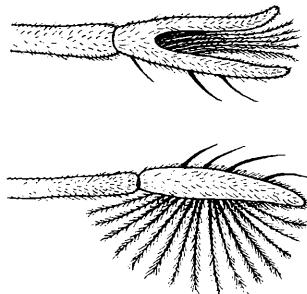


Abb. 5: Mittelbeinspitze von *Rhagovelia obesa*. Oben: Dorsalansicht; unten: von hinten gesehen. Fächer gespreizt. Nach HUNGERFORD

er auch noch auslegerartig gegen ein Umpippen geschützt wird. Weiter wird die Schwingungsebene der Beine durch die merkwürdige Lage der Hüften fast völlig in die Horizontalebene verlegt. Das ist für die Fortbewegung sehr wichtig. Der Körper ruht nämlich auf den nur leicht mit den Fußgliedern aufgesetzten Vorderbeinen und den langausgestreckten, mit Fußgliedern und meist auch Schienen aufliegenden Hinterbeinen, die die Steuerung bewirken. So können die ungewöhnlich langen Mittelbeine wie richtige Ruder gebraucht, im Gleichtakt durch die Luft nach vorn gezogen werden und das Insekt mit einem einzigen weitausgreifenden Ruderschlag mitunter bis zu einem Meter weit nach vorn schnellen. Möglicherweise haken hierbei die dolchähnlichen Klauen, die vor dem Ende des letzten Fußgliedes sitzen und senkrecht abstehen, in das Oberflächenhäutchen ein und erleichtern so das Abstoßen. Es ist ein richtiges Oberflächenrudern, wobei das Insekt ruckweise auf

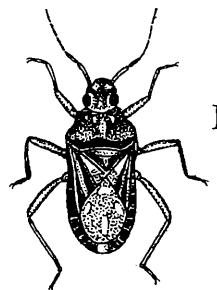


Abb. 6: Zwergwasserläufer (*Hebrus pusillus* Fall.)

dem Wasserspiegel gewissermaßen dahinrutscht. Oft sieht man die Tiere sogar hohe und lange Sprünge ausführen. Daß das Oberflächenhäutchen beim Wiederauftreffen nach dem Sprung hält, ist erstaunlich. Aber es ist ja elastisch und fängt wahrscheinlich mit dem ebenso elastischen Haarflaum an den Fußgliedern das Niederfallen federnd auf. Springen die Tiere jedoch von höherer Warte aufs Wasser, etwa von einer Uferpflanze, wo sie sich während der heißesten Tagesstunden gern aufhalten, dann kommt es freilich vor, daß sie das Oberflächenhäutchen durchbrechen und nur mit Schwierigkeiten aus dem Wasser wieder herauskommen. Gleichwohl sind die Gerriden unter allen Wasserläufern schlechthin als die Beherrscher der freien Wasserfläche charakterisiert. Es sind die am höchsten spezialisierten Wasserläufer.

Nicht so vollkommene Anpassungsgrade an die freie Wasserfläche haben die nadel-schlanken kleineren Teichläufer (*Hydrometridae*) erworben. Das zeigt schon der auffallend dünne Körper mit dem stark verlängerten Kopf- und Bruststück und ihr hochbeiniges Laufen. Zwar finden wir auch bei ihnen die Hüften an die Seiten heraufgerückt, aber die Beine sind ungewöhnlich dünn und etwas anders gebaut. Immerhin sind auch hier die Fußglieder behaart und eingefettet, und die Einfettung wird ebenso sorgfältig und oft erneuert wie bei den Gerriden. Aber die Beine können wie bei den landlebenden Insekten nur abwechselnd bewegt werden, eine Gangart, die die zarten Geschöpfe auf

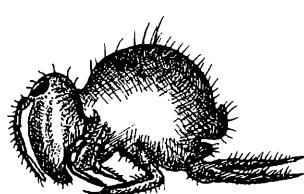


Abb. 7: Wasserspringbock (*Sminthurides violaceus*) mit ausgestreckter Sprunggabel. In Anlehnung an KRAUSBAUER

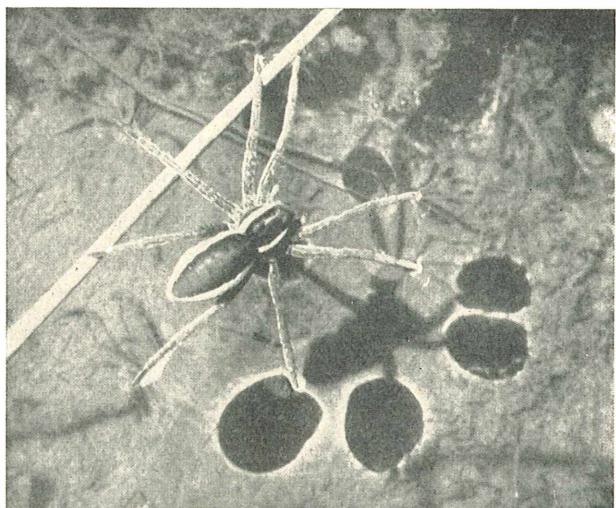


Abb. 8: Listspinne läuft übers Wasser. Aufn. A. LEON aus WIEHLE (s. Lit.Verz. Nr. 8)

dem glatten Oberflächenhäutchen mit seiner geringen Reibung freilich wenig fördert. Springen können die Teichläufer überhaupt nicht. Und so wagen sich die im allgemeinen sehr trügen Tiere auch nie auf die freie Wasserfläche hinaus und halten sich lieber in der Uferregion auf, wo sich dichte Schwimmplanzenteppiche und Detritus finden, und von wo sie öfter und mühelos zum Ausruhen aufs Trockene gehen können.

Wesentlich vollkommener wieder, aber andersartig, sind die Bach- oder Stoffwasserläufer (*Veliidae*) an das Leben auf der Oberfläche angepaßt. Wie schon ihr Name sagt, halten sich diese Kerlchen vorwiegend auf fließendem Wasser auf. Hier treffen wir sie meist am Rande ruhigerer Uferbuchteln oder hinter größeren Steinen an, wo die Strömung nicht allzu stark ist. Es sind kleine (7–8 mm) Tiere von gedrungenem Körperbau und mit kurzen, aber kräftigen Beinen, denn die Überwindung des Strömungswiderstandes erfordert ja auch vermehrte Kraftleistung. Beim Laufen werden alle Beine wie bei den Teichläufern abwechselnd bewegt. Die letzten Fußglieder sind gespalten, und im Grunde der dichtbehaarten Spalte sitzen die einschlagbaren Klauen. So können sie beim Laufen in das Oberflächenhäutchen einhaken und diesen strömungsorientierten (rheotaktischen) Insekten ein erstaunlich schnelles und behendes Laufen stromaufwärts ermöglichen, sofern die Wassergeschwindigkeit 0,25 m/sec nicht übersteigt. Kleine Wasserfälle und Strudel überwinden dann die Kerlchen, wie ENGELHARDT (1951) wiederholt beobachtet hat, auf dem Land-

wege. Interessant ist, daß einige nord- und mittelamerikanische Bachläufer der Gattung *Rhagovelia* noch besser mit dem Leben auf bewegtem Wasser fertig werden und sich solche zeitraubenden Umwege ersparen können. Sie haben nämlich derart vollkommene Anpassungsgrade erworben, die es ihnen erlauben, nicht nur reißender Strömung zu trotzen, sondern ihr auch noch entgegen zu laufen. So ist bei diesen Tieren (*Rh. obesa*) das letzte Fußglied des Mittelbeines zangenartig tief eingeschnitten. Die Klaue sitzen im Grunde der Zange, und dann stehen hier noch gegen 20 lange gefiederte Borsten. Sie liegen in der Ruhelage zusammengefaltet zwischen den langen Backen der Zange, breiten sich aber beim Laufen und Berühren mit dem Wasser wahrscheinlich ohne Muskelwirkung

rein mechanisch wie ein Fächer unter dem Wasser aus, während der Fuß selbst auf dem Oberflächenhäutchen liegt. So sind diese Tiere imstande, selbst auf Stromschnellen rasch voranzukommen und dazu auch noch unter Wasser vorzüglich zu schwimmen.

Die wenigen bei uns heimischen Arten der übrigen Wasserläufer, nämlich der Hüftwasserläufer (*Mesovelidiidae*) und der Zwergwasserläufer (*Hebridae*) sind durchweg kleine (3 mm) bis winzige (1,5–2 mm) Tiere. Sie zeigen zwar ganz ähnliche Anpassungen an das Leben auf dem Wasserspiegel wie die vorhin genannten Arten, wagen sich aber bis auf wenige Ausnahmen (*Hebrus pusillus* Fall.) dennoch nur selten auf die freie Wasserfläche hinaus, führen vielmehr ein heimliches Leben auf dem Schwimmplanzenteppich der Uferregion, wie die Teichläufer. Der

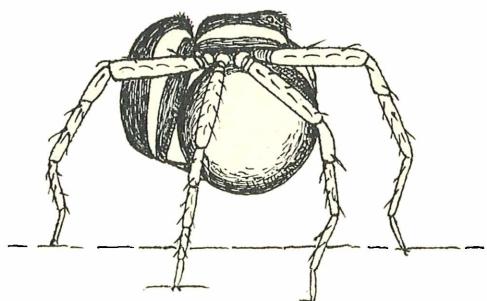


Abb. 9: Weibchen der Listspinne mit Eierkokon (nur die Beine der rechten Seite sind gezeichnet). Nach H. WIEHLE umgezeichnet

kleine *Hebrus ruficeps* Thoms. ist sogar mehr an Torfmoos als ans Wasser gebunden. Bemerkenswert ist, daß sich die Zwergwasserläufer im Gegensatz zu allen übrigen Wasserläufern von Pflanzensaften nähren.

Ein merkwürdiges Völkchen auf der Wasseroberfläche bilden die vielerlei immer in großen Gesellschaften dicht beisammen lebenden **Springschwänze**, auch „Wasserflöhe“ genannt, aus den Familien der *Poduridae*, der *Entomobryidae* und der *Sminthuridae*. Unser häufigster Springschwanz (*Podura aquatica* L.) wurde von A. BARTSCH bereits im Mikrokosmos (47. 105. 1958) beschrieben. Alle Springschwänze sind winzige Insekten mit walzenförmigem (*Poduridae*, *Entomobryidae*) oder annähernd kugeligem Körper (*Sminthuridae*) und erreichen im Durchschnitt 3 mm Länge. Manche Springböcke (*Sminthurides*) werden kaum 0,5 mm lang. Allen aber ist die Sprunggabel (Furca) gemeinsam und hat ihnen ja auch ihren Namen eingebracht. Dieses merkwürdige, dem vierten Segment ansetzende Gebilde wird in der Ruhelage immer unter dem Körper nach vorn eingeschlagen gehalten. Die Enden (Mucrones) dieser Gabel sind bei den auf dem Wasser lebenden Arten plattenartig verbreitert und ermöglichen beim Hüpfen, von den Beinen unterstützt, ein leichteres Abstoßen vom Oberflächenhäutchen und für ihre Größe immerhin recht beachtliche Sprünge in wechselnder Richtung.

Auch die große **Umsäumte Listenspinne**, auch **Gerandete Jagdspinne** genannt (*Dolomedes fimbriatus* Clerck), hat

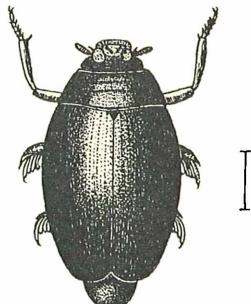


Abb. 10: Taumelkäfer (*Gyrinus natator* L.). Nach REITTER

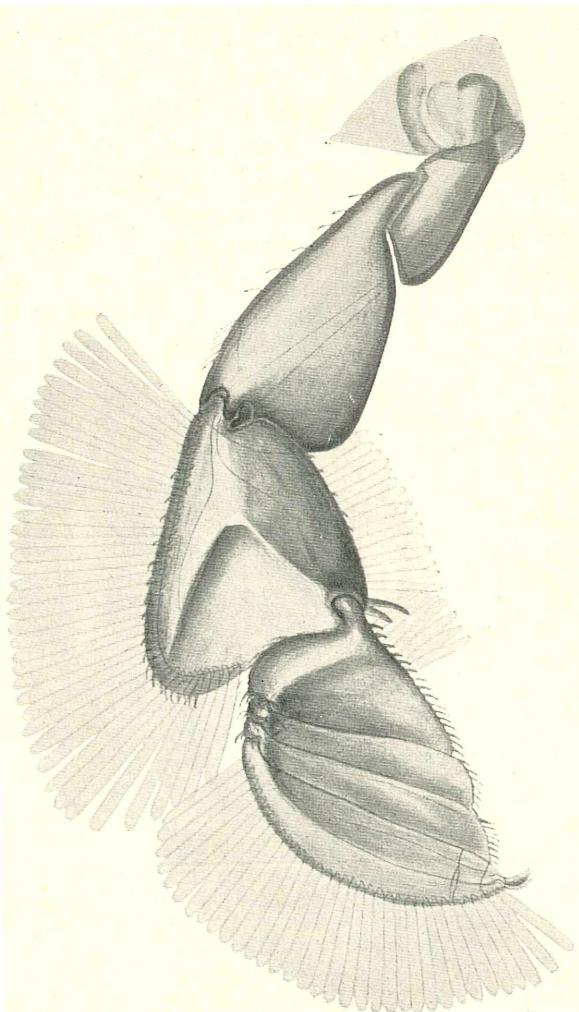


Abb. 11: Hinterbein von *Gyrinus natator substriatus* Steph. mit aufgerichteten Lamellenhaaren. Vergr. 1:35. Aufnahme R. BOTTE (s. Lit.Verz. Nr. 3)

solche Anpassungsgrade erworben, die es ihr erlauben, recht geschickt auf der Oberfläche umher zu laufen. So trägt ihr ganzer Körper ein dichtes Haarkleid. Die Füße jedoch sind nur auf der Rückseite mit Haaren besetzt, die aber an den Seiten überstehen und damit die Sohlenfläche ganz erheblich vergrößern. Das ist biologisch sehr wichtig, denn einmal ist bei ihr der Haarpelz nicht eingefettet, und dann ist ja die große Spinne auch bedeutend schwerer als beispielsweise ein Wasserläufer. Ja, das Weibchen trägt sogar seinen Eierkokon, den es mit den Cheliceren (Kiefern) und einem angehefteten Faden unter dem Leib festhält, mit sich auf dem Wasser herum. Die starke Belastung durch die Spinne erkennt man deut-

lich an den sehr großen Einbeulungen des Oberflächenhäutchens und an den entsprechend großen ovalen Schattenflecken auf dem Grunde. Während die Gerriden ihre Mittelbeine zur Fortbewegung benutzen, gebraucht die Listspinne, die ja 8 Beine besitzt, ihr 2. und 3. Beinpaar als Ruder, genau so wie die Gerriden. Für gewöhnlich hält sie sich aber nicht dauernd auf dem freien Wasserspiegel auf, sondern lauert lieber auf Wasserlinsen, Schwimmblättern oder schwimmendem Detritus regungslos auf Beute, alle 8 Beine flach seitlich ausgestreckt. In dieser unübersichtlichen Umgebung verwischen die hellen Randstreifen das Bild ihres Körpers oft so, daß die Spinne bei flüchtiger Beobachtung übersehen wird (Somatolyse oder Körperauflösung). Hat sie eine Beute auf dem Wasser bemerkt (ertastet), dann stürzt sie mit ein paar gewaltigen Sätzen auf das Opfer hin, wobei sie mit ihrem Doppelruder eine Geschwindigkeit von 8–10 cm/sec erreichen kann. Biologisch interessant ist, daß die Listspinne bei Gefahr an einem Pflanzenstengel oder sonstigem Halt blitzschnell hinabkletternd ins Wasser hinein verschwindet, selbst dann, wenn sie ihren Eierkokon trägt. Dort kann sie dann, von einer silberglänzenden Luftsicht umgeben, bis zu 10 Minuten aushalten ohne zu ersticken.

Häufiger als die Listspinne sehen wir die kleineren Wasserjäger (*Pirata*) aus der Familie der Wolfsspinnen (*Lycosidae*) auf dem Wasser herumlaufen und Jagd auf ins Wasser gefallenes Kleingetier machen. Ihre Anpassungen ähneln denen der Listspinne (dicht behaart und unbenetzbar Beine), und auch sie beherrschen die Wasseroberfläche durchaus, nur tauchen sie bei Gefahr bis auf *P. piscatorius* Clerck im allgemeinen nicht unter, entziehen sich vielmehr ihren Verfolgern durch eiligste Flucht.

Ganz anders wieder in Körperbau und Fortbewegungsart als die Wanzen und Spinnen haben sich die Taumelkäfer (*Gyrinidae*) dem Leben auf dem Wasserspiegel angeglichen, denn diese Oberflächenbewohner, die nur selten aufs Trockene gehen, laufen nicht, sondern schwim-

men auf dem Wasser, und zwar erstaunlich schnell. Dazu sind freilich andere sinnvolle und nicht minder hochinteressante Einrichtungen erforderlich, als wir sie bei den vorhin erwähnten Tieren kennengelernt haben. Hier mußte sich die Natur anders helfen, und so ist der Körper dieser Käfer, wie bei den untergetaucht lebenden Schwimmkäfern (*Dytiscidae*) länglich eiförmig gestaltet, oben stark gewölbt, unten aber abgeflacht. Er erscheint „wie aus einem Guß“ und nähert sich der Stromlinienform. Außerdem ist er durch einen Luftvorrat unter den Flügeldecken immer leichter als Wasser und auch noch unbenetzbar. Alle diese Eigenschaften machen die Käfer wie Flachboote hervorragend schwimmfähig und setzen hierbei den Reibungswiderstand gegenüber dem Wasser und auch der Luft erheblich herab. Das Oberflächenhäutchen wird durch den Körper so weit eingebucht, daß er wie in einer Art flacher Mulde liegt. Die Beine aber befinden sich im Wasser, wobei die normal gebauten Vorderbeine für gewöhnlich zusammengeklappt in einer Rinne an der Unterseite des Körpers liegen. Sie dienen dem Packen und Festhalten von Beutestücken und zum Anklammern unter Wasser. Die anderen Beinpaare dagegen, vorwiegend die Hinterbeine, bewirken allein die Fortbewegung und durch einseitige Ausschläge in Verbindung mit dem Hinterleibssende auch noch die Steuerung. Dazu haben sie eine sehr beachtliche Leistungsumwandlung erfahren. Sie sind nämlich auffallend verkürzt, dafür aber in ihren einzelnen Teilen stark verbreitert, weitgehend abgeplattet und wie Fächer einfaltbar. Lange blattähnliche und bewegliche Lamellenhaare sorgen beim Schlag für noch weitere Verbreiterung. Außerdem sind diese Beine, besonders die Hinterbeine als Hauptfortbewegungsorgane, sehr weit hinten eingelenkt. So können diese kurzen, aber äußerst stabilen Ruder, von kräftigen Muskelbündeln angetrieben, die Käfer wie mit Schaufeln in rasender Geschwindigkeit auf dem Wasser dahinstreiben, erlauben aber auch ein schnelles Schwimmen unter Wasser.

Die Taumelkäfer besitzen aber noch weitere zweckmäßige Einrichtungen für das Leben auf der Oberfläche. So verfügen sie über vier selbständige Komplexaugen, nicht über zwei geteilte Augen, wie man oft noch liest. Das obere (dorsale) Paar liegt beim Schwimmen über der Wasserlinie, das untere (ventrale) Paar, das übrigens lichtstärker als das dorsale ist, kommt immer unter die Wasserlinie zu liegen. Die Doppelauge dienen den Käfern vorwiegend zur Selbsterhaltung. Sie ermöglichen, drohende Gefahren aus der Luft oder aus dem

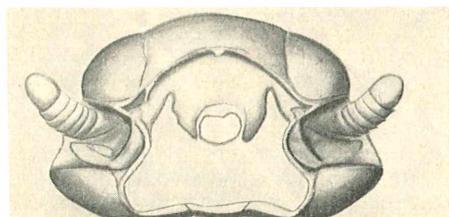


Abb. 12: Querschnitt durch den Kopf eines Taumelkäfers in der Gegend der Augen und Fühler (Celloidinschnitt). Vergr. etwa 60x. Aufn. R. BOTT (s. Lit.Verz. Nr. 8)

Wasser rechtzeitig und unabhängig voneinander wahrzunehmen.

Als weiteres sinnvolles Anpassungsmerkmal erscheint die Gelenkgrube (Fühlergrube), die die beiden Doppelauge von einander trennt. Hier sind nämlich die kurzen dicken Fühler so eingelenkt, daß sie mit dem Pedicellus oder Wendeglied (2. Glied) basal auf der Wasseroberfläche ruhen. Dazu ist der Pedicellus stark vergrößert und zu einer Art flacher Schale umgebildet. Diese liegt mit ihrer Unterseite auf dem Wasser und ist vorn und an den Seiten mit langen Haarborsten besetzt, die auch auf dem Wasser liegen. Die keulenförmige Antennengeißel dagegen ragt immer nach oben und vorn seitlich in die Luft. Der Pedicellus nun birgt ein hochempfindliches stiftführendes Sinnesorgan (Johnstonsches Organ), das hier im Gegensatz zu allen übrigen Käfern auf einer beachtlich hohen Ausbildungsstufe steht. Diese Befunde ließen EGGERS (1926, 1927) vermuten, daß die so merkwürdig gebauten Fühler der Taumelkäfer in erster Linie ihrer Orientierung auf der Oberfläche dienen. Tatsächlich sieht man die Käfer bei ihrem ziel- und planlosen Herumkurven auf dem Wasserspiegel nie an die Uferwand anstoßen. Auch im Aquarium rennen sie nie an die Glaswand an, während sie unter Wasser immer kräftig und laut hörbar anprallen. Demnach müssen die Käfer irgendwie in der Lage sein, sich auf dem Wasserspiegel so zu orientieren, daß sie Hindernissen rechtzeitig ausweichen können, und diese Fähigkeit kann annehmbar nur auf der Funktion des Johnstonschen Organs beruhen. Eingehende Untersuchungen von EGGERS und wenig später von BOTT (1927) haben es aber bis heute nur wahrscheinlich gemacht, daß das wohlentwickelte Orientierungsvermögen der Taumelkäfer beim Schwimmen auf dem Wasserspiegel sinnesphysiologischer Leistung der Fühler zuzuschreiben ist, in erster Linie dem Pedicellus mit dem gut ausgebildeten Johnstonschen Organ und vielleicht auch noch einem weiteren noch unbekannten Sinnesorgan im Pedicellus. Möglicherweise sind auch die Haarborsten am Rande des Pedicellus als Sinnesborsten anzusehen. Die Funktion aller dieser Organe besteht offenbar im wesentlichen darin, daß sie von

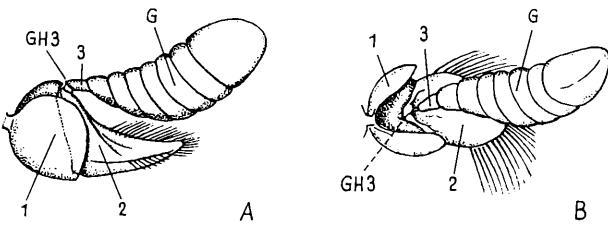


Abb. 13: Rechte Antenne von *Cyrius marinus* Gyll. A = schräg von hinten. B = von oben. 1, 2, 3 = 1., 2., 3. Antennenglied. Die hintere Wand des Pedicellus ist bei A durch eine punktierte Linie durch die Wand des 1. Gliedes hindurchschimmernd gezeichnet. G = Antennengeißel (Keule). GH3 = 3. antennale Gelenkhaut. Sie bietet die periphere Insertionsstelle für das Johnstonsche Sinnesorgan. Nach EGGERS (1926) vereinfacht

der Ufer-(Glas-)wand zurückkommende Schwimmwellen und vielleicht auch (die Pedicellusborsten) den Druckwiderstand der immer auf dem Wasserspiegel ruhenden Staubschicht an der Ufer-(Glas-)wand rezipieren können. Eine sichere Deutung steht also noch aus.

Mit vorstehendem kurzen Überblick sollte nur einmal in großen Zügen gezeigt werden, daß sich eine ganze Anzahl Kleintiere (Spinnen und Insekten) die sonst so „trügerische“ Wasseroberfläche zu ihrem hauptsächlichsten Lebensraum gewählt hat, und wie diese Tiere dazu von der Natur so ausgerüstet wurden, daß sie ihren mitunter recht schwierigen Lebensraum auch aktiv beherrschen und voll ausnutzen können.

L iter atur

1. EGGERS, Fr.: Die mutmaßliche Funktion des Johnstonschen Sinnesorgans bei *Gyrinus*. Zool. Anz. 68. 1926. S. 184–192.
2. EGGERS, Fr.: Nähere Mitteilungen über das Johnstonsche Sinnesorgan und über das Ausweichvermögen der Taumelkäfer. Zool. Anz. 71. 1927. S. 136–156.
3. BOTT, R.: Beiträge zur Kenntnis von *Gyrinus natator* substratius Steph. I. Lebensweise und Entwicklung. II. Der Schabapparat. Zeitschr. Morph. u. Ökol. d. Tiere. X. 1928. S. 207–306.
4. KARNY, H. H.: Biologie der Wasserinsekten. Wien 1934.
5. MITIS, H. v.: Ökologie und Larvenentwicklung der mitteleuropäischen *Gerris*-Arten (Heteroptera). Zool. Jahrb. Abt. Syst., Ökol. u. Geogr. d. Tiere. 69. 1937. S. 337–372.
6. WESENBERG-LUND, C.: Biologie der Süßwassertiere. Berlin u. Wien 1939.
7. WESENBERG-LUND, C.: Biologie der Süßwasserinsekten. Berlin u. Wien 1943.
8. WIEHLE, H.: Die umsäumte Listspinne (*Dolomedes fimbriatus*). Natur und Volk. 79. 1949. S. 313–318.
9. ENGELHARDT, W.: Faunistisch - ökologische Untersuchungen über Wasserinsekten an den südlichen Zuflüssen des Ammersees. Mitt. Münchener Ent. Ges. XLI. 1951. S. 1–135.

„Gelbsucht“ und Leberverfettung bei Aquarienfischen

Von Alex Bartsch, Berlin

Auch bei den Fischen werden überschüssige, mit der Nahrung aufgenommene Fette als Depotfett durch den Blutkreislauf der Leber zugeführt und hier gespeichert. Zum Teil werden sie hier auch verarbeitet und den Fetspeichergeweben des Körpers zugeleitet. Solche Fetspeicher sind im Fischorganismus entlang der Därme und in der Leibeshöhle zu finden; manche Fischart aber speichert Fette auch im übrigen Körperegewebe.

Sind die Fetspeichergewebe des Körpers gefüllt, tritt die Leber fettstapelnd ein.

Bei dieser Fettspeicherung entsteht ohne pathologische Zellschädigung eine Krankheit, deren Ursache in zu guter Nahrung bzw. im Fehlen der Ausgleichsfaktoren, „starke Bewegung bei der Nahrungssuche“ und „Hungerzeiten“, zu suchen ist.

Der Fettspeicherprozeß beginnt am Rande der Leber und schreitet nach innen zu vor. Dabei wird von den Speicherfetten das Lebergewebe verdrängt und außer Funktion gesetzt. Durch funktionell bedingte Stauungserscheinungen tritt nach außen hin oft eine Gelbfärbung auf, welche man

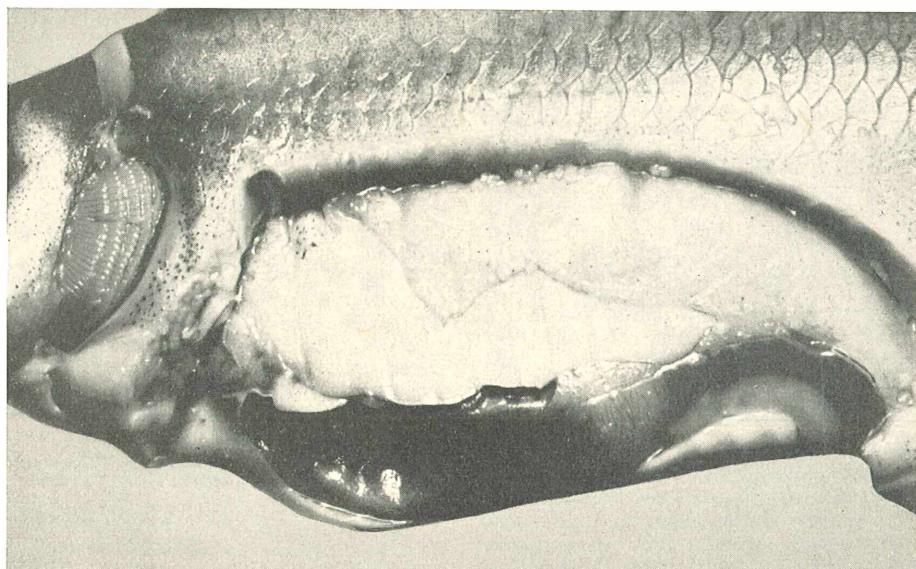


Abb. 1: An Leberverfettung eingegangene Güster (*Blicca björkna*) (Mast mit verschiedenen Kunstmittern). Die geöffnete Leibeshöhle zeigt die übermäßig geschwollene Leber mit dadurch entstandenen Eindrücken der Bauchgräten. Die Leber ist gelblich verfärbt. Originalgröße des Tieres = 5 cm Länge.
Aufnahme: Bartsch

Dabei fühlen sich die Fische zuerst gar nicht unwohl. Sie machen im Gegenteil oft einen gutgenährten Eindruck, und der Aquarienbesitzer führt sie als Beispiele einer guten Pflege gerne vor.

Es handelt sich bei diesen gespeicherten Feten ausschließlich um Neutralfette, welche bei Anwendung eines Polarisationsfilters unter dem Mikroskop im Gegensatz zu den anderen Lipoiden nicht aufleuchten.

Bei Störungen des Fettstoffwechsels kommt es zu krankhaften Fettanhäufungen im Organismus, welche wiederum Störungen aller Art hervorrufen können. Das aber trifft häufig bei überfütterten oder mit besonders eiweiß- und fettreicher Nahrung gefütterten Aquarienfischen zu.

„Gelbsucht“ nennt. Hierbei wandelt sich der silbrige Schimmer mancher Fischarten zu einem goldigen Glanz. Als Anzeichen der beginnenden und fortschreitenden Leberverfettung kann dies jedoch nur bei gleichzeitiger Leibesfülle gewertet werden, da auch langdauernder Nahrungsmangel zur „Gelbsucht“ führen kann.

Die verfettete Leber zeigt sich beim Öffnen der Leibeshöhle der von Leberverfettung betroffenen Fische gelblich gefärbt, u. U. übermäßig geschwollen. Zumeist trägt sie Eindrücke der Bauchgräten (Abb. 1).

Die Verfettung lässt die Leber weitgehend funktionsuntüchtig werden. Dadurch bedingt, können eine Reihe von Krankheits-

erregern im geschwächten Organismus eine günstige Basis zu weiteren Schädigungen finden. Besonders der Erreger der gefährlichen Bauchwassersucht, *Pseudomonas punctata* Zimmermann (f. *ascitae* Schäperclaus) kann auftreten. Eine „liebevolle“ Fütterung kann sich also äußerst schädlich auf den Bestand einer Aquarienbesetzung auswirken, zumal auch die Leberverfettung allein tödlich verlaufen kann.

Eine andere Art der Leberverfettung soll uns hier nicht interessieren. Bei ihr werden bereits geschädigte Leberzellen durch Fett ersetzt. Die normal rötlich-bräunlich gefärbte Leber zeigt nicht, wie bei der einfachen Leberverfettung, ein gelbliches Aussehen; vielmehr befinden sich in der gesund aussehenden Leber kleinere oder größere Flecke von gelber Farbe. Es sind dies die Fetteinlagerungen (degenerative Leberverfettung).

Zur Untersuchung der an einfacher Leberverfettung eingegangenen Fische sind folgende Arbeitsmethoden zu empfehlen:

Stücke der erkrankten Leber bzw. ganze Leberlappen von kleineren Fischen werden in MÜLLERScher Flüssigkeit fixiert (etwa vier Wochen) und dann in allmählich verstärktem Alkohol gehärtet. Die letzte Stufe soll mindestens eine Konzentration von 75 % haben. Von der zumeist sehr hart gewordenen Leber können mit dem Rasiermesser aus freier Hand Schnitte angefertigt werden. Diese werden mit HANSENSchem Hämatoxylin gefärbt. Anschließend wird in 90%igem Alkohol und weiterhin in 100%igem Alkohol jeweils 2—10 Min. ent-

wässert. Nach der Entwässerung werden die Schnitte in Xylol überführt. Bleiben die Schnitte trübe, so müssen sie nochmals in absoluten Alkohol überführt werden, da sie dann noch nicht restlos entwässert sind.

Aus dem Xylol werden die Schnitte auf Objekträger gebracht und mit einem Deckgläschen, an dessen Unterseite ein Caedaxtropfen hängt, abgedeckt. Bei erkrankten Lebern zeigen sich die Fettkügelchen der Leberverfettung als dunkle, rundliche Körper.

Für die Aquarienpraxis muß noch hinzugefügt werden, daß besonders die wertvollen Kunstfutter geeignet sind, Leberverfettungserscheinungen hervorzurufen. Ihr Nährstoffreichtum läßt sie also als Dauerrfutter ungeeignet erscheinen. Sie sollten vielmehr nur als Ergänzung zum Lebendfutter Verwendung finden bzw. futterknappe Zeiten überbrücken helfen. Aquarienpflege macht Arbeit, und vom einfachen Griff zum Trockenfutterschädelchen neben dem Aquarium muß der gewissenhafte Aquarianer auf jeden Fall abkommen, wenn er nicht zum Mörder seiner Pfleglinge werden will.

L iteratur

1. AULACHER, E.: Stoffwechsel und Fütterung bei Zierfischen. Aquarien und Terrarien — Jena 1957
2. BARTSCH, A.: „Akute Leberverfettung als Folge falscher Fütterung bei Aquarienfischen“ Aquarien und Terrarien — Jena 1959
3. SCHÄPERCLAUS, W.: „Fischkrankheiten“ Berlin 1954

Über die Kolloidnatur tierischer Pigmente

Beobachtungen an Schmetterlingsschuppen

Von Elvira Schmick, Iserlohn

Schmetterlingsschuppen sind 0,07—0,4 mm lange Chitinblättchen, die aus einer Oberseiten- und einer Unterseitenlamelle bestehen. Immer ist die Oberseitenlamelle, häufig auch die Unterseitenlamelle fein gestreift und wellblechartig gefaltet. Die beiden Chitinblättchen werden durch stäbchenartige Farbstoffträger, die Pfeiler oder Trabekeln, miteinander verbunden. In der Aufsicht auf die Schuppen verteilen sich die Farbstoffe oder Pigmente nach dem Netztypus, dem Lochreihentypus oder dem Leitterypus, d.h. zwischen den verstärkenden Chitinleisten, die im Abstand von durchschnittlich 2μ ($1 \mu = 1/1000$ mm) die Schuppen in der Längsrichtung durchziehen, sind die Farbstoffe netzartig, lochreihenartig oder leiterartig ausgebreitet. Die Dicke der Schuppen beträgt etwa 0,5—5 μ . Sie besitzen an ihrem unteren Ende ein Stielchen, durch welches sie in taschenähn-

lichen Auswüchsen, den Schuppenbälgen, auf dem Flügel befestigt sind. Die ausgebuchtete Basis zu beiden Seiten des Schuppenstiels heißt Sinus, die zipzelförmigen Fortsätze der entgegengesetzten Seite heißen Processus. Nachtalterschuppen haben keinen Sinus. Im allgemeinen nimmt die Schuppengröße und die Länge der Processus auf Flügelober- und -unterseite auf Vorder- und Hinterflügel vom Flügelansatz zum entgegengesetzten Rand hin ab, die Größe des Sinus nimmt zum Rand hin zu. Mit steigender Hervorbildung der Processus sinkt also die Größe des Sinus, mit steigender Hervorbildung der Sinus nimmt die Länge der Processus ab. Man kann unter den auf dem Flügel bandartig oder in Gruppen verteilten Schuppen größere und stark pigmentierte Deckschuppen von relativ breiteren und kürzeren, farblich matteren Tiefenschuppen unterscheiden. Nur

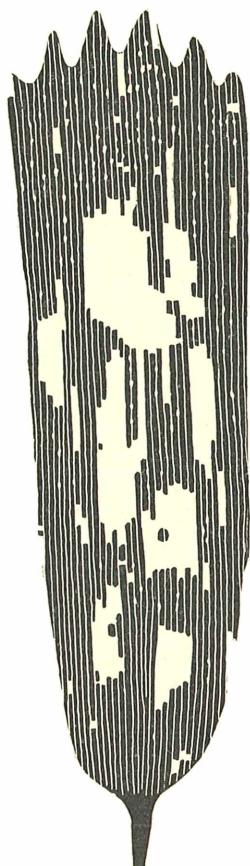


Abb. 1: *Ephesia kuhniella* Z. Schuppe 16 Tage nach der Verpuppung. Die größeren weißen Flecken sind im Präparat mit Sudan III ausgefärbiert.

genannt, aber nicht beschrieben sei hier der Typus der Schillerschuppen, deren Farben nicht durch Pigmente, sondern durch optisch wirksame Strukturen entstehen.

Einige Beobachtungen an Schmetterlingschuppen lassen gewisse Schlussfolgerungen über die tierische Pigmentbildung zu. Eine kurze, unvollständige Beschreibung der Flügelentwicklung bei Schmetterlingen läßt sich hierbei um des besseren Verständnisses willen nicht umgehen.

Ein junger Flügel in einer Schmetterlingspuppe ist ein zartes, flaches, mit farblosem Blut gefülltes Säckchen, das aus einem einschichtigen Flügeloberseitendeckgewebe (Epithel) und einem einschichtigen Flügelunterseitenepithel besteht. Die Zellen verjüngen sich nach innen und bilden stelzenförmige Fortsätze, die auf die Epithelblätter, eine doppelschichtige, innere Plasmamembran, auftreffen bzw. in ihr auslaufen. Durch Verschmelzen und Auseinanderweichen dieser Mittelmembran entsteht ein Blutraumsystem, das Blutlacunensystem, das außer dem Blut Tracheen und Nerven umschließt und das dem

späteren Flügelgeäder, von kleinen Rückbildungsschwellen abgesehen, entspricht. Mit Blut gefüllt sind auch die Lücken zwischen den Stelzen der Epithelzellen.

Wie bei jeder Organbildung gehen der Zellspezialisierung Zellteilungen voraus; dabei sondern sich im Epithel des Flügels Deckzellen, Schuppenbalgzellen und Schuppenbildungszellen aus.

Zu jeder Schuppe gehört eine Bildungszelle. Diese Zellen haben den Charakter von Drüsenzellen. Sie besitzen einen großen, zeitweilig sehr großen Kern und ein dem Kern anliegendes, mit fettähnlichen Stoffen, sog. Lipoiden, gefülltes Bläschen, die Vakuole. Auf die Entwicklungswandlungen, welche die Schuppenbildungszelle bis zu ihrer Degeneration am Ende der Flügelentwicklung durchmacht, kann hier nicht weiter eingegangen werden.

Unter der schützenden Puppenhülle sprossen die Schuppen dicht gedrängt aus dem Flügelepithel hervor wie Gras auf der Wiese. Aus kleinen Vorwölbungen an den Schuppenbildungszellen wachsen sie pseudopodienartig aus und bilden auf einem frühen Stadium keulenförmige Fortsätze, die im Außenplasma eine ganz zarte Strei-



Abb. 2: *Ephesia kuhniella* Z. Schuppe 17 Tage nach der Verpuppung

fung zeigen, die Anlagen der Chitinstäbe. Nunmehr erfolgt die Abplattung, und damit beginnt das Stadium der inneren und äußeren farblosen Ausprägung, bei der sich die Chitinisierung der Schuppenlamellen und die Ausformung der Pfeiler, der Trabekeln zwischen den Lamellen, vollzieht. Kurz vor dem Auskriechen des Schmetterlings färben sich die Schuppen aus, und wenn nach dem Schlüpfen der Flügel gestreckt und gehärtet ist, so ist nach einer kürzeren oder längeren Zeit der Puppenruhe aus einer winzigen Flügelanlage ein schön gezeichneter, häufig farbenprächtiger, dicht mit Schuppen bekleideter Flügel entstanden. Unendlich viele Rätsel gibt dieses Schöpfungswunder auf. Nicht nur das Zeichnungsmuster, also die lokale Schuppenfarbe, wird nachweislich auf einem frühen Entwicklungsstadium festgelegt, sondern auch jede Schuppengestalt. „Die Ausbildung eines bestimmten Struktur-Form-Farbtypus der Schuppen ist

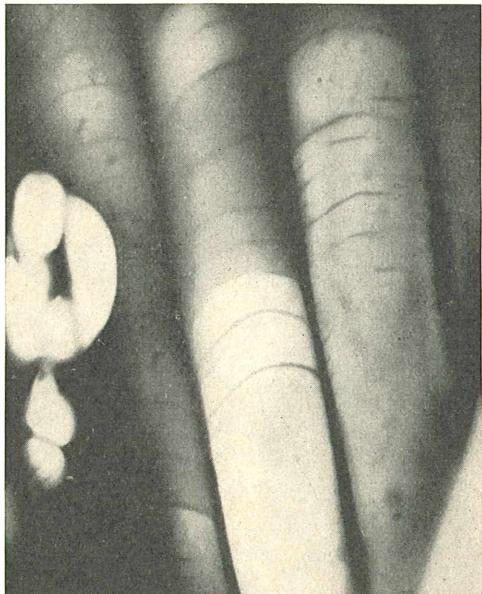


Abb. 4: Kleiner Frostspanner. Von links nach rechts: Von der Schuppenmitte zum Rand der Schuppenbasis. Vergr. etwa 13 000



Abb. 3: *Ephestia kühniella* Z. Kleine Schuppe 18 Tage nach der Verpuppung kurz vor dem Schlüpfen. Die weißen Flecken sind im Präparat mit Sudan III ausgefärbt

eine Reaktion der Schuppenbildungszellen auf die in einem bestimmten Zeitpunkt der Entwicklung eintretenden örtlichen Bedingungen.“ (KÜHN, Entwicklungsphysiologie S. 392).

1899 entdeckte FRIEDMANN am kleinen Fuchs (*Vanessa urtica*), daß die Vorstufen des Pigments der Vanessenflügel fettartige, sich mit Osmiumsäure, einem Fettfärbemittel, tief schwärzende Körper seien. Die fettartigen Stoffe gelangen, wie FRIEDMANN beschrieb, aus den Blutzellen ins Flügelepithel. In den Schuppen „gehen diese Fettkügelchen eine chemische Umwandlung ein derart, daß sie Osmiumsäure viel weniger reduzieren, d.h. selbst nur noch gebräunt werden“. Diese Entdeckung FRIEDMANNS steht als Tatsache heute fest und gilt für alle Schmetterlingsschuppen von dem oben beschriebenen Typus. Die Lymphocytēn genannten Blutzellen sehen etwa aus wie winzige farblose Himbeeren oder Brombeeren, da sie mit stark lichtbrechenden Kügelchen (Baumaterial für die Pigmente?) und kantigen Stäbchen (Baumaterial für die Chitinlamellen?) bedeckt sind.

Die drei abgebildeten Schuppen der Mehlmotte (*Ephestia kühniella*) (Abb. 1, 2, 3) im Puppenalter von 16, 17 und 18 Tagen zeigen, nachgewiesen mit dem Fettfärbemittel Sudan III, dieses Auftreten von lipoiden Substanzen im Innern der Schuppen, dem Schuppenlumen. Die fettähnlichen

Substanzen werden nach und nach bis zu Trabekelquerschnittsgröße ganz fein verteilt. Es ist augenscheinlich, daß die an die Lamellen angelagerten Partikelchen, die sich mit Sudan III nicht mehr rot anfärben lassen, identisch sind mit den später pigmentierten Strukturen.

Die Schuppensubstanz durchläuft also drei verschiedene Zustände: 1. eine farblose lipoide Phase oder die lipoide Leuko-phase, 2. eine Phase, in der keine Farbreaktion mit Sudan III an der strukturbildenden Substanz mehr auftritt, die nicht-lipoide Leukophase, 3. die Phase der endgültigen natürlichen Ausfärbung, die Chromophase. (Phase I ist relativ selten in den Schuppen von *Ephestia* während der Entwicklung nachweisbar.)

Wie erklärt sich nun der Wechsel von positiver zu negativer Sudan-III-Reaktion in den Schuppen? Eine Antwort auf diese Frage gibt die Kolloidchemie, die Lehre von den Stoffen, deren Teilchengröße zwischen einem Zehntausendstel und einem Millionstel Millimeter liegt. Kolloide bilden mit einem Lösungsmittel kolloidale Lösungen oder Sole. Der im Überschuß vorhandene Stoff in einer kolloidalen Lösung, das Lösungsmittel, heißt Dispersionsmittel, der darin fein verteilte Stoff heißt die disperse Phase. Zu den Kolloiden ge-

hören Eiweißkörper und Lipoide. Infolge ihrer hohen Wasserbindung können Eiweißstoffe und Lipoide, die man eigentlich zu den festen Stoffen stellt, doch als Lösungen aufgefaßt werden. Man nennt eine sehr feine Verteilung zweier nicht miteinander mischbarer Flüssigkeiten eine Emulsion. Eine kolloidale Lösung von Eiweißkörpern und Lipoiden wäre als Emulsionskolloid zu bezeichnen.

Ein weiterer wichtiger Begriff für das Verständnis der Struktur- und Farbstoffbildung in den Schmetterlingschuppen ist der Begriff Oberflächenspannung. Diese Kraft wirkt in Richtung einer Oberflächenverkleinerung von Flüssigkeiten, so daß die Kugel als der Körper, der bei gegebenem Volumen die kleinste Oberfläche hat, gleichzeitig der Körper mit der größten Oberflächenspannung ist. Dementsprechend besitzt ein Stoff, der zerfließt und benetzt, eine geringe Oberflächenspannung. Wenn in einer Flüssigkeit ein Stoff gelöst wird, so ändert sich ihre Oberflächenspannung gegen Luft. Die meisten Stoffe, darunter Eiweißkörper, bewirken in Lösung eine Herabsetzung der Oberflächenspannung. Nach dem GIBBSSCHEN Theorem müssen sich alle Stoffe, welche die Oberflächenspannung herabsetzen, an Oberflächen ansammeln. Diese energieverbrauchende Anlagerung heißt positive Adsorption, der an die Grenzflächen angelagerte Stoff heißt das Adsorpt.

Der Phasenwechsel von lipoid zu nichtlipoid an der strukturbildenden Substanz im Schuppenlumen läßt sich kolloidchemisch folgendermaßen erklären: Die strukturbildende Substanz ist eine kolloidale Lösung, die sich aus Lipoiden und farbstoffbildenden Substanzen, den Chromogenen, nachweislich zusammensetzt. Man darf diese kolloidale Lösung wohl als Emulsionskolloid auffassen. In ihm tritt zwangsläufig eine Entmischung der beiden Komponenten auf, so daß bestimmte, mit Sudan III nicht ausfärbbare Substanzen, die Chromogene (die allerdings keine Eiweißkörper sind), in die Grenzflächen des Dispersionsmittels, eines Lipoids, eintreten. Die folgenden Ausführungen sollen diese Behauptung beweiskräftig stützen.

Elektronenmikroskopische Aufnahmen von Schmetterlingschuppen (Abb. 7) erweisen, daß eine Art „Schaum“ das Schup-

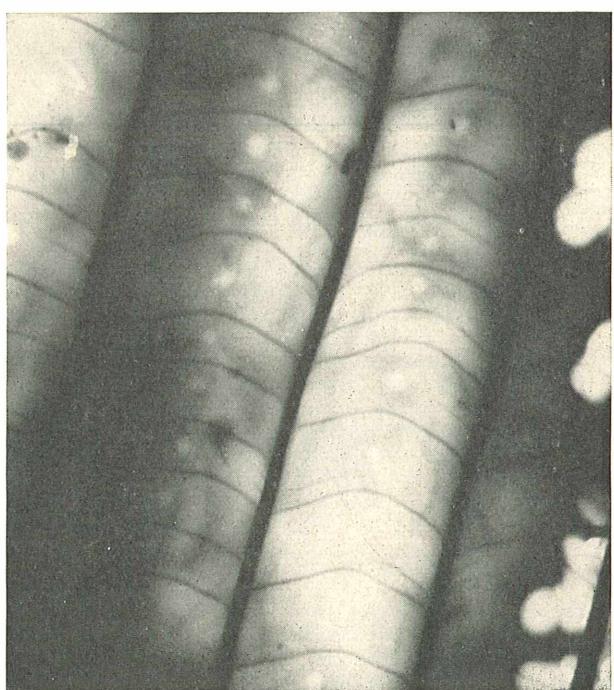


Abb. 5: Kleiner Frostspanner. Von links nach rechts: Vom Randteil der Schuppe zur Mitte hin, Schuppenbasis. Vergröß. etwa 15 000

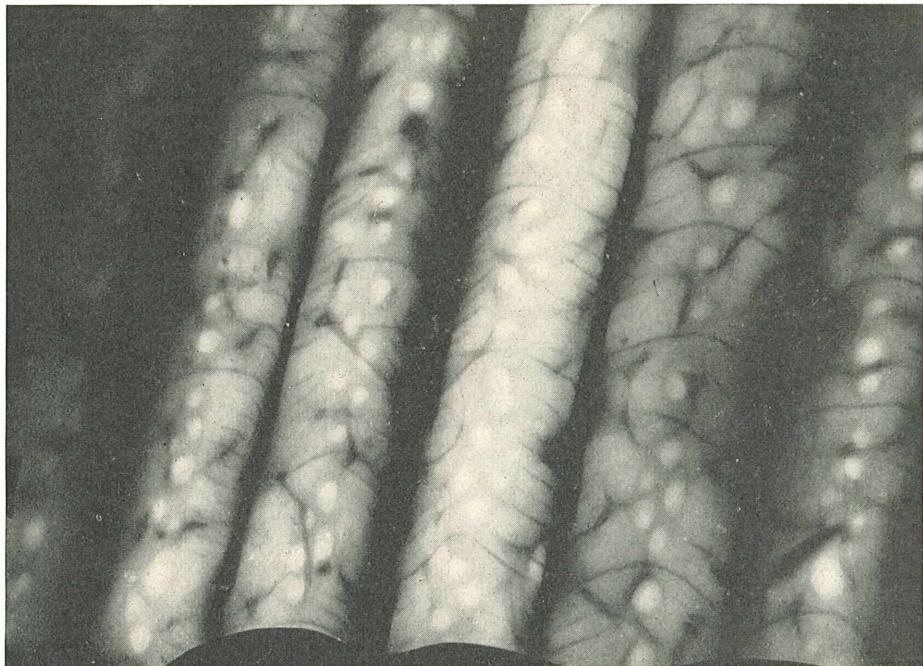


Abb. 6: Kleiner Frostspanner, Schuppenmitte, mittlere Zone des Schuppenkörpers. Vergrößerung etwa 13 000

penlumen erfüllt, der je nach der Farbintensität der Schuppen mehr oder weniger pigmentiert ist. Die farbstofftragenden Strukturen bilden „Netze“ mit entspannten, konkaven Begrenzungen an den „Knoten“. Die Abnahme der Oberflächenspannung durch Adsorption wirkt sich gestaltend aus, und so ist die Pigmentablagerung nach dem Netztypus und dem Lochreihentypus Ausdruck und Ausformung einer immanrenten biochemisch - physikalischen Zwangsläufigkeit in der kolloidalen Lösung. Diese Eigenart der Lamellenfiguren hat zu der irriegen Auffassung, einem optischen Trugschluß, geführt, daß die Schuppenoberfläche durchlöchert sei. — Die Oberflächenspannung sinkt mit steigender Temperatur, sie steigt mit abnehmender Temperatur. An elektronenmikroskopisch untersuchtem Schuppenmaterial von Schmetterlingen, die in stark unterschiedlichen Zuchtemperaturen gehalten wurden, müßte sich zeigen, ob Umbildungen an den Pigmentträgern auftreten, so wie sie an Membranen aus Emulsionskolloiden, die sich entmischen, durch differente Oberflächenspannung entstehen sollten.

Bei der Konzentration von Stoffen in Grenzflächen wird Arbeit geleistet, denn die Adsorption ist den osmotischen Kräften, die eine gleichmäßige Verteilung der dispersen Phase im Lösungsmittel anstre-

ben, entgegengerichtet. Diese geleistete Arbeit setzt sich an den Grenzflächen in Wärme um, die ihrerseits die Oberflächenspannung herabsetzt. Der Adsorptionsvorgang von Stoffen an Grenzflächen verläuft also exotherm. Daher wird bei steigender Temperatur die Oberflächenausbreitung der dispersen Phase gehemmt, und umgekehrt muß bei einer Temperaturabnahme eine stärkere positive Adsorption an Oberflächen eintreten, denn Wärmeentzug, also Abkühlung, kommt der Reaktionsrichtung entgegen.

Diese kolloidchemischen Gesetzmäßigkeiten lassen sich auf Lebewesen anwenden. Sie bieten für manche klimabhängige Änderung im Pigmentierungsgrad von Tieren, die sich im Zuchtvorsch erzielen und in der freien Natur beobachten läßt, eine Deutungsmöglichkeit. Die Einwirkung höherer Temperaturen ruft — in diesem Zusammenhang also erwaltungsgemäß — Aufhellung, die Einwirkung niedrigerer Temperaturen dementsprechend Verdunkelung hervor. Entsprechende Musterbeispiele liefern Temperaturreizversuche an Faltern. Bei Schlupfwespen (*Habrobracon juglandis*) erhält man aus Zuchten, die in Temperaturstufen von 35°C — 16°C gehalten werden, sämtliche Übergangsfarben von hell bis fast gänzlich schwarz (fließende oder fluktuiierende Modifikabilität). Das

Schulbeispiel vom Russenkaninchen, dessen Fellfarbe durch Kältereiz von Weiß in Schwarz umschlägt, gehört auch hierher, (umschlagende oder alternative Modifikabilität).

Herr Dr. Grzimek berichtet von einer Robbenart, deren hellere Flecken im dunklen Haarkleid so stark unterblutet sind, daß sie „wie Tauchsieder“ wirken. Bei den Giraffen verlaufen die Hauptgefäße unter den hellen Fellkanälen, so daß das Blutgefäßnetz die Fellzeichnung wiederholt. (L. DE BEAUFORT: „On a case of correlation

ren, läßt auf eine Übereinstimmung im Grundsätzlichen für das Tierreich schließen. Die Pigmentbildung eines tierischen Lebewesens ist ein komplexer Vorgang und von verschiedenen Faktoren abhängig. Unter einseitiger Berücksichtigung des einen der für die Absorption maßgeblichen Faktoren, der Temperatur, ließen sie sich als Ausdruck einer Bilanz zwischen Innen- und Außenwärme, einer Differenz zwischen der anatomisch und physiologisch bedingten örtlichen Temperatur im Organismus und dem Klima auffassen.

Den unmittelbaren Beweis für die Behauptung, daß kolloidale Lösungen, die sich entmischt haben, die Schuppenlumina erfüllen und die Trabekeln aufbauen (lange Zeit hielt man die Trabekeln für Chitingeblide), und daß Zerreißungen an dünnen Lipoidmembranen als Folge von einer Herabsetzung der Oberflächenspannung Perforationen an der Oberseite der Schuppen vortäuschen, liefert der kleine Frostspanner (*Operophtera*). Unter den Männchen zeigt sich bei manchen, durchaus nicht bei allen, eine Unfertigkeit der inneren Netzstruktur bei völliger Ausbildung des chitinisierten Schuppenkörpers, so daß man am geschlüpften Tier mit der Sudan III-Reaktion häufig kleinere oder größere Flecken leuchtend rot gefärbter Schuppen erhält. Flügel von einer *Ephestia*-Zucht, deren Verpuppungsreife Raupen, die an sich gut ernährt waren, an Futtermangel litten, wodurch die Verpuppung viel später als erwartet eintrat, zeigten im Unterschied zu normal ernährten Tieren die gleiche Erscheinung. Es ließe sich also denken, daß ein Mangel an disperser Phase als Folge von Unterernährung (Eiweißmangel) dieses Zurückbleiben in der Ausbildung der inneren Schuppenstrukturen bewirkt. Damit wäre als neuer variabler Faktor bei der Pigmentbildung die Konzentration der dispersen Phase im lipoiden Lösungsmittel zu nennen.

Präparationstechnik für elektronenmikroskopische Aufnahmen dieser Schuppen: Flügel in alkoholischer Sudan-III-Lösung (Merck) ausfärben, Zeit unbestimmt, hier vierundzwanzig Stunden, mit einem Pinsel auf eine Wasseroberfläche übertragen, dabei durch Abstoßungskräfte Ausbreitung des empfindlichen Objekts, mit Pinsel auf Objektträger bringen, Wasser mit Filterpapier absaugen, das Metallnetzchen auf die ausgefärbten Schuppen legen und andrücken.

Elektronenmikroskopische Aufnahmen geben einen Einblick in die Entmischungsvorgänge. Man erkennt, daß die Lipide zwischen den Chitinleisten dünne und völlig zusammenhängende Membranen bilden (Abb. 4). Die zunehmende Zerreißung und



Abb. 7: Kleiner Frostspanner, Endphase der Entmischung. Vergr. 13 000fach

between blood vessels and colour pattern in a Giraffe". Tijdschr. Nederl. Dierkunde Vereeniging, Bd. I, 1928). Dieses sind zwei Beispiele für eine Beziehung zwischen Aderverlauf und Musterung, die in ihrer vorläufigen Vereinzelung zu Beobachtung und Studium auffordern. — Nicht so abwegig, wie es zunächst erscheinen mag, ist in diesem Zusammenhang der Hinweis darauf, daß man bei Melanosarkomen, bösartigen Pigmentgeschwülsten, durch Hyperthermierungsbehandlung Heilerfolge hatte.

In den angeführten Beispielen sprechen die thermische Abhängigkeit und Beeinflußbarkeit der tierischen Farbstoffe für ihre Solnatur. Die Gleichsinnigkeit, mit der sie auf Temperatureinwirkungen reagie-

die dabei typisch auftretende scheinbare „Durchlöcherung“ zeigen die Abb. 5 und 6. Die ersten Löcher entstehen dabei häufig in der Mitte zwischen zwei Längsleisten und folgen sich kettenförmig. Diese ortsgebundene Gesetzmäßigkeit, die im Hängenden unter zwei zueinander geneigten Flächen auftritt, können Kenner der Kolloide vielleicht fachgerecht erklären. Abb. 7 und 8 bringt einen Ausschnitt von einer Frostspannerschuppe, bei welcher der Innenausbau vollendet ist, die daher mit Sudan III nicht mehr reagieren kann.

Das Emulsionskolloid erscheint also im Schuppenlumen 1. als zusammenhängende Lamelle, 2. als perforierte Lamelle, 3. vernetzt und 4. als Körnchen (Granum). Der Ausfärbungsgrad der inneren Strukturen mit Sudan III hängt von der Schichtdicke des Emulsionskolloids und von der Phase der Entmischung ab. Es treten Farbstufen von Leuchtendrot über ein ganz zartes Rosa zu Hellbräunlich auf. Die Naturfarbe des kleinen Frostspanners ist ein helles Graubraun.

Durch die sehr starke Vergrößerung werden die queren Struktureinheiten und deren feinere, parallel verlaufende Unterteilungen in den Chitinlamellen sichtbar. Gehen von dieser Querbänderung ordnende und richtende Wirkungen aus? (Leitertypus der Tagfalter). Sehr stark vergrößernde elektronenmikroskopische Bildreihen von kolloidfreien Lamellenteilen aus Puppen verschiedenem Alters wären möglicherweise für die Kolloid- und Makromolekülforschung aufschlußreich.

An den farbigen Innenstrukturen der Schmetterlingsschuppen läßt sich die Wechselwirkung von Stoffen und Kräften, die Dynamik von ineinander greifenden chemisch-physikalischen Prozessen aus unvorstellbar kleinen Anzeichen, die das Wunder der Elektronenoptik sichtbar macht, ablesen und deuten.

Die noch farblosen Pigmentträger formen sich aus, indem sich das Emulsionskolloid entmischt durch energetische Vorgänge zwischen korrelativen Außen- und Innenfaktoren, zu denen u. a. die Wärme (auch die aus Strahlungsgenergie), die Oberflächenspannung und das Verhältnis von Lösungsmittel zu Gelöstem gehören.

Leider lassen sich aus der „Netz-Schrift“ hinter der durchsichtigen, „linierten“ Chitinfolie die chemischen Formeln für das Schuppenkolloid nicht entziffern. Die chemische Natur der Lipide ist unbekannt. In Haaren und Federn wurde Cholesterin nachgewiesen. Dagegen weiß man schon einiges über die färbenden Substanzen. Eine Zusammenstellung der chemischen Zugehörigkeit der Schmetterlingspigmente findet sich in einem Aufsatz von Dr. H. BRANDT: Das Geheimnis der Schmetterlingsschuppen, Orion, Heft 6, 1957. Es han-

delt sich teils um stickstoffhaltige Stoffwechselprodukte, teils um stickstoffreie Verbindungen. Möglicherweise bestehen enge Zusammenhänge zwischen Nahrung und Pigment.

Das Chromogen, also die farblose Vorstufe für die grauen, braunen und schwarzen Pigmente, ist vermutlich die aromatische Aminosäure Tyrosin, ein phenolisches Produkt der Eiweiß-Spaltung. Auf die positive Adsorption des Chromogens Tyrosin oder verwandter Stoffe während der Leukophase folgt über eine rötliche Zwischenstufe die Ausfärbung zu den Melaninen, den dunklen Farbstoffen. Es handelt sich um eine Oxydation, die sich

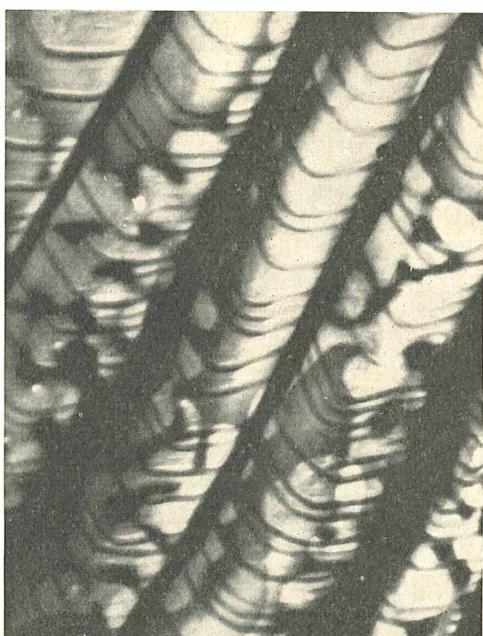


Abb. 8: Kleiner Frostspanner, Endphase der Entmischung. Vergr. 13 000fach

als Katalyse an inneren Oberflächen vollzieht, deren allmähliche Herausbildung die elektronenmikroskopischen Aufnahmen vom kleinen Frostspanner erkennen lassen.

Der „Schaum“ bildet in den Schuppen ein zweites kolloides System mit den Phasengrenzen fest gegen gasförmig. Die an den Grenzflächen auftretende Grenzflächenenergie muß als Faktor bei dem Oxydationsvorgang mit in Rechnung gestellt werden, denn je kleiner die Teilchen, desto größer die Grenzflächenenergie. Das Phänomen, daß bei der Ausfärbung der Schmetterlinge die dunklen Elemente der Flügelzeichnung zuerst erscheinen, wird sich aus der chemisch bedingten Verschiedenartigkeit der Katalysestrukturen er-

hellen lassen: je dichter das innere Gitter, je relativ größer die Zahl der Maschen in einer bestimmten Raumeinheit der Schuppe ist, desto höher muß der Wert für die Grenzflächenenergie liegen. Sauerstoffüberträger ist das Ferment Tyrosinase, eine Oxydase, deren Existenz im Schuppenkolloid erst durch die Pigmentausfällung in Erscheinung tritt. Die Umwandlung von Tyrosin in Melanin im Schuppenlumen kann ohne Sauerstoff nicht vor sich gehen. Im Zellstoffwechsel würde das bedeuten: Sauerstoffentzug bei und durch Melaninbildung. Der Schuppenkörper ist im Bereich der Berührungsgrenze der oberen Fortsätze von der Oberseiten- und der Unterseitenlamelle diskontinuierlich verzahnt und durchbrochen, von dorther wird der Sauerstoff zutreten. Bemerkenswert ist, daß Wasserstoffsperoxyd die Chromophase in eine Leukophase zurückverwandelt (Bleichen).

Am Ende der Beschreibung der Morphogenese der Farbstoffträger in Schmetterlingschuppen möchte ich die Frage aufwerfen, ob nicht diese kleinwinzigen Gebilde Helfer der medizinischen Wissenschaft auf dem Gebiete der Krebsforschung werden könnten. Denn: Melanine der Farbstufen grau, braun, schwarz kommen in bösartigen Geschwülsten, den Melanosarkomen, vor. Bei einer besonderen Art dieser Geschwülste treten neben spindelförmigen auch verzweigte Zellen auf, die bis in die feinsten Fortsätze mit feinkörnigem Pigment erfüllt sind. Mit Pigmentablagerung und -ausscheidung scheint die Tendenz zur Fortsatzbildung im Protoplasma häufig gekoppelt zu sein. (Vergl. dazu auch BIRBECK, M. S. C., MERCER, E. H., BORNICOT, N. A.: The structure and formation of pigment granules in human hair, *Exp. Cell. Res.* 10 (1956). — Bekanntlich ist Cholesterin ein charakteristischer Bestandteil von Krebsgeschwülsten. Es heißt, daß mit der Zunahme des relativen Cholesteringehaltes ihre Bösartigkeit steige. — Unter einigen Tausend Chemikalien hat man bisher etwa hundert Karzinogene, d. h. krebserzeugende Stoffe entdeckt. Zu ihnen gehören gewisse polyzyklische Kohlenwasserstoffe, Teerprodukte, die extrem fettlöslich sind. Karzinogene fanden sich auch unter Verbindungen von Farbstoffcharakter, die zur Stoffgruppe der aromatischen Amine gehören. — Ein neuer Fachausdruck — „Co-Karzinogene“ — wurde für jene Chemikalien eingeführt, die zwar keinen Krebs erzeugen, wenn

sie allein für sich eingenommen bzw. äußerlich verwendet werden, die aber die Fähigkeit besitzen, die krebserzeugende Wirkung anderer Chemikalien zu steigern. Wenn z. B. sehr kleine Gaben von 20-methylcholanthren auf die Haut gegeben werden, entsteht kein Krebs; wenn aber die Haut dann noch mit Crotonöl eingerieben wird, erscheinen nach kurzer Zeit Tumoren, und zwar an der Stelle, auf der vorher das 20-methylcholanthren appliziert wurde. (HERBER-OHLY: Lebensgefährliche Lebensmittel, H. G. Müller Verlag, Krailling bei München, S. 50/51).

Dieses Sammelsurium zusammengelesener Einzeltatsachen berechtigt nicht zu einer Behauptung, einer These, wohl aber zu der Frage: Sollten nicht vorsichtige Analogieschlüsse von den entwicklungsphysiologischen Vorgängen, von den Ablagerungs- und Ausscheidungsprozessen in den Schmetterlingsschuppen auf die Melaninbildung in Geschwülsten zulässig sein? In der medizinischen Fachwelt gilt das Krebsproblem als allgemeinbiologisches Problem.

Die Schmetterlingsschuppen sind jedenfalls geeignete Forschungsobjekte, um die ektodermale Ausscheidung von Stoffwechselschlacken in Gestalt unendlich zarter, lipoider Membranen und ihre Umbildung in Farbstoffträger, wobei sich die Umwandlung eines Sols in ein Gel vollzieht, in natürlicher Isolierung zu untersuchen. Die Schuppen lassen sich mit flachen, naturgewachsenen Reagenzgläsern vergleichen, die mit Kolloiden gefüllt sind.

Ein blunter Schmetterlingsflügel, ein Schöpfungswunder im Werden und Sein: Welch eine Heerschar winziger Individuen ordnet sich nach einem geheimen Befehl von Generation zu Generation auf dem Flügelepithel, welch eine Überfülle an mikro- und makroskopischen Variationen ergibt sich aus dem Dreiklang der physiologischen Notwendigkeit, der biotechnischen Funktion und der soziologischen Eingliederung des Geschöpfes in seinen Lebensraum.

L iteratur

1. ALFRED KÜHN: Entwicklungsphysiologie. Berlin - Göttingen - Heidelberg 1955
2. SCHNEIDER: Die Schuppen an den verschiedenen Flügel- und Körperteilen der Lepidopteren. *Zeitschr. f. d. ges. Naturwissenschaften* 3. 1878
3. FRANZ FRIEDMANN: Über die Pigmentbildung in den Schmetterlingsflügeln. *Arch. f. mikrosk. Anatome* 54. 1899
4. H. v. EULER: Biochemie der Tumoren. Stuttgart 1942

Mikroskopie in der Schule

Moose im Unterricht

Von H. W. Schwegler, Backnang

Die Moose werden im Schulunterricht nicht sehr eingehend behandelt. Man wird für sie im allgemeinen vier bis höchstens acht Unterrichtsstunden freihalten. Sie sind jederzeit und überall anzutreffen und können deshalb auch mitten im Winter besprochen werden. Legt man die Besprechung zeitlich vor die der Farne, dann wird man erst nachträglich in einer Zusammenfassung auf den Generationswechsel eingehen. Trotzdem kann man zuvor die einzelnen Phasen aufzeigen. Daneben wird man noch auf die Bedeutung, den einfachen Bau sowie auf einige der häufigsten Vertreter eingehen. In der Regel wird eine Laubmoosart als Typ besprochen werden, während man die Lebermose im Anschluß nur kurisorisch behandelt.

Laubmose

Als Typ wird in vielen Lehrbüchern das Goldene Frauenhaar oder Gemeine Wider-tonmoos (*Polytrichum commune*) beschrieben. Abgesehen von einigen morphologischen Besonderheiten, welche dieses Moos mit nur einer kleinen Gruppe gemeinsam hat, ist die Art nicht sehr häufig. Wir

treffen sie in den Kalkgebieten Süddeutschlands sehr selten, den Moränen- und Keuperlandschaften spärlich (und oft nur in vegetativen Kümmerformen), und nur auf äußerst sauren Waldböden, wie sie in den Mittelgebirgen (Schwarzwald) vorkommen, finden wir sie massenweise. Will man einigermaßen parallel zum Lehrbuch unterrichten, wird man sich bei der Materialbeschaffung an den etwas kleineren Verwandten, das Schöne Widertonmoos (*Polytrichum formosum*) halten müssen, das schwach saure Waldböden besiedelt und auch in Kalkgebieten bei oberflächiger Versauerung — etwa durch Fichtenbewuchs hervorgerufen — gefunden werden kann.

Für mikroskopische Beobachtungen eignet sich Frischmaterial oder fixiertes Material; nur zur Not wird man hier auf getrocknete Pflanzen zurückgreifen, es sei denn, es handelt sich um robuste Teile wie Stengel oder Blätter. Für eine Untersuchung im Unterricht kommen in erster Linie in Betracht: Fadenkeime (Protonemen) mit und ohne Knospen, Geschlechtsorgane (Archegonien und Antheridien) und Schnitte durch grüne Kapseln und Moostengel (ein-

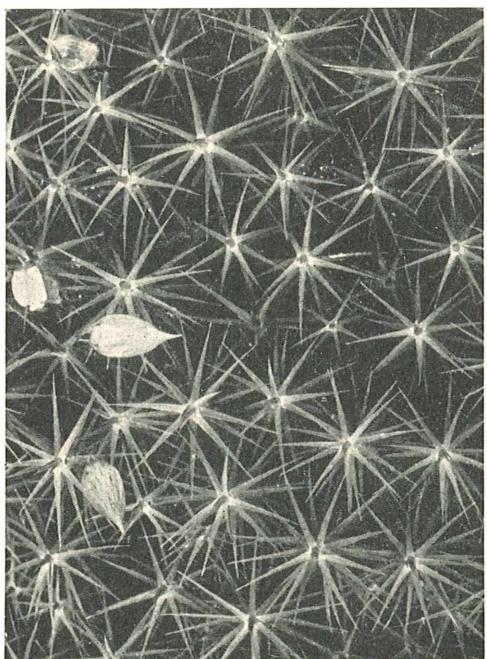
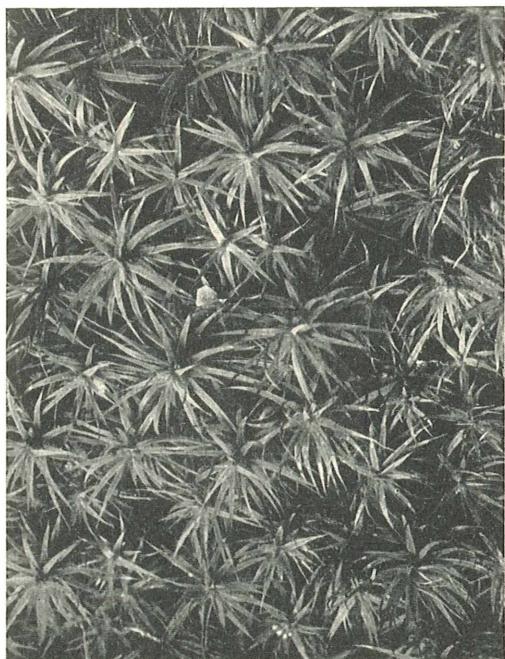


Abb. 1: Die beiden erwähnten Arten des Widertonmooses. Links *Polytrichum formosum*, rechts *P. commune*. (Aus AICHELE-SCHWEGLER)

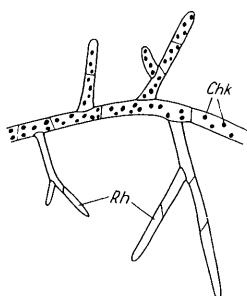


Abb. 2: Protonema eines Laubmooses (*Funaria hygrometrica*) Chk Chlorophyllkörper, Rh Rhizoide. (Aus AICHELE-SCHWEGLER)

facher Bau) — mit Ausnahme des letzten also alles zarte Teile. Des weiteren können dann je nach Neigung des Lehrers andere Teile wie Blätter, Sporen, Rhizoide oder Kapselperistome vorgeführt werden. Ganze Moospflanzen mit „Blüten“ oder Sporenkapseln, die an die Schüler ausgeteilt werden, besorgt man sich auf dem Schulweg; oder man sammelt sie im Wald (hier sind die Arten besonders groß), läßt sie locker gelagert austrocknen und kann sie dann Monate später durch Einlegen in Wasser wieder erwecken. Vom Anlegen von Mooskulturen ist abzuraten. Mit Ausnahme von Protonemen wird man das Material müheloser und mit weniger Enttäuschungen in der Natur sammeln. In Blumentöpfen gedeihen nur einige *Bryum*-Arten gut. Natürlich können Moose im Schulgarten — so vorhanden — an schattig-feuchten Stellen gezogen werden.

Aufzucht von Protonemen

Die Kulturen gelingen in der Regel gut. Meist werden die Protonemen auf Nähragar gezogen (15—20 g Agar auf 1 l Nährlösung z. B. nach KNOP). Aufgestreute Moosporen aus den Kapseln ergeben das primäre Protonema, verkehrt eingesetzte Moospflänzchen entwickeln ein morphologisch gleiches sekundäres Protonema. Der gelegentlich vorkommenden starken Verpilzung kann vorgebeugt werden durch Sterilisation des Nähragars, dichtes Aussäen der Sporen und kurzes Eintauchen der Pflänzchen oder der Kapseln in Alkohol zur Desinfektion.

Ein einfaches Verfahren, das ich durch Zufall entdeckt habe (auf das ich jedoch keineswegs Prioritätsanspruch erheben möchte, weil zweifellos andere Kollegen schon lange nach dieser Methode Protonemen gewinnen) ist folgendes: Man füllt die zur Zeit überall in Blumenläden zu erstehende Topferde aus den Plastikbeuteln in einen Untersetzer und gießt regelmäßig zusammen mit den Zimmerpflanzen. Bald erscheinen Protonemen (neben der Grün-

alge *Vaucheria* und Keimlingen von Mieren- und Sauerkleearten), an denen sich nach etwa 6 Wochen Knospen bilden. Nach rund drei Monaten hat man einen schönen Moosrasen (*Bryum* oder *Funaria*), was bei den Agarkulturen selten vorkommt, da die Pflanzen vorher eingehen. Der einzige Nachteil ist, daß die Blumentopferde des ganzen Landes wohl verschiedener Provenienz ist, so daß dringend zu einem Versuch geraten werden muß. Hat man aber einen Beutel mit sporenhaltiger Erde, dann reicht der Inhalt für mehrere Jahre, da die Keimkraft der Sporen lange anhält.

Die Herstellung von Präparaten

Protonemen — leicht kenntlich an den schiefen Querwänden der chlorophyllhaltigen Zellen — werden mit und ohne Knospen als Totalpräparate gezeigt, ebenso die unechten Wurzeln (Rhizoide), die entweder am Protonema oder an den unteren Teilen von Moostämmchen zu finden sind. Daß diese „Wurzeln“ nicht der Wasserleitung (nur der Versorgung des Moospflänzchens mit Nährsalzen und der Verankerung im Boden) dienen, kann leicht bewiesen werden. Wenn ein Moospflänzchen an einem Stativ so befestigt wird, daß nur die Rhizoiden in Wasser tauchen, dann vertrocknet es. Für diesen Versuch eignen sich natürlich alle Moose; zu empfehlen sind jedoch große Arten der Gipfelmoose mit vielen Rhizoiden, so z. B. das in nassen Wäldern mit schwach saurem Boden anzutreffende *Mnium punctatum*.

Als Ganzpräparate können auch Sporen und Sporenkapseln sowie Blätter in verschiedener Ausgestaltung gezeigt werden, soweit das im Einzelfalle erwünscht ist. Die Wahl der Moosarten wird sich nach den Gegebenheiten des Schulortes richten. Bei den Blättern, die von getrockneten Exemplaren nach Aufweichen abgezupft werden können, können wir folgende Auswahl vorführen: Blätter mit und ohne „Rippe“. Diese Rippe ist höchstens als primitive Vorstufe der Blattadern höherer Pflanzen aufzufassen. An *Mnium*-Arten, von denen z. B. das leicht kenntliche *Mnium undulatum* in keiner Lokalflora in Wäldern und feuchten Wiesen fehlen wird, können die Blätter mit ihrer starken Rippe leicht mit der Pinzette abgezupft werden. Beim Grünstengelmoos (*Scleropodium purum*), häufig auf guten Böden und durch die hellgrünen, drehrund beblätterten, fiedrig verzweigten Sprosse auffallend, reicht die Blattrippe nur bis zur Mitte des Blattes, ist aber meist doppelt ausgebildet. Hier und in den nachfolgenden Fällen löst man die Blätter am besten so ab, daß man das Stämmchen zwischen eine Pinzette nimmt und mit dieser unter leichtem Druck nach unten (also gegen den Strich) streicht. Das



Abb. 3 Links Welliges Sternmoos (*Mnium undulatum*), rechts Haar-Birnmoos (*Bryum capillare*). (Aus AICHELE-SCHWEGLER)

Spießmoos (*Acrocladium cuspidatum*), das durch seine gelbgrünen, an Ast- und Stengelenden zu einer stechenden Spitze zusammengedrehten Blätter sowie durch seinen Standort in nassen Wiesen leicht zu erkennen ist, hat meist keine Rippe oder nur eine sehr kurze Doppelrippe im Blatt. Die Torf- oder Bleichmoose (*Sphagnum*) der Hochmoore haben neben den schmalen Assimulationszellen große, ausgesteifte und mit Poren versehene Wasserzellen. *Polytrichum*-Arten zeigen auf der Oberseite der Rippe mehrzellendicke Assimulationslamellen. Dies lässt sich jedoch im Schnitt besser erkennen.

Für Schnitte klemmt man das Moospflänzchen oder auch mehrere auf einmal zwischen zwei Hälften Holundermark oder zwei Seifenstückchen mit glatten Seiten und schneidet mit einer Rasierklinge möglichst dünne Scheibchen ab. Auf diese Weise erhält man eine ganze Reihe von Blatt- und Stengelquerschnitten, von denen die besten unter dem Mikroskop ausgesucht werden. Man kann auch hier wieder zeigen, wie unterschiedlich das primitive Leitsystem im Stengel bei den einzelnen Moosarten gebaut ist. Den kompliziertesten Stengelbau haben *Polytrichum*- und *Sphagnum*-Arten (letztere vor allem in der Rinde), während die meisten Wasser- und

Sumpfmoose nur Rinde und Mark ohne Zentralstrang aufweisen.

Längs- und Querschnitte durch die Kapsel gelingen vor allem an noch unreifen, d. h. grünen Kapseln, für die in das Holundermark eine kleine Grube gegraben wird, damit sie nicht zerdrückt werden.

Zur Darstellung der Kapselzähne nimmt man dagegen alte, entleerte Kapseln, die, wenn zu hart, kurz in warmem Wasser aufgeweicht werden. Man schneidet den oberen Kapselteil ab, legt ihn auf ein Stück Pappe und teilt ihn senkrecht in zwei Hälften. Die beiden Halbringe werden

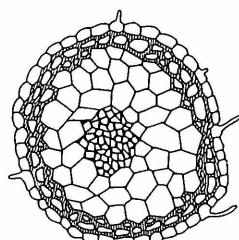


Abb. 4: Querschnitt durch den Stamm eines Laubmooses. Das Gewebe ist hier stark differenziert; unter der Rinde mit einzelnen Haaren die subepidermale Schicht, das Mark und der Zentralstrang. (Nach MÖNKEMEYER aus AICHELE-SCHWEGLER)

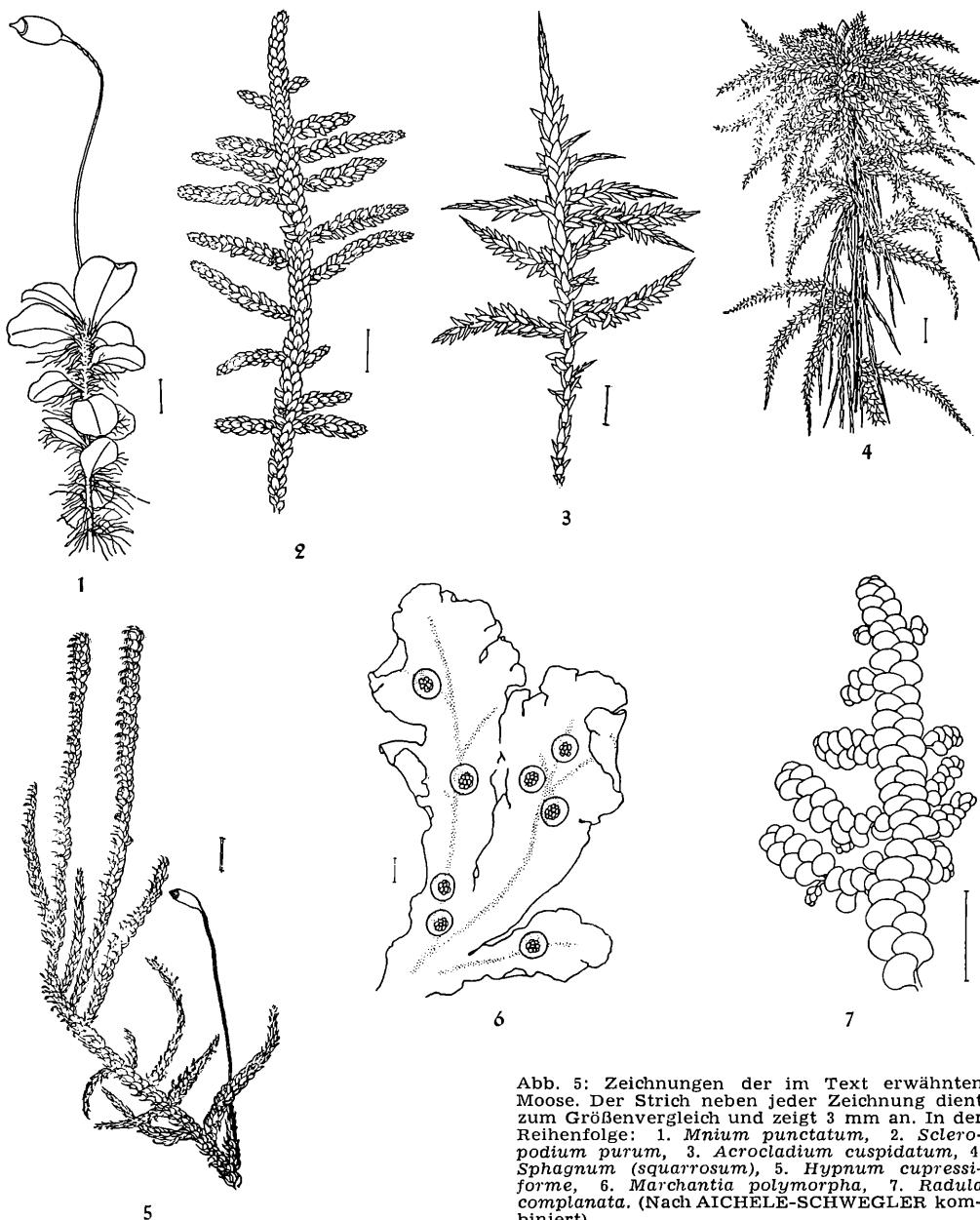


Abb. 5: Zeichnungen der im Text erwähnten Moose. Der Strich neben jeder Zeichnung dient zum Größenvergleich und zeigt 3 mm an. In der Reihenfolge: 1. *Mnium punctatum*, 2. *Scleropodium purum*, 3. *Acrocladium cuspidatum*, 4. *Sphagnum (squarrosum)*, 5. *Hypnum cupressiforme*, 6. *Marchantia polymorpha*, 7. *Radula complanata*. (Nach AICHELE-SCHWEGLER kombiniert)

auf dem Objektträger mit dem Deckglas flachgedrückt.

Schöne Kapseln für Schnitte liefern *Bryum*-Arten (*Bryum capillare* mit hängender, birnenförmiger Kapsel auf Wegen, an Mauern, Dächern und in Blumentöpfen); für Kapselzähne sind seitensfrüchtige Moose wie z. B. das allbekannte Zypressen-Schlafmoos (*Hypnum cupressiforme*) zu empfehl-

len (man findet es sogar unter Schnee mit Kapseln).

Störende Sporen werden mit Wasser weggespült. HÖRMANN (Mikrokosmos 48, 75-79, 1959) empfiehlt kurzes Aufkochen in Glycerin (zugleich starke Aufhellung) und Beobachtung im Glycerintropfen.

Die männlichen und weiblichen Geschlechtsorgane (Antheridien und Archego-

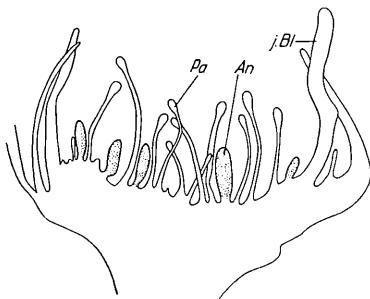


Abb. 6: Antheridienstand von *Mnium undulatum*. An Antheridien, j. Bl. junge Hüllblätter, Pa Paraphysen. (Aus AICHELE-SCHWEGLER)

nien) sitzen bei den meisten Mooseen zusammen an der Spitze des Stämmchens (gipfelfruchtige Moose) oder an kurzen Seitenästchen (seitenfruchtige Moose). Nur wenige Moose sind getrenntgeschlechtlich, dazu gehören aber die häufigen *Bryum*-Arten und *Funaria*. Zwischen den Geschlechtsorganen sitzen eigenartig geformte Saftfäden (Paraphysen). Die umgebenden Blätter sind andersartig geformt oder sogar gefärbt, so daß die Moose „blüten“ leicht ins Auge fallen. Man stellt sich Zupfpräparate her, d. h., man zupft möglichst viele Blätter mit der Pinzette ab, quetscht das Objekt dann mit dem Deckglas, zupft wieder und so fort, bis das Präparat alles Wesentliche zeigt.

Es lohnt sich nicht, hierfür nach Frischmaterial zu suchen, wenn man nicht zufällig daran gerät. Fixiertes Material, das man gelegentlich gesammelt hat, tut gute Dienste und hat zudem den Vorteil der leichteren Bearbeitung und der größeren Helligkeit. Die Lebendbeobachtung der zweigeißeligen Mooschwärmer kann man sich sparen, da die wirklich guten Unterrichtsfilme die Befruchtungsvorgänge in einer Weise zeigen, die im Unterricht einfach nicht nachgeahmt werden kann.

Für Dauerpräparate werden robuste Teile in Glyzeringelatine eingeschlossen. Zarte Teile wie Protonemen, Schnitte durch junge Kapseln und die Geschlechtsorgane sollten vorher fixiert werden.

Die Fixierung der Moose

Zarte Moose oder Moosteile werden fixiert, entweder zur Herstellung von Dauerpräparaten oder zur Aufbewahrung (für die Herstellung von Momentpräparaten), wenn die Organe das übliche Trocknen nicht überstehen würden.

Zur Fixierung werden Chromessigsäure-gemische empfohlen; je nach Zartheit der Objekte werden in 100 ccm destilliertem Wasser 5-1 ccm Eisessig und 1,5 bis 0,5 g Chromsäure gelöst. Das Gemisch ist nicht

lange haltbar und sollte vor jeder Fixierung frisch angesetzt werden. Die Moose verlieren ihre grüne Farbe, was an und für sich bei der Verarbeitung zu mikroskopischen Präparaten nicht allzu tragisch ist. Man kann aber auch farberhaltend fixieren, so z. B. nach KISSER: Auf 100 ccm 3%ige Formollösung gibt man 0,01 g Kupferazetat und 5 Tropfen Essigsäure.

Nach spätestens sechs Stunden müssen die Objekte aus dem Fixiergemisch genommen, gut ausgewaschen und dann entweder in Glyzeringelatine eingeschlossen oder bis zur Weiterverarbeitung unter Glycerin oder 3% Formol aufbewahrt werden.

Für die Schulpraxis sind diese Methoden zu umständlich. Man kann einfach in Formol oder in Alkohol fixieren. Im ersten Fall sind allerdings die beizenden Dämpfe nicht angenehm, bei der Verwendung von Alkohol schrumpfen die Objekte. Das bequemste Fixiermittel ist der Formol-Alkohol nach CHAMBERLAIN (100 ccm Alkohol 70%, zur Not denaturiert, 6 ccm Formol). Die Lösung zersetzt sich nicht und, was wesentlich ist, die Objekte können jahrelang in derselben Flüssigkeit aufbewahrt werden. Die unangenehmen Eigenschaften der Einzellösungen treten im Gemisch nicht so stark auf.

Billig kommt auch das PFEIFFER'sche Fixiergemisch für alle Kryptogamen. Es besteht aus gleichen Raumteilen Formol, Methylalkohol und Holzessig. Auch hierin können die Objekte monatelang aufbewahrt werden. (Das fertige Gemisch kann von der Abt. Kosmos-Lehrmittel bezogen werden).

Die Lebermose

Für die Lebermose wird in der Regel eine Schulstunde zur Verfügung stehen, in der nicht viel unter dem Mikroskop gezeigt werden kann. Schnitte und Präparate werden wie bei den Laubmoosen hergestellt. Die Lebermose lassen sich aber nach dem Eintrocknen meist nicht mehr auffrischen.

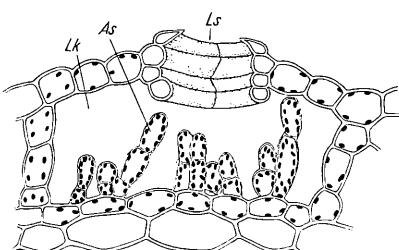


Abb. 7: Thallusoberseite von *Marchantia* im Schnitt. As Assimilateuren, Lk = Luftkammer, Ls = Luftspalte aus 16 Zellen median getroffen. (Aus AICHELE-SCHWEGLER)

Ihre Zucht ist schwierig. Hat man das nicht überall häufige Brunnenlebermoos (*Marchantia polymorpha*) gefunden, dann kann man versuchen, es mit Erde vom Standort in einem Blumentopf zu halten, der schattig und etwas kühl gestellt wird. *Ricciella* ist als Aquarienpflanze zu ersehen, an der Rinde vieler Bäume findet man häufig *Radula* oder *Madotheca*, doch haben diese Moose an sich keine Bedeutung für den Unterricht.

Lohnend ist ein Schnitt durch den Thalus von *Marchantia*, ein Schnitt durch Brut-

becher (*Marchantia* oder *Lunularia*) und vielleicht noch ein Sporenpräparat, auf dem die Schleuderfäden (Elateren) zu sehen sind.

Literatur

1. AICHELE-SCHWEGLER: Unsere Moos- und Farmpflanzen, Franckh, Stuttgart
2. BERTSCH: Moosflora, Ulmer, Stuttgart
3. EWALD: Pflanzenkunde, Bayerischer Schulbuchverlag, München
4. SCHMEIL-KOCH: Pflanzenkunde, Quelle und Meyer, Heidelberg
5. SCHÖMMER: Kryptogamen-Praktikum, Franckh, Stuttgart

Versuche mit Pflanzenfarbstoffen

Von Werner Heiligmann, Welzheim

Die Pflanzen tragen mit ihrer Farbenpracht wesentlich dazu bei, unsere Erde wohnlicher zu machen. Neben dem vorherrschenden Grün erfreuen vor allem die bunten Blütenfarben das Auge. Bevor wir an die Untersuchung der Farbstoffe gehen, wollen wir uns einen gedrängten Überblick über ihre chemische Verwandtschaft verschaffen (Tabelle 1).

Einen weißen Farbstoff gibt es nicht. Die weiße Färbung beruht vielmehr auf einer totalen Reflexion des Lichts durch die in den Interzellularen eingeschlossene Luft. Weitere Farbtöne ergeben sich durch Addition der oben erwähnten Blütenfarben.

Chlorophyll

Das Chlorophyll ist der für die Pflanze weitaus bedeutsamste Farbstoff, da er für die Photosynthese erforderlich ist. Daher finden wir ihn bei fast allen Blütenpflanzen und den meisten niederen Pflanzen. Pflanzen, die kein Chlorophyll besitzen,

ersetzen, wie z. B. die Pilze, organische Substanz oder sind Parasiten (z. B. Nestwurz, *Orobanche*). Wo ist nun der Farbstoff in der Zelle lokalisiert? Zur Untersuchung eignen sich am besten Laubmose mit einschichtigen Blättchen. Solche Blättchen finden wir zum Beispiel bei der Gattung *Mnium* (Sternmoose). Das Wellenblättrige Sternmoos wächst an feuchten Stellen im Wald. Es ist durch seinen bäumchenartigen Wuchs und verhältnismäßig lange, wellige, zarte Blätter ausgezeichnet. Wir lösen ein Blättchen ab und schließen in Wasser ein. In den Zellen bemerken wir linsenförmige, grüne Gebilde, die Chloroplasten. Die Chloroplasten bestehen aus Eiweißlamellen, in die der Farbstoff eingelagert ist. Der Feinbau kann allerdings im Lichtmikroskop nicht studiert werden. Die Vermehrung der Chloroplasten erfolgt durch Zweiteilung. Dabei nehmen die runden Gebilde zunächst eine ovale Form an und schnüren sich dann in der Mitte durch.

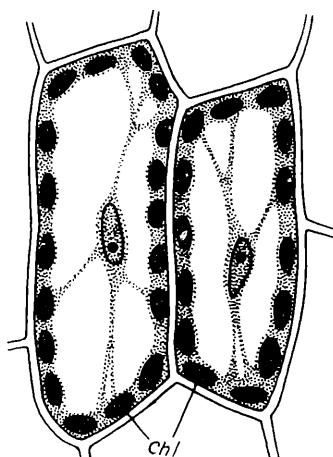


Abb. 1: Zellen des Laubmooses *Funaria* mit Chloroplasten

Grüne Farben	Gelbe oder orangefarbene Farben	Rote und blaue Farben
Chlorophyll a und b in allen grünen Pflanzenteilen	Carotinoide Lycopin (Tomatenfarbstoff), Carotin (Karotte, Hagebutte u. a.) Xanthophyll (in grünen Blättern), Violaxanthin (Stiefmütterchen, Arnika und andere)	Anthocyane (in vielen Blütenblättern)
	Flavone (chemisch mit den Anthocyanaen verwandt) (in Blüten von <i>Genista tinctoria</i> , Doldengewächsen, Korbblütlern u. a.)	

Tabelle 1: Pflanzenfarbstoffe

Wenn wir Glück haben, können wir in unserem Moosblättchen Teilungsstadien finden. Ähnliche Verhältnisse wie bei den Moosen finden wir bei den Blütenpflanzen. Ein geeignetes Untersuchungsobjekt sind die Blätter der Wasserpest. Man kann sie ohne weitere Vorbereitung lebend in Wasser untersuchen. Da sie nur wenig Chloroplasten besitzen, zeichnen sich diese deutlich ab. Auch hier kann man Teilungsstadien finden. Reizvoll sind die Chloroplasten mancher Algen. Sie haben bei der Schraubenalge die Form einer Spirale, in den Zellen der Sternalge (*Zygnema*) finden sich zierliche Sternchen. Ein dankbares Objekt sind in dieser Hinsicht auch die hübschen einzelligen Jochalgen. Da die Beschaffung von Algen keine Schwierigkeiten bereitet, untersuchen wir auch hier lebende Pflanzen.

Herstellung einer Rohchlorophyll-Lösung

Die Blattfarbstoffe lassen sich mit Fettlösungsmitteln extrahieren. Am einfachsten ist es, grüne Blätter, etwa von der Brennnessel, in Spiritus zu kochen. Leider ist

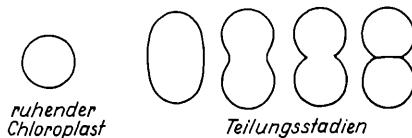


Abb. 2: Teilung der Chloroplasten

diese Methode feuergefährlich. Daher soll noch ein harmlöseres Verfahren angegeben werden. Die Blätter werden zunächst in siedendem Wasser abgetötet. Dies ist notwendig, weil erst nach Zerstörung der semipermeablen („halbdurchlässigen“) Membranen der Farbstoff austreten kann. So dann zerkleinert man die Blätter mit der Schere und übergießt sie mit Brennspiritus. Dann setzt man zur Neutralisation von Pflanzensäuren eine Messerspitze Kalk zu und zerreibt die Blattstückchen mit dem Pistill in der Reibschale zu einem Brei. Zweckmäßig gibt man vorher etwas reinen Quarzsand zu. Den Extrakt filtrieren wir in Reagenzgläser oder in einen Erlenmeyerkolben. Die grüne Lösung zeigt rote Fluoreszenz. Man kann das am besten feststellen, wenn man von oben ins Reagenzglas blickt.

Unser Rohchlorophyllextrakt ist ein Gemisch verschiedener Farbstoffe. Die Farben können mit Hilfe eines Filtrerpapierstreifens voneinander getrennt werden. Dazu wird der Streifen senkrecht in die Lösung gehängt. Er soll dabei die Gefäßwände nicht berühren. Die Farbstoffe werden vom Papier kapillar angesaugt. Infolge verschiedener Adsorptionsfähigkeit wandern

sie verschieden weit. Die schwer adsorbierbaren Carotinoide finden sich oben, die leicht adsorbierbaren Chlorophylle unten.

Die Anwendung von Chromatographiepapier führt zu besseren Ergebnissen (nach BUKATSCH). Wir extrahieren mit Azeton. Die schmale Kante des Papierstreifens taucht man so lange in die Lösung, bis der Farbstoff etwa 1 cm hoch gestiegen ist. Dann läßt man trocknen und wiederholt die Prozedur etwa fünfmal. Zum Schluß läßt man etwas reines Lösungsmittel nachsaugen.

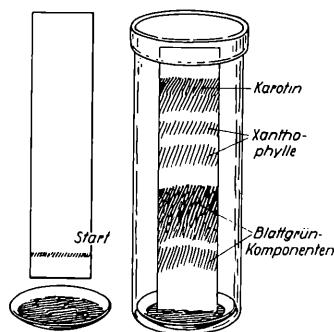


Abb. 3: Chromatographie der Blattfarbstoffe (aus BUKATSCH, Nahrungsmittelchemie für Jedermann, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1959)

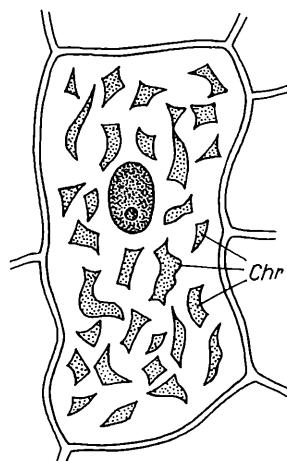


Abb. 4: Zelle mit Chromoplasten aus dem Kelch der Kapuzinerkresse

Man faltet jetzt den Streifen in der Längsrichtung und stellt ihn in ein Einmachglas, das 20 ccm Benzol enthält. Das Glas wird dicht verschlossen. Das Chromatogramm kann nach 1–1½ Stunden ausgewertet werden. Zuoberst finden wir orangefarbenes Carotin, darunter gelbes Xanthophyll und die beiden Chlorophylle (a oben, b unten).

Gelbe Farbstoffe

Die gelben Farbstoffe gehören entweder zu den Carotinoiden oder zu den Flavonen. Ihre Unterscheidung erfolgt am besten auf chemischem Wege (s. u.). Die gelben Farbstoffe sind zumeist ebenfalls an einen Eiweißträger gebunden. Zur Untersuchung wählen wir die Kelchblätter einer jungen Blüte der Kapuzinerkresse. Von den Kelchblättern stellen wir einen dünnen Flächenschnitt her und untersuchen ihn sofort in Wasser, da sich die Farbstoffträger im Wasser verändern. Beim Einlegen soll sich die Epidermis oben befinden. Die Farbstoffkörper (Chromatophoren) zeigen kristallartigen Bau. Ähnliche Chromatophoren fin-

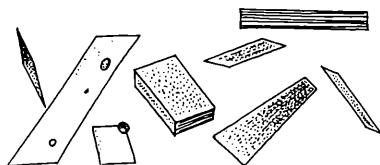


Abb. 5: Chromoplasten aus der Möhrenwurzel

den wir im Fruchtfleisch der Weißdornfrüchte und der Hagebutten. Die Farbstoffkörper im Fruchtfleisch der Tomaten sind dagegen rund. Die Wurzel der Mohrrübe enthält orangefarbene, kristallinische Chromatophoren, die die Form von Tafeln oder Rhomben aufweisen. In seltenen Fällen sind die Farbstoffe im Zellsaft gelöst. Dies ist z. B. bei der Schlüsselblume, beim gelben Fingerhut und bei der Königskerze der Fall. Zur Untersuchung bringen wir Blütenblätter der Königskerze (*Verbascum nigrum*) in Wasser. Die Luft entfernen wir durch Druck aufs Deckglas.

Chemischer Nachweis von Carotinoiden

Ein Stückchen der Mohrrübe wird in der Reibschale nach Zufügen von Quarzsand und Petroläther zerrieben. Der Extrakt wird filtriert. Zum Nachweis gibt man zu 10 ccm Extrakt 2 ccm konzentrierte Schwefelsäure. Die auftretende blaue Farbe beweist die Anwesenheit von Carotinoiden.

Chemischer Nachweis von Flavonen

Wir zerkleinern etwa 2 g Pflanzenmaterial (Quitten oder gelbe Äpfel) und übergießen sie in einem großen Reagenzglas mit 20 ccm 10%iger Ameisensäure. Dann wird das Glas verkorkt und 24 Stunden stehen gelassen. Wenn keine Anthocyane vorliegen, ist das Filtrat farblos bis gelblich. Zu anthocyanfreiem Filtrat geben wir einige ccm Salmiakgeist. Falls Flavone vorhanden sind, tritt eine intensive gelbe Färbung auf, die nach einiger Zeit in Braun umschlägt. Enthält

der Extrakt Anthocyan, dann schütteln wir mit dem gleichen Volumen Äther. Anschließend trennen wir die Ätherschicht, die die Anthocyane enthält, ab und untersuchen die wässrige Schicht auf Flavone.

In den Blüten treten die Flavone oft nicht hervor. In Ammoniakdämpfen färben sich jedoch viele weiße Blüten gelb, was auf die Anwesenheit von Flavonen hinweist.

Anthocyane

Rote und blaue Färbungen im Pflanzenreich beruhen auf der Anwesenheit von Anthocyanaen. Die Farbstoffe sind im Zellsaft gelöst. Zur mikroskopischen Untersuchung ziehen wir die Epidermen ab und untersuchen in Wasser. Da die Epidermis des Immergrüns und der roten Rosen sich leicht abziehen lässt, seien die Blütenblätter dieser Pflanzen zur Untersuchung empfohlen.

Gewinnung des Anthocyans

Wir extrahieren den Farbstoff aus roten und blauen Blütenblättern, aus Ligusterbeeren, aus den Blättern des Rotkohls und anderen Objekten. Das Material wird zerkleinert und mit destilliertem Wasser aufgekocht. Anschließend filtern wir und

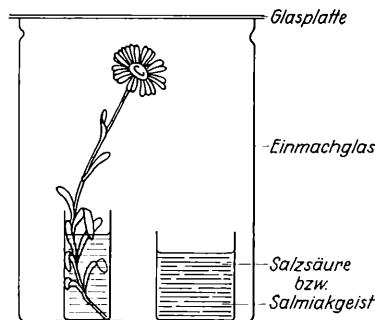


Abb. 6: Umfärbung einer Blüte durch Säure- oder Laugendämpfe

verteilen das Filtrat auf zwei Reagenzgläser. Den einen Teil des Extrakts versetzen wir tropfenweise mit verdünnter Essigsäure: das Anthocyan färbt sich rot. Zum anderen Reagenzglas geben wir Natronlauge. Der Farbstoff wird blau und nach weiterem Laugen Zusatz grün bis gelb. Nach RÖMPP können wir auch ganze Blüten umfärben. Man bringt die Blüten in ein Einmachglas, in das man außerdem ein Schälchen mit Salzsäure bzw. Salmiakgeist stellt. Das Einmachglas wird mit einer Glasplatte bedeckt. Die Salzsäuredämpfe färben blaue Blüten rot, die Ammoniakdämpfe rote Blüten blau. Auf Grund dieser Beobachtungen hat man aus der Blü-

tenfarbe vielfach auf die Reaktion des Zellsafts geschlossen. Rote Blüten sollen saueren Zellsaft enthalten, blaue alkalischen. Hier ist jedoch Vorsicht am Platze, da in der Zelle offenbar noch andere Faktoren eine Rolle spielen. So weist z. B. der Zellsaft der blauen Kornblume einen pH-Wert von 5 auf, reagiert also deutlich sauer.

Blutvarietäten

Unter den Blutvarietäten sind Blutbuche und Bluthasel allgemein bekannt. Wir untersuchen Blätter der genannten Arten mikroskopisch. Dazu fertigt man mit der Rasierklinge Querschnitte an. Die Epidermiszellen enthalten roten Zellsaft. Die Rotfärbung führt von Anthocyan her. Wenn wir zerkleinerte Blätter in Wasser kochen, wird das Anthocyan herausgelöst. Wir können dann auf die übliche Art Chlorophyll nachweisen.

Herbstfärbung

Vor dem herbstlichen Laubfall zerfallen die Chloroplasten, wovon wir uns auf Blattschnitten überzeugen können. Das Chlorophyll wird abgebaut. Die Abbauprodukte werden zur Speicherung in Stamm und Wurzel geleitet. Die Umfärbung des Blattes unterbleibt, wenn man den Hauptnerv durchtrennt. Da das Xanthophyll und die Carotinoide nicht abgebaut werden, erscheinen viele Blätter im Herbst gelb. Rote Farben, wie wir sie besonders schön bei der Roteiche beobachten können, beruhen auf Neubildung von Anthocyan. Nach dem Absterben der Blätter treten braune, was-

serlösliche Farbstoffe auf. Die braune Farbe stellt ein Oxydationsprodukt phenolartiger Substanzen dar. Durch kurzes Aufkochen werden die für die Oxydation notwendigen Fermente zerstört, die Braunfärbung unterbleibt daher. Manche Pflanzen sind zum Chlorophyllabbau nicht befähigt und werfen deshalb ihre Blätter grün ab (z. B. Schwarzerle).

Bemerkungen zum Unterricht

Die meisten der geschilderten Versuche müssen wohl den Schülerübungen vorbehalten bleiben, da im normalen Unterricht die Zeit dafür fehlt. Je nach Umständen sollte jedoch der eine oder andere Versuch vom Lehrer vorgeführt werden. Die Schüler erfahren im allgemeinen viel zu wenig von der Pflanzenphysiologie und ihren Arbeitsmethoden. Schon auf der Mittelstufe kann man anlässlich der Besprechung der Assimilation einen Chlorophylleextrakt herstellen und die Farbstoffe papierchromatographisch trennen. Die Versuche dazu erfordern relativ wenig Zeit und kaum Vorbereitung.

L iteratur

1. BUKATSCH: Nahrungsmittelchemie für Jedermann, Franckh, Stuttgart
2. BUKATSCH: Kosmos, Jahrg. 1958 S. 430 ff., Franckh, Stuttgart
3. PAECH: Biochemie und Physiologie der sekundären Pflanzstoffe, Springer, Berlin
4. PAECH und SIMONIS: Übungen zur Stoffwechselphysiologie der Pflanzen, Springer, Berlin
5. STRASBURGER-KOERNICKE: Das kleine botanische Praktikum, Fischer, Stuttgart

Zur Einführung in die Mikroskopie

Abdrucke von Pflanzenteilen nach dem „ROX-Replica“-Verfahren

Von Martin Deckart, Bad Tölz

In Heft 6, Jg. 48, S. 161, 1959 des „Mikrokosmos“ ist die Herstellung von Abdrucken von Geweben nach dem „Rox - Replica“-Verfahren in Uhu und Uhu-Hart beschrieben.

Ich habe versucht, das Verfahren auf Pflanzenteile anzuwenden, wofür sich Blätter besonders eignen, vor allem ihre Unterseite wegen der dort in Mengen vorhandenen Spaltöffnungen. Das von THEODORE LOSKE geschilderte Verfahren kann für diesen Zweck etwas vereinfacht werden: Zu beiden Seiten des Objektträgers, auf dem der Abdruck geschehen soll, wird je ein Objektträger gelegt, der durch eine einfache oder doppelte Papierunterlage etwas dicker ist. Dann wird der Tropfen Uhu in der dort beschriebenen Weise ausgestrichen, am besten mit erst steil, dann flacher gehaltenem Objektträger. Beim Abdruck wird genau so verfahren, wie LOSKE es für Ge-

webe beschrieben hat. — Es ist ganz erstaunlich, wie viele der feinsten Reliefs der Blattfläche dabei wiedergegeben werden, und wenige werden diese Feinheiten von der Oberfläche des echten Blattes kennen, da hierfür die Führung der Auflichtbeleuchtung sehr große Schwierigkeiten bietet.

Auch bei der Betrachtung des Abdruckes, dessen Einzelheiten nunmehr prächtig in einer Ebene liegen, ist die sorgfältige Führung der Beleuchtung sehr wichtig. Bei zentraler Hellfeldbeleuchtung muß man sehr stark abblenden, um ein kontrastreiches Bild zu bekommen, und das hat seine großen Nachteile. Sehr viel besser ist eine schiefen Beleuchtung, worauf ja auch LOSKE hinweist. Ich habe in Mikrokosmos 44, 64, 1954 eine bequeme Anordnung für schiefen Beleuchtung beschrieben: Eine „Sternblende“ in den Blendenträger des ABBE-

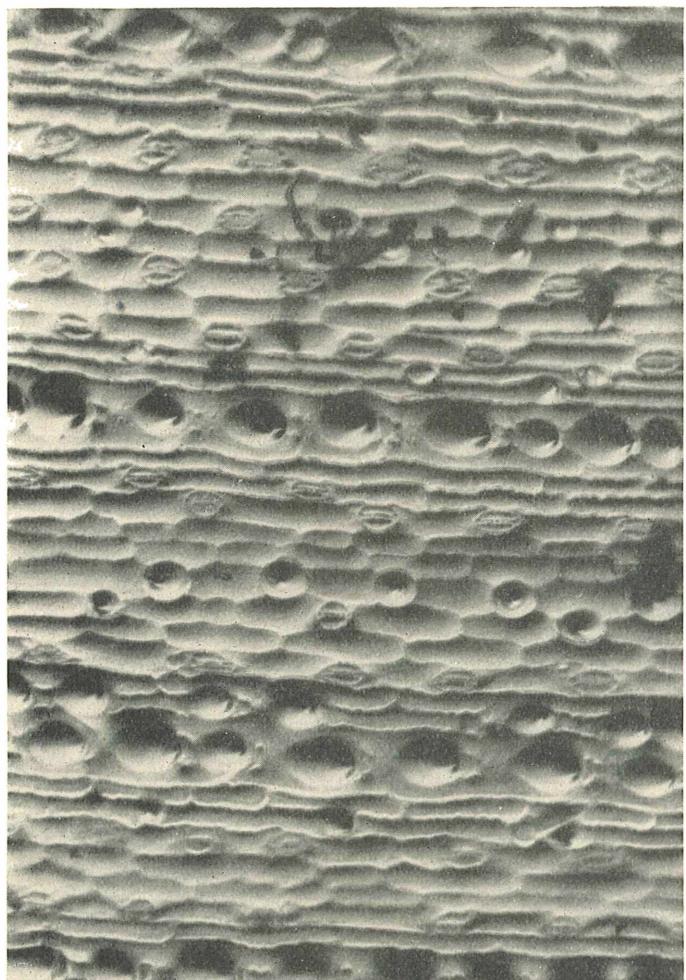


Abb. 1: Gerste, Blattunterseite, Obj. 20×, Ok. 8×. Vgr. 440× Hellfeld, Schiefe Beleuchtung

schen Beleuchtungsapparates eingelegt, ergibt bei offenen Blenden und hoher Stellung des Beleuchtungsapparates Dunkelfeldbeleuchtung. Wird der Blendenträger mit der Sternblende mehr oder weniger zur Seite geschoben, so wird zusätzlich eine schiefe Hellfeldbeleuchtung erzeugt. Bei richtiger Höheneinstellung des Beleuchtungsapparates bleibt das ganze Gesichtsfeld gleich hell. So werden viele dieser Abdrucke vorzüglich abgebildet, und es kommt noch hinzu, daß sie plastisch zu sehen sind. Ob allerdings immer als die plastischen Negative, die sie ja sind, hängt stark von der Richtung der Schatten ab. Sie müssen so gerichtet sein, daß das Licht von (etwas links) oben einzufallen scheint. Das Bild vom Gerstenblatt zeigt diesen Effekt sehr schön: dreht man es um, so erscheint es als Positiv. Im allgemeinen ist es aus psychologischen Gründen nicht immer leicht, die Abdrücke im Mikroskop als Negative zu sehen — obgleich man sich durch Drehen an der Mikrometerschraube leicht davon überzeugen kann, daß sie es sind.

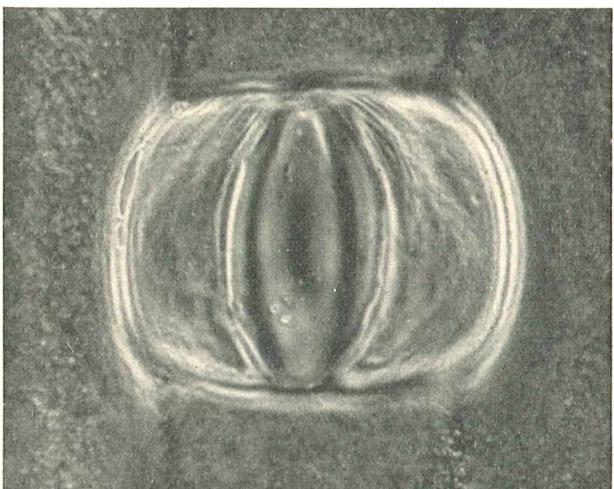


Abb. 2: *Tradescantia virginica*. Blattunterseite, eine Spaltöffnung. Phasenkontrastkondensor, Obj. Pv 40, Vgr. 900×

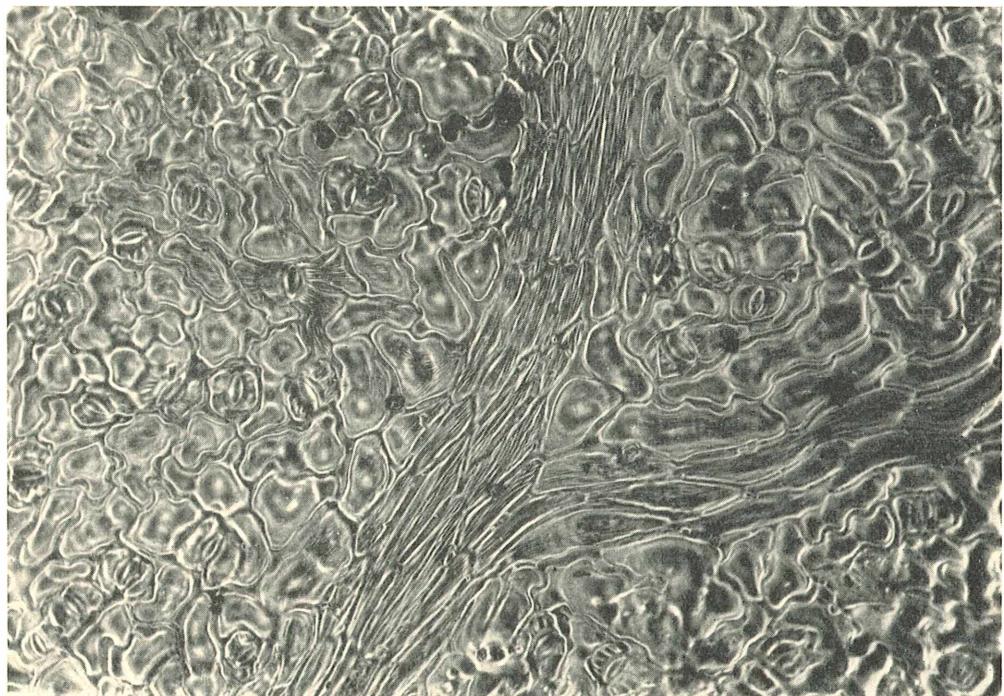


Abb. 3: Winde, Blatt, Unterseite. Phasenkontrastkondensor, Obj. Pv 10× Vgr. 220×

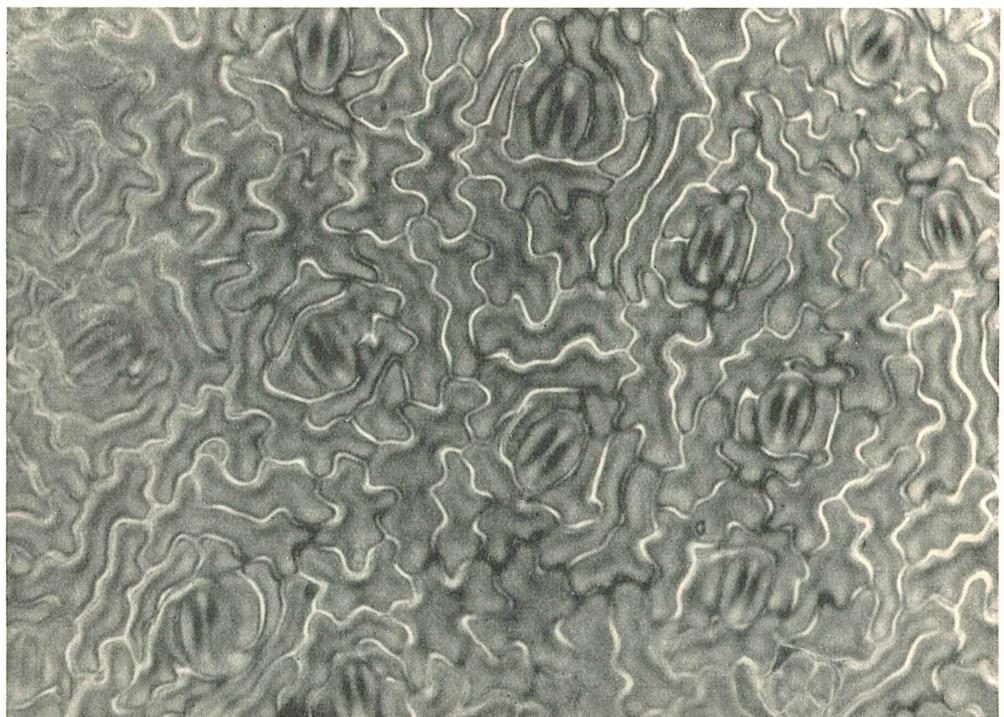


Abb. 4: Alpen-Ampfer, Blatt, Unterseite. Phasenkontrastkondensor, Obj. Pv 20× Vgr. 440×

Trotz des Fehlens dieser plastischen Wirkung ist grundsätzlich die Betrachtung mit Phasenkontrastobjektiven und Phasenkontrastkondensor vorzuziehen (wenn sie zur Verfügung stehen), da es sich ja um echte Phasenobjekte handelt, und man braucht dabei keine Scheu auch vor starken Vergrößerungen zu haben. Man darf natürlich nie vergessen, daß immer nur die Form

der Oberfläche wiedergegeben ist und nichts was darunter ist. Verlockend ist, daß die Präparate mit dem denkbar geringsten Aufwand an Material und Arbeit herzustellen sind und daß sie sich vermutlich jahrelang halten. Man versuche auch Abdruke von Blütenblättern herzustellen, die z. Teil eine überraschende Plastik zeigen.

Winke fürs Labor

Ein selbstgebautes Polarisationsmikroskop und seine Anwendung

Von Franz Bukatsch, München

Ohne großen Kostenaufwand und mit einfachen Mitteln ist es möglich, jedes Mikroskop mit einer Polarisationseinrichtung zu versehen und damit dem Liebhaber der Mikroskopie ein neues, weites und interessantes Betätigungsgebiet zu erschließen. Zunächst ist die Beschaffung von zwei Polarisationsfolien („Pol.-Filter“) nötig, eine im Format von etwa 1x1 cm, die andere ungefähr 2x2 cm groß. Solche Folien, die die Stärke eines photographischen Films haben und sich leicht mit der Schere beliebig zuschneiden lassen, sind im Handel erhältlich (z. B. Fa. Käsemann, Oberaudorf, u. a., fertig gefaßte Folien bei Kosmos-Lehrmittel, Stuttgart).

Die kleinere Folie kleben wir am Rande vorsichtig mit einer Spur Uhu-Kleber auf die Zwischenblende des Okulars, die durch Abschrauben der Augenlinse zugänglich wird, dann setzen wir das Okular wieder zusammen. Dieses kann nach wie vor auch zu jeder gewöhnlichen Betrachtung dienen,

sofern wir darauf achten, nicht durch Fingerabdrücke das Gesichtsfeld zu trüben. Die größere Folie wird, evtl. durch einen Papp-, Draht- oder Korkring gehalten, in der Blendenhülse des Objekttisches befestigt; falls ein Kondensor vorhanden ist, wird sie einfach zwischen die Linsen des selben gelegt.

Damit ist das Mikroskop betriebsbereit und zum Polarisationsinstrument geworden. Freilich ersetzt es nicht die großen, aber sehr teuren Geräte des Handels, ist aber doch erstaunlich leistungsfähig. Bevor wir unsere Streifzüge in die neue Beobachtungswelt beginnen, noch ein ganz klein wenig Theorie:

Normales Licht kann als eine transversale Schwingung (bildlich) aufgefaßt werden, mit Amplituden in allen Richtungen senkrecht zum Verlauf des Strahls. Früher mußte man, um alle Schwingungsrichtungen bis auf eine zu beseitigen, umfangreiche und z. T. teure Einrichtungen

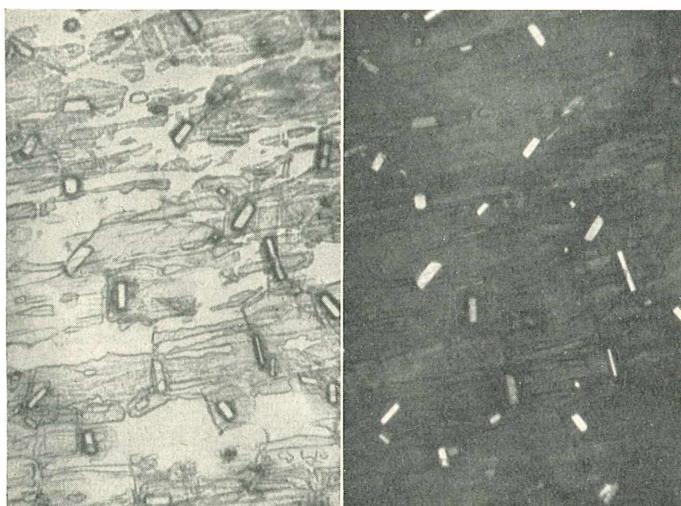


Abb. 1 (links): Oxalatkristalle in der Zwiebelhaut (*Allium cepa*).
Abb. 2 (rechts): Dieselben Oxalatkristalle im polarierten Licht

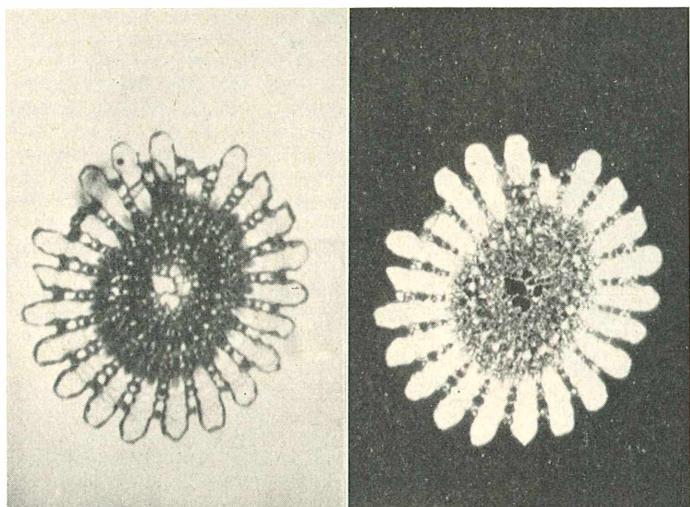


Abb. 3 (links): Querschliff durch einen Seeigelstachel
Abb. 4 (rechts): Querschliff wie Abb. 3 im Polarisationsmikroskop

anwenden, wie Pakete reflektierender Platten oder bestimmt präparierte, klare Kalkspatprismen, sogenannte „Nicol's“. Heute tut unsere kleine, nur leicht gefärbte Folie die gleichen Dienste. Das Filter unter dem Objektisch läßt ebenfalls nur eine Schwingungsrichtung durch, die anderen werden gesperrt. Wir haben somit „linear polarisiertes“ Licht, das unser Präparat und dann die Linsen unseres Instrumentes durchsetzt. Im Okular haben wir nun ein ganz gleich wirkendes Filter; drehen wir das Okular so, daß die durchgelassenen Schwingungsrichtungen übereinstimmen, erscheint das Gesichtsfeld optimal hell. Drehen wir das Okular langsam um 90° , so wird es zunehmend dunkler, bis im rechten Winkel die sogenannte Auslösungsstellung erreicht ist. Diese benutzen wir nun für die weiteren Untersuchungen. Nicht nur das Gesichtsfeld ist dunkel, ebenso erscheint auch der Objekträger, ein Wassertropfen usw., den wir wie üblich in den Strahlengang bringen. Beim Durchgang bleibt die Schwingungsrichtung des polarisierten Strahls unverändert und wird daher im Okularfilter gelöscht. Anders ist die Lage, wenn wir ein Präparat einstellen, dessen Strukturen die Schwingungsrichtung des Lichtes zu drehen vermögen — man nennt sie „doppelbrechend“ — dann hellt sich das Gesichtsfeld an den betreffenden Stellen auf. Der Eindruck gleicht rein äußerlich dem Dunkelfeld, hat aber grundverschiedene physikalische Ursachen. All das erscheint hell auf dunklem Grund, was den polarisierten Strahl aus seiner Richtung dreht, seien es kleinste Kristalle, mineralisierte Gewebebestand-

teile wie Knochen und Zähne, oder submikroskopisch feine biologische Strukturen, die aus abwechselnden Schichten bzw. Fasern verschiedener optischer Dichte bestehen („Struktur- oder Formdoppelbrechung“). — Dies genüge zur Einführung; wer tiefer in die etwas spröde, aber doch interessante Materie eindringen will, sei auf das Gösch-Bändchen 619 (BUCHWALD: Einführung in die Kristalloptik) verwiesen.*)

Doppelbrechende Kristalle finden sich oft als Einschlüsse pflanzlicher Zellen bzw. Gewebe, so z. B. die kleinen Kristallchen aus Gips in den Endbläschen der mond-förmigen Zieralge *Closterium* in Moorbwässern. Noch häufiger als Kalkoxalat im Parenchym höherer Pflanzen, als Nadelbüschel (Raphiden) z. B. in den Sprossen der beliebten Zierpflanze *Tradescantia* oder als Prismen in den durchscheinenden, etwas tiefer liegenden Hüllschuppen der Küchenzwiebel. Da wir diese sogleich zur Hand haben, machen wir damit den ersten Versuch. Ein Stückchen der eben noch trockenen Schuppen, die den saftigen Niederblättern anliegen, bringen wir in Wasser mit Deckglas unter das Mikroskop,

*) Hohe Ansprüche erfüllt: H. FREUND: Handbuch der Mikroskopie I (Umschau-Verlag Frankfurt).

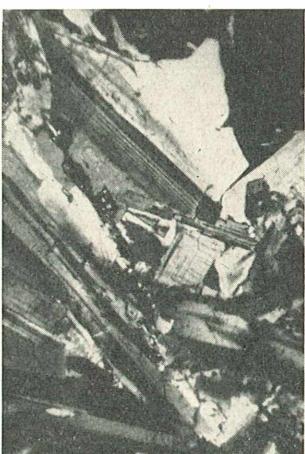


Abb. 5: Querschliff durch ein basisches Tiefenstein (Zwillingsstreifung der Plagioklaskristalle)

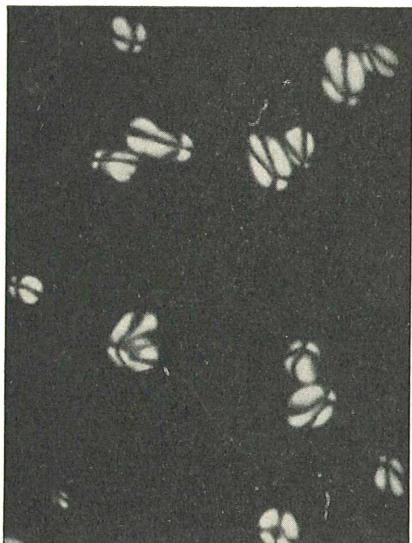


Abb. 6: Kartoffelstärkekörner im polarisierten Licht (Sphärokristalle mit Balkenkreuz)

nachdem wir zur leichteren Einstellung durch Drehung des Okulars das Gesichtsfeld aufgeheilt haben (so läßt sich stets die Scharfstellung des Objekts bequem bewirken und das Bild erscheint in der gewohnten Weise — Abb. 1); die Kristalle sind in den Zellen erkennbar. Drehen wir nun auf „Dunkelstellung“, so leuchten die Kristalle hell auf dunklem Grund (Abb. 2). Besonders zum Auffinden sehr kleiner Kristalle leistet die Methode gute Dienste. Stark mineralisierte Gebilde des Tierkörpers (Zähne, Knochen, Kalkschalen der Stachelhäuter und Weichtiere) geben eindrucksvolle Bilder, wie der Vergleich einer Hellfeld- (Abb. 3) und Polarisationsaufnahme (Abb. 4) eines Querschliffes durch einen Seestigel-Stachel zeigt. Zur Herstellung derartiger Präparate sagt man mit einem harten Metallsägeblatt (Laubsäge) ein dünnes Scheibchen des verkalkten Objektes ab, glättet eine Seite mit Schmirgelpapier und Feile und klebt diese mit Kanadabalsam oder Caedax auf einem Objektträger fest. Nach dem Erhärten des Kittes wird die Oberseite mit Feile und Schmirgel bearbeitet, bis genügende

Durchsichtigkeit erreicht ist, schließlich in Balsam oder Caedax unter dem Deckglas eingeschlossen. Grundsätzlich lassen sich so auch mineralogische bzw. gesteinskundliche Präparate herstellen, nur ist die Herstellung langwieriger und schwieriger; einen Steinsschliff, der im Hellfeld recht unansehnlich erscheint, zeigt Abb. 5 im polarisier-ten Licht: Hier treten die Kristalle bestimmter Feldspatanteile (sogen. Plagioklase) deutlich an der feinen Parallelstreifung hervor („Zwillingsriefung“). Somit wird für den Gesteinsfachmann das Polarisationsmikroskop ein wichtiges Hilfsmittel zur Erkennung der petrographischen Gemiengteile.

Doch bleiben wir bei biologischen Objekten! Einen Übergang von der Kristall- zur Faserstruktur stellen zum Beispiel die bekannten Stärkekörper dar. Das Bild der Kartoffelstärke im Mikroskop dürfte allgemein bekannt sein (vgl. dazu Abb. 21 in D. KRAUTER: Mikroskopie im Alltag, Stuttgart, 1959); um so überraschender erscheint der Anblick zwischen gekreuzten Pol.-Filtern, wie Abb. 6 zeigt. Die Stärkekörper leuchten hell auf dunklem Grund und weisen jeweils ein dunkles Balkenkreuz auf, dessen Arme sich im Bildungszentrum schneiden. Diese Erscheinung findet folgende Erklärung: das Stärkekorn besteht aus zahllosen, submikroskopisch feinen Kriställchen, die vom Bildungszentrum radial, wie Sonnenstrahlen, ausgehen; dies wiederholt sich in jeder Schicht des Korns, so daß dieses eine etwa eiförmig-rundliche Kristalldruse, einen „Sphärokristall“ dar-

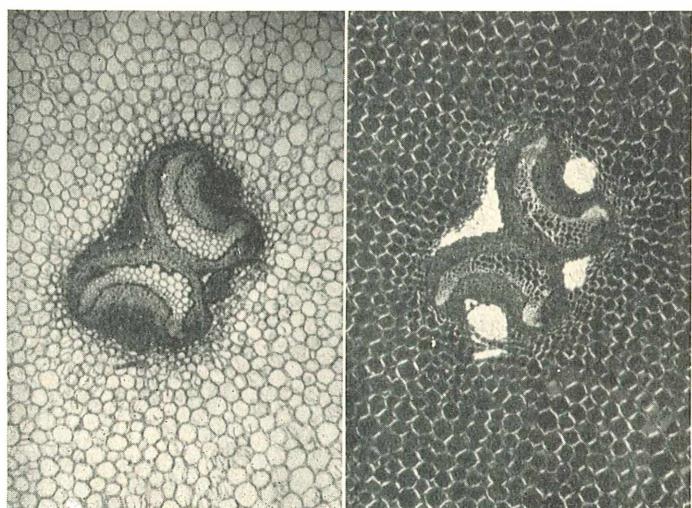


Abb. 7 (links): Gefäßbündel aus dem Wedelstiel vom Hirschnzungsfarn (*Scolopendrium vulg.*) im gewöhnlichen Licht: die versteifenden Bastbeläge sind rötlich, in der Aufnahme dunkel.

Abb. 8 (rechts): Präparat wie Abb. 7, aber im polarisierten Licht: die Bastbeläge leuchten hervor.

stellt. Je nach ihrer Stellung leuchten nun diese Elementarkristalle auf, oder sie bleiben dunkel — so entsteht das Balkenkreuz. Wir können uns von dieser Erscheinung leicht überzeugen, wenn unser Mikroskop einen Drehtisch besitzt: auch Kalkoxalatkristalle, seien es nun Raphiden aus *Tradescantia*, Nadeln aus dem Blattparenchym der Schwertlilie, oder die oben genannten Einschlüsse der Zwiebelschale, leuchten beim Drehen des Präparates um 360° viermal auf, dazwischen gibt es vier scharf definierte Dunkelstellungen. Dies erklärt auch, warum in Abb. 2 die Kristallestellungen bedingt unterschiedlich hell erscheinen.

Nicht nur Stärke, auch das wasserunlösliche Polysaccharid Zellulose, die Gerüstsubstanz der pflanzlichen Zellwände, ist feinfaserig-doppelbrechend. Dies offenbart sich, wenn wir einige Baumwoll-(Watte)-fäden im polarisierten Licht mikroskopieren. Die parallele, meist schraubig zur Zell-Längsachse gerichtete Lagerung von Zellulosemakromolekülen, hier „Micelle“ genannt, bedingt dies. Auch hier bekommen wir bei Drehung des Präparates abwechselnd Aufleuchten und Dunkelstellung. Besonders tritt diese Struktur doppelbrechung auch an Querschnitten dickwandiger Zellen (Sklerenchym, Bastfasern usw.) auf. Als Beispiele mögen die Abb. 7 und 8 dienen: sie zeigen das zentrale Gefäßbündel des Hirschzungenfarn-Wedelstiels (*Scolopendrium vulgare*). Das konzentrische Bündel (Holzteil innen) ist von 4 im gewöhnlichen Licht rotbraunen Bastfaserbelägen umgeben, die im Polarisationsmikroskop hell aufleuchten; übrigens offenbart Bild 8 auch die Micellarstruktur der Parenchymzellwände (helle und dunkle Quadranten).

Dankbare Objekte für Formdoppelbrechung im Tierreich stellen die Chitpanzer der Insekten, bes. an dickeren Stellen, z. B. Mundwerkzeuge, dar. Die im gewöhnlichen Licht auch bei starker Vergrößerung nur zart sichtbare Querstreifung der Bewegungsmuskulatur, bedingt durch abwechselnde Schichtung verschieden-brechender Lagen der „Isotropen“ und „anisotropen“ Substanz der Myofibrillen tritt nicht nur bei Wirbeltier-, sondern auch bei Insektenmuskeln polarisationsoptisch unvergleichlich viel deutlicher hervor.

Vielleicht wird mancher Beobachter schon bei diesen wenigen Beispielen, die nur als Anregung für weitere Forschungsstreifzüge auf dem Gebiet der Polarisationsmikroskopie gedacht sind, auch das Auftreten von Farben im polarisierten Licht bemerkten haben, die mit den natürlichen Farben des Objekts nicht das geringste zu tun haben. Es handelt sich hier um sogenannte „Interferenzfarben“, die durch Überlage-

rung verschiedener Lichtschwingungen verursacht werden. Sie treten z. B. auch bei Perlmutter oder an Seifenblasen deutlich auf. Näher darauf einzugehen, würde viel trockene Theorie erfordern; hier sei nur auf die Ähnlichkeit mit der akustischen Erscheinung der „Schwebung“, wie sie beim Zusammenklang nahezu gleich hoher Töne auftritt, verwiesen.

Wer solche Farberscheinungen in besonders schöner Weise im Polarisationsmikroskop genießen will, möge Tropfen bestimmter Salzlösungen, Magnesiumsulfat, Kali- oder Natronsalpeter, Bleinitrat und dgl. unter dem Polarisationsmikroskop ohne Deckglas verdunsten lassen und die

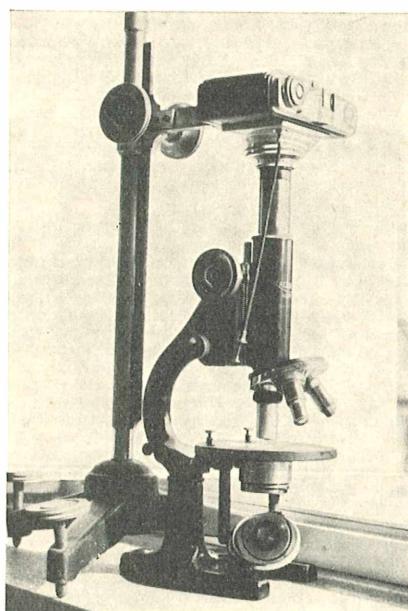


Abb. 9: Einfache Anordnung zu Mikroaufnahmen mit einer Kleinbildkamera

Kristallisation bei schwacher Vergrößerung verfolgen. Kochsalz und andere in Würfelform kristallisierende Verbindungen eignen sich mangels Doppelbrechung nicht dazu. Die auf dunklem Grund sich hell hervorhebenden Kristalle durchlaufen mit zunehmender Dicke ein wunderbares, allmählich blasser werdendes Farbenspiel!

Abschließend sei noch ein Hinweis zu den Bildern gegeben: Zur Aufnahme polarisationsoptischer Erscheinungen im Mikroskop eignet sich, wie auch zur normalen Mikrophotographie, jede bessere Kleinbildkamera, die man mit Einstellung „Unendlich“ unmittelbar (mittels Stativ) über dem Okular des visuell scharf eingestellten Mikroskops anbringt. Unsere Anordnung

zeigt Abb. 9 (Selbstadaptiertes Reichertmikroskop mit zwei Polfiltern, darüber Kleinbildkamera Dignette). Eine starke

Mikroskopierlampe ist erwünscht; die Belichtungszeiten müssen durch Probeaufnahmen ermittelt werden.

Kleine Mitteilungen

Die Wachstumsansprüche von vier Rassen von Phytophthora infestans in synthetischen Medien. Gefragt war, ob die Pathogenitätsunterschiede verschiedener *Phytophthora*-Rassen aus ihren unterschiedlichen Ansprüchen an das Nährsubstrat zu erklären sind. Die Grundnährösung (1 g K₃PO₄, 1 g MgSO₄, 5 g Glukose, 1 mg FeCl₃, 1 g Asparagin, 0,2 mg Thiamin, 1 l H₂O, pH 6,5) gestattete nur zwei Rassen gutes Wachstum. Die zwei anderen wuchsen nicht, selbst bei Zusatz von weiteren 24 Stickstoffquellen. Lediglich Pepton gewährleistete gutes Wachstum. Als beste Stickstoffquellen erwiesen sich Asparagin, Alanin und Pepton. Anorganische N-Quellen waren nicht verwertbar. Beste Kohlenstoffquellen waren Glukose, Fruktose, Saccharose und Glycerin. Zusatz von zwölf verschiedenen Vitaminen beeinflußte das Wachstum nicht. Sehr bemerkenswert ist nun die Tatsache, daß die zwei Rassen, die bisher nicht gewachsen waren, nach Zusatz von Ascorbinsäure zu normaler Entwicklung gebracht werden konnten. Gleich positive Wirkung ergab auch das Reduktionsmittel Na-Thioglykolat. Dies zeigt, daß das Wachstum dieser beiden Rassen von einem geeigneten Redoxpotential des Nährsubstrates abhängt.

(HODGSON Canad. J. Plant Sci. 38, 145–154 1958.)

Dr. H. H. Dittrich

Färberische Darstellung von Pollenschläuchen im Griffel. Zum Studium des Wachstums des Pollenschlauches durch den Griffel empfiehlt MARTIN die Beobachtung der Fluoreszenz nach Anilinblaufärbung. 48 Stunden nach Pollenbelegung der Narben werden die Griffel verarbeitet. Besonders gut gelingen Präparate mit Arten von *Capsicum*, *Lycopersicum*, *Phaseolus* und *Physalis*. Nach Fixieren in einer Mischung aus Formalin, Eissigsäure und 80% Alkohol (1:1:8) und Aufhellen und Aufweichen in etwa 8n-NaOH wird in 0,1% Lösung von Anilinblau in 0,1n-K₃PO₄ gefärbt. Die Griffel können in Ausstrichen oder in Schnitten untersucht werden und lassen im verdunkelten Raum bei Beleuchtung mit ultraviolettem Licht (356 m μ) die Wände der Pollenschläuche aus Kalllose leuchtend gelb-grün gegen das bläuliche oder graue Griffelgewebe fluoreszieren. — Erwähnenswert dürfte hier auch MACEWANS Verfahren der Präparation pflanzlicher Embryosäcke sein, wofür sich Blüten von Arten von *Hepatica*, *Tragopogon* und *Pinus* eignen. Das umschließende Gewebe wird fixiert, gefärbt, in Paraffin eingebettet und auf Filtrierpapier leicht erwärmt, zum Verschleimen der Wände und leichteren Trennung der Zellen 3–5 Std. in Cuprammonia getaucht. Unter Wasser wird dann mit Glasnadeln der Embryosack herauspräpariert. Anhängendes Gewebe wird entfernt, das Präparat wird mit absol. Alkohol entwässert und an der Luft getrocknet, bevor es einige Stunden lang mit Immersionsöl oder Xylol vom Paraffin gesäubert wird.

Herstellung von „Cuprammonia“: Kupferdrahtstückchen werden einige Tage lang in konzentrierte Ammoniaklösung eingelegt.

(F. R. MARTIN, Stain Techn. 34, 125–128, 1959 — A. M. MACEWAN, ebend. S. 157.)

H. H. Pfeiffer

Supravitalfärbung von Schimmelpilzen. Kolonien von *Penicillium*, *Mucor*, *Aspergillus* und *Monilia* werden 1–24 Stunden in eine 0,2%ige wässrige Lösung von zuckersaurem Eisenoxyd gebracht, 1 Stunde in 10% gepuffertem neutralem Formalin fixiert, in dest. Wasser gewaschen und für ½ Stunde in eine 10% Lösung von Kaliumferrocyanid in 0,5n-Salzsäure überführt,

mehrfach gewaschen und mit Glyzeringelatine montiert. Die Wände der Hyphen, Perithezien und Sporangien werden durch die Behandlung dunkelblau, während sich ihr Plasma grünlich-blau oder gelb-grün färbt.

(A. PAUL & W. A. MOOR, Stain Techn. 34, 129–133, 1959.)

H. H. Pfeiffer

Zur Einbettung von Textilfasern, Kunststoff- und Metallfolien für das Mikroskopieren. Mit keilförmigem Messer lassen sich am Minot-Mikrotom (mit Ausnahme der harten Polyamid- und Polyacrylnitrilfasern) von Kunststoffen, von Metallfolien und Textilfasern 3 μ -Serienschritte herstellen, wenn in einer bei 75–80° C schmelzenden Mischung aus 5–6 Tl. Carnaubawachs + je 1 Tl. Candelilla- und Bienenwachs + je 1/2 Tl. Kolophonum und venetianischem Terpentin eingebettet wird (Vorsicht beim Erwärmen, damit aufsteigende Dämpfe der beiden letzten Bestandteile nicht zur Entzündung kommen!). Empfohlen werden die bekannten WALTERSchen Rahmen (s. Mikrokosmos 43, 260, 1954). Während bei Textilfasern 2–5 Min. dauernde Evakuiierung gefordert wird, ist dies bei den andern Objekten nicht nötig. Das Abkühlen erfolgt ½ Std. bei 25–30° C, dann etwa 40 Min. bei Zimmertemperatur. Längeres Liegen ist für die Schneidekonsistenz nachteilig.

(F. WALTER, Z. wiss. Mikrosk. 64, 53–54, 1958.)

H. H. Pfeiffer

Verschiedene Verfahren zur Färbung frischer, nicht entkalkter Knochengewebe. Als brauchbare Färbungen wurden in den Proben erkannt: Bei 22° C 48ständige Behandlung mit 1% basischem Fuchsin in 30% Alkohol; mit 0,033 mol. Silbernitrat (dann 48 Std. Auswaschen in viel dest. Wasser und Entwickeln am Licht); mit 0,033 mol. Nitrataten von zweiwertigem Kobalt, Blei, Quecksilber oder Kupfer (darauf 48 Std. Überführung in 0,033 mol. Na₂S); mit 0,1% Alizarinrot in dest. Wasser (und Differenzierung 48 Std. in schwach alkalischem Wasser); schließlich kann man auch 8–10 Min. in 0,1n-Kaliumpermanganat übertragen. Je nach Herkunft der Knochen müssen gelegentlich Farbkonzentration, Färbezeit und Temperatur abgeändert werden. Zum Einschließen der Präparate sind saure und Säure erzeugende Medien (auch Salizylsäure enthaltende Glyzeringelatine) unbrauchbar, Permount und Harleco synthetische Harze sehr geeignet. Einschließen in Luft ist möglich, wenn die Präparate eine gut glättete Oberfläche und mit Ring abgeschlossene Montierung bekommen.

(H. M. FROST, Stain Techn. 34, 135–146, 1959.)

H. H. Pfeiffer

Zählkammern mit fluoreszierender Netzteilung. Um für fluoreszenzmikroskopische Untersuchungen auch die Teilung der Blutzählkammern gut sichtbar zu machen, kann man gewöhnliche Kammern aus fluoreszenzfreiem Material benutzen, wenn man nach Abputzen mit einem Lederlappen einen Tropfen einer Lösung von 500 mg Anthracen in 100 cm³ Benzol aufsetzt und nach Verdunsten des Benzols den Rückstand mit sauberem Leinenlappen leicht abreibt. Die Teilstreiche des Netzes haben sich mit Anthracen angereichert und fluoreszieren bei Blaulichtanregung, bei der die Zählung der wie gewöhnlich aufgebrachten Blutzellen erfolgt. Mehr als einen halben Tag bleiben ungenutzte Kammern brauchbar; hernach werden sie mit Wasser und Benzol gereinigt.

(H. WUNDERLICH, Z. wiss. Mikrosk. 64, 47–49, 1958.)

H. H. Pfeiffer

Arbeitsprogramm der Mikrographischen Gesellschaft Wien, Oktober—Dezember 1959

- Oktober 7. Univ. Doz. Dr. H. Ballczo: Was ist das für ein Metall?
Metallnachweis ohne Verletzung des Probegutes.
14. Metallnachweis ohne Verletzung des Probegutes.
21. Metallnachweis ohne Verletzung des Probegutes.
28. Frau Prof. Dr. Janke: Mikrobiologische Forschung einst und jetzt.
29. Exkursion in das Osteir. Krebsforschungsinstitut — 19 Uhr,
Wien, IX., Borschkegasse 8—10.
- November 4. Direktor Dr. Josef Riedel: Die Tiefengesteine des nied.-öst. Waldviertels.
11. Direktor Dr. Josef Riedel: Die Ganggesteine des nied.-öst. Waldviertels mit mikr. Vorführungen.
18. Vorweisungssabend: Leitung: Dr. Vornatscher — Schmid.
26. Exkursion in die Bundesstaatliche Impfstoffgewinnungsanstalt
Wien, XVI., Possingerstraße 38 — Abteilung f. Elektronenmikroskopie — 19 Uhr.
25. Dr. Hubert Scholler, Kustos im Naturhist. Museum: Mikroskopie der Edelsteine.
- Dezember 2. Dr. Ferdinand Starmühlner: Thema und Film werden später bekanntgegeben werden.
9. Dipl.-Ing. Walter Kratzel, Versuchs- u. Forschungsanstalt der Technischen Hochschule Wien: Einführung in die Metallmikroskopie.
11. Vormerken: Vorstandssitzung, XVII., Bergsteiggasse 22!
16. Hauptversammlung — Nachsitzung Matejovsky, XVII., Bergsteiggasse 22, Ecke Geblergasse!

Alle Vortrags- und Kursabende finden in den Räumen der Gesellschaft Wien, XVII., Geblergasse 31, II. Stock, Physiksaal II, statt und beginnen pünktlich um 19.15 Uhr!
Gäste herzlich willkommen!

Bücherschau

Klaus D. Mörike und Walter Mergenthaler: *Biologie des Menschen. Ein Lehrbuch der Anatomie, Physiologie und Entwicklungsgeschichte des Menschen für Nichtmediziner.* 369 S., 332 Abb., Verlag Quelle & Meyer, Heidelberg 1959. Preis DM 26.—.

Viele Berufe fordern ein Verständnis der Anatomie und Physiologie des Menschen — Biologen, Psychologen, Pharmazeuten, aber auch Sportlehrer können ihren Beruf nur dann ausfüllen, wenn sie Bau und Leistung der menschlichen Organe kennen. Darüber hinaus sollte es ganz einfach zur Allgemeinbildung gehören, daß der Mensch auch von sich selbst etwas weiß.

Es war seither für viele Nichtmediziner schwierig, sich einen Überblick über Anatomie und Physiologie des Menschen zu verschaffen — für das Studium der einschlägigen Lehrwerke fehlten Vorbildung und Zeit, und viele populäre Darstellungen des Gebietes konnten einen wissenschaftlich geschulten Geist nicht recht befriedigen. Das ist jetzt anders: Von fachkundiger Hand geschrieben, liegt eine Biologie des Menschen vor, die auch höheren Ansprüchen genügt, ohne indessen nennenswerte Vorkenntnisse vorauszusetzen.

Eine kritische Bemerkung voraus: Das Buch ist so umfassend, daß mancher Biologiestudent versucht sein wird, auf die Anschaffung besonderer anatomischer und physiologischer Lehrbücher zu verzichten, da im „Mörike-Mergenthaler“ ja „alles drin steht“. Gerade dem Biologen aber kann das Werk nicht genügend bieten: Die physiologischen, vor allem die chemisch-physiologischen Zusammenhänge sind zwangsläufig vereinfacht dargestellt und kommen überhaupt ein wenig zu kurz. Anatomie und Entwicklungsgeschichte lassen die für den Biologen entscheidend wichtige vergleichende Betrachtung ganz vermissen. Mit dieser bescheidenen Einschränkung soll aber der Wert des Buches in keiner Weise herabgesetzt

werden — für alle „Nichtbiologen“ unter den „Nichtmedizinern“ wurde hier das Lehrbuch der Humanbiologie geschaffen, und auch der voll ausgebildete Biologe wird das Werk zur Auffrischung seines Wissens und zum Nachschlagen mit Gewinn benützen.

Nach einem kurzen histologischen Überblick werden die Organsysteme besprochen, und zwar in einer erfreulichen Synthese von morphologischer und physiologischer Betrachtung. Wie untrennbar Bau und Funktion verknüpft sind, wie das eine ohne das andere schlechterdings nicht verständlich ist, muß jedem einleuchten, der auch nur wenige Seiten dieses Buches gelesen hat. Die neuen Erkenntnisse, die das Elektronenmikroskop geliefert hat, sind in dem Kapitel über Zellen und Gewebe noch nicht verwertet, und das Kapitel über die Entwicklung des Menschen ist verhältnismäßig kurz geraten. In allen übrigen Abschnitten aber haben die Verfasser bewundernswert viel Stoff untergebracht, und zwar durch scharfe Gliederung und knappe, disziplinierte, dennoch aber klare Sprache.

Ganz besondere Anerkennung verdienen die Abbildungen. Die Zeichnungen von Universitätszeichner K. Herzog sind deutlich, sehr sauber im Strich und auch dem Laien schon beim ersten Blick verständlich. Die Aufnahmen von Dr. Ch. Jerusalems gehören zu den besten histologischen Mikrophotographien, die ich je gesehen habe. Wenn man bedenkt, daß jede Mikrophotographie beim Druck durch die Rasterung „flauer“ wird — wie prachtvoll mögen erst die Originale sein!

Das Buch ist jedem zu empfehlen, der in die Biologie des Menschen tiefer eindringen möchte. Den Biologielehrer wird es bei der Unterrichtsvorbereitung wesentlich unterstützen.

Gemessen am Umfang, den vielen Abbildungen und der sonstigen tadellosen Ausstattung ist der Preis nicht hoch.

Dr. D. Krauter

Zur Einführung in die Lebensweise //wunderschön/ Bau sowie als Hilfe zum Erkennen und Bestimmen der einheimischen Moose, Farne, Bärlappe und Schachtelhalme erschien in der Reihe der KOSMOS-NATURFÜHRER der Band

UNSERE MOOS- UND FARNPFLANZEN

von Dr. Dietmar AICHELE und Dr. Heinz Werner SCHWEGLER

132 Arten sind hier in Habitus-Zeichnung und Fotobild gezeigt und im begleitenden Text beschrieben. Zusätzlich sind auch die mikroskopischen Kennzeichen sowie die ökologischen Merkmale angegeben. Bau und Lebensweise, Fortpflanzung, Standortverhältnisse, stammesgeschichtliche Entwicklung der Moose und Farne sind im ersten Teil des Werkes eingehend behandelt. So gibt es für jede Beschäftigung mit Moos- und Farnpflanzen genaue und brauchbare Unterlagen.

7.—12. Tausend, 181 Seiten mit 68 Abbildungen im Text sowie 264 Bildern auf 44 Kunstdrucktafeln. Kartoniert DM 9.80,

Leinen gebunden DM 11.80; für KOSMOS-Mitglieder oder Bezieher des MIKROKOSMOS DM 8.50 bzw. DM 10.40.

Zu beziehen durch Ihre Buchhandlung

KOSMOS-VERLAG FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

Dr. Hermann RÖMPP

UNSER TÄGLICH BROT

Eine Ernährungskunde für jedermann in Fragen und Antworten aus dem Alltag.

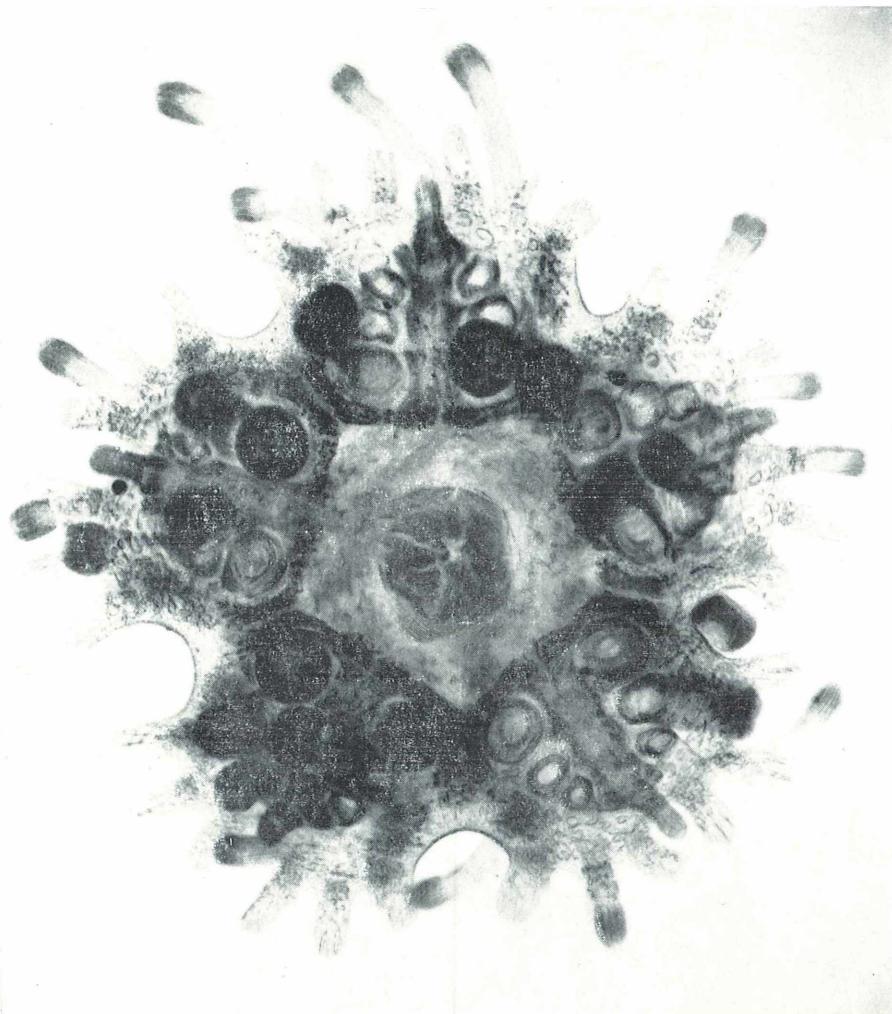
Die Fragen rund um Essen und Trinken, die in dem Buch „Unser täglich Brot“ besprochen sind, gehen großenteils zurück auf Briefe, die Leser und Mitglieder des KOSMOS an die Schriftleitung gerichtet haben. Herr Dr. Hermann RÖMPP beantwortet sie mit der Objektivität und Genauigkeit des Wissenschaftlers und mit der Erfahrung des Beraters, der weiß, was aus dem weiten Bereich seiner Kenntnisse für die Allgemeinheit interessant und wichtig ist, wo es gilt, zweckbestimmte Thesen oder Vorurteile zu durchleuchten, um bedenklicher Sorglosigkeit ebenso wie der durch Sensationsmeldungen wachgerufenen Überängstlichkeit zu begegnen.

159 Seiten. In festem Glaneinband
DM 6.80; für KOSMOS-Mitglieder

oder Bezieher des MIKROKOSMOS
DM 5.80.

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart, der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

Heß, Dr. D.: Gibberelline — Pilzprodukte und Wirkstoffe höherer Pflanzen	321
Jakl, Dr. H. L.: Kleinaquarien im Dienste der Mikroskopie	324
Brünner, G.: Moderne Verfahren der Pflanzenpräparation	329
Deckart, M.: Die Elektronenblitzröhre als punktförmige Lichtquelle für Mikrofotografie	332
Mikroskopie in der Schule	
Schwegler, Dr. H. W.: Meeresalgen	335
Zur Einführung in die Mikroskopie	
Mandl, Dr. A.: Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane. Die Wurzel	339
Drews, R.: Über das Skelett der Schwämme	342
Winke fürs Labor	
Linskens, Prof. Dr. H. F. und Stumm, Dr. C.: Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung. II. Das Phasenkontrast-Mikroskop	344
Kleine Mitteilungen	349
Bekanntmachungen	3. Umschlagseite
Bücherschau	3. Umschlagseite
Umschlagbild: Junger Seestern (<i>Asterias rubens</i>). Ausführliche Erklärung auf S. 349. Aufnahme: Heinz Streble.	

**Aldehyd-Fuchsin
Coelestinblau
Alizarinviridin-
Chromalaun**

sowie sonstige Farbstoffe und Hilfsmittel

für MIKROSKOPIE



Neue Preisliste
auf Wunsch!

CHROMA-GESELLSCHAFT
SCHMID & CO.
Stuttgart-Untertürkheim

Überallhin erhalten Sie durch Postversand leihweise

5 namhafte Kulturzeitschriften

Kunst u. Heim, ATLANTIS, MERIAN, „DU“ (Schweiz) und Westermanns Monatshefte im Gesamtwert von rd. 19 DM

schon ab 1,50 DM monatlich!

Ausführliche kostenlose Beschreibung bitte anfordern von Chr. Ehrenwerth, Münster/W., Grüne Gasse 48 c.

Neue KOSMOS-Präparate-Reihen

Reihe 107 Textilfasern und Gewebe,
25 Präparate

Reihe 108 Mikroskopische Studien am Landfisch, 5 Präparate

Reihe 109 Wirbellose Tiere (ausschl. Insekten), 50 Präparate

Reihe 110 Seeigel-Entwicklung, 12 Präparate

Reihe 111 Leben im Wassertropfen, Teil I, 12 Präparate

Reihe 112 Nahrungs- und Genussmittel, 25 Präparate

Reihe 113 Heimische Nutzhölzer, 20 Präparate

Reihe 114 Papiersorten, 25 Präparate

Reihe 115 Blütenlose Pflanzen, Teil I, 25 Präparate

Fordern Sie bitte unser neues Verzeichnis I 322 an

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG
Abt. KOSMOS-Lehrmittel STUTTGART O,

Gibberelline - Pilzprodukte und Wirkstoffe höherer Pflanzen

Von Dieter Heß, (Botanisches Institut der Universität Freiburg)

Im Jahre 1828 wurde — soweit bekannt erstmalig — in Japan eine merkwürdige Krankheit des Reises beschrieben. Die erkrankten Pflanzen unterschieden sich von gesunden äußerlich vor allem durch ein gesteigertes Längenwachstum der Sprosse und Blätter. Später ließ sich zeigen, daß der Erreger dieser „Bakanae“-Krankheit (= Krankheit der verrückten Sämlinge) ein Schlauchpilz (Ascomycet) ist, *Gibberella fujikuroi*, dessen Konidienstadium als *Fusarium moniliforme* bekannt ist.

Als KUROSAWA 1926 das Symptom des verstärkten Längenwachstums an Reispflanzen auch durch ein Kulturfiltrat des Pilzes hervorrufen konnte, war der erste Schritt zur Isolierung des aktiven Prinzips getan. 1939 wurde in Japan eine Substanz kristallin gewonnen, die man Gibberellin A nannte und die an Reispflanzen die gleiche Steigerung des Längenwachstums bewirkte wie die Kulturfirtrate des Pilzes und der Pilz selbst. Nach dem zweiten Weltkrieg rückten die Gibberelline vor allem durch die Arbeiten amerikanischer und britischer Forscherteams in den Mittelpunkt des wissenschaftlichen Interesses auch der westlichen Welt. Ein Sammelreferat über Gibberelline aus dem Jahr 1957 zitiert schon 200 Literaturstellen. Seitdem ist die Zahl der Arbeiten über Gibberelline in schnellem Steigen begriffen.

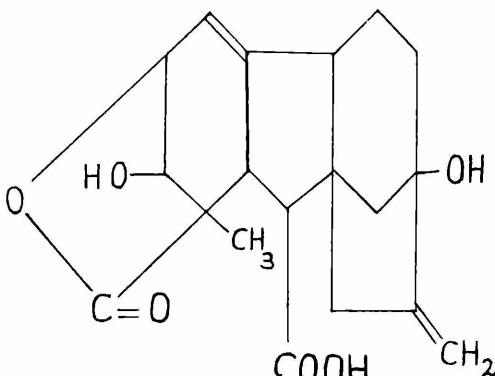
Chemisch gesehen sind die Gibberelline Vertreter einer bisher unbekannten Stoffgruppe. Man kennt heute eine Reihe verschiedener Gibberelline, die Gibberelline A₁, A₂ und die

Gibberellinsäure (Gibberellin A₃, Gibb. X), deren Formel unten links wiedergegeben ist. Auffallend ist das Vorhandensein einer Lactongruppe, die man sonst gerade bei Hemmstoffen findet. Das komplizierte Strukturbild läßt verstehen, warum die Synthese Schwierigkeiten macht; man gewinnt die Gibberelline infolgedessen im Großmaßstab aus den Kulturfiltraten von *Gibberella*.

Trotz ihrer überraschenden Wirkungen wären die Gibberelline für die reine Pflanzenphysiologie wohl kaum so wichtig geworden, wenn man sie nur in Pilzen aufgefunden hätte. Doch ist es gelungen, Gibberelline oder ihnen in der Wirkungsweise ähnende Substanzen auch an anderer Stelle nachzuweisen, so im Endosperm



Abb. 1: An beliebigen Pflanzen kann man mit GS experimentieren. Ein Zimmerefeu z. B. bildete unter GS-Einwirkung größere Blätter und Seitenzweige, während er vor und nach der Behandlung bei unverzweigtem Wuchs kleinere Blätter aufwies. (G. WÄCHTER)



(Nährgewebe) der Wildgurke *Echinocystis macrocarpa*, in den Samen von *Phaseolus* (Bohne), *Aesculus californica* und in den Blüten von *Brassica napus* (Raps). Die Gibberelline sind also nicht nur Stoffwechselprodukte eines pflanzenschädigenden Pilzes, sondern Wirkstoffe auch der höheren Pflanzen.

Versuche mit Gibberellinsäure*, mit der meistens gearbeitet wird, sind leicht ausführbar. GS löst sich bei Erwärmung in Wasser. Man kann GS auch in 1 ccm ver-

* Gibberellinsäure-Phosphat ist käuflich und kann z. B. über die Firma C. Roth, Karlsruhe, bezogen werden. Gibberellinsäure sei im folgenden mit GS abgekürzt.

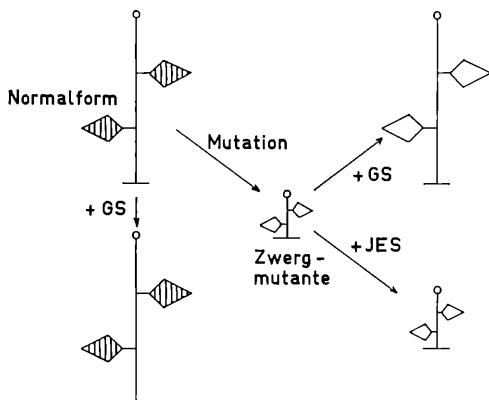


Abb. 2: Die Wirkung von GS auf Zwerghmutanten (Schema). Senkrechte Schraffierung = Fähigkeit zur GS-Synthese. Ausführliche Erklärung im Text

dünntem Äthylalkohol lösen und dann mit Wasser auf 1 l auffüllen. Anschließend verdünnt man bis zu der gewünschten Konzentration. Die anzuwendenden Mengen an GS betragen Bruchteile eines γ bis einige 100 γ pro Pflanze und Woche ($1\gamma = 0,001\text{ mg}$), oft 1–10 γ . Kontrollpflanzen behandelt man mit entsprechend, nur ohne GS hergestellten Lösungen. Die Anwendung erfolgt auf die verschiedenste Weise. Man kann besprühen, gießen, einspritzen oder Tropfen auf die Blätter oder Vegetationspunkte aufsetzen. Etwas Geduld ist notwendig, denn sichtbare Effekte treten oft erst nach wochen- oder gar monatelanger Behandlung auf.

Mit solchen GS-Behandlungen lassen sich bei höheren Pflanzen die mannigfaltigsten Wirkungen erzielen, z. B. Veränderung der Blattgröße und -form, Austreiben von Seitenknospen (Abb. 1), Brechen der Samenruhe (bei *Lactuca*-Samen etwa lässt sich das für die Keimung notwendige Rotlicht durch GS ersetzen), Parthenocarpi (Fruchtentwicklung ohne Befruchtung) bei Tomaten. Die wichtigsten Erscheinungen sind aber die starke Förderung des Längenwachstums und die Auslösung der Blütenbildung unter nicht induktiven Außenbedingungen (d. h. Bedingungen, unter denen die Blütenbildung sonst nicht ausgelöst worden wäre).

Das gesteigerte Längenwachstum kommt durch Verlängerung der Internodien (Stengelschnitte zwischen den „Knoten“) infolge verstärkter Zellstreckung und — wie man etwas später feststellte — vermehrter Zellteilung zustande. Die Zahl der Internodien bleibt meist gleich. Die Blätter werden ebenfalls länger, aber schmäler. Eine etwa eingetretene Chlorose (Blattgrünangel) kann durch genügende Nährstoffzufuhr behoben werden.

Besonders interessant ist das Verhalten von erblichen und experimentell erhaltenen sog. physiologischen Zwergformen (genetische Zwergformen = Zwerghmutanten z. B. bei *Zea mays*, *Pisum sativum*, *Pharbitis nil*, *Vicia*, *Phaseolus*; physiologische Zwergformen bei *Malus arnoldiana*, *Prunus persica*). Beide sprechen besonders stark und spezifisch auf GS an. Teilweise führen schon 0,01 γ GS zu einer deutlichen Reaktion. Längere Zeit hindurch behandelte Zwergformen können um 500 % höher werden als unbehandelte Kontrollen. β -Indolylsäure (= IES), der bisher wichtigste natürliche Pflanzenwuchsstoff, wirkt bei Zwerghformen nicht oder nur wenig. Führt man keine GS mehr zu, so nehmen die Zwerghmutanten allmählich wieder ihre niedrige Wuchsform an. Insbesondere bei denjenigen genetischen Zwergformen, die wie beim Zwerghmais nur durch Mutation eines einzigen Genes aus der Normalform entstanden sind, lässt sich annehmen, daß durch diesen Mutationsschritt die GS-Synthese in der Pflanze blockiert wurde. In den nicht mutierten Normalformen findet diese Synthese statt. Führt man den Mutanten das fehlende Genprodukt GS zu, so nehmen sie das Aussehen der Normalform an (Abb. 2). Es liegen hier also ähnliche Verhältnisse vor wie bei den bekannten biochemischen Mutanten des Pilzes *Neurospora crassa*.

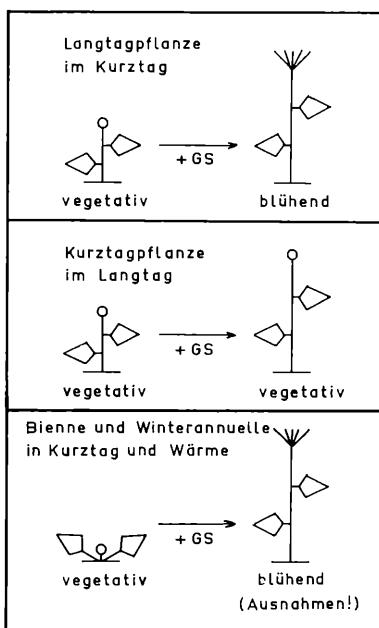


Abb. 3: Die Wirkung von GS auf die Blütenbildung (Schema). Ausführliche Erklärung im Text

Infolge ihrer hohen Empfindlichkeit und ihrer ziemlich spezifischen Einstellung auf Gibberelline sind die Zwerghmutanten beliebte Testpflanzen geworden, ja sie geben sogar die Grundlage für eine vorläufige Definition der Gibberelline: Gibberelline sind Substanzen, die bei Anwendung auf intakte Zwerghmutanten dort Internodienverlängerung hervorrufen. In diese Definition sind mehrfach nachgewiesene Stoffe eingeschlossen, die den Gibberellinen in der Wirkungsweise ähneln, ihnen im chemischen Bau aber nicht unbedingt gleichen müssen.

Viele Pflanzen kommen nur dann zur Blüte, wenn sie eine gewisse Zeit hindurch bestimmten induktiven Außenbedingungen: Langtag (Langtagpflanzen), Kurztag (Kurztagpflanzen) oder Kälte (vernalschichtende Pflanzen) ausgesetzt waren.

Pflanzungsversuche liefern den Beweis, daß während dieser Induktionszeit in den Pflanzen ein Blühhormon gebildet wird, das den Übergang von der vegetativen in die reproductive Entwicklungsphase veranlaßt. Alle Versuche, dieses Blühhormon zu isolieren oder nur seine Wirkung durch bekannte Substanzen zu ersetzen, mißglückten bisher mit wenigen Ausnahmen. Schon in der älteren japanischen Literatur wird nun berichtet, daß *Gibberella*-befallene Reispflanzen etwas eher blühen als gesunder Reis. Eine Überraschung war es aber, als LANG 1956 mit Gibberellinen nicht nur eine Blühbeschleunigung, sondern eine Blühinduktion bei Pflanzen erreichen konnte, die unter nicht induktiven Außenbedingungen gehalten wurden.

Die Ergebnisse, die man seitdem hinsichtlich der Blühinduktion durch Gibbe-



Abb. 4: *Adonis flammeus* unter Kurztag-Bedingungen. Mitte mit Gibberellin-Behandlung (oben Blütenknospe). Aufn. Prof. Dr. R. HARDER. (Aus RÖMPP, Wuchsstoffe, Kosmos-Bibliothek Bd. 219, Stuttgart 1958)

relline gewonnen hat, lassen sich folgendermaßen zusammenfassen (Abb. 3):

Langtagpflanzen bilden bei GS-Behandlung auch im nicht induktiven Kurztag Blüten (z. B. *Nicotiana silvestris*, *Hyoscyamus niger*, *Phaseolus multiflorus*, *Rudbeckia bicolor* und *hirta*, *Lapsana communis* *Adonis flammeus* (Abb. 4), bestimmte Rassen von *Arabidopsis thaliana*).

Kurztagpflanzen dagegen bildeten auch bei GS-Behandlung im nicht induktiven Langtag keine Blüten (z. B. *Nicotiana tabacum*, *Kalanchoe blossfeldiana*, *Soja hispida*, *Xanthium pennsylvanicum*).

Bienne (zweijährige Pflanzen) und Winterannuelle verlangen meist außer Langtag noch Kälte, um zur Blüte zu kommen. Im

allgemeinen konnte GS die Kältewirkung ersetzen (z. B. bei der zweijährigen Rasse von *Hyoscyamus niger*, *Digitalis purpurea*, einer Varietät von *Arabidopsis*). In verschiedenen Fällen aber (bei einer Form von *Arabidopsis*, bei der kältebedürftigen Kurztagpflanze *Streptocarpus Wendlandii* und neuerdings *Oenothera biennis*) bildeten die Pflanzen trotz GS-Behandlung bei fehlender Vernalisation keine Blüten.

Aus diesen Daten geht schon hervor, daß GS nicht das gesuchte Blühhormon sein kann, denn dieses sollte nach Ppropfversuchen bei Lang- und Kurztagpflanzen gleich sein, während die GS-Wirkung auf die genannten Gruppen verschieden ist.

Noch andere Tatsachen lassen es unwahrscheinlich erscheinen, daß GS mit dem Blühhormon identisch sein kann. So z. B. fördert GS auch bei der zweijährigen Rasse des Bilsenkrautes neben der Blütenbildung das Längenwachstum. Das Bilsenkraut überwintert normalerweise mit einer oberirdischen Blattrosette. Im zweiten Jahr wird ein Stengel ausgebildet und gleichzeitig damit die Blüte angelegt. Nach Anwendung von GS schoßt die Rosette schon im ersten Jahr, aber die Blütenanlagen erscheinen erst verhältnismäßig spät nach Einsetzen dieses Längenwachstums. In erster Linie ist GS also ein Wirkstoff des Sproßwachstums. Erst im Verlauf eines durch GS gesteigerten Sproßwachstums können sich die inneren Bedingungen einstellen, die für die Synthese des Blühhormons und damit die Blütenbildung günstig sind.

Alle Angaben über den Wirkungsmechanismus der GS, insbesondere ihr Zusammenspiel mit anderen Stoffen, tragen noch

hypothetischen Charakter. Erwähnenswert ist immerhin, daß GS in einigen Fällen nur in Anwesenheit des Wuchsstoffes Indolylessigsäure wirkt und daß GS die Bildung von Indolylessigsäure aus der Aminosäure Tryptophan zu fördern scheint. Trotz aller Verschiedenheit der GS- und IES-Wirkungen in einigen Punkten (z. B. fördert IES im Gegensatz zu GS die Anlage von Seitenwurzeln und hemmt den Blattfall), ließe sich vielleicht ein Teil der GS-Wirkungen durch Beeinflussung des Indolylessigsäure-Spiegels der Pflanze erklären.

Noch vor rund 10 Jahren waren die Gibberelline Stoffwechselprodukte eines Pilzes, von denen man in der außerasiatischen Welt kaum Notiz nahm. Heute drohen sie dem Wuchsstoff Indolylessigsäure in mancher Hinsicht den Rang streitig zu machen. Die Indolylessigsäure selbst wurde, abgesehen von der Isolierung durch Kögl aus dem Harn, zunächst wie die Gibberelline in Mikroorganismen nachgewiesen, bevor man sie in höheren Pflanzen auffinden konnte. Eine Duplizität in der Geschichte zweier wichtiger Wirkstoffe der Pflanzen, die von der Notwendigkeit überzeugt, bei aller Spezialisierung den Kontakt mit den Nachbardisziplinen nicht zu verlieren!

Literatur

- Aus folgenden Zusammenfassungen kann weitere Literatur entnommen werden:
1. BRIAN, P. W. und J. F. GROVE: Gibberellinsäure. *Endeavour* 16, 161–171 (1957)
 2. STOWE, B. R. und T. YAMAKI: The History and Physiological Action of the Gibberellins. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 8, 181–210 (1957)
 3. TSCHAILACHJAN, M. CH.: Hormonale Faktoren des Pflanzenblühens. *Biol. Zbl.* 77, 641 bis 662 (1958)
 4. Eine kurze Übersicht gibt RÖMPP, H.: Wuchsstoffe, S. 60–65. Stuttgart 1958

Kleinaquarien im Dienste der Mikroskopie

Von Hans L. Jakl, Wien

Zur Direktbeobachtung lebender Organismen im Mikroskop sind eine Reihe von Behältertypen entwickelt worden, deren Form nach der Bauart des Instrumentes und den Erfordernissen der vorliegenden Tier- bzw. Pflanzenart wechselt. Wir schildern hier Bau und Verwendung einiger bewährter Kleinaquarien, die sich bei allen gangbaren Mikroskopen zu Dauerbeobachtungen eignen.

Üblicherweise werden wasserlebende Mikroorganismen in der Flüssigkeit untersucht, die sich zwischen Objektträger und Deckglas befindet. Um dem Beobachtungsmaterial den notwendigen Bewegungsraum zu geben, verwendet man Distanzkörper, deren Stärke den Abstand Tragglass—Deckglas bestimmt. Dazu eignen sich Glasfäden, Plastikdraht, Kunst- oder Naturborsten sowie Deckglassplitter und Glasstreifen ver-

schiedener Stärke. Der Flüssigkeitsrand und eventuell miteingeschlossene Luftblasen wirken als physikalische Lungen und versorgen die Studienobjekte mit Sauerstoff. Bei Dauerbeobachtung macht sich die stete Verdunstung störend bemerkbar, was besonders bei solchen Arten unangenehm ist, die in einer Kulturflüssigkeit bestimmter Konzentration oder in Brack- bzw. Seewasser untersucht werden. Die dauernden Konzentrationsschwankungen, die durch das Ergänzen des verdunsteten Wassers entstehen, sind darüberhinaus auch oft Ursache abnormer Verhaltensweisen und müssen schon deshalb vermieden werden. Als wirksamer Verdunstungsschutz bewährt sich, neben chemisch unwirksamen Ölen, reine Vaseline, die vor dem Auflegen des Deckglases auf dessen Ränder gestrichen und dann vorsichtig auf den trockenen Ob-

jeträger angedrückt wird. Dabei werden meist schon ungewollt Luftblasen miteingeschlossen, so daß bei schwacher Besetzung des Untersuchungstropfens die Lebensfähigkeit der Objekte für Tage gesichert ist. Dieser Zeitraum reicht aus, um z. B. Flucht- und Schreckreaktionen, Thigmotaxis oder Teilungsvorgänge ungestört studieren zu können.

Für Sonderzwecke läßt sich dieser Grundbauplan leicht abwandeln. Es sei nur auf die Möglichkeiten der Befestigung von Haarröhrchen hingewiesen, durch die Lösungen durch das verschlossene Präparat geführt werden können, falls das Verhalten gegenüber verschiedenen Chemikalien studiert werden soll, oder wenn man den Beobachtungstieren Nahrungsobjekte zuüteilen will, um Freß- und Verdauungsvorgänge zu untersuchen.

Mit steigender Größe oder wachsender Zahl der Individuen werden größere Wassermengen notwendig. In offenen Schalen wird die Untersuchung meist durch das Zittern der Wasseroberfläche stark beeinträchtigt. Daher eignen sich solche Behäl-

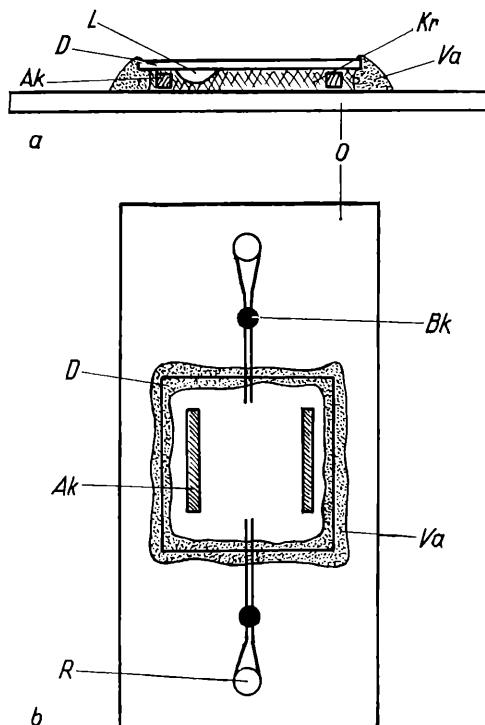


Abb. 1: a. Schnitt durch eine Untersuchungskammer für wasserlebende Mikroorganismen. b. Untersuchungskammer mit eingeführten Röhren. O = Objekträger, D = Deckglas, Ak = Abstandskörper, L = eingeschlossene Luftpresse, K = Kammerraum, Va = Vaselineabdichtung, Bk = Belebungskeim, R = Röhren, zu Kapillaren ausgezogen

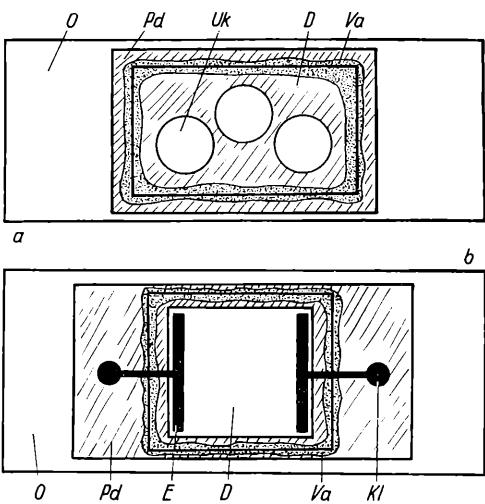


Abb. 2: a. Einrichtung zur Vergleichsbeobachtung in drei Kammern. b. Versuchsanordnung für elektrische Reizversuche abgewandelt, O = Objekträger, D = Deckglas, Pd = Plexiglasdistanzkörper, Va = Vaselineabdichtung, Uk = Untersuchungskammer, E = Elektroden, Kl = Klemmschraube

ter nur für grobe Vorstudien und sind bei eingehenderen Beobachtungen durch Gefäße zu ersetzen, die diesem Übelstand abhelfen. Bei waagrechter Anordnung des Mikroskopisches ist es meist nicht leicht, größere Wassermengen sicher zu beherrschen. Will man aber von der horizontalen Lagerung nicht abgehen, lassen sich passende Kleinaquarien leicht herstellen: auf einem Tragglass üblicher oder spezieller Größe wird eine Wand aufgeklebt. Als Material eignen sich besonders Ringe, die aus Glas- oder PVC-Röhren passender lichter Weite leicht zu schneiden sind. Bei Verwendung von Glas tauscht man die hohe Härte und chemische Indifferenz allerdings gegen Schwierigkeiten bei der Anfertigung ein, da die Schnitt- oder Sprengflächen nachgeschliffen werden müssen, um mit einem Minimum an Kittstoff auszukommen. Unter dauernder Wasserzufuhr ist das Schleifen auf einem Sandstein aber auch nur eine Arbeit von Minuten, die sich durch die Exaktheit der Flächen wirklich bezahlt macht. Die Wände können auch aus Kunstharz in Plattenform leicht gefertigt werden. Diese Art bewährt sich immer dann, wenn der Objektträger besser ausgenützt werden soll, als dies bei kreisförmiger Wandgestaltung möglich ist. Mit jeder Laubsäge lassen sich die Plattenstücke auf das gewünschte Format zuschneiden, und auch die Ausnehmungen, welche das Wasser aufnehmen sollen. Werden kreisförmige Untersuchungskammern gewünscht, genügt es, sie mit einem Spiralbohrer pas-

sender Stärke herzustellen. Dabei lassen sich leicht ganze Kammerserien für Vergleichsuntersuchungen auf einem Tragglas vereinigen. Bei eckiger Kammerform wird vorgebohrt, dann der Umriß gesägt und mit einer Feile sauber geputzt. Handelsübliche Alleskleber dichten die aufgeföhrte Wand. Nach dem Einbringen der Kultur oder des sonstigen Materials wird mit passendem, mit Vaseline versehenem Deckglas abgeschlossen. Bei diesem Behältertyp kann die Wand alle erwünschten Nebeneinrichtungen aufnehmen. Durch eingesetzte Bohrungen können wieder Röhren für Zu- und Ableitung von Flüssigkeiten

pen, meist sogar bis um 90° . Dadurch ergibt sich für den Mikroskopiker die Möglichkeit, Kleinaquarien für seine Untersuchungen zu verwenden, deren Fassungsraum es gestattet, auch relativ große Tiere und Pflanzen zu beobachten. Der wesentliche Vorteil zunehmender Behältergröße liegt wohl darin, daß praktisch jede räumliche Hemmung der Lebewesen wegfällt und bei einem Geschick kleine Lebensraumausschnitte hergestellt werden können, die mit geeigneten Methoden nicht nur für Beobachtungen ausreichen, welche sich über Stunden und Tage hinziehen, sondern oft für Wochen oder Monate einen klaglosen Untersuchungsverlauf garantieren. Bei den erforderlichen Größen ist die Herstellung keineswegs schwierig und verlangt kaum besonderes Bastlergeschick oder gar handwerkliche Kenntnisse und Fertigkeiten. Meistens kommt man für bescheidene Größen mit den schon bekannten Methoden aus. Einige Kubikzentimeter Flüssigkeit lassen sich ja sehr leicht bewältigen. Als Grundlage wird eine möglichst einwandfrei gezogene Glasscheibe gewählt. Auf dieser wird nun die Wand aufgebaut, die zweckmäßig mit einem U-förmig gebogenen Glasstab gebildet wird. Beim Biegen ist nur darauf zu achten, daß beide Schenkel in der gleichen Ebene liegen und an den Knickstellen keine Materialstauchung auftritt, die nur durch ein Übermaß an Kleber oder Kittstoff ausgeglichen werden könnte. Sicherer gelingt eine gut dichtende Wand bei geringster Klebstoffverwendung, wenn als Material Streifen von Plastics dienen, die in verschiedenen Stärken aus entsprechenden Platten geschnitten werden können. Die dem Objektiv des Mikroskopes zugewandte Glasplatte soll möglichst planparallel und schlierenfrei sein. Diese Voraussetzungen erfüllen ungenützte Photoplatten sehr gut. Beide Glasplatten, sowohl die dem Objektiv zugewandte als auch die gegenüberliegende, können durch Plexiglas oder ähnliche Substanzen ersetzt werden, wenn die Kratzempfindlichkeit keine Rolle spielt. Ist der Behälter für oftmaligen Gebrauch gedacht, darf der Plattenabstand nicht zu gering gewählt werden, da sich sonst die erforderlichen Reinigungsarbeiten unnötig verkomplizieren. Die Maximalgröße der zu verwendenden Aquarien richtet sich nach der Bauart des Mikroskopes. Auf jeden Fall werden bei zunehmender Stärke die Objektträgerklemmen ihrer Aufgabe nicht mehr gerecht werden können und durch geignet zurechtgebogene Blechstreifen ersetzt werden müssen. Nur in seltenen Fällen wird es sich empfehlen, die Behältergröße so hoch zu wählen, daß eine Anordnung innerhalb des gegebenen Mikroskopstatives nicht mehr möglich ist. Natürlich ist diese Situation gegeben, wenn das

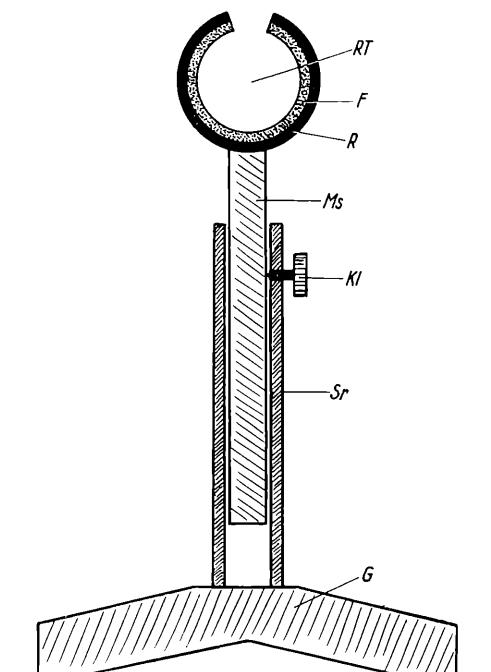


Abb. 3: Hilfsstative zur Direktbeobachtung in Großaquarien. G = Grundplatte, Sr = Stativrohr, Kl = Klemmschraube, Ms = Messingstange, welche das geschlitzte Rohr R trägt, F = Filzauskleidung, RT = Raum, in dem der Tubus gleitet

geführt werden, wie sie vielleicht zur Vitalfärbung dienen könnten. Auch die Resistenz gegen Giftstoffe lässt sich so einwandfrei studieren: die Lösung wird in einem Rohrstutzen zugeführt, während das Aufenthaltsmedium im gleichen Maß beim zweiten Rohransatz zu entfernen ist. Selbstverständlich ist auch die Zuleitung von elektrischem Strom zu Elektroden in der Kammer möglich, wodurch Galvanotaxis und verwandte Probleme einer Untersuchung zugänglich werden.

Bei jedem besseren Instrument läßt sich der Tisch aus der waagrechten Lage kip-

Mikroskop zur Betrachtung der Besiedler schon vorhandener, eingerichteter Mittel- und Großaquarien herangezogen werden soll. Eine solche Anwendung bedingt jedoch einen völligen Umbau des Mikroskopstabes, der über die Möglichkeiten der Materialbearbeitung, wie sie dem Mikroskopiker zur Verfügung stehen, weit hinaus geht. Da Dauerbeobachtungen in einem normalen Aquarium ohnedies relativ selten durchführbar sind, sei hier nur gezeigt, wie man den üblichen Mikroskopstab verwenden kann. Dazu ist als Wichtigstes zu beachten, daß der Tubus des Instrumentes senkrecht zu der Sichtscheibe des Aquariums angeordnet werden muß. Als Führung kann aus stärkerem Messingblech ein Rohr gebogen werden, das in seiner Länge einen Schlitz aufweist, der weit genug ist, um die Zahntaste des Tubus aufzunehmen. Der Spielraum zwischen der Außenwand des Tubus und der Innenseite der Blechröhre wird mit einer Filzauflage ausgeglichen. Der Filz, dessen Stärke vom belassenen Spielraum abhängt, wird mit Alleskleber innen an die Blechröhre geklebt und so stark gewählt, daß sich der Tubus noch zügig in der geschlitzten Blechröhre bewegen läßt. Die Röhre selbst kann nun in eine stabile Stativklemme gefaßt werden, oder sie wird von einem eigens gebauten Stativ aufgenommen. Diese kann recht einfach geartet sein: ein gußeiserner Dreifuß oder eine ebensolche Kreisplatte als Grundelement, darauf ein genau lotrecht stehendes Rohr hart eingelötet. In diesem Rohr läßt sich eine massive Messingstange gleitend auf und ab bewegen, die an ihrem oberen Ende das mit Filz eingekleidete Schlitzrohr trägt. In diesem System kann nun der Mikroskopstab den Objekten im Inneren des Aquariums beliebig genähert werden, allerdings unter Verzicht auf den Zahntrieb und die Mikrometerschraube. Da aber starke Objektive wegen der Stärke der Glaswand ohnehin nicht verwendet werden können, stört diese grobe Art der Einstellung nach einiger Übung nicht. Der Höhe nach ist eine Verstellmöglichkeit durch herausziehen der Messingstange aus dem am Fuß angelöteten Rohr gegeben, das zur Fixierung noch eine Klemmschraube erhält. Selbstverständlich kann bei besseren Möglichkeiten zur Metallbearbeitung eine weit präzisere Anordnung aufgestellt werden, bei der alle bewegten Teile in Schlittenlagerung geführt sind; auch hier kann aber auf eine Feineinstellung verzichtet und mit dem Zahntrieb das Auslangen gefunden werden. Nun zurück zu den Kleinaquarien. In den weiter oben besprochenen, größeren Typen kann eine Vielzahl von Lebensräumen gestaltet werden. Häufig wird es sich um Süßwasser handeln. Grundregel: möglichst spärlicher

Besatz. Dies gilt sowohl für tierische als auch für pflanzliche Pfleglinge. Bei Dauerbetrieb ist der erstrebenswerte Zustand das biologische Gleichgewicht, das dann gegeben ist, wenn Tiere und Pflanzen sich in ihren Erfordernissen die Waage halten (Atmung — Assimilation; tierische Exkremeante — Pflanzennahrung usw.). Soll z. B. der Gewässerausschnitt vom Grund bis zum Wasserspiegel reichen, wird Bodengrund eingefüllt, der dem darzustellenden Gewässertyp entspricht, bei einem toten Flußarm etwa feinster Sand. Dazu wird das Kleinaquarium zu etwa einem Fünftel mit Wasser des Standortes gefüllt und dann durch ein Trichterrohr ein Sand-Wasser-

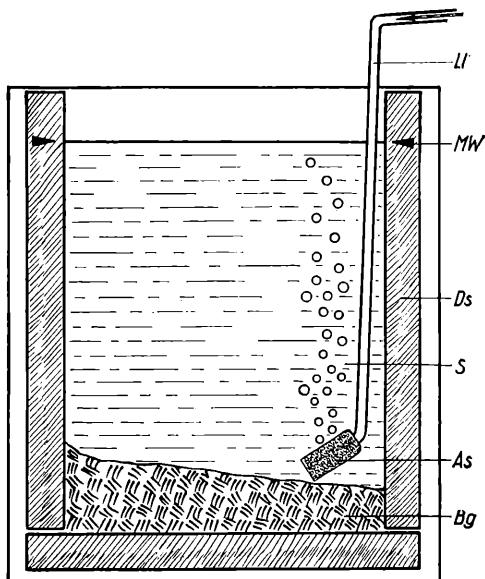


Abb. 4: Frisch installiertes Seewasser — Kleinaquarium. Bg = Bodengrund, As = Ausströmer, S = Sichtscheibe, Ds = Distanzstreifen, MW = Markierung des Wasserstandes, Ll = Luftleitung

Gemisch eingefüllt, bis der Sand sich bis zur gewünschten Höhe in leicht geneigter Schicht verteilt hat. Sollen im Boden wurzelnde höhere Pflanzen gesetzt werden, so kommen nur zarte Formen in Frage. Geeignet wären vielleicht das Sumpfdeckelmoos (*Amblystegium riparium* L.), das Quellmoos (*Fontinalis antipyretica* L.), die „Nadelsimse“ (*Heleocharis acicularis* R. Brown), die Grundnessel (*Hydrilla verticillata* Caspary) und andere mehr. Meist liefert schon ein vorsichtiges Eindrücken mit zwei Glasstäben eine gute Bodenhafung. Besonders bei dünner oder ganz fehlender Bodenschicht bewähren sich frei flottierende Arten (*Nitella flexilis* Agardh, *Riccia fluitans* L.) und die an der Ober-

fläche schwimmenden Wasserlinsen, unter denen, im Sinn des biologischen Gleichgewichts, die „dreifurchige“ (*Lemma trisulca L.*) die wichtigste ist. Nicht unerwähnt darf hier die Planktonkrebs fressende Gruppe der Wasserschlaucharten bleiben, die zweifellos interessante Objekte liefert. (Der einheimische Wasserschlauch *Utricularia vulgaris L.* und der viel zartere Nordamerikaner *Utricularia exoleta R. Brown*.)

Nach dem Eindrücken der Pflanzen wird vorsichtig der Wasserstand ergänzt und bis zum Einsetzen der gewählten Tiere einige Tage zugewartet. Während der Zeit zwischen den Beobachtungen werden bepflanzte Kleinaquarien am besten in unmittelbarer Fensternähe aufgestellt, aber vor langdauernder Sonneneinstrahlung geschützt, da sich eine übermäßige Temperaturerhöhung nachteilig auswirken würde.

Während bei dem oben erörterten Typ des bepflanzten Süßwasserbehälters auf jede zusätzliche Sauerstoffversorgung verzichtet werden kann, liegen die Dinge bei Brack- und Seewasseraquarien leider meist anders. Eine gut florierende Algenflora läßt sich auch mit viel Geschick und Erfahrung nicht in kurzer Zeit erzielen. Soll nun z. B. zum Studium von Hydroïdpolypen, Polychaeten oder kleinen Seescheidenkolonien ein Seekleinaquarium installiert werden, so kommt man bei neuen Kleinaquarien, ohne guten Algenbesatz, nicht ohne eine Durchlüftung aus. Für die niedrigen Wasserstände bewähren sich die kleinen und recht billigen Membranpumpen sehr gut, die in Zoofachgeschäften erhältlich sind. In das Kleinaquarium wird die Luft durch dünne Glasröhren oder seewasserfeste Plastikschläuche gebracht und mit kleinen Ausströmern verteilt. Oft genügt als Ausströmer schon ein Glaswollpfropfen am Schlauchende oder ein Stück feinporiges Peddigrohr. Bei Dauerbetrieb darf nicht die Markierung des ursprünglichen Wasserstandes vergessen werden, der laufend durch Zusatz von destilliertem, schwermetallsalzfreiem Wasser beibehalten wird.

Abgehend vom rein flüssigen Medium ergeben sich für Kleinaquarien eine Reihe weiterer Einrichtungsmöglichkeiten. Da hier

jede Aufzählung lückenhaft bleiben muß, sei nur an die verschiedenen Mooskulturen erinnert. Bei Vorhandensein von standortstypischem Bodengrund kommen Moose aus sumpfigen Wiesen oder von Weiherufern gut weiter. Die Moosstämmchen schmiegen sich oft dicht an die Glaswände an und nehmen bei ihrem Wachstum einen Wasservorhang mit, in dem sich eine Vielheit von tierischem und pflanzlichem Leben von besonderem Reiz tummelt. Der weite Bogen spannt sich von Kieselalgen und Zieralgen bis zu Rädertieren, Fadenwürmern, Bärtierchen (Tardigraden) und kleinsten Muscheln. Auch ganz anders gearbeitete Lebensräume lassen sich in Kleinaquarien gut gestalten, aus deren Fülle hier nur die Kulturen auf organischem Substrat (Jauche, Kotabköchungen, Aufgüsse verschiedener tierischer oder pflanzlicher Herkunft) gestreift seien, allerdings nicht ohne auch dabei vor kräftigen Konzentrationen zu warnen. Es verhalten sich nämlich Konzentration und Lebensdauer einer Kultur verkehrt zueinander, so daß nur schwache, dünnbesetzte Kulturen eine lange Beobachtungszeit erwarten lassen.

Ein weites Gebiet sei abschließend noch berührt: die Zucht von Insekten unter mikroskopischer Kontrolle. Es kann ohne weiteres das alteingesessene Haustier der Zoologen, die Taufliege (*Drosophila melanogaster*) sein, die in einem gazeverschlossenen Kleinaquarium auf einem Gemisch von Weißgebäckbrösel und Pfauenmus kultiviert wird. Dabei sind nicht nur alle Entwicklungsstadien der mikroskopischen Betrachtung zugänglich, sondern auch die interessantesten Vorgänge im Leben eines Inseks, die verschiedenen Häutungen. Es ist sicher kein allzuoft gesehenes Schauspiel, eine Taufliege beim Verlassen der Puppenhülle zu beobachten!

Die Hinweise in den obigen Zeilen können dem Mikroskopiker natürlich nur ein erster Anstoß sein, sich mit dem Problem des Kleinaquariums auseinanderzusetzen; es sind aus einer solchen Auseinandersetzung reichste Früchte für den einzelnen und vielleicht auch ein neues Steinchen im Mosaik der Wissenschaften zu erwarten.

Moderne Verfahren der Pflanzenpräparation

Von Gerhard Brünner, Hamburg

Die neueren Präparationsmethoden für Pflanzen kann man in drei grundlegend verschiedene Techniken einteilen. Die herbarmäßige Trockenkonservierung ist ohne Frage auch heute noch die am meisten geübte Methode. Wenn man bedenkt, daß in den öffentlichen Herbarien der Welt heute mehr als 110 Millionen Bogen verwahrt werden, so wird verständlich, daß nur ein Exsiccat (Trockenpräparat) derartig umfangreiche Sammlungen gestattet. Auf dem Gebiet der Trockenkonservierung unter natürlicher Formerhaltung sind in jüngster Zeit beachtliche Verbesserungen erzielt worden. Auch die Flüssigkeitskonservierung spielt sowohl für wissenschaftliche wie für Anschaugssammlungen eine bedeutende Rolle. Die Einbettung von Pflanzen in erstarrende Medien gehört zu den modernsten Verfahren, die den Anforderungen des Unterrichts sehr entgegenkommen. Schließlich sei hier auch noch an die Nachbildung von Pflanzenteilen erinnert, die überall dort verwendet wird, wo die Präparationsverfahren zu keinem befriedigenden Ergebnis führen und wo es darum geht, Pflanzenorgane der Anschaulichkeit halber überdimensional darzustellen.

Sollen Pflanzen in ihrer natürlichen Gestalt dargestellt werden, muß die herbarmäßige Präparation natürlich versagen. Bisher half man sich derart, daß Pflanzen und Blüten in mit einem Trockenmittel versehenem Sand getrocknet wurden. Diese Methoden sind in jüngster Zeit durch zwei patentierte Verfahren (z. Z. noch nicht im Handel) wesentlich vervollkommen worden. Im Prinzip wird hierbei den Pflanzen die Feuchtigkeit durch Einwirkung eines chemischen Trockenmittels entzogen. Eine erneute Feuchtigkeitsaufnahme der Pflanzenteile wird durch eine Nachbehandlung mit einer Kunsthars- bzw. Wachsauflösung vermieden. Die Farberhaltung ist hierbei z. T. ganz ausgezeichnet. Über die Haltbarkeit solcher Trockenpräparate liegen noch keine endgültigen Erfahrungen vor. Von L. PFLAUMBAUM (1) werden die Ergebnisse unterschiedlich beurteilt. Obgleich naturgemäß stärker wasserhaltige Objekte für diese Präparationstechnik nicht in Frage kommen, stellen die neuen Verfahren einen beachtlichen Fortschritt dar und dürften besonders den Bedürfnissen des Unterrichts und der musealen Gestaltung entsprechen.

Die Einbettung von Pflanzenteilen in erstarrende Medien besitzt gegenüber der Naßkonservierung beachtliche Vorteile, die vor allem in einer absolut sicheren Orientierung, völliger Trübungsfreiheit und sicheren Handhabung bestehen. Diese Eigenschaften sind für Unterrichtspräparate nicht

unwesentlich, kann man dem Lernenden doch das Präparat bedenkenlos in die Hand geben. Schon vor dem letzten Kriege machten H. SCHEUERMANN und K. TAUBÖCK (2) auf ein für diese Zwecke entwickeltes Kunsthars, das „Celodal“ aufmerksam. Obgleich

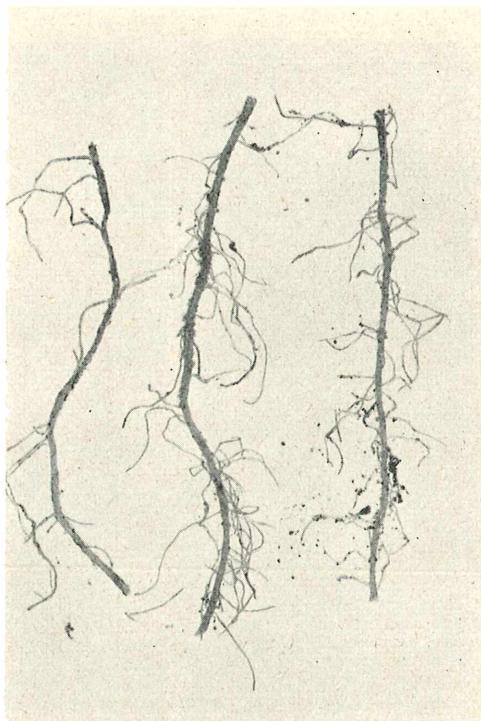


Abb. 1: Einbettung in Polyesterkunstharz: Kartoffelwurzeln, befallen von *Heterodera rostochiensis* Kemmer

vor allem H. BERNINGER (3) wesentliche Vereinfachungen und Verbesserungen der Celodal-Verfahrenstechnik einführt, hat das Celodal, im Gegensatz zu anderen Fachgebieten wie der Human- und Tieranatomie, bis heute keine allgemeine Anerkennung in der botanischen Präparationstechnik gefunden. Schwierigkeiten bereiten vor allem stark wasserhaltige Objekte, bei denen nachträgliche Schrumpfungen oft nur schwer auszuschließen sind, da pflanzliches Gewebe auch bei herabgesetzter Visosität des Celodals oft nur äußerst langsam infiltriert wird.

Von anderen Kunstharsen sind neben den Acrylharzen (Plexigum) in neuerer Zeit vor allem die Polyesterharze zur Einbettung von Pflanzenorganen herangezogen

worden. Der Vorteil der Polyesterharze besteht vor allem darin, daß sie einen Festigkeitsgrad erreichen, der eine zusätzliche Glasumhüllung des Präparates überflüssig macht. Allerdings sind Polyesterharze nicht wasserverträglich. Eine entsprechende Vorbehandlung, d. h. Entwässerung des Objektes ist daher unvermeidlich. Für Pflanzenteile ist eine schonende, schrumpfungsmindernde und farberhaltende Entwässerung unumgänglich, die, wie vom Verfasser be-

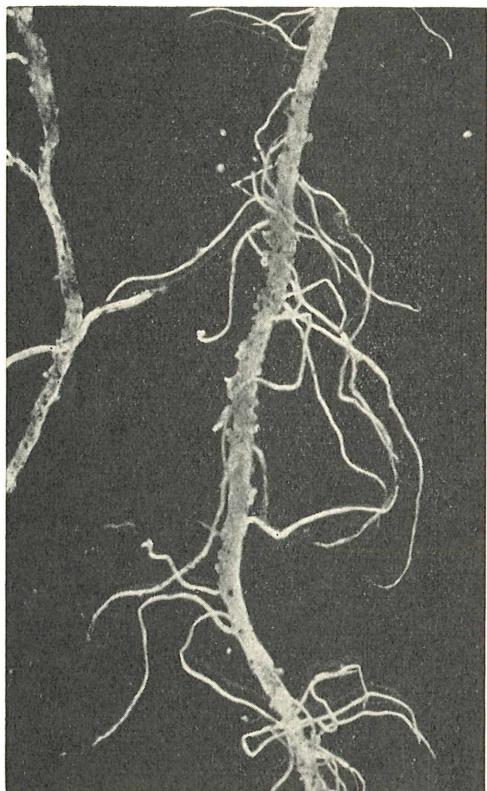


Abb. 2.: Einbettung in Polyesterkunstharz: Lupeaufnahme zeigt die mit Cysten behaftete Wurzel (Präparat s. Abb. 1)

reits früher empfohlen (4, 5,) über verschiedene Glyzerinstufen erfolgt. Im einzelnen gestaltet sich die Einbettungstechnik für Horizontaleingüsse wie folgt:

1. Entwässerung über steigende Glyzerinkonzentrationen. Das Material wird vorher in 3 %igem Formol fixiert. Die Zeitdauer der Glyzerindurchtränkung wird wesentlich von der Struktur der Objekte bestimmt.
2. Überführung aus konzentriertem Glyzerin in Chloroform und dann in absoluten Alkohol (kurzes Eintauchen genügt

jeweils). Danach kurz über Filtrierpapier lufttrocknen lassen.

3. Aufbringen des Objektes auf den bereits gelatinisierten, d. h. in der Polymerisation befindlichen Grundguß. Dazu wird vorher in ein geeignetes, flaches, entsprechend großes Gefäß (z. B. Entwicklerschale) soviel katalysiertes Kunsthärz (Vorschriften der Hersteller beachten) eingegossen, daß der Boden etwa 10 mm mit Harz bedeckt ist.
4. Nun wird das Objekt mit erneut angesetzter Kunsthärzmasse soweit übergossen, bis es eben überdeckt ist.
5. Nach der Gelatinierung des Mittelgusses erfolgt der Abschlußguß, der wiederum die Stärke des Grundgusses aufweisen soll. Zur Erzielung einer ausgehärteten Oberfläche ist es bei vielen Polyesterharztypen notwendig, die Oberflächen von der Lufteinwirkung abzuschließen. Das kann z. B. durch Auflegen einer dünnen Kunststoff- oder Glasplatte geschehen.
6. Manche Harztypen bedürfen zur endgültigen Aushärtung einer Erwärmung, die am besten im Thermostaten unter ganz allmählicher Temperatursteigerung und -senkung vorgenommen wird. 65 °C sollen dabei nicht überschritten werden.
7. Nachdem die gehärteten Harzblöcke der Form entnommen sind, ist, sofern nicht keramische Spezialformen benutzt wurden, eine weitere Bearbeitung der Kanten und Oberflächen erforderlich. Auf allerfeinstem Naß-Schleifpapier werden die Oberflächen vorgeschliffen und anschließend maschinell poliert.

Eine vereinfachte Polyesterharzeinbettung, bei der die zeitraubende Vorbehandlung der Objekte entfällt, wird von H. RAIZENNE (6) beschrieben. Die Objekte (Blätter) werden zwischen Fließpapier völlig getrocknet. Die Einbettung erfolgt ebenfalls horizontal, jedoch nur in zwei Arbeitsgängen. Das lufttrockene Blatt wird auf den anpolymerisierten, jedoch in seiner Oberfläche noch flüssigen Guß verbracht. Die Bestimmung dieses Zeitpunktes setzt einige Erfahrungen voraus. Der abschließende Guß erfolgt nach der Orientierung des Objektes und nachdem alle Luftblasen entfernt wurden. Die Vorteile dieses Verfahrens bestehen in einer guten Form- und Farberhaltung, wobei die Blattnervatur im Einschlußpräparat besonders deutlich hervortritt.

Zur Verarbeitung der Polyesterharze sei allgemein gesagt, daß der Polymerisationsvorgang möglichst langsam verlaufen soll, d. h. vom Zusatz des Katalysators bis zur Gelatinierung des Harzes muß ein Zeitraum von mehreren Stunden liegen. Nur

so ist die Entfernung störender Luftblasen möglich. Gleichzeitig lässt sich die Polymerisations-Reaktionswärme so noch in dem Objekt zuträglichen Grenzen halten. Starke Güsse (über 20 mm) sollten allerdings vorsorglich im Wasserbad gekühlt werden. Die Beigabe eines Beschleunigers ist in vielen Fällen entbehrlich, doch sind hier die Vorschriften der Hersteller maßgebend. Auf die Explosionsgefahr bei unvorschriftsmäßigem Umgang mit Polyesterharzen sei verwiesen. Auch sollten die Arbeiten unbedingt unter einem Abzug vorgenommen werden, da die entstehenden Dämpfe stark gesundheitsschädlich sind.

Wenngleich die Polyesterverfahren für kleinere botanische Objekte durchaus brauchbar sind, so sind größere und stark wasserhaltige Pflanzenteile für diese Technik doch weniger geeignet. Einmal gelingt hier ein restloser Wasserentzug oft auch nach monatelanger Vorbehandlung kaum, zum andern überstehen zartere Pflanzenorgane die häufigen Manipulationen selten unbeschadet. Eine Einbettung ohne Vorbehandlung in einem absolut wasserunverträglichen Mittel ist für derartige Pflanzenteile von großem Vorteil. Ein solches Verfahren wurde vom Verfasser unlängst bekannt gegeben (7). Hierbei wird auf die in der Mikroskopie seit Jahrzehnten bewährte Glycerin-Gelatineeinbettung zurückgegriffen. A. CLAUHS (8) und S. SCHWERIN (9) führten Gelatineverfahren mit gutem Erfolg in die human-anatomische Makrotechnik ein.

Während die in der Histologie üblichen Gelatinemassen im allgemeinen auf den Zusatz eines Härters verzichten, ist eine irreversible Aushärtung für Makropräparate unbedingt erforderlich. Hierzu hat sich Formaldehyd gut bewährt. Anstelle des Glycerins hat sich nach meinen Erfahrungen das zuerst von ZIRKLE (10) für mikroskopische Präparate empfohlene d-Sorbit besser bewährt, da es offenbar stabilisierender auf viele pflanzliche Farb- und Inhaltsstoffe wirkt. An die Reinheit, d. h. Farblosigkeit der Gelatine müssen ungleich höhere Anforderungen gestellt werden als in der Mikrotechnik. Die von den Deutschen Gelatinefabriken Göppingen und der Lijm-en Gelatinefabriek Delft/Nederland hergestellte „Einbettungsgelatine“ ist für die Makrotechnik brauchbar. Für die meisten Pflanzenorgane wird bei der Einbettung wie folgt verfahren:

1. In 1000 ccm Aqua dest. werden zunächst 100 g vorgequollene Gelatine bei etwa 40 °C gelöst. Erst nach restloser Lösung werden 100 ccm d-Sorbitlösung 70 %ig („Karion“, „Sorbo“) zugesetzt. Unmittelbar vor der Verarbeitung werden 10—20 ccm 40 %igen Formaldehyds zugegeben.
2. Das Objekt wird inzwischen zweckmäßig auf einer Montageplatte mittels Kunst-

harzkleber befestigt oder im Präparaten-glas entsprechend fixiert.

3. Die angesetzte Gelatinemasse wird vorsichtig in das Präparatenglas gefüllt. Die Erstarrung erfolgt nach etwa 1 Stunde. Luftblasen können inzwischen bequem entfernt werden.
4. Nach 2 Tagen kann der Verschluß der Präparatengläser vorgenommen werden. Anzustreben sind möglichst geringe Luftberührungsflächen der Gelatine. Hierzu wird nach der Montage des Deckels durch eine Bohröffnung mittels Injektionsspritze frisch angesetzte Gelatine-

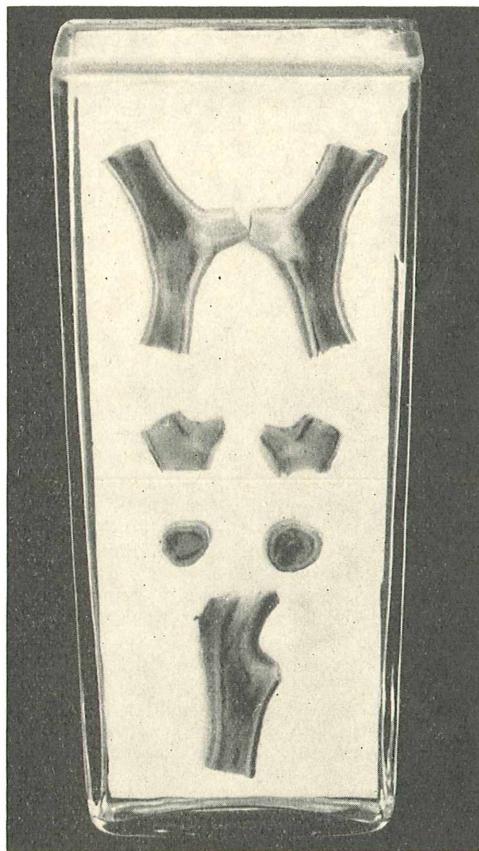


Abb. 3: Gelatineeinbettung: Bakterielle Tomatenwelke, verursacht durch *Bacterium michiganense* Smith. Die Stengelschnitte zeigen die typische Verfärbung der Leitungsbahnen.

masse nachgefüllt, bis eine möglichst restlose Füllung erzielt ist. Die Bohröffnung muß nachträglich mit Paraffin oder Klebstreifen sorgfältig abgedichtet werden.

Bei sauberer Arbeitsweise wird kaum ein späterer Pilzbefall eintreten, obwohl der Formalinzusatz nicht restlos vor Mikroben-

befall schützt. Der Vorteil dieses Verfahrens besteht vor allem in seiner einfachen Arbeitstechnik. Durch gute Wasserverträglichkeit und günstige Viskosität entfallen alle komplizierteren Stufeneinbettungen. Die Nachteile bestehen in einer nicht völlig befriedigenden Transparenz der Gelatinemasse, die sich bei stärkeren Einbettungen, d. h. bei Schichtdicken über 50 mm bemerkbar macht. Für Gelatineeinbettungen kommen daher vorzugsweise flache Objekte in Frage. Auch die Unbeständigkeit gewisser Pflanzenfarbstoffe (Anthocyane) in wässrigen Medien bedingt weitere Einschränkungen in den Anwendungsmöglichkeiten des Verfahrens. Wenn man jedoch diese Nachteile bei der Auswahl der Objekte berücksichtigt, wird man mit einfachen Mitteln zu Einbettungen kommen, die den allgemeinen Anforderungen durchaus genügen und deren Anfertigung nur geringe Kosten verursacht.

L iteratur

1. PFLAUMBAUM, L.: Aufbau der botanischen Abteilung im Heimatmuseum Bad Frankenhausen. Neue Museumskunde, 1958, Heft 2

2. SCHEUERMANN, H. und TAUBÖCK, K.: Ein neues Verfahren zur Herstellung biologischer Demonstrationspräparate. Angewandte Botanik, XX, Heft 4
3. BERNINGER, H.: Eine verbesserte Methode zur Einbettung anatomischer Präparate in Celodal. Ztsch. f. wiss. Mikrosk. I (1952)
4. BRÜNNER, G.: Die Einbettung von Pflanzenstücken in Polyesterkunstharze. Mikrokosmos, 44 Jg., Heft 2 (1954)
5. BRÜNNER, G.: Polyesterkunstharze als Einbettungsmedien für biologische Objekte. Der Präparator, 2. Jg., Heft 1 (1956)
6. RAIZENNE, H.: The use of thermosetting plastic for the preservation of leaves in natural colour. Publication No. 108, Department of Agriculture, Canada (1949)
7. BRÜNNER, G.: Zur Gelatineeinbettung wasserreicher Pflanzenteile. Zeitschrift für Museumstechnik, Jg. 5, Heft 2 (1959)
8. CLAUHS, A.: Die Einbettung pathologischer Schnitt- und Flachpräparate in Jores-Gelatine. Der Präparator, 3. Jg., Heft 2 (1957)
9. SCHWERIN, S.: Gebrauchsanweisung für „Schwerigal“, D. B. P. 938 574, Druckschrift des Herstellers, Deutsche Gelatinefabriken Göppingen
10. ZIRKLE: Stain Technology 15, 143, New York 1940 (zit. nach GRAY, P.: The Microtomists Formulary and Guide. London 1954)

Die Elektronenblitzröhre als punktförmige Lichtquelle für Mikrofotografie

Von Martin Deckart, Bad Tölz

Es sind seit dem Beginn der Benutzung der Elektronenblitzröhre in der Amateurfotografie viele und sehr verschiedenartige Anordnungen angegeben worden, wie man diese Lichtquelle auch für die Mikrofotografie anwenden kann, und es kann gesagt werden, daß es mit den meisten dieser Anordnungen auch möglich ist, zu arbeiten — wenn sie auch fast alle dem Charakter der Elektronenblitzröhre eigentlich entgegenhandeln.

Für Mikrofotografie wird eine „punktformige“ Lichtquelle mit großer Flächendichte und sehr geringer Ausdehnung, also ein „Leuchtpunkt“ von ca. $2\frac{1}{2}$ bis höchstens 4 mm Durchmesser gebraucht. Je kleiner der Leuchtpunkt ist, desto größer kann die Apertur der Kollektortlinse sein, und um so besser kann das vorhandene Licht ausgenutzt werden. Dieser Anforderung genügt scheinbar der Elektronenblitz ganz und gar nicht; er ist eine Glashöhre von mindestens 5 cm Länge, und diese wird zumeist in Wendel- oder in Hufeisenform gebogen, so daß sie für Mikrofotografie recht unhandlich wird.

Es ist natürlich möglich, Sonderformen zu konstruieren, die der Anforderung der „Punktförmigkeit“ einigermaßen nahekommen, doch sind sie nicht nur durch ihre Sonderausführung teuer, sondern erfordern auch meist ein sehr starkes und damit teures Blitzgerät, weil ihre Helligkeit erst

bei großen Entladungsenergien hinreicht.

Es ist aber allen, die Versuche auf diesem Gebiet angestellt haben, anscheinend entgangen, daß gerade die etwa billigste Blitzröhre, die in den meisten Blitzgeräten für Fotoamateure eingebaut ist, mit verhältnismäßig wenig Lichtverlust eine ideale „punktformige“ Lichtquelle darstellt. Diese Blitzröhre hat Hufeisenform, zwei parallele geradlinige Schenkel sind durch ein gebogenes Rohr miteinander verbunden. Sieht man (durch ein Grauglas) von vorn, also in die offenen Schenkelenden hinein auf den Blitz, so zeigt die Entladung zwei Leuchtpunkte an den Stellen, wo die Schenkel in die Biegung übergehen. Diese haben eine sehr viel größere Leuchtdichte als alle anderen Teile des Blitzrohres. Ihre Ausdehnung entspricht dem inneren Durchmesser des Rohres, also etwa 2,5–3 mm. Einer dieser beiden Leuchtpunkte stellt die gegebene Lichtquelle für Mikrofotografie dar — den anderen wie auch den sonstigen Lichtstrom, den die Blitzröhre abgibt, muß man verloren geben, doch ist das ein viel geringerer Verlust, als man ihn bei fast allen bekannten Anordnungen in Kauf nehmen muß.

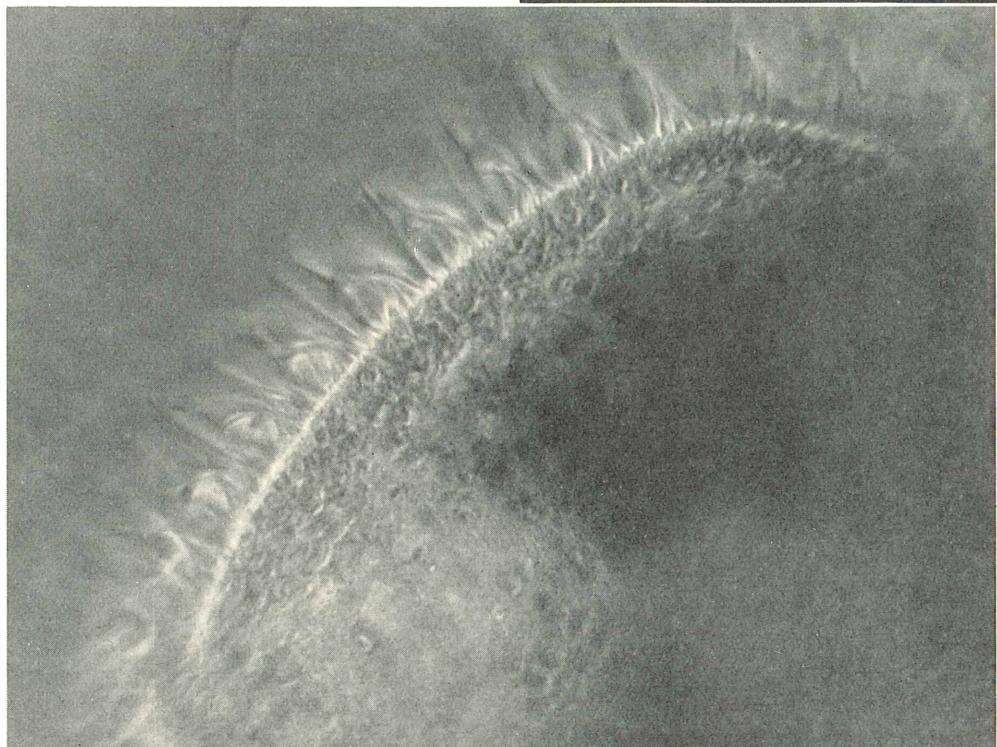
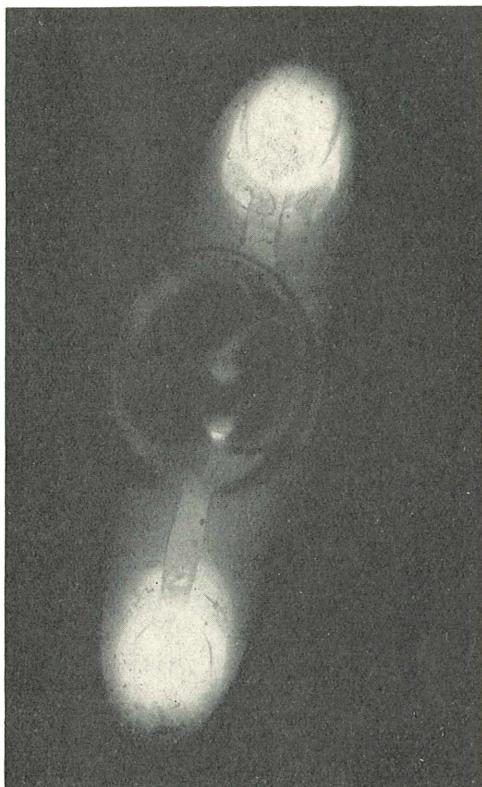
Die Abbildung zeigt ein Foto der Blitzentladung. In der Mitte ist das zugeschmolzene Entleerungsrohr erkennbar, das Glasrohr selbst ist nicht mit abgebildet, da es zu wenig Licht ausstrahlt. Diese Konzen-

trierung des Lichtes ist offenbar dadurch zu erklären, daß ein erheblicher Teil der in dem geradlinigen Rohrteil entstehenden Strahlung durch mehrfache Reflexion an der Innenwand in der Längsrichtung gesammelt wird.

Für den Liebhaber, der nicht viel Geld in eine Mikroblitzeinrichtung stecken kann oder will, ist die Verwendung einer derartigen hufeisenförmigen Blitzröhre das Gegebene. Vielleicht ist er als Amateurfotograf überhaupt schon im Besitz eines Blitzgerätes mit einer solchen Blitzröhre. Nötig ist auf alle Fälle, daß für die Nutzung am Mikroskop der Reflektor entfernt wird. Die Entfernung des Schutzes für die Röhre aus durchsichtigem Kunststoff ist nicht Bedingung. Das Blitzrohr im Lampenstab wird also exzentrisch so vor der Kollektormarke angebracht, daß der eine Schenkel der Blitzröhre genau in der optischen Achse liegt. Ich nahm die Hinterlinse eines alten zweilinsigen Mikroskopkondensors, die etwa 26 mm Brennweite hat. Die genaue Entfernung von der

Abb. 1 (rechts): Blitzenladung eines hufeisenförmigen Blitzes im eigenen Licht

Abb. 2 (unten): *Stentor coeruleus* (Trompetentierchen), Wimperkranz, Phasenkontr.-Obj. Pv 40x; Vgr. 1000x, Agepe-Film. Blitz 60 Wattsec.



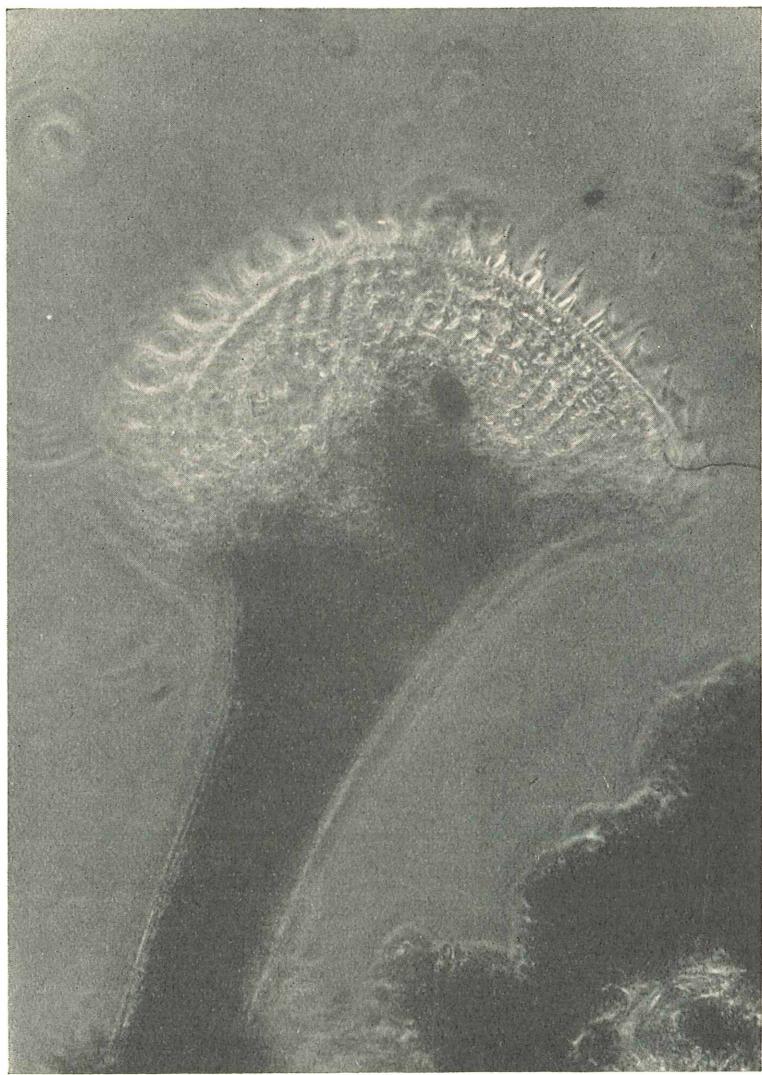


Abb. 3: *Stentor coeruleus* (Trompetentierchen), Wimperschlag, Phasenkontr.-
Obj. Pv 20x; Vgr. 400x; Agepe-Film. Blitz 60 Wattsec.

Kollektorlinse wird am besten durch eine Reihe von Aufnahmen ermittelt, von denen die mit der stärksten Belichtung die richtige ist.

Die Beobachtungsbeleuchtung muß durch einen halbdurchlässigen Spiegel eingesegelt werden. Die einfachste Lösung ist hierfür eine Klarglasplatte, etwa ein (möglichst dünnes) Diapositivdeckglas; es reflektiert etwa 20 % des Beobachtungslichtes und schwächt den Lichtstrom des Blitzes um denselben Betrag. Eine Niedervoltlampe 30 Watt hinter derselben Kollektorlinse genügt trotz dieses Verlustes immer noch für die Beobachtung in allen praktisch

werden. Sie stammen aus einer Brille, wie sie im Kino für die Betrachtung von „3-D-Filmen“ benutzt werden, kosten also nur Pfennige.

Die Vorteile des Elektronenblitzes für die Mikrofotografie liegen so auf der Hand, daß es sich nicht lohnt, darüber viel Worte zu verlieren. Man kann mit dem Blitz nicht nur jedes noch so schnell sich bewegende Objekt fotografieren. Es ist darüber hinaus möglich (was oft übersehen wird), die Beobachtungsbeleuchtung so schwach einzustellen, daß weder ihre Lichtstrahlung das Auge stört, noch ihre Wärmestrahlung das Objekt belastet.

vorkommenden Fällen. — Man kann natürlich auch einen Vollspiegel nehmen, der im Augenblick der Aufnahme beiseite geklappt wird. Dann gibt es überhaupt keine Lichtverluste, doch muß diese Bewegung mit dem Auslöser der Kamera mechanisch gekuppelt werden.

Am besten bringt man das Mikroskop (mit Anschlagleisten, die immer dieselbe Stellung sichern), die Blitzbeleuchtung und die Beobachtungsbeleuchtung auf einem Grundbrett an und wird dann bei exaktem Aufbau seine Freude haben an der schnellen und sicheren Möglichkeit, zu beobachten und auch mit dem Blitz zu fotografieren. — Als Dämpfung, die die Beobachtungsbeleuchtung immer auf gleicher Helligkeit hält und damit für die Blitzbeleuchtung immer die richtige Lichtmenge sichert, verweise ich zwei

Polarisationsfolien, die gegenüber verdreht

Zur Zeit beginnen in der wissenschaftlichen biologischen Arbeit immer mehr Methoden in Gebrauch zu kommen, die auf Umwegen (wie mir neulich jemand schrieb), „über Papierchromatographie und Reagenzglas“ die Lebensäußerungen zu erforschen suchen. Die direkte Beobachtung des lebenden Wesens scheint demgegenüber in den Hintergrund zu treten. Da wird die Tätigkeit des Liebhaberbiologen besonders wichtig, der sehr viel mehr geneigt ist, Tier und Pflanze in ihren Lebensäußerungen unmittelbar zu betrachten. Dabei wird ihm

die Benutzung des Elektronenblitzes in der Mikrofotografie von großem Nutzen sein, und hier liegt ihre besondere Bedeutung.

Die Lichtleistung einer als „punktformige Lichtquelle“ genutzten hufeisenförmigen Blitzröhre genügt auch ganz extremen Anforderungen. Selbst auf wenig empfindlichem Reproduktionsfilm (Agfa-Agepe) ergeben sich bei nur 60 Wattsekunden gut durchbelichtete Aufnahmen bei Phasenkontrasteinstellung mit Apo-Oel-Immersion. Pv 90 x, Neg. Vergr. 360 x. Entwicklung Rodinal 1:50, 11 Minuten.

Mikroskopie in der Schule

Meeresalgen

Von H. W. Schwegler, Backnang

Meeresalgen, und damit die ganze Gruppe der fast ausschließlich marinen Braun- und Rotalgen, können an den Gymnasien des Binnenlandes selten ausführlich besprochen werden. Zweifellos wäre ihre mikroskopische Untersuchung durch eine Schülerarbeitsgemeinschaft der Oberstufe reizvoll, wenn nur die Frage der Materialbeschaffung gelöst werden könnte. Ich möchte an dieser Stelle zeigen, daß die Schwierigkeiten nicht unüberwindlich sind und den an solchen Untersuchungen interessierten Biologen einige Vorschläge zur Materialbeschaffung unterbreiten. Aus Raumgründen muß ich mich in meinen Ausführungen auf die Algen der deutschen Nordseeküste beschränken, da einmal die Algenflore der europäischen Küstengebiete trotz vieler Gemeinsamkeiten eine unterschiedliche Artenzusammensetzung aufweisen, zum anderen die Gelegenheiten zur Materialbeschaffung längs der ganzen Wasserkante mit ihren vielen Forschungsstationen (sehr günstig für Süddeutschland ist auch z. B. die Station in Neapel) sich vervielfachen.

Formenkenntnis

Noch ehe man sich mit den Fragen der Materialbeschaffung abgibt, sollte man sich die sichere Kenntnis der häufigsten und wichtigsten Vertreter der Meeresalgen des betreffenden Küstenstriches aneignen, in unserem Fall die Kenntnis der Nordseealgen. Da aber keine speziellen Untersuchungen angeführt werden sollen, genügt es zunächst, wenn man 20 bis 30 der großen Arten makroskopisch ansprechen kann. Ist man dann theoretisch sicher, kann man zur Praxis übergehen, wobei sich dann schon noch allmählich herausstellen wird, daß man auch in puncto Formenkenntnis noch manches zulernen kann. Für die Einarbeitung sind zu empfehlen: Der Kosmos-Naturführer: „Was find ich am Strand?“, P. KUCKUCK: Der Strandwanderer.

Für die späteren Untersuchungen erhält man Anregungen aus den allgemeinen botanischen Lehrbüchern wie STRASBURGER, WALTER und u. a. (OLTMANN's Morphologie und Biologie der Algen, RABENHORST's Kryptogamenflora oder das englisch geschriebene Meeresalgenbestimmungsbuch „British Seaweeds“ sind im allgemeinen für Schulzwecke viel zu speziell und meist auch nicht zugänglich). Wer natürlich die Gelegenheit hat, solch ein Werk zu studieren, kann sich auf diese Weise tiefer in die Materie einarbeiten. Die Teilnahme an einem meeressbiologischen Kurs für Lehrkräfte ist sehr zu empfehlen, nicht einmal so sehr aus rein pädagogischen Gründen, sondern weil hier dem Biologen ein Teilgebiet seiner Wissenschaft nähergebracht wird, mit dem sich zu beschäftigen er normalerweise keine Gelegenheit hat, das aber doch das Gesamtbild der Wissenschaft mitbestimmt.

Solche Kurse, die nicht nur die Biologie, Bestimmung, Untersuchungstechnik und Präparationsmethoden der Meeresalgen zum Thema haben, sondern sogar überwiegend zoologisch ausgerichtet sind und nebenher ein Bild von Land und Leuten vermitteln, fanden bisher regelmäßig in den Sommerferien an der Meeressbiologischen Anstalt Helgoland in List auf Sylt statt (Kursdauer 2 Wochen). Wie mir von der Anstaltsleitung mitgeteilt wurde, werden diese Kurse ab 1960 in der wiedererbauten Station auf Helgoland abgehalten.

Sammeln und Konservieren von Material

Wer seinen Urlaub an der Küste verbringt, kann sich für Jahre mit Material eindecken. Man sollte nur vorher wissen, was man will und sich beim Sammeln auf bekannte (und wenige) Formen beschränken. Diese werden an Ort und Stelle mit einem Formol-Meerwasser-Gemisch fixiert. In der Literatur werden für die verschie-

denen systematischen Gruppen und für zarte und derbe Formen vielerlei Mischungsverhältnisse angegeben. Stellt man jedoch keine hohen Ansprüche an das fixierte Material, genügt nach meinen Erfahrungen ein Einheitsgemisch von 100 ccm Formol auf 900 ccm Meerwasser. Darin kann man die Algen auch aufbewahren, wenn man es zu umständlich findet, sie nach der Heimreise auszuwaschen (erst Salzwasser, dann verdünntes Salzwasser, zuletzt dest. Wasser) und in die STRASBURGER'sche Aufbewahrungsflüssigkeit überzuführen (Alkohol, Wasser, Glyzerin 1:1:1). Auf die Reise nimmt man etwa 3—4 leere, dickwandige Litergefäße mit entsprechenden Stopfen mit, die so stabil sind, daß sie bei Platzmangel als Frachtgut versandt werden können. Die Gefäße mögen etwa aussehen wie die 1-Liter-Milchflaschen, welche aber für diese Zwecke nicht verwendet werden dürfen. Ferner besorgt man sich 100 ccm Formol. Am Sammelort gibt man dieses in das Gefäß, füllt mit Meerwasser auf, schüttelt durch und verteilt den Inhalt zunächst auf zwei Flaschen. Wenn viele Algen eingebracht werden, reicht die überschüssige Flüssigkeit noch für ein oder zwei weitere Sammelgefäße.

Daneben kann man ein Algenherbar anlegen, welches dann auch z. T. im Unterricht der 5. Klasse Verwendung finden kann. Derbe Tange werden wie üblich gepreßt und aufgeklebt (*Fucus, Chondrus*). Zarte Formen und Wattentiere zieht man unter Wasser auf schwach geleimtes Papier auf. Ist ein großes Gefäß für Meerwasser nicht aufzutreiben, geht man an einen stillen, seichten Küstenplatz und arbeitet im Meer. Ein Papierbogen (mindestens DIN A 4) wird unter das Wasser getaucht und die Alge — eventuell mit Hilfe eines Pinsels — in gefälliger Anordnung darauf ausgebreitet. Nun kommt das schwierigste Stück: man muß das Papier vorsichtig und leicht schräg aus dem Wasser ziehen, ohne daß die Alge zusammenfällt. Mit einiger Übung geht das gut, man kann auch immer noch etwas mit dem Pinsel korrigieren. Nach dem Trocknen bleiben die Algen dauerhaft kleben. Ein Schutzüberzug aus Zellophan ist angebracht, wenn die Blätter im Unterricht herumgegeben werden sollen. Aufgezogene Algen können auch von der Meeresbiologischen Anstalt in Helgoland zum Preis von 1.— DM pro Blatt bezogen werden. Die z. Zt. noch beschränkte Auswahl soll nach vollendetem Umzug laufend erweitert werden.

Beschaffung von lebendem Material

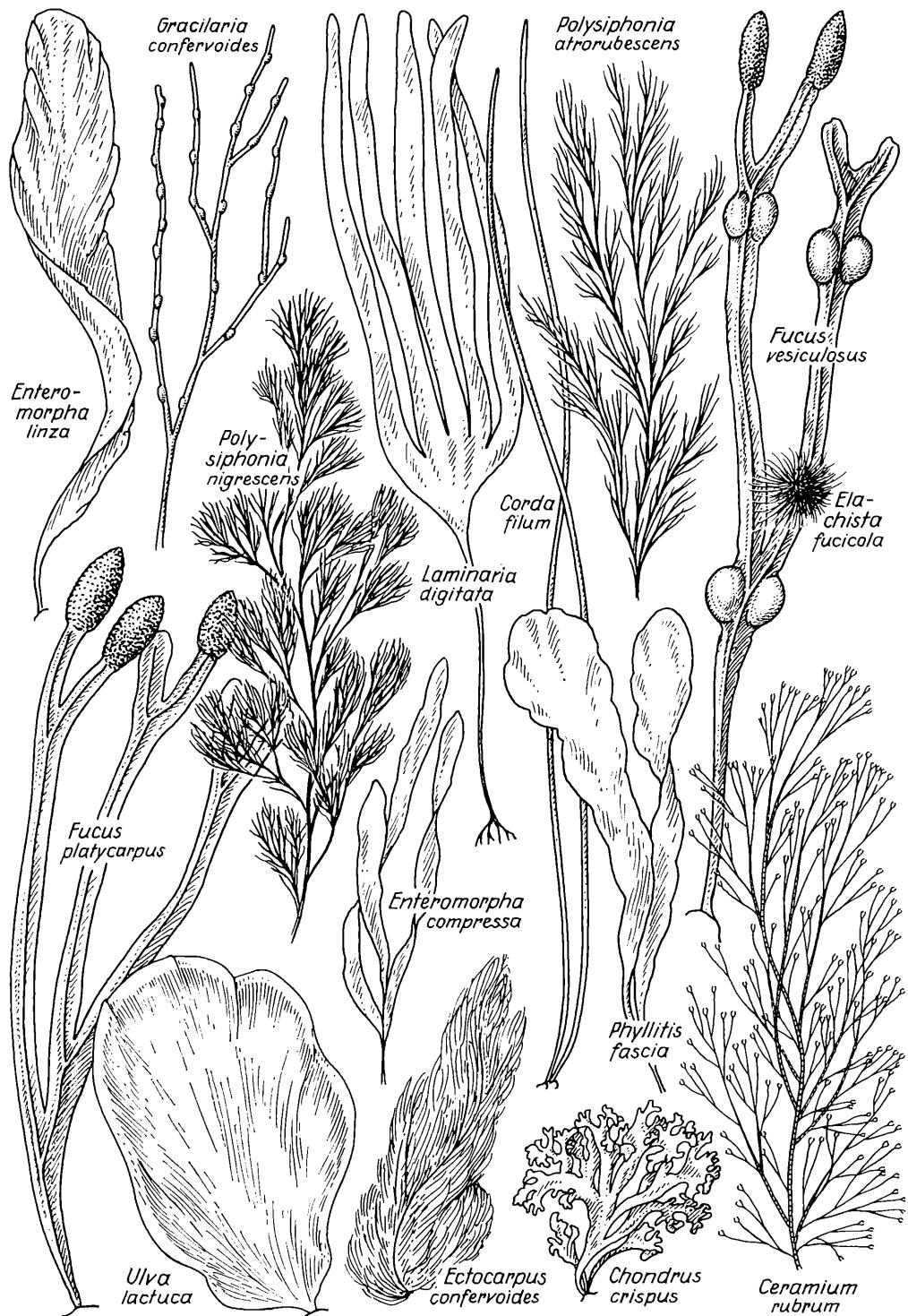
Viele zarte Formen lassen sich ohne weiteres in Gefäßen transportieren (z. B. *Ectocarpus, Ceramium*). Geeignet sind z. B. Erlemeyerkolben von 200 ccm, die zu $\frac{3}{4}$ mit

Meerwasser gefüllt werden und in die höchstens ein Exemplar kommt. Sie werden mit einem Korken gut verschlossen. Ich habe erlebt, daß solche Algen nicht nur eine Bahnfahrt von Sylt nach Süddeutschland gut überstanden, sondern — an Zwischenstationen im Rucksack auf Exkursionen mitgeführt — nach 5 Tagen Reise noch intakt waren, wenn nur während langerer Aufenthalte und nachts die Korken geöffnet wurden. Derbe Formen, die zudem an Stellen wachsen, die zur Ebbe trocken liegen, transportiert man in einem mit Meerwasser angefeuchteten Handtuch, das mit Ölpapier oder einer Regenhaut umwickelt ist. Diese Arten sind ungemein zählebig und widerstandsfähig gegen Austrocknung. Sie dienen oft auch als Verpackungsmaterial für „Meeresfrüchte“ und können deshalb manchmal von größeren Fischgeschäften erbeten werden.

Die weitere Kultur der Algen erfolgt in Meerwassergefäßen oder im Aquarium (s. u.).

Bezug von Frischmaterial

Auf meine Anfrage teilte mir die „Biologische Anstalt Helgoland, Forschungsstation auf Helgoland“ mit, daß wie bisher von List auch von dort wieder lebende Algen in Päckchen verschickt werden. Der Preis eines Päckchens liegt je nach Menge zwischen DM 2.50 und DM 5.—, also auch für einen knappen Etat noch tragbar. (Bei Umlage auf eine zwölfköpfige Arbeitsgemeinschaft kommen etwa 50 Pfennige auf den Schüler). Die beste Zeit für den Versand ist von September bis März, da die Algen in der heißen Jahreszeit schnell in Fäulnis übergehen. Der Versand selbst erfolgt in erster Linie an wissenschaftliche Institute, und selbst von diesen können keine Forderungen über Zusammensetzung einer Mischsendung oder Terminwünsche gestellt werden. Die Station hat andere Aufgaben zu erfüllen als nur die Belieferung mit Frischmaterial, was aber nicht heißen soll, daß Bestellungen im Rahmen des Möglichen nicht ausgeführt werden. Es muß aber bedacht werden, daß die Zusammensetzung der Algenvegetation jahreszeitlichen Schwankungen unterliegt, die ungünstigen Witterungsverhältnisse im Winterhalbjahr oft wochenlang ein Einsammeln verhindern und die Insel nur zweimal in der Woche Postverbindung zum Festland hat. Man tut gut daran, sich auf eine einmonatige Laufzeit der Bestellung einzurichten und die Sendung nicht direkt an die Schule, sondern wegen möglicher Feiertage an seine Privatadresse schicken zu lassen. Eine Mischsendung enthält für den Schulbetrieb sowohl mengenmäßig als auch der Artenzahl nach überreichlich Ma-



Tafel: Meeresalgen der Nordseeküste (Sylt)

terial. Neben Mengen von Brauntangarten (*Fucus platycarpus* und *vesiculosus*), die zum Schutz der zarteren Formen zugepackt sind, gibt es nach meinen Erfahrungen *Ulva lactuca*, *Enteromorpha*-Arten, *Ectocarpus*, *Phyllospadix*, *Chorda filum*, *Ceramium*, *Chondrus crispus*, *Polysiphonia*-Arten in mehreren Exemplaren, dazu einige andere Algen, die nicht regelmäßig in den Sendungen vertreten sind, verschiedene Epiphyten wie *Callithamnium* und *Pylaiella* sowie einige Einzeller. Nebenbei pflegen auch einige Tiere die Reise mitzumachen und zu überstehen, so vor allem *Littorina*-Schnecken, Seepocken und Moostierchen; auch die Pantoffelschnecke *Crepidula*, Einsiedlerkrebs sowie verschiedene Muscheln (*Mytilus*, *Cardium*) kann man in der Sendung finden. Eine solche Sendung läßt sich gar nicht auf einmal verarbeiten. Man wird einen Teil fixieren oder aber ein Meerwasseraquarium anlegen, vielleicht sogar beides machen.

Das Meerwasseraquarium

Schon das kleinste Gefäß kann als Aquarium verwendet werden, wenn man nur nicht zuviel Algen einsetzt und eine Glasplatte auflegt. Kann man ein richtiges Aquariengefäß einrichten, dann wird es wie ein normales Aquarium vorbereitet. Die oberste Bodenschicht soll gut gewaschener, möglichst feiner Sand sein. Dann wird Salzwasser eingefüllt. Ich halte nicht viel von selbst hergestelltem Salzwasser, aber zur Not geht auch dieses. Man bereitet eine 3,3 %ige Lösung des in Reformhäusern erhältlichen Meersalzes (ohne Vitaminzusätze) oder gibt zu einer 0,1 %igen Nährlösung nach KNOP auf 10 Liter 27 g reines Kochsalz, 4 g Magnesiumchlorid und 2 g Magnesiumsulfat. Die Helgoländer Anstalt verschiickt gefiltertes Meerwasser in Leih-Korbflaschen zu 5, 10 und 30 Liter (DM 2,50, 3,— und 5,—, einschließlich Füll- und Leihgebühr, Fracht beidwegig auf Kosten des Bestellers). Die Flaschen selbst sind nach Empfang sofort zurückzusenden, müssen also umgefüllt werden. Noch besser ist es deshalb, eigene Korbflaschen einzuschicken, bei denen nur eine Füllgebühr von DM 1,— pro angefangene 10 Liter erhoben wird.

Das Seewasser sollte einige Zeit vor dem Einsetzen der Algen eingefüllt werden, was

bei der Bestellung berücksichtigt werden muß. Bei günstigen finanziellen Verhältnissen ist auch noch ein vorheriger Wasserwechsel zu empfehlen, wenn das gefüllte Aquarium länger als einen Monat nicht belichtet wird (was sehr günstig ist). In das so vorbereitete Gefäß werden nun die Algen und Tiere eingesetzt, wobei besser zu wenig als zuviel Individuen ausgesucht werden sollen. Organismen, die Degenerations- oder Fäulniserscheinungen zeigen, sollten lieber fixiert werden. Eine besondere Nährlösung muß nicht zugegeben werden, das Meerwasser wird am besten alle 3—4 Monate erneuert. Fleischfressende Tiere können nicht oder nur kurze Zeit aufgenommen werden. Die Pflege kann sich des weiteren auf gelegentliches Entfernen abgestorbener und faulender Pflanzenteile oder Tiere beschränken. Das Aquarium wird auf diese Weise ein bis zwei Jahre gehalten werden können, wobei ich gerne einräumen will, daß bei größerem Zeitaufwand für die Pflege eine längere Lebensdauer der Individuen erreicht werden kann. Stellen sich immer häufiger Fälle von Fäulnis ein, wird man die restlichen Algen fixieren oder auch versuchen, einzelne Stücke in meerwassergefüllten Erlenmeyern mit Zellstoffstopfen zu kultivieren, was sich — nebenbei — auf den Seewasserverbrauch günstig auswirkt. Die robusten Tange deihen nicht so gut wie einfache Formen, wohl weil sie zu stark differenziert sind.

Von den Tieren sind die Schnecken, voran *Littorina*, unverwüstlich, während die Seepocken bei mir schon nach einem Monat, einmal sogar nach einer Woche sterben. Sehr empfindlich zeigten sich auch die Muscheln. Im Schulbetrieb ist es meines Erachtens besser, wenn man die Tiere ganz aus dem Aquarium läßt. Man verzichtet dabei natürlich auf eine Lebensgemeinschaft — obwohl der Begriff auf die wenigen Reste im Aquarium gar nicht richtig zutrifft — man zeigt aber auf der anderen Seite den Schülern nicht, wie allmählich ein Tier nach dem andern regelrecht abgewürgt wird.

Meinen besonderen Dank möchte ich an dieser Stelle noch allen Herren der Biologischen Anstalt Helgoland aussprechen, die sich der Mühe unterzogen haben, meine vielen Anfragen erschöpfend zu beantworten und denen damit ein wesentlicher Anteil an dem Zustandekommen dieses Aufsatzes zufällt.

Zur Einführung in die Mikroskopie

Mikroskopische Untersuchung der Pflanzenorgane

Die Wurzel

Von Alexandra Mandl, Wien

Alle höheren Pflanzen zeigen eine Gliederung in drei Grundorgane: Wurzel, Sproß und Blatt. Nachdem die beiden letztergenannten bereits in früheren Artikeln behandelt wurden, wenden wir uns nun der Besprechung der Wurzel zu.

Die Anlage der Wurzel ist ebenso wie die der Blätter und des Sprosses bereits im Samen vorgebildet. Die Keimung des Samens beginnt damit, daß die Wurzel die Samenschale durchbricht und positiv geotrop in die Erde wächst. Die Wurzelspitze besteht aus teilungsfähigen Zellen, die den Vegetationskegel der Wurzel darstellen. Dieser Kegel wird von einer Kappe, der Wurzelhaube, umhüllt, die durch Absonde-

den: außen eine Rinde und im Inneren einen Zentralzylinder.

Die Begrenzung der Rinde bildet eine zarte Epidermis (Oberhaut) aus dünnwandigen Zellen, welche die den oberirdischen Organen eigene Cuticula fehlt, da ja kein Schutz gegen Verdunstung benötigt wird. Aus dem gleichen Grund fehlen auch die Spaltöffnungen. Meist sind einige Epidermiszellen zu einzelligen Haaren ausgezogen, die die eigentlichen Stellen der Wasseraufnahme sind. Sie haben nur eine kurze Lebensdauer, und in dem Maße, in dem spitzenwärts neue hinzukommen, sterben die älteren ab. Unter der Epidermis liegt ein vielreichiges Rindenparenchym aus dünnwandigen, oft mit Stärkekörnern erfüllten Zellen.

Der Zentralzylinder ist von der Rinde durch die sogenannte Endodermis getrennt, ein Gewebe, das für die Wurzeln typisch ist (Abb. 1). Die Endodermis ist aus eng aneinanderschließenden Zellen aufgebaut, an deren Radialwänden ein verkorkter Streifen, der Casparysche Streifen, zieht.

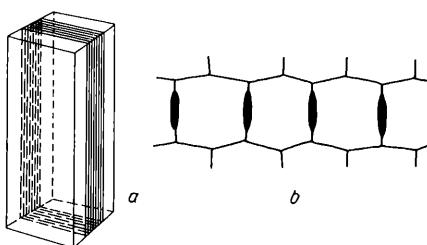


Abb. 1: Endodermiszellen mit Casparyschen Streifen. a = Gesamtansicht einer Zelle, b = Querschnittsbild der Endodermis

rung von Schleim ein Vorwärtsdringen im Boden erleichtert. Die Wurzel nimmt im Laufe ihres Wachstums nicht nur an Länge, sondern auch an Dicke zu, außerdem tritt durch die Bildung von Seitenwurzeln eine Verzweigung der Hauptwurzel ein, womit ein reich verästeltes unterirdisches System entsteht, das entweder flächig ausgebreitet ist oder pfahlartig in die Tiefe reicht. Dadurch wird eine feste Verankerung der Pflanze im Boden erreicht und durch die Vergrößerung der Oberfläche eine möglichst vollkommene Wasser- und Nährstoffaufnahme gewährleistet. Innerhalb des Wurzelsystems tritt eine Arbeitsteilung ein, und zwar nehmen die von den Vegetationskegeln zuletzt gebildeten und daher an den äußeren Enden liegenden Wurzeln das Wasser aus dem Boden auf, während die älteren Teile nur mehr Wasser und Nährsalze zu den oberirdischen Organen leiten und gleichzeitig der mechanischen Beanspruchung widerstehen.

Anatomisch kann man bei einer jungen Wurzel zwei verschiedene Teile unterschei-

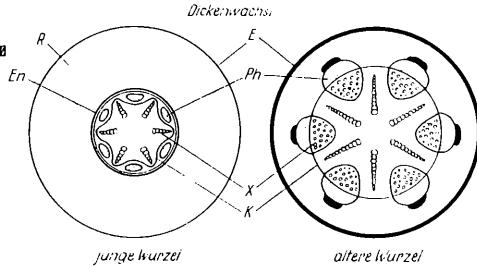


Abb. 2: Querschnitt durch eine dicotyle (zweikotylige) Wurzel. E = Epidermis, En = Endodermis, K = Kambium, Ph = Phloem (Siebteil), X = Xylem (Holzteil)

Durch die Verkorkung der Endodermiszellen wird eine freie Diffusion von Wasser durch die Zellwand unter Umgehung des Plasmas verhindert.

An der Innenseite der Endodermis liegt das Perizykel, eine Lage von parenchymatischen Zellen, die teilungsfähig sind und die Seitenwurzeln bilden.

Der Aufbau des Zentralzylinders wird im wesentlichen von den Leitelementen bestimmt, die in Form eines radiären Leitbündels angeordnet sind. Dieser nur bei Wurzeln vorkommende Leitbündeltyp hat

seinen Namen von der Anordnung der Holz- und Siebteile im Querschnitt. Es liegen nämlich, eingebettet im Grundgewebe, mehrere Holz- und Siebteile auf verschiedenen, benachbarten Radien nebeneinander; sie wechseln miteinander ab.

Die Holz- oder Xylemteile setzen sich analog den Holzteilen aller anderer Leitbündelarten aus Tracheiden oder Gefäßen, aus gefäßähnlichen Tracheiden, aus Holzfasern und aus Holzparenchym zusammen. Die Gefäße sind meist keilförmig angeordnet, gegen das Zentrum zu werden sie weitlumiger. Die Holzfasern umgeben die Gefäße in größerer Anzahl, sie stellen die einzigen mechanischen Elemente der Wurzel dar. Die Siebteile sind im Vergleich zu den Holzteilen kleiner und weniger auffallend; sie bestehen aus dünnwandigen

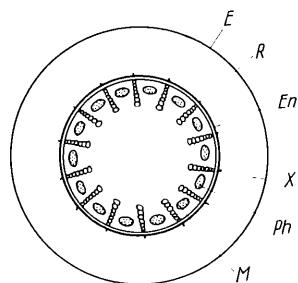


Abb. 3: Querschnitt durch eine monokotyle (einkeimblättrige) Wurzel. E = Epidermis, En = Endodermis, M = Mark, Ph = Phloem, R = Rinde, X = Xylem

Siebröhren und Geleitzellen, aus Bastparenchymzellen und vereinzelt Bastfasern.

Die Anzahl der Holz- und Siebteile eines radiären Leitbündels ist verschieden; bei dikotylen (zweikeimblättrigen) Blütenpflanzen variiert sie zwischen zwei und acht, bei monokotylen (einkeimblättrigen) Pflanzen zwischen acht und fünfzig.

Der Grund dieser Verschiedenheit innerhalb der beiden großen Gruppen der Blütenpflanzen ist darin zu suchen, daß die dikotylen Pflanzen im Laufe des Wachstums, mit Hilfe eines teilungsfähigen Gewebes, des Kambiums, neue Leitbündelanteile produzieren, während den monokotylen Pflanzen ein derartiges Kambium fehlt und ein Dickenwachstum nur durch Vergrößerung der schon vorhandenen Elemente möglich ist. Daher muß im letztgenannten Fall in der jungen Wurzel eine bedeutend höhere Zahl von Gefäßbündelanteilen angelegt werden.

Wir können daher bei dikotylen Wurzeln, ähnlich wie bei den Stämmen im anatomischen Aufbau junge von älteren Exemplaren scharf unterscheiden, während dies bei Wurzeln monokotyler Pflanzen nicht möglich ist.

Bei Einsetzen des sekundären Dickenwachstums bei dikotylen Pflanzen bildet sich zwischen den Holz- und Siebteilen das Kambium aus dünnwandigen, prismatischen Zellen aus. Da die beiden Leitbündelanteile nebeneinander liegen, zieht es in Form eines Sternes innerhalb der Siebteile und außerhalb der Holzteile hin. Es produziert nun laufend nach innen neue Holz- und nach außen neue Siebelemente. Es kommt zu einer allmählichen Umformung des Sternes zu einem Kreis und zur Ausbildung eines einheitlichen Holzkörpers und einer Rinde. Ebenso wie im Stamm wird der Stoffaustausch in radialer Richtung von Markstrahlen durchgeführt, die vom Zentrum bis in die Rinde führen und aus tangential gestreckten Parenchymzellen aufgebaut sind. Die Endodermis kann der stetigen Volumvergrößerung der Wurzel nicht standhalten und wird daher zerrissen. Das Perizykel schiebt sich an die Peripherie vor und wird zu einem Korkkambium, das nach Absterben der primären Wurzelepidermis die Korkbildung übernimmt (Abb. 2).

Die Entwicklung der monokotylen Wurzel ist bedeutend einfacher. Innerhalb der Endodermis liegt ein vielstrahliges, sogenanntes polyarches Leitbündel, das bis ins hohe Alter erhalten bleibt. Die Endodermiszellen können im Laufe der Zeit immer mehr verkorken und nurmehr kleine Lumina freilassen. In diesen Fällen jedoch werden zwischen den stark verkorkten Zellen unverkorkte, dünnwandige Zellen ausgespart. Sie liegen immer über den Holzteilen und dienen zur Diffusion von Wasser und Nährsalzen (Abb. 3).

Es sollen nun an Hand von drei Beispielen die anatomischen Verhältnisse der Wurzeln praktisch erläutert werden.

Unter den dikotylen Pflanzen wurde die Primel, *Primula veris* oder *Primula elatior*, ausgewählt. Sollte kein frisches Material zu beschaffen sein, so können getrocknete Wurzeln in allen Apotheken bezogen werden. Werden von jungen Wurzeln Querschnitte angefertigt und diese dann in Chloralhydrat eingelegt, so zeigt sich folgendes Bild:

Die äußere Begrenzung der Wurzel bildet eine dünne Epidermis, deren Zellen fast durchweg zu kurzen, einzelligen Wurzelhaaren ausgezogen sind. Werden etwas ältere Wurzeln geschnitten, so fehlen die Wurzelhaare. An die Epidermis schließt sich eine breite Rinde aus getupfelten Parenchymzellen, die viel Stärke enthalten. Die Stärkekörper sind jedoch in einem Chloralhydratpräparat bereits gequollen und aufgelöst; um sie festzustellen, muß ein Wasserpräparat angefertigt werden. Die Endodermis mit Casparyschen Streifen ist vom Rindenparenchym sehr deutlich unterschieden. Im Zentralzylinder befindet

sich ein meist pentarches Leitbündel aus fünf Holz- und Siebteilstrahlen. Die Holzteile bestehen nur aus dickwandigen Gefäßen ohne Fasern, die Siebteile sind sehr zart und nur schwer zwischen den Holzteilen zu erkennen. In dem im Zentrum liegenden Mark, das vorwiegend aus getüpfelten Parenchymzellen besteht, können allenfalls Steinzellen aufgefunden werden, wodurch eine Unterscheidung der beiden Primelarten möglich ist.

Zum Studium einer älteren dikotylen Wurzel nach einsetzendem Dickenwachstum eignet sich die Wurzel vom Eibisch, *Althaea officinalis*, da auch sie in Apotheken zu erhalten ist.

Querschnitte durch ältere Wurzeln lassen außen ein mehrreihiges Korkgewebe aus tangential gestreckten und lückenlos aneinanderliegenden Zellen erkennen. Die darauffolgende Rinde wird unterteilt in einen primären äußeren Anteil, der nur aus Parenchymzellen besteht, und aus einem sekundären inneren Anteil, der vor allem durch das Vorhandensein von Bastfaserbündeln in regelmäßigen Gruppen charakterisiert ist. Innerhalb des kreisförmigen Kambiums aus 2—4 Reihen dünnwandiger, tangential gestreckter Zellen liegt der Holzkörper, der aus großen, dickwandigen Gefäßen, einzelnen Holzfaserbündeln und vielen Parenchymzellen besteht. Es ist kein Mark vorhanden, da die Gefäße bis ins Innere reichen. Eine Gliederung des Querschnittes ergibt sich durch die 1—3reihigen Markstrahlen, die vom Zentrum in radiale Richtung bis zur Grenze zwischen der sekundären und der primären Rinde ziehen. Zur genauen Feststellung der Höhe und Breite der Markstrahlen sind Tangentialschnitte anzufertigen. Sowohl in der Rinde wie auch im Holzkörper sind Oxalatdrusen, Stärkekörner und als besonderer Inhaltsstoff dieser Wurzel Schleimzellen vorhanden, die durch ihre starke Lichtbrechung auffallen (Abb. 4).

Zum anatomischen Studium einer monokotylen Wurzel wurde die als Zimmerpflanze sehr beliebte Grünlilie, *Chlorophytum* sp., ausgewählt. Von der Wurzel können leicht schöne Querschnitte angefertigt werden. Da bei monokotylen Pflanzen kein sekundäres Dickenwachstum eintritt, muß bei Auswahl des Materials keine Rücksicht

auf Alter und Dicke der Wurzeln genommen werden.

Unter der einreihigen Epidermis liegt die Rinde aus parenchymatischen Zellen, die zum Teil Büschel von kleinen Kalziumoxalatnadeln enthalten. Die Endodermis besteht aus großen, an den Radialwänden verdickten Zellen. Das darunterliegende

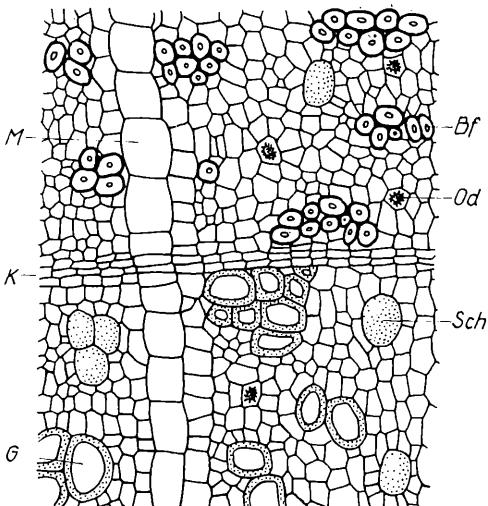


Abb. 4: Querschnitt durch die Wurzel von *Althaea officinalis* (Eibisch). Bf = Bastfasern, G = Gefäß, K = Kambium, M = Markstrahl, Od = Oxalatdruse, Sch = Schleimzelle

einreihige Perizykel ist deutlich zu unterscheiden. Im Zentralzylinder liegt ein radiäres Gefäßbündel aus meist 15 Holz- und Siebteilen. Die Holzteile bestehen aus Gefäßen, die keilförmig gegen das Innere zu angeordnet sind. Die Siebteile liegen zwischen den Holzteilen und bauen sich aus dünnwandigen, sechseckigen Siebröhren mit Geleitzellen auf. Im Zentrum befindet sich ein mächtiges Mark.

Hiermit wären die Grundorgane der Pflanzen in bezug auf ihren anatomischen Aufbau unter Erwähnung ihrer physiologischen Bedeutung besprochen. In einer weiteren Artikelfolge soll von den Anomalien und Metamorphosen dieser Organe die Rede sein.

Über das Skelett der Schwämme

Von Rudolf Drews, Berlin

Ein Skelett ist weder durch die Art seiner Substanz, noch durch seine Bildungsweise gekennzeichnet, sondern durch seine Funktion, nämlich durch die des Halt-Gewährens für eine weniger feste Masse. Das kann auf zweierlei Weise geschehen: durch ein äußeres, also den Körper umgebendes Skelett (Insekten) oder durch ein inneres (Wirbeltiere). Auch innerer Flüssigkeitsdruck (Turgor) kann dem Körper Halt geben.

Bei den Schwämmen ist eine Gestaltswahrung durch Turgor wegen ihres locke-

schwamm allein dem Spongin zu, der Pferdeschwamm lagert zusätzlich Sandkörner in das Spongin ein. Bei den Süßwasserschwämmen treten die Kieselnadeln in den Vordergrund, die durch Spongin miteinander verkittet werden. Die marin Kieselchwämme verbinden ihre Nadeln mit Kiesel säure. Mit dem Starrerwerden des Skeletts wächst zwar die Gefahr des Zerbrechens, aber diese Schwämme leben in der Tiefsee, wo kein Wellenschlag sie zerstören kann. Sie stellen die zierlichsten Schwammgebilde dar, so daß sie in Ost- und Südostasien als Schmuckgegenstand geschätzt werden.

Neben den skelettbildenden Kieselnadeln gibt es noch welche, die verstreut im Schwammgewebe umherliegen und deren Funktion nicht bekannt ist (Abb. 2, Parenchymnadeln). Allerdings haben sie in wenig oder stark abgewandelter Form, im letzten Fall als sogenannte Amphidisken (Abb. 3b und 4), eine wichtige Aufgabe: Sie umgeben schützend die Dauerknospen, die von den



Abb. 1: Süßwasserschwamm *Spongilla lacustris*, am natürlichen Standort aufgenommen

ren Zellverbandes gar nicht möglich. Die Zellmasse gruppiert sich um Skelettelemente, die von bestimmten Zellsorten, Sklero- und Spongioblasten abgeschieden werden. Als Substanzen, aus denen das Skelett bestehen kann, werden Calciumcarbonat (Ca CO_3), Kiesel säureanhidrid (SiO_2) und das elastische Spongin, ein jodhaltiger Eiweißstoff, verwendet. Danach teilt man ein in Kalkschwämmen, Kiesel schwämme und Hornschwämmen.

Obwohl alle einheimischen Süßwasser schwämme Skelettelemente besitzen, kann man nur bei *Spongilla* eine gewisse Gestalt feststellen (Abb. 1). Die übrigen bilden unförmige Krusten. Wir sehen daher, daß ein Skelett nicht nur die Aufgabe der Wahrung einer äußeren Gestalt übernimmt, sondern auch die der Stütze des inneren Gefüges: hier des lebenswichtigen Kammer- und Kanalsystems im Schwammkörper. Diese Aufgaben fallen beim Bade-

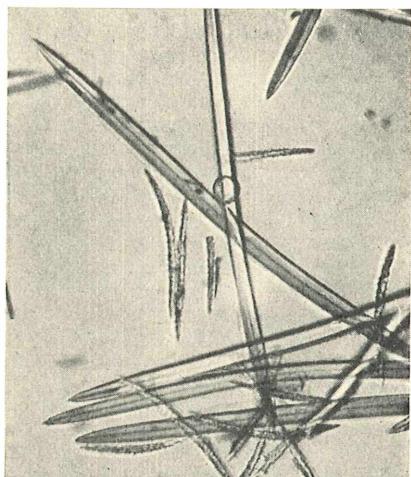


Abb. 2: *Spongilla lacustris*. Große glatte Skelett nadeln und kleine gebogene, dornige, nicht durch Spongin verkittete Fleischnadeln (Paren chymnadeln)



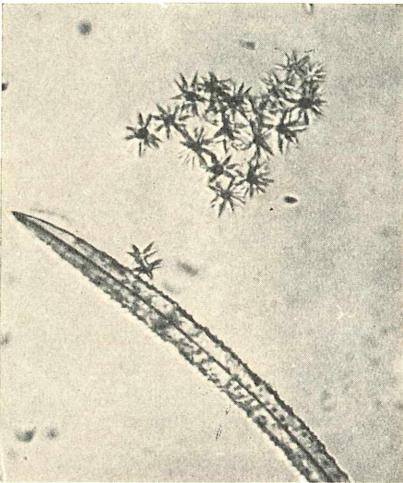
3 a

Abb. 3a: Süßwasserschwamm *Ephydatia mülleri*. Dornige Nadeln mit wenigen Amphidiscen

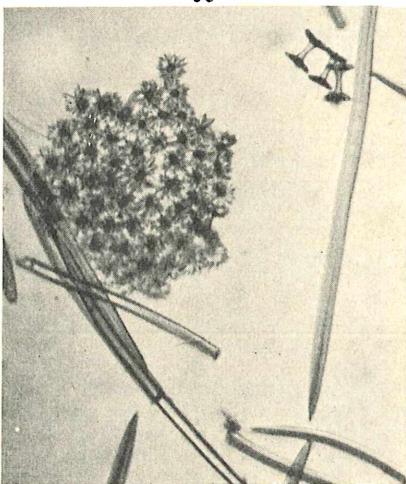
Abb. 3b: *Ephydatia mülleri*. Nadel mit gut sichtbarem, in ihr verlaufendem Kanal. Mehrere Amphidiscen

Abb. 4: *Ephydatia fluviatilis*. Amphidiscen und glatte Nadeln. Rechts Amphidiscen von der Seite

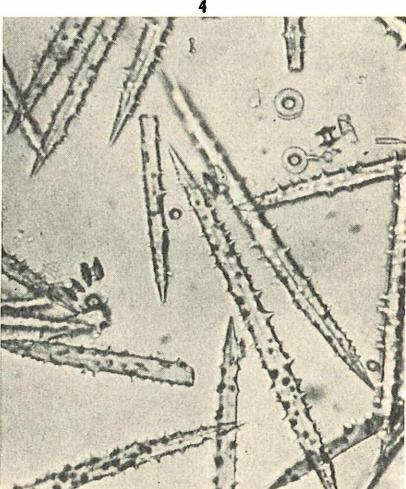
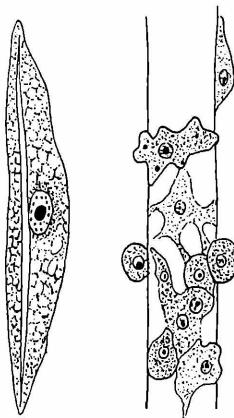
Abb. 5: *Trochospongilla horrida*. Nadeln und Amphidiscen



3 b



4



5

Abb. 6: Links: *Spongilla lacustris*. Zelle mit Nadel (Spiculum). Rechts: *Ephydatia mülleri*. Nadelteil mit sekundären Sklero- und Spongio-blasten. Nach KORSCHELT und HEIDER

ser das nur in Spuren gelöste SiO_2 (Kiesel-säure) zu entziehen, ist unbekannt. Ist der zu bildende Skelettkörper klein genug, entsteht er in einer einzigen Zelle (Abb. 6, links). Zum Aufbau eines größeren Gebildes sind mehrere Zellen nötig, die entweder durch Teilung der ursprünglichen hervorgehen oder als Hilfszellen zuwandern (Abb. 6, rechts). Hierbei kann es zur Bildung eines Syncytiums kommen: Mehrere Zellen verschmelzen zu einem vielkernigen Plasmakörper. Durch die absondernde Tätigkeit von ganzen Zellepithelien kommt die einzige, bis drei Meter lange und über acht Millimeter dicke Nadel von *Monoraphis chuni*, einem marinen Kieselschwamm, zu stande. Skelettnadeln können schon im Larvenkörper gebildet werden, wie zum Beispiel bei der einheimischen *Spongilla*.

Interessant ist, daß die Skeletteile im Larvenkörper gewisser mariner Glasschwämme nicht regellos durcheinander liegen, sondern — wie die der Echinodermenlarven — eine ganz bestimmte Ordnung im Larvenkörper einnehmen.

Die Skelettnadeln gewinnt man leicht durch Ausglühen eines linsengroßen Stückchens Schwamm. Das ausgeglühte Material wird mit einem Tropfen Xylol auf dem Objektträger verteilt und sofort mit Cädax eingeschlossen. Die Präparate, nach denen die Mikroaufnahmen gemacht wurden, sind alle so hergestellt worden.

L iteratur

1. KAESTNER: Lehrbuch der speziellen Zoologie; Jena 1954/55
2. KORSCHELT u. HEIDER: Vergleichende Entwicklungsgeschichte der Tiere; Jena 1936

Winke fürs Labor

Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung

II. Das Phasenkontrast-Mikroskop

Von C. Stumm und H. F. Linskens, Nijmegen (Holland)

In der Geschichte der Technik und der Naturwissenschaft finden wir immer wieder die merkwürdige Erscheinung, daß ein anscheinend vollständig durchforschtes Gebiet plötzlich durch das Auftreten eines neuen kühnen Gedanken erneut fruchtbar wird. Ein genialer Untersucher gibt den Anstoß für das Werk vieler Forscher, bis diese große Konzeption ausgeschöpft ist und auf den nächsten großen Gedanken wartet.

ERNST ABBE's Theorien förderten in großem Umfange den Ausbau der Lichtmikroskopie bis an die Grenzen des technisch Möglichen. In den 30er Jahren schien eine

weitere Vervollkommenung nicht mehr wahrscheinlich. Da erschien im Jahre 1941, mitten im Kriege, eine Arbeit von KöHLER und Loos „Das Phasenkontrastverfahren und seine Anwendungen in der Mikroskopie“. In dieser Veröffentlichung stellen die Autoren eine neue Untersuchungsmethode dar, die eine Weiterführung der fundamentalen Entdeckungen des Groninger Professors FRITZ ZERNICKE brachten. ZERNICKE hatte nämlich bereits 1934 eine grundlegende Entdeckung gemacht: „Die Beugungstheorie des Schneidenverfahrens und seine verbesserte Form, die Phasenkon-

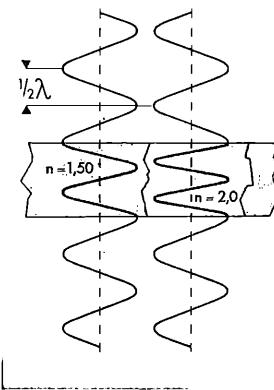


Abb. 1: Beispiel für ein Phasenobjekt: Die durch ein Objekt größerer Brechzahl laufende Welle bleibt zurück (hier $\frac{1}{2}$ Wellenlänge = $\frac{1}{2}\lambda$). Aus Leitz-Prospekt 51a - 5a

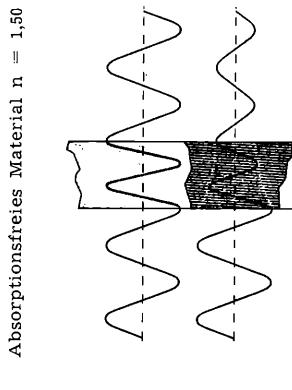


Abb. 2: Beispiel für ein reines Amplitudenelement: Die durchlaufende Welle wird durch ein Strukturelement geschwächt, aber nicht in der Phase verschoben. Aus Leitz-Prospekt 51a - 5a

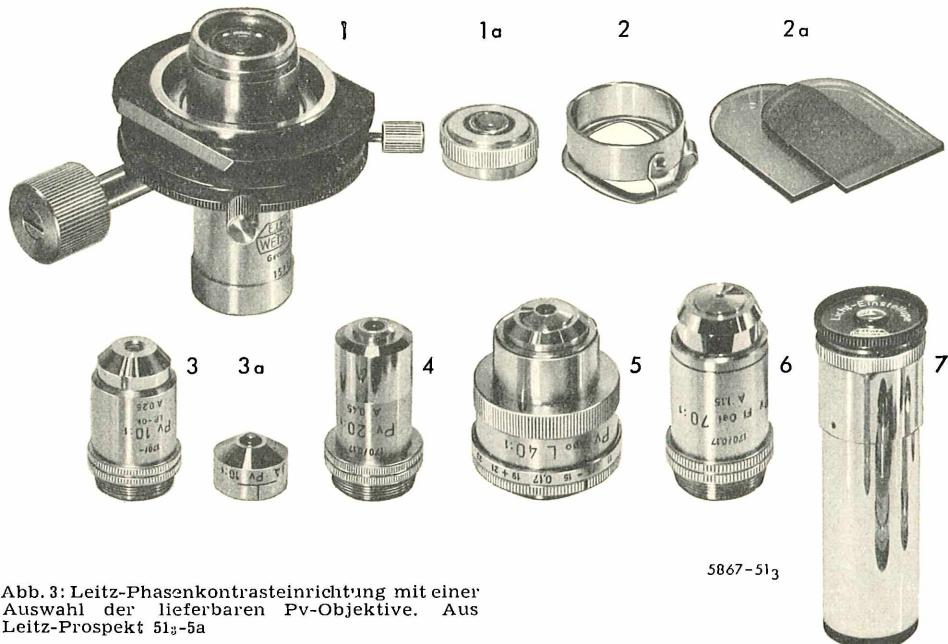


Abb. 3: Leitz-Phasenkontrasteinrichtung mit einer Auswahl der lieferbaren Pv-Objektive. Aus Leitz-Prospekt 513-5a

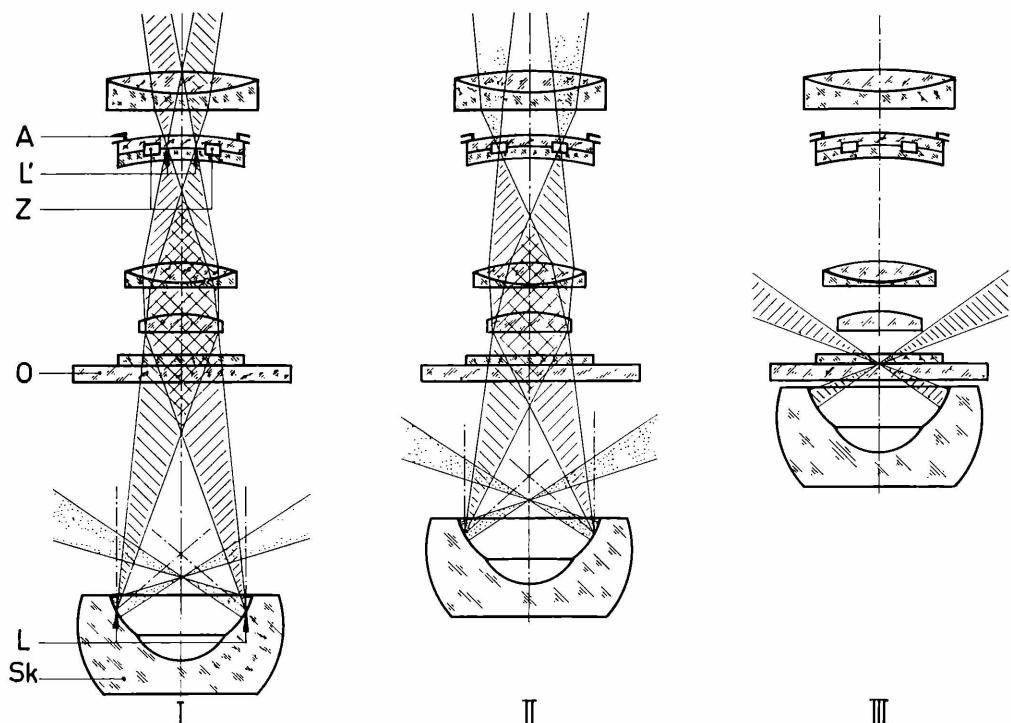


Abb. 4: Verschiedene Beleuchtungsarten mit dem HEINE-Kondensor in Abhängigkeit von der Stellung des Spiegelkörpers SK: I Helffeldbeleuchtung; der Spiegelkörper hat seine tiefste Stellung, wodurch der schmale Lichtring L nach L' innerhalb des Phasenringes Z abgebildet wird. O = Objekträger, A = Rand der Aperturblende. II Phasenkontrastbeleuchtung; der Spiegelkörper steht etwas höher, dadurch erweitert sich das Bild L' des Lichtringes, bis es von dem Phasenring Z völlig abgedeckt wird.

III Dunkelfeldbeleuchtung; bei höchster Stellung des Spiegelkörpers wird das im Objektbild konvergente Beleuchtungsbündel wirksam, das das Objekt durchstrahlt, ohne aber selbst ins Objektiv zu fallen.



Abb. 5: Spermatozyten, Phasenkontrast. Samenblasenausstrich des Regenwurms. Beobachtung in Ringerlösung: Objektiv Pv Apo L 63/0.70 n; Mikroansatz MIKAS, LEICA; Abbildungsmaßstab 1250:1.

Spermatozyten 1. und 2. Ordnung und reife Spermatozoen sind gut zu erkennen. Ein Vergleich zwischen gefärbten und ungefärbten, überlebenden, im Phasenkontrast untersuchten Ausstrichen würde deutlich zeigen, daß durch die Fixierung und Färbung die Spermatozyten verändert werden. Aus Leitz-Prospekt 51a-5a

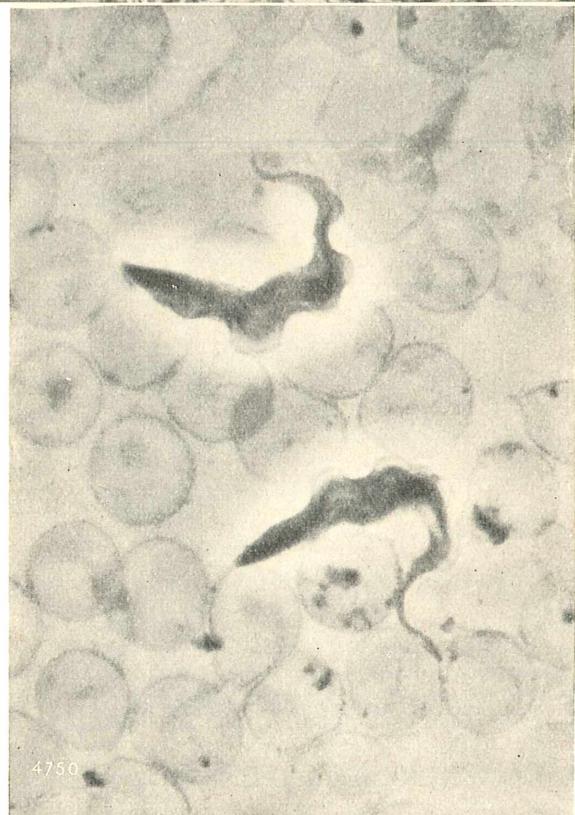


Abb. 6: Blautausstrich mit *Trypanosoma brucei*. Phasenkontrast. Infizierte Hausmaus, Lebendpräparat. Objektiv Pv Apo Öl 90/1.15 n; Mikroansatz MIKAS, LEICA; Abbildungsmaßstab 2400:1.

Für die Beobachtung von Blautausstrichen mit Deckglas eignet sich besonders das Objektiv Pv Apo L 63/0.70. Die Kontraste sind optimal. Der Hauptkern, der Blepharoplast und die daran entspringende Geißel, die als undulierende Membran am Körperrande verläuft, sind deutlich zu erkennen. Besonders plastisch tritt die undulierende Membran bei Aufnahmen mit Objektiven mit negativem Kontrast hervor. Bei Ausstrichpräparaten, die ohne Deckglas untersucht werden, sind Öllimmersionsobjektive zu verwenden. Aus Leitz-Prospekt 51a-5a

trastmethode". Für seine genialen Arbeiten erhielt Prof. F. ZERNICKE dann auch 1953 die höchste Auszeichnung für wissenschaftliche Leistungen, den Nobelpreis.

Was ist nun das Prinzip dieser weitreichenden Erfindung und worin besteht seine Bedeutung?

Grundlagen der Phasenkontrastmikroskopie

Zunächst müssen wir uns etwas mit der Wellennatur des Lichtes und mit der Optik des gewöhnlichen Mikroskopes befassen. Wird ein ungefärbtes Präparat von einem Bündel paralleler Lichtstrahlen durchsetzt, so bleiben die Lichtwellen, die durch das Objekt hindurchgehen, gegenüber den frei verlaufenden mehr oder weniger weit zurück. Das Licht wird in seiner Phase gewissermaßen „verschoben“, und man nennt dieses Phänomen darum auch Phasenverschiebung. Diese ist völlig unsichtbar und allein abhängig vom Unterschied der Brechungsindizes von Objekt und Umfeld (Abb. 1). Dagegen ist eine andere Art der Lichtwellen-Veränderung sehr wohl sichtbar, und auf ihr beruht im wesentlichen die gesamte Hellfeld-Mikroskopie. Wenn nämlich Lichtwellen gefärbte Objekte durchdringen, so wird ein Teil von ihnen absorbiert, die Wellen verlaufen dann flacher, d. h. mit veränderter Amplitude (Abb. 2). Das Wesen der Phasenkontrastmikroskopie ist nun, die (normalerweise unsichtbaren) „Phasen-

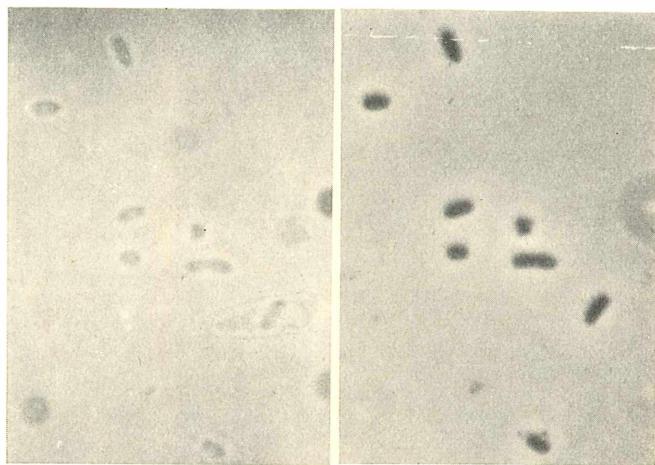


Abb. 7a u. b: *Escherichia coli* Stamm B, lebend. Gleicher Ausschnitt des Blickfeldes in Hellfeldbeleuchtung (a) und Phasenkontrastbeleuchtung (b). Ein Bakterium in Teilung. Objektiv Pv/FL 70/1.15, Okular 8x (Leitz). Aufn. STUMM

objekte“, die jedes ungefärbte biologische Material enthält, in sichtbare „Amplitudenobjekte“ zu verwandeln.

Das geschieht auf folgende Weise:

Im Kondensor des Mikroskopes ist anstelle der Aperturblende eine Ringblende so angebracht, daß das einfallende „massive“ Lichtbündel den Kondensor als Hohlkegel verläßt. Die hintere Brennebene des Objektivs trägt den sogen. Phasenring, einen auf Glas aufgedampften ringförmigen Metallbelag, der die Eigenschaft hat, das Licht um $\frac{1}{4}$ Wellenlänge ($\frac{1}{4}\lambda$) voreilen zu lassen und ca. 75 % des Lichtes zu absorbieren. Durch



Abb. 8a u. b: *Bacterium spec.*, lebend. Identische Individuen in Hellfeldbeleuchtung (a) und Phasenkontrastbeleuchtung (b). Deutlich sichtbare Innenstrukturen. Objektiv Pv/FL 70/1.15, Okular 8x (Leitz). Aufn. STUMM

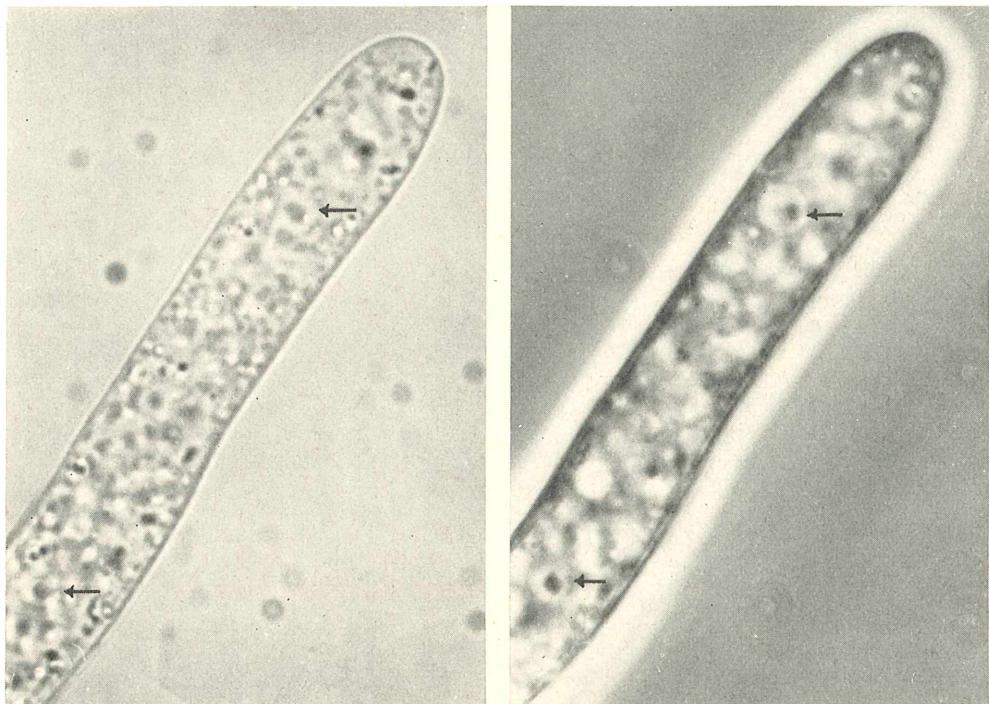


Abb. 9a u. b: *Allomyces arbuscula*. Vegetative Hyphe eines Sporophyten mit Kernen (Pfeile) in Hellfeldbeleuchtung (a) und Phasenkontrastbeleuchtung (b). Objektiv Pv/FL 70/1,15, Okular 8x (Leitz). Aufn. STUMM

sorgfältiges Zentrieren des Kondensors, wobei ein anstelle des Okulars eingesetztes Hilfsmikroskop verwendet wird, läßt sich das Bild der Ringblende mit dem Phasenring in Deckung bringen.

Ein zwischen Kondensor und Objektiv befindliches biologisches Objekt wird von dem Lichtkegel durchsetzt. Dabei wird ein Teil des Lichtes infolge der Brechungsunterschiede im Objekt in seiner Phase verschoben und abgebeugt. Die Überlagerung dieses abgebeugten „Beleuchtungslichtes“ mit dem direkten, abgeschwächten und ebenfalls phasenverschobenen Licht, das durch den Phasenring fällt, führt hinter dem Objektiv dann zum eigentlichen Phasenkontrast: Unterschiede der Brechungsindizes im Objekt erscheinen als Helligkeitsunterschiede im Blickfeld. Dabei erscheinen Körper höherer Lichtbrechung gegenüber ihrer Umgebung dunkler (positiver Phasenkontrast). Ist der Phasenring dicker als seine Umgebung, hält er also das Licht um einen bestimmten Betrag (auch hier wieder $\frac{1}{4}\lambda$) zurück, so erscheinen stärker lichtbrechende Körper hell gegen ihre Umgebung (negativer Phasenkontrast, Anoptralkontrast nach WILSKA).

Bei der Leitzschen Phasenkontrasteinrichtung (Abb. 3) besteht gegenüber dem

von Zeiss entwickelten System insofern eine Abweichung, als der Kondensor (nach HEINE) nicht mit einer Ringblende, sondern mit einem durch Zahn und Trieb verstellbaren Spiegelkörper versehen ist. Dieser bietet den Vorteil, daß man durch einfaches Verstellen nacheinander Hellfeld, Phasenkontrast, „Mischfeld“ (eine Art kontrastreiche Hellfeldbeleuchtung) und Dunkelfeld erhalten kann (Abb. 4). Auf diese Weise ist es leicht möglich, die dem Objekt am besten angepaßte Beleuchtungsart mit einer Fingerbewegung einzustellen, was besonders bei Routineuntersuchungen unschätzbare Vorteile bietet.

Bedeutung und Leistungen der Phasenkontrastmikroskopie

Die Leistungen des Verfahrens und damit das Verdienst F. ZERNICKES sind mannigfaltiger Art. In der Biologie, die ja hier am meisten interessiert, ist vor allem die Untersuchung der lebendigen Zell-Struktur durch das Phasenkontrastmikroskop überhaupt erst möglich geworden. Der Biologe und der Arzt brauchen vielfach nicht mehr wie früher das Material umständlichen und zeitraubenden Fixations- und Färbevorgaben zu unterwerfen (Möglichkeit der Artefaktbildung!) sondern können weitgehend

lebendfrisches Gewebe verwenden. Kerne, Mitochondrien, Mikrosomen, Geißeln usw. lassen sich deutlich sichtbar machen (Abb. 5 u. 6). Besonders berühmt wurde die Erfindung F. ZERNICKES durch die Einführung seines Verfahrens in die Mikrokinoematographie durch K. MICHEL (1944). Dabei gelang es zum erstenmal, die Vorgänge bei der Reifeteilung tierischer Spermatocyten in Zeitraffung zu filmen und die überaus komplizierten Chromosomenbewegungen klar darzustellen. Einen weiteren Fortschritt aus jüngerer Zeit stellen die Filmaufnahmen des polnischen Biologen A. BAJER dar, der die Mitosen isolierter Liliaceen-Endospermzellen untersuchte. Dabei konnte er nicht nur die normalen Teilungsabläufe, sondern auch Gift- und Strahlenschädigungen der Chromosomen mit überraschender Deutlichkeit zeigen.

Auch in der Mikrobiologie spielt das Phasenkontrastverfahren eine wichtige Rolle: So lassen sich z. B. Bakterien sowie Kerne in lebenden Pilzhypfen (Abb. 7, 8, 9) mit großer Klarheit darstellen. Eine Eigen-

tümlichkeit der Phasenkontrastbeleuchtung wird dabei deutlich: An den Randzonen mancher Objekte bilden sich mehr oder minder breite Beugungsringe oder -streifen, die eine gewisse Ähnlichkeit mit Schleimhüllen haben und zu Verwechslungen Anlaß geben können. Meist läßt sich aber durch Überführung des Objekts in ein Medium geeigneter Brechzahl (man nimmt dazu meist Eiweißlösungen) dieser Übelstand abstellen.

Die Firma ERNST LEITZ, Wetzlar, hat freundlicherweise den Abdruck der Abbildungen 1—3 und 5—6 genehmigt und die Druckstücke dazu zur Verfügung gestellt.

Literatur

1. H. HASELMANN: 20 Jahre Phasenkontrast-Mikroskopie. *Z. f. wiss. Mikrosk.* 63, 140—155, 1957.
2. A. KÖHLER und W. LOOS: *Naturwiss.* 29, 49—61, 1941.
3. LEITZ-PROSPEKT: 51₃ — 5a, 1957.
4. O. W. RICHARDS: Phase microscopy 1950—1954. *Science* 120, 631—639, 1954.
5. H. WOLTER: Zur Deutung von Beobachtungen mit dem Phasenkontrastverfahren. *Naturwiss.* 37, 272—276, 1950.
6. F. ZERNIKE: *Physica* 1, 689—704, 1934.

Kleine Mitteilungen

Zum Umschlagbild: Die Metamorphose der Seesterne. Die Larve der Seesterne, die Bipinnaria (Abb. 1) ernährt sich von Algen und anderen kleinen Organismen, die sie während ihrem pelagischen, einige Wochen dauernden Lebensabschnitt im Plankton der Meeresoberfläche findet. Die weiter entwickelte Larve — die Brachio-laria — besitzt gegenüber der Bipinnaria noch eine Saugscheibe und zwei kleine Arme mit Saugnäpfen. Nach der Festheftung am Meeresgrund mit Hilfe der Saugorgane beginnt die Brachiolaria ihre Metamorphose. Zum Seestern führen die Entwicklungsvorgänge im hinteren Teil des Körpers, der Vorderteil der Larve verkürzt und verfällt der Rückbildung. Früher hielt man einen Knospungsvorgang für möglich. Der Seestern sollte ungeschlechtlich aus der als Amme dienenden Larve entstehen und nach ihrer Regeneration sollte die Larve wieder weitere Seesterne abgeben können.

Der Seestern wächst im hinteren Brachiolarialteil aus zwei getrennten Anlagen heran; links vom Magen liegt die fünfstrahlige Wassergefäßrosette, rechts dagegen, die spätere Dorsalfläche andeutend, eine Anhäufung von Mesenchymzellen. Schon früh wird der strahlige Bau des Seesterns durch fünf Falten der Larvenhaut über den Radien des Hydrocols unterstrichen, ebenso dorsal durch die Ablagerung der Skeletteile, der Skelettnadeln und durch die Anordnung des Mesenchymgewebes. Die beiden Anlagen stehen ursprünglich schräg zueinander und müssen erst mit fortschreitender Entwicklung der inneren Organe in die richtige Lage und zur Deckung gebracht werden.

Die Radianen der Rosette verlängern sich zu den Ambulakralgefäßen und jedes Gefäß sproßt ein Paar erste Füßchen nach außen. Steinkanal, Rükkenporus, imaginäre Ösophagus, Nervensystem und Gonaden entstehen auf eine ähnliche Weise

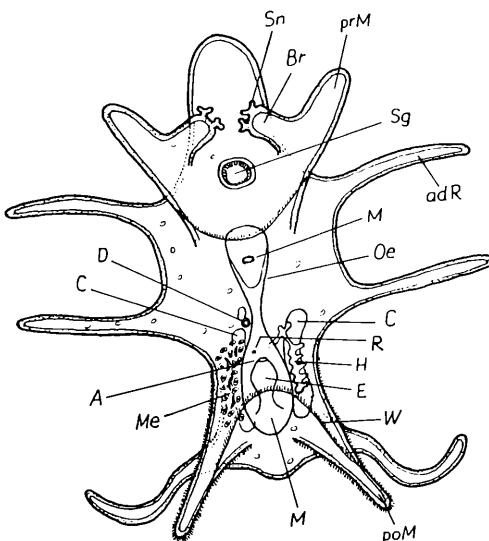


Abb. 1: Brachiolaria-Larve eines Seesterns. A = After, adR = anterodorsaler Rückenarm, Br = Brachiolaria-Arm, C = Cölom, D = Dorsalsack, E = Enddarm, H = Hydrocolirosette, M = Magen, Mund, Me = fünfstrahlige Mesenchymanlage, poM = postoraler Mundarm, prM = praeoraler Mundarm, Oe = Ösophagus, R = Rückenporus, Sg = Saugscheibe, Sn = Saugnäpfe, W = Wimperschnüre

wie sie für die Bildung in der Seeigelanlage beschrieben wurde (Mikrokosmos 48, H. 6, 1959). Der Unterschied zur Seeigelentwicklung besteht in der Hauptsache darin, daß keine Amnionhöhle gebildet wird. Zusätzliche Gebilde des jungen Seesterns sind fünf Ocellen, Augenflecke mit rotem Pigment an der Basis der Endtentakelchen und den Armspitzen, und die Pseudo-haemalkanäle, Abschnitte des Blutlakunensystems. Die Metamorphose des Seesterns (*Asterias rubens*, Gemeiner Seestern, Nordsee), der bei der Aufnahme (Titelbild) Modell stand, ist im wesentlichen beendet.

Heinz Streble

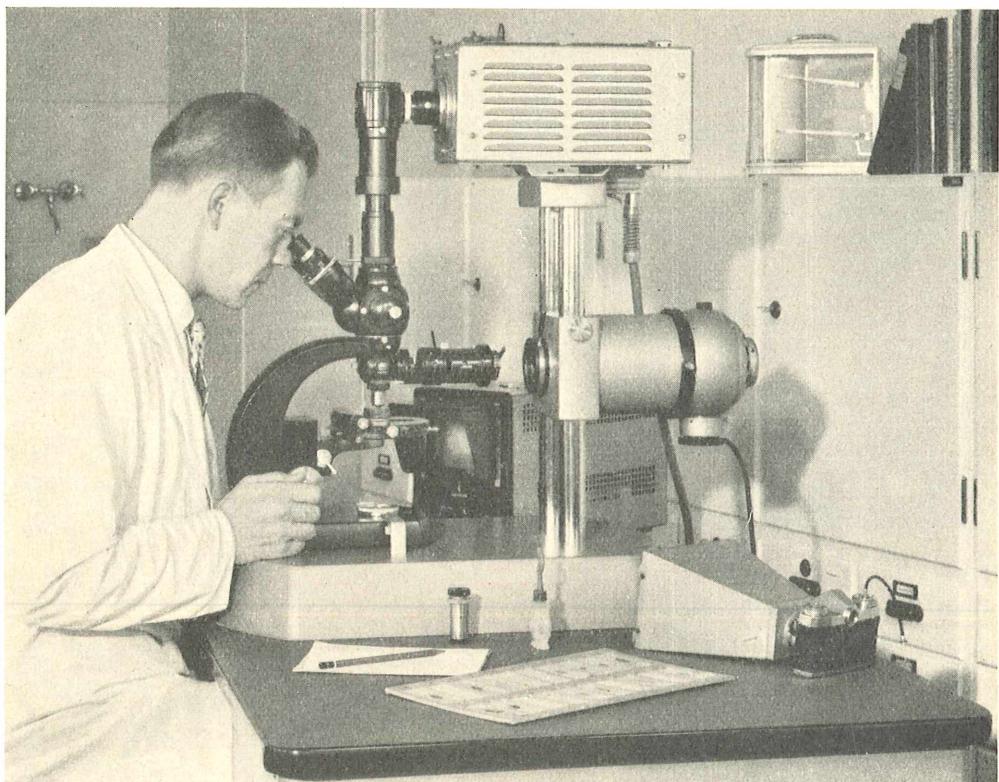


Abb. 1: Erklärung im Text

Das Zeiss-Siemens-Fernsehmikroskop

In Ergänzung zu unserem Bericht (siehe Mikrokosmos 48, 220–23, 1959) bringen wir nachstehend noch einige Abbildungen des deutschen Fernsehmikroskopes, das eine Kombination des Zeiss-Forschungs-Mikroskopes Standard WL und einer Siemens-Industrierfernsehanlage darstellt. Spezielle Bauelemente des Mikroskopes bilden das übertragende mikroskopische Bild auf einer elektronischen Bildaufnahme-Röhre ab, dem Vidikon (Resistoron), wo es zur fernsehtechnischen Übertragung „abgetastet“ wird. In der Abb. 1 ist die Anlage in der Ausrüstung für die Auflichtmikroskopie wiedergegeben, in der Abb. 2 ist als Schema der Strahlengang für die Durchlicht-Beleuchtung wiedergegeben.

Zur konstruktiven Gestaltung ist zu sagen, daß der eigentliche Mikroskopteil mit der Aufnahmekamera auf einem schreibtischartigen Unterbau in Stahlkonstruktion ruht, der zugleich die Anschlußteile für die Mikroskopbeleuchtung enthält. Auf dem Tisch steht auf einer kastenförmigen Fußplatte das WL-Stativ. An 2 runden Säulen ist, in der Höhe verstellbar, die Lampe angebracht sowie die Fernsehkamera.

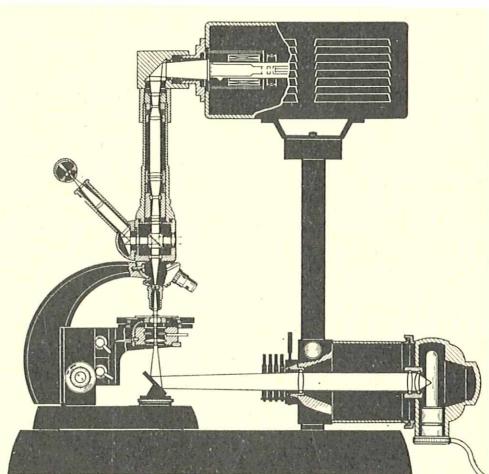


Abb. 2: Erklärung im Text

Das Mikroskop kann in der üblichen Weise nach dem Zweck der Untersuchung ausgestattet werden. Auf dem Tubusträger-Kopf des Mikroskopstatives sitzt der Photowechsler. Das Projektiv ist mittels eines Lichtschutzhohres mit einem Umlenkkristall verbunden, das für die Strahlenlenkung in die Richtung der horizontal angeordneten Fernsehkamera sorgt.

Die gesamte Fernsehanlage ist an das Netz anzuschließen (220 V, Leistungsaufnahme 350 W). Die Anlage arbeitet nach dem Zeilensprungverfahren (625 Zeilen) und ist daher zur Wiedergabe an jedem handelsüblichen Fernsehempfänger geeignet. Für eine intensive Benutzung kann die Anlage auch mit einer Lichtwertautomatik versehen werden; dies gestattet die vollautomatische Anpassung an unterschiedliche Beleuchtungsverhältnisse bis etwa 1:20 000.

Prof. Dr. H. F. Linskens, Nijmegen

Ein flüssiges Filter für Phasenkontrastmikroskopie. Da das optische System gewöhnlich für monochromatisches Licht der grünen Quecksilberlinie (546 m μ) konstruiert ist, kann die Einrichtung nur bei Einschalten eines Filters voll ausgenutzt werden. Als solches genügen die gebräuchlichen Kupfersulfatlösungen nicht, wohl aber eine Mischung aus gleichen Raumteilen einer 0,5- (Gewichts-) %igen Lösung von sechswertigem Chrom (d. i. 15,6 g Na₂CrO₄ pro Liter) und einer 0,005- (Gewichts-) %igen Methylenblauchlorid-Lösung. Die so erhaltene Lösung wird mit Wasser zur gewünschten Dichte verdünnt. Sie bleibt wochenlang gebrauchsfertig und braucht erst bei Verblassen erneuert zu werden. In der Lichtdurchlässigkeit entspricht das flüssige Filter ziemlich genau dem Wratten-Filter No. 58.

R. H. FETNER, Stain Techn. 33, 190–191 [1958].

H. H. Pfeiffer

Veränderungen der Trauben durch den Grausimmel Botrytis cinerea. Durch den Befall der Beeren mit Grausimmel wird die Weinsäure stärker abgebaut als die Äpfelsäure. Häufig wird doppelt soviel Säure veratmet als Zucker. Dadurch kommt es zu einer relativen Zuckeraanreicherung ohne gleichzeitige Konzentrierung der Säure.

Als Stoffwechselprodukt des Pilzes wurde Glukonsäure bis zu 2 g/l im Most gefunden. Sie übersteht die Gärung unverändert und findet sich dann auch im Wein. Da gesunde Trauben keine Glukonsäure enthalten, kann ihr Nachweis als Beweis dafür dienen, daß der betreffende Most von edelfaulen Trauben stammt. Glyzerin wird vom Pilz in sehr unterschiedlichen Mengen verbraucht: der Verbrauch steigt mit der Zunahme des pH.

Als weiteres bemerkenswertes Ergebnis wird festgestellt, daß Moste aus edelfaulen Beeren deshalb viel langsamer vergären, weil der Pilz einen Stoff bildet, der die Hefe vermehrung hemmt. Dieser Hemmstoff läßt sich durch Erhitzung inaktivieren. Gleichermaßen ist möglich durch Zugabe von 50 mg/l schweflige Säure. Die Autoren nennen diesen Hemmstoff "Botrycin". B. ist fällbar mit Athylalkohol. Wird dieser Niederschlag Normal-Mosten zugesetzt, so tritt eine Gärungshemmung wie in Botrytismosten ein. Die Gärungshemmung erstreckt sich hierbei nicht allein auf das Tempo, sondern auch auf den Endpunkt der Gärung. Da der Zucker nicht zur Gänze in Alkohol und Kohlensäure umgesetzt wird, entstehen Süßweine. Werden große Botrycinmengen zugesetzt, wird die Gärung völlig unterbunden. B. kann auch an Tiere Kohle adsorbiert werden, am besten bei einem pH von 3,0 bis 4,5. Das Herauslösen erfolgt am besten in gepufferten Milieu von pH 9. — Die Botrycinsbildung ist am stärksten während der Konidienbildung, danach nimmt der B.-Gehalt wieder rasch ab.

PEYNAUD und Mitarb.: Vigens et Vins — feuilles techniques, Heft 75, 1959, 6–8.

Dr. H. H. Dittrich

Schnellverfahren zur Verarbeitung frischer Knochen. Unter Vermeidung von Reibungswärme werden aus den frischen Knochen 1-2 mm dicke Scheiben in der verlangten Richtung herausgesägt und mit Karborund- und Sandpapier unter ständigem Feuchthalten beiderseits abgeschliffen. Nach Färben oder chemischer Beeinflussung werden zur Darstellung von Details beide Seiten des Präparats dünn mit einer opaken Schicht des Farbstoffes oder chemischen Mittels bedeckt, unter Umständen auch noch nachgeschliffen. Nach Abspülen locker adhäsiver Farbstoffteilchen wird der luftgetrocknete Schnitt in üblicher Weise eingeschlossen. Dasselbe Verfahren kann auch auf Holzer und die Steinschicht in Kernobst angewandt werden.

H. M. FROST, Stain Techn. 33, 273–277, 1958.

H. H. Pfeiffer

Einfachste Dauerfärbung von Pilzfäden und Algen. Es wird vorgeschlagen, die Objekte so gleich in die einzige Farblösung zu bringen, die folgendermaßen erhalten wird: Zuerst werden 20 g Gummi arabicum mit 10 ml Ameisensäure und 50 ml dest. Wasser gemischt; darin wird ein im Mörser zerriebenes Gemenge aus 1/2 g Hämatoxylin, 1/2 g Eisenalaun und 1/2 g Chromalaun gelöst. Das Gemenge soll 24 Std. bei 60 °C im Wärmeschrank reifen. Dann wird nach Abkühlen auf Zimmertemperatur 0,15 g Bismarckbraun hinzugefügt und 45 Minuten mit einer Beschleunigung von 20 000 g zentrifugiert. Nach Abgießen der Flüssigkeit vom Bodensatz werden 20 ml Glyzerin und 30 ml Chlorhydrat eingerührt (nicht schütteln!); die tief kastanienbraune Flüssigkeit wird durch Hinzufügen von reichlich Methylgrün bis zu Schattenfarbe abgetönt. Zu jedem Dauerpräparat werden nur wenige Tropfen der mehrere Monate haltbaren Lösung gebraucht.

P. K. ISAAC, Stain Techn. 33, 261–264, 1958.

H. H. Pfeiffer

Über das Auftreten eines systematischen Fehlers bei der Erythrocytenzählung. Verschiedene Beobachtungen ergaben, daß bei der üblichen Erythrocyten-Zählmethode bei steigender Erythrocytenzahl zuwenig Erythrocyten gezählt werden, also ein systematischer Fehler auftritt. Ursachen und Möglichkeiten zur Behebung dieses Fehlers wurden in größeren Maßnahmen eruiert. — Ursache: die beim Füllen der Zählkammer statistisch verteilten Erythrocyten lagern sich rasch auf dem Zählkammerboden ab. Da die Höhe der Zählkammer ein Vielfaches des Erythrocyten-Durchmessers beträgt, ist anzunehmen, daß sich zwei oder mehrere Erythrocyten innerhalb der gleichen senkrechten Achse befinden können und nicht mehr zu differenzieren sind. Damit wächst dieses Phänomen mit der Zahl der Erythrocyten. Um den bei steigender Erythrocytenzahl zunehmend zu kleinen Wert richtiger zu erhalten, wird vorgeschlagen, Zählkammern mit einer Höhe von 50, oder weniger zu verwenden, die Pipettenverdünnung bei sehr niedrigen Erythrocytenzahlen auf 1:200, bei normalen und hohen Erythrocytenzahlen auf 1:400 zu erhöhen, mehr Kammerfelder auszuzählen (möglichst 4 mal soviel wie bisher) und mindestens mit einer 300-fachen Vergrößerung zu zählen.

Besagter Zählfehler wird durch eine zwischen den Erythrocyten bestehende Affinität wesentlich begünstigt.

W. GÜNDEL: Klin. Wschr. (1959) S. 98.

Dr. Petschke

Methacrylsäureester-Einbettung für histologische Zwecke. — Aus zahlreichen Versuchen hat sich die folgende Technik ergeben: Den beliebig fixierten, bis 5 mm dicken Blöcken werden durch mehrfach gewechselten 70%igen Alkohol die Fette entzogen. Dann werden sie dreimal je eine Stunde in Aceton entwässert und 2 Stunden bei Zimmertemperatur in Methyl-Methacrylat (Röhm & Haas, Darmstadt) gebracht, in dem vorher 2% Benzoylperoxyd aufgelöst wurde. Darauf wird das Objekt in das im Wärme-

schrank bei 50° C bereitgehaltene Einbettungsmischung tief eingetaucht. Das Einbettungsgemisch besteht entweder aus 10 cm³ „stabilem“ Methyl-Methacrylat + 0,2 g Benzoylperoxyd + 5 g Polyäthylenglykol 1500 (klares Gemisch) oder den genannten Mengen Methacrylat und Peroxyd, vermehrt um 12 g Polyäthylenglykol + 3 cm³ Dibutylphthalat (opakes Gemisch). Wenn das Gewebe nicht gleich untersinkt, wird mehrfach geschüttelt. Bei Erhöhung auf 60° C erfolgt die Polymerisation des Mediums über Nacht in dem gut zu verschließenden Gefäß (abgeschnittene Polyäthylenflasche). Nachdem man das Objekt noch einen Tag bei Zimmertemperatur stehen gelassen hat, wird es unter Auseinanderbiegen der Gefäßwände herausgenommen und zugeschnitten, d. h. die obere zu weiche Schicht entfernt. Aufgeklebt wird mit Polyäthylenglykol P 2000 oder 4000, das man auf Spatel in der Flamme schmilzt. Zum Schneiden eignet sich ein Schlittenmikrotom mit schrägem C-Messer großen Anstellwinkels, für größere Objekte auch D-Messer (Serienschnitte 3–5 µ oder mehr), wenn mit 30 % Alkohol angefeuchtet wird. Auf Objekträger aufgezogen wird aus einer Mischung aus 100 cm³ 96%igem Alkohol und 20 cm³ Butylglykol, getrocknet im Brutschrank. Zum Herauslösen des Einbettungsmediums dient dreifache, je 10 Minuten dauernde Behandlung mit Methylglykolacetat und anschließend mit 96- und 70%igem Alkohol. Brauchbar sind alle für Paraffineinbettung gebräuchlichen Färbungen.

TH. v. HIRSCH und J. W. BOELLAARDT, Z. wiss. Mikrosk. 64, 24–29. 1958.

H. H. Pfeiffer

Eine Ausstrichtechnik für Pflanzengewebe. Wurzelspitzen etwa vom Mais, von Weizen, Gerste, Erbse, Pferdebohne oder der Sommerzwiebel werden 1–2 Stunden in Essigsäure-Alkohol 1:1 fixiert und in 70%igem Alkohol und dann in Wasser gewaschen. Nach Härt(en) (4–6 Stunden) mit 10%igem Formalin werden sie 12 Stunden bei 25–37° C in 2%ige Natronlauge (oder halb so lange bei doppelter Konzentration) gebracht, einige Male mit Wasser und bis zum letzten Herauslösen des Alkali in 10%ige Essigsäure getaut. Gefärbt wird mit Karmin-Essigsäure oder nach FEULGEN, oder es werden ungefärbte Ausstriche in einen Tropfen 45%ige Essigsäure gebracht. Die nach Erfahrungen an tierischem Material entwickelte Methode kann auch cytochemisch auf Vorkommen von Ribonucleinsäure und den Phosphor in Phosphoprotein ausgewertet werden.

(C. J. TANDLER, Stain Techn. 34, 234–235, 1959.)

H. H. Pfeiffer

Neue Erfahrungen mit verschiedenen Färbungen. Zur dauerhaften Färbung der Nissl-Schollen in Gefrier- und Paraffinschnitten empfiehlt R. C. FERNSTROM, einer filtrierten 1½%igen wäßrigen Lösung von Cresylechtviolett auf 100 ml 4 Tropfen Eisessig hinzuzufügen. Nach dem Färben (3–10 Min.) wird in dest. Wasser gespült; mit 70%igem Alkohol werden die letzten Farbstoffwolken ausgezogen; die Präparate werden dann über 95%igen Alkohol für mindestens 20 Minuten in Chloroform gebracht, in 95%igem Alkohol differenziert, in absolut. Alkohol entwässert und über Butylalkohol (bis 5 Min.) und reichlich Xylool in Harz eingeschlossen.

Zur Dauerfärbung mit Säure-Orcein löst RITTER 1 g des Farbstoffes in 45 ml mäßig erwärmtem Eisessig und fügt sofort 55 ml dest. Wasser hinzu, kühlt die Lösung in einer Flasche unter fließendem Wasser und schüttelt sie, läßt sie über Nacht stehen und filtriert. Das Färben entweder mit dem Farbstoff direkt (Einschließen in Glycerin) oder in Mischung des Farbstoffes mit Glycerin richtet sich in der Dauer nach dem Objekt (Knochenmark, Asciteszellen, Quetschpräparate, Gewebekulturen, Homogenate

2–3 Tage, Chromosomen mit anschließender eintägiger Differenzierung mit Glycerin).

Zur Verbesserung der Färbung mit Toluuidinblau schlagen ROBINSON und BACSICH vor, einer 1%igen wäßrigen Lösung des Farbstoffes 4–5 ml einer gesättigten wäßrigen Lösung von Sublimat oder Kaliumjodid hinzuzutropfen. Der entstehende dunkle Niederschlag wird auf Filterpapier aufgefangen und gründlich mit dest. Wasser gewaschen, bis das abtropfende Wasser die Färbung einer 0,05%igen Lösung hat. Nach Trocknen wird der Farbstoff aufgefangen und 0,12 bzw. 0,3 g (je nachdem, ob mit Sublimat bzw. Kaliumjodid behandelt wurde) werden in 100 ml dest. Wasser gelöst. Die Färbung soll 10–30 Minuten dauern. Ebenso sollte bei Anwendung von Thionin oder andern Thiazinfarbstoffen vorgegangen werden.

R. C. FERNSTROM, Stain Techn. 33, 175–176 [1958]; H. B. RITTER, ebend. 167–170; R. I. ROBINSON & P. BACSICH, ebend. 171–173.

H. H. Pfeiffer

Ein Verfahren zur Unterscheidung lebender und toter Spermazellen beim Huhn. Das Reagens wird erhalten durch Mischen von 84,1 ml der Stammlösung I (9,47 g wasserfreies Na₂HPO₄ in dest. Wasser gelöst und auf 1 Liter aufgefüllt) und von 15,9 ml der Stammlösung II (9,08 g wasserfreies KH₂PO₄ ebenso gelöst und aufgefüllt). In dieser 1/15molaren Pufferlösung (SÖRENSEN-Puffer) werden 0,1 g Bromphenolblau und 0,2 g kristall. Nigrosin G gelöst (pH 7,5). An den vom Huhn erhaltenen Ausstrichen färben sich nur die abgestorbenen Spermazellen dunkel-violett auf bläulichem Untergrund. Ein ähnliches Verfahren mit denselben Farbstoffen an Spermazellen von Säugern wurde von T. BONADONNA (Vet. Ital. di Igiene, Profilassi e Terapia 1954) mitgeteilt.

G. A. R. KAMAR, Stain Techn., 34, 5–7, 1959.

H. H. Pfeiffer

Naturgetreue Abgüsse durch elastische Formen. R. RAU beschreibt Verfahren, mit Naturkautschuk oder synthetischen Kunstarzen elastische Formen herzustellen, die sich durch große Schärfe der Wiedergabe auszeichnen. Allerdings bedürfen elastische Formen eines festen Mantels, der vor oder nach Herstellung der Form hergestellt werden muß, um Beschädigungen der Form zu vermeiden.

Die verwendeten Materialien (Naturkautschuk etc.) ersparen das Aufbringen einer Trennschicht zwischen Objekt und Form bzw. vor dem Herstellen des Abgusses einer Isolierung der Form. Um ein gutes Fließen der Formmasse beim Abdruk zu erzielen, werden Formen und Stücke benetzt (z. B. Rei, Pril etc.). An Kautschukmassen können verwendet werden:

Naturkautschuk, vorvulkanisierte ca. 60%ige Kautschukmilch (z. B. Zentrifugen-Latex der Firma Kleutz und Co., Hamburg) wird in 2 bis 3-facher Schicht auf das Stück aufgetragen. Evtl. kann die Latexmilch durch Füllstoffe (z. B. Latekkol AS der BASF Ludwigshafen) eingedickt werden.

Die fertige Form bleibt, in Wasser aufbewahrt, längere Zeit haltbar. (Zusatz von Alterungsschutzmitteln, z. B. Ionol der Kautschuk-GmbH Frankfurt). Von Kunstarzen kommen Schmelzmasse VL 997 (Dynamit-AG Troisdorf) oder Naftoflex (Kautschuk-GmbH Frankfurt) in Frage. Naftoflex kann ohne Verwendung von Wärme verarbeitet werden; dazu wird die Substanz mit einem Härter vermischt und dann verarbeitet.

Ein Vorteil der Verwendung von Gummiformen liegt darin, daß man durch Quellung der Formen (Einlegen in Kerosin) formgetreue bis doppelt so große Abgüsse herstellen kann.

RAU, R.: Naturgetreue Abgüsse durch elastische Formen. Umschau 8, 440 (1958).

Dr. W. Hoefke

Abwasserbiologische Kurse

An der Bayerischen Biologischen Versuchsanstalt (Demoll-Hofer-Institut) findet ein abwasserbiologischer Kurs für Anfänger vom 7. bis 11. März 1960 statt. — Leitung: Prof. Dr. R. Demoll und Prof. Dr. H. Liebmann. — Anmeldung für den Einführungskurs bis zum 29. Februar 1960 an Prof. Dr. H. Liebmann, Bayerische Biologische Versuchsanstalt, München 22, Veterinärstraße 13, unter Überweisung der Kursgebühren (DM 60.—) auf das Postscheckkonto von Prof. Liebmann, Postscheckamt München, Konto Nr. 665 50. — Fortbildungskurs vom 3. bis 7. Oktober 1960. Thema: „Schädliche Organismen in Frischwasser und Abwasser und die Methoden ihrer Bekämpfung.“

Veranstaltungen der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich, November bis Dezember 1959

20. Nov. Dr. A. Stöckli: Der Boden als Lebensraum (Lichtbildervortrag); 11. Dez.: Unsere Mitglieder berichten über eigene Werke (mit Demonstrationen). Alle Vorträge finden im Saale des Rest. z. Waag, Zürich, statt und beginnen um 20.00 Uhr. Briefadresse: Mikroskopische Gesellschaft Zürich, Postfach Zürich 1

Bücherschau

Hans Liebmann: Handbuch der Frischwasser- und Abwasserbiologie. Band II, Lieferung 2 und 3 (S. 161—480). R. Oldenbourg Verlag, München (Subskriptionspreis pro Lieferung brosch. DM 20.—).

Die 2. und 3. Lieferung von Liebmans Handbuch schließen sich würdig an die erste an. Sie bringen für Biologen aller Sparten ebenso wie für Praktiker eine Fülle wertvollen Tatsachenmaterials in übersichtlicher Form zusammenge stellt und durch eine große Zahl eindrucksvoller Bildern ergänzt. Es ist klar, daß Liebmann aus seinen eigenen reichen Erfahrungen wieder alles Einschlägige in den neuen Veröffentlichungen verarbeitet hat. Dies macht sie besonders wertvoll.

In Lieferung 2 ist das Kapitel über die Biologie des fließenden Wassers zu Ende geführt. Hieran schließt sich das große Kapitel über die Biologie des Trinkwassers, dem in Anbetracht der außerordentlichen Wichtigkeit ein großer Raum gewidmet ist (Seite 214—358.) Im ersten Abschnitt über die Trinkwassergewinnung aus natürlichem Grund- und Quellwasser fällt neben der Beschreibung und bildlichen Darstellung der technischen Anlagen insbesondere die Erwähnung der großen Zahl von Organismen auf, die man in diesem Lebensraum antrifft. Ihre Kenntnis ist aus vielerlei Gründen für den Praktiker von Wichtigkeit. Im nächsten Abschnitt wird der Unterschied zwischen natürlichem und künstlichem Grundwasser und seiner Organismenwelt erläutert. Die folgenden Kapitel beschäftigen sich mit der Trinkwassergewinnung aus Oberflächenwasser, schädlichen Organismen im Trink- und Brauchwasser und mit den Methoden ihrer Bekämpfung. Ein kürzeres Kapitel behandelt die Biologie des Badewassers. Es liefert vor allem für die Praxis Hinweise, deren Wichtigkeit in Anbetracht der großen Bedeutung öffentlicher Badeanlagen für die Gesundheit der Menschen auf der Hand liegt.

Der Biologie des Frischwassers ist ein weiterer Raum gewidmet. Hervorzuheben ist auch wieder die außerordentlich reiche Bebilderung und die Zusammenfassung wichtiger Daten auf Tafeln, durch die eine besonders gute Übersicht gewährleistet ist.

Das nächste Kapitel über die Biologie des Abwassers ist auf den letzten Seiten der 3. Lieferung begonnen. Der Benutzer des Hand-

buches wird seine Fortsetzung sicher mit Geduld erwarten, zumal ja die überragende Kenntnis des Autors in Abwasserfragen heute allgemein bekannt ist. Dr. Otto Schindler †

Günter Olberg: Wissenschaftliche Pflanzensfotografie. 339 S., 366 Abb., VEB Deutscher Verlag der Wissenschaften, Berlin 1957. DM 25.—

Wie oft sieht man Pflanzenaufnahmen, auf denen Objekt und Umgebung so ineinander verschmelzen, daß trotz höchster Schärfe nichts zu erkennen ist. Eine einwandfreie Aufnahmetechnik führt keineswegs zwangsläufig zum guten Bild. Es gehört dazu noch etwas, was der Verfasser als Biologe und erfahrener Pflanzensfotograf dem Leser zu vermitteln versucht. Das Thema Pflanzensfotografie ist mit einer Gründlichkeit behandelt, die man als nahezu erschöpfend bezeichnen kann. Der Stoff wird in einer idealen Verbindung von Theorie und Praxis dargebracht, wobei stets eingehend auf die speziellen Problemstellungen der Pflanzensfotografie eingegangen wird, ohne daß sich der Verfasser zu sehr in rein technischen Fragen verliert. Das vorliegende Werk wendet sich vor allem an den Fachbotaniker, den Biologen, den Land- und Forstwirt; es geht also weit über den Rahmen der üblichen Anleitungen für schöne Blütenphotos hinaus.

Im allgemeinen Teil unterzieht der Verfasser die Fragen der optischen Ausrüstung und des zahlreichen Zubehörs sehr ausführlichen Betrachtungen. Das Schärfeproblem sowie die bildmäßige Wirkung werden in ihren außerordentlich mannigfachen Ursachen untersucht. Der spezielle Teil ist den Pflanzen am Standort gewidmet und gibt gerade dem Oekologen und Vegetationskundler zahlreiche Beispiele für diese fotografisch nicht einfachen Aufgaben. Obgleich der Verfasser mit Recht betont, wie bedenklich die schematische Übernahme von gegebenen Regeln in der Fotografie erscheint, so bietet das Buch doch eine solche Fülle von Anregungen und Belehrungen, die es dem aufmerksamen Leser zweifellos ermöglichen, aus dem Dargebotenen das für seine Praxis wesentliche zu erlernen und viele Mißerfolge von vornherein zu vermeiden. Nicht zuletzt sind dazu auch die zahlreichen instruktiven und ausführlich besprochenen Abbildungen geeignet.

Gerhard Brünner

Beilagenhinweis: Diesem Heft liegt ein Prospekt der Firma G. K. E. Schröder, Hamburg, bei. Wir bitten um Ihre besondere Aufmerksamkeit.

Herausgeber und Schriftleiter: Dr. Dieter Krauter, Stuttgart / Printed in Germany / Ohne Genehmigung des Verlages ist es nicht gestattet, Beiträge oder Teile abzudrucken oder auf photomechanischem Wege (Photokopie, Mikrokopie) zu vervielfältigen / Verantw. f. d. Anzeigenteile: G. Ballenberger, Stuttgart / Druck: „Schwarzwälder Bote“, Oberndorf/N. / Der „Mikrokosmos“ erscheint monatl., Bezugspreis viertelj. DM 6.—, für Studenten DM 18.— im Jahr / Postbezugspreis DM 6.15 / Verlag: Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart-O, Pfizerstraße 5—7.

KOSMOS

FORSCHUNGSMIKROSKOP

Modell E

**Vergrößerungen
von 25—2500x**

**Das Präzisionsinstrument für histolo-
gische und bakteriologische Arbeiten**

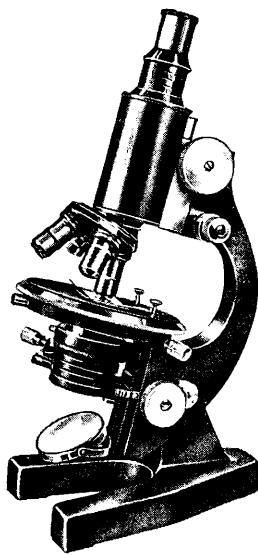
Ausziehbarer Tubus, 50 mm ϕ , Grob- und Feineinstellung mit Sicherheitstrieb. Dreh- und zentrierbarer Objekttisch.

Vier achromatische Objektive: 5:1, 10:1, 50:1, 100:1 (Olimmersion); drei Huygens - Okulare: 5x, 8x, 12x, und ein Periplan-Okular 25x; Revolver für vier Objektive. Großer Abbescher Beleuchtungsapparat.

Preis DM 596.-
für Mikrokosmos-
Mitglieder DM 586.-

Zahlreiche Zusatzgeräte

Prospekt L 313 kostenlos

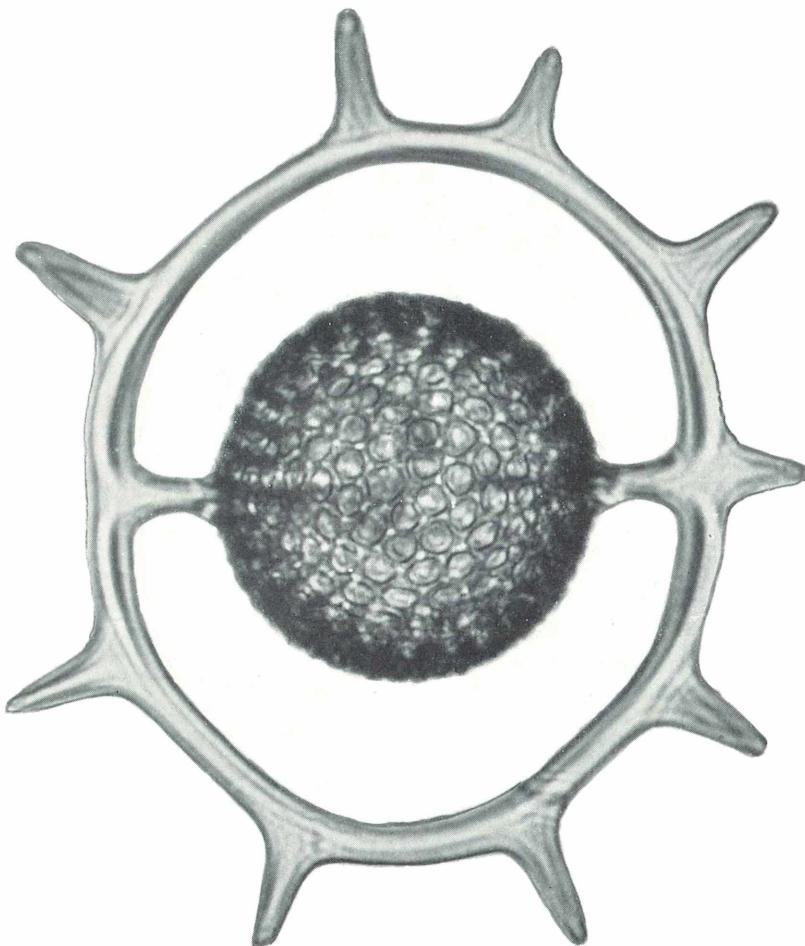


K O S M O S - L E H R M I T T E L

S T U T T G A R T O

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik
Vereinigt mit der Zeitschrift „Praktische Mikroskopie“



Der „Mikrokosmos“ ist das Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart,
der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrobiologischen Arbeitsgemeinschaft
Mannheim, der Mikrobiologischen Vereinigung München, der Mikrographischen Gesellschaft
Wien und vieler anderer mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

Inhalt:

Schneider, F und Gofferjé, P.: Blattminen	353
Freytag, Dr. K.: Schleimzellen	355
Göke, G.: Einführung in das Studium der Radiolarien. II. Gewinnung und Präparation der fossilen Radiolarien	357
Münchberg, Dr. P.: Geschlechtsunterschiede und Reifungswachstum bei der Wassermilbe <i>Arrenurus</i>	361
Beckmann, H.: Mikrochemische Identitätsreaktionen unter Berücksichtigung botanischer Objekte. I. Arbeitsmethoden der Mikrochemie und das dazugehörige Gerät	364
Woessner, E.: Eine Mikroskopiker-Gemeinschaft in Zürich	367
 Mikroskopie in der Schule	
Schwegler Dr. H. W.: Farngewächse im Unterricht	369
 Zur Einführung in die Mikroskopie	
Drews, R.: Wir untersuchen einen Kiemenfuß	374
 Winke fürs Labor	
Beck, E.: Beobachtungs- und Einschlußmittel für Diatomeen	376
Kleine Mitteilungen	384
Bekanntmachungen	3. Umschlagseite
Bücherschau	3. Umschlagseite
Umschlagbild <i>Saturnulus trochoides</i> Brandt. Radiolarienmergel von Barbados-Antillen, Mount Hillaby. Ober-Eozän. Nat. Gr. 0,3 mm. (Zum Aufsatz: „Einführung in das Studium der Radiolarien“ von G. Göke auf Seite 357.)	

Mikroskope

für Schulen, Institute, Forscher, Wissenschaftler und Studierende. Hochwertige Markengüte, vollkommene technische Funktion und erstklassige Präzisions-Optik. 1 Jahr Garantie. Ab 88,- DM, bar 3% oder Teilzahlung. Prospekte unverbindlich. Schreiben Sie an: Opt. Inst. G. K. E. Schröder Hausfach A 30, Hamburg 36, Dammtorstr. 22



Für jeden Zweck die geeignete Lupe
 Einschlaglupe, Leseglas, Fadenzähler
 Präparierlupe, Stereoskopische Prismenlupe. Verzeichnis L 33 kostenlos
KOSMOS LEHRMITTEL STUTTGART 0

MIKROSKOPE

aller Art

monokular und binokular

Stereomikroskope u.-Lupen

Auflicht, Durchlicht, Polarisations-
 Dunkelfeld, Mikrofotografie

**Schlagschattenfreie Kaltlicht-
 Leuchtlupe**

Bitte fordern Sie Preisliste
 Nr. 46 an

BECK KASSEL CHR. BECK & SÖHNE KG.
FEINMECHANIK UND OPTIK
KASSEL

Gegr. 1892



Der vollständige Jahrgang 1959 des „Mikroskosmos“ kann Ihnen noch auf Jahre hinaus gute Dienste leisten, wenn Sie ihn komplett gebunden in Ihre Bücherei aufnehmen. Titel, Inhaltsverzeichnis und Schlagwortregister, die Benützung und das Nachschlagen erleichtern, erhalten Sie mit dem Januarheft 1960.

Bestellen Sie jetzt

Einbanddecke 1959 in Ganzleinen.

Zum sicheren Aufbewahren der laufenden Hefte jedes Jahrgangs dient die

Sammelmappe mit Stabheftung,

die Sie jedes Jahr wieder benutzen können, sobald ein Jahrgang abgeschlossen und eingebunden ist.

Verlangen Sie, bitte, jetzt per Postkarte:

Einbanddecke für „Mikrokosmos“ 1959 (DM 3.—)

und

Sammelmappe für „Mikrokosmos“ (DM 4.—)

Die Zustellung der Einbanddecke erfolgt auf gleichem Wege, auf dem Sie auch die Zeitschrift erhalten.

FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG
STUTTGART

Blattminen

Von Friedrich Schneider, Aufnahmen Paul Gofferjé

An den verschiedensten Pflanzen, Bäumen, Sträuchern wie Kräutern, fallen neben wohl ausgebildeten Blättern immer wieder solche mit stellenweise fehlendem Blattgrün auf. Am häufigsten treten die farblosen Stellen als verschönkelte Linien auf, oder sie sind flächig, niemals aber ist das Blatt löcherig. Solche Erscheinungen sind Gänge oder Plätze, die von Insektenlarven zwischen den Oberhäuten der Blattober- und -unterseite durch Fraß erzeugt werden. Man spricht, in Anlehnung an unterirdische Gänge, von Minen, wissenschaftlich auch von Hyponomen. Die diese Minen erzeugenden Tiere nennt man dann Minierer.

Die Unterscheidung der Minen geschieht nach der Form: Gangminen (Ophionome) sind langgestreckt, schmal, oft mäandrisch gewunden; Platzminen (Stigmatonome, oder, wenn sie das ganze Blatt einnehmen, Pantonomie) sind annähernd in Länge und Breite gleich groß; erstrecken sich Platzminen hingegen auch in die Länge, so bezeichnet man sie als Gangplatzminen (Ophiostigmatonome); Blasenminen (Physonome) sind aufgetriebene Platzminen; bei Faltenminen (Ptychonomen) ist eine

der beiden Oberhäute in Falten gelegt; Strahlenminen (Asteronome) sind Platzminen mit gangminenartigen Ausbuchtungen und Ausläufern.

Als Erzeuger von Blattminen, also als Minierer, treten häufig die Raupen von Schmetterlingen, hauptsächlich kleiner Arten, auf; solche Minen heißen Lepidopteronome. Weitere Minierer sind die Larven von Fliegen, Käfern und Blattwespen, deren Minen als man Dipteronome, Coleopteronome bzw. Hymenopteronome bezeichnet.

Die Anlage der Minen durch die verschiedenen Minierer ist so charakteristisch, daß es fast durchweg möglich ist, aus der Form der Mine und der Art der befallenen Pflanze die Art des Minierers zu bestimmen. Neben der äußeren Form zeigt auch der mikroskopische Aufbau charakteristische Merkmale, die zu erarbeiten lehrreich und lohnend ist.

An Material dazu wird es nie fehlen, und es ist für die Untersuchung unwesentlich, ob der Minierer noch in der Mine sitzt oder sie schon verlassen hat. Die ausminierten Stellen der Blätter betrachtet man zunächst ohne Vorbehandlung bei



Abb. 1: Gangmine einer Fliegenlarve (*Phytomyza spondylii*) in einem Blatt vom Bärenklau (*Heracleum*)

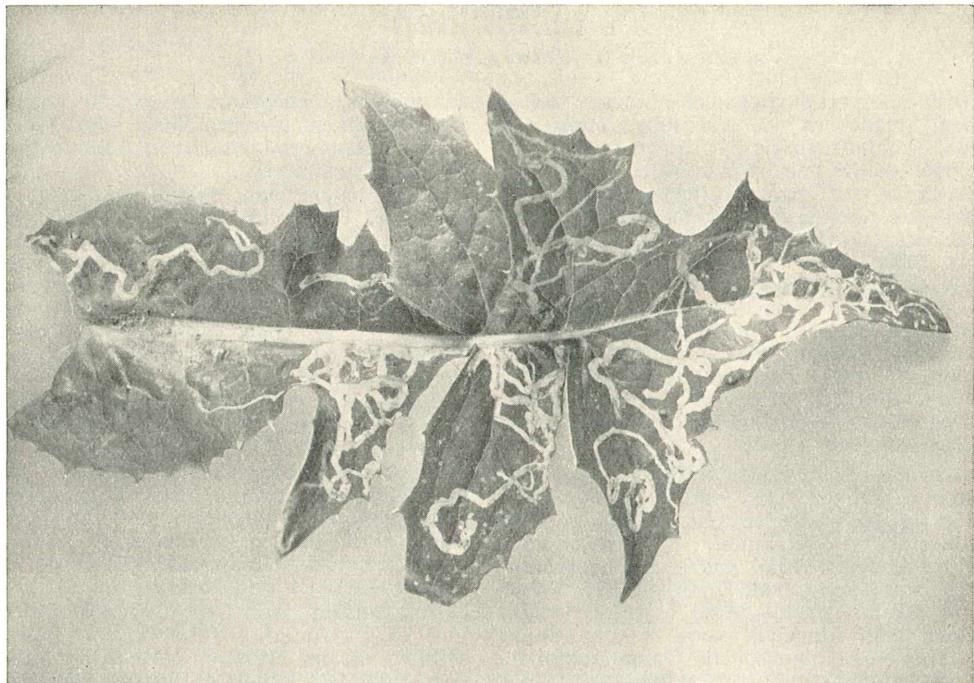


Abb. 2: Gangmine einer Fliegenlarve (*Phytomyza atricornis*) in einem Blatt einer Gänsefiedel (*Sonchus*)

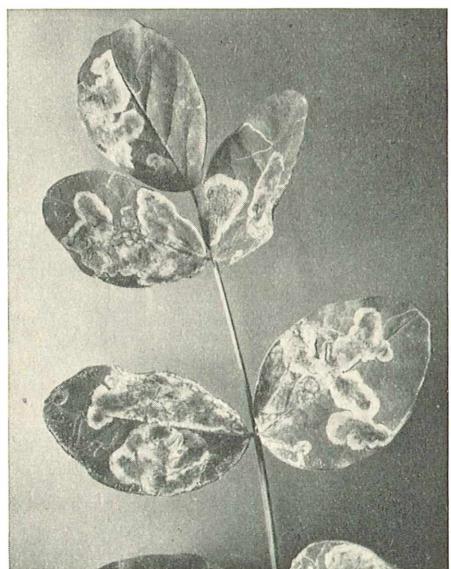


Abb. 3: Gangplatzmine einer Fliegenlarve (*Liriomyza variegata*) in Blättern vom Tragant (*Astragalus*)

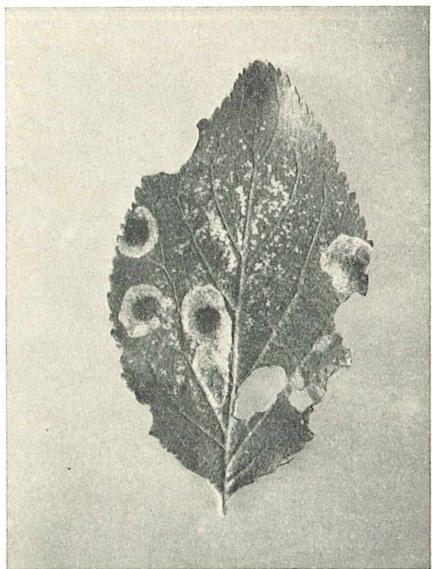


Abb. 4: Platzmine einer Kleinschmetterlingsraupe (*Stigmella nepticula plagicolella*) in einem *Prunus*-Blatt

kleiner Vergrößerung im Auf- und Durchlicht. Dabei ist oft festzustellen, daß die „Muster“ der Gangminen vom Verlauf

der Blattrippen und Blattnerven beeinflußt werden, indem die Minierer diesen oft ausweichen oder ihnen entlang folgen,

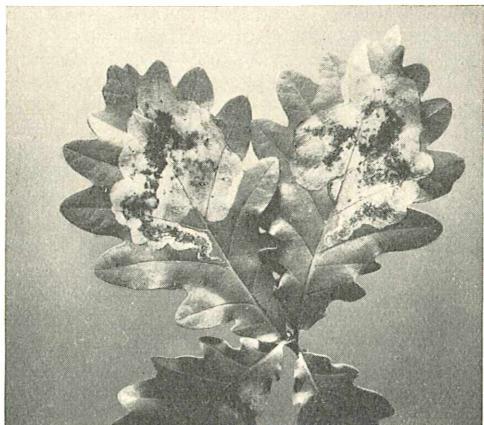


Abb. 5: Platzmine einer Blattwespenlarve (*Profenusa pumila*) in einem Eichenblatt (*Quercus*)

bis sie dünn genug sind, um durchfressen zu werden. Silbrig-weiß erscheinende Partien sind Hohlräume, schwärzliche Stränge oder Haufen Kot.

Material, welches geschnitten werden soll, muß frisch sein, da trockenes oder in Alkohol konserviertes Blattzeug zu hart und spröde ist. Solche frischen Blätter klemmt man zwischen Holundermark oder Kork und schneidet dann, was ohne Mikrotom auch gut mit einem Rasiermesser oder einer Rasierklinge geht. Der Schnitt selbst wird in Wasser untersucht und später gegebenenfalls in Glyzerin aufbewahrt. Luftblasen in den Minenschnitten können durch schwache, aber nicht zu

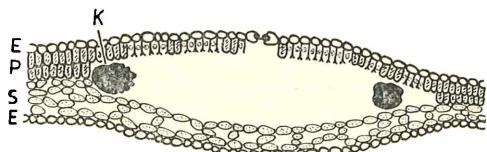


Abb. 6: Querschnitt (vergrößert) durch eine Gangmine der Fliegenlarve *Phytomyza affinis* in einem Ackerdistelblatt (*Cirsium arvense*). K = Kot, E = Epidermis, P = Palisadenschicht, S = Schwammparenchym. Nach HERING
Die Bestimmung der Minierer besorgte Prof. HERING, Berlin.

kurze Erwärmung leicht zum Verschwinden gebracht werden. Anhand der beigegebenen Querschnittszeichnung und ihren Bezeichnungen dürfte es nun nicht schwer sein, beliebige Blattminen-Schnitte erfolgreich zu untersuchen. Erwähnt sei noch, daß der Fraß des Minierers sich nicht, wie in dem Querschnitt (Abb. 6), nur auf Teile der Palisadenschicht beschränkt. Es gibt Arten, die das ganze Palisadengewebe oder dazu noch das Schwammparenchym auffressen, so daß nur die beiden Epidermen übrig bleiben. Dann ist die Mine auch von beiden Seiten gleich gut zu sehen.

Literatur

1. HERING, E. M. Die Ökologie der blattminierenden Insektenlarven. Berlin 1926
2. HERING, E. M.: Die Blattminen Mittel- und Nordeuropas. Neubrandenburg 1935–37
3. HERING, E. M.: Blattminen und Blattminierer. Kosmos 46, 1950
4. HERING, E. M.: Blattminierer verraten die Verwandtschaft von Pflanzen. Kosmos 49, 1953
5. HERING, E. M.: Bestimmungstabelle der Blattminen von Europa.. s' Gravenhage 1957

Schleimzellen

Von K. Freytag, Treysa

Die pflanzliche Zellwand hat verschiedene Aufgaben: Als feste Hülle um das Protoplasma gibt sie der Zelle und damit der ganzen Pflanze festen Halt, durch Einlagerung von Kork oder Kutin wirkt sie wasserabstoßend und verhindert allzu starke Verdunstung, als im Alter leblose Substanz nimmt sie allerlei Stoffe auf, die bei der Lebenstätigkeit der Zelle anfallen und als „Stoffwechselslacken“ nicht ausgeschieden werden können. In den Zellwänden vieler Samen (z. B. der Dattel) lagert sich Hemizellulose ab, die bei der Keimung mobilisiert werden kann und der jungen Pflanze als Nährstoffreserve zur Verfügung steht. Nicht recht geklärt ist jedoch die Aufgabe jener Zellwände, die in Wasser verschleimen. Solche Zellen findet man z. B. bei manchen Wasserpflanzen (Algen, Wasserrosen), aber auch in der Oberhaut verschiedener Samen (Wegerich-Arten, Lein, Senf, Quitten). Bei der Linde

findet man solche Zellen in den Blättern und Blattstielen, aber auch in jungen Ästen. Bei den einzelnen Objekten verschleimen die Zellen mehr oder weniger stark.

Als Speicherstoffe kan man die Schleime wohl nicht bezeichnen, wenn sie auch vom Protoplasma in großer Menge abgelagert werden, da sie ja in der Feuchtigkeit verquellen und damit der Pflanze in vielen Fällen gar nicht mehr zur Verfügung stehen. Die Vermutung, daß die Schleime Wasserspeicher seien, die Bodenhaftung der Samenkörner verbesserten oder die Verbreitung durch Tiere förderten, dürfte schon eher zutreffen (FREY-WYSSLING 1959).

Für den Mikroskopiker sind die Schleimzellen recht interessant, weil sie einen eigenartigen Bau in morphologischer und chemischer Hinsicht aufweisen. Als Beispiel sollen die Schleimzellen des weißen Senf (*Sinapis alba*) gewählt werden. Die zur Untersuchung nötigen reifen Samenkörner

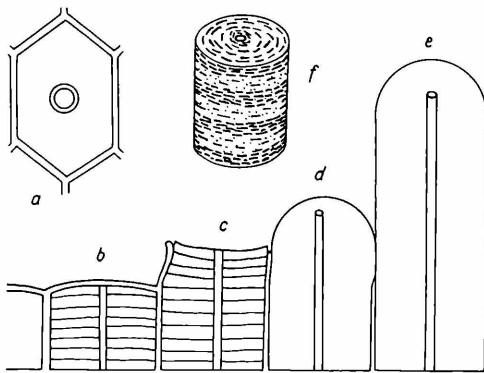


Abb. 1: a) Schleimzellen von der Fläche her gesehen; b-e) verschiedene Stadien der Quellung (Querschnitt), f) Schema der Lagerung der Zellulosefibrillen im Schleimpaket

sind als Bestandteil des sog. Gurkengewürzes oder in Samenhandlungen erhältlich.

Zunächst stellen wir uns einen Flächen-schnitt der Samenepidermis (Oberhaut) mit der Rasierklinge her, legen die Schnitte in etwas hochprozentigen Alkohol oder Glycerin und betrachten die Zellen von oben her im Mikroskop. Es sind etwa sechseckige Zellen, deren Innenraum bis auf einen kleinen Rest ausgefüllt ist von Wandsubstanz. Um das enge, nadelstichähnliche Lumen (Innenraum) ist noch ein hell erscheinender Ring sichtbar, der als Auskleidung des Zellumens zu deuten ist (Abb. 1a). Fügt man zu dem Präparat Wasser, so werden diese Verhältnisse deutlicher, eine größere Quellung läßt sich jedoch nicht feststellen.

Ein Querschnitt durch die Samenschale zeigt die Quellung aber sehr deutlich: Die Oberhaut ist einschichtig, das Lumen läuft als feiner Kanal von der Oberseite der Zelle zur Unterseite. Es sind also nur die Seitenwände stark verdickt. Diese Verdickungsschichten sind auch noch deutlich lamelliert (Abb. 1b). Nach Zugabe von Wasser wird die Schichtung zunächst deutlicher ausgebildet, sie quillt auf, bis schließlich die äußerste Zellumhüllung auseißt und das ganze Lamellenpaket austritt (Abb. 1c). Daraus läßt sich schon erkennen, daß nur der innere Teil der ganzen Zellwand quellbar ist, was sicherlich auf seine stoffliche Zusammensetzung zurückzuführen ist. Auch die Umhüllung des Zellumens, die sogenannte Columella, quillt etwas mit, aber anscheinend schlechter, denn bald erkennt man das Zellumen im Querschnitt von oben (Abb. 1d). Durch die immer stärker werdende Wasseraufnahme wird der Schleim zunehmend schlechter sichtbar, bis er im Hellfeld auch bei fast geschlossener Blende unsichtbar geworden

ist. Legt man den Querschnitt gleich zu Anfang in einen Tropfen Tusche, so bleibt der Schleim als helle Zone lange Zeit bestehen. Die Tuschkörnchen dringen nicht in die verquollene Zellwand ein. Viele Stunden bleiben die mächtigen Schleimballen bestehen, was auf eine für uns unsichtbare Struktur hindeutet. Durch Zugabe von absolutem Alkohol kann man die Quellung in jedem beliebigem Stadium fixieren und dann in Wasser weiterquellen lassen.

Wie wohl allgemein bekannt ist, bestehen die pflanzlichen Zellwände aus Zellulose. Wir versuchen den Nachweis mit etwas Chlorkinkjodlösung: Der Schleim färbt sich deutlich an, Zellulose ist also vorhanden. Diese Reaktion gibt nicht bei allen Schleimen Blaufärbung, sondern nur bei Kreuzblütlern und der Quitte! Die entstandene Färbung ist aber ungleichmäßig, die Schichtung tritt bei dieser Färbung deutlich hervor. Die Zellulose ist also schichtenweise in die Zellwand gepackt. Färbt man mit Rutheniumrot (Farbstoff in etwas ammoniakalisch gemachten Wasser bis zur kirschroten Farbe lösen) oder Methylenblau, so werden ebenfalls nur manche Schichten bunt. Rutheniumrot (auch Methylenblau) sind Reagentien auf Pektin. Auch im Polarisationsmikroskop sieht man stark und schwach doppelbrechende Schichten sich abwechseln (Abb. 2). Die stark doppelbrechenden Schichten sind zellulosereich, die anderen zellulosearm, aber pektinreich. Vom Pektin weiß man, daß es sehr leicht Wasser aufnehmen kann und quillt (z. B. Obstpektin, als Opeka im Handel). Die Columella enthält nach Aussagen der Chlorkinkjodreaktion und des Polarisations-



Abb. 2: Schleimzellen und Schleimpaket im polarierten Licht

mikroskops viel Zellulose, deshalb quillt sie auch langsamer. Das Schleimpaket ist also durch die Columella wie mit einem Faden zusammengeheftet.

Noch nicht klar ist die auffallende Eigenschaft der Schleimzellen, nur in einer Richtung stark zu quellen, nämlich in Richtung der Zellachse. Nach den Seiten zu ist die Quellung längst nicht so stark. Auch hier muß der Feinbau des Schleimes die Ursache sein (FREYTAG 1958). Das Elektronenmikroskop hat in zellulosehaltigen Schleimen lange Zellulosefibrillen sichtbar gemacht. Die Zellulose ist nur begrenzt quellungsfähig (an feuchtem Papier leicht nachzuprüfen). Das Polarisationsmikroskop enthüllt uns die Lagerung der Fibrillen: In der Aufsicht auf die Zelle (Flächenschnitt!) erscheint ein dunkles Kreuz, die zwischen den Armen liegenden Quadranten zeigen nach Einschalten der Gipsplatte Rot I. O. links oben und rechts unten eine blaue, rechts oben und links unten eine gelbe Farbe. Da die Zellulosefibrillen positiv doppelbrechend sind, bedeutet das zirkuläre Lagerung der Fibrillen. Die Zellulosefibrillen verlaufen also wie ein Bind-

faden, den man um eine dünne Röhre gewickelt hat, um die Columella herum, bilden aber Scheiben (Seitenansicht), die mit pektinreichen Scheiben abwechseln (Abb. 1f). Das quellende Pektin drängt nun die Zelluloseschichten auseinander, die Zellulosefäden lassen sich durch die Quellung wohl voneinander entfernen, gleiten aber nur schwer aneinander vorbei, wie es nötig sein müßte, wenn sich die Scheiben in ihrer Fläche vergrößern sollten. So kommt es, daß das Schleimpaket nur nach einer Seite hin quillt.

Damit die Scheiben aber nicht auf den Pektinschichten verrutschen, sind sie durch die Columella zusammengeheftet. Die Zellulose ist es also, die dem Paket die Formbeständigkeit verleiht, das Pektin gibt ihm die enorme Quellbarkeit.

L iteratur

1. FREY-WYSSLING, A.: Die pflanzliche Zellwand. Berlin-Göttingen-Heidelberg 1959
2. FREYTAG, K.: Quellende Schleimzellen der Samenepidermis von Sinapis alba im polarisierten Licht. *Protoplasma (Wien)* 50 (1958) 166–172
3. MÜHLETHALER, K.: The structure of plant slimes. *Exp. Cell. res.* 1 (1950) 341

Einführung in das Studium der Radiolarien

Teil II: Gewinnung und Präparation der fossilen Radiolarien

Von Gerhard Göke, Hagen

Die Geschichte der Radiolarien ist fast so alt wie das Leben auf unserem Planeten. Ihre geologische Entwicklung läßt sich bis zum Erdaltertum zurückverfolgen. Wir wissen, daß primitive Radiolarien bereits in den kambrischen und silurischen Meeren gelebt haben, wenn auch in den Absätzen dieser Meere nur wenige Formen fossil erhalten geblieben sind. Die Fossilisation der Radiolarien ist von der Beschaffenheit ihres Skeletts abhängig. Das leicht lösliche Acanthinskelett der Acanthometren wird niemals fossil gefunden. Die im Karbon weit verbreiteten Phaeodarien bleiben bis auf wenige Formen sehr schlecht erhalten. Von den zahlreichen Radiolarienfamilien sind es etwa 55, von denen man fossile Skelette erwarten darf, aber auch von diesen ist bisher kaum die Hälfte in Radiolariengesteinen gefunden worden. Geologische Bedeutung haben von den Spumellarien nur die Sphaeroidea, Prunoidea und Discoida, von den Nasselarien nur die Spyroidea und Cyroidea. Von großer Wichtigkeit ist die Tatsache, daß heute zahlreiche Radiolarien leben, die in genau derselben Form auch in tertiären Radiolariengesteinen vorkommen. Die gleiche Beobachtung macht man auch bei den Foraminiferen, doch läßt sich bei diesen Protozoen die Abwanderung ganzer Fa-

nen über größere geologische Zeiträume sehr genau verfolgen. Bei den Radiolarien sind unsere Kenntnisse auf diesem Gebiet noch sehr lückenhaft.

Die Zahl der bisher entdeckten paläozoischen Radiolarien ist gering. Es handelt sich bei diesen ältesten Formen überwiegend um primitive Spumellarien von sehr einfacher Bau, z. T. findet man auch primitive Nasselarien. Aus dem Kambrium, Silur und Devon sind uns nur wenige Formen bekannt. Aus dem Karbon wurde eine Reihe bedeutender Funde beschrieben. Die aus dem Mesozoikum bekannt gewordenen fossilen Radiolarien gehören zum größten Teil der Juraformation an. Die Trias zeichnet sich durch eine besondere Armut an Mikrofossilien aus.

Wie bei den Foraminiferen läßt sich auch bei den Radiolarien während der Jura-Zeit eine bedeutende Aufwärtsentwicklung beobachten. Lias, Dogger und Malm sind an gewissen Stellen sehr reich an fossilen Radiolarien, die gewöhnlich zusammen mit anderen Mikroorganismen in den jurassischen Tonen auftreten, gelegentlich aber auch angehäuft in Koproolithen, Quarziten und Flintgesteinen vorkommen. Zahlreiche jurassische Radiolarien lieferten die verkieselten Koproolithen aus dem Lias von Hannover sowie die Aptychus-Schiefer von Südbayern und

Tirol. Der morphologische Charakter dieser Formen ist sehr verschieden von dem der tertiären und recenten Fauna. Ihre Kieselshalen sind derber und massiver, in der Regel auch etwas größer und von einfacherem Bau. Die zierlichen Appendicularorgane, die bei der tertiären und recenten Fauna so reich entwickelt sind, fehlen den jurassischen Arten ganz. So haben die Cyrtoidae keine radialen Fortsätze oder basalen Füße. Die Sphaeroideen und Prunoideen bilden einfache, ku-

gelige oder ellipsoide Gitterschalen. Konzentrische Gitterkugeln sowie dreistrahlige oder vielstrahlige Formen sind sehr selten. Sie bilden hingegen in der tertiären und recenten Fauna die Hauptmasse. Auch in der Kreide werden gelegentlich fossile Radiolarien beobachtet. Man begegnet ihnen häufig bei der mikroskopischen Untersuchung von Schlämmrückständen.

Die meisten Funde von fossilen Radiolarien sind in tertiären Schichten gemacht worden. Besonders vom Eozän bis zum Miozän bildeten sich sehr reine Radiolarienmergel, in denen eine Fülle von vorzüglich erhaltenen Gehäusen vorkommt. Wir erinnern hier nur an die Radiolariengesteine auf Barbados und an die Tripel der Mittelmeerküste. (Vergl. hierzu auch Mikrokosmos 47, 271, 1958). Im Tertiär bildeten sich sog. Radiolariantone, das sind plastische bis feste, tonreiche Gesteine, deren Gehalt an Radiolarien höher ist als an anderen organischen Stoffen. Bedeutende Ablagerungen dieser Art sind z. B. die bunten Tone der Nikobaren. Die Radiolarienmergel vom Typ des Vorkommens auf Barbados sind zweifellos Tiefseebildungen, die unter 2 000 Faden Tiefe im Ozean abgelagert wurden. Die Radiolariantone auf den Nikobaren sind mit dem im ersten Teil beschriebenen Roten Ton der Tiefsee identisch.

Die Bedeutung der fossilen Radiolarien für die Mikropaläontologie ist, abgesehen von Faziesbestimmungen, nicht so groß wie z. B. die Bedeutung der Foraminiferen. Ein besonderer Wert als Leitfossilien kommt ihnen nicht zu. Zweifellos ist aber die Beschäftigung mit den Radiolarien für den Paläontologen wie für den Zoologen sehr reizvoll, weil sich ihre geologische Entwicklung und geographische Verteilung über fast alle geologischen Epochen hinweg verfolgen lässt. Als einzige Protozoenordnung finden sie darin ihr Gegenstück nur noch in den Foraminiferen.

Die Aufbereitung der Proben fällt je nach der Erhaltungsweise und der mechanischen Beschaffenheit des Materials verschieden aus. Für saubere Proben, die keine Klümpchen von Kiesel-sinter oder Opal enthalten, gestaltet sich die Aufbereitung ähnlich, wie wir sie bei recentem Material durchführen. Man schlammmt die Probe im Wasser auf und fügt zur Entfernung des Kalkes etwa $\frac{1}{3}$ des Volumens konz. Salzsäure zu. Unter gelegentlichem Umrühren lässt man das Glas drei bis fünf Tage stehen. Dann gießt man die Säure ab, ersetzt sie durch Wasser und lässt die Radiolarien etwa zwei Stunden absitzen. Das wiederholt man so oft, bis blaues Lackmuspapier

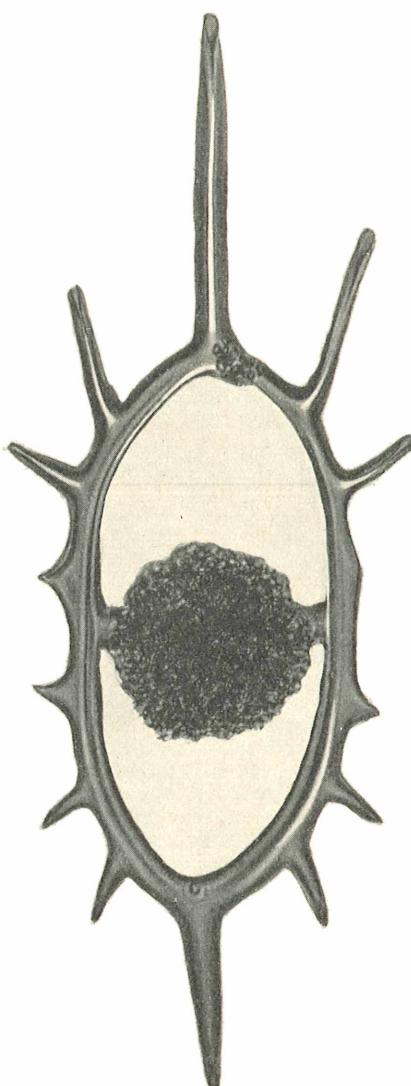


Abb. 1: *Saturnalis lateralis* C. et C. Panoche Hills, Fresno County, Californien USA. Obere Kreide, Moreno shale. Nat.Gr. 0,3 mm

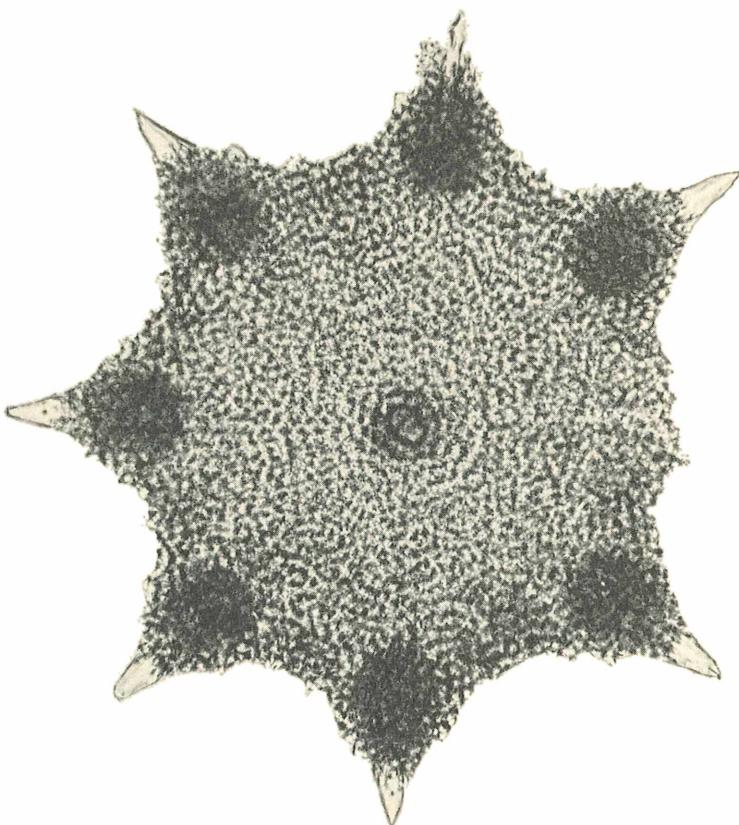


Abb. 2: *Pentinastrum pentacepharum* C, Radiolarienmergel von Barbados/Antillen,
Chimborazo, Ober-Ecuador, Nat. Gr. 0,4 mm

von der Flüssigkeit nicht mehr rot gefärbt wird. Zur Verkohlung der organischen Substanz, die in vielen Tripeln reichlich enthalten ist, fügt man zu dem Rückstand das dreifache Volumen starker Schwefelsäure. Nach fünf bis acht Tagen ist die organische Substanz verkohlt. Diese Vorgänge können beschleunigt werden, indem man die Probe in den Säuren kocht, doch ist dabei zu bedenken, daß die Radiolarien sehr empfindlich sind und leicht zerbrechen.

Der Kohlenstoff wird durch Oxydation mit Kaliumnitrat oder Kaliumbichromat entfernt. Kaliumbichromat ist besonders dann zu empfehlen, wenn kein Abzug vorhanden ist. Man verröhrt einige Gramm des Salzes in der Säure und läßt die Probe wieder fünf bis acht Tage in mäßiger Wärme stehen. Dann gießt man die Säure ab und ersetzt sie durch Wasser. Nach

dem Absitzen der Radiolarien wiederholt man das so oft, bis blaues Lackmuspapier nicht mehr gerötet wird. In den meisten Fällen hat man jetzt reines Radiolarienmaterial vorliegen. Stellt man bei der Prüfung des Rückstandes unter dem Mikroskop noch flockige Massen fest, so sind noch tonige Bestandteile vorhanden. Diese Stoffe lassen sich nur durch eine alkalische Behandlung entfernen, zu der man nur einen kleinen Teil der Probe verwenden darf. Alkalische Lösungen greifen die Radiolarien stark an. Zunächst gibt man etwas verdünnten Ammoniak zu der Probe und läßt sie einen Tag stehen. Dann wäscht man mit destilliertem Wasser in der üblichen Weise aus, bis rotes Lackmuspapier nicht mehr gebläut wird. Führt diese Methode nicht zum Ziel, so kocht man die Probe mit einem erbsengroßen Stück venetianischer Seife oder

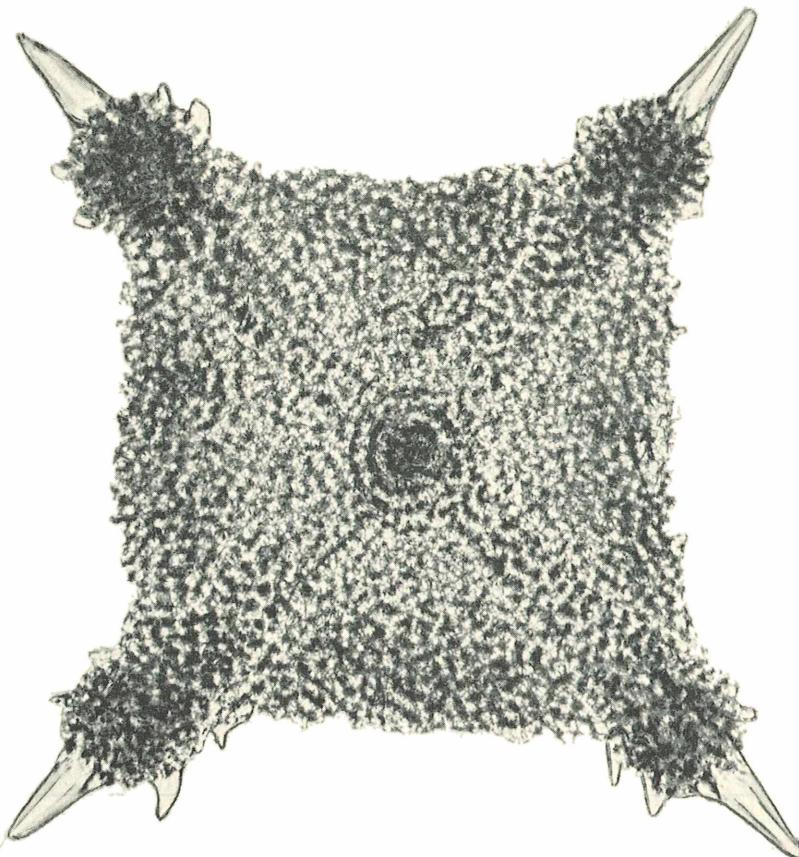


Abb. 3: *Stephanastrum elgeri* BRANDT, Radiolarienmergel von Barbados/Antillen, Chimborazo, Ober-Eozän, Nat. Gr. 0,4 mm

kurze Zeit mit wenig Soda. Das so gewonnene reine Radiolarienmaterial bewahrt man in destilliertem Wasser oder Alkohol auf.

Enthält das Material Kieselsinter oder durch beginnende Umlagerung der Kieselsäure Opalklümchen, so muß bei der Aufbereitung ein anderer Weg eingeschlagen werden. Man legt die Probe am besten für einige Zeit in einen auf 100°C geheizten Trockenschrank, zur Not genügt auch eine Heizplatte, um die Bergfeuchtigkeit aus den Poren des Materials zu verdunsten. Dann bringt man sie in ein Becherglas und übergießt sie mit einer warm gesättigten Lösung von Natriumsulfat in Wasser. Diese dringt in die Poren ein und sprengt beim Auskristallisieren des Salzes das Material auseinander. Gelindes Erwärmen des Glases im Wasserbad bringt das Salz wieder in Lösung. Beim langsamen Abkühlen kristal-

lisiert es dann in großen Kristallen wieder aus. Durch Wiederholung des Verfahrens wird die Probe in der gewünschten Weise zerkleinert, etwa wie durch gefrierendes Wasser. Dann wäscht man die Masse durch Dekantieren mit Wasser aus, setzt zur Entfernung des Kalkes Salzsäure zu und verfährt im übrigen genau so, wie es oben beschrieben wurde.

Eine etwas teure, aber brauchbare Methode ist die Aufbereitung des Materials mit 15%igem Wasserstoffsuperoxyd, wie sie bei der Gewinnung fossiler Foraminiferen angewendet wird. (Vergl. hierzu Mikrokosmos 47, 77, 1958). Nach dieser Behandlung wird wie oben weitergearbeitet.

Sehr toniges Material muß durch Schlämnen von den Verunreinigungen befreit werden. Man lockert es zunächst mit Natriumsulfat oder Wasserstoffsuperoxyd auf, behandelt es dann mit Salzsäure und

bringt es nach dem Auswaschen der Säure durch Dekantieren auf ein Sieb von 0,04 bis 0,06 mm Maschenweite. Am besten eignen sich sog. Satzsiebe mit Bakelitrahmen. Das Sieb wird unter dem Wasserstrahl sanft auf und ab bewegt, bis das Wasser klar abfließt. Man darf nicht zuviel Material auf einmal in Arbeit nehmen, weil die tonigen Bestandteile sonst nicht restlos entfernt werden können. Der Rückstand wird getrocknet. Auf einer schwarzen Glasplatte können die Radiolarien mit dem Pinsel ausgelesen werden.

Sehr feste Gesteine können oft mit Säure aufbereitet werden, besonders dann, wenn die Radiolarien in einer kalkigen Grundmasse liegen. Poröse Gesteine kann man mitunter auch mit Natriumsulfat oder Wasserstoffsuperoxyd auflockern und dann mit Säure behandeln. Dichte Opalgesteine, wie z. B. Radiolarit oder Lydit, müssen im Dünnenschliff untersucht werden. Die Feinstruktur des Radiolarienskeletts ist jedoch im Schliff nur selten gut zu erkennen.

Die Mikropräparate werden in der gleichen Weise hergestellt wie die im ersten Teil dieser Arbeit beschriebenen Präparate von recenten Formen.

Die Radiolarien gehören zu dem Schönsten, was die Natur je hervorgebracht hat. In einer fast unübersehbaren Formen-

mannigfaltigkeit ist das Problem, geringes Gewicht mit großer Festigkeit zu verbinden, von den Radiolarien immer wieder neu gelöst worden. Bei der Beobachtung dieser Organismen erkennen wir die Allgegenwärtigkeit des Lebens, das sich dank seiner erstaunlichen Anpassungsfähigkeit die tiefsten Tiefen der Ozeane erobert hat. Die Überwindung des ungeheuren Druckes von 1 000 Atmosphären, die Anpassung an die extremen Temperaturen und die ewige Dunkelheit der Tiefsee sind die wunderbarsten Leistungen der Schöpfung. Längst nicht alle Radiolarien sind uns bekannt. Auch von ihrer Lebensweise, besonders der der Tiefseeformen, wissen wir noch sehr wenig. Wir wollen deshalb mit PLINIUS schließen: „Es gibt nichts unglaubliches in der Natur; laßt uns warten und forschen, das Rätsel wird sich lösen.“

L iter atur

1. HUXLEY, TH.: Zoological Notes and Observations Ann. a. Mag. Nat. Hist. 1851
2. MÜLLER, JOH.: Über die Thalassicollen, Polycistinen und Acanthometren des Mittelmeeres. Abhandlungen der Königlichen Akademie zu Berlin 1858
3. HAECKEL, ERNST: Monographie der Radiolarien. Berlin 1866–88
4. HERTWIG, R.: Der Organismus der Radiolarien. Jena 1879
5. SCHMIDT, K. E.: Anfertigung von Radiolarien-Reihen- und -Kreispräparaten. Mikrokosmos 31, 185, 1937/38

Geschlechtsunterschiede und Reifungswachstum bei der Wassermilbe *Arrenurus*

Von PAUL Münchberg, Gelsenkirchen-Buer

Innerhalb der Ordnung der Wassermilben (Hydracarina) findet sich der Dimorphismus der Geschlechter wohl am schönsten bei den Angehörigen der Gattung *Arrenurus*. Bei diesen Tierchen sind die Unterschiede im Bau des Körpers zwischen Männchen ($\delta\delta$) und Weibchen ($\varphi\varphi$) derart auffallend, daß die Bestimmung der ersteren im ausgereiften Zustande wahrlich keine Schwierigkeiten bereitet. Auf Grund der Beschaffenheit des Körperanhanges bei den $\delta\delta$ ist die Aufteilung dieser Gattung in vier Untergattungen vorgenommen worden.

Bei den zur gleichnamigen Untergattung gehörigen Arten ist die Mannigfaltigkeit der Anhangausbildung besonders groß. Es nimmt nicht weiter wunder, wenn hierbei gerade aus den Tropen besonders bizarre Arten bekannt geworden sind. Im allgemeinen setzt sich der Körper (s. Abb. 4) in zwei hintere Eckfortsätze fort. Zu ihnen gesellen sich in der Anhangsmitte kleine Höckerchen, durchscheinende Hautsäume, blattartige Anhängsel und als auffälliger „Appendix“ ein anker-, blatt-, spatel- oder stiftförmiges Gebilde, der sogenannte Pe-

tiolus. Dazu können sich auf dem Körperrücken noch spitze oder gewölbte, bald genäherte, bald deutlich voneinander getrennte Höckerpaare gesellen, die sich nicht selten oberhalb der Petiolusbasis als vordere Anhangshöcker und unterhalb derselben als hintere Anhangshöcker unterscheiden lassen. Der Körperanhang nebst den Eckfortsätzen, dem Petiolus und dem auf ihm sitzenden blättchenartigen Gebilde, dann die durchscheinenden Anhängsel rückseitig am Grunde und die Krummborsten neben dem Petiolus bilden für die Bestimmung der $\delta\delta$ bei der Untergattung *Arrenurus* charakteristische Merkmale. Dabei kann auch die Form der Genitalplatten, welche bei Rückenansicht meist als Wülste seitlich in dem Winkel zwischen Anhang und Vorderkörper zu erkennen sind, eine Rolle spielen. Die Megaluracari (z. B. Abb. 11) sind von VIETS treffend als „Großschwanzmilben“ bezeichnet worden. Ihr Körperanhang ist schmäler als der Vorderkörper und von zylindrischer, sich oft nach hinten verjüngender Form. Der durch Höcker oder Spitzen angedeutete, aber stark reduzierte Petiolus überragt nicht

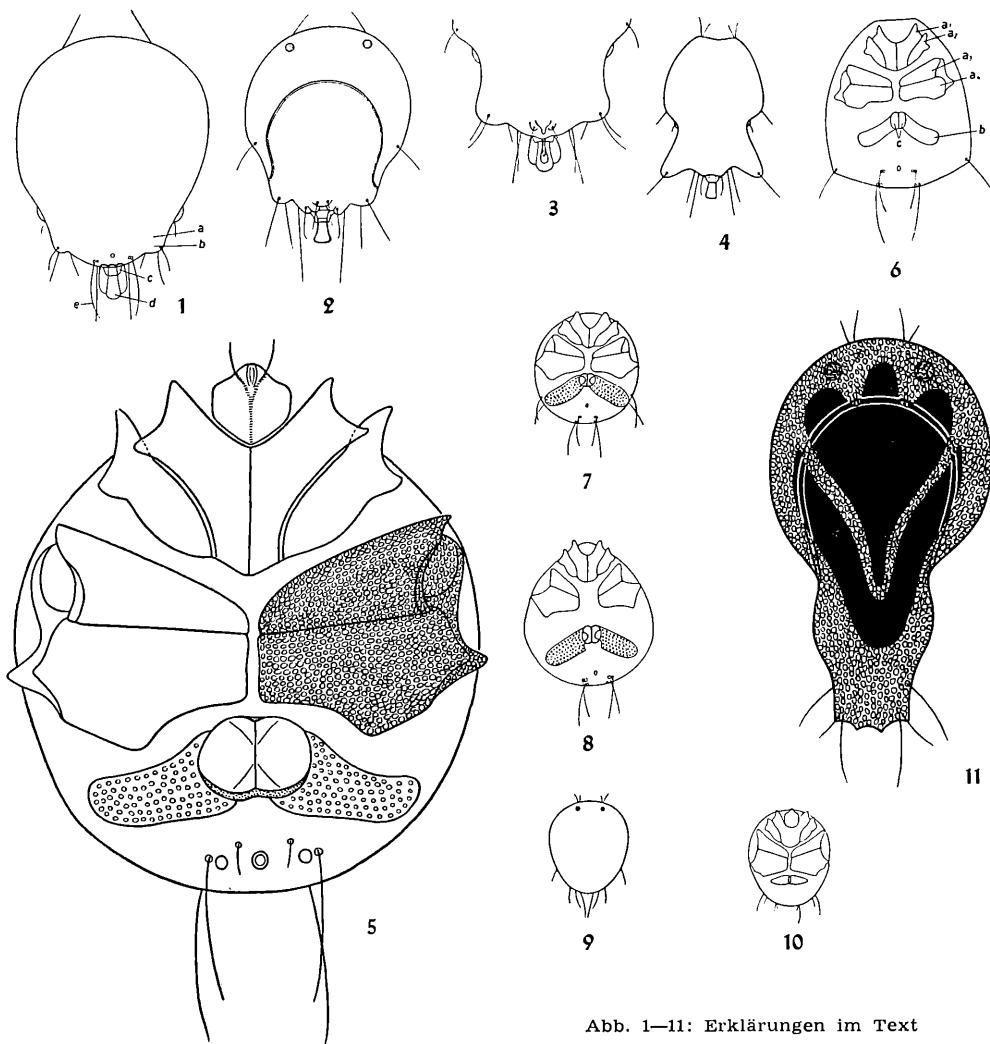


Abb. 1—11: Erklärungen im Text

den hinteren Anhangsrand oder fehlt ganz. Auf dem fast körperbreiten, aber auffallend kurzen Körperanhang fehlen die Eckfortsätze. Er ist dafür in charakteristischer Weise oft in der Mitte tief gespalten oder lochartig durchbrochen. Bei der Untergattung *Truncaturus* Thor ist der Hinterrand des seitlich angerundeten Anhangsendes ohne Eindrücke. Auch fehlt der Petiolus. Bei den ♂♂ schließlich der vierten Untergattung, nämlich den *Micruracari*, fehlen dem Körperanhang ebenfalls die Eckfortsätze. Er ist merklich kürzer als der Vorderkörper, seitlich gegen diesen deutlich abgesetzt und verjüngt sich nach hinten mehr oder weniger. Die Hinterrandsmitte ist oft tief gespalten oder lochartig durchbrochen. Der sehr kleine, dorn- oder blatt-

artige Petiolus überragt nie den Anhang oder fehlt bisweilen gänzlich.

Im Gegensatz zu den ♂♂ sind die ♀♀ der Arrenuri (s. Abb. 6, 8) oft nur schwer voneinander zu unterscheiden. Die Körprerundung wird nicht selten von Buckeln und Höckern überragt, von welchen die seitlichen Hinterrandshöcker besonders hervorheben sind. Das äußere Genitalfeld besteht einmal aus den Napf-(Genital-)platten und der mitten hinter der Durchbruchsoffnung des Bauchpanzers gelegenen Lefzenscheibe (vgl. Abb. 5, 6). Letztere setzt sich aus den halbkreisförmigen, dünn chitinisierten oder häutigen flachen Platten zusammen, welche median zusammenstoßen und den Genitalporus verschließen.

Die den Geschlechtsdimorphismus bestimmenden Merkmale sind nun bei den jugendlichen ♂♂, welche die zweite Puppenstufe durchlaufen haben, von dem Petiolus mit dem blattartigen Anhängsel abgesehen, noch nicht entwickelt, sondern nur angedeutet. Bei anderen Untersuchungen habe ich den Vorgang des Ausreifens der ♂♂ und ♀♀ bei einer größeren Anzahl von *Arrenurus*-Arten genau verfolgt und im Bild festgehalten. Dabei ist besondere Aufmerksamkeit der Ermittlung der Zeitspanne, welche bis zum Vorliegen der definitiven Form verstreicht, geschenkt worden. Dieselbe kann je nach den thermischen und ernährungsbiologischen Verhältnissen erheblichen Schwankungen unterworfen sein. Sicherlich sind auch individuelle Unterschiede vorhanden.

Da ich in den letzten Jahren wieder die Aufzucht der an Libellen schmarotzenden Wassermilbenlarven aufgenommen habe — vgl. den Aufsatz des Verfassers in Mikrokosmos 44, 110, 1955 —, war es mir im Sommer 1952 noch einmal vergönnt, den Reifungsvorgang bei der Art *A. tricuspidator* (Müll.) zu verfolgen. Am 20. August 1952 hatte mir nämlich Dr. CARLO CONSIGLIO, Rom, vom Lago di Scanno in den Abruzzen Libellenparasiten lebend zugehen lassen, welche er von verschiedenen Schlankjungfern (*Erythromma viridulum* Charp., *Enallagma cyathigerum* Charp.) abgenommen hatte.

1. Das Reifungswachstum des Männchens (Abb. 1-4) und des Weibchens (Abb. 5-6) von *Arrenurus tricuspidator*

Bei *A. tricuspidator* ist der Körperanhang groß und zeichnet sich durch besonders starke Eckfortsätze aus; das junge ♂ unterscheidet sich von dem ausgereiften ganz auffallend. Unter normalen ernährungsbiologischen Verhältnissen und bei günstigen thermischen Bedingungen dürfte das ♂ nach etwa einer Woche die definitiven Charaktere erlangt haben. Wenn aber auch bei dem jungen ♂ der Körperanhang fast kaum in Erscheinung tritt, und die Eckfortsätze eben nur angedeutet sind, so läßt sich auf Grund eines Vergleiches der Abb. 1 bis 4 deutlich erkennen, daß der Petiolus mit dem rückseitig an seinem Grunde befindlichen durchsichtigen Häutchen und die Beborstung schon nach dem Sprengen der zweiten Puppenhülle endgültig ausgebildet sind. Allein an Hand dieser Merkmale bereitet bei einiger Übung selbst die Bestimmung jugendlicher ♂♂ bei den meisten *Arrenurus*-Arten keine großen Schwierigkeiten.

Ein Vergleich des jugendlichen mit dem ausgereiften ♀ läßt nur ganz ge-

ringe Unterschiede im Epimeralfeld wahrnehmen. Wenn bei der jungen weiblichen Form die Bauchplatten fast die ganze Bauchseite einnehmen, also der Abstand der Epimerenplatten 3 und 4 nur minimal ist, so ist dies ganz verständlich, da die entsprechenden Proportionen bei dem ausgereiften ♀ (Abb. 6) durch Dehnung und Wachstum des Körpers abgewandelt worden sind. Ein Vergleich des Genitalfeldes bei beiden Altersstufen läßt, zumindest was die Form der Napfplatten anbelangt, deutliche Verschiedenheiten erkennen. Unter günstigen Umweltsbedingungen dürfte das *tricuspidator*-♀ nach etwa drei Wochen seine definitive Form angenommen haben.

2. Der Ausreifungsvorgang bei dem ♀ von *A. pustulator*.

Ein Vergleich der Abbildungen des frisch geschlüpften (Abb. 7) und ausgewachsenen (Abb. 8) ♀ läßt erkennen, daß auch bei dieser Form die endgültige Gestalt durch Wachstumsexpansion erreicht wird. Dies wird noch auffälliger, wenn wir uns die nachstehend aufgeführten Maße (in mm) ansehen.

	Körp.L.	Körp.Br.	Ed.D.	Dopp. Lefzen- breite
♀ am 1. Tag (Abb. 7)	1,25	1,23	0,09	0,18
♀ am 15. Tag (Abb. 8)	1,70	1,56	0,18	0,20

Die Epimerendistanz des ausgereiften Weibchens hat sich gegenüber der des jugendlichen verdoppelt, während die Unterschiede bei der Lefzenscheibe nur geringfügig sind.

3. Der Reifungsprozeß bei dem ♀ von *A. (Megaluracarus) buccinator* (Abb. 9—11).

Körper-L.	Pet. L.	Körper.Br.	Anhangs-Br. zw. Eckfort- sätzen	Pet. Br. apikal	Ep. D.	Lefzen- scheibe	Genital- pl. L.
-----------	---------	------------	---------------------------------------	--------------------	--------	--------------------	--------------------

♂ am 1. Tag (Fig. 1)	0,92	0,16	0,98	0,54	0,08		
♂ am 3. Tag (Fig. 2)	1,14	0,16	0,99	0,66	0,08		
♂ am 5. Tag (Fig. 3)	1,40	0,16	1,05	0,78	0,08		
♂ am 9. Tag (Fig. 4)	1,63	0,18	1,15	0,85	0,08		
♀ am 1. Tag (Fig. 5)	1,05		0,99			0,06	0,23 0,34
am 5. Tag	1,42		1,20			0,09	0,24 0,35
am 9. Tag	1,62		1,45			0,085	0,25 0,34
am 14. Tag (Fig. 6)	1,90		1,55			0,09	0,25 0,33
♀ am 20. Tag	1,99		1,75			0,085	0,25 0,32

Reifungswachstum von *Arrenurus tricuspidator*

L = Länge, Br. = Breite, Ep. D. = Abstand der miteinander zusammenhängenden dritten und vierten Epimerenplatten und Pl (pl) = Platte.

Bei den Großschwanzmilben erstreckt sich bei den ♂♂ das Reifungswachstum vor allem auf den Körperanhang, wie dies auch übrigens schön die Abbildungen 9 bis 11 zum Ausdruck bringen. Auch bei dem *buccinator*-♀ ist die Ausreifung im großen und ganzen ein Ausdehnungswachstum.

Die Maße der in den Fig. 9—11 wiedergegebenen Altersstufen des *buccinator*-♂ sind folgender Zusammenstellung zu entnehmen.

	Körp.L	Körp.Br.	Anhangsende breit	lang
♂ am 1. Tag (Abb. 9)	0,68	0,65	0,27	
♂ am 2. Tag (Abb. 10)	0,74	0,65	0,27	
♂ am 9. Tag (Abb. 11)	1,12	0,65	0,33	0,42

Das *buccinator*-♂ vom neunten Tage darf als ausgereift bezeichnet werden.

Bei den juvenilen Arrenuri ist der grobporige Hautpanzer noch nicht ausgebildet. Bei den ♂♂ und ♀♀ kann in den ersten Tagen ihres Daseins noch von keiner festen Körperbeschaffenheit gesprochen werden. Wertvolle Einblicke in die Anatomie des Hautpanzers nebst dessen Hautdrüsen bei den Arrenuri verdanken wir dem Schweden LUNDBLAD. Danach setzt sich bei diesen Wassermilben die Haut aus zwei Schichten, der Hypodermis und der Kuti-

kula, zusammen. Durch besondere Dicke und Härte zeichnet sich bei den Arrenuri letztere aus. Von ihren beiden Schichten ist die innere merklich dicker. Sie sowohl wie die äußere Lage sind von Hautporen durchbrochen, in welche die Hypodermiszellen hineinragen. Leider habe ich bei den Reifungsstudien den Härtungsvorgang des Außenskelettes nicht verfolgt. Bei den jugendlichen Formen ist aber die Haut feinporig und weich, da im anderen Falle ein sekundäres Reifungswachstum unmöglich wäre. Die Erhärtung des Hautpanzers kann also erst nach Beendigung des Reifungsprozesses erfolgen.

Abschließend sei die in Fachkreisen längst bekannte Tatsache mitgeteilt, daß sich ♂♂ und ♀♀ bezüglich ihrer geschlechtlichen Reife auffallend unterscheiden. Die ♀♀ sind vom ersten Tage ihrer „Geburt“ an geschlechtsreif, was sich äußerlich dadurch verrät, daß junge ♀♀ wiederholt mit ausgereiften ♂♂ kopulierend angetroffen werden. Dagegen erlangen die ♂♂ ihre geschlechtliche Reife erst nach Beendigung ihres sekundären Wachstums. Offenbar können die jugendlichen ♂♂ wegen Fehlens des Körperanhanges nicht kopulieren.

Ausführliche Literatur in:

Untersuchungen über das Ausreifen der Imagines einiger *Arrenurus*-Arten. — Nat. Ver. f. Schleswig/Holstein, 21, 291—314 (1934).

Mikrochemische Identitätsreaktionen unter Berücksichtigung botanischer Objekte

I. Arbeitsmethoden der Mikrochemie und das dazugehörende Gerät

Von Hanns Beckmann, Düsseldorf

Die analytische Chemie hat die Aufgabe, die Zusammensetzung von Stoffen der unbelebten und belebten Natur qualitativ und quantitativ zu ermitteln. Die qualitative Analyse stellt mit Hilfe geeigneter Reaktionen die Bestandteile eines Stoffgemisches fest. In der gesamten analytischen Chemie nimmt die Mikrochemie eine Sonderstellung ein. Sie beansprucht nur kleine Substanzmengen, meistens nur 1 — 3 Tropfen oder Körnchen. Neue Arbeitsmethoden ermöglichen in den Jahren der Entwicklung seit dem ersten Auftreten der Mikrochemie die Ausführung empfindlicher Reaktionen und brachten somit eine Ersparnis an oftmals recht teuren organischen Reagenzien. Da nun diese Reaktionen geringe Mengen eines Objektes erfassen, können die Untersuchungen mit verhältnismäßig einfachem Gerät in Verbindung mit einem Mikroskop durchgeführt werden.

Die Mikrosublimationsmethode (Abb. 1)

1901 begründete NESTLER die Mikrosublimationsmethode, die mehrfach, zuletzt von

KRATZMANN (7) modifiziert wurde. Bei der Mikrosublimation pflanzlicher Objekte stellt sich als erstes Produkt immer Wasser ein, daher müssen die Deckgläser auf dem Glasring oft gewechselt werden. Auch der Grad der Erhitzung ist nicht gleichgültig. Beispielsweise sublimiert Nikotin aus Tabakblättern nur bei Anwendung gelinder Wärme, bei starker Erhitzung überhaupt nicht. Eine Weingeistflamme mit einem 1 cm hohen Docht gibt eine gleichmäßige Wärme. Es empfiehlt sich, mehrere Rohversuche anzustellen, bis man den richtigen Grad der Erhitzung erkannt hat. Bei Verwendung einer Bunsenflamme ist ein Flammenspitzenabstand von 3 cm erforderlich. Jedoch muß auch hierbei der Versuch den Ausschlag geben. Es kommt hinzu, daß bei verschiedenen Erhitzungsgraden auch verschiedene Inhaltsstoffe als Produkte sublimieren. Hier sind dann die bisher bekannten Identitätsnachweise durchzuführen. Es mögen zwei Beispiele folgen.

a. Glykosid *Arbutin*, vorhanden in den Blättern der Ericaceen und Piro-

laceen, z. B. im Heidekraut, im Sumpfporst und in der Bärentraube.

Auf den Objektträger bringt man 2 Tropfen reine Salzsäure und gibt kleine Bruchstücke des Bärentraubenblattes hinzu. 5 Minuten erhitzen bei gelinder Wärme.

E r g e b n i s : Es bilden sich Prismen, Blättchen und baumartige Gebilde von Hydrochinon (= p-Dioxybenzol).

Dieses Hydrochinon wird identifiziert mit dem Reagens nach FOLIN = Blaufärbung.

b. Alkaloid C o f f e i n des Kaffees.

Bei der Sublimation entstehen am oberen wassergekühlten Objektträger lange Nadelkristalle. Setzt man dem Sublimat 1–2 Tropfen Wismutkaliumjodid (= Reagens nach DRAGENDORFF) hinzu, so entsteht ein orangeroter Niederschlag, der bei weiterem Zusatz von einem Tropfen Jodtinktur in „mennigerot“ umschlägt.

Mit der Sublimationsmethode erhält man z. B. die Glykoside Apiin des Petersilienkrautes, das Frangulin aus der Rinde des Faulbaumes, das Salicin aus der Rinde und den Blättern der Weiden und Pappeln. Alkaloide erhält man aus Wurzeln, Blättern und Früchten. Alkaloidreich sind Hahnenfuß-, Mohn- und Nachtschattengewächse. Es ist aber zu beachten, daß alle Alkaloide sehr giftig sind. Die Sublimationsmethode gestattet auch die Isolierung vieler anderer Stoffe aus dem Pflanzenreich.

Die mikrochemische Kristallfällung

Die Mikrochemie weist viele Stoffe dadurch nach, daß sie sie in schwer lösliche und farbige Verbindungen umwandelt. Die Mannigfaltigkeit und die Schönheit der Erscheinungen, die bei den Kristallfällungen vor Augen treten, können bei schwacher Vergrößerung ohne Deckglas unter dem Mikroskop betrachtet werden. Die mikrochemische Kristallfällung hat JAKL (9) im Jg. 44, S. 190 des Mikrokosmos beschrieben. Die Kristallfällung unter dem Mikroskop erlaubt oft sicherer den Nachweis eines Stoffes als die Reaktion im Reagenzglas.

Die Tüpfelanalyse (Abb. 2)

Die von FEIGL (10) begründete Tüpfelanalyse soll hier besonders behandelt werden. Sie arbeitet ebenso sicher wie elegant. Es sind zwei Verfahren möglich: die Ausführung der Reaktionen mit der Tüpfelplatte oder mit kartonstarkem Filterpapier.

a. Die Tüpfelplatte ist eine mit Vertiefungen versehene glasierte Porzellanplatte. Bei der Tüpfelanalyse kommt man

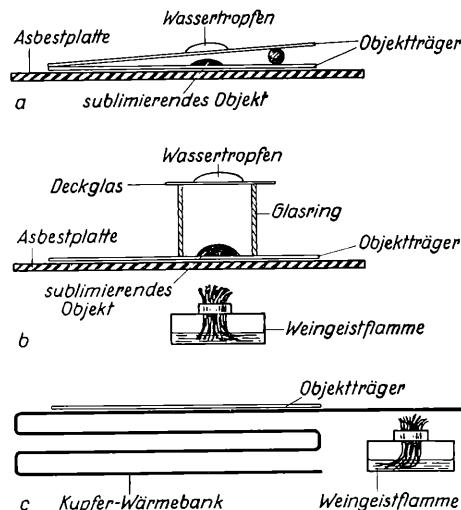


Abb. 1: a Mikrosublimationsanordnung nach NESTLER; b Mikrosublimationsanordnung nach KRATZMANN; c Kupfer-Wärmebank für viele mikrochemische Zwecke

mit 1 — 2 Tropfen Untersuchungslösung aus und erzielt eine gute Sicht des Reaktionsproduktes gegen den weißen, glänzenden Untergrund.

b. Bei dem Tüpfel-Filtrerpapier kommt noch eine besondere Eigenschaft des Papiers hinzu: seine Kapillarwirkung und in vielen Fällen die Fähigkeit, bestimmte Stoffe an der Oberfläche als örtliche Anreicherung zurückzuhalten. Enthält die Untersuchungslösung mehrere Stoffe gelöst, so kommt es zu einer Entmischung infolge der verschiedenen Diffusionsgeschwindigkeiten. Die große Bedeutung der Papiertüpfelanalyse liegt darin, daß örtlich eine Anreicherung erfolgt und dadurch kleinere Mengen eines Stoffes sich erfassen lassen, als dies durch das Reagenzglas der Makrochemie möglich ist. Ein Vorläufer dieser Tüpfelpapieranalyse war die Kapillaranalyse zu Anfang des Jahrhunderts, die heute ihre Ausweitung in der Papierchromatographie erfahren hat.

Die Veraschungsmethode (Abb. 3)

Mikrochemische Arbeiten greifen oft auf die Veraschung pflanzlicher Objekte über. Grundsätzlich wird man nur trockenes

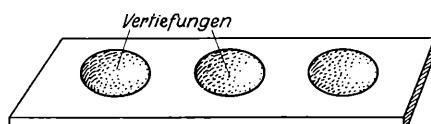


Abb. 2: Tüpfelplatte; weißes Porzellan, glasiert, mit Vertiefungen

Material der Veraschung zuführen. Blätter, Stengel, Rinden, Hölzer und Wurzeln müssen aber vorher zerkleinert werden. Die bei der Verbrennung der Trockensubstanz zurückbleibende Asche enthält stets die Elemente Kalium, Natrium, Calcium, Eisen, Magnesium, Silicium. Seltener sind Aluminium, Zink, Kupfer, Mangan, Brom, Jod und Chlor vorhanden. Sehr unterschiedlich ist die Menge an organischen Stoffen wie Kohlenhydraten, Eiweißstoffen, Fetten, organischen Säuren, Gerbstoffen, Glykosiden, Alkaloiden u. a. Diese Stoffe bestehen im wesentlichen aus Wasserstoff, Kohlenstoff, Stickstoff, Phosphor und Schwefel. In der Regel wird bei den Veraschungen trockenen Pflanzenmaterials ein Porzellantiegel verwendet. Das erhaltene Aschenmaterial wird in destilliertem Wasser gelöst, der nichtlösliche

Teil vom Filter gesammelt. Man unterscheidet so einen wasserlöslichen und einen wasserunlöslichen Anteil. Beide Teile werden bei den mikrochemischen Arbeiten benötigt, wie wir im II. und III. Teil dieser Arbeit sehen werden. Steht dagegen nur Schnittmaterial zur Verfügung, dann benutzt man besser einen kleinen Glühofen, den man sich selbst leicht anfertigen kann. Im Mikrokosmos Jg. 45, 1955/56, S. 95 hat WEINZIERL einen selbsthergestellten Glühofen abgebildet. Dieser muß aber für unsere Zwecke etwas geändert werden. Wir stellen uns den Glühofen aus dem Heizkörper einer elektrischen Sonne her. Den geschlossenen Kopf des Heizkörpers entfernen wir mit der Laubsäge. Die im Innern befindlichen Lei-

sten benutzen wir als Führungsleisten, die den zugeschnittenen Objekträger mit dem zu veraschenden Objekt aufnehmen. Der gesamte Glühkörper wird auf einem Brett montiert und seitlich in eine auf einem Brett angebrachte Steckdose eingeschraubt. Von dieser Steckdose führt dann ein Kabel zur Lichtleitung. Aus der Zeichnung ist der Bau ersichtlich. Mit diesem Gerät werden Veraschungen in 7 Minuten durchgeführt.

Will man die Lagerung und Form der Kieselsäureskelette in der pflanzlichen Zelle im Schnittpräparat erkennen und studieren, so muß naturgemäß anders verfahren werden. Diese Technik muß einem besonderen Aufsatz vorbehalten bleiben.

Mikrobecher und Mikrogaskammer (Abb. 3)

Die Bezeichnungen erklären an sich schon das Gerät. Der Mikrobecher wird für sich allein, aber auch in Verbindung mit der Gaskammer verwendet. Die Mikrogaskammer besteht aus einem kleinen Mikrobecher, darunter befindet sich eine Asbestplatte, die erhitzt werden kann. Den Abschluß nach oben bildet ein starkes Deckglas. Letzteres nimmt auf seiner Unterseite den Reagenztropfen auf. Bei einigen Reaktionen klemmt man zwischen Deckglas und Becherrand etwas Watte. Die Anwendung des Mikrobechers und der Mikrogaskammer ist im II. und III. Teil dieser Arbeit erläutert. Ein Beispiel möge hier folgen.

Nachweis der Ameisensäure neben Oxal- und Weinsäure.

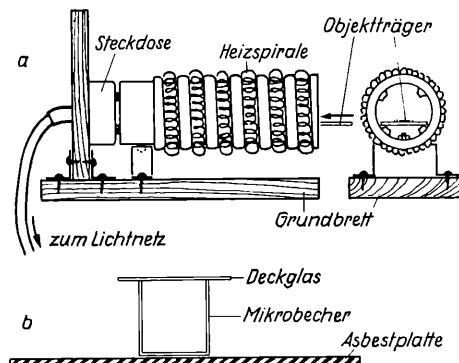


Abb. 3: a Glühofen nach WEINZIERL; b Mikrobecher und Mikrogaskammer

Teil vom Filter gesammelt. Man unterscheidet so einen wasserlöslichen und einen wasserunlöslichen Anteil. Beide Teile werden bei den mikrochemischen Arbeiten benötigt, wie wir im II. und III. Teil dieser Arbeit sehen werden. Steht dagegen nur Schnittmaterial zur Verfügung, dann benutzt man besser einen kleinen Glühofen, den man sich selbst leicht anfertigen kann. Im Mikrokosmos Jg. 45, 1955/56, S. 95 hat WEINZIERL einen selbsthergestellten Glühofen abgebildet. Dieser muß aber für unsere Zwecke etwas geändert werden. Wir stellen uns den Glühofen aus dem Heizkörper einer elektrischen Sonne her. Den geschlossenen Kopf des Heizkörpers entfernen wir mit der Laubsäge. Die im Innern befindlichen Lei-

- In den Mikrobecher gibt man Resorcin und verdünnte Schwefelsäure 1:100 mit dem zu untersuchenden Objekt bis zur Lösung.
- Mit einer Pipette Unterschichtung von konzentrierter Schwefelsäure.
Es erscheint:
 - orangerotes Band = Ameisensäure
 - darunter ein schmäler blauer Ring = Oxalsäure
 - vorsichtige Erwärmung der Schwefelsäure (nicht der Ringe). Unter dem blauen Ring erscheint ein tiefroter Ring = Weinsäure

Die Maße des Glasringes und des Mikrobechers sind aus den Abbildungen ersichtlich.

Eine Mikroskopiker-Gemeinschaft in Zürich

Von Ernst Woessner (MGZ)

Wie in unsrern Nachbarländern, so bestehen auch in der Schweiz Vereinigungen von Laien, die miteinander mikroskopieren. Eine der größten und aktivsten dürfte gegenwärtig die „MIKROSKOPISCHE GESELLSCHAFT ZÜRICH“ sein. Aufgabe dieses Aufsatzes ist es, zu zeigen, wie aus kleinen Anfängen trotz vieler Schwierigkeiten und Hindernisse eine erfreulich aktive Vereinigung von Mikroskopikern entstehen kann.

Die Gesellschaft wurde im Jahre 1946 gegründet (damals: „Gesellschaft zur Förderung der Mikroskopie“). Gründer waren ungefähr 15 Mikroskopiker, die den Kurs „Mikroskopie“ an der Volkshochschule Zürich besuchten. (Diese Kurse werden noch jetzt regelmäßig veranstaltet). Die Arbeit bestand aus einer monatlichen Vortrags-Veranstaltung und einem persönlichen Gedanken- und Erfahrungsaustausch. 1949 errichtete die Gesellschaft eine Geschäftsstelle, welche Hilfsgeräte, Chemikalien und Farbstoffe zu vorteilhaften Preisen ihren Mitgliedern vermittelte. Im gleichen Jahre erschien auch erstmals unser Publikationsorgan, „Die mikroskopischen Nachrichten“. Durch immer neuen Zuzug von Mitgliedern aus den Volkshochschulkursen erreichten wir 1950 einen Bestand von etwa 80 Mitgliedern, was eine Neuorganisation erforderte: es entstand die heutige „MIKROSKOPISCHE GESELLSCHAFT ZÜRICH“.

Im gleichen Jahre begannen sich erstmals Arbeitsgemeinschaften zu bilden, d. h. ganz kleine Gruppen, die selbständig praktische Arbeit in einem Spezialgebiet leisteten. Diese Arbeitsgemeinschaften kämpften mit großen finanziellen Schwierigkeiten; zuletzt wurde die Arbeit überhaupt auf privater Basis weitergeführt, wobei der Beitrag bis zu sechsmal höher war als der ordentliche Mitglieder-Beitrag. Die ersten Arbeitsabende wurden in einem Hinterzimmer eines Restaurants veranstaltet, bis eines Abends der Wirt dazu kam, als gerade eine Maulwurfsgrille eifrig seziert wurde; voller Entsetzen und Abscheu warf er die ganze Gesellschaft buchstäblich auf die Straße. Daraufhin traten wir mit der Stadtbehörde in Verbindung und schon im nächsten Jahre konnte ein Kurs- und Arbeitslokal in einem städtischen Schulhaus bezogen werden. Es fand sich dabei auch Raum für die inzwischen angewachsenen Hilfsgeräte, Chemikalien und Bücher. Die Arbeitsgemeinschaften arbeiteten nun regelmäßig in diesem Lokal und die Gesellschaft konnte es für Monatsveranstaltungen mit Demonstrationen benützen. Mittlerweile war der Mitgliederbestand auf die ansehnliche Zahl 100 gestiegen.

Nach einer kleinen Ausstellung traten wir 1956 anlässlich des 10-jährigen Jubiläums erstmals an die Öffentlichkeit mit einem Groß-Vortrag und einer Film-Matinee. 1957 schlossen sich Arbeitsgemeinschaften und Gesellschaften zusammen; die Gesellschaft übernahm Verantwortung und Betrieb, auch in finanzieller Hinsicht. Es wurden laufend praktische Kurse aus allen Gebieten der Mikroskopie veranstaltet; jedes Mitglied konnte diese besuchen gegen einen Beitrag, der lediglich die speziellen Unkosten zu decken hatte. So präsentiert sich die Gesellschaft heute:

Mitgliederbestand 110, Kurslokal, vier eigene vollausgerüstete Mikroskope, Projektionsapparat, Laborgeräte und Chemikalien, eine Bibliothek mit einführender Literatur, speziellen Werken und Fachzeitschriften; ferner eine reichhaltige Sammlung von Mikropräparaten. Das Mitteilungsblatt „Die mikroskopischen Nachrichten“ orientiert über Veranstaltungen, bringt Originalbeiträge, vermittelt Material und beantwortet Fachfragen. An Monatsveranstaltungen wurden nebst vielen andern Themen behandelt: Aus dem Reiche der Moose — Mikrochemische Reaktionen — Das Zooplankton — Innerer und äußerer Bau von Stengel und Blatt — Streifzug durch Wiese, Moor und Tümpel (mit Film) — Einführung in die Mikropaläontologie — Mikroskopie in der Lebensmitteluntersuchung — Der Feinbau des Holzes — Die Bedeutung von Färbungen in der Bakteriologie usw.

An Führungen, Demonstrationen und Exkursionen seien erwähnt: Fabrikation von Lichtmikroskopen (Fa. Wild, Heerbrugg) — Elektronenmikroskope (Trüb-Täubner, Zürich) — Metallographisches Laboratorium (Fa. Escher-Wyss, Zürich) — Hydrobiologisches Laboratorium (Kastanienbaum b. Luzern) — Sammlelexkursionen in Hoch- und Flachmoore. In Kursen und gemeinsamen Arbeiten wurden nachstehende Gebiete behandelt: Mikrophotographie — Histologische Präparate von Tieren und Pflanzen — See- und Flußwasseruntersuchungen — Bestimmung von Moosen — Gesteinsdünnschliffe — Allgemeine Bestimmungsübungen usw.

Die vorliegenden Zeilen geben einen Einblick in das Leben unserer Gesellschaft. Zukunftspläne zeigen, daß man nicht still stehen wird, sondern an Ausbau, Verbes-



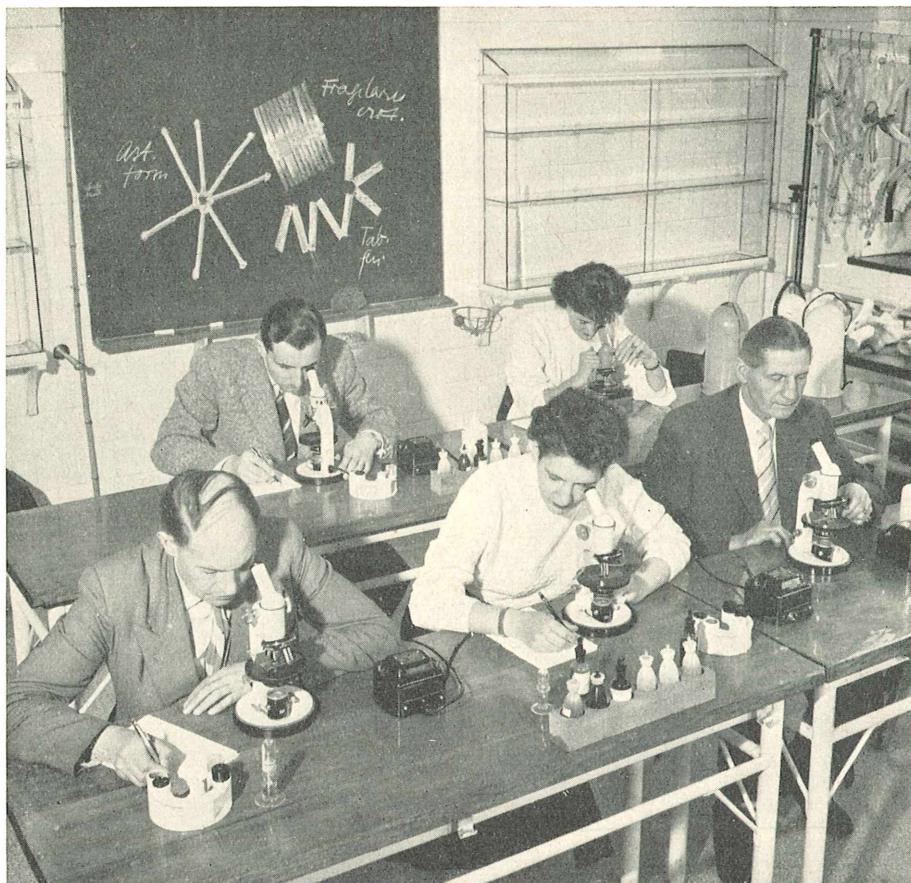


Abb. 1: Gruppenarbeit in der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich

serung und Vertiefung denkt. Die Zukunft auch wird zeigen, ob die Gesellschaft — mit Mikroskopie als Steckenpferd — ge-

rade auch im Hinblick einer sinnvollen Freizeitgestaltung eine wichtige Aufgabe zu erfüllen vermag.

Mikroskopie in der Schule

Farngewächse im Unterricht

Von H. W. Schwegler, Bad Kissingen

Man kann die Farnartigen gegen Ende des Schuljahres besprechen und am Anfang die zu der Zeit blühenden Nacktsamer, im Sommer und Herbst die reichlich vorhandenen Insekten, Krebse und Weichtiere, im Tiefwinter die Moose. Dem Nachteil des unsystematischen Vorgehens steht der größere methodische Vorteil gegenüber, für alle Gruppen frisches Demonstrationsmaterial zu haben. Bei den Farngewächsen geht es ja nicht so sehr um die Erarbeitung der systematischen Gliederung oder des morphologischen Aufbaues, sondern vielmehr um die Darlegung des Entwicklungsganges unter besonderer Berücksichtigung des Generationswechsels.

Der Schwerpunkt der Besprechung wird auf die Farne gelegt, während die Schachtelhalme und vor allem die Bärlappe nur anhangsweise besprochen werden.

Die Farne

Abgesehen vom Habitus des Sporophyten, d. h. der Farnpflanze schlechthin, ähneln sich die für den Entwicklungsgang typischen Stadien der gemeinen heimischen Farne so sehr, daß ohne weiteres mit gemischttem Material gearbeitet werden kann. Wir benötigen frische, sporetragende Farnwedel sowie Vorkeime (Gametophyten) in allen Entwicklungsstadien. Da in den Lehrbüchern die Farne meist am Beispiel des Wurmfarnes (*Dryopteris filix-mas*) besprochen werden, kann man von dieser Pflanze Blätter in allen Entwicklungsphasen herbarisieren. Es ist auch vorteilhaft,

von einigen anderen häufigen Farnen Herbarblätter auszustellen. Wer ein übriges tun will, mag auch noch Zierfarne oder solche eigenartigen Formen wie Kleefarn (*Marsilia*), Pillenfarn (*Pilularia*) aus Blumengeschäften, Schwimmfarn (*Salvinia*) oder Lebermoosfarn (*Azolla*) aus Aquarienhandlungen ersteilen und sie, ohne breit darauf einzugehen, vorzeigen.

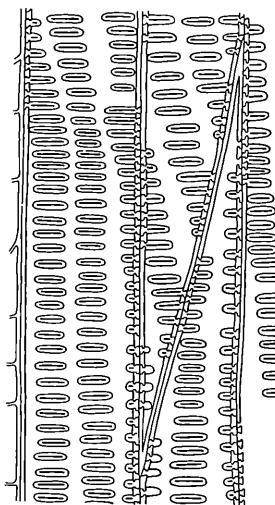


Abb. 2: Längsschnitt durch die Treppengefäße eines Farnes

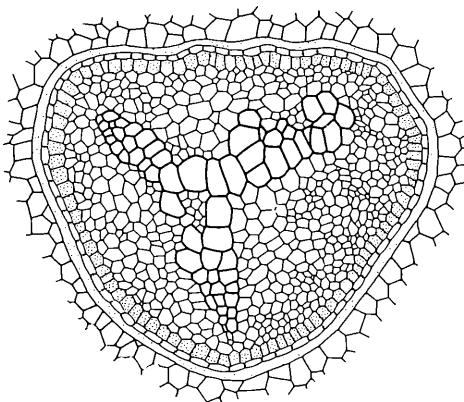


Abb. 1: Querschnitt durch das Leitbündel eines Tüpfelfarnes (*Polypodium*). Von außen nach innen sind folgende Schichten erkennbar: Blattgewebe, Gerbstoffschicht, Endodermis, Stärkescheide, Phloëm (Siebteil), Xylem (Gefäßteil)

Gefäßbündel

Auf die Demonstration von Leitbündeln sollte deswegen Wert gelegt werden, weil sie die Farne als noch zu den Gefäßpflanzen gehörend auszeichnen. Sie werden schon mikroskopisch sichtbar, wenn man (auch an getrockneten Blättern) ein Stückchen Blattstiela statt abzuschneiden einfach abwürgt. Die zäheren Bündel hängen dann in ihrer arteigenen Form über den restlichen Stiel hinaus: Beim Wurmfarn sind es etwa 8 seilartige, beim ähnlichen, doch zierlicheren Frauenfarn (*Athyrium filix-femina*) zwei bandartige Bündel pro Blattstiela. Zur Darstellung der charakteristischen Treppengefäße eignet sich besonders ein Längsschnitt durch den unterirdischen Farnstamm, etwa beim Adlerfarn (*Pteridium aquilinum*). Soll gefärbt werden — was an sich nicht nötig ist — so kann dies mit Safranin- oder Alizarin-viridinlösung erfolgen (beide Färbemittel sind von der Abt. Kosmos-Lehrmittel zu erhalten).



Abb. 3: Mauerraute (*Asplenium ruta-muraria*).
Aus AICHELE-SCHWEGLER

Sporenkapseln, Sporen

Während der Wurmfarne nur im Herbst Sporen reift, können wir bei der Mauerraute (*Asplenium ruta-muraria*) von Januar bis Dezember Sporenkapseln in allen Entwicklungsstadien finden. Da zudem die Mauerraute wohl überall an trockenen, sonnigen Mörtelmauern zu finden ist, bietet sie sich als ideales Untersuchungsobjekt für die Sporengeneration der Farne an.

Die Sporen entstehen in Sporenkapseln (Sporangien) an der Unterseite der Farnblätter — nur bei wenigen selteneren Farnen gibt es eine morphologische Trennung von Assimilationswedeln (Trophophylle) und Sporenwedeln (Sporophylle). Die Kapseln sind zu charakteristischen Häufchen (Sori) zusammengefaßt, die meist noch von einem dünnen, mehr oder weniger langlebigen Häutchen, dem Schleier (Indusium) überdeckt sind. Je nach Art sind diese

Häufchen nierenförmig, strichförmig oder kreisrund am Blattrand, längs der Adern oder über diese wegziehend angeordnet (*Asplenium*, Streifenfarn; bei der Mauerraute also streifenförmige Anordnung). Die zunächst grünen Sporenkapseln werden bei der Reife braun.

Zur mikroskopischen Beobachtung schneidet man ein Blattstückchen mit der Rasierklinge zwischen Holz und Ledermark und bringt die Schnitte unter Wasser auf einen Objektträger. Man sieht, daß die Kapseln an einer Ausstülpung des Blattgewebes (Plazenta oder Rezeptakulum) sitzen, die sich nach oben zum Schleier verbreitert. An den gestielten,

kopfartigen Kapseln fällt der Wulst dickwandiger Zellen auf, der sich als Anulus (Ring) gleich einer Helmraupe über die Kapsel zieht. Bei der Sporenlösung sind diese Zellen abgestorben, aber wassergefüllt. Bei Trockenheit verdunstet das Wasser, und der Anulus krümmt sich langsam unter Zerreissen der Kapsel konkav zurück, bis die Spannung zu groß wird und er, mit dem anhaftenden Kapseloberteil, gleich einem umgebogenen Zweig wieder in die Ausgangslage zurück schnellt. Dabei werden die Sporen ausgeschleudert. Der Vorgang kann sich bei wechselnder Feuchtigkeit beliebig oft wiederholen, man kann ihn aber auch künstlich hervorrufen, wenn man wasserentziehende Mittel unter dem Deckglas durchsaugt. Im allgemeinen wird mit reinem Glycerin gearbeitet; ich habe gute Erfahrungen mit absolutem Alkohol gemacht, der sich auch schneller auswechselt.

Wenn man einen besonders gelungenen Schnitt zu einem Dauerpräparat verarbeiten will, muß man damit rechnen, daß die Sporenkapseln nachher den Öffnungsriß zeigen, es sei denn, man hat junge Kapseln oder man schließt das Präparat in Wasser mit Thymolzusatz ein und umrandet das Deckglas mit Kitt (z. B. nach Krönig). Man hat in diesem Falle aber nicht immer die reine Freude an den Präparaten, da der Kitt manchmal rissig wird, das Wasser ausläuft und so das Präparat natürlich verdorben ist. (Auf der anderen Seite besitze ich so hergestellte Präparate anderer Objekte, die sich schon über fünf Jahre unverändert gut gehalten haben). Für den Glyzerinjellineinschluß fixiert man kurz, etwa 10—15 Minuten, mit CHAMBERLAINS Fixiergemisch (100 ccm Alkohol 70%, 6 ccm Formol), wäscht dann mit Lei-

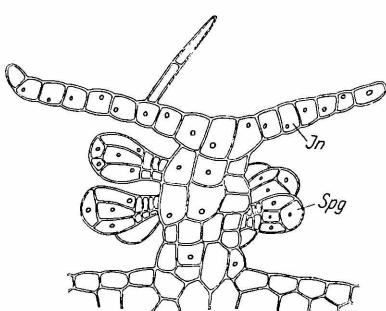


Abb. 4: Querschnitt durch einen jungen Sorus des Farnes *Aspidium serratum*. In Indusium; Spg Sporenkapseln (Sporangien). Aus AICHELE-SCHWEGLER

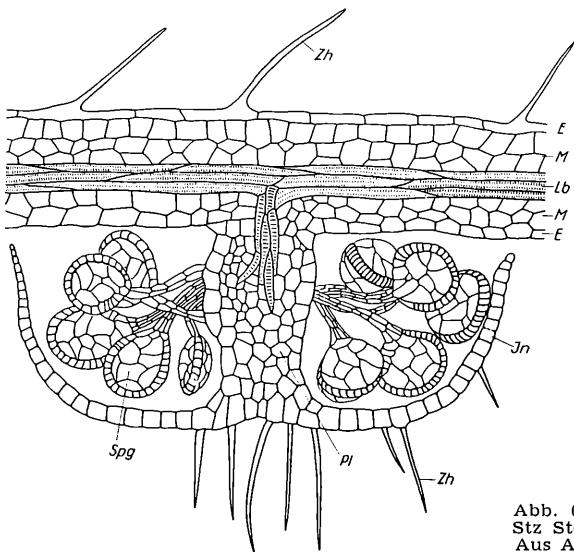


Abb. 5: Querschnitt durch einen ausgewachsenen Sorus des Farnes *Polypodium aureum*. E Epidermis (Oberhaut), In Indusium, Lb Leitbündel, M Blattgewebe (Mesophyll), Pl Plazenta, Spg Sporenkapseln, Zh Zellhaare

tungswasser gut aus und überführt in ein Glyzerin-Wassergemisch, zuerst 1:10, zuletzt 1:5. Bei vorsichtigem Arbeiten kann das an dieser Stelle erfolgende Aufreissen der Kapseln vermieden werden. Man schließt darauf in Glyzeringelatine nach KAISER ein. Alle Arbeiten lassen sich auf einem Objektträger ausführen, nur zum Einschluß sollte ein neuer verwendet werden.

Die Sporen selbst sind je nach Art und Gattung geformt und mit verschiedenen Auswüchsen wie Warzen, Zacken oder Leisten versehen. Will man Sporen „herbar“ anlegen, werden sie mit Formol kurz fixiert, ausgewaschen und dann so, oder auch ohne Fixierung, in Glyzeringelatine eingeschlossen.

Legt man ein Sporophyll mit der Unterseite auf einen Bogen Papier, so erhält man durch die ausgefallenen Sporen ein Sporenbild. Dies lässt sich auf die übliche Weise fixieren, indem man dünnes, ungeleimtes Papier verwendet, das dann nach der Aussporung vorsichtig mit der Unterseite auf eine verdünnte Kleisterlösung (z. B. Pelikanol) gelegt und einen Tag später auf Pappe festgeklebt und eventuell noch mit Cellophan überzogen wird.

Gametophyten

Es ist nicht einfach, die einzelnen Entwicklungsphasen von der keimenden Spore bis zum Vorkeim (Prothallium) mit aus-

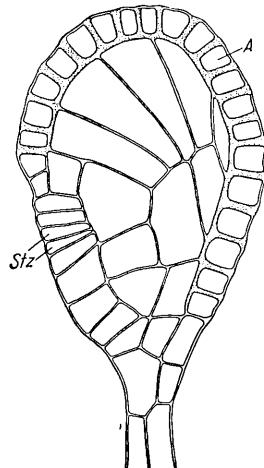


Abb. 6: Sporenkapsel eines Farnes. A Anulus, Stz Stomazellen, an denen die Kapsel aufreißt. Aus AICHELE-SCHWEGLER

wachsendem Sporophyten auf einen bestimmten Termin zu bekommen. Die Sporen keimen zwar regelmäßig in Kulturen, aber ihre Keimzeit und die Reifezeit des Prothalliums kann nicht vorausgesagt werden. Ist ein Farngewächshaus in der Nähe, so wird man auf der Erde unter den Pflanzen dort jederzeit junge und alte Vorkeime finden. In den meisten Fällen wird man aber mit selbst gesammelten Sporen — die Keimfähigkeit erlischt nach etwa einem Jahr — innerhalb von vier Monaten alle vier Wochen eine Kultur ansetzen müssen. Man sammelt im Herbst Farnwedel mit reifen Sporenkapseln und breitet diese auf Papier aus, bis die Sporen ausgefallen sind.

Je frischer die Sporen sind, desto schneller keimen sie. Nach durchschnittlich 1—2 Wochen erscheinen die Keimfäden, aus

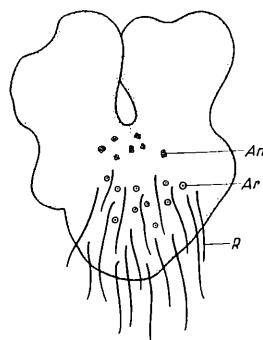


Abb. 7: Zwittriges Prothallium eines Farnes (*Pteris longifolium*), Unterseite. Halbschematisch. An Antheridien, Ar Archegonien, R Rhizoiden

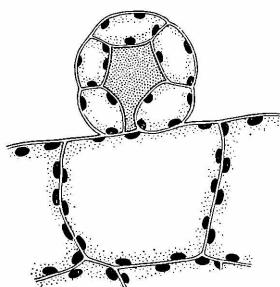


Abb. 8: Antheridium eines Farnes (*Pteris spec.*). Aus AICHELE-SCHWEGLER

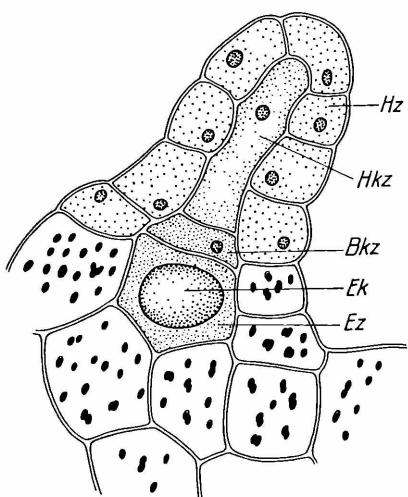


Abb. 9: Archegonium eines Farnes (*Blechnum spec.*). Hz Wandzellen des Flaschenhalses, Hkz Halskanalzelle, Bkz Bauchkanalzelle, Ek Kern der Eizelle, Ez Eizelle.
Aus AICHELE-SCHWEGLER

denen sich nach 1—2 Monaten die flächigen Vorkelme gebildet haben. Neben den wurzelähnlichen Rhizoiden erscheinen nach durchschnittlich einem Vierteljahr die knopfartigen männlichen Fortpflanzungsorgane (Antheridien) auf der Unterseite des Vorkelms, und einige Wochen später folgen dann die flaschenförmigen weiblichen Organe (Archegonien). Bald darauf kann die Befruchtung eintreten und etwa einen Monat danach entwickeln sich die Jugendblätter des Sporophyten. Der Vorkelm strömt nach stark einem halben Jahr.

Die Aufzucht erfolgt entweder in Blumentöpfen mit Erde vom Standort der Farne, oder auf Torf (Torbrikett, Torfziegel) bzw. Sand, der mit Nährlösung nach Knoz übergossen wird. (Auf 1 l bidestilliertes Wasser 1 g Ca₃(NO₃)₂, 0,25 g MgSO₄ crist., 0,25 g KH₂PO₄ und eine winzige Spur FeCl₃. Sehr praktisch geschieht das Ansetzen mit Tabletten, wie sie fertig vom

Kosmosverlag Abt. Lehrmittel bezogen werden können. Es kann auch einfach destilliertes Wasser verwendet werden, sofern es keine Kupferspuren enthält.) Will man die Vorkelme ohne Erdverkrustungen und mit den Rhizoiden erhalten, dann empfehlen sich Wasserkulturen. Man stäubt dazu die Sporen einfach auf die Oberfläche der Nährlösung. Zur Gewinnung von Spermatozoiden sollte aber die Unterseite des Prothalliums relativ trocken stehen; man kann nach STRASBURGER zunächst Torfziegel mit Nährlösung überfluteten und lässt nach der Keimung das Wasser langsam verdunsten. Die Kulturen werden am besten mit einer innen mit Filterpapier ausgeschlagenen Glasglocke feucht gehalten.

Wegen der Unterschiede in der Entwicklungszeit ist es zweckmäßig, einzelne Stadien in fixierter Form bereitzuhalten, wenn man nicht riskieren will, daß kurz vor der Besprechung keine Gametophyten mehr da sind. Für Spezialuntersuchungen bedarf es besonderer Fixiermethoden, während für Schulzwecke der einfache und billige Formolalkohol nach CHAMBERLAIN genügt. Das Material kann in diesem Gemisch auch aufbewahrt werden.

Zur mikroskopischen Betrachtung von Antheridien und Archegonien genügen

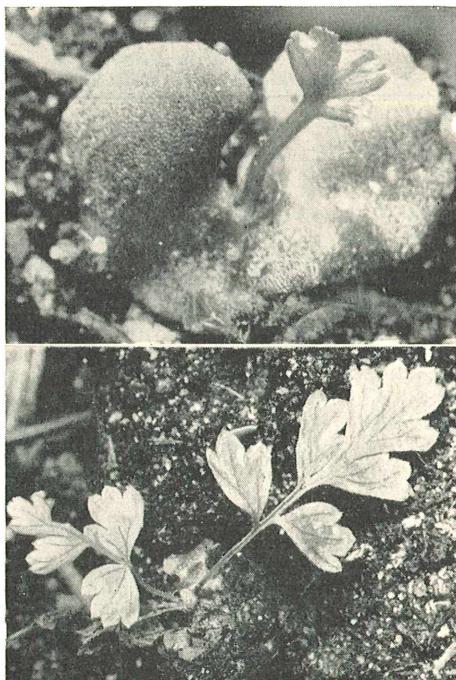


Abb. 10: Entwicklungsstadien befruchteter Vorkelme (*Dryopteris austriaca*). Aus AICHELE-SCHWEGLER

grobe Schnitte durch den Vorkeim. Will man die Spermatozoiden zeigen, dann legt man Prothallien mit jungen Antheridien etwa 15 Minuten in Wasser. Dort hinein entleeren die männlichen Organe die vielgeißligen Schwärmer, die dann lebend — eventuell im Dunkelfeld — beobachtet werden können. Legt man eine dünne, mit Äpfelsäure gefüllte Kapillare unter das Deckglas, dann sollten sich die Schwärmer chemotaktisch darauf zubewegen, doch gelingt dieser Versuch nicht einwandfrei; es soll jedoch eingeräumt werden, daß bei geschickter operierenden Experimentatoren der Versuch gelingen mag.

Schachtelhalme und Bärlappgewächse

Für die Besprechung der anderen Farngewächse werden zwei, höchstens drei Stunden vorgesehen. Bärlapp kommt in vielen Gegenden nicht vor, man wird also auf Herbarmaterial angewiesen sein; Gametophyten sind selbst an Hochschulen Seltenheiten. Von den Schachtelhälmen zeigt man ebenfalls Herbarmaterial, außerdem die Sporenpflanzen des Acker-Schachtelhalmes (*Equisetum arvense*) die im März schon draußen zu finden sind (und zwar auch in der Großstadt). Man kann die tischchenartigen Sporenblätter mit den sackförmigen Kapseln (Sporangien) mit der Lupe oder dem Mikroskop untersuchen. Ist die Witterung ungünstig oder bespricht man schor vorher die Schachtelhämle, dann braucht man trotzdem nicht auf Frisch-



Abb. 11: Sporophyllstand des Acker-Schachtelhalmes (*Equisetum arvense*). Aus AICHELESCHWEGLER

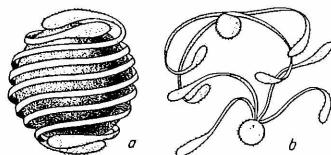


Abb. 12: Sporen des Acker-Schachtelhalmes (*Equisetum arvense*) a In feuchter Luft legen sich die Spiralbänder an die Spore an; in trockener Luft (b) spreizen sie sich. Aus AICHELESCHWEGLER nach SCHENK verändert

material verzichten, wenn man sich vom vorigen Jahr Standorte gemerkt hat und dort nachgräbt. Man findet vorgebildete Sporeenträger. Nach CHAMBERLAIN bringen sogar schon im Januar ausgegrabene Sporangien nach einer Woche reife Sporen, wenn man sie in Wassergefäßen im warmen Zimmer aufstellt. Die Sporen haben zwei gekreuzte Schleuderbänder (Elateren) an denen hygrokopische Bewegungen studiert werden können. Betrachtet man die Sporen unter dem Mikroskop, nachdem man sie auf dem Objekträger kurz durch die Bunsenflamme gezogen hat, dann sind die Elateren gespreizt; haucht man nun leicht dagegen, schlingen sie sich schnell um die Spore; nach einiger Zeit, wenn die Feuchtigkeit verdunstet ist, breiten sie sich wieder aus. Man kann diesen Vorgang beliebig oft wiederholen.

Sät man die Sporen sofort nach der Reife auf Nähragar oder Erde, dann keimen sie bereits nach einem Tag; der Vorkeim ist nach 15—20 Tagen fertig ausgebildet, eine Woche darauf kann man mit Antheridien und nach weiteren zwei Wochen mit Archegonien rechnen. Man wird aber die Geschlechtsgeneration für den Unterricht nicht benötigen, es sei denn, man wolle den Generationswechsel am Beispiel der Schachtelhämle erklären. Wer privat Untersuchungen an Schachtelhälmen vornehmen will, erhält weitere Anregungen aus dem entsprechenden Kapitel bei SCHÖMMER (s. u.). Dort sind auch nette Versuche zur Darstellung der Verkieselung von Schachtelhälmen angeführt, die wenigstens in dem einen oder anderen Fall nebenbei im Unterricht vorgeführt werden können. Kieselskelette von *Equisetum* erhält man durch Verbrennen der organischen Teile (Ausglühen). Man kann sich auch Dauerpräparate von Schnitten durch den Stengel anfertigen. Man benötigt einen Quarzobjekträger, auf welchem man den Schnitt mit dem Bunsenbrenner oder dem Lötrohr solange glüht, bis nur noch weiße Asche vorhanden ist. Nach dem Abkühlen bringt man einen Tropfen Styrox (Brechungsindex!) dazu und legt ein Deckglas auf. Dünne, mit Alkohol gebleichte Schnitte lassen sich auch ohne Quarzobjekträger nach PFEIFFER in Phenol mit einem Gelatinering einschlie-

ßen. Die verkieselten Teile erscheinen dann rötlich.

L iteratur

1. AICHELE-SCHWEGLER, Unsere Moos- und Farnpflanzen, Franckh, Stuttgart

2. SCHÖMMER, Kryptogamenpraktikum, Franckh, Stuttgart
3. STRASBURGER u. a., Lehrbuch der Botanik, Fischer, Stuttgart
4. SCHMEL-KOCH, Pflanzenkunde, Quelle und Meyer, Heidelberg

Zur Einführung in die Mikroskopie

Wir untersuchen einen Kiemenfuß

Von Rudolf Drews, Berlin

Wenn im Frühjahr der Schnee geschmolzen ist, kann man in klaren Wald- oder Bruchwäldern zunächst etwa einen Zentimeter lange Krebschen finden, die scheinbar bewegungslos im Wasser dahingleiten. Bei näherem Zusehen bemerken wir, daß zwei parallele Reihen von Schwimmfüßen in



Abb. 1: *Chirocephalus*-Weibchen in natürlicher Schwimmelage, 2x vergr.

wellenförmiger Bewegung sind, ferner, daß der Krebs auf dem Rücken schwimmt. Fühlt der Krebs sich vom Fanggerät bedroht, sucht er durch kräftige Schwanzschläge zu entkommen.

Wir begegnen hier dem *Chirocephalus*, einem Vertreter der fast ausschließlich im Süßwasser vorkommenden Klasse der Anostraca, der schalenlosen Krebse, denen auch der oft genannte *Branchipus* und die bekannte *Artemia salina*, das Salinenkrebschen, angehören. Die *Artemia* ist dadurch berühmt geworden, daß sie verschiedene, von der Salzkonzentration des umgebenden Wassers abhängige Modifikationen bildet, die früher als verschiedene Arten beschrieben worden sind. Die Anostraca (Kiemenfüße) werden auch als Untergruppe der meist süßwasserbewohnenden Klasse der Phyllopoden, der Blattfüßer, angesehen, wenn man die Schalenlosigkeit nicht so stark bewertet und feststellt, daß die Anostraca ja ebenfalls Blattfüße haben.

Wir haben eben zwei Merkmale unseres Krebschens kennengelernt: es besitzt keine Schale, und seine Füße sind blattförmig. Krebse haben sonst typische Spaltfüße, die je aus einem Basalteil (Protopodit) und zwei gegliederten Anhängen der Basis bestehen: dem Endopodit (dem Körper zu-

gewandt) und dem Eopodit. Der Protopodit besteht aus Präcoxa (meist in den Rumpf einbezogen), Coxa und Basis. Bei unserem *Chirocephalus* ist der Spaltfuß abgewandelt: der Spaltfuß ist blattförmig geworden, die ursprüngliche Gliederung ist undeutlich oder weggefallen, und nicht äußere Skelettsubstanz, starres Chitin, verleiht ihm seine feste Gestalt, sondern innerer Flüssigkeitsdruck (Turgor). Gleichwohl ist der gesamte Körper durch eine elastische Chitinhaut geschützt. Selbst die Kiemen, vom Körper weg gerichtete Anhänge der Coxa (Epipodite) besitzen eine solche Chitinhaut. Die Anhänge am Protopoditen bezeichnet man als Exite, wenn sie vom Körper wegzeigen, als Endite, wenn sie zu ihm gerichtet sind. Exite der Coxa nennt man Epipodite. Die Extremitätenglieder sind teilweise beborstet. Die Borsten der Endite spielen bei den Blattfußkrebsen und den Kiemenfüßen eine wichtige Rolle bei der

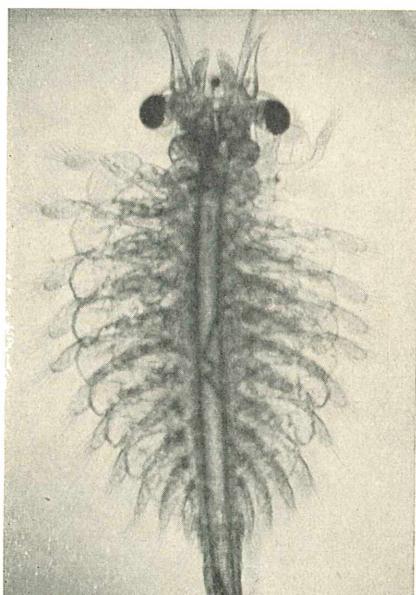


Abb. 2: Junges *Chirocephalus*-Männchen mit den blattförmigen elf Schwimmbeinpaaren. In der Mittellinie ist der schlauchförmige Darmkanal sichtbar.

Ernährung: sie dienen als Filter für Nahrungspartikel, die durch die Bewegung der Blattbeine mit der Wasserströmung zu den Borsten geleitet werden. Die Nahrungsteilchen werden dann mit den Enditen der Basis nach vorn gefegt, wo sie mit den Mandibelnen („Kiefern“), die mit stark chitinisierter Kaufläche ausgestattet sind, mundgerecht gemacht werden. Die Blattbeine dienen also sowohl der Atmung als auch der Nahrungsbeschaffung und der Fortbewegung.

Die sonderbar anmutende Rückenlage beim Schwimmen hängt mit dem Einfall



Abb. 3: Ein Blattbein von *Chirocephalus*. Rechts: der unterste Kiemenanhang, links: Endite

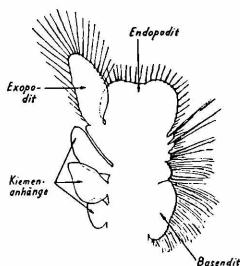


Abb. 4: Blattbein von *Chirocephalus grubei* (Dybowski)

des Lichtes zusammen: bei Unterlicht dreht sich der Krebs auf die Bauchseite. Die Richtung des Lichtes vermitteln die paarigen Komplexaugen, die auf beweglichen Stielen sitzen. Außerdem besitzen die Kiemensüße ein unpaariges, auf der „Stirn“ sitzendes Naupliusauge, das sich als ursprünglich larvales Auge bis zum erwachsenen Tier erhält. Es vermittelt infolge des einfachen Baues nur Helligkeitsunterschiede.

Nach einer halb bis zwei Monaten hat *Chirocephalus*, unser anfangs genannte Beispiel, seine endgültige Länge von etwa zwei Zentimetern erlangt. Männchen und Weibchen sind geschlechtsreif geworden, wobei sich beim Männchen an der zweiten

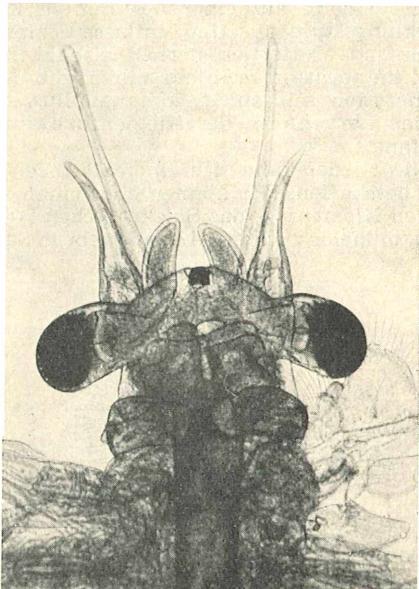


Abb. 5: Kopf eines jungen *Chirocephalus* — Männchens (?). Am Rande vorn das Stirnauge (Naupliusauge), seitlich die beiden Komplexaugen, die ungegliederten 1. Antennen (längste Anhänge vorn) und die zweigliedrigen 2. Antennen (kürzere Anhänge vorn außen; beim erwachsenen Männchen als Klammerorgane ausgebildet)

Antenne die sogenannten Frontalanhänge gebildet haben, bandförmige, ausgefranste Lappen, die mit viel Sinneszellen versehen sind. Sie haben wohl etwas mit der Paarfindung und Paarung zu tun. Die beiden ersten Segmente des Hinterleibs des Weibchens sind bauchseits in einen Eisack mit einer Öffnung ausgezogen. Hier hinein werden zuerst die Eier gelegt, später wer-

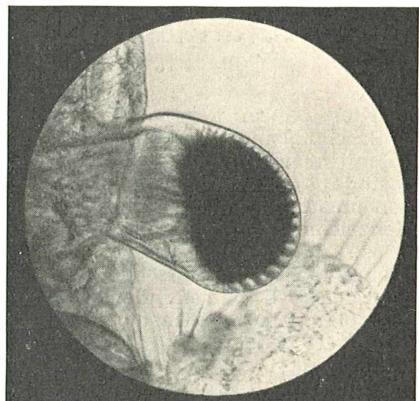


Abb. 6: Komplexauge. Die Einzelaugen, aus denen das Auge zusammengesetzt ist, sind ange deutet zu sehen

den sie dann auf einer bestimmten Entwicklungsstufe aus ihm entlassen. Männchen und Muttertier sterben alsbald, und erst im nächsten Frühjahr nimmt die neue Generation mit einem Metanauplius, der freien Larvenform der Kiemenfüße, ihren Anfang.

Nicht jeder kann sich einen *Chirocephalus* beschaffen. Wir können aber einen anderen Kiemenfuß, das Salzkrebschen *Artemia*, mühelos züchten. *Artemia* lebt in Salz-

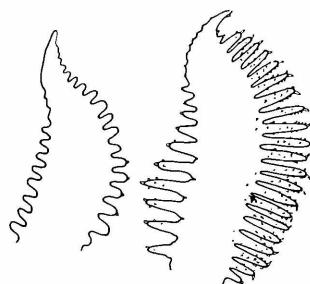


Abb. 7: Rechter Frontalanhang des Männchens von *Chirocephalus grubei*. Links: jüngeres Stadium, rechts: älteres Stadium

tümpeln. Ihre Eier lassen sich trocken lange Zeit aufbewahren; bringt man sie in Salzwasser, so schlüpfen daraus die Krebslarven.

Artemia-Eier kann man in Aquarienhandlungen für wenig Geld kaufen: Man erhält ein Röhrchen voll mit staubfeinen Eierchen, von denen man eine kleine Menge in Salzwasser einröhrt (40 g nicht jodiertes Kochsalz auf einen Liter Wasser). Die Larven — die Aquarianer füttern damit

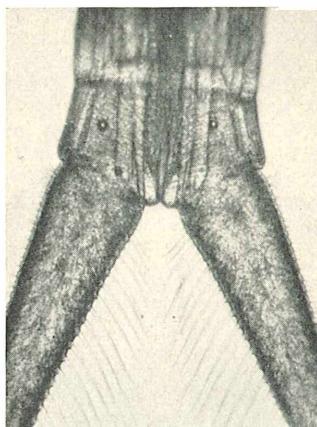


Abb. 8: Letztes Glied (Telson) mit den beiden Furcalanhängen (keine echten Extremitäten) und mit der Afteröffnung in der Gabelbasis

ihre Jungfische — schlüpfen nach 24—48 Stunden. Für die Aufzucht sollte man nur 10—20 Larven je Liter Lösung einsetzen. Gefüttert wird mit fein zerriebenen Fisch-Trockenfutter und mit frischer Bäckerhefe (nur ganz wenig füttern, damit Fäulnisprozesse vermieden werden). Die Entwicklung dauert etwa zwei Monate. Über das Ausschlüpfen der Larven hat A. BARTSCH im Mikrokosmos 45, 271—272, 1956 berichtet.

Literatur

1. GRUNER, H.: Krebse; Sammlung Göschen, Bd. 443
2. BROHMER, P.: Fauna von Deutschland; Quelle u. Meyer, Heidelberg 1953
3. HARTMANN, M.: Allgemeine Biologie; Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1953
4. HERTER, K.: Vergleichende Physiologie der Tiere; Sammlung Göschen, Bd. 973

Winke fürs Labor

Beobachtungs- und Einschlußmittel für Diatomeen

Von Erwin Beck, Karlsruhe

Die Kieselpanzer der Diatomeen haben einen Brechungsindex von 1,43. Einschlußmittel mit gleichem oder ähnlichem Brechungsindex (n) würden die Diatomeenschalen unsichtbar machen oder die zarten Schalenzeichnungen, die für die Bestimmung so überaus wichtig sind, kämen überhaupt nicht zum Vorschein. Der Brechungsindex des betreffenden Einschlußmittels soll daher möglichst weit über der Brechzahl 1,43 liegen.

Caedax ($n = 1,55$), Canadabalsam ($n = 1,52$ — $1,54$), Euparal ($n = 1,535$) oder dergl. sind nur für die großen Diatomeen mit verhältnismäßig grober Struktur zu gebrauchen.

Der Einschluß der Diatomeen bereitet nun insofern Schwierigkeiten, weil es nicht allzu viele wirklich zuverlässige Einschluß-Medien mit einem genügend hohen Brechungsindex gibt.

Im Folgenden will ich versuchen, dem interessierten Leser einen Überblick über die in Frage kommenden Einschluß- und Beobachtungsmittel zu geben. Vollständig kann natürlich eine solche Zusammenstellung nie sein, da die betreffenden Angaben und Rezepte in der Literatur zu sehr verstreut sind; bei einem Teil der Mittel finden sich in den Originalarbeiten entweder ungenaue oder gar keine Angaben über die Zusammensetzung. Zum Teil sind auch

die Angaben der Autoren so ungenau, daß es erst einiges Lehrgeld kostet, bis die Herstellung eines Mediums einwandfrei gelingt. Als Beispiel sei angeführt, daß in vielen Fällen statt genauen Gewichtsmengen Teile vorgeschrieben werden, was bei dem großen Unterschied zwischen Volum-Teil und Gewichts-Teil sehr wohl zu Fehlergebnissen führen kann. Manche Medien sind in Deutschland nicht im Handel erhältlich. Trotzdem will ich auch die wichtigsten ausländischen Medien der Vollständigkeit halber kurz anführen.

Die von mir in dieser Arbeit geschilderten Erfahrungen mit den einzelnen Mitteln

habe ich in zahlreichen Versuchen gesammelt, so daß also hier keine kritiklos — aus Bequemlichkeit — der Literatur entnommene Angaben, sondern tatsächlich aus der Praxis stammende Ergebnisse zur Sprache kommen. Alles Unsichere und Unnütze wurde als solches herausgestellt, um damit dem Diatomeen-Einschluß ein für allemal die Unsicherheit und Schwierigkeit zu nehmen.

Styrax, n = 1,58—1,63

Styrax ist ein flüssiger Balsam aus der Rinde von *Liquidambur orientalis* MILLER. Der im Handel erhältliche Styrax ist für

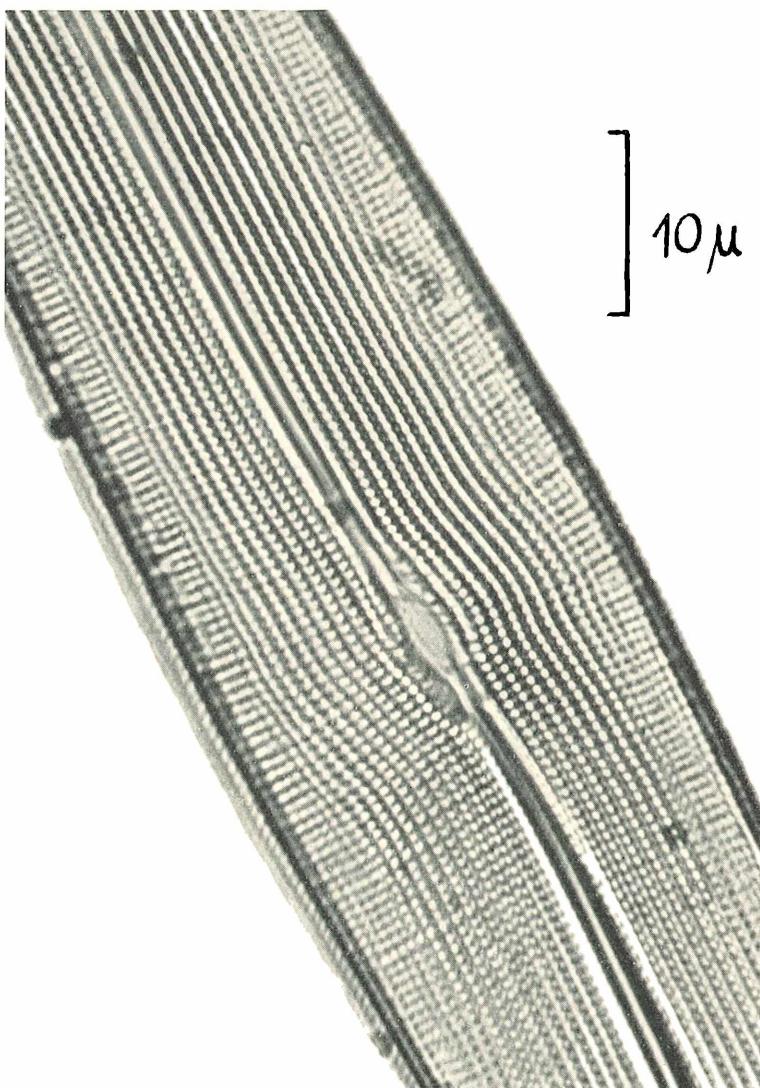


Abb. 1: Teilstück einer *Gyrosigma acuminatum* (KÜTZ.) RABH. Eingeschlossen in Clearax. Objektiv: 1/12 Öl, n. A. 1,30, Okular 6x

Einschlußzwecke nicht ohne Reinigung zu verwenden, da er mit festen Bestandteilen oft so stark verunreinigt ist, daß vor lauter Schmutz keine Diatomeen im Präparat zu sehen sind. Außerdem sind im Styrox meist größere Mengen Wasser, das ebenfalls entfernt werden muß. Die störend dunkle Farbe des Balsams verschwindet weitgehend im Laufe der nachstehend beschriebenen Reinigung.

Ich reinige meinen Styrox auf einfache Art selbst. Man löst 100 g käuflichen Styrox in 400 g Äther, filtriert durch ein Faltenfilter, gibt zu diesem Filtrat etwa 100 g trockenes, gekörntes Calciumchlorid (Merck Nr. 2075g) und läßt in einer gut verschlossenen Flasche etwa eine Woche stehen. Nach dieser Zeit hat das Calciumchlorid das Wasser aus dem Balsam aufgenommen, und die Lösung wird vorsichtig in eine weithalsige Flasche abgegossen, mit zwei Lagen sauberen Leinenstoffes zugebunden und einige Wochen an einer regengeschützten Stelle vor dem Fenster stehengelassen. Danach darf der Inhalt der Flasche nicht mehr nach Äther riechen. Jetzt gibt man 20 g Benzol zu und läßt stehen, bis sich der Styrox gelöst hat, gibt unter Umrühren so lange Petroleumbenzin zu (Merck Nr. 1773; kein Autobenzin!), bis sich kein weiteres braunes Harz mehr ausscheidet. Das sich ausscheidende (für uns wertlose) Harz läßt man absitzen und gießt die darüberstehende klare, hellgelbe Lösung vorsichtig ab. Das Petroleumbenzin läßt man auf dieselbe Art wie den Äther abdampfen. Zu beachten ist hier, wie auch beim Abdampfen des Äthers, daß es sich um leichtentzündliche Flüssigkeiten handelt. Den nun übrigbleibenden, gelben, zähflüssigen Balsam löst man in Terpentinöl zu einer nicht zu dickflüssigen Lösung (etwa von der Konsistenz des Glycerins) und hat so eine sehr helle, für den Einschluß der Diatomeen direkt gebrauchsfertige Einschluß-Lösung.

Für den Einschluß in Styrox empfehle ich nicht das übliche Erhitzungsverfahren, da hierbei das Einschlußmittel bei zu starker Erwärmung eine dunkle Farbe annimmt, was besonders bei der Mikrophotographie stört.

Die Deckgläsern mit den eingetrockneten Diatomeen werden mit der nötigen Menge Styrox-Lösung versehen und unter Staubschutz so lange sich selbst überlassen, bis das Medium fast fest geworden ist. Hat man die Styrox-Lösung nicht zu dick angefertigt, so sind jetzt in den Schalen keinerlei Luftblasen mehr vorhanden. Andernfalls muß eben (evtl. mehrmals) leicht erwärmt werden, bis die Schalen blasenfrei sind. Auf den Objektträgern hat man ebenfalls je ein kleines Tröpfchen Styrox-Lösung eindunsten lassen. Nun legt man das Deckglas auf und erwärmt schwach,

bis sich das Einschlußmittel unter dem Deckglas ausgebreitet hat. Bei sorgfältiger Arbeit und einiger Übung hat man jetzt ein blasenfreies Präparat, und das Einschlußmedium ist in der dünnen Schicht nahezu farblos. Mit Styrox hergestellte Präparate sind unbegrenzt haltbar und brauchen nicht einmal mit einem Lackring versehen zu werden. Die Deckgläser springen nicht ab. Als Nachteil ist nur der etwas niedrige Brechungsindex zu nennen und die umständliche Reinigung des Balsams. Wer aber letztere umgehen will, erhält auch eine gebrauchsfertige Styrox-Lösung im Handel.

Bewährt hat sich auch eine Lösung von Styrox in Monobromnaphthalin. Ein nach dem Eindunsten zurückbleibender Lösungsmittelrest wirkt sich günstig aus durch Erhöhung des Brechungsindexes.

Styresin

Ein früher von HOLLBORN in den Handel gebrachtes, aus Styrox hergestelltes Einschlußmittel mit etwa gleichen Eigenschaften und ähnlichem Brechungsindex wie Styrox, aber m. W. nicht mehr im Handel.

Piperin-Medien

Das von VAN HEURCK in die mikroskopische Technik eingeführte Piperin bildet leicht gelbliche, monokline Prismen vom Brechungsindex 1,68. In dünner Schicht ist es fast vollkommen farblos. Es schmilzt bei 128—129° C und wird angewandt wie die anderen festen Medien, indem man es auf dem Objektträger schmilzt und das ebenfalls erwärmte Deckglas damit auffängt. Nach dem Erkalten erstarrt das Piperin glasartig. Ab und zu habe ich allerdings feststellen müssen, daß ein Präparat durch Kristallbildung verdorbt. Aus diesem Grunde kann ich das Piperin allein zur Herstellung von Dauerpräparaten nicht empfehlen.

VAN HEURCK setzte dem Piperin deshalb Bromantimon oder Kolophonium als kristallisierungsverhindernde Schutzkolloide zu.

Piperin-Bromantimon

Dieses Mittel mit einem Brechungsindex von 1,7 ist intensiv gelb gefärbt und scheitert meistens beim Erhitzen metallisches Antimon aus, das die Präparate unbrauchbar macht.

Piperin-Kolophonium

Zu dessen Herstellung schmelze ich helles Kolophonium, setze die gleiche Gewichtsmenge Piperin langsam unter Umrühen zu und gieße auf eine saubere Glasplatte aus. Nach dem Erstarren stoße ich die glasklare, leicht gelbliche Masse mit einem Messer ab und bewahre die

Stückchen in einem gut verschlossenen Glase auf. Die Nachteile, die HUSTEDT diesem Mittel zuschreibt — Aufschäumen beim Erwärmen, Bildung von Gasblasen und Bräunung — konnte ich vermeiden. Ich schmolz ein entsprechend großes Stückchen des Mittels auf dem Objektträger und fing damit das mit Diatomeen beschickte, ebenfalls erwärmte Deckglas auf. Nun legte ich den Objektträger für ca. 1/4 Stunde bei höchstens 80° C auf eine Wärmebank. Nach nunmehrigem Abkühlen erhielt ich immer tadellose Präparate ohne Blasen. Einen Lackring anzubringen, halte ich für sehr zweckmäßig. Der Brechungsindex des Mittels ist 1,61.

Diatomeen-Einschlußmittel nach Kolbe-Wislouch

Aus Piperin und Cumaron stellten die Autoren ein Medium mit dem Brechungsindex 1,63—1,65 her. Sie schmolzen in einem Porzellantiegel Piperin und setzten unter Umrühren die gleiche Gewichtsmenge reines, klares Cumaron allmählich hinzu. Nun wird die Masse noch solange weiter erhitzt, bis sich Gasblasen bilden. Ich halte es für zweckmäßig, die Erhitzung nur so hoch zu treiben, daß die Masse eben dünnflüssig bleibt. Wenn die Masse so weit abgekühlt ist, daß sie zähflüssig ist, wird sie tropfenweise auf eine saubere Glasplatte ausgegossen, wobei sie schnell erstarrt. Anwendung wie Piperin-Kolophonium.

Piperin in Mischung mit Kolophonium oder Cumaron ist durchaus imstande, das Styrax zu ersetzen. Nachteilig ist bei diesen Medien nur zu vermerken, daß sie fest sind, was ihre Verwendungsmöglichkeit bei Legepräparaten stark einschränkt, und der hohe Preis des Piperins (10 g 25—30 DM).

KOLBE setzte dem Piperin-Cumaron noch rotes Quecksilberjodid zu. Die Angaben der Mengen sind sehr verschieden. KOLBE und HUSTEDT geben 1/30 des Gewichts der Masse an, MIGULA und SCHÖMMER dagegen für 3 Teile des Mittels 0,75 Teile Quecksilberjodid. Das Quecksilberjodid löst sich klar auf in dem Medium und erhöht den Brechungsindex auf 1,64—1,66. Zu empfehlen ist dieser Zusatz jedoch nicht, da sich bei zu starker Erhitzung des öfteren metallisches Quecksilber in feinster Form abscheidet, oder im fertigen Präparat sich Kristalle von Quecksilberjodid bilden.

Gelbes Medium

Dieses wohl am stärksten lichtbrechende Medium, das wir überhaupt kennen ($n = 2,2$ — $2,4$), eignet sich zur Auflösung feinster Strukturen sehr gut. Aber auch hier treten mehr Nachteile als Vorteile auf.

Als wohl einziger Vorteil ist der hohe Brechungsindex zu nennen. Nachteile: Gif-

tigkeit und Verunreinigungen der Ausgangssubstanzen und dadurch des fertigen Mittels. Fast kein Präparat kann ohne die nahezu unvermeidlichen Luftblasen hergestellt werden. Auskristallisieren des Mediums im fertigen Präparat.

Trotzdem will ich hier die Herstellung dieses Mittels beschreiben, da ein Einschlußmittel mit ähnlich hohem Brechungsindex nicht zur Verfügung steht und bei manchen Strukturen eben ein so hochbrechendes Medium kaum zu entbehren ist.

Ein Teil der Nachteile ist zu umgehen, und bei genauem Befolgen der Vorschrift sind die Mißerfolge auf ein Minimum beschränkt. Voraussetzung für die gefahrlose Bereitung ist, daß sie im Freien geschieht und auch der Einschluß nur bei offenem Fenster vorgenommen wird.

Die Rohstoffe: Bromarsen, Realgar (= Arsen—III—sulfid) und Schwefel (reinst, krist.) bezieht man am besten von E. Merck, Darmstadt, und gibt den Verwendungszweck an, um reine Substanzen zu erhalten. Dies ist besonders wichtig, da ein aus unreinen Ausgangsstoffen bereitetes Medium stark mit störenden schwarzen Körnchen verunreinigt ist, welche auch die Ausgangspunkte für ein späteres Auskristallisieren im Präparat sind.

Die Herstellung wird im Freien vorgenommen und darauf geachtet, daß die dabei entstehenden Dämpfe nicht eingearmet werden (eine evtl. noch vorhandene Volksgasmaske kann hierbei gute Dienste leisten).

In einem Sandbad werden in einer Porzellanschale 20 g Bromarsen geschmolzen, der Schmelze unter Umrühen (Glasstab) 20 g pulv. Realgar zugesetzt und weiter erhitzt, bis sich alles Realgar gelöst hat. Nun gibt man noch 6,5 g Schwefel hinzu. Das nach Lösen des Schwefels fertige Medium wird auf saubere Glasplatten ausgegossen, nach dem Erkalten die Masse abgenommen und in einem gut verschlossenen Glas (am besten mit Glassstopfen) aufbewahrt. Angewendet wird das „Gelbe Medium“ wie folgt:

Auf einem Objektträger wird ein kleines Stückchen „Gelbes Medium“ durch leichtes Erwärmen geschmolzen, das mit Diatomeen beschickte Deckglas ebenfalls leicht angewärmt und aufgelegt. Nach leichtem Andrücken des Deckglases ist das Präparat fertig. Sollten sich sehr viel Blasen gebildet haben, so sind dieselben durch mehrmaliges erneutes Erwärmen zum Teil zu vertreiben. Ganz blasenfrei wird aber selten ein Präparat gelingen, genau so wenig wie es möglich ist, von Verunreinigungen gänzlich freie Präparate herzustellen. Die Verunreinigungen stammen z. T. aus den Ausgangschemikalien und zum anderen aus dem Diatomeenmaterial, da in anderen

Medien nicht sichtbare Körnchen durch den hohen Brechungsindex besser hervortreten.

Medium nach Meate

Eine Mischung von 60 g Schwefel und 20 g Brom wird bis zum Schmelzen erhitzt und dann 26 g pulverisiertes Arsen zugegeben. Die Mischung wird bis zur völligen Lösung der Bestandteile erhitzt. Die Herstellung ist im Freien vorzunehmen, da giftige Dämpfe dabei entstehen.

Der Brechungsindex ist 2,4. Anwendung wie Gelbes Medium. Das Mittel hat auch dieselben Nachteile wie das Gelbe Medium.

STRASBURGER empfiehlt in seinem Botanischen Praktikum ein sehr stark lichtbrechendes Medium von $n = 2$ (nach SMITH). Zu dessen Herstellung werden 20 g Bromantimon geschmolzen und 10 g Glycerin (spez. Gewicht 1,26) zugesetzt. Dazu werden, nachdem die Masse klar geworden ist, unter Schütteln und weiterem Erwärmen 7,5 g arsenige Säure zugefügt und weiter erwärmt, bis eine klare, hellgelbe Lösung entstanden ist. Die bei Zimmertemperatur beinahe feste Masse muß zum Gebrauch erwärmt werden. Man muß schon bei der Herstellung der Präparate sehr schnell vorgehen, um eine Zersetzung zu vermeiden. Empfehlenswert ist das Mittel nicht, da es hygroskopisch ist und dadurch die Präparate trotz Lackring durch Trübungen bald verderben, ganz abgesehen von der Giftigkeit der Bestandteile.

Diatomeeneinschlußmittel nach Weinzierl

Brechungsindex 1,635.

Zusammensetzung: Plexisol KM 430 (Röhm & Haas, Darmstadt) 1 Vol.-Teil — alpha-Monobromnaphthalin 1 Vol.-Teil.

Die Anfertigung geschieht durch einfaches Mischen der beiden Bestandteile. Aufbewahrt wird das Mittel in Flaschen mit Kunststoffstopfen.

Bezugsquelle für das gebrauchsfertige Mittel: Kosmos-Lehrmittel, Stuttgart, Pflasterstraße 5—7.

Anwendung

Ein Deckglas mit Diatomeen wird mittels feinst ausgezogener Pipette mit soviel Benzol versehen, daß die ganze Deckglasfläche damit bedeckt ist (bei einem Deckglas von 10 mm Ø z. B. drei Tropfen). Jetzt gibt man in das Benzol drei Tropfen Medium. Damit sich das Medium im Benzol gleichmäßig verteilt, tropft man es nicht in die Mitte, sondern am Rande des Deckglases damit bedeckt ist (bei einem Deckglas von 10 mm Ø z. B. drei Tropfen). Anschließend folgt das Eindicken auf einem Messingbänkchen auf der Wärmebank. Dieser Vorgang benötigt je nach Art der verwendeten Wärmebank 8—12 Minuten. Nach meinen eigenen Versuchen läßt man lieber

etwas länger eindicken, da bei zu kurzer Eindickzeit beim späteren Auffangen des Deckglases mit dem Objekträger das Medium stark über den Deckglasrand hervortritt. Den Objekträger versieht man inzwischen genau in der Mitte mit einem kleinen Tröpfchen Monobromnaphthalin. Es genügt aber auch ein Tröpfchen des fertigen Einschlußmittels. Man entfernt nun das Messingbänkchen von der Wärmebank und fängt das Deckglas sofort mit dem Objekträger auf. Durch das Tröpfchen Monobromnaphthalin (oder Medium) breitet sich das Mittel ohne Blasenbildung gleichmäßig unter dem Deckglas aus. Danach kommt das Präparat bei einer Temperatur von ca. 80° C wieder auf die Wärmebank, welche man mit einem Kartondeckel abdeckt, bis der Rand des Mittels nach dem Erkalten hart ist (etwa 1 bis 2 Stunden). Das Präparat verbleibt bis zum völligen Erkalten zugedeckt auf der Wärmebank, um Spannungen, die ein Abspringen des Deckglases verursachen könnten, zu vermeiden. Umrandung mit Deckglaslack.

Das WEINZIERL'sche Einschlußmittel wird allen Anforderungen gerecht und dürfte z. Zt. eines der besten Medien überhaupt sein. Die damit hergestellten Präparate sind haltbar, Luftblasen sind bei genauer Einhaltung der Vorschrift unmöglich, die Anwendung ist denkbar einfach und der Brechungsindex ausreichend hoch. Hervorzuheben ist noch die große Lichtdurchlässigkeit, was ich bei der Anfertigung von Mikrophotos auf niedrigempfindlichen Filmen durch verkürzte Belichtungszeit angenehm empfunden habe.

Über die Anwendung des Mittels zur Anfertigung von Filmchen verweise ich auf die Originalarbeit des Autors.

Clearax

Dieses von einer englischen Firma in den Handel gebrachte Einschluß-Medium ist eine schwachgelbe, ziemlich leichtbewegliche Flüssigkeit mit einem Brechungsindex von 1,666. Das Medium ist in der dünnen Schicht, in der es zur Anwendung kommt, völlig farblos und schwindet durch hohen Festkörpergehalt kaum, so daß ein Tropfen Medium für ein Deckglas mit 10 mm Durchmesser völlig ausreicht.

Anwendung

Auf ein Deckglas mit eingetrockneten Diatomeen wird ein Tropfen des Mediums gegeben und etwa 10 Minuten mit einer Glasschale bedeckt. Dann wird das Deckglas etwa 4 Minuten bei ca. 40° C auf die Wärmebank gelegt und danach mit einem ebenfalls auf 40° C erwärmten Objekträger aufgefangen. Nach dem Erkalten ist das Medium fest und das Deckglas kann umrandet werden.

Zusammenfassend kann gesagt werden, daß der Einschluß mit diesem Medium einfach, schnell und äußerst sauber vonstatten geht. Der Brechungsindex (1,666) ist hoch und somit werden auch sehr zarte Strukturen gut aufgelöst. Es übertrifft sowohl in Bezug auf die Einfachheit der Anwendung, als auch auf den hohen Brechungsindex alle z. Zt. im Handel befindlichen Diatomeen-Einschlußmittel.

Hersteller: George T. Gurr Ltd. London SW 6, England.

Diatopan, $n = 1,6238$

Diatopan wird von der Chroma-Gesellschaft, Stuttgart, in Form kleiner Stückchen von der Farbe hellen Kolophoniums geliefert. Es ist u. a. löslich in Benzol, Xylol und Monobromnaphthalin.

Nach SCHÖMMER wird es wie folgt angewendet:

Auf dem Objektträger wird ein Stückchen durch Erwärmen verflüssigt. Das Deckglas mit angetrockneten Diatomeen wird mit einem Tropfen Xylol versehen und vorsichtig auf das verflüssigte Mittel angedrückt.

Ich fand nun, daß diese Art der Anwendung verschiedene Nachteile hat. Sobald man nämlich nur etwas zu stark erwärmt, bilden sich in dem Medium zahlreiche Blasen, die sich kaum mehr entfernen lassen. Außerdem springt das Deckglas nach dem Erkalten häufig ab. Auch kann es vorkommen, daß das ganze Medium beim Erkalten rissig wird. Ebenso stellen sich ab und zu Trübungen im Präparat ein.

Nach einigen Versuchen ergab sich eine bessere Lösung zum befriedigenden Einschluß mit diesem vorzüglichen Medium.

Das feste Diatopan wird in Monobromnaphthalin zur Honigkonsistenz gelöst und die Lösung filtriert.

Dieser Zusatz erhöht einerseits den Brechungsindex des Mittels, und andererseits dient er als Weichmacher und verhindert dadurch das Abspringen des Deckglases und das Rissigwerden des Mediums.

Der Einschluß geschieht nun folgendermaßen:

Das mit Diatomeen beschickte und vollkommen trockene Deckglas wird mit einem großen Tropfen Diatopan-Lösung versehen und unter Staubschutz das Lösungsmittel soweit verdunsten lassen, bis es beinahe fest geworden ist. Jetzt wird das Deckglas mit einem Objektträger, der ein kleines Tröpfchen Diatopan-Lösung trägt, aufgefangen und leicht erwärmt, wobei sich das Medium unter dem Deckglas ausbreitet. Nach zwei bis drei Tagen wird das Präparat mit einem handelsüblichen Deckglaslack umrandet.

Bei allen nach dieser Methode hergestellten Präparaten entstehen keinerlei Luft-

blasen und das Deckglas hält garantiert fest. Ebenso konnte ich nie Trübungen oder Zersetzung im Präparat feststellen.

Hyrax und Pleurax, $n = 1,7-1,8$

Beides sind synthetische, amerikanische Kunstharze. Hyrax ist in Xylol gelöst, Pleurax in Aceton oder Alkohol. Die Anwendung beider Medien erfolgt durch Aufbringen auf das mit Diatomeen beschickte Deckglas und Eindicken auf einer mäßig

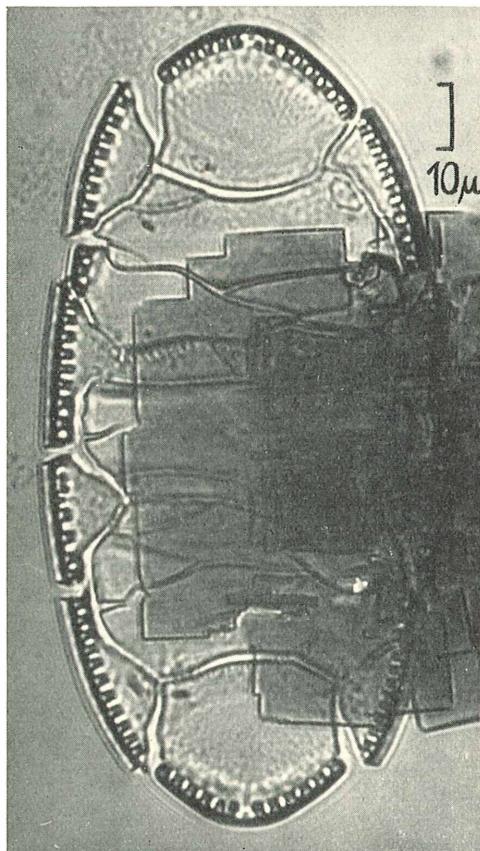


Abb. 2: *Cymatopleura elliptica* (BREBISSON) W. SMITH. Eingeschlossen in Anilin-Quecksilberjodid. Die Schale wurde durch auskristallisiertes Quecksilberjodid gesprengt und deformiert. Objektiv: 48 \times , n. A. 0,82, Okular 6 \times

erhitzten Wärmebank. Das Eindicken erfolgt soweit, daß Hyrax vollkommen fest ist, während es bei Pleurax dann beendet ist, wenn man eine Präpariernadel noch eben eindrücken kann.

Bedi

Dieses szt. von MAYER im Mikrokosmos empfohlene Einschlußmittel mit einem Bre-

chungsindex von 1,63 habe ich versucht, zum Einschluß von Diatomeen anzuwenden.

Nach Angabe des Autors schmolz ich gleiche Teile (je 1 g) Benzophenon und Diphenylamin zusammen, erhielt aber keine befriedigenden Ergebnisse. Die Mischung kristallisierte beim Erkalten. Erst nach Zusatz eines weiteren Teiles (1 g) Benzophenon resultierte eine wenigstens teilweise flüssigbleibende Mischung.

Tolubalsam

Der Brechungsindex liegt nach Literaturangaben zwischen 1,64 und 1,7. Der Balsam ist im Präparat störend braun. Die von KOLBE festgestellten Kristallbildungen konnte ich ebenso wie HUSTEDT bislang nicht feststellen. Ich benutzte wie HUSTEDT eine alkoholische Lösung, die ich auf dem Deckglas stark eindicke, so daß der Balsam im fertigen Präparat fest war.

Auf alle Fälle ist der Tolubalsam leicht durch bessere Mittel zu ersetzen.

Caedax 547, n = 1,63

Wurde bis vor kurzem noch hergestellt von Bayer-Leverkusen. Leider wird dieses ausgezeichnete Medium nicht mehr geliefert.

Naphrax, n = 1,7—1,8

Wird nach Angabe des Herstellers nicht mehr fabriziert.

Alcarin, n = 1,677

Kann ebenfalls im Augenblick nicht geliefert werden, weil ein darin enthaltenes Kunsthars nicht mehr hergestellt wird und die Herstellerin noch keinen passenden Ersatz gefunden hat.

Diatomeen-Beobachtungsmittel

Die nachstehend verzeichneten Mittel sind ihrer Eigenart wegen nur als Beobachtungsmittel verwendbar.

Anilin, n = 1,58

Helles Anilin ist für größere Formen mit grober Struktur als Beobachtungsmittel verwendbar. Ein Dauereinschluß ist nicht möglich, da sämtliche handelsüblichen Lacke und Dichtungsmassen in Anilin löslich sind. Warnen möchte ich noch vor dem allzu häufigen Einatmen der Anilindämpfe, da dieselben giftig sind und u. a. Kopfschmerzen verursachen.

Quecksilberjodid in Anilin, n = 2,2

Auch bei diesem vorzüglichen Beobachtungsmittel ist es bis heute leider nicht gelungen, einen absolut dichten Lackring

anzubringen. Meine Versuche in dieser Richtung schlugen auch fehl. So hoffte ich z. B. durch Umrandung mit einem anilinunlöslichen Kunsthars zum Ziele zu gelangen. Zunächst glaubte ich an einen Erfolg, aber nach einigen Wochen war der Verschlußring undicht geworden und ein Teil des Lösungsmittels verdunstet; das Quecksilberjodid kristallisierte aus. Die Kristalle entstanden dabei zum großen Teil innerhalb der Schalen, welche dadurch auseinander gesprengt wurden (Abb. 2).

Dargestellt wird dieses flüssige Medium durch Auflösen von rotem Quecksilberjodid in hellem Anilin. Es ist soviel Quecksilberjodid zu lösen, daß am Boden des Glases ein kleiner ungelöster Rest verbleibt. Da die fertige Lösung frei von Verunreinigungen ist, eine sehr helle Farbe hat und außerdem durch ihren hohen Brechungsindex die schwierigsten Strukturen aufzulösen vermag, ist sie für kurzfristige Beobachtungen und für Mikrophotographie dem gelben Medium vorzuziehen.

Quecksilberjodid in Chinolin, n = 2,2

Von diesem Medium ist dasselbe zu sagen wie von dem vorhergehenden. Als großer Nachteil ist hier noch der intensive, unangenehme Geruch des Chinolins zu vermerken.

alpha-Monobromnaphthalin, n = 1,658

Dieses flüssige Medium ist ebenfalls nur als Beobachtungsmittel geeignet, da ein dauernder Verschluß nach meinen Erfahrungen nicht erreichbar ist. MICULA stellte fest, daß bei noch so sorgfältig hergestellten Präparaten öfters nach einiger Zeit eine Zersetzung des Monobromnaphthalins eintritt. Dieselben Erfahrungen machte auch ich bei den weitaus meisten Präparaten und kann es also nur als vorzügliche Beobachtungsmittel oder als Lösungsmittel für hochbrechende Harze (hier habe ich nie Zersetzung feststellen können) empfehlen.

Kaliumquecksilberjodid, n = 1,717

Kaliumjodid	5 g
Quecksilberjodid, rot	6,5 g
dest. Wasser	2,5 g

Die gelbliche Lösung ist als Beobachtungsmittel sehr zu empfehlen. Als Einschlußmittel für Dauerpräparate ist es genau so wenig geeignet wie die anderen flüssigen Mittel.

Weisse Medien

Die unter der Bezeichnung „Weißes Medium“ in der Literatur angegebenen und früher zumindest auf dem Papier viel verwendeten Mittel eignen sich ohne Aus-

T a b e l l e I

Die wichtigsten Beobachtungs- und Einschlußmittel für Diatomeen nach steigendem Brechungsindex geordnet.

	$n =$
Anilin	1,58
Styrax	1,58—1,63
Styresin	1,58—1,63
Piperin - Kolophonium	1,61
Diatopan	1,6238
Chinolin	1,624
Schwefelkohlenstoff	1,628
Piperin - Cumaron	1,63—1,65
Zinnchlorid - arsenige Säure	
Glycerin	1,63—1,65
Weinzierlsches Einschlußmittel	1,635
Piperin - Cumaron -	
Quecksilberjodid	1,64—1,66
Tolubalsam	1,64—1,7
Phenylsenföl	1,65
Monobromnaphthalin	1,658
Clearax	1,666
Piperin	1,68
Hyrax	1,7—1,8
Pleurax	1,7—1,8
Piperin - Bromantimon	1,7
Zinnchlorid - Glycerin - Gelatine	1,7
Kaliumquecksilberjodid	1,717
Methylenjodid	1,74
Phenylsenföl	1,95
Medium nach Strasburger	
nach Smith	2
Quecksilberjodid in Anilin	2,2
Quecksilberjodid in Chinolin	2,2
Gelbes Medium	2,2—2,4
Meates Medium	2,2—2,4

nahme nur für kurzdauernde Beobachtungen, aber keinesfalls zur Anfertigung von Dauerpräparaten.

Ich führe ihre Herstellungsrezepte und Anwendung nur der Vollständigkeit halber kurz mit auf.

1. Zinnchlorid — Glycerin — Gelatine $n = 1,7$

Helle Gelatine wird in erhitztem Glycerin bis zur Honigkonsistenz gelöst. MIGULA gibt an: 10 g Glycerin und 2 g Gelatine; er erhielt auf diese Art ein festes Medium. In 8 g dieser Gelatine werden in einem großen Kolben (250 ml Inhalt, da die Masse stark schäumt) 40 g Zinnchlorid in der Wärme aufgelöst. Die zuerst milchige Lösung wird beim weiteren Erwärmen klar und gelblich. Zu stark darf nicht erhitzt werden, da sich sonst die Masse braun färbt. Nach dem Erkalten ist sie dickflüssig wie dicker Balsam. Während der Herstellung des Mediums wie auch der Präparate entwickeln sich die Atmungsorgane stark reizende Dämpfe. Da das Medium sehr hygroskopisch ist, muß es in einem dicht verschlossenen Glas aufbewahrt werden.

2. Zinnchlorid — arsenige Säure — Glycerin $n = 1,63—1,65$

6 Teile Zinnchlorid werden in einem Körbchen kurz gekocht, 6 Teile Glycerin

zugefügt, gut durchgeschüttelt und solange vorsichtig weiter erhitzt, bis die Mischung klar ist. Nicht zu stark erhitzten, da sonst Braunfärbung eintritt. Zur klaren Lösung werden unter Umrühren und Erhitzen 2 bis 2½ Teile arsenige Säure in kleinen Anteilen zugefügt. Das sehr dickflüssige Medium ist wie das vorige sehr hygroskopisch. Beim Herstellen der Präparate treten hier keine lästigen Dämpfe auf.

Sonstige Beobachtungsmittel

Weitere, als Beobachtungsmittel in der Literatur angegebene Mittel, wie Chinolin ($n = 1,624$), Methylenjodid ($n = 1,74$), Phenylsenföl ($n = 1,65$), Phenylsulfid ($n = 1,95$) und Schwefelkohlenstoff ($n = 1,628$) kann ich wegen ihrer Eigenschaften nicht empfehlen. Zur Herstellung von Dauerpräparaten eignen sie sich ohne Ausnahme überhaupt nicht.

Seit längerer Zeit mache ich Versuche mit hochbrechenden Kunstarzen. Nach Abschluß der Versuche werde ich in einer gesonderten Arbeit berichten.

An dieser Stelle möchte ich nicht versäumen, den Firmen Chroma-Gesellschaft, Schmid & Co., Stuttgart-Untertürkheim, und George T. Gurr Ltd. London SW 6, England, die mir durch Überlassung von Versuchsmustern behilflich waren, meinen herzlichen Dank auszusprechen.

L i t e r a t u r

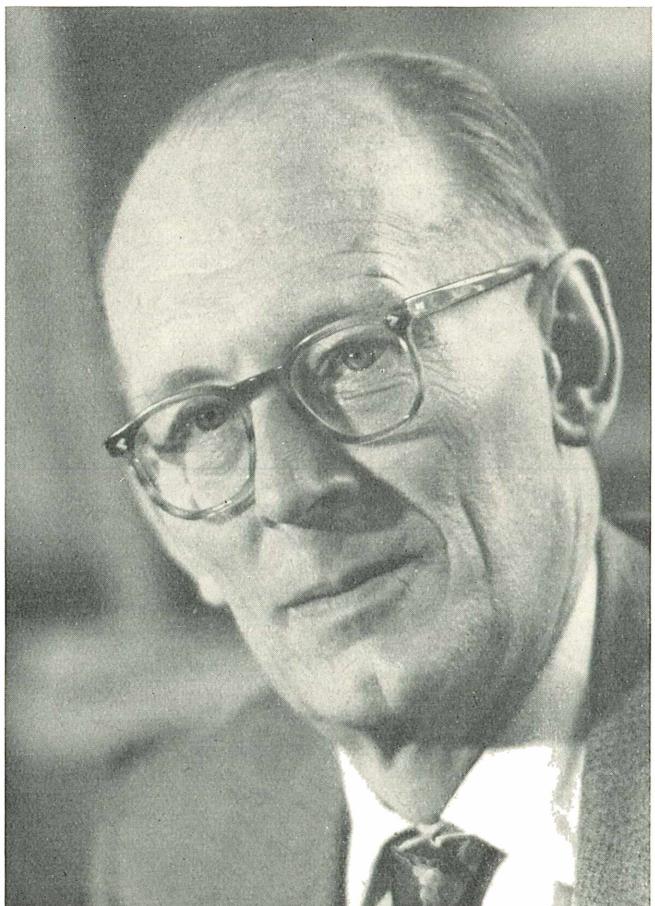
1. BECK, E.: Ein weiteres Verfahren zum Einschluß von Diatomeen in Caedax 547. Mikroskopos 46, 191—192, 1957.
2. BECK, E.: Präparation der recenten Diatomeen. Mikroskopos 48, 122—127, 1959.
3. HUSTEDT, F.: Bacillariophyta (Diatomeae), 2. Aufl. Jena 1930.
4. HUSTEDT, F.: Vom Sammeln und Präparieren der Kieselalgen sowie Angaben über Untersuchungs- und Kulturmethoden. In: Abderhaldens Handbuch d. biolog. Arbeitsmethoden, Abt. XI, Teil 4, 1. Hälfte, Berlin-Wien 1939.
5. HUSTEDT, F.: Kieselalgen (Diatomeen) Stuttgart 1956.
6. KAISER, H.: Pharmazeutisches Taschenbuch. 2. Aufl. Stuttgart 1930.
7. KEILHACK, K.: Lehrbuch der praktischen Geologie. Bd. II, Stuttgart 1922.
8. KOLBE, R.: Über Einschlußmittel für Diatomeen. Ztschr. f. wiss. Mikroskopie 1927, 44, 196—211.
9. MAYER, TH.: Ein neues Einschlußmittel „Bed“. Mikroskopos 45, 195, 1956.
10. MERCK, E.: Reagenzien-Verzeichnis, 8. Aufl. Darmstadt 1936.
11. MIGULA, W.: Die Beobachtungs- und Einschlußmittel für Diatomeenschalen. Mikroskopos 1931/32, S. 46/50.
12. WEINZIERL, F. J.: Das Diatomeeneinschlußmittel nach Weinzierl. Mikroskopos 45, 94—96, 1956.
13. WEINZIERL, F. J.: Einige neue Verfahren bei der Diatomeenpräparation. Mikroskopos 1949, S. 234—237 und 254—256.

Kleine Mitteilungen

Prof. Dr. H. J. Stammer 60 Jahre alt

Unter den vielen Beiträgen, die seit dem Neuerscheinen des Mikrokosmos im Jahre 1948 das Gesicht dieser Zeitschrift prägten, befinden sich allein 32 Abhandlungen, deren Verfasser ihre wissenschaftliche Ausbildung in Erlangen genossen haben und sich Schüler Professor Stammers nennen dürfen. Der 60. Geburtstag des Erlanger Zoologen, den er am 21. 9. dieses Jahres beging, ist willkommener Anlaß, auch an dieser Stelle dem Leben und Werk des inmitten seines Wirkens stehenden Jubilars einige Worte zu widmen.

Prof. Dr. H. J. Stammer, Ordinarius für Zoologie und Vorstand des Erlanger Zoologischen Institutes, wurde in Pötrau bei Buchen als Sohn eines Pastors geboren. Er begann im Jahre 1919 Naturwissenschaften zu studieren und promovierte 1923 in Greifswald bei Prof. Dr. G. W. Müller mit einer Arbeit über die Larven der Tabaniden. Als im gleichen Jahre Prof. Dr. Paul Buchner die Nachfolge G. W. Müllers antrat, ernannte er H. J. Stammer zum wissenschaftlichen Assistenten und nahm ihn 1927 mit nach Breslau. Mit Arbeiten über die Endosymbiosen bei Käfern und Zweiflüglern sowie über leuchtende Tiere beteiligte sich Stammer zunächst an den Forschungen der Buchner-Schule, wandte sich aber dann bald einer systematisch-ökologisch orientierten Arbeitsrichtung zu. 1931 habilitierte er sich mit einem umfangreichen Werk über die Fauna des Timavo und gab damit einen wesentlichen Beitrag zur Kenntnis der Höhlengewässer des Süß- und Brackwassers im Karst. 1937 ernannte man Stammer zum außerordentlichen Professor und 1938 folgte er dem Ruf auf den Erlanger Lehrstuhl. In den nun folgenden Jahren seiner Vorenschaft nahm er gemeinsam mit seinen Schülern und Mitarbeitern eine Vielzahl von Problemen in Angriff. Eine Fülle von Arbeiten auf den Gebieten der Systematik, Ökologie, Hydrobiologie, Symbioseforschung und Parasitologie entstanden und führten u. a. zur Entdeckung ca. 500 neuer Tierarten, vor allem aus den Gruppen der Einzeller, Fadenwürmer, Räderfüßer, Milben und Insekten. Neben seiner umfangreichen Lehr- und Forschungstätigkeit ist H. J. Stammer Mitherausgeber bzw. Gründer fünf wissenschaftlicher Zeitschriften, und seinem organisatorischen Geschick ist überdies der Ausbau des ursprünglich kleinen Erlanger Instituts zu einer modernen Forschungsstätte zu danken. Der großen Zahl seiner Schüler — 65 Naturwissenschaftler promovierten bisher bei ihm — war und ist er nicht nur mitreißender Lehrer, sondern auch verständnisvoller und hilfreicher Berater in allen Studien- und Lebensfragen. So waren es viele Fachgenossen, Schüler und Mitarbeiter, die ihm zu seinem 60. Geburtstag ihre Verehrung bekundeten, und das im September erschienene Heft des Zoologischen Anzeigers enthielt nur ihm gewidmete Arbeiten seiner Zoologen. Dr. Dieter Matthes



Prof. Dr. H. J. Stammer

Aufnahme: Stümpel

Liebe Mikrokosmos-Mitglieder,

der 48. Jahrgang des Mikrokosmos, der mit dem vorliegenden Heft abschließt, hat manche Veränderungen und Verbesserungen gebracht — Änderungen, die sich bewährt haben und die wir deshalb beibehalten wollen:

Der Umfang der Hefte wurde ohne Preiserhöhung stark erweitert; eine neue Rubrik „Mikroskopie in der Schule“ hat nicht nur den Beifall der Lehrer unter unseren Lesern gefunden — sie wurde ganz allgemein von den Mikroskopikern begrüßt, denn auch der Liebhaber-Biologe kann die dort veröffentlichten Aufsätze für seine Arbeiten auswerten. Schließlich haben wir noch mehr als früher einführende Aufsätze für den Anfänger bevorzugt abgedruckt: die Förderung des Nachwuchses unter den Mikroskopikern wird stets eine wesentliche Aufgabe des Mikrokosmos bleiben.

Wir danken unseren Lesern für viele Anregungen und Hinweise, die uns während des vergangenen Jahres zugingen. Der persönliche und briefliche Kontakt mit den Mikrokosmos-Mitgliedern hilft uns, die Zeitschrift so zu gestalten, wie unsere Leser sie sich wünschen. Wir werden auch weiterhin jedem Leser dankbar sein, der durch Aufsätze, Ideen und Kritik am Mikrokosmos mitwirkt: immer mehr soll der Mikrokosmos eine Zeitschrift werden, deren „Gesicht“ maßgeblich von ihren Lesern geprägt wird.

Eine Bitte an unsere Leser: Unterstützen Sie uns bei der Werbung für den Mikrokosmos, soweit Ihnen das möglich ist. (Probehefte stellen wir dafür gerne zur Verfügung). Seit mehr als einem Jahrzehnt konnten wir trotz ständig steigender Unkosten den Bezugspreis auf gleicher Höhe halten. Das war und ist nur möglich, weil die Zahl der Mikrokosmos-Mitglieder stetig zunimmt. Jeder neu gewonnene Mikrokosmos-Bezieher hilft uns, ohne Preiserhöhung durchzukommen und gleichzeitig die Hefte noch besser zu gestalten.

Das Inhaltsverzeichnis für den abgelaufenen und die Mitgliedskarte für den kommenden Jahrgang werden wir dem Januarheft beilegen.

Verlag und Schriftleitung des Mikrokosmos

Bücherschau

K. H. Idema, C. van Duijn Jr., E. Schadek:
Mikrofotografie in Theorie en Praktijk. 240 S.,
165 Abb., 2. Aufl., 1953. N. V. Uitgeverij voor
Fotoliteratuur „Focus“, Nederland. Hfl. 8.50

Wenn ein Fachbuch für einen beschränkten Leserkreis, noch dazu innerhalb eines relativ kleinen Sprachgebietes, bereits in zweiter Auflage erscheint, spricht das für seine Qualität. Eine gewisse Besonderheit dieses mikrofotografischen Fachbuchs mag darin bestehen, daß hier mehrere Verfasser in verschiedenen Abschnitten zu Wort gekommen sind und zwar ganz aus ihren eigenen Erfahrungen heraus. Fraglos ergeben sich daraus einige Überschneidungen und vielleicht auch nicht immer ganz einheitliche Auffassungen. Für ein Werk wie dieses, das ganz aus der Praxis heraus entstand, kann diese Art der Darstellung jedoch nur von Vorteil sein.

K. H. Idema behandelt einleitend allgemein theoretische Grundzüge der mikroskopischen Optik sowie Kameratypen, Lichtquellen, Ausleuchtung und Abbildungsmaßstab. Sehr gründlich wird das fotografische Material und seine Verarbeitung besprochen. Daneben werden allgemeine Fragen der Filtertechnik, Polarisations- und Auflichtmikrofotografie erörtert. Auch mit Bau und Funktion des Elektronenmikroskops wird der Leser vertraut gemacht.

Die Aufnahmetechnik wird in allen Einzelheiten durch C. van Duijn Jr. behandelt. Von den

Anforderungen an Präparat und Einschlußmittel bis zur Infrarotmikrofotografie gibt der Verfasser hier umfassende und wertvolle Ratschläge. Es nimmt nicht Wunder, daß das von dem Niederländer F. Zernike entwickelte Phasenkontrast-Verfahren eine besonders eingehende Behandlung erfährt. Obgleich die Farbfotografie wohl etwas zu kurz kommt, sind doch die wesentlichsten Punkte behandelt. Für den Praktiker finden sich zahlreiche Hinweise für richtige Filter- und Optikwahl, zweckmäßige Endvergrößerung, Besonderheiten der Kleinbildmikrofotografie usw.

E. Schadek behandelt abschließend die Schmalfilm-mikrokinematographie. Obgleich es sich hier um kein alltägliches Sondergebiet der Mikrofotografie handelt, versucht der Verfasser zu zeigen, wie man mit relativ geringem Aufwand an apparativer Einrichtung zu guten Filmen kommt. Aus seinen umfangreichen Erfahrungen gibt er überdies viele Hinweise für Aufnahmetechnik und Aufnahmeeobjekt sowie für die weitere Bearbeitung des Films.

Ein Bildanhang, zum großen Teil Aufnahmen der Verfasser, sowie ein ausführliches Sachregister bilden den Abschluß des Buches, das man jedem der Sprache kundigen Leser empfehlen möchte.

Gerhard Brünner

EINFÜHRUNG IN DIE KLEINLEBEWELT

Die Schriften dieser Reihe wollen dem Liebhaberbiologen, dem Studenten und Lehrer helfen, die einzelnen Gruppen der mikroskopisch kleinen Lebewesen kennenzulernen, die Formen einzuordnen, die Familien und Gattungen zu bestimmen und etwas von ihrer Lebensweise und ihrem Körperbau zu erfahren. Sie berichten über Biologie und System der jeweils behandelten Tier- oder Pflanzengruppe und leiten auch zur Kultur und Präparation an. — Für Bezieher des MIKROKOSMOS gelten die in Klammern angegebenen ermäßigten Preise.

Bakterien, Hefen, Schimmelpilze. Von Dr. Helmut H. Dittrich.

Untersuchungs- und Kulturmethoden, Arbeitstechnik und Versuche mit besonderem Blick auf die technische Bedeutung der Mikroorganismen und ihre Schlüsselstellung im Stoffkreislauf der Natur und im Leben des Menschen. — 87 Seiten mit 69 Text- und Tafelbildern. DM 9.80 (8.50).

Rädertiere (Rotatorien). Von Josef Donner.

Anleitungen für das Finden, Fangen, Aufbewahren, Züchten, für Beobachtung und Untersuchung. Schlüssel zum Bestimmen der Gattungen. — 54 Seiten mit 123 Text- und Tafelbildern. DM 7.80 (6.60).

Flechten (Lichenes). Von Dr. Gerhard Follmann.

Behandelt ausführlich Lebensweise, Bau und Vorkommen dieser einzigartigen, biologisch hochinteressanten Lebensformen. Ein besonderes Kapitel ist der Untersuchungstechnik gewidmet. Umfangreiche Tabellen ermöglichen das Bestimmen der häufigeren Gattungen und Arten. Mit diesem Buch kann sich jeder Naturfreund, vor allem aber der Liebhabermikroskopiker, in die Fleckenkunde einarbeiten. — 64 Seiten mit 46 Zeichnungen im Text, 22 Tabellen sowie 12 schwarzweißen und 12 farbigen Fotografien auf 4 Kunstdrucktafeln. Neuerscheinung Frühjahr 1960. — Kart. DM 9.80 (8.50).

Wechseltierchen (Rhizopoden). Von Dr. Theodor Grospietsch.

Bau, Lebensweise, Vorkommen, Untersuchung. Mit Schlüssel zum Bestimmen der Gattungen und Arten und einer Einführung in Aufgaben und Methoden der „Rhizopodenanalyse“ — 86 Seiten mit 124 Text- und Tafelbildern. — DM 9.80 (8.50).

Kieselalgen (Diatomeen). Von Dr. Friedrich Hustedt.

Einführung in Biologie, Ökologie, Präparationstechnik und System unter besonderer Berücksichtigung der Diatomeen für Wasserwirtschaft und Abwasserbiologie. — 70 Seiten mit 132 Text- und Foto-Tafelbildern. DM 7.80 (6.60).

Ruderfußkrebse (Copepoden). Von Prof. Fr. Friedrich Kiefer.

Körperbau, Lebensweise, Präparation, System und Bestimmungstabellen. Mit vielen Abbildungen nach Originalzeichnungen des Verfassers. — 100 Seiten Text mit 287 Abbildungen. Neuerscheinung Frühjahr 1960. Kartoniert DM 11.80 (10.40).

Grünalgen (Chlorophyceen). Von Dr. Hans-Erich Klotter.

Beschreibung und Abbildung aller häufiger vorkommenden Süßwasserformen. Sammeln, Präparieren, Kultivieren, Standorte und ökologische Grundfragen. Auswertung der Untersuchungsergebnisse. — 76 Seiten mit 199 Text- und Tafelbildern. DM 7.80 (6.60).

Kultur und Präparation der Protozoen. Von Max Mayer.

Arbeitsgeräte, Reagenzien, Farbstoffe, Materialbeschaffung, Kulturverfahren und Kulturmedien, Fixierung, Fixiermittel, Farbstofflösungen, Entwässerung und Einschluß. — 83 Seiten mit 5 Abbildungen. DM 8.75 (7.50).

