Landesmuseum

II 90372/153

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

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

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

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

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie,
Mikrobiologie, Mikrochemie,
mikroskopische Technik

Herausgegeben von

DR. DIETER KRAUTER

55. Jahrgang · 1966

Franckh'sche Verlagshandlung, W. Keller & Co., Stuttgart
Alle Rechte, besonders das Übersetzungsrecht, vorbehalten
Printed in Germany
Druck: Konrad Triltsch, Graphischer Großbetrieb, Würzburg

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

II 90372/55

Oberösterreichisches
Landesmuseum Linz/D.
Bibliothek
Inv. Nr. 249/1971

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

Verfasserverzeichnis

Appelt, Dr. Heinz, Das Köhlersche Beleuchtungsverfahren in der Mikroskopie 380
Bachmann, Alfred und Keck, Alfred, Scheibensterne
Mikroskopie fossiler Discoasteriden 268
Bässler, Dr. Ulrich, Der innere Bau der Insekten
Studien an Larven von Zuckmücken und Stechmücken 55
Beckmann, Hanns, Laienforschung 217
Beyer, Wolfgang, Nachweis der Negrischen Körperchen bei Tollwut
Eine einfache Brillantgrün-Safranin-Färfung 248
Bode, Dr. Fritz, Montage in der Mikrofotografie 156
Bode, Dr. Fritz, Neue Geräte zur Elektronenblitz-Mikrofotografie 124
Breckle, Siegmar-Walter, Gut geschützt: Der Vegetationskegel 353
Bucher, Erwin, und Pareto, Alexander, Die Kiefernblüte
I. Die männliche Blüte
Die weibliche Blüte im ersten Jahr 6
Bucher, Erwin, und Pareto, Alexander, Die Kiefernblüte
II. Die weibliche Blüte im zweiten Jahr 37
Bukatsch, Prof. Dr. Franz, Anthocyane — Betocyane: Farbstoffe im Zellsaft 87
Bukatsch, Prof. Dr. Franz, Die Roßkastanie
Studie zur Chemie und Mikroskopie 23
Bukatsch, Prof. Dr. Franz, Farbumschläge in Blütenblättern — unter dem Mikroskop verfolgt 315
Caus, Robert, Hinweise zur Präparation von Moosen 373
Deckart, Martin, Das „giftige" Freibad
Amateurmikroskopiker klärt eine Plage auf 1
Deckart, Martin, Die parasitische Brut
Glochidien der Teichmuschel 257
Deckart, Martin, Fast wie Volvox ...
Das koloniebildende Rädertier Conochilus 321
Deckart, Martin, Heilung für Millionen?
Saugwürmer und Bilharziose 230
Deckart, Martin, Mikroskopie ohne Gelehrsamkeit: Schauen als Hobby 149
Egli, Dr. H., Blutbildung beim Hühnerkeim
Abnorme Teilungsvorgänge in Blutbildungszellen 104
Filzer, Prof. Dr. Paul, Hölzer aus frühgeschichtlichen Funden
Bestimmung von Holzproben aus dem Alamannenfriedhof von Oberflacht 14
Fuhlbrügge, Kurt, und Schrader, Hans-Joachim, Die Kieselalge Mastogloia splendida 43
Fuhlbrügge, Kurt, und Schrader, Hans-Joachim, Die Kieselalge Triceratium antediluvianum 206
Grave, Erich, V., Ein Mikroskopiker im versteinerten Wald 202
Grave, Eric, V., Tränenkristalle 178
Haider, Dr. Gerhard, Versuchsanordnung zur Beobachtung von Tieren fließender Gewässer 221
Hauser, Manfred, Riesenchromosomen im Quetschpräparat
Ein leicht zu beschaffendes Objekt für cytologische und cytogenetische Untersuchungen 33
Häusler, Michael, Fluoreszenzmikroskopie für jedermann? 285
Hippe, Ernst, Eine einfache Objektführung 320
Hippe, Ernst, Eine praktische Plankton-Schöpfdose 156
Hoc, Siegfried, Chemische Zauberkünstler
Autotrophe Bakterien 316
Höll, Dr. K., Ein neues Nanno-Planktonnetz 126
Hummel, Fritz, Teilungsanomalie bei einer Zieralge 47
Izerott, Dr. Heinz, Leicht beschaffbares Anschauungsmaterial: Coprophile Pilze 278
Itzerott, Dr. Heinz, Schlauchpilze im Unterricht
Xylariaceen als Demonstrationsobjekte 147
Jebsen-Marwedel, Prof. Dr. H., Ein Berufsbild des Mikroskopikers?
Ein Vorschlag 174
John, Karl, Ein großer Mikroskopiker:
Santiago Ramon y Cajal 247
Kalbe, Dr. Lothar, Planktische Bakterien mit Eisen- und Manganabscheidungen 137
Kalbe, Dr. Lothar, Wer war Kg.? 369
Kälin, Ignaz, Die Mikroaufnahme von Vergleichspräparaten 89
Keck, Alfred, und Bachmann, Alfred, Scheibensterne
Mikroskopie fossiler Discoasteriden 268
Klein, Dr. Bruno M., Duftschuppen der Schmetterlinge 82
Krauter, Dr. Dieter, und Mergenthaler, Prof. W., Querschnitt durch einen Lindenzweig 251
Kuhn, Heinrich, Mikroorganismen kleiner Seen 263
Kusel-Fetzmann, Dr. Elsalore, Eine interessante Alge auf überschwemmten Äckern 11
Kunz, Hermann, Amöben 134
Kunz, Hermann, Schalenamöben am Ufer eines Teiches 183
Larink, Otto, Schwebende Larven: Drei Planktonformen aus Helgoland 356
Lehmann, Dr. Rolf, Die Entwicklung der Amphibienniere 100
Lehmann, Dr. Rolf, Embryologische Untersuchungen am Bergmolch
I. Beschaffung, Aufzucht und Beobachtung der Keime 361
Lenzenweger, Rupert, Die Zellteilung bei der Zieralge Tetmemorus granulatus 330
Lenzenweger, Rupert, Nur ein Schneckenhaus 146
Lenzenweger, Rupert, Zellteilung bei der Zieralge Micrasterias 289
Lenzenweger, Rupert, Zieralgen im Plankton 92
Lerch, Kurt, Das Auge des Wasserflohs 283
Lerch, Kurt, Das histologische Häutchenpräparat
Beispiel: Das Mesenterium 377
Lerch, Kurt, Isolierte Nervenzellen 57
Lerch, Kurt, Kieselalgen 21
Lindauer, Dr. Rudolf, Einfache Dauerpräparate von kleinen Milben 367
Linskens, Prof. Dr. H. F., Auflicht-Interferenzmikroskopie
Moderne Methoden mikroskopischer Beobachtung
6. Mitteilung 28

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

Löfflath, Karl, Das überdimensionale Lebendpräparat
Ein Aquarienmikroskop 345
Ludwig, Franz, Schwebende Schönheit
Die Staatsquallen und ihr Schwebeorgan 324
Lueken, Dr. Wolfgang, und Sieger, Manfred, Ein leicht zu züchtendes Wimpertier: Eine Meeresform aus der Gattung Euplotes
1. Kulturverfahren, Lebendbeobachtung, Kernfärbung, Entwicklungsverlauf 193
Lustig, Dr. K., Mißbildung der Schwanzgabel bei einem Ruderfußkrebs 177
Mandl, Dr. Alexandra, Mikroskopie der Arzneipflanzen
Dünndarmerregende Abführmittel 120
Matthes, Dr. Dieter, Algen und Tiere in Symbiose 44
Matthes, Dr. Dieter, Sauginfusorien des Süßwassers
Discophrya stammeri und Discophrya speciosa 225
Matthes, Dr. Dieter, und Scheloske, Hans, Ein parasitischer Pilz 214
Mergenthaler, Prof. W., und Krauter, Dr. Dieter, Querschnitt durch einen Lindenzweig 251
Mihelcic, Dr. Franz, Bärtierchen
III. Vermehrung, Verbreitung, Bestimmung 300
Naumann, Hans, Angeborene Tarnkappen Beobachtungen an Wasserläufern 374
Neubert, Paul, Glasfiberoptik als Beleuchtungsinstrument bei Makro- und Mikroaufnahmen 188
Neubert, Paul, Spotvorsatz für Mikroskopierleuchte 254
Pareto, Alexander, und Bucher, Erwin, Die Kiefernblüte
I. Die männliche Blüte
Die weibliche Blüte im ersten Jahr 6
Pareto, Alexander, und Bucher, Erwin, Die Kiefernblüte
II. Die weibliche Blüte im zweiten Jahr 37
Peters, Renate, Ein Blutparasit der Rötelmaus Hepatozoon, ein leicht beschaffbares Demonstrationsobjekt zur Parasitenkunde 129
Peters, Renate, Fleischfressende Pilze
Schlingen und Leimruten für Fadenwürmer 97
Peters, Renate, Weberknechte
I. Anatomische Übersicht. Histologie der Verdauungsorgane 208
Peters, Renate, Weberknechte
II. Histologie: Kutikula, Stinkdrüsen, Blut, Exkretionsorgane 240
Pfeiffer, Dr. Hans, Einfache Versuche mit Wimperinfusorien 276
Pflugfelder, Prof. Dr. Otto, Partielle Nacktheit (Apterylosis) bei einem Wellensittich 69
Ramaszeder, Karoly, Ein Kondensor mit Raumwirkung 214
Rathke, Reiner, Wie vermeidet man Farbstiche bei Mikroaufnahmen? 19
Reinig, Hans-Joachim, Die Strahlenbegrenzung bei der Mikrofotografie in diffusem Licht 59
Reinig, Hans-Joachim, Formataufteilung beim Kleinbildfilm zum Fotografieren schmaler Objekte 17
Rieder, Norbert, Anatomie einer Muschel
Feinbau der Kugelmuschel Musculium 309
Rühmann, Detlev, Der Glaskrebs Leptodora 143
Rühmann, Detlev, Der Kleinkrebs Peracantha 186
Rühmann, Detlev, Die Kehrseite mikroskopischer Objekte 342
Rüppell, Georg, Zweckmäßige Eleganz:
Die Blattbeine des Krebses Chirocephalus 259
Ruzicka, Ferdinand K., Eine neue Methode zur Darstellung des Silberliniensystems bei Wimpertieren 180
Sauer, Claus-Peter, Ein Eskimo unter den Insekten: Der Winterhaft Boreus westwoodi 117
Sauer, Frieder, Der „Suchzeiger", ein Hilfsmittel in der Makrofotografie 176
Sauer, Frieder, Die Gefrierätztechnik in der Makrofotografie 297
Sauer, Frieder, Dunkelfeld in der Makrofotografie 273
Sauer, Frieder, Ein Schmetterlingsgelege schlüpft aus 238
Sauer, Frieder, Glühende Augen
Wie fotografiert man die Augen der Nachtschmetterlinge? 145
Sauer, Frieder, Schmetterlingsflügel im Bild 81
Scheloske, Hans, und Matthes, Dr. Dieter, Ein parasitischer Pilz 214
Scherf, Dr. Heinz, Mikroskop und Burgenforschung 65
Schicha, Eberhard, Eine Kehrmaschine für Blütenstaub
Zipfelkäfer leben von Pollenkörnern 293
Schneider, Dr. Heinz, Insektengesichter unter der Lupe 332
Schneider, Dr. Heinz, Mikroskopobjektive als Optik für Makroaufnahmen 48
Scholz, Heinz, Vitamine
Eigenschaften, Vorkommen und Nachweis der Vitamine
4. Folsäure und Pantothensäure 275
Schrader, Hans-Joachim, Stacheleier (Hystrichosphaeren) 111
Schrader, Hans-Joachim, und Fuhlbrügge, Kurt, Die Kieselalge Mastogloia splendida 43
Schrader, Hans-Joachim, und **Fuhlbrügge,** Kurt, Die Kieselalge Triceratium antediluvianum 206
Sieger, Manfred, und **Lueken,** Dr. Wolfgang, Ein leicht zu züchtendes Wimpertier: Eine Meeresform aus der Gattung Euplotes
1. Kulturverfahren, Lebendbeobachtung, Kernfärbung, Entwicklungsverlauf 193
Streble, Dr. Heinz, Reduktionsteilung bei der Madonnen-Lilie
Die Reifeteilungen der Pollenmutterzellen bei Lilium candidum 161
Vosbeck, Klaus, Das Hühnchen im Ei
Präparation und Beobachtung der Keimscheibe 106
Wenderoth, Klaus J., Selbstbau eines Membranfiltergerätes 219
Woelke, Otto, Milben-Schönheiten in Moos und Humus 371
Woessner, Ernst, Pflanzenverletzungen und ihre Heilung 78
Woessner, Ernst, 20 Jahre Mikroskopische Gesellschaft Zürich 340
Wygasch, Dr. Joachim, Volutin
II. Elektronenmikroskopische Beobachtungen an den Volutineinschlüssen der Blutregenalge 73

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

Inhaltsverzeichnis

Abführmittel, Mikroskopie der Arzneipflanzen. Dünndarmerregende Abführmittel 120
Abscheidungen, Planktische Bakterien mit Eisen- und Manganabscheidungen 137
Alge, Die Kieselalge Mastogloia splendida 45
Alge, Die Kieselalge Triceratium antediluvianum 206
Alge, Die Zellteilung bei der Zieralge Tetmemorus granulatus 330
Alge, Eine interessante Alge auf überschwemmten Äckern 11
Alge, Teilunganomalie bei einer Zieralge 47
Alge, Volutin
II. Elektronenmikroskopische Beobachtungen an den Volutineinschlüssen der Blutregenalge 73
Alge, Zellteilung bei der Zieralge Micrasterias 289
Algen, Kieselalgen 21
Algen und Tiere in Symbiose 44
Algen, Zieralgen im Plankton 92
Amateurmikroskopiker, Das „giftige" Freibad Amateurmikroskopiker klärt eine Plage auf 1
Amöben 134
Amöben, Schalenamöben am Ufer eines Teiches 183
Amphibienniere, Die Entwicklung der — 100
Anatomie einer Muschel
Anschauungsmaterial, Leicht beschaffbares — Feinbau der Kugelmuschel Musculium 309
Anatomische Übersicht, Weberknechte
I. Anatomische Übersicht. Histologie der Verdauungsorgane 208
Anomalie, Teilungsanomalie bei einer Zieralge 47
Coprophile Pilze 278
Anthocyane — Betacyane: Farbstoffe im Zellsaft 87
Apterylosis, Partielle Nacktkeit (Apterylosis) bei einem Wellensittich 69
Aquarienmikroskop, Das überdimensionale Lebendpräparat
Das Aquarienmikroskop 345
Arzneipflanzen, Mikroskopie der — Dünndarmerregende Abführmittel 120
Atmung, Farbunterschiede als Anzeichen gehemmter Atmung bei Hefen 63
Aufgeklebte Schnitte, Haften und „Abschwimmen" aufgeklebter Schnitte 127
Aufhellung von Pollenkörnern zur Beobachtung lange nach der Meiose auftretender Chromosomen der ersten Mitose 224
Auflicht-Interferenzmikroskopie
Moderne Methoden mikroskopischer Beobachtung
6. Mitteilung 28
Aufnahme, Die Mikroaufnahme von Vergleichspräparaten 89
Aufnahmen, Mikroskopobjektive als Optik für Makroaufnahmen 48
Aufzucht der Keime, Embryologische Untersuchungen am Bergmolch
I. Beschaffung, Aufzucht und Beobachtung der Keime 361
Auge des Wasserflohs, Das — 283
Augen, Glühende —
Wie fotografiert man die Augen der Nachtschmetterlinge? 145
Autotrophe Bakterien, Chemische Zauberkünstler 316
Azan-ähnliche Färbung mit Kernechtrubin als Kernfarbstoff, Eine — 286
Bärtierchen
III. Vermehrung, Verbreitung, Bestimmung 300
Bakterien, Chemische Zauberkünstler Autotrophe Bakterien 316
Bakterien als Eiweißquellen 255
Bakterien mit Eisen- und Manganabscheidungen, Planktische — 137
Beleuchtungsinstrument bei Makro- und Mikroaufnahmen, Glasfiberoptik als — 188
Beleuchtungsverfahren in der Mikroskopie, Das Köhlersche — 380
Beobachtung, Auflicht-Interferenzmikroskopie Moderne Methoden mikroskopischer Beobachtung
6. Mitteilung 28
Beobachtung, Das Hühnchen im Ei Präparation und Beobachtung der Keimscheibe 106
Beobachtung der Keime, Embryologische Untersuchungen am Bergmolch
I. Beschaffung, Aufzucht und Beobachtung der Keime 361
Beobachtung von Tieren fließender Gewässer, Versuchsanordnung zur — 221
Beobachtungen an Wasserläufern Angeborene Tarnkappen 374
Beobachtungen, Volutin
II. Elektronenmikroskopische Beobachtungen an den Volutineinschlüssen der Blutregenalge 73
Bergmolch, Embryologische Untersuchungen am —
I. Beschaffung, Aufzucht und Beobachtung der Keime 361
Berufsbild des Mikroskopikers?, Ein — Ein Vorschlag 174
Beschaffung der Keime, Embryologische Untersuchungen am Bergmolch
I. Beschaffung, Aufzucht und Beobachtung der Keime 361
Bestimmung von Holzproben aus dem Alamannenfriedhof von Oberflacht Hölzer aus frühgeschichtlichen Funden 14
Betacyane — Anthocyane: Farbstoffe im Zellsaft 87
Bilharziose, Heilung für Millionen? Saugwürmer und Bilharziose 230
Bindegewebe, Eine neue Färbung für das kollagene — 286
Blattbeine, Zweckmäßige Eleganz: Die Blattbeine des Krebses Chirocephalus 259
Bleichmittel des Handels zur besseren Trennung der Chromosomen bei Orchideen 255
Blockfärbung zur Reaktion auf Calcium an frischen Knochen 158
Blüte, Die Kiefernblüte
I. Die männliche Blüte
Die weibliche Blüte im ersten Jahr
Blüte, Die Kiefernblüte
I. Die weibliche Blüte im zweiten Jahr 37
Blütenblätter, Farbumschläge in Blütenblättern — unter dem Mikroskop verfolgt 315
Blütenstaub, Eine Kehrmaschine für — Zipfelkäfer leben von Pollenkörnern 293

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

Blut, Weberknechte
II. Histologie: Kutikula, Stinkdrüsen, Blut, Exkretionsorgane, Geschlechtsorgane 240
Blutbildung beim Hühnerkeim
Abnorme Teilungsvorgänge in Blutbildungszellen 104
Blutbildungszellen, Blutbildung beim Hühnerkeim
Abnorme Teilungsvorgänge in Blutbildungszellen 104
Blutparasit der Rötelmaus, Ein —
Hepatozoon, ein leicht beschaffbares Demonstrationsobjekt zur Parasitenkunde 129
Blutregenalge, Volutin
II. Elektronenmikroskopische Beobachtungen an den Volutineinschlüssen der Blutregenalge 73
Boreus westwoodi, Der Winterhaft —
Ein Eskimo unter den Insekten 117
Brillantgrün-Safranin-Färbung, Nachweis der Negrischen Körperchen bei Tollwut
Eine einfache Brillantgrün-Safranin-Färbung 248
Brut, Die parasitische —
Glochidien der Teichmuschel 257
Burgenforschung und Mikroskop 65
Cajal, Santiago Ramon y
Ein großer Mikroskopiker 247
Calcium, Blockfärbung zur Reaktion auf Calcium an frischen Knochen 158
Chemie, Die Roßkastanie
Studie zur Chemie und Mikroskopie 23
Chemische Zauberkünstler
Autotrophe Bakterien 316
Chemorezeptoren bei dem Fisch Ictalurus natalis, Beeinflussung durch Detergentien — 62
Chirocephalus, Zweckmäßige Eleganz:
Die Blattbeine des Krebses Chirocephalus 259
Chromosomen, Aufhellung von Pollenkörnern zur Beobachtung lange nach der Meiose auftretender Chromosomen der ersten Mitose 224
Chromosomen, Bleichmittel des Handels zur besseren Trennung der Chromosomen bei Orchideen 255
Chromosomen in tierischem Material, Ein Hämatoxylin-Verfahren für — 63
Chromosomen, Quetschpräparate von Gräser-Pollen zur Darstellung der — 224
Conochilus, Fast wie Volvox ...
Das kolonienbildende Rädertier Conochilus 321
Coprophile Pilze, Leicht beschaffbares Anschauungsmaterial: Coprophile Pilze 278
Cytogenetische Untersuchungen, Riesenchromosomen im Quetschpräparat
Ein leicht zu beschaffendes Objekt für cytologische und cytogenetische Untersuchungen 33
Cytologische Untersuchungen, Riesenchromosomen im Quetschpräparat
Ein leicht zu beschaffendes Objekt für cytologische und cytogenetische Untersuchungen 33
Darstellung des Silberliniensystems bei Wimpertieren, Eine neue Methode zur — 180
Dauerpräparate von kleinen Milben, Einfache — 367
Demonstrationsobjekt, Ein Blutparasit der Rötelmaus
Hepatozoon, ein leicht beschaffbares Demonstrationsobjekt zur Parasitenkunde 129
Demonstrationsobjekte, Schlauchpilze im Unterricht
Xylariaceen als Demonstrationsobjekte 147
Detergentien bei dem Fisch Ictalurus natalis, Beeinflussung der Chemorezeptoren durch — 62
Dicoasteriden, Scheibensterne
Mikroskopie fossiler Discoasteriden 268
Differenzieren, Eine Heidenhain-Hämatoxylinfärbung ohne — 376
Diffuses Licht, Die Strahlenbegrenzung bei der Mikrofotografie in diffusem Licht 59
Discophrya speciosa, Sauginfusorien des Süßwassers
Discophrya stammeri und Discophrya speciosa 225
Discophrya stammeri, Sauginfusorien des Süßwassers
Discophrya stammeri und Discophrya speciosa 225
Duftschuppen der Schmetterlinge 82
Dunkelfeld in der Makrofotografie 273
Ei, Das Hühnchen im —
Präparation und Beobachtung der Keimscheibe 106
Eierstock einer Katze, Follikelbläschen aus dem — 158
Eigenschaften der Vitamine
Eigenschaften, Vorkommen und Nachweis der Vitamine
4. Folsäure und Pantothensäure 275
Einschlüsse, Volutin
II. Elektronenmikroskopische Beobachtungen an den Volutineinschlüssen der Blutregenalge 73
Eisenabscheidungen, Planktische Bakterien mit Eisen- und Manganabscheidungen 137
Eisenhämatoxylinfärbung mit Safranin 0, Eine Kombination der — 63
Eiweißquellen, Bakterien als — 255
Elektronenblitz-Mikrofotografie, Neue Geräte zur — 124
Elektronenmikroskopische Beobachtungen, Volutin
II. Elektronenmikroskopische Beobachtungen an den Volutineinschlüssen der Blutregenalge 73
Embryologische Untersuchungen am Bergmolch
I. Beschaffung, Aufzucht und Beobachtung der Keime 361
Entwicklung der Amphibienniere, Die — 100
Entwicklungsverlauf, Ein leicht zu züchtendes Wimpertier:
Eine Meeresform aus der Gattung Euplotes
1. Kulturverfahren, Lebendbeobachtung, Kernfärbung, Entwicklungsverlauf 193
Entwicklungsvorgänge bei Rädertieren, Milieu-induzierte — 255
Eskimo unter den Insekten, Ein —
Der Winterhaft Boreus westwoodi 117
Euplotes, Ein leicht zu züchtendes Wimpertier:
Eine Meeresform aus der Gattung Euplotes
1. Kulturverfahren, Lebendbeobachtung, Kernfärbung, Entwicklungsverlauf 193
Exkretionsorgane, Weberknechte
II. Histologie: Kutikula, Stinkdrüsen, Blut, Exkretionsorgane, Geschlechtsorgane 240
Extrahierte Farbstoffe, Färben mit extrahierten Farbstoffen 63

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

Fadenwürmer, Fleischfressende Pilze
Schlingen und Leimruten für Fadenwürmer 97
Färben mit extrahierten Farbstoffen 63
Färben und Schneiden von Wollfasern 127
Färbung der Plasmafäden durch Siebplatten der Phloems laubwerfender Bäume, Zur — 127
Färbung, Eine Heidenhain-Hämatoxylin-Färbung ohne Differenzieren 376
Färbung für das kollagene Bindegewebe, Eine neue — 286
Färbung mit Kernechtrubin als Kernfarbstoff, Eine Azan-ähnliche — 286
Färbung, Nachweis der Negrischen Körperchen bei Tollwut
Eine einfache Brillantgrün-Safranin-Färbung 248
Färbung pilzlicher Sporenwände mit Fuchsintannat 63
Farbstiche bei Mikroaufnahmen, Wie vermeidet man — 19
Farbstoffe, Anthocyane — Betacyane: Farbstoffe im Zellsaft 87
Farbumschläge in Blütenblättern — unter dem Mikroskop verfolgt 315
Farbunterschiede als Anzeichen gehemmter Atmung bei Hefen 63
Fleischfressende Pilze
Schlingen und Leimruten für Fadenwürmer 97
Fließende Gewässer, Versuchsanordnung zur Beobachtung von Tieren fließender Gewässer 221
Flügel, Schmetterlingsflügel im Bild 81
Fluoreszenzmikroskopie für jedermann? 285
Follikelbläschen aus dem Eierstock einer Katze 158
Folsäure, Vitamine
Eigenschaften, Vorkommen und Nachweis der Vitamine
4. Folsäure und Pantothensäure 275
Formataufteilung beim Kleinbildfilm zum Fotografieren schmaler Objekte 17
Forschung, Mikroskop und Burgenforschung 65
Forschungsmikroskop, Ein neues Labor- und — 287
Fossile Discoasteriden, Scheibensterne
Mikroskopie fossiler Discoasteriden 268
Fotografie, Der „Suchzeiger", ein Hilfsmittel in der Makrofotografie 176
Fotografie, Die Gefrierätztechnik in der Makrofotografie 297
Fotografie, Die Strahlenbegrenzung bei der Mikrofotografie in diffusem Licht 59
Fotografie, Dunkelfeld in der Makrofotografie 273
Fotografie, Montage in der Mikrofotografie 156
Fotografie, Neue Geräte zur Elektronenblitz-Mikrofotografie 124
Fotografieren, Formataufteilung beim Kleinbildfilm zum Fotografieren schmaler Objekte 17
Freibad, Das „giftige" — Amateurmikroskopiker klärt eine Plage auf 1
Frühgeschichtliche Funde, Hölzer aus frühgeschichtlichen Funden
Bestimmung von Holzproben aus dem Alamannenfriedhof von Oberflacht 14
Fuchsintannat, Färbung pilzlicher Sporenwände mit — 63
Gefrierätztechnik in der Makrofotografie, Die — 297
Gelbrandkäfer, Haftscheiben eines Gelbrandkäfer-Männchens 127
Geräte zur Elektronenblitz-Mikrofotografie, Neue — 124
Geschlechtsorgane, Weberknechte
II. Histologie: Kutikula, Stinkdrüsen, Blut, Exkretionsorgane, Geschlechtsorgane 240
Gewässer, Versuchsanordnung zur Beobachtung von Tieren fließender Gewässer 221
Glasfiberoptik als Beleuchtungsinstrument bei Makro- und Mikroaufnahmen 188
Glaskrebs Leptodora, Der — 143
Glochidien, Die parasitische Brut
Glochidien der Teichmuschel 257
Gräser-Pollen, Quetschpräparate von Gräser-Pollen zur Darstellung der Chromosomen 224
Hämatoxylin-Verfahren für Chromosomen in tierischem Material, Ein — 63
Häutchenpräparat, Das histologische — Beispiel: Das Mesenterium 377
Haftscheibe eines Gelbrandkäfer-Männchens 127
Hefe, Farbunterschiede als Anzeichen gehemmter Atmung bei Hefen 63
Heidenhain-Hämatoxylinfärbung ohne Differenzieren, Eine — 376
Heilung für Millionen?
Saugwürmer und Bilharziose 230
Heilung, Pflanzenverletzungen und ihre — 78
Hepatozoon, Ein Blutparasit der Rötelmaus, Hepatozoon, ein leicht beschaffbares Demonstrationsobjekt zur Parasitenkunde 129
Hilfsmittel, Der „Suchzeiger", ein Hilfsmittel in der Makrofotografie 176
Hinweise zur Präparation von Moosen 373
Histologie der Verdauungsorgane, Weberknechte
I. Anatomische Übersicht. Histologie der Verdauungsorgane
Histologie, Weberknechte
II. Histologie: Kutikula, Stinkdrüsen, Blut, Exkretionsorgane, Geschlechtsorgane 240
Histologisches Häutchenpräparat, Das histologische Häutchenpräparat, Beispiel: Das Mesenterium 377
Hobby, Mikroskopie ohne Gelehrsamkeit: Schauen als Hobby 149
Hölzer aus frühgeschichtlichen Funden
Bestimmung von Holzproben aus dem Alamannenfriedhof von Oberflacht 14
Holzproben, Hölzer aus frühgeschichtlichen Funden
Bestimmung von Holzproben aus dem Alamannenfriedhof von Oberflacht 14
Hühnchen im Ei, Das — Präparation und Beobachtung der Keimscheibe 106
Hühnerkeim, Blutbildung beim — Abnorme Teilungsvorgänge in Blutbildungszellen 104
Humus und Moos, Milben-Schönheiten in Moos und Humus 371
Hystrichosphaeren (Stacheleier) 111
Ictalurus natalis, Beeinflussung der Chemorezeptoren durch Detergentien bei dem Fisch — 62
Infusorien, Einfache Versuche mit Wimperinfusorien 276

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

Infusorien, Sauginfusorien des Süßwassers
Discophrya stammeri und Discophrya speciosa 225
Innerer Bau, Der innere Bau von Insekten
Studien an Larven von Zuckmücken und Stechmücken 55
Insekten, Der innere Bau der —
Studien an Larven von Zuckmücken und Stechmücken 55
Insekten, Ein Eskimo unter den —
Der Winterhaft Boreus westwoodi 1117
Insektengesichter unter der Lupe 332
Interferenzmikroskopie, Auflicht —
Moderne Methoden mikroskopischer Beobachtung
6. Mitteilung 28
Katze, Follikelbläschen aus dem Eierstock einer — 158
Kehrseite mikroskopischer Objekte, Die — 342
Keime, Embryologische Untersuchungen am Bergmolch
I. Beschaffung, Aufzucht und Beobachtung der Keime 361
Keimscheibe, Das Hühnchen im Ei
Präparation und Beobachtung der Keimscheibe 106
Kernechtrubin als Kernfarbstoff, Eine Azan-ähnliche Färbung mit — 286
Kernfärbung, Ein leicht zu züchtendes Wimpertier:
Eine Meeresform aus der Gattung Euplotes
1. Kulturverfahren, Lebendbeobachtung, Kernfärbung, Entwicklungsverlauf 193
Kernfarbstoff, Eine Azan-ähnliche Färbung mit Kernechtrubin als — 286
Kiefernblüte, Die —
I. Die männliche Blüte
Die weibliche Blüte im ersten Jahr 6
Kiefernblüte, Die —
II. Die weibliche Blüte im zweiten Jahr 37
Kieselalge Mastogloia splendida, Die — 43
Kieselalge Triceratium antediluvianum, Die — 206
Kieselalgen 21
Kleinbildfilm, Formataufteilung beim Kleinbildfilm zum Fotografieren schmaler Objekte 17
Kleinkrebs Peracantha, Der — 186
Knochen, Blockfärbung zur Reaktion auf Calcium an frischen — 158
Knorpel, Zum Studium der Verknöcherung von — 27
Köhlersche Beleuchtungsverfahren in der Mikroskopie, Das — 380
Kollagenes Bindegewebe, Eine neue Färbung für das kollagene Bindegewebe 286
Kondensor mit Raumwirkung, Ein — 214
Krebs, der Glaskrebs Leptodora 143
Krebs, Der Kleinkrebs Peracantha 186
Krebs, Mißbildung der Schwanzgabel bei einem Ruderfußkrebs 177
Krebs, Zweckmäßige Eleganz:
Die Blattbeine des Krebses Chirocephalus 259
Kristalle, Tränenkristalle 178
Kützing, Friedrich, Traugott
Wer war Kg.? 369
Kugelmuschel
Anatomie einer Muschel
Feinbau der Kugelmuschel Musculium 309
Kulturverfahren, Ein leicht zu züchtendes Wimpertier:
Eine Meeresform aus der Gattung Euplotes
1. Kulturverfahren, Lebendbeobachtung, Kernfärbung, Entwicklungsverlauf 193
Kutikula, Weberknechte
II. Histologie: Kutikula, Stinkdrüsen, Blut, Exkretionsorgane, Geschlechtsorgane 240
Labor- und Forschungsmikroskop, Ein neues — 287
Laienforschung 217
Larven, Der innere Bau der Insekten
Studien an Larven von Zuckmücken und Stechmücken
Larven, Schwebende —
Drei Planktonformen aus Helgoland 356
Lebendbeobachtung, Ein leicht zu züchtendes Wimpertier:
Eine Meeresform aus der Gattung Euplotes
1. Kulturverfahren, Lebendbeobachtung, Kernfärbung, Entwicklungsverlauf 193
Lebendpräparat, Das überdimensionale —
Ein Aquarienmikroskop 345
Leitbündel aus einem Mais-Stengel 255
Leptodora, Der Glaskrebs — 143
Licht, Die Strahlenbegrenzung bei der Mikrofotografie in diffusem Licht 59
Lilie, Reduktionsteilung bei der Madonnen-Lilie
Die Reifeteilungen der Pollenmutterzellen bei Lilium candidum 161
Lilium candidum, Reduktionsteilung bei der Madonnen-Lilie
Die Reifeteilungen der Pollenmutterzellen bei Lilium candidum 161
Lindenzweig, Querschnitt durch einen — 251
Lupe, Insektengesichter unter der — 332
Madonnen-Lilie, Reduktionsteilung bei der —
Die Reifeteilungen der Pollenmutterzellen bei Lilium candidum 161
Männliche Blüte, Die Kiefernblüte
I. Die männliche Blüte
Die weibliche Blüte im ersten Jahr 6
Mais-Stengel, Leitbündel aus einem — 255
Makroaufnahmen, Glasfiberoptik als Beleuchtungsinstrument bei Makro- und Mikroaufnahmen 188
Makroaufnahmen, Mikroskopobjektive als Optik für — 48
Makrofotografie, Der „Suchzeiger", ein Hilfsmittel in der — 176
Makrofotografie, Die Gefrierätztechnik in der — 297
Makrofotografie, Dunkelfeld in der — 273
Manganabscheidungen, Planktische Bakterien mit Eisen- und Manganabscheidungen 137
Mastogloia splendida, Die Kieselalge — 43
Material, Leicht beschaffbares Anschauungsmaterial:
Coprophile Pilze 278
Meeresform, Ein leicht zu züchtendes Wimpertier:
Eine Meeresform aus der Gattung Euplotes
1. Kulturverfahren, Lebendbeobachtung, Kernfärbung, Entwicklungsverlauf 193
Meiose, Aufhellung von Pollenkörnern zur Beobachtung lange nach der Meiose auftretender Chromosomen der ersten Mitose 224

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

Membranfiltergerät, Selbstbau eines Membranfiltergerätes 219
Mesenterium, Das histologische Häutchenpräparat
Beispiel: Das Mesenterium 377
Methode zur Darstellung des Silberliniensystems bei Wimpertieren, Eine neue — 180
Methoden, Auflicht-Interferenzmikroskopie
Moderne Methoden mikroskopischer Beobachtung
6. Mitteilung 28
Micrasterias, Zellteilung bei der Zieralge — 289
Mikroaufnahme von Vergleichspräparaten, Die — 89
Mikroaufnahmen, Glasfiberoptik als Beleuchtungsinstrument bei Makro- und Mikroaufnahmen 188
Mikroaufnahmen, Wie vermeidet man Farbstiche bei — 19
Mikrofotografie, Die Strahlenbegrenzung bei der Mikrofotografie in diffusem Licht 59
Mikrofotografie im Ultraviolett-Bereich ohne Quarzoptik 284
Mikrofotografie, Montage in der — 156
Mikrofotografie, Neue Geräte zur Elektronenblitz-Mikrofotografie 124
Mikroorganismen kleiner Seen 263
Mikroskop, Das überdimensionale Lebendpräparat
Ein Aquarienmikroskop 345
Mikroskop, Ein neues Labor- und Forschungsmikroskop 287
Mikroskop, Farbumschläge in Blütenblättern unter dem Mikroskop verfolgt 315
Mikroskop und Burgenforschung 65
Mikroskopie, Auflicht — Interferenzmikroskopie
Moderne Methoden mikroskopischer Beobachtung
6. Mitteilung 28
Mikroskopie, Das Köhlersche Beleuchtungsverfahren in der — 380
Mikroskopie der Arzneipflanzen
Dünndarmerregende Abführmittel 120
Mikroskopie, Die Roßkastanie
Studie zur Chemie und Mikroskopie 23
Mikroskopie, Fluoreszenzmikroskopie für jedermann? 285
Mikroskopie ohne Gelehrsamkeit:
Schauen als Hobby 149
Mikroskopie, Scheibensterne
Mikroskopie fossiler Discoasteriden 268
Mikroskopierleuchte, Spotvorsatz für — 254
Mikroskopiker, Das „giftige" Freibad
Amateurmikroskopiker klärt eine Plage auf 1
Mikroskopiker, Ein Berufsbild des Mikroskopikers?
Ein Vorschlag 174
Mikroskopiker: Ein großer —
Santiago Ramon y Cajal 247
Mikroskopiker im versteinerten Wald, Ein — 202
Mikroskopische Beobachtung, Auflicht-Interferenzmikroskopie
Moderne Methoden mikroskopischer Beobachtung
6. Mitteilung 28
Mikroskopische Beobachtungen, Volutin
II. Elektronenmikroskopische Beobachtungen an den Volutineinschlüssen der Blutregenalge 73
Mikroskopische Gesellschaft Zürich, 20 Jahre — 340
Mikroskopische Objekte, Die Kehrseite mikroskopischer Objekte 342
Mikroskopobjektive als Optik für Makroaufnahmen 48
Milben, Einfache Dauerpräparate von kleinen — 367
Milben-Schönheiten in Moos und Humus 371
Milieu-induzierte Entwicklungsvorgänge bei Rädertieren 255
Mißbildung der Schwanzgabel bei einem Ruderfußkrebs 177
Mitose, Aufhellung von Pollenkörnern zur Beobachtung lange nach der Meiose auftretender Chromosomen der ersten — 224
Molch, Embryologische Untersuchungen am Bergmolch
I. Beschaffung, Aufzucht und Beobachtung der Keime 361
Montage in der Mikrofotografie 156
Moos und Humus, Milben-Schönheiten in — 371
Moose, Hinweise zur Präparation von Moosen 373
Muschel, Anatomie einer —
Feinbau der Kugelmuschel Musculium 309
Musculium, Anatomie einer Muschel
Feinbau der Kugelmuschel Musculium 309
Muskel, Eine neue Schnellmethode zur Darstellung von Muskeln 255
Nachtschmetterlinge, Glühende Augen
Wie fotografiert man die Augen der Nachtschmetterlinge? 145
Nachweis der Negrischen Körperchen bei Tollwut
Eine einfache Brillantgrün-Safranin-Färbung 248
Nachweis der Vitamine
Vitamine
Eigenschaften, Vorkommen und Nachweis der Vitamine
4. Folsäure und Pantothensäure 275
Nacktheit (Apterylosis) bei einem Wellensittich, Partielle — 69
Nanno-Planktonnetz, Ein neues — 126
Negrische Körperchen, Nachweis der Negrischen Körperchen bei Tollwut
Eine einfache Brillantgrün-Safranin-Färbung 248
Nervenzellen, Isolierte — 57
Niere, Die Entwicklung der Amphibienniere 100
Objekt, Ein Blutparasit der Rötelmaus
Hepatozoon, ein leicht beschaffbares Demonstrationsobjekt zur Parasitenkunde 129
Objekt, Riesenchromosomen im Quetschpräparat
Ein leicht zu beschaffendes Objekt für cytologische und cytogenetische Untersuchungen 33
Objekte, Die Kehrseite mikroskopischer — 342
Objekte, Formataufteilung beim Kleinbildfilm zum Fotografieren schmaler Objekte 17
Objekte, Schlauchpilze im Unterricht
Xylariaceen als Demonstrationsobjekte 147
Objektführung, Eine einfache — 320
Objektive, Mikroskopobjektive als Optik für Makroaufnahmen 48
Optik, Glasfiberoptik als Beleuchtungsinstrument bei Makro- und Mikroaufnahmen 188

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

Optik, Mikroskopobjektive als Optik für Makroaufnahmen 48
Orchideen, Bleichmittel des Handels zur besseren Trennung der Chromosomen bei — 255
Organismen, Mikroorganismen kleiner Seen 263
Pantothensäure, Vitamine
Eigenschaften, Vorkommen und Nachweis der Vitamine
Folsäure und Pantothensäure 275
Parasit, Ein Blutparasit der Rötelmaus
Hepatozoon, ein leicht beschaffbares Demonstrationsobjekt zur Parasitenkunde 129
Parasitenkunde, Ein Blutparasit der Rötelmaus
Hepatozoon, ein leicht beschaffbares Demonstrationsobjekt zur Parasitenkunde 129
Parasitische Brut, Die —
Glochidien der Teichmuschel 257
Parasitischer Pilz, Ein — 314
Partielle Nacktheit (Apterylosis) bei einem Wellensittich 69
Peracantha, Der Kleinkrebs — 186
Pflanzen, Mikroskopie der Arzneipflanzen
Dünndarmerregende Abführmittel 120
Pflanzen, Pflanzenverletzungen und ihre Heilung 78
Pflanzenverletzungen und ihre Heilung 78
Phloem, Zur Färbung der Plasmafäden durch Siebplatten des Phloems laubwerfender Bäume 127
Pilz, Ein parasitischer — 314
Pilze, Fleischfressende —
Schlingen und Leimruten für Fadenwürmer 97
Pilze, Leicht beschaffbares Anschauungsmaterial:
Coprophile Pilze 278
Pilze, Schlauchpilze im Unterricht
Xylariaceen als Demonstrationsobjekte 147
Pilzliche Sporenwände. Färbung pilzlicher Sporenwände mit Fuchsintannat 63
Planktische Bakterien mit Eisen- und Manganabscheidungen 137
Planktonformen, Schwebende Larven:
Drei Planktonformen aus Helgoland 356
Planktonnetz, Ein neues Nanno-Planktonnetz 126
Plankton-Schöpfdose, Eine praktische — 156
Plankton, Zieralgen im — 92
Plasmafäden, Zur Färbung der Plasmafäden durch Siebplatten des Phloems laubwerfender Bäume 127
Pollenkörner, Aufhellung von Pollenkörnern zur Beobachtung lange nach der Meiose auftretender Chromosomen der ersten Mitose 224
Pollenkörner, Eine Kehrmaschine für Blütenstaub
Zipfelkäfer leben von Pollenkörnern 293
Pollenmutterzellen, Reduktionsteilung bei der Madonnen-Lilie
Die Reifeteilungen der Pollenmutterzellen bei Lilium candidum 161
Pollen, Quetschpräparate von Gräser-Pollen zur Darstellung der Chromosomen 224
Präparat, Das histologische Häutchenpräparat Beispiel: Das Mesenterium 377
Präparat, Das überdimensionale Lebendpräparat
Ein Aquarienmikroskop 345
Präparat, Riesenchromosomen im Quetschpräparat
Ein leicht zu beschaffendes Objekt für cytologische und cytogenetische Untersuchungen 33
Präparate, Die Mikroaufnahme von Vergleichspräparaten 89
Präparate, Einfache Dauerpräparate von kleinen Milben 367
Präparate, Quetschpräparate von Gräser-Pollen zur Darstellung der Chromosomen 224
Präparation, Das Hühnchen im Ei
Präparation und Beobachtung der Keimscheibe 106
Präparation, Hinweise zur Präparation von Moosen 373
Quarzoptik, Mikrofotografie im Ultraviolett-Bereich ohne — 284
Querschnitt durch einen Lindenzweig 251
Quetschpräparat, Riesenchromosomen im —
Ein leicht zu beschaffendes Objekt für cytologische und cytogenetische Untersuchungen 33
Quetschpräparate von Gräser-Pollen zur Darstellung der Chromosomen 224
Rädertier, Fast wie Volvox ...
Das kolonienbildende Rädertier Conochilus 321
Rädertiere, Milieu-induzierte Entwicklungsvorgänge bei Rädertieren 255
Raumwirkung, Ein Kondensor mit — 214
Reduktionsteilung bei der Madonnen-Lilie
Die Reifeteilungen der Pollenmutterzellen bei Lilium candidum 161
Reifeteilungen, Reduktionsteilung bei der Madonnen-Lilie
Die Reifeteilungen der Pollenmutterzellen bei Lilium candidum 161
Riesenchromosomen im Quetschpräparat
Ein leicht zu beschaffendes Objekt für cytologische und cytogenetische Untersuchungen 33
Rötelmaus, Ein Blutparasit der —
Hepatozoon, ein leicht beschaffbares Demonstrationsobjekt zur Parasitenkunde 129
Roßkastanie, Die —
Studie zur Chemie und Mikroskopie 23
Ruderfußkrebs, Mißbildung der Schwanzgabel bei einem — 177
Safranin O, Eine Kombination der Eisenhämatoxylinfärbung mit — 63
Sauginfusorien des Süßwassers
Discophrya stammeri und Discophrya speciosa 225
Saugwürmer, Heilung für Millionen?
Saugwürmer und Bilharziose 230
Schalenamöben am Ufer eines Teiches 183
Scheibensterne
Mikroskopie fossiler Discoasteriden 268
Schlauchpilze im Unterricht
Xylariaceen als Demonstrationsobjekte 147
Schmale Objekte, Formataufteilung beim Kleinbildfilm zum Fotografieren schmaler Objekte 17
Schmetterlinge, Duftschuppen der — 82
Schmetterlinge, Glühende Augen
Wie fotografiert man die Augen der Nachtschmetterlinge? 145
Schmetterlingsflügel im Bild 81
Schmetterlingsgelege schlüpft aus, Ein — 238
Schneckenhaus, Nur ein — 146
Schneiden und Färben von Wollfasern 127

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

Schnellmethode zur Darstellung von Muskeln, Eine neue — 255
Schnitte, Haften und „Abschwimmen" aufgeklebter — 127
Schöpfdose. Eine praktische Plankton-Schöpfdose 156
Schule, Anthocyane — Betacyane: Farbstoffe im Zellsaft 87
Schule, Der innere Bau der Insekten
Studien an Larven von Zuckmücken und Stechmücken 55
Schule, Die Roßkastanie
Studie zur Chemie und Mikroskopie 23
Schule, Farbumschläge in Blütenblättern — unter dem Mikroskop verfolgt 315
Schule, Leicht beschaffbares Anschauungsmaterial: Coprophile Pilze 278
Schule, Schlauchpilze im Unterricht
Xylariaceen als Demonstrationsobjekte 147
Schuppen, Duftschuppen der Schmetterlinge 82
Schwanzgabel, Mißbildung der Schwanzgabel bei einem Ruderfußkrebs 177
Schwebende Schönheit
Die Staatsqualle und ihr Schwebeorgan 324
Schwebeorgan, Schwebende Schönheit
Die Staatsqualle und ihr Schwebeorgan 324
Seen, Mikroorganismen kleiner — 263
Selbstbau eines Membranfiltergerätes 219
Siebplatten, Zur Färbung der Plasmafäden durch Siebplatten des Phloems laubwerfender Bäume 127
Silberliniensystem, Eine neue Methode zur Darstellung des Silberliniensystems bei Wimpertieren 180
Sporenwände, Färbung pilzlicher Sporenwände mit Fuchsintannat 63
Spotvorsatz für Mikroskopierleuchte 254
Staatsquallen, Schwebende Schönheit
Die Staatsquallen und ihr Schwebeorgan 324
Stacheleier (Hystrichosphaeren) 111
Stechmücken, Der innere Bau der Insekten
Studien an Larven von Zuckmücken und Stechmücken 55
Stinkdrüsen, Weberknechte
II. Histologie: Kutikula, Stinkdrüsen, Blut, Exkretionsorgane, Geschlechtsorgane 240
Strahlenbegrenzung bei der Mikrofotografie in diffusem Licht, Die — 59
Studien, Der innere Bau der Insekten
Studien an Larven von Zuckmücken und Stechmücken 55
„Suchzeiger", ein Hilfsmittel in der Makrofotografie, Der — 176
Süßwasser, Sauginfusorien des Süßwassers
Discophrya stammeri und Discophrya speciosa 225
Symbiose, Algen und Tiere in — 44
Tarnkappen, Angeborene —
Beobachtungen an Wasserläufern 374
Teichmuschel, Die parasitische Brut
Glochidien der Teichmuschel 257
Teilungsanomalie bei einer Zieralge 47
Teilungsvorgänge, Blutbildung beim Hühnerkeim
Abnorme Teilungsvorgänge in Blutbildungszellen 104
Tetmemorus granulatus, Die Zellteilung bei der Zieralge — 330
Tiere und Algen in Symbiose 44
Tiere, Versuchsanordnung zur Beobachtung von Tieren fließender Gewässer 221
Tollwut, Nachweis der Negrischen Körperchen bei —
Eine einfache Brillantgrün-Safranin-Färbung 248
Tränenkristalle 178
Trennung der Chromosomen, Bleichmittel des Handels zur besseren Trennung der Chromosomen bei Orchideen 255
Triceratium antediluvianum, Die Kieselalge — 206
Überdimensionales Lebendpräparat, Das überdimensionale Lebendpräparat
Ein Aquarienmikroskop 345
Überschwemmte Äcker, Eine interessante Alge auf überschwemmten Äckern 11
Ultraviolett-Bereich ohne Quarzoptik, Mikrofotografie im — 284
Unterricht, Schlauchpilze im —
Xylariaceen als Demonstrationsobjekte 147
Untersuchungen, Embryologische Untersuchungen am Bergmolch
I. Beschaffung, Aufzucht und Beobachtung der Keime 361
Untersuchungen, Riesenchromosomen im Quetschpräparat
Ein leicht zu beschaffendes Objekt für cytologische und cytogenetische Untersuchungen 33
Vegetationskegel, Gut geschützt: Der — 353
Verdauungsorgane, Weberknechte
I. Anatomische Übersicht. Histologie der Verdauungsorgane 208
Verfahren, Das Köhlersche Beleuchtungsverfahren in der Mikroskopie 380
Vergleichspräparate, Die Mikroaufnahme von Vergleichspräparaten 89
Verknöcherung von Knorpel, Zum Studium der — 27
Versuche mit Wimperinfusorien, Einfache — 276
Versuchsanordnung zur Beobachtung von Tieren fließender Gewässer 221
Vitamine
Eigenschaften, Vorkommen und Nachweis der Vitamine
4. Folsäure und Pantothensäure 275
Volutin
II. Elektronenmikroskopische Beobachtungen an den Volutineinschlüssen der Blutregenalge 73
Volutineinschlüsse, Volutin
II. Elektronenmikroskopische Beobachtungen an den Volutineinschlüssen der Blutregenalge 73
Volvox . . ., Fast wie —
Das koloniebildende Rädertier Conochilus 321
Vorkommen der Vitamine
Vitamine
Eigenschaften, Vorkommen und Nachweis der Vitamine
4. Folsäure und Pantothensäure 275
Vorsatz, Spotvorsatz für Mikroskopierleuchte 254
Wasserfloh, Das Auge des Wasserflohs 283
Wasserläufer, Angeborene Tarnkappen
Beobachtungen an Wasserläufern 374
Weberknechte
I. Anatomische Übersicht. Histologie der Verdauungsorgane 208

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

Weberknechte
II. Histologie: Kutikula, Stinkdrüsen, Blut, Exkretionsorgane, Geschlechtsorgane 240
Weibliche Blüte, Die Kiefernblüte
I. Die männliche Blüte
Die weibliche Blüte im ersten Jahr 6
Weibliche Blüte
Die Kiefernblüte
II. Die weibliche Blüte im zweiten Jahr 37
Wellensittich, Partielle Nacktheit (Apterylosis) bei einem — 69
Wimperinfusorien, Einfache Versuche mit — 276
Wimpertier, Ein leicht zu züchtendes — Eine Meeresform aus der Gattung Euplotes
1. Kulturverfahren, Lebendbeobachtung, Kernfärbung, Entwicklungsverlauf 193
Wimpertiere, Eine neue Methode zur Darstellung des Silberliniensystems bei Wimpertieren 180
Winterhaft Boreus westwoodi, Der — Ein Eskimo unter den Insekten 117
Wollfaser, Schneiden und Färben von Wollfasern 127
Xylariaceen, Schlauchpilze im Unterricht
Xylariaceen als Demonstrationsobjekte 147
Zellen, Blutbildung beim Hühnerkeim
Abnorme Teilungsvorgänge in Blutbildungszellen 104
Zellen, Isolierte Nervenzellen 57
Zellen, Reduktionsteilung bei der Madonnen-Lilie
Die Reifeteilungen der Pollenmutterzellen bei Lilium candidum 161
Zellsaft, Anthocyane — Betacyane: Farbstoffe im Zellsaft 87
Zellteilung bei der Zieralge Micrasterias 289
Zellteilung bei der Zieralge Tetmemorus granulatus, Die — 330
Zieralge Micrasterias, Zellteilung bei der — 289
Zieralge, Teilungsanomalie bei einer — 47
Zieralge Tetmemorus granulatus, Die Zellteilung bei der — 330
Zieralgen im Plankton 92
Zipfelkäfer, Eine Kehrmaschine für Blütenstaub
Zipfelkäfer leben von Pollenkörnern 293
Zuckmücken, Der innere Bau der Insekten
Studien an Larven von Zuckmücken und Stechmücken 55
Zweckmäßige Eleganz:
Die Blattbeine des Krebses Chirocephalus 259

Buchbesprechungen

Bähr, W. H. (Hrsg.), Naturwissenschaft heute (Ref. Dr. D. Aichele) Heft 3
Brauner, L., und Bukatsch, Fr., Das kleine pflanzenphysiologische Praktikum (Ref. Prof. Dr. W. J. Fischer) Heft 11
Burck, H.-Chr., Histologische Technik (Ref. E. Woessner) Heft 9
Dunger, W., Tiere im Boden (Ref. Dr. O. Strebel) Heft 5
Esser, K., und Kuenen, R., Genetik der Pilze (Ref. Prof. Dr. H. F. Linskens) Heft 2
Foster, W. D., A history of parasitology (Geschichte der Parasitologie) (Ref. Dr. W. Frank) Heft 12
Fraser, James, Treibende Welt (eine Naturgeschichte des Meeresplanktons) (Ref. Dr. Heinz Streble) Heft 11
Freund, H., und Berg, A. (Hrsg.), Geschichte der Mikroskopie. Leben und Werk großer Forscher (Ref. H.-J. Reinig) Heft 3
Frey, G., Erkenntnis der Wirklichkeit (Ref. Dr. G. von Wahlert) Heft 5
Hegnauer, R., Chemotaxonomie der Pflanzen (Ref. Dr. D. Aichele) Heft 3
Hirschmann, W., und Zirnglebl, I., Bestimmungstabellen von 300 Uropodiden-Arten (Larven, Protonymphen, Deutonymphen, Weibchen, Männchen) (Ref. Dr. W. Karg) Heft 4
Krieger, W., und Gerloff, J., Die Gattung Cosmarium (Ref. Dr. K. Behre) Heft 3
Matthes, D., und Wenzel, G., Wimpertiere (Ciliaten) (Ref. Dr. J. Schwoerbel) Heft 8
Palissa, A., Bodenzoologie in Wissenschaft, Naturhaushalt und Wirtschaft (Ref. Dr. O. Strebel) Heft 5
Palissa, A., Die Tierwelt Mitteleuropas, Insekten 1. Teil: Apterygota (Ref. Dr. O. Strebel) Heft 5
Reichenbach-Klinke, H. H., Krankheiten und Schädigungen der Fische (Ref. Dr. W. Frank) Heft 12
Reploh, H., und Otte, H.-J. (Hrsg.), Lehrbuch der Medizinischen Mikrobiologie (Ref. Dr. J. Müller) Heft 11
Rewo, M. W., und Shukowa, M. D., Veterinärmedizinische Mikrobiologie (Ref. Dr. H. Faulhammer) Heft 7
Schaposchnikow, W. N., Zur Physiologie des Stoffwechsels von Bakterien im Zusammenhang mit der Evolution von Funktionen (Ref. Dr. H. H. Dittrich) Heft 8
Schwidetzky, Ilse, Das Menschenbild der Biologie (Ref. Dr. H.-H. Vogt) Heft 2
Siegel, B. M. (Hrsg.), Neue Entwicklungen in der Elektronenmikroskopie (Modern developments in Electron Microscopy) (Ref. Dr. G. F. Meyer) Heft 4
Sitte, P., Bau und Feinbau der Pflanzenzelle, eine Einführung (Ref. Dr. K. Freytag) Heft 11
Steubing, L.: Pflanzenökologisches Praktikum (Ref. Dr. H. W. Schwegler) Heft 1
Tasnádi-Kubacska, A., Paläopathologie, Pathologie der vorzeitlichen Tiere (Ref. Prof. Dr. E. Thenius) Heft 1
Wahlert, Dr. Gerd von, Molche und Salamander (Ref. Dr. R. Bader) Heft 1
Wahlert, Dr. Gerd von, Teilhard de Chardin und die moderne Theorie der Evolution der Organismen (Ref. Dr. G. Schubert) Heft 9
Weihe, W. H., Die Umwelt der Versuchstiere und ihre Standardisierung im biologischen Test (Ref. Dr. W. Frank) Heft4
Zimmermann, W., Die Telomtheorie (Ref. Dr. D. Aichele) Heft 3

© Elsevier GmbH. Alle R

MARTIN DECKART

Das „giftige“ Freibad

Amateurmikroskopiker klärt eine Plage auf

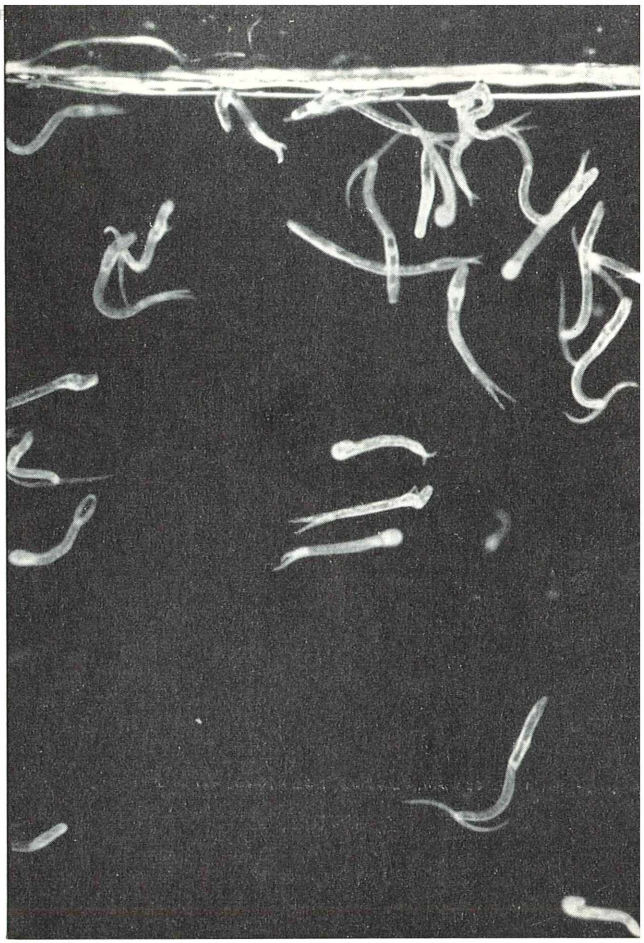


Bild 1: Die Cercarien des Saugwurms *Trichobilharzia szidati* verursachten in einem Freibad unangenehme Hautschädigungen bei Badenden. Die Aufnahme wurde bei schwacher Vergrößerung in der Kleinküvette angefertigt. Die Larven drängen nach der beleuchteten Wasseroberfläche.

Im Freibad einer kleinen Stadt klagten die Badegäste plötzlich im Sommer 1965 über übermäßig viele und sehr unangenehme „Mückenstiche“ — es gab auch einige, die behaupteten, das Wasser sei „giftig“. Die Hautschäden machten sich bei manchen nicht sonderlich schlimm bemerkbar, bei anderen häuften sie sich zu zusammenhängenden Blasengruppen, die sehr quälend juckten und vor allem bei Kindern sogar zu fiebrigen Erkrankungen führten. Merkwürdigerweise hatten Menschen, die nicht (oder nur ganz kurz) ins Wasser gingen, verhältnismäßig wenig Beschwerden. Auffällig war immerhin, daß sehr viele überaus kleine Mücken in den Hecken und niedrigen Bäumen des Geländes saßen und abends in großen Mengen schwärmten.

Einige amtliche Stellen wurden zu Hilfe gerufen. Jede stellte durch Planktonfänge fest, daß das Wasser des Beckens (das ein kleiner Teil eines größeren Weihers mit wunderschönem Bestand von Seerosen und Schilf ist) das sauberste Wasser des ganzen Landkreises sei und nichts enthielte, was zu irgendwelchen Beanstandungen Anlaß geben könnte.

Im daneben sehr schnell vorbeifließenden Bach wurden Larven von Kriebelmücken *(Simulium)* festgestellt, und unter den in einer Hecke gefangenen Mücken fanden sich wenige Kriebelmücken und Gnitzen (Ceratopogoniden).

Somit schien die Frage gelöst. Das doppelte amtliche Urteil lautete: „Mückenstiche“; bei den ärztlichen Beratungen wurden „Mückenstiche“ als Ursache bezeichnet und die Apotheken verkauften Salben gegen Mückenstiche.

Die Plage hörte aber nicht auf, und das Bad wurde von vielen gemieden.

Nun suchte ich aus dem schnellfließenden Bach ein paar Steine heraus und fand daran tatsächlich einige Larven von Kriebelmücken. Ich erinnerte mich aber an einen früheren Fund an anderer Stelle, wo ich auf jedem Quadratdezimeter der Steine Tausende der gleichen Larven gefunden hatte.

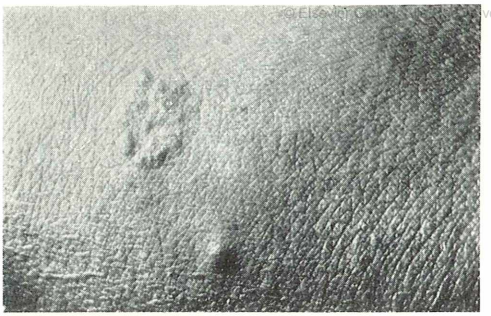


Bild 2: Diese Pusteln auf dem Unterarm wurden künstlich durch einen Tropfen und einen Spritzer cercarienhaltigen Wassers erzeugt.

Larven von Gnitzen fand ich nur zufällig eine einzige. Das ließ mir eine Kriebelmückenplage ausgeschlossen erscheinen, insbesondere, da das Vieh, das auf den umliegenden Wiesen weidete, keinerlei Beschwerden zeigte. Dieses hätte in allererster Linie (vor dem Menschen) unter einer großen Menge von Kriebelmücken leiden müssen, die sich dort mit Vorliebe in Ohren und Nasenlöcher feststechen und die Tiere aufs schwerste hätten plagen müssen. Hinzu kam, daß ich trotz sorgfältigstem Aufpassen nie bemerken konnte, daß mich eine Mücke stach, aber regelmäßig einige Stunden nach dem Bade juckende, gerötete Hautstellen hatte.

Darauf sammelte mir der Bademeister (der sehr aufmerksam auf die Ursache des Übels war) auf meinen Wunsch ein Glas mit vielen Schnecken. Es kam merkwürdigerweise fast nur eine einzige Art (diese aber massenhaft) im Badebecken vor. Sie wurde später von Dozent Dr. WÜLKER vom Zoologischen Institut der Universität Freiburg als die Lymnaeide *Radix ovata* bestimmt. Dieses Glas stand (gottlob) versehentlich (!) eine Stunde am Fenster in der Sonne, und an der beleuchteten Seite zeigte sich ein Gewimmel von sehr schnell beweglichen Tieren von fast 1 Millimeter Länge. Sie hatten (schon bei Lupenbetrachtung erkennbar) einen Kopfteil, einen länglichen Körper und einen gabelförmigen Schwanz. Die mikroskopische Untersuchung ergab, daß der „Kopfteil" mit zwei kräftigen Saugnäpfen versehen war, mit denen sich die Tiere an jeder Unterlage festzusaugen bemühten. Ich nehme an, daß sie aus diesem Grunde bei vorhergegangenen Planktonfängen nie gefunden wurden: Sie saugten sich wahrscheinlich am Netz fest, ehe sie in den Fangbecher kamen. Jedes Tier hatte zwei Augenflecke, und das macht die Ansammlung an der Sonnenseite des Glases verständlich: Sie waren stark positiv phototaktisch, und das war ihrer späteren Entwicklung recht förderlich, für die Badegäste aber bedenklich, denn die Tiere traten an der Wasseroberfläche in besonders großer Menge auf.

Diese Tiere erwiesen sich einwandfrei als die Ursache der Plage: Ich brachte einige Tropfen von dem sonnenbeschienenen Wasser, in dem sie herumwimmelten, auf meinen Unterarm. Nach etwa einer Viertelstunde entstand ein Brennen und eine sich rötende Schwellung genau an diesen Stellen. Die Schwellung juckte stark, hielt eine Woche an und klang dann im Laufe von etwa 3 Wochen langsam ab.

Die Ursache war also gefunden: Es handelte sich um „Cercarien", eine Entwicklungsform eines Saugwurmes (Trematoden). Der eigentliche Wirt des Parasiten ist ein Wasservogel, als Zwischenwirt dient die Schnecke, aus der die Cercarien zu Tausenden ins Wasser entlassen werden. In unserem Falle war es eine Cercarie der Gruppe *ocellata (Trichobilharzia szidati* NEUHAUS 1952). Die Cercarien brauchen zu ihrer weiteren Entwicklung als Endwirt einen Wasservogel (wahrscheinlich eine Entenart), in dessen Blutkreislauf sie eindringen und in dem sie zum endgültigen Saugwurm werden. Dieser kommt auf den verschiedensten Wegen durch die Organe des Vogels. Schließlich werden im Darm des Endwirtes die Fortpflanzungsprodukte entlassen, die dann wieder von Schnecken aufgenommen werden müssen, damit sich der Kreislauf schließt. In der Schnecke bilden sich dann wieder die Cercarien. Finden die aus der Schnecke ausschwärmenden Cercarien im Laufe ihrer Lebenszeit (die nach meinen Beobachtungen selbst in der Kleinküvette mehrere Tage dauern kann) keinen „adäquaten" Wirt, so bohren sie sich ersatzweise in jedes lebende Wesen ein, das ihnen begegnet, unter anderem (leider) auch „irrtümlich" in die Haut badender Menschen. Sie haben dort keine Aussicht auf weitere Entwicklung, die menschlichen Körpersäfte töten sie ab — aber jede einzelne in die Haut eingedrungene Cercarie erzeugt eine mückenstichähnliche juckende Pustel.

Es gibt sehr viele Arten von Saugwürmern (Trematoden), so gut wie alle leben als Innenschmarotzer in allen möglichen, meist warmblütigen Tieren. Alle haben einen mehr oder weniger, z. T. außerordentlich komplizierten Entwicklungsgang, oft mit einem mehrfachen Wirtswechsel. Zu ihnen gehört z. B. der Leberegel der Schafe, der der Landwirtschaft schweren Schaden zufügt (und leider gleichzeitig mit dem Abnehmen der Schafzucht auf Rinder überzugehen scheint). Auch er wird durch eine Schnecke übertragen. Zu ihnen gehören in den Tropen die Erreger sehr gefährlicher Krankheiten, die z. B. in Ländern mit Reisanbau viele Menschen (die ja dort ständig im Wasser stehen und mit den Händen im Wasser arbeiten müssen) zu Siech-

tum und zum Tode bringen, zu ihnen auch der Erreger der gefährlichen Bilharziose, die es unbedingt verbietet, in manchen tropischen Gewässern zu baden, da ihre Cercarien in den Blutkreislauf des Menschen eindringen und sehr schwere Krankheiten erzeugen *.

Es gibt gewisse Stellen am Bodensee, auch am Federsee bei Buchau und an vielen anderen Seen, wo die (gottlob sehr viel weniger schlimmen) Schädigungen den Badenden in ähnlicher Weise wie im geschilderten Falle bedrohen. Es sind auch Cercarien bekannt, die in Fische eindringen und schwere Fischsterben erzeugen können. Ganz allgemein sind es Schnecken, in denen sich die Cercarien entwickeln und aus denen sie ins Wasser entlassen werden.

Der Lebensgang dieser Saugwürmer muß uns recht eigenartig vorkommen: Fast jeder durchläuft einen zum Teil mehrfachen Wirtswechsel, vielfach mit einer komplizierten Wanderung aus einem Organ des Wirtes in das andere. In jedem Wirt und z. T. in jedem Organ des Wirtes erscheinen seine Entwicklungsstufen in anderer Form, manche mit geschlechtlicher, andere mit massenhafter ungeschlechtlicher Vermehrung.

* Vergleiche dazu: W. Frank, Ein gefährlicher Parasit: Der Pärchenegel Schistosoma (Bilharzia). Mikrokosmos **50**, 34—40, 1961.

Daß ganz nahe verwandte Gruppen dieser Tiere auch beim Menschen überaus gefährliche und weit verbreitete Krankheiten verursachen, wurde schon gesagt. Der Wanderweg im Körper des Menschen und der befallenen Tiere ist fast allgemein der folgende: Haut — rechtes Herz — Lunge — linkes Herz — Leber — Gefäßsystem der Leber. Je nach der Widerstandsfähigkeit des Wirtes gegen das Eindringen der Cercarien werden sie auf diesem Wege an verschiedenen Barrieren abgefangen, enzystiert und abgetötet. Bei manchen Wirten bewirkt ein früherer Befall eine teilweise oder vollkommene Resistenz gegen einen neuen, indem die „Barriere vorverlegt" wird. Der Mensch in den Breiten der gemäßigten Zone ist kein „adäquater" Wirt für die weitere Entwicklung der bei uns vorkommenden Cercarien; bei uns ist schon die Haut die Barriere, die ihrem weiteren Vordringen die entscheidende Schranke setzt. Allerdings entstehen dabei die geschilderten, z. T. recht unangenehmen Erscheinungen, und in vielen Fällen außer den mückenstichähnlichen Quaddeln auch noch sekundäre Reaktionen, die allerdings bisher nur aus den nördlichen USA und aus Canada bekannt sind: Auch an nichtbetroffenen Hautstellen entsteht ein Ausschlag, und Fieber kann hinzutreten.

Von der geschilderten Cercarie müssen viele Millionen zugrunde gehen, ehe es einer einzigen gelingen mag, den passenden Wasservogel zu erreichen, in dem die Entwicklung weiter gehen kann. Das alles könnte uns als höchst umständlicher Um-

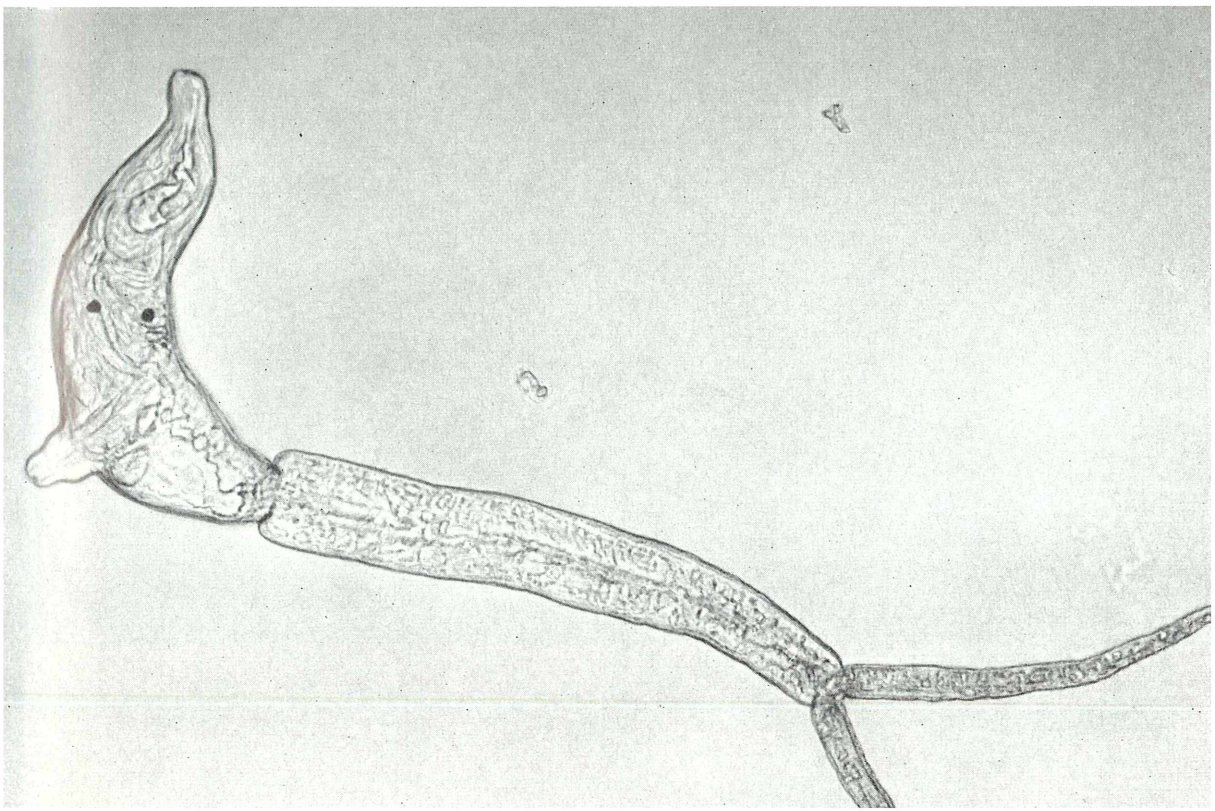


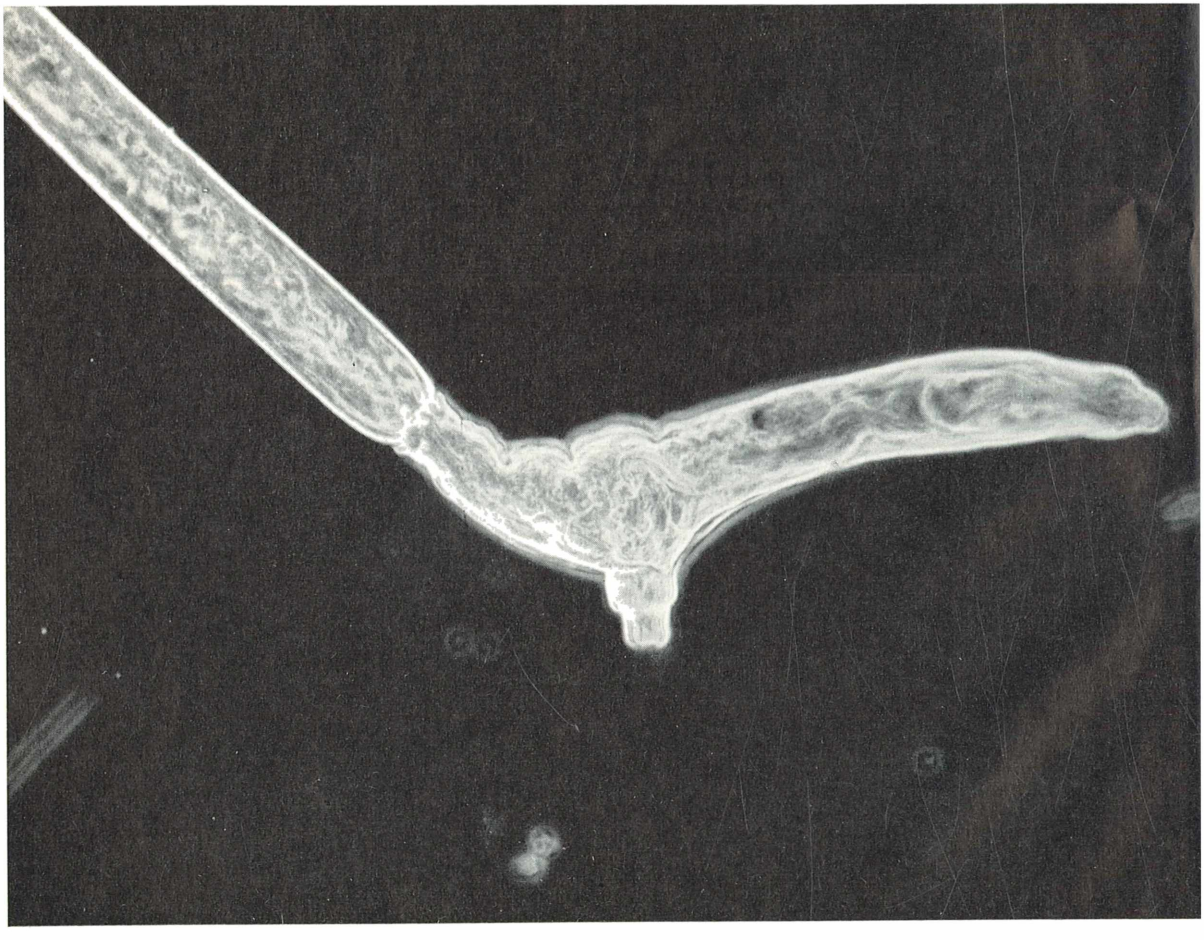
Bild 3: Eine Cercarie des Saugwurms *Trichobilharzia szidati* bei etwa 200facher Vergrößerung. Im vorderen Teil die Augenflecke und die beiden Saugnäpfe.

weg und als unendliche Verschwendung der Natur erscheinen. Allerdings wird das Auffinden des Endwirtes durch das Verhalten der Cercarien zum Licht erheblich erleichtert, da sie sich, durch ihre Ocellen (lichtempfindliche Organe) geleitet, bei Tageslicht in die obersten Wasserschichten begeben. Ganz allgemein sollte man sich aber vor Augen halten, daß kaum ein Binnenschmarotzer ohne Wirtswechsel existieren kann, weil er sonst beim Tode des Wirtstieres selbst zugrunde ginge, und daraus sollten wir diese allgemein verbreitete Erscheinung bei Innenparasiten verstehen.

Die Erzeugung riesiger Mengen von Individuen ist immer dort notwendig, wo eine sehr geringe Möglichkeit besteht, den nächsten Zwischenwirt zu erreichen. Sie ist uns auch nicht fremd, wenn wir an die unendliche Menge von Sporen und Samen denken, die von vielen Pflanzen erzeugt werden. Bereits CHARLES DARWIN hat ja betont, daß die wirksamste Waffe im sogenannten „Kampf ums Dasein" die Zahl der erzeugten Nachkommen ist, daß er also als „Geburtenkampf" bezeichnet werden müsse.

Zum rein Technischen, für den Fall, daß Cercarien vermutet werden, ist zu sagen: Planktonfänge haben wenig Aussicht auf Erfolg, teils aus den schon genannten Gründen, teils aber auch, weil ihre Lebensdauer gering ist und weil schon so wenige Cercarien zu einer Plage werden können, daß man sie überhaupt nicht ins Planktonnetz bekommt. Zum Glück sind Schnecken immer der Brennpunkt der Entwicklung von Saugwürmern: In sie dringen die Miracidien (erste Entwicklungsstadien) ein und entwickeln sich zu Cercarien, die dann ins Wasser abgegeben werden. Es ist aber ein Glücksspiel, 3 oder selbst auch 20 Schnecken zu sezieren, und wenn man in ihnen keine Cercarien gefunden hat, zu sagen, es seien keine vorhanden. Bei einem reichlichen Vorkommen von Schnecken genügen ganz wenige Prozent (vielleicht unter 1%) infizierte,

Bild 4: Die beiden Saugnäpfe sind bereit, sich an einem Gegenstand festzusaugen.



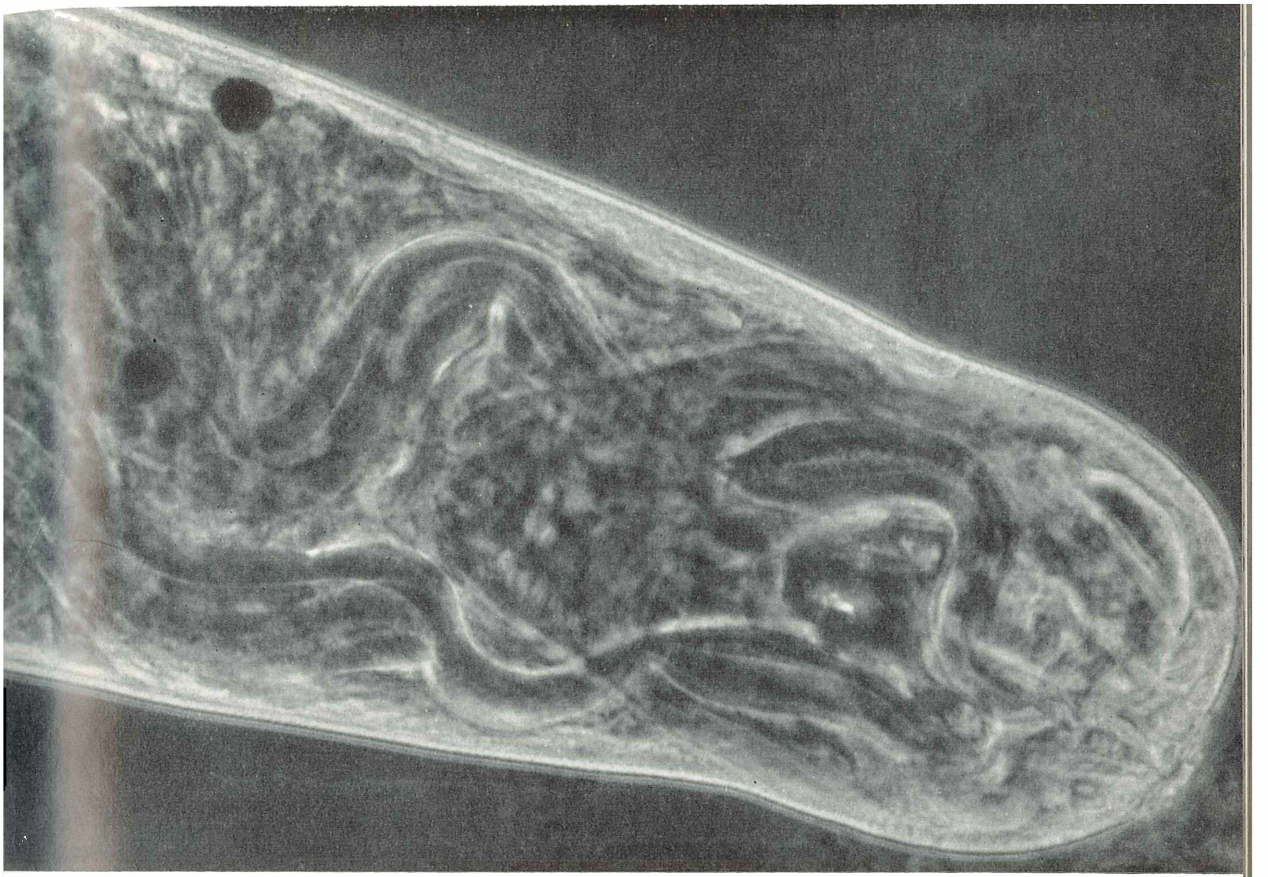


Bild 5: Bei etwa 500facher Vergrößerung erkennt man den vorderen Saugnapf, den gegabelten Darm und die Augen.

um eine Cercarienplage zu erzeugen, und es wird also ein reiner Zufall sein können, wenn man eine infizierte findet. Am sichersten scheint es mir, eine sehr große Menge von Schnecken zu sammeln (möglichst getrennt aus verschiedenen Teilen des verdächtigen Gebietes). Diese Gläser stellt man dann einseitig belichtet auf, und wenn man *dann* nach einiger Zeit an den am stärksten belichteten Stellen keine Cercarien findet (die durch ihre schnelle schlängelnde Bewegung im Licht ein regelrechtes Flimmern erzeugen), dann kann man mit einer gewissen Wahrscheinlichkeit sagen, es seien keine vorhanden.

Wie läßt sich das Übel bekämpfen? Wird die Plage im nächsten Jahr das Freibad wieder befallen? In dem begrenzten Gebiet, aus dem diese Schilderung stammt, ist eine Bekämpfung nur durch die Ausrottung dieser Schneckenart möglich, und dafür gibt es heute chemische Mittel, die die sonstige Biocönose des Weihers nicht stören. Es wird also im nächsten Jahr sicher möglich sein, in dem schönen Freibad dieser Stadt zu baden. — Dazu aber mußte sich ein Liebhabermikroskopiker zusammen mit einem sehr aufmerksamen Bademeister bemühen.

Dank bin ich schuldig Herrn Dozent Dr. Wülker vom Zoologischen Institut der Universität Freiburg, Dr. Zahner und Dr. Deufel vom Institut für Seenforschung in Langenargen, Herrn Dozent Dr. Dönges vom Tropenmedizinischen Institut der Universität Tübingen — und dem Bademeister Leingärtner in Bad Tölz für das Zustandekommen dieser Untersuchung und für Hinweise auf die zweckmäßige Bekämpfung.

Literaturhinweise:

1. Wesenberg-Lund: Biologie der Süßwasserinsekten.
2. Wesenberg-Lund: Biologie der Süßwassertiere.
3. Hesse-Doflein: Tierbau und Tierleben, Teil 2.
4. Dönges: Hautreaktionen bei Schistosomeninfektion (Deutsche Medizinische Wochenschrift. Stuttgart, 89/Nr. 32 1512—1516).

Verfasser: Martin Deckart, Bad Tölz, Gudrunstr. 9

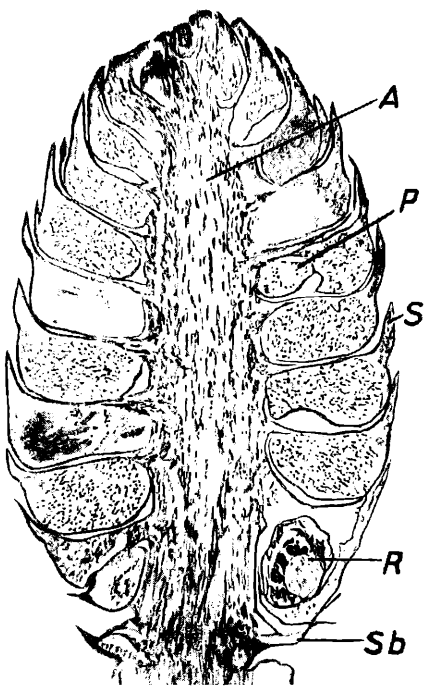
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/
ERWIN BUCHER
ALEXANDER PARETO

Die Kiefernblüte

I. Die männliche Blüte
Die weibliche Blüte im ersten Jahr

Unter einer „Blüte" stellen wir uns gewöhnlich Blumen wie Tulpen oder Rosen vor. Der Botaniker jedoch sieht als das Wesentliche einer Blüte die in den Dienst der Fortpflanzung gestellten und zu diesem Zweck umgestalteten „Blätter" an (Frucht- und Staubblätter). Diese „Blätter" sitzen an bestimmten Stellen des Sprosses in spiraliger oder stockwerkartiger Anordnung gehäuft. Sie können von anderen Blättern umhüllt sein, die im Dienst der „Werbung" stehen und durch Duft und Farbe ausgezeichnet sind, den Blütenblättern im engeren Sinne; doch kann eine solche Blütenhülle auch ganz fehlen. Einen solchen „optischen Schauapparat", der zudem verschiedenartige Gerüche und zuckerhaltige Säfte (= Nektar) absondert, benötigen nur Pflanzen, die bestäubende Tiere (hauptsächlich Insekten wie Schmetterlinge und Bienen) anlocken müssen.

Bild 1: Längsschnitt durch eine männliche Einzelblüte. *A* Blütenachse (Kurztrieb), *P* Pollensack Mikrosporangium), *R* Querschnitt durch eine Raupe, die sich im Zapfen von Pollenkörnern ernährte; in einigen Pollensäcken liegen statt Blütenstaub die Exkremente der Raupe, die hauptsächlich aus der unverdaulichen Außenhaut (Exine) der Pollen bestehen. *S* Schild des Staubblattes, *Sb* Schuppenblätter an der Basis der Blüte.



Tierblütigkeit (Zoogamie) ist die weitaus vorherrschende Art der Bestäubung. Bei vielen Pflanzen wird der Pollen auch durch Luftströmungen übertragen. Die windblütigen (anemogamen) Pflanzen können begreiflicherweise auf einen Schauapparat mit all seinen der Anlockung von Tieren dienenden Teilen verzichten. Ihre Blüten sind deshalb durch den Verlust einer auffälligen Hülle unscheinbar. Hierzu zählen fast alle Gymnospermen (Nacktsamige Pflanzen), darunter auch unsere heimischen Nadelbäume.

Meist sind es die Blüten der Kiefer (Gattung *Pinus*), die man (etwa in botanischen Kursen) zur Demonstration des Baues und der Bestäubung und Befruchtung der Gymnospermenblüte verwendet.

I. Die männliche Blüte

Bei den meisten unserer Gartenblumen sind Staubblätter (Mikrosporophylle) und Fruchtblätter (Makrosporophylle) in einer einzigen Blüte vereint. Bei *Pinus* jedoch ist jede Blüte eingeschlechtig: Es gibt sowohl männliche als auch weibliche Blüten.

Die männlichen Blüten finden wir im Frühjahr um Langtriebe zu mehreren angeordnet. Betrachten wir zunächst eine einzelne männliche Blüte, die auch „Zäpfchen" genannt wird (Bild 6 a).

An einer gestreckt spindelförmigen Achse (= Kurztrieb) stehen seitlich Staubblätter

© Elsevier GmbH. Alle

Bild 2: Einzelne Staubblätter längsgeschnitten.
L Leitbündel, *P* Pollensack, *Po* Pollen, *S* Schild.

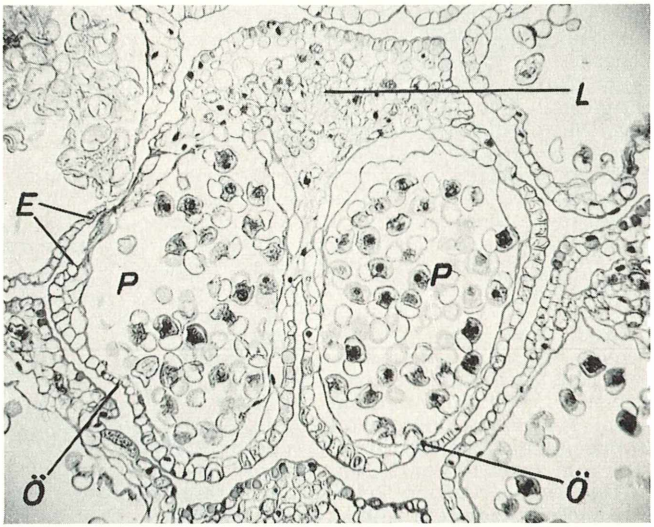


Bild 3: Staubblatt quer.
E Epidermis, *L* Leitbündel, *P* einzelner Pollensack, *Ö* spätere Aufrißstelle, an der sich der Pollensack öffnet.

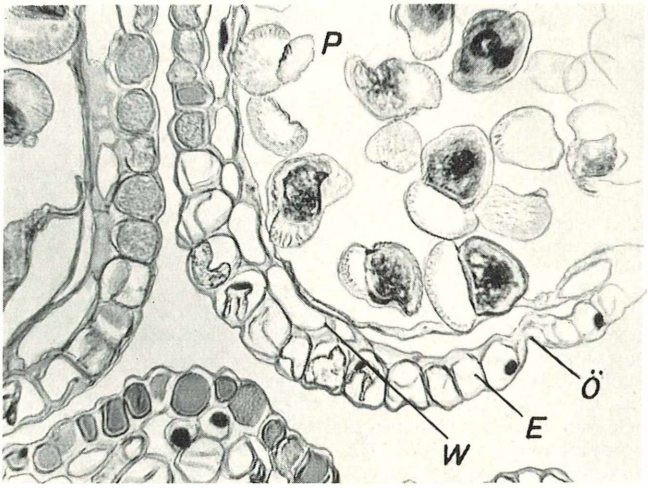


Bild 4: Ausschnitt aus einem Pollensack quer.
E verstärkte Epidermis, *W* Wandschicht, *P* Pollensack, *Ö* spätere Aufrißstelle mit zarten, unverdickten Epidermiszellen.

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

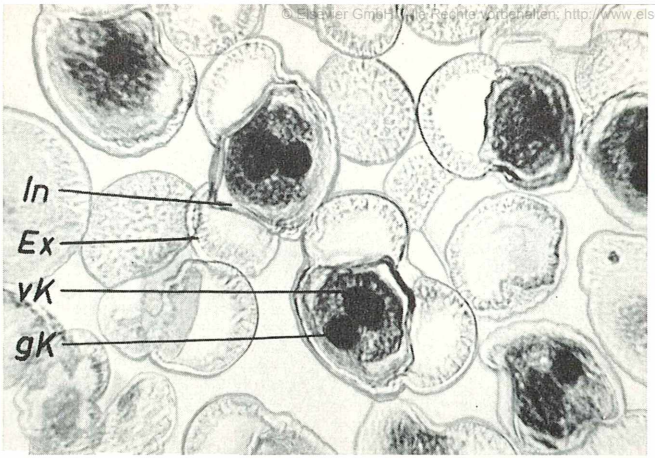


Bild 5: Pollenkörner.
In Intine, *Ex* Exine, *vK* vegetativer Kern, *gK* generativer Kern.

(Mikrosporophylle) mit je zwei an ihrer Unterseite hängenden Pollensäcken (= Mikrosporangien; Bild 6 b). Daher kann man auch die männliche Blüte als „Mikrosporophyllstand" bezeichnen. Wie auf den Bildern 1 und 2 zu sehen ist, wird jedes Staubblatt von einem Gefäßbündel versorgt.

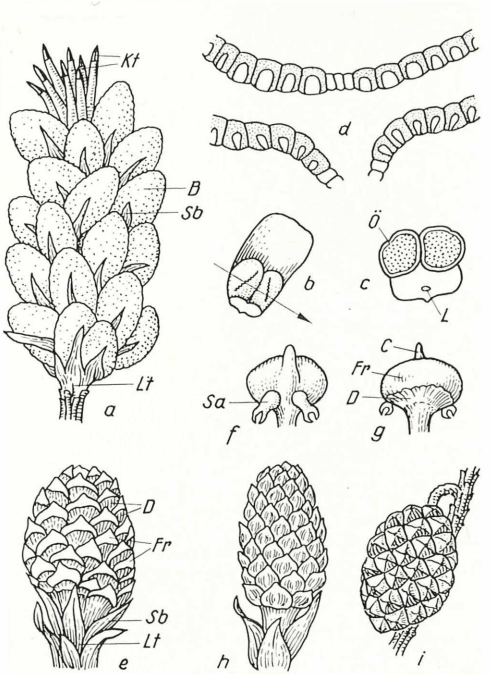
Die Aufgabe der Staubblätter ist es, in ihren Pollensäcken Blütenstaub zu erzeugen. Die jungen Pollensäcke bestehen zunächst aus zwei Zellschichten, nämlich der Epidermis (Außenhaut) und einer darunter gelegenen Zellschicht. Die Zellen der letzteren teilen sich periklin, d. h. die neuen Zellwände werden parallel zur Oberfläche des ganzen Organs eingezogen, wobei eine sogenannte primäre Wandschicht, die unmittelbar unter der Epidermis zu liegen kommt, und eine primäre „sporogene" Schicht entstehen. Die primäre Wandschicht teilt sich weiterhin periklin in 4—5 Wandschichten. Von ihnen nimmt die äußerste auch später an der Wandbildung des Sporangiums teil; die inneren entwickeln sich zum sogenannten Tapetum.

Aus der sporogenen Zellschicht entsteht durch Teilungen ein sporogenes Gewebe (= Archespor), dessen Zellen schließlich zu Sporenmutterzellen reifen. Diese bilden durch weitere Teilungen je vier Pollenkörner. Das Pollenkorn besitzt zwei „Häute": eine dicke Außenhaut (= Exine), die am Pollenkorn zwei charakteristische Luftsäcke ausbildet, und eine dünne Innenhaut (= Intine; Bild 5).

Das Tapetum bildet eine Hülle inhaltsreicher Zellen, die zur Ernährung des Archespors dienen. Nach der Reifung der Sporenmutterzellen zu den Pollenkörnern verschwindet allmählich das Tapetum vollständig. Somit hat ein reifer Pollensack nur zwei Wandschichten, nämlich die Epidermis und die übriggebliebene darunter-gelegene Zellschicht (Bild 4).

Ein Mikrosporangium muß an seiner Außenwand einen Öffnungsmechanismus besitzen. Die Innen- und Seitenwände der Epidermiszellen sind durch U-förmige Spangen verstärkt; die Außenwände da-

Bild 6:
a Männlicher Zapfen, zusammengesetzt aus mehreren Einzelblüten.
B Einzelblüte, *KT* Kurztriebe, *LT* Langtrieb, *Sb* Schuppenblatt (Hüllblatt).
b Einzelnes Staubblatt von unten gesehen mit den beiden Pollensäckchen und deren vorgebildeten Öffnungsleisten.
c Schematischer Querschnitt durch das Einzelstaubblatt in Höhe des Pfeiles.
L Leitbündel, *Ö* Öffnungsstelle.
d Schema des Öffnungsmechanismus. Obere Figur: Sporangium geschlossen, untere Figur: Sporangium geöffnet.
e Junger weiblicher Blütenstand.
D Deckschuppen, *Fr* Fruchtschuppen, *Sb* Schuppenblätter, *LT* Langtrieb.
f Weibliche Einzelblüte (Makrosporophyll) von oben.
Sa Samenanlage mit den Mikropylarzangen.
g Weibliche Einzelblüte von unten
C Crista, *Fr* Fruchtschuppe, *D* Deckschuppe.
h Weiblicher Blütenstand nach der Bestäubung.
Einjähriger weiblicher Blütenstand (Zapfen).



gegen bleiben unverstärkt und können beim Austrocknen der Zellinhalte nach innen eingedellt werden. Dadurch verkleinert sich die Oberfläche des Sporangiums etwas, was zu tangentialen Zugspannungen an der Oberfläche der Epidermis führt. Die dabei auftretenden Kräfte bewirken das Einreißen kleiner unverstärkter Zellen, welche auf der Unterseite der Pollensäcke schräg zu deren Längsachse eine schmale Leiste (präformierte Öffnungsstelle) bilden (Bild 6 b, c, d).

Damit der Pollen nach dem Aufreißen des Mikrosporangiums nicht mit einem einzigen Luftzug verweht werden kann, sind die Spitzen der Staubblätter nach oben zu sogenannten Schildern umgestaltet. Diese liegen dicht aneinander und schließen so den gesamten Zapfen nach außen hin ab. Sie besitzen an ihrer Unterseite wie die Sporangienepidermis gleichfalls zu hygroskopischen Bewegungen befähigte Zellen. Bei geringer Luftfeuchtigkeit (Spätfrühling) spreizen sich die Schilder von der Zapfenachse hinweg, so daß der Pollenstaub, der nach dem Aufreißen der Pollensackwand auf die Oberseite des nächstunteren Staubblattes zu liegen kommt,

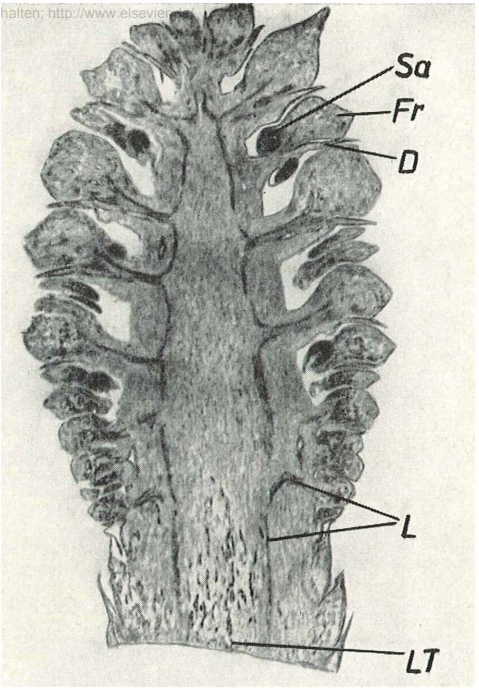


Bild 7: Weiblicher Blütenstand im Längsschnitt.
D Deckschuppe, *Fr* Fruchtschuppe, *Sa* Samenanlage, *L* Leitbündel, *LT* Langtrieb.

Bild 8: Weibliche Einzelblüte längs.
D Deckschuppe, *Fr* Fruchtschuppe, *I* Integumente.

Bild 9: Längsschnitt durch eine Samenanlage im Bereich der Mikropyle.
Nu Nucellus, *I* Integument, *Po* Pollenkorn, *Mp* Mikropyle.

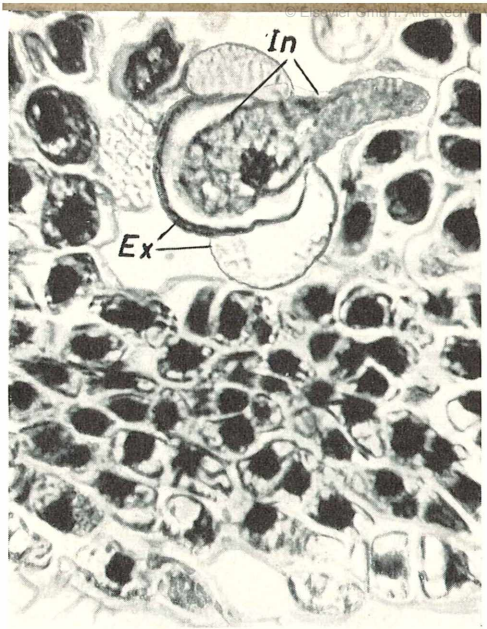
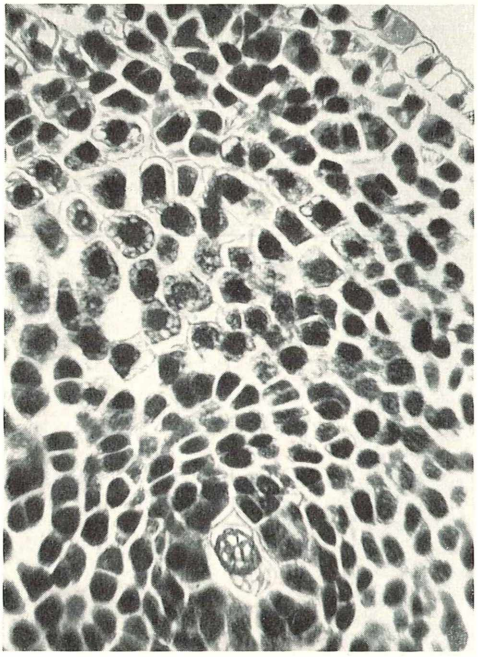


Bild 10: Auskeimendes Pollenkorn.
Ex Exine, *In* Intine, bildet jetzt die Wand des Pollenschlauches.

Bild 11: Makrospore im Nucellusgewebe eingeschlossen.



leicht aus dem Zapfen herausgeweht werden kann.

Der Kiefernpollen muß — wie der Pollen jeder windblütigen Pflanze — in großen Mengen erzeugt werden, was in bestimmten Jahren zu den im Volksmund als „Schwefelregen" und „Seeblüte" bezeichneten Erscheinungen führt. Daneben soll der Pollen möglichst lange in der Luft schweben, damit die Chance, daß ein Korn eine weibliche Blüte erreicht, vergrößert wird. Jedes Pollenkorn ist daher mit je zwei Luftsäcken versehen. Diese entstehen zunächst durch Auftreiben der Exine zu zwei flüssigkeitsgefüllten Blasen, die sich aber bei der Pollenreife mit Luft füllen.

In Bild 5 sind in einigen Pollenkörnern zwei Kerne mit den dazugehörigen Zellgrenzen zu sehen. Die Entstehung dieser Zellen im Pollenkorn ist ausführlich in Zach: „Anatomie der Blütenpflanzen" beschrieben.

II. Die weibliche Blüte

Der weibliche Kiefernzapfen steht im Gegensatz zu den männlichen Blütenständen endständig, d. h. am Ende eines Langtriebes. Äußerlich ähnelt er einem einzelnen männlichen Zapfen (Bild 1, 7); doch entspricht hier einem Kurztrieb eine fleischige Schuppe (= Fruchtschuppe), die aus der Achsel einer Deckschuppe entspringt (Bild 8). Auf der Oberseite der Fruchtschuppe sitzen zwei Samenanlagen (Bild 6 f, g. Auf Bild 8 ist nur eine Samenanlage geschnitten worden).

Die Samenanlage läßt sich in eine mehrschichtige Hülle (= Integument), die eine Öffnung ausspart (= Mikropyle) und ein inneres Gewebe (= Nucellus) gliedern (Bild 8). Den Eingang (Mikropyle) zum Nucellus überragen zwei Integumentfortsätze, die sich wie die Backen einer Zange gegenüberstehen. Man nennt diese Gebilde „Mikropylarzangen" (Bild 6 f).

1. Die weibliche Blüte im ersten Jahr

Zur Zeit der Bestäubung (etwa im Mai) streckt sich die Achse des weiblichen Zapfens, wodurch die einzelnen Blüten des Standes voneinander abrücken (Bild 6 e). Der Blütenstaub vermag nun auf die Fruchtschuppen zu gelangen, gleitet an ihnen herab und gelangt nun in den Bereich der einzelnen Mikropylarzangen, wo er an ihren etwas klebrig-feuchten Backeninnenseiten haften bleibt. Die Mikropylarzange rollt sich später ein und führt die „eingefangenen" Pollenkörner durch die Mikropyle an die Nucellusoberfläche heran (Bild 9). Dort keimt aus dem Pollenkorn der sogenannte Pollenschlauch aus. Dieser schiebt sich zwischen die Zellen des oberen Teiles des Nucellusgewebes ein (Bild 10). Am Ende der Vegetationsperiode stellt er sein Wachstum ein und verankert sich im Nucellusgewebe. Zur Zeit der Bestäubung hat sich in der weiblichen Blüte im Nucellusgewebe eine besondere, der Fortpflanzung dienende Zelle herausgebildet. Diese Zelle, auch Makrosporenmutterzelle genannt, teilt sich ihrerseits in vier Zellen,

von denen drei zugrunde gehen, die vierte aber zur Makrospore wird (Bild 11). Ein weiteres Jahr ist nun notwendig, damit aus der Makrospore das Prothallium (= Vorkeim) mit den Archegonien (Eizelle mit ihren Hilfszellen) zur Ausbildung kommt. (Wir werden diese Vorgänge in Teil 2 dieses Aufsatzes: „Die weibliche Blüte im zweiten Jahr" behandeln.)

Der Bestäubung läuft eine morphologische Veränderung des jungen weiblichen Zapfens parallel: Nach erfolgter Bestäubung schließen sich nämlich die stets weiterwachsenden Fruchtschuppen mit ihren Rändern zusammen und verkleben den ganzen Zapfen mit ausgeschwitztem Harz (Bild 6 h). Aus dem anfangs etwa 5 mm großen, aufrecht stehenden Blütenstand ist am Ende der Vegetationsperiode ein etwa haselnußgroßer, jetzt nach abwärts hängender Zapfen geworden (Bild 6 i).

Die männlichen Blüten haben ihre Aufgabe erfüllt, sind teilweise abgefallen und werden zur nächsten Vegetationsperiode neu gebildet. In den weiblichen Blüten jedoch spielen sich im nächsten Jahr noch die wichtigen Vorgänge der Befruchtung und der Samenbildung ab. Von der Zeit der Bestäubung bis zur Samenreife vergehen also mindestens zwei Jahre, während derer der weibliche Zapfen am Baum bleiben muß. Damit ist zugleich erklärt, warum an ein und demselben Baum Zapfen unterschiedlicher Größe und Form zu finden sind.

Literaturhinweise

1. Guttenberg, H. v.: Lehrbuch der Allgemeinen Botanik, Berlin 1951.
2. Goebel, K.: Morphologische und biologische Bemerkungen über die Pollenentleerung bei einigen Gymnospermen; in Flora 91 (1902).
3. Knoll, F.: Die Biologie der Blüte, Berlin 1956.
4. Schürhoff, P. N.: Die Zytologie der Blütenpflanzen, Stuttgart 1926.
5. Strasburger, E.: Das botanische Praktikum, Jena 1913.
6. Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik, Stuttgart 1962.
7. Zach, O.: Anatomie der Blütenpflanzen, Franckhsche Verlagshandlung, Stuttgart 1954.

Verfasser: Erwin Bucher, 8 München 54, Bingener Str. 39/0.
Alexander Pareto, 8 München 27, Beblo-Str. 11/2

ELSALORE KUSEL-FETZMANN

Eine interessante Alge auf überschwemmten Äckern

Nach den starken Regenfällen in den Monaten April und Mai 1965 blieben im Wiener Becken, Marchfeld und Burgenland auf vielen Äckern und Wiesen mehr oder weniger ausgedehnte Wasserlachen stehen. Getreide, Kartoffeln und andere Kulturpflanzen verfaulten, aber auch Regenwürmer, Käferlarven und sonstige Bodentiere gingen zugrunde. Nach wenigen Wochen überzogen sich viele dieser Wasserlachen mit dicken grünen Algenwatten, die sich oft sogar blasig über die Wasseroberfläche erhoben. Ein Blick durchs Mikroskop zeigte, daß in verschiedenen Wasserpfützen nicht immer die gleichen Algen waren. Einmal bestanden die Flöckchen aus der zierlichen Alge *Zygnema*, ein andermal wurden die dunkelgrünen Watten von der Schlauchalge *Vaucheria* gebildet. Es fielen nun einige Felder besonders auf, auf denen die Wasserlachen mit einer äußerst üppigen, voluminösen Algenmasse erfüllt waren. Die schon trocken liegenden Lachenränder bedeckte eine dicke Haut eingetrockneter Algenfäden, die mit zunehmender Austrocknung ihre Farbe von grün über bräunlich in ein schönes Rostrot verwandelten (Bild 1). Im Volksmund nennt man solche trockenen Algenmassen, die sich, einem Fließpapier ähnlich, in ganzen Flächen vom Boden abheben lassen, „Meteorpapier".

Es handelte sich bei dieser letzteren Alge um *Sphaeroplea annulina* (Roth) Agardh, deren Stellung im System der Grünalgen noch umstritten ist. Die langen Fäden sind stets unverzweigt, und in den Zellen, die über 1 mm lang werden können, liegen zahlreiche Zellkerne. Die Breite der drehrunden Zellen wechselt, liegt aber meist zwischen 0,03 und 0,05 mm. In annähernd

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

Bild 1: Eine durch Überschwemmung ausgefallene Stelle in einem Gerstenfeld. Der Boden ist von rotbraunem „Meteorpapier" bedeckt, einige Lachen führen noch Wasser und sind von Algen durchwuchert.

gleichen Abständen liegen der Wand bis zu 30 ringförmige Chlorophyllbänder an, die stellenweise durch fein ausgezogene grüne Zipfel auch in der Längsrichtung verbunden sind (Bild 2 a). Das Plasma kleidet die Zelle nur in dünner Schicht aus und durchsetzt im Bereich der grünen Ringe das Zelllumen diaphragmenartig. Dadurch wird der den größten Teil der Zelle einnehmende Saftraum in zahlreiche kurzzylindrische Kammern zerlegt. Daneben entstehen in den grünen Ringen auch neue kleine Vakuolen, die parallel mit dem Wachstum der Zelle sich vergrößern, bis sie den Umfang der anderen Vakuolen erreicht haben. Mit einem Tröpfchen Neutralrot (1 10000 in Leitungswasser), das man dem Präparat zusetzt, kann man leicht zeigen, daß die einzelnen Abschnitte des Saftraumes wirklich nicht zusammenhängen: Oft färben sich nämlich nebeneinander liegende Vakuolen dabei verschieden stark an (Bild 2 b).

Die Längswände der Fäden sind dünn und glatt, während die Querwände oft dick und mit unregelmäßigen Warzen versehen sind (Bild 2 a bei ×). Mit einigen Tropfen Chlor-Zink-Jod-Lösung färben sich diese Querwände schön violett, sie bestehen also aus Zellulose. Von anderen Stellen kann man aber auch *Sphaeroplea*-Zellen mit dünnen Querwänden sammeln.

Nimmt man ein Stückchen noch feuchtes, grünes „Meteorpapier" und betrachtet es unter dem Mikroskop, so kann man mühelos alle Stadien des Fruchtens beobachten. *Sphaeroplea* vermehrt sich, außer vegetativ durch Abbrechen und Auswachsen von einzelnen Fadenstücken, nur durch Eier, die von kleinen beweglichen Samenzellen befruchtet werden müssen. Dabei verwandeln die Zellen ohne Änderung ihrer äußeren Gestalt ihren Inhalt in die Geschlechtsprodukte. In den weiblichen Zellen verschwinden die grünen Ringe, Protoplasma und Chloroplasten klumpen sich an bestimmten Stellen zusammen, während die nackten Vakuolenhäute gut sichtbar ausgespannt bleiben (Bild 3 a). Schließlich runden sich die Klumpen zusehends ab und werden zu den Eizellen (Bild 3 c). In den männlichen Zellen, die im gleichen Faden liegen können, bemerkt man frühzeitig ein Ausbleichen und Vergilben der Chloroplasten, die mit dem Protoplasten in zahlreiche kleine Stückchen zerfallen (Bild 3 b), und bald wimmelt die ganze Zelle von einer Unzahl kleiner zweigeißeliger Spermien (Bild 4 a), die durch kleine Löcher in der Wand ausschwärmen und durch ähnliche Löcher in der Wand der weiblichen Zellen zu den Eizellen gelangen und diese befruchten. Die befruchtete Eizelle, Zygote genannt, bildet zuerst eine glatte Haut aus, wirft diese aber ab, sobald sich darunter die endgültige, dicke und stachelige Schale gebildet hat (Bild 4 b). War der Zygoteninhalt bis jetzt noch grün, so verfärbt er sich zusehends in orangerot, und ebenso gefärbte Fetttröpfchen werden sichtbar. In diesem Zustand ist die Alge gegen Austrocknung, Hitze und Kälte sehr resistent und kann mehrere Jahre lebensfähig überdauern. *Sphaeroplea annulina* gilt als ziemlich seltene Alge, obgleich sie sehr weit verbreitet zu sein scheint. Sie tritt manchmal einige Jahre hintereinander an einer Stelle auf, fehlt dann aber

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

Bild 2 a: Die ringförmigen, grünen Bänder hängen durch feine Längsverbindungen zusammen. Bei x dicke, stark lichtbrechende Querwand. Links davon ist der Faden im Längsschnitt zu sehen.
Bild 2 b: Durch Färbung mit Neutralrotlösung sind die einzelnen Vakuolenabschnitte sichtbar gemacht.

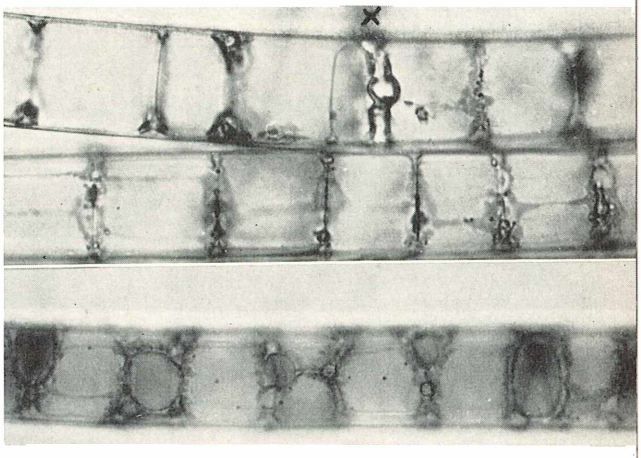


Bild 3 a: Beginnende Eizellbildung in einer weiblichen Zelle.
Bild 3 b: Eine männliche Zelle, deren Chloroplasten bei Beginn der Spermienentwicklung schon in feine Tröpfchen aufgelöst werden.
Bild 3 c: Reife, befruchtungsfähige Eizellen.

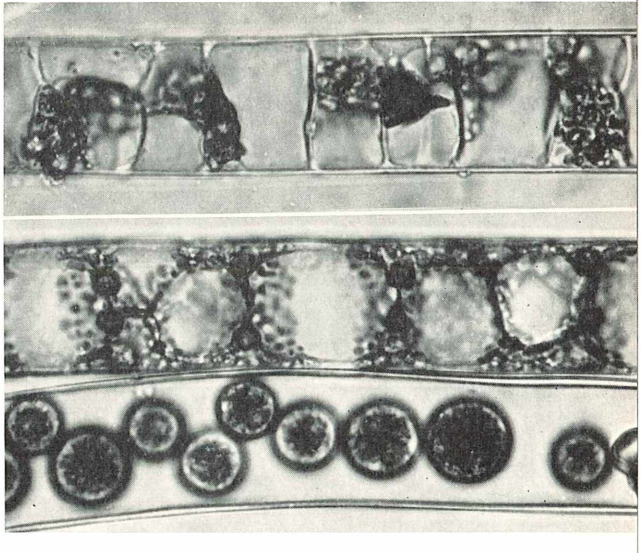
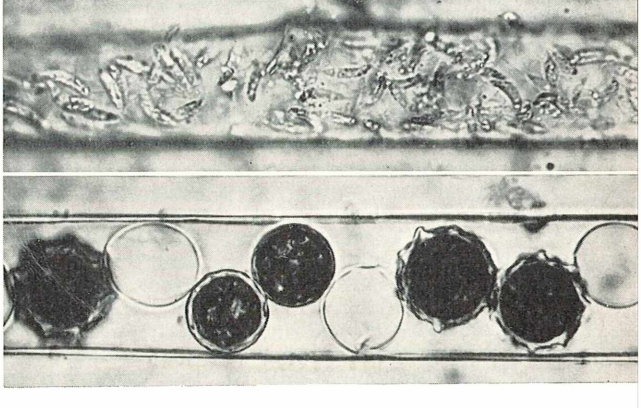


Bild 4 a: Reife Spermien vor dem Ausschwärmen.
Bild 4 b: Befruchtete Eizellen. Einige haben schon die Stachelhülle ausgebildet, daneben liegt die abgestreifte erste Zygotenwand.



wieder gänzlich. Ihre Vegetationszeit ist nur sehr kurz bemessen, ein bis zwei Monate im Frühjahr, dann ist nichts mehr von ihr zu sehen. Findet man aber diese interessante Alge einmal in einem Tümpel, einem Gartenteich oder auf nassen Äckern, so lohnt es sich gewiß, sie einige Stunden im Mikroskop zu betrachten!

Verfasserin: Univ.-Doz. Dr. E. Kusel-Fetzmann, Pflanzenphysiologisches Institut der Universität Wien, Wien I, Dr. Karl-Luegerring 1.

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

Hölzer aus frühgeschichtlichen Funden

Bestimmung von Holzproben aus dem Alamannenfriedhof von Oberflacht

Die Bestimmung von Holzproben aus frühgeschichtlichen Funden ist sowohl botanisch als auch kulturhistorisch wichtig: Die Hölzer, die für praktische und kultische Gegenstände verwendet wurden, lassen Rückschlüsse auf den Pflanzenbestand in früheren Epochen zu, sie ergänzen aber auch das Bild, das sich der Historiker von vor- und frühgeschichtlichen Kulturen macht.

Vor längerer Zeit hatte ich es übernommen, die Artzugehörigkeit des Holzes zahlreicher Fundgegenstände aus den Beständen des Landesmuseums in Stuttgart zu bestimmen. Es handelte sich um einen Beitrag zu einer Monographie der Kultur der Alamannen, die von dem inzwischen verstorbenen Dr. Roeren vom Württembergischen Landesmuseum in Angriff genommen worden war. Die Gerätschaften waren sehr verschiedenartig: Totenbettstätten, Totenbäume, Holzverschalungen von Gräbern, Waffen, Becher, Teller usw.; fast alle stammen aus dem Alamannenfriedhof von Oberflacht bei Tuttlingen, wo besonders günstige Bedingungen für die Erhaltung der Hölzer gegeben waren.

Diese Gegenstände, die zum Teil aus der Hauptgrabung des Jahres 1864, zum andern Teil aus der Nachgrabung der Jahre 1933 und 1934 stammen, waren auf recht verschiedene Weise konserviert worden; ihr Erhaltungszustand überdeckte die ganze Skala von „mürb" bis „hornig-hart". So bot die Herstellung von Dünnschnitten, die für eine sichere Artbestimmung unentbehrlich sind, erhebliche Schwierigkeiten. Diese wurden aber vom Oberpräparator des Museums, Herrn B. Urbon, in eleganter Weise überwunden; er hat im Juliheft 1961 des Mikrokosmos über die von ihm entwickelte Technik der Dünnschnittherstellung berichtet.

Mit Hilfe der von ihm gefertigten Querschnitte konnten die Holzbestimmungen im Jahre 1961 durchgeführt werden; durch den frühen Tod von Dr. Roeren blieb sein Werk jedoch unvollendet. Mir sei es daher erlaubt, an einigen Beispielen Ergebnisse dieser holzdiagnostischen Untersuchungen vorzuführen.

Nicht jedes der untersuchten Hölzer gestattete eine sichere Diagnose; in der großen Mehrzahl der Fälle war jedoch der Erhaltungszustand so, daß die Bestimmung keine oder jedenfalls keine unüberwindlichen Schwierigkeiten bereitete. Unter den insgesamt 165 Proben war die Eiche 38mal, die Rotbuche 30mal, die Esche 22mal, der Ahorn 21mal (dazu einige unsichere Fälle), die Hasel 10mal, die Weißtanne 6mal vertreten; in den Rest teilten sich, abgesehen von den unbestimmbaren Proben, Erle, Weide, Ulme, Kiefer, Eibe, Weißdorn und Buchsbaum; unsicher blieb die Birke.

Interessanter als diese Statistik sind die Anwendungsgebiete der verschiedenen Hölzer, doch müssen wir uns hier mit wenigen Andeutungen begnügen. Zur Verschalung der Grabkammern diente fast ausnahmslos Eichenholz (nur einmal war ein Buchenholzbrett „eingeschmuggelt" worden); eine Totenbettstatt der Grabung 1864 bestand, soweit untersucht, ausschließlich aus Buchenholz, für eine andere der Grabung 1933/34 hatte ebenfalls in der Hauptsache Buchenholz, für die Firststücke und die Zapfen jedoch Eichenholz und für die Eckpfosten und die gedrehten Teile des Geländers Ahornholz Verwendung gefunden.

Unter den Waffen erwiesen sich die Bogen als Esche und Hasel, einmal auch als Ulme; zu Lanzen und Speerschäften fand neben diesen beiden auch der Weißdorn Verwendung. Die Böden von Trinkbechern bestanden aus Weißtannenholz, die Feldflaschen, Schalen und Teller waren, soweit erkennbar, aus Eschenholz, Ahornholz und wohl auch aus Erlenmaserknollen gefertigt; zur Herstellung eines Holzleuchters diente

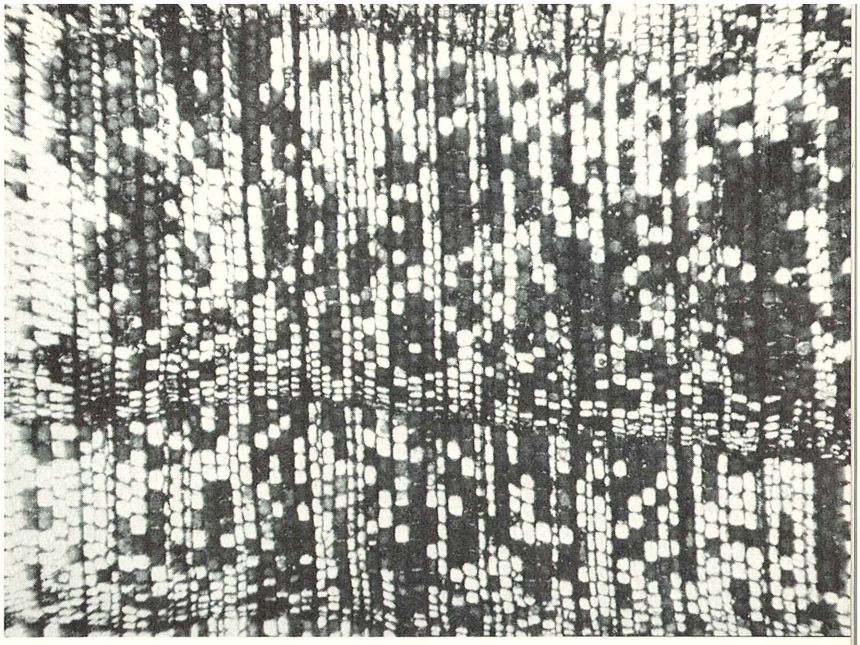


Bild 1: Tannenholz aus einem Alamannengrab.

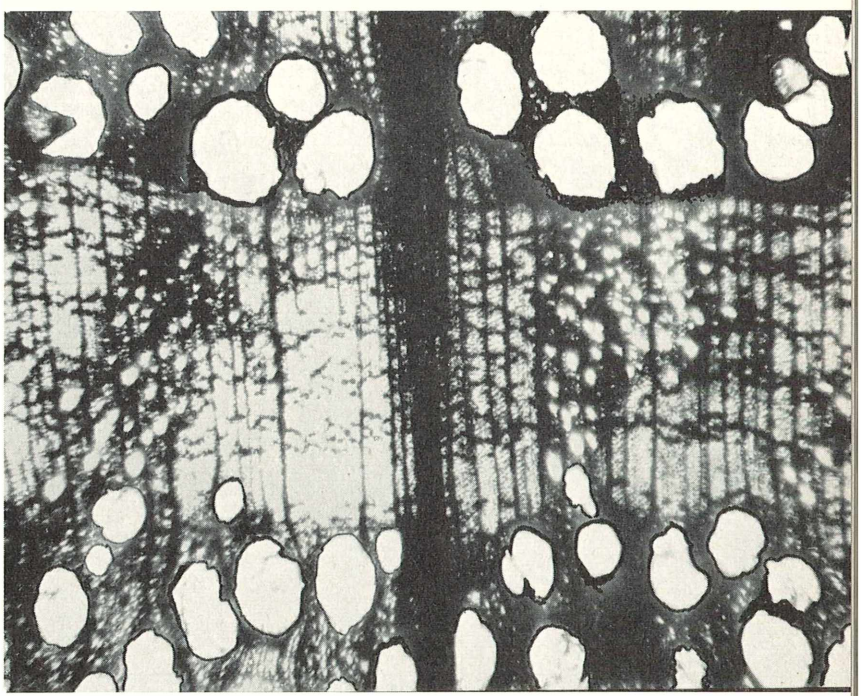


Bild 2: Eichenholz aus einem Alamannengrab.

Ahorn- und Buchenholz. Ein besonders aufschlußreicher Befund: Die Daube eines zylindrischen Gefäßes mit Ausgußtülle bestand aus Buchsbaumholz, ein Zeugnis dafür, daß schon damals Holz importiert wurde, da der Buchsbaum bei uns nur an wenigen Stellen im südlichsten Oberrheingebiet und im Moseltal wild vorkommt. Nur ein einziges Mal vertreten ist das Holz der Eibe, obgleich sie in nicht allzugroßer Entfernung von Oberflacht am Trauf der Südwestalb auch heute noch eine Reihe natürlicher Standorte besitzt und das Eibenholz schon seit der Jungsteinzeit vor allem zur Herstellung von Waffen Verwendung fand. Die fast überall klar zu Tage tretende Kenntnis von der besonderen Eignung der verschiedenen Hölzer für bestimmte Zwecke stellt ganz offensichtlich einen altehrwürdigen Erfahrungsschatz des Menschen dar,

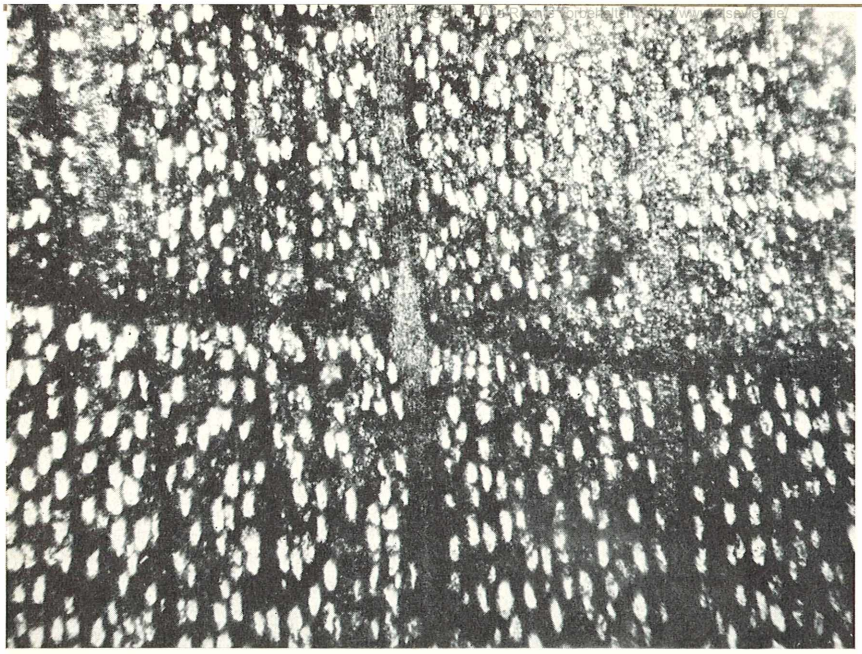


Bild 3: Buchenholz aus einem Alamannengrab.

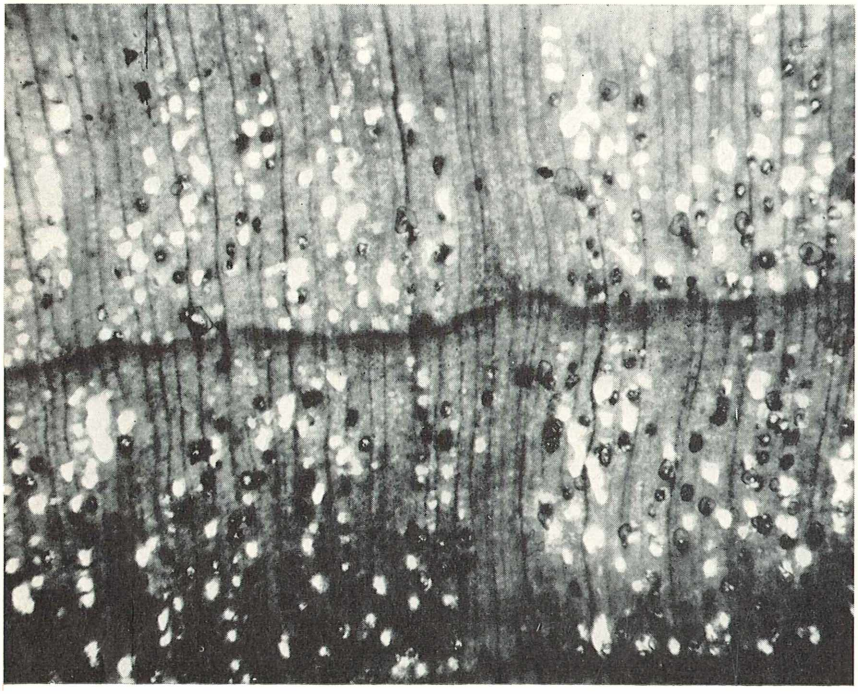


Bild 4: Haselholz aus einem Alamannengrab.

wofür als literarisches Zeugnis eine Übersicht von W. Holdheide „Über vor- und frühgeschichtliche Werkhölzer" in der Zeitschrift „Holz als Roh- und Werkstoff", 4. Jahrgang 1941, genannt sei.

Die folgenden vier Fotos mögen als Beispiele für den Erhaltungszustand der Holzfunde von Oberflacht dienen; daß ich hierfür die besten Objekte ausgewählt habe, wird man mir nicht verargen; ebenso wird der Betrachter Verständnis dafür haben, daß bei der Einbettung der mühsam gewonnenen Dünnschnitte Lufteinschlüsse in den Gefäßräumen nicht immer vermieden werden konnten, wie denn überhaupt nach Lage der Dinge die Schnittproben nicht mit solchen von Frischhölzern konkurrieren können.

Das Holz von Bild 1 straft allerdings diese Einschränkung Lügen; es handelt sich um

Weißtannenholz aus dem Boden eines Bechers der Grabung 1846. Klar tritt die Radialanordnung der Tracheiden heraus, kennzeichnend für Weißtanne ist das Fehlen von Harzgängen und (im Längsschnitt) das Fehlen von Spiralverdickungen in den Tracheidenwänden.

Von ringporigen Laubhölzern gibt Bild 2 ein Beispiel für das häufig verwendete und meist gut erhaltene Eichenholz; die großen Gefäße des Frühjahrsholzes, die Anordnung der kleinen Gefäße des Herbstholzes in radialen Gruppen zwischen den durch starken Glanz auffallenden gefäßfreien Partien, das Nebeneinander von einzelnen breiten und zahlreichen schmalen Markstrahlen machen die Artbestimmung leicht. Die Probe wurde einem Zapfen aus dem mittleren Bodenbrett einer Grabkammer entnommen.

Das Holz der Rotbuche (Bild 3) diene als Beispiel für ein zerstreutporiges Laubholz; die Gefäße sind fast gleichmäßig über den ganzen Jahresring verteilt; kennzeichnend ist auch hier das Nebeneinander von schmalen und sehr breiten Markstrahlen. Die Probe ist aus einem Firststück einer Totenbettstatt gewonnen.

Das Haselholz aus Bild 4 mag schließlich als Vertreter der zerstreutporigen Laubhölzer mit Scheinmarkstrahlen dienen; unter Scheinmarkstrahlen sind Anhäufungen parallel verlaufender schmaler Markstrahlen zu verstehen, die durch Parenchym-Zwischenlagen zu gefäßfreien, unscharf begrenzten Radialstreifen zusammengeschlossen sind. Ein solcher Scheinmarkstrahl ist in unserem Bild links der Mitte deutlich erkennbar.

Für die Anfertigung der Mikroaufnahmen schulde ich Frl. Ruth Kautt vom Botanischen Institut Tübingen Dank. Dank und Anerkennung verdient auch Herr B. Urbon vom Württembergischen Landesmuseum.

Verfasser: Prof. Dr. Paul Filzer, Tübingen-Lustnau, Eduard-Haber-Str. 14

HANS-JOACHIM REINIG

Formataufteilung beim Kleinbildfilm zum Fotografieren schmaler Objekte

Schon seit 50 Jahren wird in der Portraitfotografie das Negativformat unterteilt, um bei Aufnahmen für die Verbrecherkartei die Frontalansicht und zwei Seitenansichten einer Person auf derselben Platte unterzubringen. Die Aufteilung erfolgt mit einer verschiebbaren Kassette, die jeweils nur ein Drittel des Plattenformats zur Belichtung freigibt. Auch im Mikrokosmos wurde schon über einen „Plattenteiler" berichtet.

Ich wende ein vergleichbares Verfahren an, seit ich große Mengen von langgestreckten Insekteneiern zu fotografieren habe, die das normale Kleinbildformat nur unvollkommen ausfüllen. Mit Hilfe einer einfachen Vorrichtung teile ich das Leicaformat 24×36 mm in zwei Formate 12×36 mm auf (Bild 1). Ich büße dabei kein Auflösungsvermögen ein, denn ich bilde das Ei bei der Aufnahme genauso groß ab, als stünde mir das ganze Format zur Verfügung. Die sonst ungenutzte Fläche wird jetzt für die Aufnahme eines zweiten Eies benutzt. Wie beim Doppel-8-mm-Schmalfilm belichte ich zuerst die eine Filmhälfte und verdecke dabei die andere Bildfensterhälfte mit einer Blende. Nach dem ersten Filmdurchlauf spule ich zurück, drehe die Blende um 180° und belichte im zweiten Durchlauf die andere Filmhälfte. Die Blende besteht aus geschwärzter Messingfolie von 0,1 mm Stärke, die auf einen Metallring geklebt ist, der genau in die Objektivbohrung des feststehenden Teiles am Leitz-Wechselschlitten paßt (Bild 2). So wird in der Einstell-Stellung des Wechselschlittens auch die halbe Mattscheibe abgedeckt: ein wichtiger Hinweis darauf, daß nur das halbe Filmformat zur Verfügung steht. Die Blende darf allerdings nur dann an dieser Stelle angeordnet werden, wenn, wie beim Fotografieren von Insekteneiern, mit einem

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

Lupenobjektiv und großem Balgenauszug gearbeitet wird. Bei kurzem Auszug ist die Blende in unmittelbarer Nähe der Filmebene anzubringen. Bei der Leica und den meisten anderen Kameras ist dies auch ohne weiteres möglich. In diesem Fall muß die Mattscheibe jedoch markiert werden, damit kein Zweifel besteht, welche Formathälfte gerade zur Belichtung frei ist. Bei der echten Mikroaufnahme kommt die formataufteilende Blende in die Blendenebene des Okulars. Gleichgültig wo die Blende angeordnet ist, muß sie nach dem ersten Filmdurchlauf um 180° gedreht werden.

Das Verfahren der Formataufteilung ist überaus wirtschaftlich, denn ich spare außer dem Filmmaterial für den zweiten Film noch die Zeit und die Chemikalien für seine Entwicklung sowie seinen Platz im Trockenschrank und in der Filmtüte. Deshalb bin ich auch bei der Reproduktion von Buchseiten (nicht zu großen Formats) dazu übergegangen, das Kleinbildformat in zwei Bildfelder 18×24 mm, die nacheinander belichtet werden, aufzuteilen. Ein Kleinbildfilm faßt dann, noch gut lesbar, 144 Buchseiten.

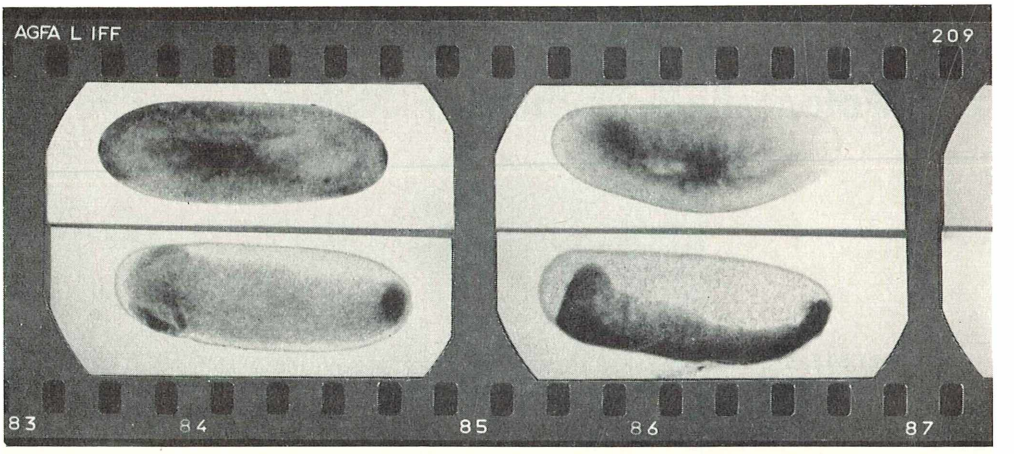
Literatur:

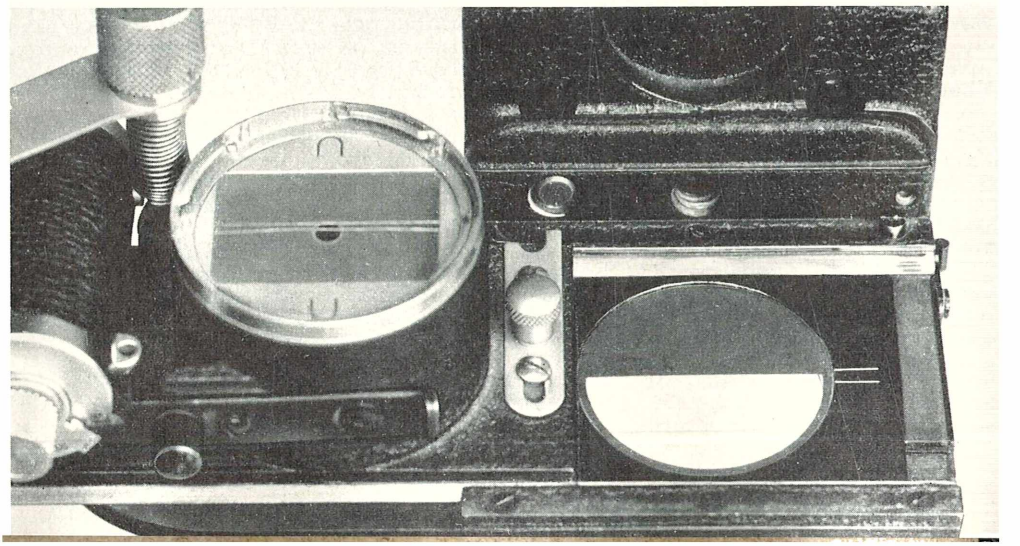
SCHENDELL, G.: Der Plattenteiler. Mikrokosmos **38**, 1948/49: Seite 68—69.

Verfasser: Hans-Joachim Reinig, 87 Würzburg, Franziskanergasse 1.

Bild 1: Embryonalstadien der Stachelbeerblattwespe, raumsparend fotografiert durch Unterteilung des Negativformats.

Bild 2: Leitz-Wechselschlitten mit eingesetzter Halbblende zur Unterteilung des Negativformats. Der bewegliche Teil ist herausgezogen um die Blende zu zeigen.





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

Wie vermeidet man Farbstiche bei Mikroaufnahmen?

Mikropräparate sind oft entweder nicht haltbar oder ohne größeren Aufwand nicht wiederzubeschaffen. Deshalb ist man in der Praxis häufig darauf angewiesen, von vornherein durch bewußt gesteuerte Aufnahmetechnik eine weitgehend originalgetreue Deckung und Farbwiedergabe im Diapositiv zu erzielen. Im folgenden werden Probleme beschrieben, die in der Mikrofotografie auftreten und deren genaue Kenntnis im Interesse einer gleichbleibend guten Bildqualität und einer rationellen Arbeitsweise unerläßlich ist.

Wesentliche Voraussetzung für einwandfreies Bildmaterial ist die Reproduzierbarkeit der Aufnahmebedingungen. Dies erstreckt sich vor allem auf die speziellen sensitometrischen Eigenschaften des Filmmaterials. Die Fertigungstoleranzen der heutigen Markenfilme sind so eng begrenzt, daß sich fabrikationsbedingte Schwankungen bei Allgemeinempfindlichkeit und Farbabstimmung nicht merklich auswirken können. Entsprechendes gilt auch für die Verarbeitung bei den von den Herstellern betriebenen oder kontrollierten Umkehranstalten. Die Vermutung, daß Filme schon von der Fabrikation her die Voraussetzungen für das spätere Auftreten von Farbstichen mitbringen, ist abwegig.

Der Verbraucher kann im allgemeinen nicht ohne weiteres beurteilen, welchen Alterungsgrad ein Film erreicht hat, wenn er ihn erwirbt. Innerhalb der auf der Packung angegebenen Garantiefrist übernimmt der Hersteller zwar die Garantie für die einwandfreie Beschaffenheit des Materials, doch mit der Einschränkung, daß der Film bis zur Verarbeitung unter genau definierten Bedingungen gelagert und innerhalb eines angemessenen Zeitraumes nach der Belichtung verarbeitet wird. Es ist demzufolge ratsam, solche Filme zu kaufen, bei denen die Garantiefrist noch möglichst lang ist. Dieses Material wird am besten originalverpackt bis zum Verbrauch im Kühlschrank aufbewahrt. Damit ist das Risiko, daß ein Film außerhalb des Einflußbereiches von Hersteller und Verbraucher ungünstigen Klimabedingungen ausgesetzt war und infolgedessen kein korrektes Farbgleichgewicht mehr erbringen kann, auf ein Minimum beschränkt.

Das durch die Belichtung erzeugte latente Bild ist nicht unbegrenzt haltbar. Es bildet sich im Laufe der Zeit zurück, wobei jede Emulsion ein anderes Verhalten zeigt. War der Zeitraum zwischen Belichtung und Verarbeitung zu lang, so werden Aufnahmen auf Dreischichten-Farbfilmen auch trotz richtiger Aufnahmetechnik nach der Entwicklung nicht nur zu dunkel, sondern auch farbstichig. Zwischen Belichtung und Verarbeitung dürfen keinesfalls mehr als drei bis höchstens vier Wochen vergehen.

Jedes Farbumkehrmaterial kann nur bei einer ganz bestimmten Farbtemperatur des Aufnahmelichtes die Objektfarben „naturgetreu" wiedergeben. Den durchschnittlichen Belangen der Praxis entsprechend werden deshalb für Tageslicht und für Glühlampenlicht abgestimmte Emulsionen geliefert. Weicht die Farbtemperatur des Aufnahmelichtes von derjenigen, für die eine Filmsorte vorgesehen ist, ab, so muß sich, falls die Differenz nicht durch andere entgegengesetzte Einflüsse aufgehoben wird, ein Farbstich im späteren Diapositiv ergeben.

Wenig bekannt und deshalb meist unbeachtet ist der sogenannte Schwarzschildeffekt: Bei gleichen Lichtmengen, die auf eine fotografische Emulsion einwirken, ergeben sich unterschiedliche Dichten, wenn einmal Licht hoher Intensität kurzzeitig und zum anderen Licht geringer Intensität entsprechend lange einwirkt. Auch hier reagieren die drei verschieden sensibilisierten Schichten der Farbfilme unterschiedlich, und es kann nicht nur zu unerwünschten Abweichungen in der Gesamtdichte, sondern auch zu Verschiebungen des Farbgleichgewichtes kommen. Für die mikrofotografische Praxis ergibt sich:

Belichtungszeiten können nur mit einem genügend empfindlichen Meßgerät zuverlässig ermittelt werden. Normalerweise werden Belichtungsmesser bei gleichblei-

bender Objekthelligkeit geeicht und die Belichtungszeiten werden variiert. Bei der Festlegung des Eichwertes für Colorumkehrfilm muß jedoch das Schwarzschildverhalten berücksichtigt werden: Die Belichtungszeiten sind also gleichzuhalten und die Lichtintensitäten sind zu variieren. Logischerweise wird man diejenige Belichtungszeit wählen, für die die betreffende Filmsorte neutral abgestimmt ist (z. B. Agfacolor CT 18: $^1/_{125}$ sec, Agfacolor CK 20: 1 sec, Kodak Ektachrome — Tageslicht: $^1/_{00}$ sec, Kodak Ektachrome Type B: $^1/_2$ sec). Die Objekthelligkeit darf nun natürlich nicht durch Verstellen der Stromspannung verändert werden, weil damit nämlich auch eine Farbtemperaturänderung verbunden wäre. Ausnahmsweise dürfen optische Gesichtspunkte außer acht gelassen und die Lichthelligkeit durch die Aperturblende variiert werden. Schließlich kommt es nur darauf an, verschiedene Helligkeiten zu erzeugen, wobei die Bildschärfe keine Rolle spielt. Man kann sich auch helfen, indem man gegeneinander verdrehbare Polarisationsfilter *zwischen Objekt und Lichtquelle* (um etwaige Polarisationseffekte im Objekt zu vermeiden!) setzt und dann jeweils verschiedene Löschungsgrade einstellt. Als Objekt sollte zweckmäßigerweise ein neutralgraues benutzt werden, bei dem die Licht- und Schattenverteilung etwa gleich ist (Diatomeenpräparat). Zeigt später auf dem entwickelten Film diejenige Aufnahme, die am besten gedeckt ist und die deshalb zur Festlegung des Eichwertes dienen soll, einen Blau- oder Rotstich, so müssen nochmals zur Korrektur dieser sich aus der Farbtemperaturdifferenz ergebenden Abweichung Testaufnahmen gemacht werden. Am besten verändert man die Farbtemperatur des Lichtes durch Änderung der Stromspannung. Sind die ersten Aufnahmen zu blau, so ist die Spannung herabzusetzen; sind sie hingegen zu rot ausgefallen, so muß die Spannung am Regeltransformator erhöht werden. Die sich zwangsläufig mit der Spannungsveränderung ergebende Änderung der Lichtintensität ist wiederum durch Nachstellen der Aperturblende oder der Polfilter auszugleichen. Dazu bringt man die Meßzelle in den Abbildungsstrahlengang und paßt die Objekthelligkeit unter Beobachtung der Belichtungsmesserskala wieder an. Auf dem entwickelten Film müssen nachher gleichmäßig gedeckte, in der Farbabstimmung aber verschiedene Dias enthalten sein.

Es ist für Farbaufnahmen unerläßlich, daß die Stromspannung genau kontrolliert werden kann. Ein automatischer Spannungskonstanthalter wird wohl nur selten zur Verfügung stehen. Jede auch noch so geringfügig erscheinende Abweichung von der vorher ermittelten „Neutralspannung", wie sie sich beispielsweise durch Einstellungenauigkeiten oder durch Schwankungen im Stromnetz ergeben kann, bringt eine erhebliche Veränderung der Farbtemperatur mit sich. Im Bereich niederer Farbtemperaturen (Glühlampenlicht) wirken sich Schwankungen auf die Farbwiedergabe ungleich stärker als bei relativ hohen Werten (Tageslicht) aus. Auch bei korrekt eingestellter Betriebsspannung verschiebt sich bei zunehmender Gebrauchsdauer der Glühlampen die Farbtemperatur nach Rot hin. Sowie das zum ersten Mal deutlich wird (wenn ohne ersichtlichen anderen Grund die Dias zu rot ausfallen), sollte die Lampe gegen eine neue ausgetauscht werden. Nach meinen Erfahrungen liegt der für Kunstlichtfilme günstigste Farbtemperaturwert bei Lampen vom Typ Leitz Monla je nach Mikroskop bei Spannungen zwischen 5 und 6 V. Für Aufnahmen auf Tageslichtfilm ist ein Blaufilter (z. B. Lifa) CB 12 in den Beleuchtungsstrahlengang zu schalten.

Wenn nicht besondere Umstände zu anderem zwingen, sollten für Mikroaufnahmen grundsätzlich Kunstlichtfilme verwendet werden. Diese Filmsorten sind von vornherein für relativ lange Belichtungszeiten neutral abgestimmt, und es ergeben sich günstigere Verhältnisse bezüglich der durch das Schwarzschildverhalten erforderlichen Korrekturen. Für alle Belichtungszeiten, die von den „Neutralwerten" wesentlich abweichen, müssen die vom Belichtungsmesser angezeigten Werte um bestimmte Faktoren verlängert und die Farbverschiebungen durch geeignete Filter, die in den Beleuchtungsstrahlengang einzubringen sind, kompensiert werden. Mit dem Schwarzschildeffekt wird man sich besonders dann auseinanderzusetzen haben, wenn Abbildungsmaßstäbe gewechselt werden. Auf die Korrekturwerte und die für jedes Filmmaterial typischen Merkmale kann hier nicht näher eingegangen werden. Von den Herstellern sind die entsprechenden Angaben veröffentlicht worden und sie werden Interessenten auf Anfrage zur Verfügung gestellt. Bedauerlicherweise werden sensitometrische Werte und Filter nicht in einheitlicher Weise bezeichnet.

Zunächst erscheint es vielleicht etwas verwirrend, wenn man sich bewußt wird, welche Besonderheiten sich bei Farbaufnahmen ergeben. Dem ist aber entgegenzuhalten, daß lediglich das Eintesten etwas zeitraubend und umständlich ist. Wenn erst einmal „Neutralwerte" ermittelt sind, braucht man nur noch das Schwarzschildverhalten der Filme zu berücksichtigen bzw. zu kompensieren.

Verfasser: R. Rathke, 5032 Efferen, Bellerstr. 103/105

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

K. LERCH

KIESELALGEN

Fast in jedem unserer heimischen Gewässer finden wir Kieselalgen oder Diatomeen: Einzellige Lebewesen, die sich von den übrigen Algen in ihrem Bau so wesentlich unterscheiden, daß sie eine für sich abgeschlossene Gruppe bilden.

Wie alle Pflanzen ernähren sie sich autotroph, d. h. sie können mit Hilfe des Sonnenlichtes assimilieren. Man unterscheidet zwei Bautypen, den bilateralen und den radiärsymmetrischen Typ. Beim ersteren sind längs einer durch die Mitte gedachten Linie beide Seiten gleich. Die radiärsymmetrischen Kieselalgen dagegen haben eine kreisförmige, quadratische oder dreieckige Scheibengestalt.

Die Zellwand besteht aus einer Pektinmembran. Im Protoplasma der Zelle sind neben dem Zellkern und den Farbstoffträgern (Chromatophoren) auch die Farbstoffe Chlorophyll, Karotin und Xanthophyll sowie Öltröpfchen und Volutinkörner eingelagert. Nach außen hin ist die Zelle von einem festen Kieselsäurepanzer abgeschlossen. Der Panzer ist jedoch so gebaut, daß eine Vermehrung durch Zellteilung möglich ist. Er besteht aus zwei Schalenhälften, die ineinandergesteckt sind. Wenn sich der Plasmakörper vor der Teilung vergrößert, drückt er die beiden Hälften auseinander. Bei der Teilung zerfällt die Mutterzelle in zwei Tochterzellen, von denen jede eine Schalenhälfte mitbekommt. Die fehlenden Schalenhälften werden dann von den Tochterzellen nachgebildet. Außer durch Zellteilung vermehren sich die Kieselalgen noch durch die Bildung von Auxosporen. Es ist eine Art „Häutungsprozeß", bei dem eine durch fortwährende Zellteilung zu klein gewordene Zelle ihren Kieselsäurepanzer sprengt und entweder allein, geteilt oder nach vorheriger Kopulation mit einer anderen Zelle zur Maximalgröße der Art heranwächst und sich dann mit einem neuen Kieselsäurepanzer umgibt. Diese Zelle wird damit zur Mutterzelle für eine neue Generationsfolge.

Obwohl die Kieselalgen Einzeller sind, leben die meisten von ihnen nicht frei, sondern sind zu Kolonien verschiedenster For-

Bild 1: Die Kieselalge *Biddulphia rhombus*.

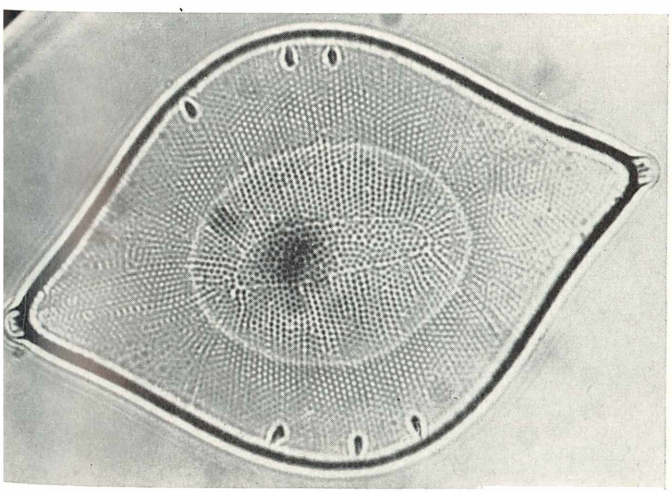
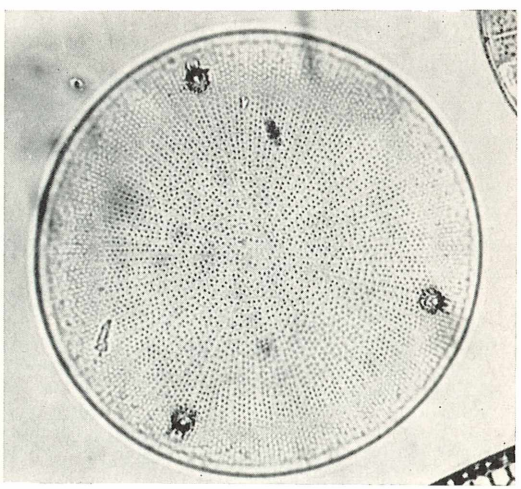


Bild 2: Die Kieselalge *Actinocyclus ehrenbergi*.



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

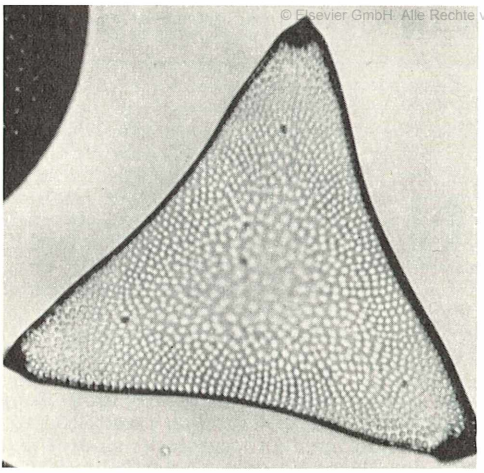


Bild 3: Die Kieselalge *Trinacria regina*.

men zusammengeheftet. Die als Bindemittel verwendete gallertige Kittsubstanz wird durch die Poren ausgeschieden.

Die Kieselalgen sind so klein, daß man sie einzeln mit bloßem Auge nicht sehen kann. Man erkennt sie nur, wenn sie in großen Mengen als (meist brauner) Überzug auf Pflanzen oder Steinen im Wasser auftreten. Erst das Mikroskop macht es uns möglich, diese Lebewesen zu erkennen und zu erforschen. Besonders interessant ist der Kieselsäurepanzer, der die mannigfaltigsten Formen zeigen kann. Er hat sehr feine Strukturen, die an das Auflösungsvermögen der Objektive die höchsten Anforderungen stellen. Die Schalen von bestimmten Kieselalgen kann man daher als Testpräparate zur Prüfung des Auflösungsvermögens mikroskopischer Objektive verwenden. In zurückliegenden Perioden der Erdentwicklung gab es unvorstellbar große Mengen von Kieselalgen in den Weltmeeren und in großen Süßwasserseen. Die Panzer der abgestorbenen Zellen sanken auf den Grund und bildeten dicke Schichten von sogenannter Diatomeenerde, von der man noch heute große Lager in der norddeutschen Tiefebene findet. In der Industrie werden diese Schalenreste als Kieselgur vielfach verwendet.

Für unsere Gewässer haben Kieselalgen eine große biologische Bedeutung. Da sie in der Lage sind, Kohlensäure und organisch gebundenen Stickstoff zu assimilieren und Sauerstoff abzugeben, leisten sie einen wichtigen Beitrag zur Selbstreinigung des Wassers, zumal sie in großer Zahl auftreten. Wichtig hierbei ist noch, daß sie diese Funktion zu einer Zeit ausüben, in der die übrige Algenvegetation nicht oder nur schwach entwickelt ist, nämlich im Frühjahr und im Herbst. In dieser Zeit bilden sie auch die wichtigste Urnahrung für viele niedere Tiere, die wiederum als Nahrung für die Fische in Betracht kommen.

Wer ein Mikroskop besitzt, sollte es nicht versäumen, sich diese interessanten Lebewesen einmal genauer anzusehen. Die beigefügten Abbildungen sollen einen kleinen Einblick in die Vielfalt der Formen vermitteln, die wie ziselierte Schmuckstücke aus einer Goldschmiedewerkstatt erscheinen und auf den Beschauer immer wieder einen ästhetischen Reiz ausüben.

Zur gründlichen Einarbeitung in Bau, Lebensweise und Untersuchung der Kieselalgen empfehlen wir das Buch von F. Hustedt, Kieselalgen (Diatomeen), das beim Kosmos-Verlag in der Sammlung „Einführung in die Kleinlebewelt“ erschienen ist.

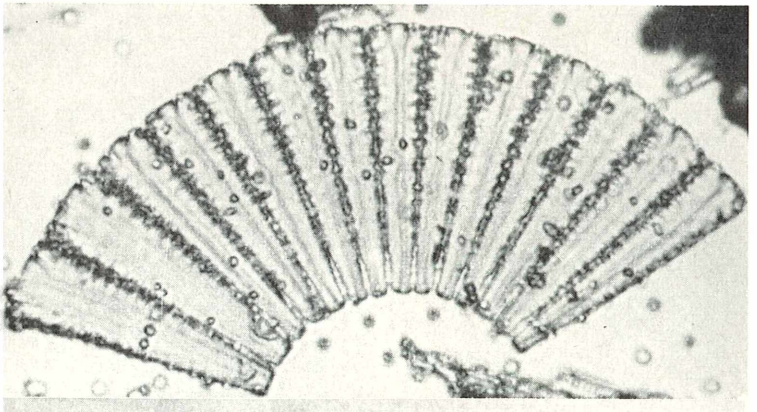


Bild 4: Die Kieselalge *Liomophora*.

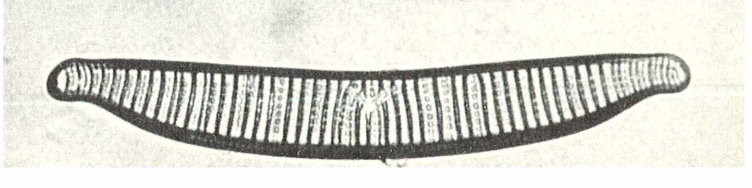


Bild 5: Die Kieselalge *Epithemia turgida*.

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

FRANZ BUKATSCH

Die Roßkastanie

Studie zur Chemie und Mikroskopie

Die Heimat der Roßkastanie sind die Gebirge Griechenlands; von dort wurde der Baum schon im Mittelalter als Zierbaum eingeführt. Kinder freuen sich besonders an den stacheligen, dreiklappig aufspringenden Kapselfrüchten, welche die glänzend lackbraunen, kugeligen oder halbkugeligen, großen Samen bergen. Diese, ein begehrtes Sammelobjekt der Kinder, werden zu Ketten aufgereiht oder durch Schnitzen und Anfügen von Stäbchen zu phantastischen Tieren oder Männchen geformt. — Der Kastaniensame ist also ein wirklichkeitsnahes, „populäres", und daher für Schüler interessantes Untersuchungsobjekt.

Der Same und die Rinde der Roßkastanie erfreuen sich aber daneben auch seit dem Mittelalter einer gewissen Wertschätzung als Volksheilmittel; die Samen gelten heute als gutes Mastfutter für das Wild.

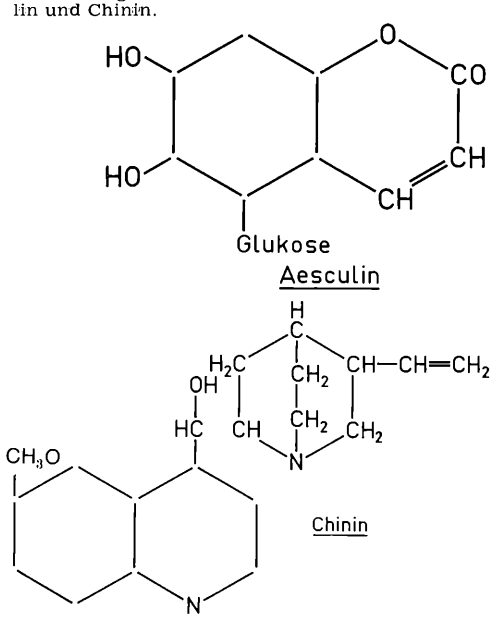
Der Name „Roßkastanie" dürfte den Gegensatz zu der für den Menschen eßbaren Edelkastanie ausdrücken, die nur in wärmeren Gebieten gedeiht; ihre Früchte heißen Maroni. Die Roßkastanie ist, wegen ihres bitteren Geschmackes, eben nur für die Rösser gut. Dies kommt schon in frühen, mittelalterlichen Kräuterbüchern, bei MATHIOLUS und LONICERUS, zum Ausdruck (vgl. MADAUS): MATHIOLUS schreibt (1565) „... sie seien „keichenden Rossen sehr behülfflich".

Später verwendete sie der berühmte HUFELAND wie die teure Chinarinde gegen Fieber, Blutungen, Entzündungen und Krampfadern mit gutem Erfolg.

Heute wissen wir, daß infolge des Gerbstoffgehaltes in Rinde und Fruchtschale eine entzündungshemmende, zusammenziehende Wirkung vorliegt, und daß der — obgleich mit Zucker verbundene — bittere Inhaltsstoff der Fruchtschale, das *Aesculin*, eine vielleicht dem Chinin verwandte fieberhemmende Wirkung hat. Die Samen enthalten in der braunen Schale „stopfende" Tannine (Gerbstoff mit Zuckerkomponente). MARZELL berichtet in diesem Sinn, daß im Bayerischen Wald (um die Stadt Cham) Roßkastaniensamen gegen Leibweh und Durchfall gegessen werden — wahrlich eine „Roßkur"!

Der Same ist stärke- und fetthaltig, wäre also ein gutes Nahrungsmittel, stünde dem nicht der anfangs leicht, später aber stark bittere Nachgeschmack entgegen. In Not- und Kriegszeiten versuchte man erfolgreich die chemische Entbitterung, auch die Ölgewinnung; doch steht dies alles bei normalen Verhältnissen nicht dafür. In dem Samenkern, den derbfleischigen, ziemlich harten Keimblättern, findet sich neben Kohlenhydrat und Fett auch noch reichlich Saponin, ein stark oberflächenaktiver, in wäßriger Lösung schäumender Stoff, dem — wie wir sehen werden — pharmazeutische Wirkung zukommt.

Bild 1: Vergleich der Strukturformeln von Aesculin und Chinin.



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

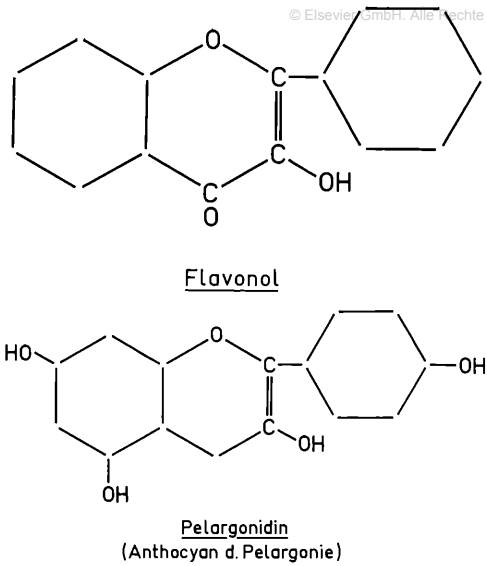


Bild 2: Vergleich der Strukturformeln eines Flavonols und Anthozyan. (OH-Gruppen an den beiden äußeren Ringen des Flavonols wie beim Anthozyan.)

Nachdem wir also eine ganze Reihe wichtiger und wirksamer Inhaltsstoffe genannt haben, wollen wir uns mit ihrem Nachweis befassen:

Zunächst verwenden wir makroskopische, physikalische und chemische Methoden, dann wollen wir mit der Lokalisation der Substanzen auch mikroskopisch-histochemische Verfahren versuchen.

Nachdem wir einige Roßkastanienfrüchte gesammelt haben, lösen wir die Samen aus der stacheligen Kapsel heraus. Mit einer feinen Rohkostreibe aus rostfreiem (!) Stahl schaben wir zunächst von der grünen Fruchtwand (Kapsel) Späne, dann von der braunen Samenschale (wobei wir darauf achten, daß nicht zuviel vom Samenkern mitgeht), und schließlich vom gelblichen Samenkern. Wir brauchen jeweils etwa einen Kaffeelöffel voll von den einzelnen Proben, die nun mit der etwa 3—4fachen Menge warmen Wassers unter gelegentlichem Umrühren in Bechergläsern getrennt ausgelaugt werden. Nach etwa 1—2 Stunden filtrieren wir die Auszüge für die weitere Untersuchung, was beim Extrakt des Samenkerns auf einige Schwierigkeiten stößt: der Auszug bleibt — aus noch zu erörternden Gründen — trüb.

Der Extrakt aus der Fruchtschale dunkelt beim Stehen bräunlich nach, was schon einen kleinen Hinweis auf Gerbstoffgehalt gibt (wir kennen das Nachdunkeln von offen an der Luft liegenden Apfelschnitzen oder von lange stehendem Tee). Für die folgenden Nachweise brauchen wir einige Reagenzgläser und kleine Mengen leicht erhältlicher Chemikalien: Soda (Na_2CO_3), Eisen-2-Sulfat ($FeSO_4$), Eisen-3-Chlorid ($FeCl_3$), Kaliumdichromat ($K_2Cr_2O_7$); Lösung von Jod und Kaliumjodid in Wasser (Lugolsche Lösung) und einige Stückchen Speisegelatine. Wer den noch zu beschreibenden mikroskopischen Fettnachweis führen will, braucht schließlich noch die tomatenrote Lösung einiger Körnchen „Sudan III" in 75%igem Brennspiritus *. Für die physikalischen Proben brauchen wir nur eine Lupe, Sonnenlicht und einen dunklen Hintergrund.

Beginnen wir mit den physikalischen Untersuchungen:

Wir füllen 3 Reagenzgläser halbvoll mit den 3 Extrakten, lassen das durch die Lupe gebündelte Sonnenlicht in die Proben fallen und betrachten sie gegen einen dunklen Hintergrund, etwa ein Stückchen von schwarzem Samt. Der Fruchtschalenauszug leuchtet (fluoresziert) in schönem Türkisblau, was noch schöner zu sehen ist, wenn wir einige Schnitzel der Kapsel in reines Wasser werfen und im Sonnenlicht zusehen, wie Wolken blau leuchtender Substanz, von den Stückchen ausgehend, sich im Wasser ausbreiten.

Der fluoreszierende Stoff, das eingangs erwähnte *Aesculin*, gehört zu den Dicumarinderivaten und hat wenig praktische Bedeutung. Die auffallend blaue Fluoreszenz teilt es mit dem berühmten Malaria- und Fiebermittel Chinin; obgleich keine chemische Strukturverwandtschaft besteht, ist es bemerkenswert, daß man früher in Italien auch das Aesculin als Heilstoff gegen Wechselfieber versuchte (Bild 1: Formeln von Aesculin und Chinin).

Im Samen der Roßkastanie finden sich keine nennenswerten Mengen Aesculin, daher zeigen auch die betreffenden Auszüge in unserem Versuch keine Fluoreszenz.

Nun schütteln wir unsere drei Extrakte unter Daumenverschluß kräftig in den Röhrchen: Es bleibt nachher eine deutliche und anhaltende Schaumkrone auf der Flüssigkeit stehen, besonders auf den Auszügen der Fruchtschale und des Samenkerns. Dieser bleibende Schaum weist auf *Saponin*-Gehalt hin. Saponine sind Pflanzenstoffe, deren wäßrige Lösungen gleich Seifenlösung schäumen. Sie setzen, ähnlich wie Pril und Rei usw., die Oberflächenspannung des Wassers stark herab, so daß sie als Netz- und Spül-, ja sogar als Waschmittel dienen können. Rein aus Erfahrung verwendete man schon früher den Auszug aus der Seifenkrautwurzel (Name!), *Saponaria officinalis*, als mildes, schonendes Waschmittel, das für empfindliche Gewebe besser sein soll als die alkalische Seife.

* Die meisten Chemikalien können von Kosmos-Lehrmittel (Stuttgart, Pfizerstr. 5—7) bezogen werden.

Der Münchener Botaniker Boas ging dem Saponingehalt verschiedenster Pflanzenfamilien wegen der interessanten physiologischen Wirkungen der Saponine nach. Setzt man dem Aquariumwasser Saponin zu, so sterben die Fische an Atemnot, da ihre zarten Kiemen zerstört werden. Blutkörperchen werden durch Saponin aufgelöst. Somit könnte man die Saponine als Gifte ansprechen; gelangen sie aber in mäßigen Mengen mit der Nahrung (Saponinpflanzen, s. u.) in den Darm, so wirken sie günstig. Sie fördern die Sekretion der Verdauungssäfte und die Aufnahme von Heil- und Nährstoffen durch die Darmwand. So enthalten viele unserer wichtigen Nahrungs- und Gemüsepflanzen, wie Hafer und Spinat, viel Saponin; viele Heilpflanzen und Drogen sind saponinhaltig, z. B. Königskerze, Fingerhut, Schlüsselblume — nicht zuletzt die Roßkastaniensamen.

Die auf ein Cyclopentanoperhydrophenanthren-Ringsystem zurückgehenden sogenannten Sterine, zu denen die Saponine zählen, sind — wie der lange Name vermuten läßt — verwickelt gebaut. Interessant ist, daß zu dieser Stoffgruppe auch sonst sehr wirksame Naturstoffe zählen: neben den Gallensäuren vor allem die Sexualhormone und das Vitamin D mit seiner Vorstufe Ergosterin, das pflanzlichen Ursprungs ist. Das nahe verwandte Cholesterin des Tierkörpers soll für Verhärtung der Gefäßwände (Arteriosklerose) in fortgeschrittenem Alter mit verantwortlich sein. Wir sehen daraus, daß sich die Natur oft chemisch nahe verwandter Strukturen zu sehr verschiedenen physiologischen Zwekken bedient; dies wäre ein Parallelfall zu den ebenfalls verwickelt aus Ringen aufgebauten Porphyrinen, zu denen neben dem grünen Blattfarbstoff und dem roten Blutfarbstoff wichtige Zellatmungsfermente (Cytochrome) und das Vitamin B_{12} gehören.

Die nun folgenden chemischen Prüfungen wollen wir aus Gründen der Übersichtlichkeit und Platzersparnis in einer Tabelle zusammenfassen, in der links das zugesetzte Reagens, rechts in drei Kolumnen die Wirkung auf unsere drei verschiedenen Auszüge angeführt ist.

Wir mischen in den Versuchen jeweils unsere Reagenzlösungen zu den etwa $^1/_5$-voll mit den Extrakten gefüllten Reagenzgläsern.

G e r b s t o f f e, die zusammenziehend, entzündungs- und bakterienhemmend wirken, geben, nach der Definition von Freudenberg, mit Eisensalzen dunkle, meist bläuliche oder grünliche Färbungen und bilden mit Eiweißlösungen Niederschläge (Fällung von Leim, Gerbung von Häuten). Ihr Geschmack ist zusammenziehend (adstringierend) und bitter. Durch Oxydationsmittel (Luftsauerstoff oder oxydierend wirkende Chemikalien, wie $K_2Cr_2O_7$) werden sie gebräunt bzw. in unlösliche, tiefbraune Phlobaphene umgesetzt, die in der Borke und Rinde vieler Bäume vorkommen. Alkalische Reaktion, in unserem Fall durch Soda bewirkt, fördert die Oxydation.

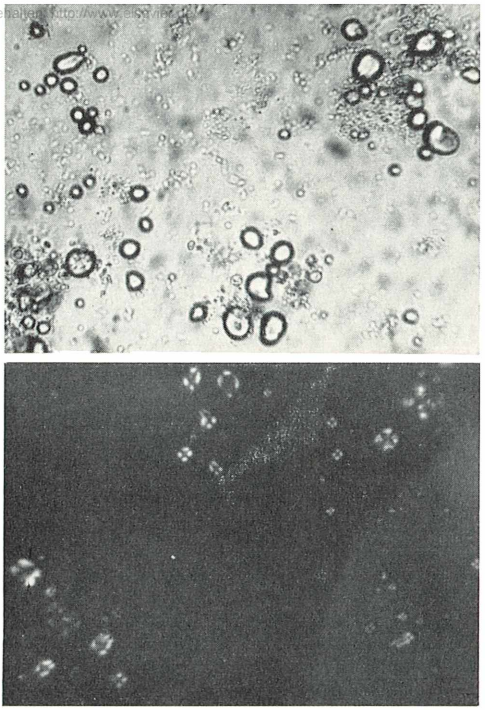


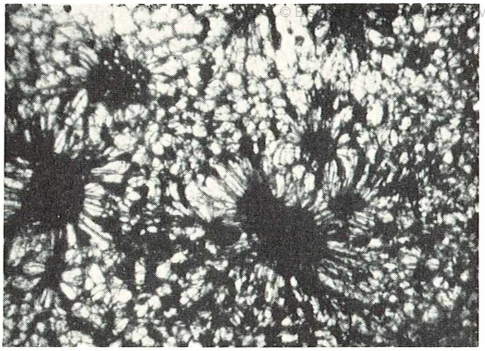
Bild 3: Im Extrakt aus dem Samenkern sind Stärkekörner enthalten. Die gleiche Präparatstelle ist oben im normalen, unten im polarisierten Licht aufgenommen. Die kleinen Tröpfchen in der Mitte sind nicht doppelbrechend (Öltröpfchen).

Somit ist nach unseren Ergebnissen besonders der Auszug aus der Fruchtschale stark gerbstoffhaltig; auch die Samenschale enthält etwas Gerbstoff, als Vannin, worauf schon der Unterschied in den Farbreaktionen hinweist.

Die tiefe Gelbfärbung nach Alkali-(Soda-) Zusatz, die der an sich schon gelbliche Auszug des Samenkerns erfährt, spricht für den Gehalt der Keimblätter an *Flavonol*. Diese Gruppe wasserlöslicher, mehr oder minder gelb gefärbter Blüten- und Fruchtfarbstoffe ist mit den viel auffallenderen blauen, violetten und roten Blumenfarbstoffen, den Anthocyanen, nahe verwandt (vgl. Bild 2). Die Flavonole und Flavone sind z. T. auch als Heilstoffe wichtig, z. B. das Rutin, welches als Vitamin P die Wände der feinen Blutgefäße abdichtet.

Im Pflanzenkörper kommen Saponine, Gerbstoffe, Flavonole und Anthocyane meist an eine Zuckerkomponente gebunden vor (Glykoside).

© Biologische Fachzeitschriften; alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de



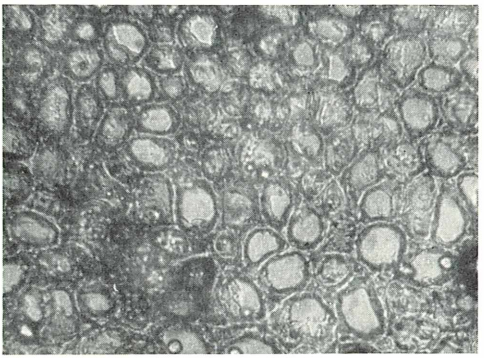


Bild 4: Schnitt durch einen Stachel der Kapsel. Die dunklen Inseln sind Bündelquerschnitte, die umgebenden Parenchymzellen sind dazu strahlig orientiert.

Bild 5: Querschnitt durch die braune Samenschale: Dickwandige Zellen, die sich bei Zusatz von Eisensalzen dunkel (oliv) verfärben: Gerbstoffnachweis.

Mit Jodlösung färbt sich, besonders nach Verdünnen, der gelblich-trübe Auszug des Samenkerns dunkel, und es entsteht ein blauschwarzer Bodensatz. Bringen wir einen Tropfen davon unter das Mikroskop bei 100—200facher Vergrößerung, so sehen wir blauschwarze, rundliche bis eiförmige Körnchen. Es sind Stärkekörner, die durch Jod dunkel gefärbt sind.

Die Stärkekörner der Roßkastanie sind denen der Kartoffel ähnlich, sie haben eine leicht exzentrische Schichtung; im Polarisationsmikroskop erscheinen sie hell mit schwarzem Balkenkreuz, wie Bild 3 zeigt. Zu dieser Beobachtung verwenden wir frische, nicht mit Jod angefärbte Körner. Im Durchschnitt sind sie etwas kleiner und weniger exzentrisch angelegt als die der Kartoffel.

Würden wir unser Präparat unter dem Mikroskop allmählich erwärmen, was allerdings einen sogenannten Mikroheiztisch (vgl. BRAUNER-BUKATSCH) erfordert, so könnten wir beim Verkleistern von Kartoffel- und Roßkastanienstärke Temperaturunterschiede feststellen:

	Beginn des Aufquellens	Völlige Verkleisterung
Roßkastanienstärke	52—53° C	etwa 59° C
Kartoffelstärke	etwa 46° C	etwa 63° C

Da wir nun schon das Mikroskop zur Hand haben, wollen wir uns weiter über den Bau und die Inhaltsstoffe von Frucht und Samen orientieren.

Schnitte durch die noch grüne, saftige Fruchtschale sind sehr leicht anzufertigen. Wir brauchen nur mit scharfer Rasierklinge einen dünnen Querschnitt durch die Stacheln zu machen und diesen zunächst in Wasser, nachher in einem Tropfen konzentrierter Kaliumdichromatlösung ($K_2Cr_2O_7$) bei schwacher Vergrößerung zu betrachten.

Im zartwandigen, weitlumigen Parenchym des Stachels eingebettet finden wir Leitbündel, deren verholzte Teile sich mit Phloroglucin-Salzsäure rotfärben lassen. Legen wir einen frischen, nicht zu dünnen Schnitt in konzentrierte Kaliumdichromatlösung, so können wir zusehen, wie sich der Inhalt der nicht angeschnittenen Zellen allmählich mit dunkelbraunen Körnchen (Phlobaphen) füllt, auch Zusatz von Eisensalzlösung gibt die Gerbstoffreaktion.

Nun vierteln wir mit dem Taschenmesser einen Samen und versuchen, mit der Rasierklinge ein recht dünnes Scheibchen senkrecht zur Oberfläche des Samens abzuschneiden. Der Schnitt muß nicht groß sein, aber er muß Samenschale und „Fruchtfleisch" erfassen. Die Samenschale besteht aus vielen Lagen dickwandiger Zellen, ihre Wände sind braun gefärbt und verfärben sich nach Zusatz von Eisensalzlösung — also auch hier findet sich Gerbstoff (Tannin) (Bild 5).

Das darunter liegende, zartwandige und großlumige Parenchym ist vollgestopft mit Stärkekörnern. Dazwischen liegen aber auch runde, stark lichtbrechende, kleine Tröpfchen von fettem Öl. Da jedoch die Stärkekörnchen auch stark glänzen, fällt die Unterscheidung zunächst schwer. Setzen wir aber alkoholische Sudanlösung zu, so speichern nur die Öltröpfchen diesen Farbstoff und erscheinen dann tomatenrot.

Wollen wir abschließend den Fettgehalt der Roßkastaniensamen auch noch makroskopisch nachweisen, so brauchen wir nur getrocknete, dann fein zerriebene Raspelspäne des Samenkerns mit wenig reinem Wundbenzin in der Reibschale zu verrühren und einige Minuten stehen zu lassen. Einige Tropfen des Benzinauszuges, mehrmals hintereinander auf dünnes Schreibpapier gebracht, hinterlassen nach dem Trocknen einen dauernden Fettfleck.

Zu den Mikroaufnahmen: Es handelt sich um dicke Handschnitte, was im Hinblick auf Erhaltung des Zellinhaltes für histochemische Untersuchungen oft erwünscht

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

ist. Stachelquerschnitt: Objektiv 2,5 ×, Okular 8 ×; Stärke und Samenschale: Objekt 16 ×, Okular 8 ×.

Literaturhinweise:
1. Boas, F.: Dynamische Botanik, 2. Aufl., Lehmann, München, 1942.
2. Brauner, L., u. F. Bukatsch: Das kleine pflanzenphysiol. Praktikum, 7. Aufl., Fischer, Stuttgart, 1964, S. 99.
3. Karrer, P.: Lehrbuch d. organ. Chemie, 9. Aufl., Thieme, Leipzig, 1943.
4. Madaus, G.: Biologische Heilmethoden — Heilpflanzen I, Thieme, Leipzig, 1936, S. 414.
5. Marzell, H.: Bayerische Volksbotanik, Spindler, Nürnberg, 1926.
6. Molisch, H.: Mikrochemie der Pflanze, 3. Aufl., Fischer, Jena, 1923.
   Molisch, H., u. R. Biebl: Botan. Versuche ohne Apparate, 4. Aufl., Fischer, Stuttgart, 1965.
8. v. Wiesner, J.: Rohstoffe des Pflanzenreiches I u. II, Engelmann, Leipzig, 1928.

Verfasser: Prof. Dr. F. Bukatsch, München-Pasing, Salzburger Str. 4.

Reagenz:	Extrakte von Fruchtschale	Samenschale	Samenkern
starke Sodalösung, dann schütteln	Farbvertiefung gelb → braun	allmählich rötlich	Vertiefung der Gelbfärbung
frisch bereitete etwa 10%ige $FeSO_4$-Lösung	allmähl. grünblau	tief blaugrau	— —
frisch bereitete etwa 10%ige $FeCl_3$-Lösung	fast schwarz	blaß grünlich	allmählich oliv
etwa 2%ige Lösung von Gelatine in warmem Wasser (Leim-Eiweiß)	sogleich starke flockige Fällung	allmähliche Trübung	— —
konzentr. wäßrige Lösung von $K_2Cr_2O_7$	allmähl. dunkelbrauner Niederschlag (Phlobaphen)	— —	— —
einige Tropfen Lugolscher Jodlösung	— —	— —	allmählich blaugraue Dunkelfärbung mit Bodensatz, bes. nach Verdünnung des Extrakts

Zum Studium der Verknöcherung von Knorpel. Dazu empfehlen sich nach Burdi Ganzpräparate von Tieren verschiedenen Alters, beispielsweise von 4—9 Tage alten und vergleichsweise 3—8 Wochen alten weißen Mäusen. Die nach Romeis mit Chloroform getöteten Tiere werden von Haut, Fett, Eingeweiden und Gehirn befreit, gründlich mit Wasser gespült und 40 Minuten in einer Mischung 1 : 1 : 8 aus Formol, Eisessig und 70% Äthylalkohol fixiert. Nach ½stündigem Waschen mit Wasser läßt man abtropfen und bringt die Objekte für 48 Stunden in etwa die 20fache Menge der gefilterten Farblösung, nämlich einer 0,06%igen Lösung von Toluidinblau in 70% Alkohol. Weiter werden die Präparate 20 Stunden in 35%, 28 Stunden in 50% und 8 Stunden in 70% Alkohol überführt. Dann werden sie mit einem Tuch abgerieben und in eine frisch angesetzte 1% wässerige Kalilaugen-Lösung gebracht, der man auf je 100 ml 2—3 Tropfen einer 0,1% Lösung von Alizarinrot S zugesetzt hat. Auch bei dieser Gegenfärbung darf an genügender Menge der Farblösung nicht gespart werden. Bis zu genügend tiefer Rotfärbung der Knochenmasse und Blaufärbung des Knorpels ist die Lösung drei Tage lang täglich zu erneuern. Dann wird gespült, abgerieben und zum Aufhellen 1—2 Stunden in eine Mischung aus gleichen Mengen von Glycerin und Äthylalkohol überführt. Durch den erwähnten Farbunterschied ist die Entwicklung des Knorpels zum Knochen mit zunehmendem Alter der Tiere gut zu erkennen.

Unter Zuhilfenahme eines Fluoreszenzmikroskops kann nach Adkins die Mineralisierung von Geweben nach Färben allein mit Alizarinrot S noch bequemer verfolgt werden. Dazu wird eine 1% wässerige Lösung des Farbstoffes den Tieren je einmal am 24. und 28. Tage intraperitoneal injiziert; bei den Kontrollen wird destilliertes Wasser gespritzt. Nach Harzeinbettung werden Schnitte durch den Kiefer und die Schneide- und Backenzähne angefertigt und mikroskopiert.

(A. R. Burdi, Stain Technol. 40, 45—48, 1965. — K. F. Adkins, ebend. 40, 69—70, 1965.)

H. H. Pfeiffer

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

H. F. LINSKENS

Auflicht-Interferenzmikroskopie

Moderne Methoden mikroskopischer Beobachtung
6. Mitteilung

Neben der Durchlicht-Interferenz-Mikroskopie [vgl. MIKROKOSMOS **51** (3), 89—92 (1962)] wurde in jüngster Zeit durch die Technik die Auflicht-Interferenz-Mikroskopie entwickelt. Es handelt sich dabei um eine Beobachtungsmethode, bei der ein Interferometer in mikroskopischen Dimensionen angewendet wird.

Prinzip:

Innerhalb eines normalen Mikroskopes dient die Lichtinterferenz als Meßmittel. Das Objekt wird von oben her beleuchtet. Der einfallende Lichtstrahl wird jedoch vorher mittels eines halbdurchlässigen Spiegels in zwei (kohärente) Strahlen zerlegt: Ein Strahl fällt direkt auf das Objekt, der andere wird auf einen Vergleichsspiegel abgelenkt. Das Licht wird sowohl vom Vergleichsspiegel, als auch von der spiegelnden Oberfläche des Objektes reflektiert und wieder im Mikroskop vereinigt. Bestehen jedoch zwischen den Abständen zum Vergleichsspiegel bzw. zur Objektoberfläche Wegunterschiede, so führen diese zu Auslöschung bzw. Verstärkung des Lichtes (Interferenz). Voraussetzung ist, daß man mit Licht einer bestimmten Wellenlänge, d. h. monochromatischem Licht, arbeitet. Im allgemeinen werden dazu sichtbare Bereiche der Natriumdampf- oder Thallium-Lampe benutzt. Diese haben eine Wellenlänge von 0,6 bzw. 0,5 μm. Ist die Meßoberfläche nicht eben, sondern besitzt regelmäßige oder unregelmäßige Strukturen, so ergeben sich Interferenzbilder mit Linienstruktur. Diese gleichen Landkarten mit eingezeichneten Höhenlinien. Sie vermitteln also ein Bild vom Relief der Oberfläche, wobei der Abstand von Linie zu Linie der halben Wellenlänge des verwendeten Lichtes entspricht.

Instrumente:

Unseres Wissens sind zur Zeit zwei brauchbare Auflicht-Interferenz-Mikroskope im Handel: Das Interferenz-Oberflächen-Prüfgerät Modell KTA von Prof. Dr. A. KOHAUT (Scheßlitz über Bamberg) (Bild 1) und das Auflicht-Interferenzmikroskop von LEITZ (Wetzlar). Beide Instrumente wurden für die zerstörungsfreie

Bild 1: Das Interferenz-Mikroskop für die Beobachtung im auffallenden Licht in Betrieb (Instrument: KTA von Prof. KOHAUT). Das Instrument besteht aus einer stabilen Grundplatte, auf der sich das Stativ befindet. Dieses trägt den Lampenhalter mit Grobtrieb sowie das Mikroskop mit kombiniertem Tubus und monokularem Schrägeinblick. Der senkrechte Tubus dient als Fotoansatz für eine Kleinbildkamera. Unter dem Objektiv befindet sich ein Kreuztisch mit Fuß. Über dem Objektiv ist der Spiegel eingebaut, der verstellbare Vergleichsspiegel ist auf den Beobachter zu gerichtet.

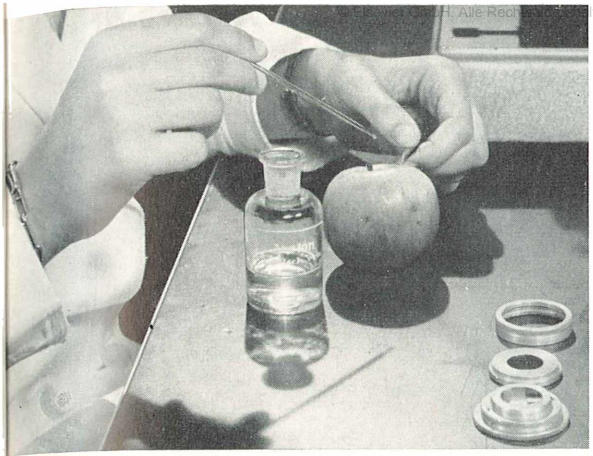


Bild 2: Zur Herstellung eines Filmabdruckes wird die Oberfläche mit einem Tropfen Aceton benetzt und sofort ein Stück (ca. 1×1 cm) des Filmes auf die zu untersuchende Oberfläche gelegt und kurze Zeit leicht angedrückt. Die untere Filmschicht wird teilweise verflüssigt und dringt in die Riefen ein. Nach 3 Minuten kann der Film abgezogen werden.

Bild 3: Der fertige Filmabdruck wird in die ZEHENDER-Kammer eingebettet: Auf dem Oberflächenspiegel wird ein Tropfen des Immersionsmittels (hier: durch Zusatz von einigen Tropfen Tween benetzend gemachtes Wasser) gelegt und die Replika mit der Abdruckseite auf den Spiegel gelegt.

Bild 4: Der Deckel der ZEHENDER-Kammer wird aufgesetzt und mit dem Überwurf leicht festgeschraubt. Die so vorbereitete Kammer kann sofort unter dem Auflicht-Interferenzmikroskop untersucht werden (s. Bild 1).

Oberflächenprüfung von Metall-Werkstücken entwickelt. Sie dienen in erster Linie der Bearbeitungskontrolle von Kugellagern, Kugeloberflächen, Zahnrädern, Nadellagern usw. und sind unentbehrliche Prüfgeräte für die feinmechanische Industrie geworden. Oberflächen, die das Licht spiegeln, können mit dem Interferenzmikroskop unmittelbar betrachtet werden. Ebene, fein bearbeitete Oberflächen zeigen gradlinige und zueinander parallele Interferenzlinien. Jede Unebenheit lenkt die Interferenzlinie aus. Dabei ist dann die Größe der Auslenkung ein Maß für die Rauhtiefe der Unebenheit. Beträgt die Auslenkung einen Streifenabstand, so beträgt die zugehörige Rauhtiefe bei grünem (Thallium-) Licht 0,27 μ, bei gelbem (Natrium-) Licht ungefähr 0,3 μ.

Ist der zu untersuchende Gegenstand nicht unter das Objektiv zu bringen (sperrige Werkstücke) oder ist dessen Oberfläche nicht selbst spiegelnd, so wird ein Filmabdruck angefertigt. Dazu dienen dünne Plastik-Folien, die mit einem Tropfen Aceton aufgeweicht werden und für einige Minuten bis zur Erhärtung auf die Oberfläche leicht angedrückt werden (Bild 2). Die so erhaltenen Abdrücke (Replikas) werden sodann in der ZEHENDER-Kammer untersucht (Bild 3). Diese besteht aus einem Oberflächenspiegel, auf den in einem geeigneten Immersionsmittel (Luft, Wasser, Öl) die Replika aufgelegt und mit einem aufschraubbaren Deckglas angedrückt wird (Bild 4). Auf diese Weise können z. B. Interferenz-Bilder von den Oberflächen von Pflanzen erhalten werden.

Anwendung bei Pflanzen:

Für die Untersuchung pflanzlicher Oberflächen, wie Blätter, Früchte, Samen usw. ergaben sich mit Hilfe der Auflicht-Interferenz neue Informationen über das Oberflächen-Relief, die sich mit den bisherigen Methoden, wie normale Auflicht-Mikro-

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

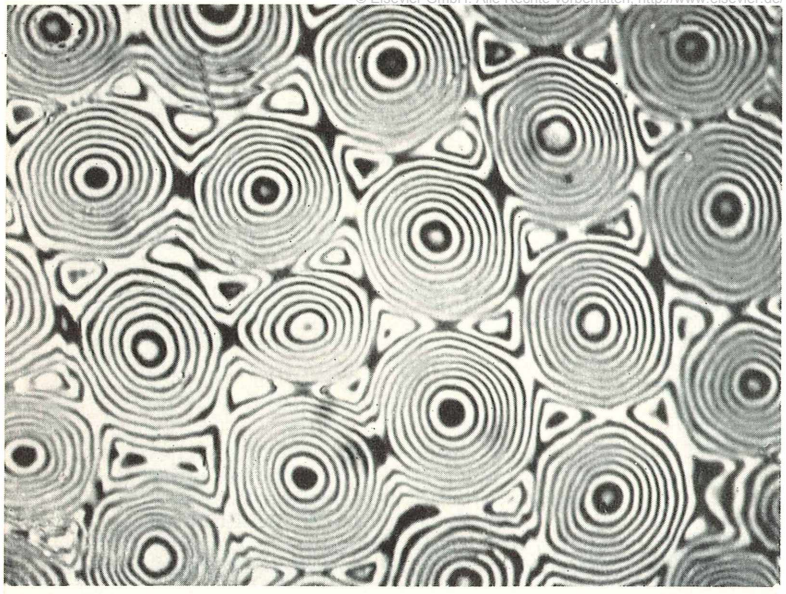


Bild 5: Blatt-Oberseite von *Paphilopedilum insigne* (Kreuzung). Filmabdruck in Wasser, Linienabstand 1,5 μ. Man erkennt über jeder Epidermis-Zelle mehrere konzentrische Linien. Die Profil-Höhe ist ca. 35 bis 40 μ.

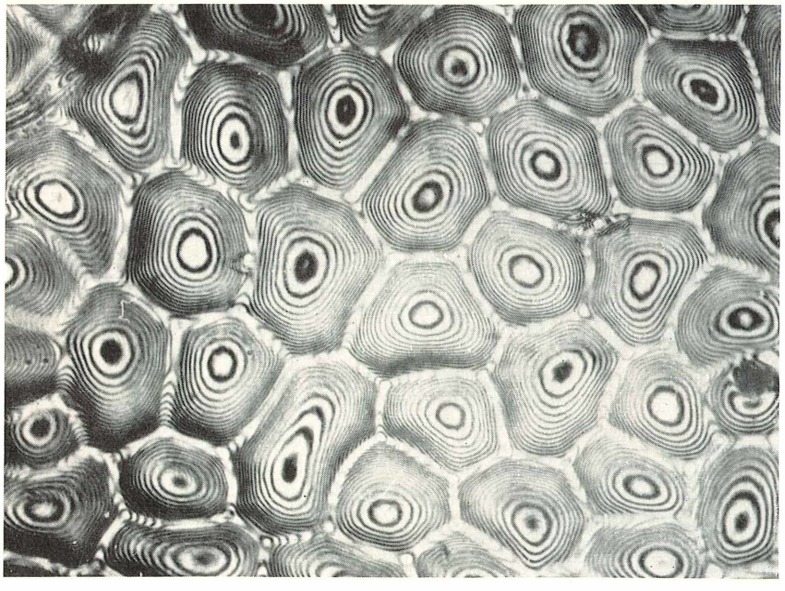


Bild 6: Blatt-Oberseite von *Episcia cupreata var. variegata*. Filmabdruck in Luft, Linienabstand 0,54 μ. Man erkennt die antiklinalen Wände der Epidermis-Zellen. Jede Epidermis-Zelle hat ein asymmetrisches Relief von ca. 50—60 μ Profilhöhe. Während das Relief von *Paphilopedilum* (Bild 5) sehr gleichmäßig ansteigt, ist es hier mit steilen Kanten versehen, die zu einer Art „Hochfläche" über jeder Zelle führen.

skopie oder Rekonstruktion aus zahlreichen Querschnitten, nicht erzielen ließen.

Wie aus den wiedergegebenen Beispielen ersichtlich ist (Bild 5—8), besitzt jede Pflanzenart ein für sie typisches und stets wiederkehrendes Oberflächen-Relief. Das Auflicht-Interferenz-Bild gibt dabei zwei neue Informationen:

1. Eine absolute quantitative Messung der Profil-Höhe. Diese ergibt sich aus der Summe der bekannten Linienabstände über einer bestimmten Stelle des Bildes.

2. Ein maßstabgerechtes, vergrößertes Raumbild der Verteilung der Niveau-Unterschiede über einer Fläche. Man kann aus dem Interferenz-Bild in jeder gewünschten Richtung ein Höhen-Profil zeichnen. Durch entsprechende Überhöhung können die Verschiedenheiten zwischen den Objekten besonders deutlich gemacht werden.

Die Methode der Auflicht-Interferenz-Mikroskopie konnte auch angewendet wer-

den, um den Nachweis von Rückständen von Pflanzenschutzmitteln auf den Oberflächen lebender, behandelter Pflanzen möglich zu machen. Dabei waren entweder die Rückstände direkt sichtbar zu machen, oder die Änderungen in der Struktur des Oberflächenreliefs nachzuweisen.

© Biologische Bundesanstalt, alle Rechte vorbehalten

Literatur:
1. Kohaut, A.: Technische Interferenzmikroskopie. Handbuch der Mikroskopie in der Technik, Band I, Teil 2, S. 557—613 (1959).
Linskens, H. F., and H. Kroes: Interference microscopy of the pattern of leaf surfaces. Nature (London) im Druck (1965).
3. Linskens, H. F.: Das Relief der Blattoberfläche. Planta (im Druck) (1965).
4. Linskens, H. F., W. Heinen, and A. L. Stoffers: Cuticula of leaves and the residue problem. Residue Rev. 8, 136—178 (1965).

Verfasser: Prof. Dr. H. F. Linskens, Botanisches Laboratorium der Universität Nijmegen, Nijmegen (Holland), Driehuizerweg 200

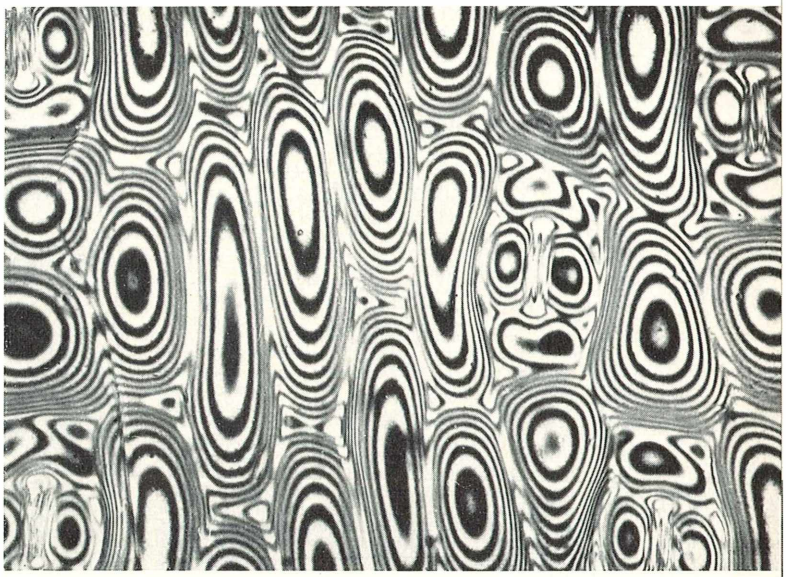


Bild 7: Blatt-Unterseite von *Setcreasia pupurea*. Filmabdruck in Wasser, Linienabstand 1,5 µ. Außer den teilweise eiförmigen Epidermiszellen erkennt man die Spaltöffnung an der hantelförmigen Linie, die durch die beiden kleineren Schließzellen sowie die flachen Nebenzellen umgeben ist.

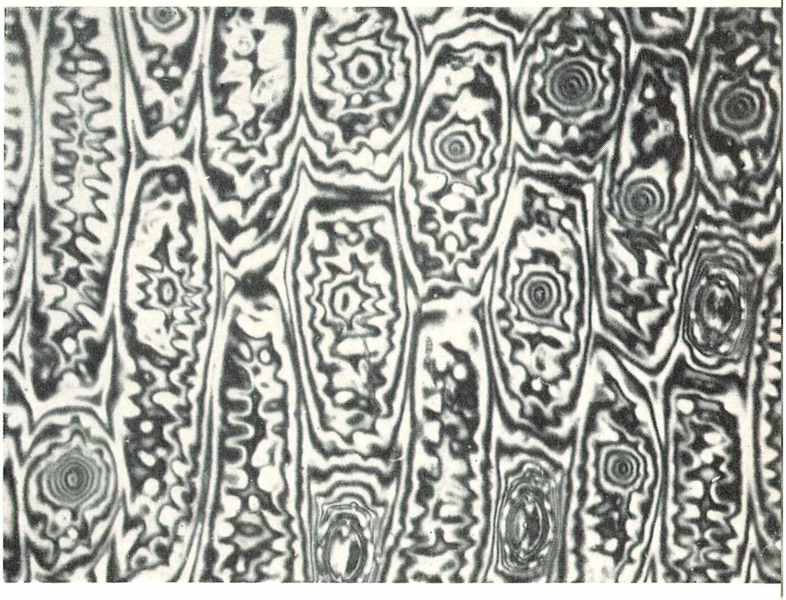


Bild 8: Blattoberfläche von *Haemanthus albiflos*. Filmabdruck in Wasser, Linienabstand 1,5 µ. Die länglichen, viereckigen Epidermiszellen besitzen in der Mitte einen „Gipfel", der von gezackten Linien umgeben ist; diese deuten auf ein gewelltes Profil über jeder Epidermiszelle, das charakteristisch für die Gattung *Haemanthus* ist.

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

Steubing, L.: Pflanzenökologisches Praktikum. Methoden und Geräte zur Bestimmung wichtiger Standortsfaktoren. Verlag Paul Parey — Berlin und Hamburg. 262 Seiten, 74 Abbildungen. Preis 24,80 DM.

Das gut ausgestattete Werk ist ein gelungener Versuch, eine Einsicht in die Arbeitsmethoden der experimentellen Pflanzenökologie zu geben. Aus der Praxis ihrer Hochschullehrtätigkeit heraus beschreibt die Verfasserin 143 Versuchsanordnungen zur Ermittlung von Faktoren des Strahlungshaushaltes (Wärme, Licht), des Wasserhaushaltes sowie mechanischer und chemischer Faktoren. Zu jedem Versuch werden Anleitungen gegeben über den auszuwählenden Standort, die eventuell benötigten Reagenzien und Geräte (oft mit erläuternden Zeichnungen), die Versuchsausführung und die Auswertung. Kurze Definitionen und knappe Übersichten vor jedem Übungsabschnitt ersetzen zwar die einschlägigen Lehrbücher nicht (vor allem LUNDEGARDH und WALTER), geben aber eine gute Orientierungsmöglichkeit.

Eine weitere Unterteilung in „ganz- und mehrtägige Versuche", „Versuche bis zu 4 Stunden Dauer" und „Versuche mit einfachen Geräten, zur Demonstration und auch als Schulversuche geeignet", ermöglicht eine rasche Übersicht und erleichtert die Planung. Die letzte Versuchskategorie läßt das Bestreben der Verfasserin erkennen, der Ökologie nicht nur an der Universität, sondern schon an der Oberstufe der Gymnasien den gebührenden Platz zuzuweisen. In der Tat verdient das Buch — nicht zuletzt wegen der Beschreibung der Geräte, dem Nachweis von Bezugsquellen und den Anleitungen zum Geräteselbstbau — einen Platz in jeder Lehrer- und darüber hinaus auch in der Schülerhandbibliothek und dieser müßte nicht nur „Stand"-Platz sein. Der Rezensent erlaubt sich aber, an diesem Punkt seine Zweifel anzumelden, die in keiner Weise mit der von ihm voll bejahten Brauchbarkeit des Buches für den (Kreide-)Unterricht an der Oberstufe der Gymnasien (und für die Unterrichtung des Lehrers oder auch seiner Wissensauffrischung) zu tun haben. Sie beziehen sich auf den von ihm beim Durchblättern des Werks mit Wehmut erkannten Unterschied in der finanziellen Kapazität eines Hochschulinstituts und der eines Gymnasiums.

Zum Versuch 17^s (S = . . . auch als Schulversuch geeignet): „Orientierung über Oberflächentemperaturen mittels organischer Kristalle (Demonstrationsversuch)", werden benötigt: Aspiriertes Thermometer (oder Schleuderthermometer), Kühltasche, elektrisches Wasserbad mit Rührwerk, Stanniolfolien; sodann 25 Reagenzien, purum oder purissimum, die, wenn sie überhaupt in den einschlägigen Listen für Schulchemikalien aufgeführt werden, in den kleinsten Originalpackungen zwischen DM 3,65 und 17,40 kosten.

In einigermaßen großzügigen Gemeinden hat die Sammlung im Gymnasium Schwefelsäure, Waage, 9 Wägegläschen und sogar einen Trockenschrank. Zu Versuch 50^s wird aber außerdem ein Vakuumexsiccator benötigt („Bestimmung des Welkungskoeffizienten verschiedener Bodenarten nach LEHANE und STAPLE").

Ohne Zweifel gibt es gut ausgerüstete Schulen, bei denen eine Vielzahl solcher Experimente ohne große Neuanschaffungen für einen einzelnen Versuch durchgeführt werden können, und für die andern bleibt noch eine ganze Zahl aus der großen Auswahl, wie z. B. 127^s: „Stärke-Test (Demonstrationsversuch)" mit Trockenschrank, Petrischalen, Filtrierpapier und Jod-Jodkali. Wenn denn auch die Möglichkeiten zum Gebrauch des Buches in der Schule begrenzt sind, so liegt doch der Fehler außerhalb dieses begrüßenswerten Werkes, dem der Rezensent noch viele Auflagen wünscht, die dann vielleicht einmal bessere Verhältnisse vorfinden.

Dr. H. W. Schwegler

Tasnádi-Kubacska, A.: Paläopathologie. Pathologie der vorzeitlichen Tiere.
Verlag G. Fischer, Jena. 269 Seiten, 293 Textabbildungen. Preis geb. 40,— DM.

Der Autor, bekannt vor allem durch seine Veröffentlichungen über Krankheitserscheinungen an eiszeitlichen Höhlenbärenresten aus Ungarn, gibt an Hand eigener Untersuchungen und der Literatur eine zusammenfassende Darstellung der Krankheitserscheinungen an fossilen Tieren, wie sie seit MOODIE (1923) und PALES (1930) fehlte. Da der Verfasser den Begriff „Pathologie" sehr weit faßt, sind auch rein physiologische und teratologische Erscheinungen, ferner Fälle von Parasitismus, Synökie, Kommensalismus sowie postmortal entstandene Bildungen behandelt. Dadurch ist der Rahmen viel weiter gespannt als der Titel vermuten läßt. Andrerseits ist eine gewisse Ungleichwertigkeit durch Überbetonung einzelner Abschnitte (z. B. Frakturen bei vorzeitlichen Wirbeltieren; Pathologie des Höhlenbären) vorhanden. Es erscheint selbstverständlich, daß fast nur jene Krankheitserscheinungen fossil überliefert sind, die Veränderungen an den Hartteilen der Tiere verursacht haben.

Für den Mikroskopiker mögen Beispiele fossiler Bakterien, parasitischer Würmer und Insekten (z. B. *Glossina, Palaeopsylla*), wie sie nicht nur aus dem Bernstein vorliegen, interessant sein.

Da leider verschiedene neuere Literatur (z. B. BACHMAYER, HOFFSTETTER, KAISER, KEIL, KOBY, SCHINDEWOLF, SPILLMANN) nicht berücksichtigt wurde und auch die nötige Kritik gelegentlich fehlt (z. B. für den Nachweis von Karies und Rachitis), wird nicht nur der Pathologe mit verschiedenen in diesem Buche vertretenen Ansichten nicht einverstanden sein bzw. manches vermissen. Manche Reproduktion der überaus zahlreichen Abbildungen läßt leider zu wünschen übrig.

Prof. Dr. E. Thenius

Von Wahlert, Gerd: Molche und Salamander. Reihe „Das Vivarium", Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1965. 74 S., 30 Abb., 1 Fototafel. Preis 5,80 DM (für Kosmos- und Mikrokosmos-Mitglieder 4,80 DM).

Das Buch vermittelt in gestraffter Form einen Überblick über die Schwanzlurche, wobei Systematik, Verwandtschaftsverhältnisse sowie stammesgeschichtliche und tiergeographische Zusammenhänge starke Berücksichtigung finden. Der Verfasser legt dabei besonderen Wert auf die Behandlung weniger bekannter und seltener gepflegter Arten, über die der Molchliebhaber anderswo nicht so leicht nachlesen kann. Manche interessante und selbst dem Kenner kaum bekannte Einzelheit findet sich auch in den Kapiteln über Entwicklung und Lebensweise der Molche. Angaben über die wichtigsten Gesichtspunkte bei der Haltung und Zucht runden das Ganze ab.

Dr. Rolf Bader

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.d
MANFRED HAUSER

Riesenchromosomen im Quetschpräparat

Ein leicht zu beschaffendes Objekt für cytologische und cytogenetische Untersuchungen *

Lange schon sind aus den riesigen Zellkernen der Speicheldrüse von Dipteren (Zweiflügler: Fliegen und Mücken) eigenartige Chromatinstrukturen bekannt. BALBIANI entdeckte sie im Jahre 1871 und beschrieb sie als vielfach um sich selbst gewundene zylindrische Fäden. 1882 charakterisierte FLEMMING sie noch treffender als „quergeschichtete Fäden". Keiner der älteren Autoren anerkannte aber die Homologie der „Kernfäden" mit Chromosomen, manche haben sie sogar ausdrücklich bestritten. Erst in neuerer Zeit haben HEITZ und BAUER (1933) und der Amerikaner PAINTER die Chromosomennatur der „cordon nucléaires" BALBIANIS erkannt.

Worin lag nun die Ursache für diese späte Erkenntnis, die in der folgenden Zeit zu so ungemein fruchtbaren Ergebnissen führte?

Niemals hatte nämlich jemand zuvor eine konstante Anzahl dieser „Fäden" festgestellt, und keinem der älteren Forscher war es gelungen, irgendwelche kinetischen Figuren aufzufinden, denn Riesenchromosomen teilen sich nicht mehr. Aber gerade die Teilungsfähigkeit (Reduplikation) ist ja eines der typischen Merkmale der Chromosomen. Riesenchromosomen oder Speicheldrüsenchromosomen, wie sie auch manchmal nicht ganz richtig genannt werden, stellen Bündel extrem gestreckter, parallel angeordneter Untereinheiten dar, deren feinere Strukturelemente alle auf derselben Höhe liegen, und da sie von gleicher chemischer Konstitution sind, erhalten sie dadurch ihr spezifisches Querscheibenmuster.

Da chromosomale Strukturen selten so schön studiert werden können wie in den Kernen der Speicheldrüsenzellen von Dipteren, soll im folgenden eine kurze Anleitung gegeben werden, nach der jedermann sich eigene Präparate ohne großen Aufwand selbst herstellen kann.

Am einfachsten legt man sich eine Zucht von Untersuchungstieren an, nämlich von der Fruchtfliege *Drosophila*, die man in der warmen Jahreszeit überall da findet, wo reifes Obst lagert. Man bringt sie am besten in schmale zylindrische Glasgefäße, die zuvor mit Agar ausgegossen wurden und in die man etwas Filtrierpapier gibt. Ein Korkstopfen dient als Verschluß. Die jungen Larven werden reichlich mit Hefe gefüttert, kühlgehalten und bleiben ohne Filtrierpapier. Ausgewachsene Larven kriechen gerne an den Wänden des Kultur-

* Vergleiche dazu REINIG, H.-J., in MIKROKOSMOS 49, 79, 1960, und VOGT, H.-H., in MIKROKOSMOS 54, 54, 1965.

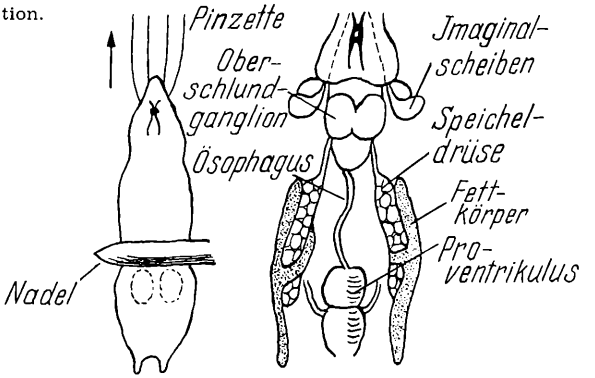


Bild 1: Erläuternde Zeichnung zur Präparation.

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

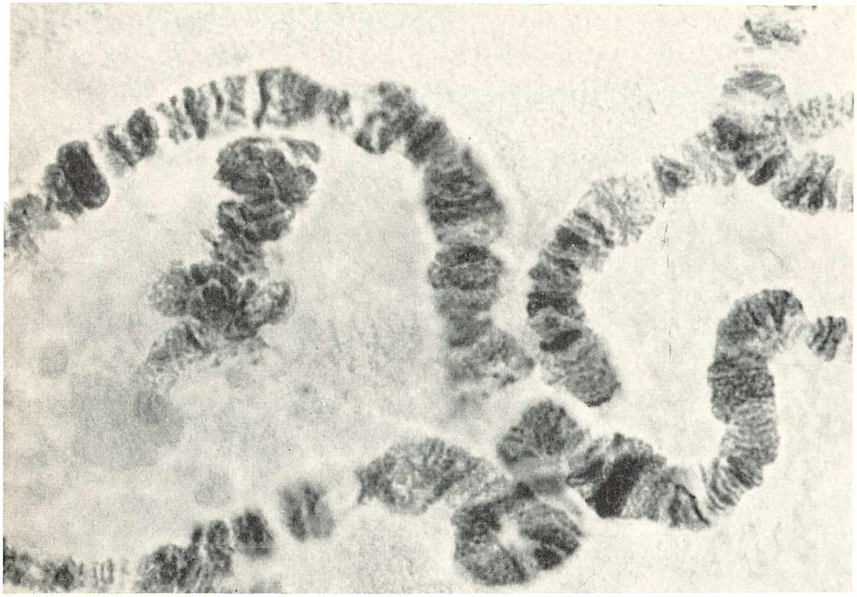


Bild 2: Riesenchromosomen von *Drosophila* im Hellfeld. Vergr. ca. 900×

gefäßes hoch und werden vor der Verpuppung zur Untersuchung abgefangen.

Man kann die Fruchtfliege auch einfach in Apfelmus mit Hefezusatz züchten. Im Spätsommer und im Herbst kann man die Tiere leicht ködern, wenn man ein Glas mit gärendem Obst oder Obstbrei vors Fenster stellt. Die Fliegen legen dort ihre Eier ab, und man braucht das Glas nach einigen Tagen nur noch mit einem Tuch zu verschließen. Nach etwa 8—14 Tagen verfügt man dann über reichlich Larven. Die Zucht kann beliebig fortgesetzt werden, wenn man jede Generation auf neuen Nährboden bringt.

Statt der Fruchtfliege *Drosophila* können auch Larven der Zuckmücke *Chironomus* verwendet werden. Als „Rote Mückenlarven" kann man sie im Winter in jedem Aquariengeschäft kaufen.

Die Larve wird mit einer flach aufgedrückten Nadel in einem Tropfen Karmin- oder Orceinessigsäure in der Körpermitte festgehalten und mit einer spitzen Pinzette am Kopf gefaßt (Bild 1). Beim Auseinanderziehen wird die Kopfregion mit anhaftenden Speicheldrüsen abgerissen. Diese werden dann freipräpariert und bleiben dann so lange in der Farbstofflösung, bis diese fast eingetrocknet ist. Man sollte darauf achten, daß nur große Drüsen, die nicht sekreterfüllt sein sollen, zur Verwendung kommen. Durch leichtes Klopfen auf ein aufgelegtes Deckglas, etwa mit einer Pinzette, werden die Drüsen annähernd zu Einzelzellen fragmentiert und durch anhaltenden Druck mit dem Daumen zerquetscht, wodurch die Kerne zum Platzen gebracht werden. Nachdem der Essigsäureüberschuß mit einem Stückchen Filtrierpapier abgesaugt ist, kann das Präparat untersucht werden.

Auch die Herstellung der nötigen Farblösungen kann jeder, der ein kleines Privatlabor besitzt, selbst durchführen. Man braucht nur ca. 5 g Karmin (bzw. 1 g Orcein) in 100 ml 45%iger Essigsäure mit schwacher Flamme im Rückfluß zu kochen. Nach vollständigem Abkühlen wird die Lösung filtriert.

Außer in der Speicheldrüse sind Riesenchromosomen noch in anderen Geweben der Dipteren aufzufinden, wie den MALPIGHI-Gefäßen, dem Mittel- und Enddarm. Durch die Zusammenlagerung der einzelnen homologen Untereinheiten in „somatischer Paarung" zu dicken Bündeln, kommt das Erscheinungsbild eines einheitlichen Chromosoms zustande (Bild 2). Wegen dieses Aufbaus pflegt man Riesenchromosomen deshalb auch als vielsträngig oder polytän zu bezeichnen.

An den gewonnenen Präparaten (Bild 3 und 4) kann man ohne weiteres feststellen, daß sich die einzelnen Querscheiben in ihrem Aussehen, vor allem in ihrer Dicke, recht erheblich unterscheiden können. Die Abstände der einzelnen Scheiben sind z. T. recht unterschiedlich groß. Es wurde daher möglich, Karten der Scheibenmuster der einzelnen Chromosomen aufzunehmen, in denen sich jede Scheibe genau lokalisieren läßt.

Anfärbungen mit der FEULGEN-Reaktion oder anderen spezifischen Kernfarbstoffen zeigen, daß allein die Querscheiben reich an DNS (Desoxyribosenukleinsäure) sind. Da heute aber auf Grund vielfältiger Experi-

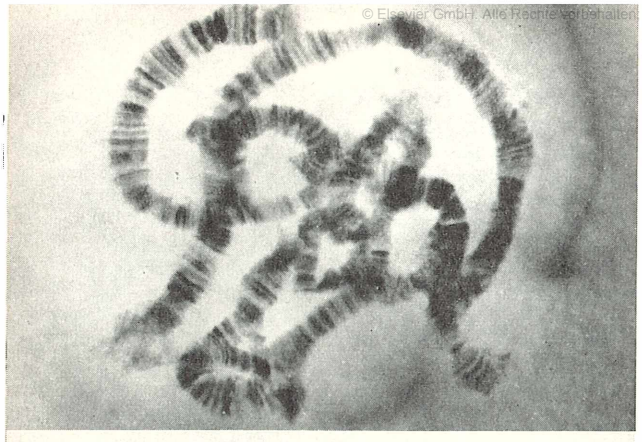
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

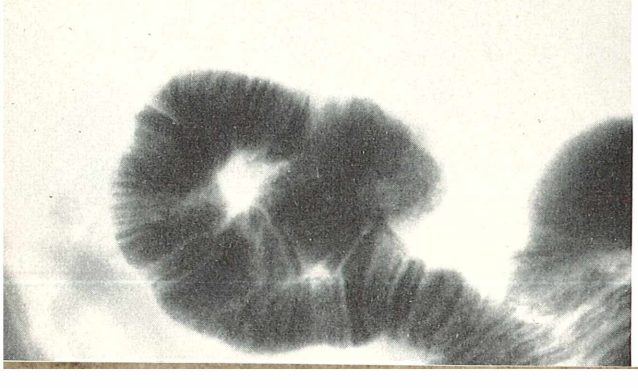
mente DNS als spezifischer Träger der genetischen Information anzusehen ist, kann gezeigt werden, daß der Chromosomenbereich der Querscheibe etwa dem Ort eines Gens des MENDEL-Experiments entspricht. Jedem Beobachter fällt nun recht bald auf, daß einzelne Querscheiben im Chromosom oder homologe Querscheiben in Chromosomen aus verschiedenen Geweben eines Tieres nicht einheitlich strukturiert sind. Im typischen Falle sind die Querscheiben ziemlich kompakt und mit scharfer Kontur ausgebildet; ihre Struktur kann sich jedoch verändern, sie können sich auflockern. Die Querscheibe bekommt zunächst ein mehr und mehr diffuses Aussehen, d. h. die ursprünglich schärferen Formen verwischen sich dabei immer stärker. Geht diese Entwicklung schließlich weiter, weichen bei noch stärkerer Auflockerung die Einzelstränge (Chromonemata) des Chromosoms lokal auseinander und es kommt zu einer leichten Verdickung an dieser Stelle (Bild 5). Dergestalt aufgelockerte Chromosomenabschnitte werden allgemein als Puffs (engl. *to puff* = aufblähen) bezeichnet. Manchmal kann die Auflockerung extreme Formen erreichen, wenn die verlängerten Einzelstränge schleifenartig aus dem Verband des Chromosoms heraustreten (Bild 6). Die dabei von den austretenden Schleifen gebildete Figur erinnert entfernt an einen Ring und nach ihrem Entdecker wird sie deshalb auch als BALBIANI-Ring bezeichnet.

Es ist ein einmaliger Glücksfall gewesen, an Riesenchromosomen derartige Strukturmodifikationen beobachten zu können, denn es ist mit Sicherheit anzunehmen, daß es sich hierbei um physiologisch aktive Genorte handeln muß; Puffs und BALBIANI-Ringe sind nämlich durchaus reversibel. Weil innerhalb eines Gewebes das Puffmuster stets dasselbe ist, Chromosomen aus Zellen verschiedener Gewebe hingegen sehr unterschiedliche Puffmuster haben können und zudem die Zellen eines ganz gewissen Gewebes in verschiedenen Stadien der Entwicklung unterschiedliche und für das jeweilige Entwicklungsstadium spezifische Puffmuster aufweisen, ist diese Annahme gerechtfertigt. Cytochemische Untersuchungen geben Hinweise, welche Stoffgruppen in diesen Strukturen auftreten. Bei der Anfärbung nach FEULGEN erlebt man die Überraschung, nahezu keine DNS mehr nachweisen zu können. Die aufgelockerten Regionen bleiben blaß oder gar ganz ungefärbt. Wie spektralphotometrische Messungen aber zeigen, wäre es ein voreiliger Schluß, daraus auf das Fehlen der DNS zu schließen. An der Gesamtmenge der DNS hat sich tatsächlich nichts geändert, nur wurde eben infolge der Auflockerung in der Puff-Region die DNS-Menge pro Volumeneinheit wesentlich verringert, was

Bild 3: Chromosomen aus der Speicheldrüse der Zuckmücke *(Chironomus)* angefärbt mit Karminessigsäure.

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





zu einer schwächeren Anfärbung führt. Mit etwas Glück können schon an ungefärbten Chromosomen in einem Puff winzige Tröpfchen wahrgenommen werden, die nach Anfärbung mit Lichtgrün im schwach sauren Bereich höhere Proteine durch ihre leuchtende Grünfärbung anzeigen.

Mit einem DNS und RNS (Ribonukleinsäure) differentiell anfärbenden Reagens, etwa Methylgrün-Pyronin (DNS grün, RNS rot) erscheinen Puffs leuchtend rot, die normalen Querscheiben hingegen grün. Auf Grund solcher und anderer Befunde weiß man heute, daß an der DNS der Chromosomen RNS synthetisiert wird. Dieser RNS wird dabei von der DNS der „genetische Code", der durch eine bestimmte Sequenz der Purin- und Pyrimidinbasen chiffriert ist, übertragen, nach dem an solchen physiologisch aktiven Orten wie den Puffs die Proteine der Zelle aufgebaut werden. Neben solchen interessanten und höchst aktuellen Phänomenen kann auch jeder Liebhabercytologe an selbstgefertigten Präparaten mit einiger Übung noch vielerlei andere Beobachtungen anstellen, so über Strukturanomalien (Chromosomenmutationen) wie Translokationen, Inversionen (Bild 7) und dergleichen.

Literaturhinweise:

1. Brachet, J.: Biochemical Cytology, Acad. Press, New York 1957.
2. Callan, H. G., Lloyd, L.: New Approaches in Cell Biology, Acad. Press, New York 1960.
3. Darlington: Methoden der Chromosomenuntersuchung, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1963.
4. Kühn, A.: Grundriß der Vererbungslehre, Quelle und Meyer, Heidelberg 1960.
5. Ruthmann, A.: Methoden der Zellforschung, Franckh'sche Verlagshandlung Stuttgart, im Druck.

Verfasser: Manfred Hauser, 74 Tübingen, Zool. Inst. der Universität

Bild 4: Feulgen-Präparat von Speicheldrüsenchromosomen.

Bild 5: Region eines Puffs in einem Riesenchromosom von *Drosophila*.

Bild 6: Beispiel eines Balbiani-Ringes (Karminessigsäure).

Bild 7: Durch Umkehrung eines Chromosomenstücks bildet sich eine Schleife (Inversion).

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

ALEXANDER PARETO
ERWIN BUCHER

Die Kiefernblüte

II. Die weibliche Blüte im zweiten Jahr *

Die Pollenkörner der Kiefer treffen bei der Bestäubung keinen empfängnisfähigen Eiapparat in den Samenanlagen der weiblichen Blütenstände an. Im Innern einer Samenanlage zeichnet sich von den Zellen des Nucellusgewebes eine einzige durch ihre Größe aus: die nach Reifeteilungen aus der Makrosporenmutterzelle hervorgegangene Makrospore oder Embryosackzelle (Teil 1, Bild 11).

Diese Makrospore ist homolog der Mikrospore (Pollenkorn) im männlichen Geschlecht. Von den beiden „Sporenarten" ausgehend, entwickeln sich die betreffenden „Geschlechtspflanzen", welche die zweite Generation der Kiefer darstellen. Im männlichen Geschlecht ist die ganze „Geschlechtspflanze" reduziert auf die wenigen Zellen, die sich im Pollenkorn befinden. Die weibliche „Geschlechtspflanze" besteht aus dem Vorkeim (Makroprothallium) und den von ihm eingeschlossenen Archegonien. Beide Pflanzen sind so für die Aufgaben der Fortpflanzung spezialisiert, daß sie die Fähigkeit, sich selbst zu ernähren und als selbständige Pflanzen aufzutreten, eingebüßt haben. Somit müssen sie bei Pflanzen derjenigen Generation, von der sie erzeugt worden sind, parasitieren, nämlich die männliche Pflanze als Pollenschlauch mit seinen Kernen und die weibliche Pflanze als Vorkeim mit den Archegonien im Nucellusgewebe der weiblichen Blüten.

Die Makrospore entwickelt sich also zum weiblichen Vorkeim (Makroprothallium), indem sie sich vergrößert, wobei sich ihr Zellkern teilt, ohne daß jedoch nach jeder Kernteilung auch eine neue Zellwand eingezogen wird. Das Ende der ersten Vegetationsperiode beendet dieses Wachstum einstweilen. Anfang März des zweiten Jahres finden wir die Makrospore als eine flüssigkeitsgefüllte Hohlkugel, in deren wandständigem Protoplasma zahlreiche Kerne in regelmäßigen Abständen verteilt sind. Jetzt erst folgt das Stadium der Wandbildung, bei dem aus der vielkernigen Makrospore das vielzellige Prothallium wird. Zwischen den einzelnen Kernen entstehen senkrecht zur Wand der Makrospore feine Wände in zentripetaler Richtung; dabei bleiben diese

* Teil I ist in Mikrokosmos 55, 6—11, 1966 erschienen.

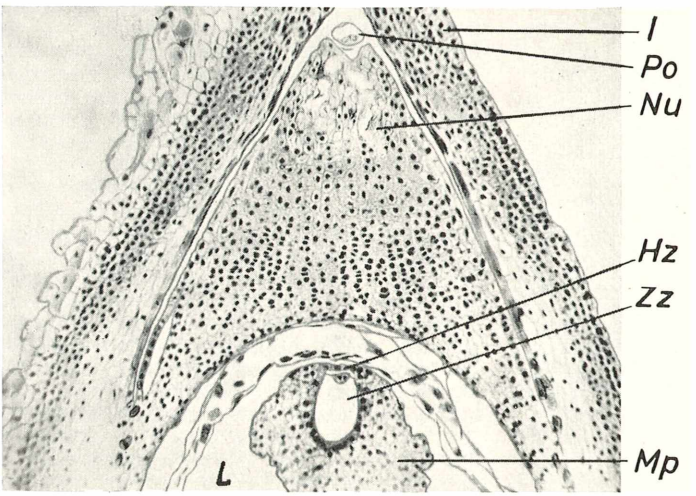
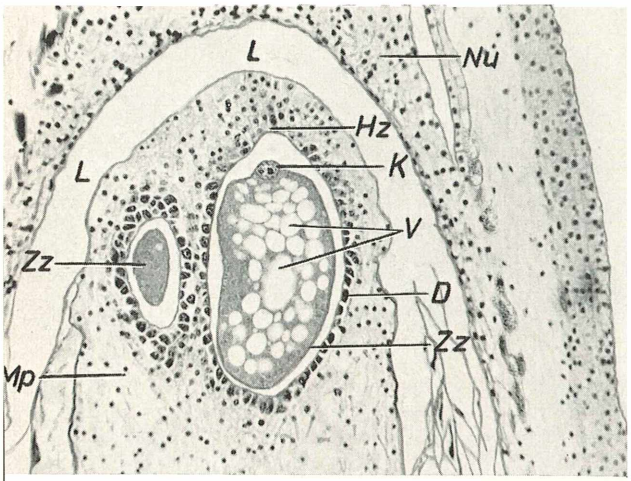
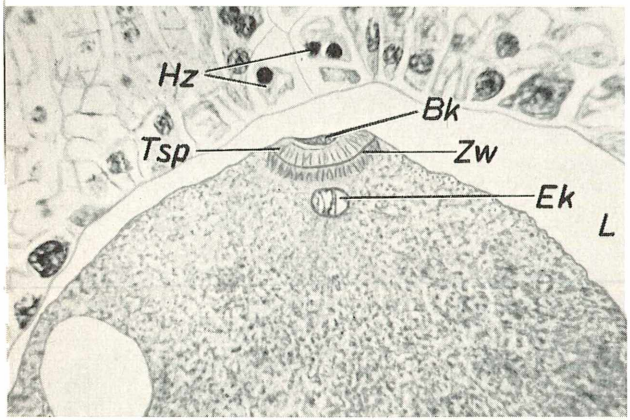


Bild 1: Einjährige Samenanlage mit jungem Archegonium, längs. *I* Integument, *Po* Pollenkorn auf der Nucellusoberfläche, *Nu* Nucellus, *Hz* Halszelle, *Zz* Zentralzelle, *Mp* Makroprothallium, *L* Schrumpfungslücken.

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





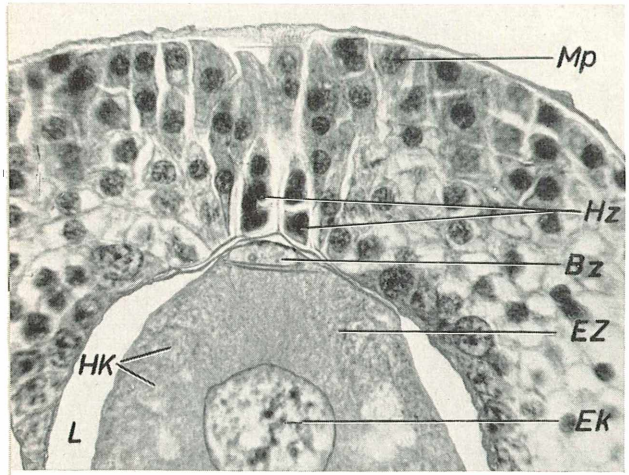


Bild 2—4: Stadien der Bauchkanalzellenabschnürung junger Archegonien.

Bild 2: Zentralzellenkern kurz vor der Teilung. *Hz* Halszellen, *K* Kern der Zentralzelle mit den beiden Nucleoli (Kernkörperchen), *V* Vakuolen der Zentralzelle, *Zz* Zentralzelle, *D* Deckschicht, *Mp* Makroprothallium, *L* Schrumpfungslücken.

Bild 3: Ei- und Bauchkanalkern mit der Teilungsspindel, *Hz* Halszellen, *Bk* Bauchkanalzellenkern, *Ek* Eikern, *Zw* Zwischenwand, *Tsp* Teilungsspindel.

Bild 4: Reifes Archegonium. *Bz* Bauchkanalzelle, *Ez* Eizelle, *Hk* Hofmeistersche Körperchen.

Zellen nach dem flüssigkeitsgefüllten Hohlraum zu noch offen, d. h. hier noch ohne abschließende Zellwand. Allmählich wird die Plasmawandschicht dicker, die jungen Zellwände verlängern sich und müssen sich nun im kugeligen Embryosack kreuzen und ungefähr in der Mitte der Vakuole treffen, so daß im Längsschnitt dreieckige Zellen entstehen. In diesen finden wiederum freie Kernteilungen (ohne sofortige Zellwandbildung) statt, denen dann erst eine Bildung von Querwänden folgt. Damit ist der Aufbau des Vorkeims im wesentlichen abgeschlossen.

Gegen Ende März machen sich einzelne Zellen an dem der Mikropyle zugewandtem Ende des Prothalliums durch Vergrößerung als Ursprungszellen für Archegonien kenntlich. Durch eine perikline (parallel zur Prothalliumoberfläche verlaufende) Wand teilt sich solch eine Ursprungszelle in eine äußere sogenannte primäre Halszelle und eine innere zentrale Zelle, deren Plasma von zahlreichen Flüssigkeitskugeln (Vakuolen) erfüllt ist. Die primäre Halszelle teilt sich durch eine antikline (senkrecht zur Prothalliumoberfläche verlaufende) Wand in zwei Zellen, und dieser Teilung folgen weitere, so daß wir an einem fertigen Archegonium 4—8 Halszellen finden.

In einer Samenanlage werden Archegonien in wechselnder Anzahl (meist 3 bis 5) angelegt. Das junge Archegonium liegt zunächst noch unmittelbar an der Oberfläche des Prothalliums, sinkt dann später scheinbar selbständig tiefer in den Vorkeim ein, da die angrenzenden Prothallienzellen stärker wachsen als die Halszellen.

Die zentrale Zelle nimmt an Größe zu, um sie herum entwickelt sich aus dem Prothallium eine Schicht von plasmareichen Ernährungszellen (Deckschicht) (Bild 1, 2). Ihre der Zentralzelle anliegenden Wände sind verdickt und mit Tüpfeln versehen; man spricht der Deckschicht Drüsenfunktion zu, da sie besonders große Zellkerne besitzt, die sich manchmal auch zu mehreren in einer Zelle befinden.

Die Zentralzelle teilt sich nach weiterem Wachstum in eine kleine sogenannte Bauchkanalzelle, sowie in die große Eizelle. Die Teilung des Kernes der Zentralzelle

erfolgt stets in der Gegend unmittelbar unter dem Hals des Archegoniums.

Bild 2 zeigt den Zentralzellenkern mit den beiden Nucleoli (Kernkörperchen) kurz vor der Teilung in den Bauchkanalzellenkern und den Eikern. Auf Bild 3 sehen wir nach erfolgter Teilung die beiden Kerne mit ihrer Teilungsspindel. Die junge Zellwand, die die jetzt entstandene Bauchkanalzelle von der Eizelle trennt, verläuft bogenförmig. Nach der Regel von SACHS werden ja neue Zellwände stets senkrecht zu den bereits bestehenden eingezogen, was im vorliegenden Bild anschaulich gemacht werden kann, wenn man sich die junge Zellwand über die Schrumpfungslücke hinweg bis an das darübergelegene Nucellusgewebe verlängert vorstellt. Der Eikern hat hier noch etwa die gleiche Größe wie der abgeflachte Bauchkanalkern. Wie auf Bild 4 zu sehen ist, hat das Volumen des Eikerns zugenommen, die ursprünglich linsenförmig verlaufende Zellwand zwischen der Ei- und der Bauchkanalzelle ist durch weiteres Wandwachstum abgeflacht. Der Bauchkanalkern degeneriert, und der Eikern wandert etwa in die Mitte der Eizelle.

Die Teilung der Zentralzelle in Bauchkanal- und eigentliche Eizelle erfolgt bei *Pinus* und den anderen Nadelbäumen meist erst kurz vor der Befruchtung, wenn schon das Ende des Pollenschlauches in unmittelbarer Nähe des Archegoniums angekommen ist. Die Eizelle enthält zunächst wenig Protoplasma; dieses wird jedoch allmählich zuungunsten der zahlreichen Vakuolen, wie sie auf Bild 2 noch zu sehen sind, vermehrt. Zur Zeit der Befruchtung findet man meist keine Vakuole mehr. Das Protoplasma der Eizelle ist von feinschaumiger Struktur; in ihm bilden sich Stärkekörner, deren Menge je nach der Tageszeit schwankt, da sie stets abgebaut und immer wieder neu gebildet werden. Zu einem späteren Zeitpunkt zeigt das Protoplasma körnigen Feinbau, es zeigen sich die als HOFMEISTERsche Körperchen bezeichneten Eiweißvakuolen, die neben Eiweißkörpern ebenfalls Stärkekörner enthalten. (Bild 4, 5.) Ihr Inhalt färbt sich mit einigen Farbstoffen, z. B. Haematoxylin, ähnlich wie die Kernsubstanz an, so daß frühere Untersucher sie sogar für Zellen der Deckschicht hielten, die durch die Tüpfel in die Zentralzelle gelangt seien. Diese Beobachtungen wurden jedoch von späteren Forschern nicht bestätigt.

Die Befruchtung findet etwa im Mai des zweiten Jahres statt. Der Pollenschlauch durchdringt nach Durchwucherung des Nucellusgewebes und nach Erreichen der Prothalliumwandung diese entweder unmittelbar oder er flacht sich auf ihr ab und durchdringt sie nur mit einem schmalen Ast (vgl. Bild 5 u. 6). Der Schlauch drückt die Halszellen zusammen und kommt mit der Eizelle in Berührung. Einer der Spermakerne, die aus der Teilung der generativen Zelle des Pollenkorns hervorgegangen sind, wandert direkt zum Eikern und drückt beim Verschmelzen mit jenem dessen Haut einwärts (vgl. Bild 6).

3. Embryo- und Samenbildung

Bei der Entwicklung des Embryos bis zum fertigen Samen lassen sich zwei große Abschnitte unterscheiden. Zuerst entwickelt sich ein wenigzelliger Proembryo an dem der Mikropyle abgewandtem Pole der Zygote (befruchtete Eizelle). Daraufhin wird durch lange sogenannte Suspensorzellen der Proembryo in das Gewebe des Prothalliums vorgestoßen. Der eigentliche Embryo entsteht dann aus der Proembryospitze.

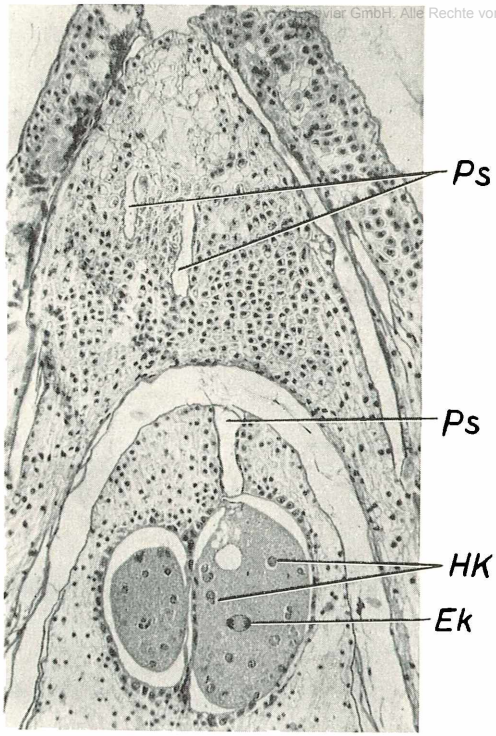
Der befruchtete Eikern teilt sich (Bild 5) in zwei Teilungsschritten in vier Kerne, die noch in der Mitte der Eizelle liegen, dann aber an die Basis des Eies sinken, wo sie sich in einer Ebene senkrecht zur Längsachse der Zygote anordnen. Es folgt eine weitere Teilung der Kerne mit anschließender Wandbildung, wobei dann die unteren vier Kerne ganz von Wänden umgeben sind, während der oberen Kernschicht die Wände zu dem Protoplasma der Zygote hin fehlen. Daraufhin wird die obere Schicht noch zweimal geteilt, so daß der fertige Proembryo aus vier Schichten besteht; drei Schichten ganz von Wänden umgebener Zellen und einer obersten Schicht von zum restlichen Zygotenplasma zu offenen Zellen (Bild 6 u. 7).

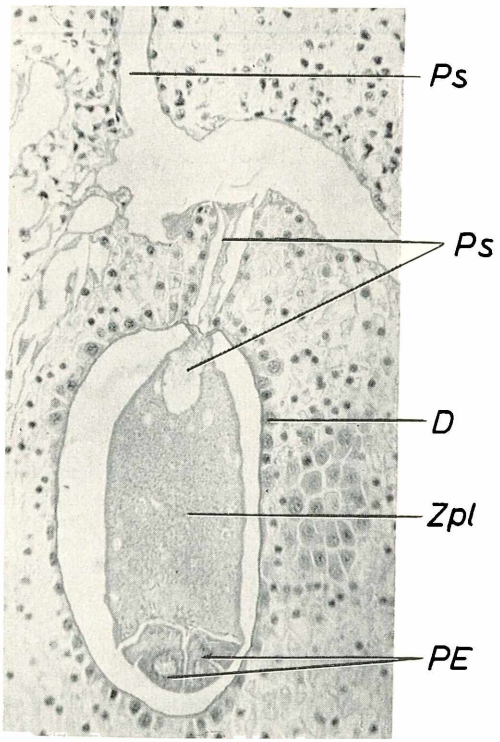
Die unterste Schicht bildet den späteren Embryo, die folgende verlängert sich zu den sogenannten Suspensorschläuchen (Bild 8). Die dritte Schicht wird Rosette genannt; die oberste Schicht wird allmählich abgebaut.

Die Suspensorzellen verlängern sich nun außerordentlich, ohne sich zu teilen (Streckungswachstum), wobei sie sich etwas aufwinden. Sie schieben die Spitze des Proembryos (= unterste Schicht = Basalschicht) in den der Mikropyle abgewandten Teil des Prothalliums. Das Eindringen des Proembryos in das Vorkeimgewebe ist gewährleistet durch verschiedene Enzyme, die teilweise vom Proembryo selbst, teilweise vom Archegonium stammen, die Zellwände des Prothalliumgewebes auflösen und die Zellinhalte für die Ernährung des Proembryos und später des Embryos aufschließen.

In den vier Zellen der Basalschicht finden Teilungen statt. Die oberen dieser Teilungsabkömmlinge, die dem Suspensorschlauch zugewandt sind, verlängern sich teilweise bedeutend und helfen als sogenannte „sekundäre Suspensorzellen" dem Suspensor bei seiner Aufgabe. Von den vier unteren Teilungsabkömmlingen der Basalschicht bildet nun jede durch weitere Zell-

© Quelle & Meyer GmbH. Alle Rechte vorbehalten. www.quelle-meyer.de





teilungen einen eigenen Embryo. Während bis zu diesem Zeitpunkt die Proembryonen eines Archegoniums gemeinsam, in einem geschlossenen Verband, von ihren Suspensorzellen in das Prothalliumgewebe vorgetrieben werden, ändert sich nun die Situation: jeder der vier Embryonen, von seinem sekundären Suspensor getrieben, sucht seinen eigenen Weg (Bild 8). Die vier Embryonen eines Archegoniums treten miteinander und mit denen aus den anderen Archegonien in „Wettbewerb"; schließlich geht der Embryo mit dem längsten Suspensor daraus als Sieger hervor und entwickelt sich weiter zum Keimling des Samens, wogegen alle übrigen Konkurrenten verkümmern und absterben.

Die Erscheinung, daß aus einer Samenanlage viele Embryonen entstehen, nennt man Polyembryonie. Sie ist in unserem Fall gekennzeichnet durch das Aufspalten der Zygote in vier Embryonen und durch das Vorhandensein mehrerer Archegonien in einem Makroprothallium. So ergeben sich z. B. bei drei Archegonien in einer Samenanlage 3mal 4 = 12 Embryonen, von denen nur ein einziger zum Samen wird.

Die Embryobildung erfolgt in dem immer noch geschlossenen Zapfen (vgl. Teil 1, Bild 6 i). Er bleibt auch noch im zweiten Winter am Baume hängen, da die Samenreife erst im folgenden Frühjahr (3. Jahr) erfolgt.

Der Zapfen öffnet sich, indem sich seine jetzt verholzten Fruchtschuppen, von der Basis des Zapfens beginnend, öffnen. Der Öffnungsmechanismus des Zapfens besteht darin, daß sich die Schuppen durch Vertrocknen und Einschrumpfung von unverholztem Gewebe in der Nähe der Leitbündel voneinander lösen und mit einem deutlich vernehmbaren knackenden Geräusch sich soweit auseinanderspreizen, daß die Samen zwischen ihnen herausfallen können (Bild 9 a). Vaucher (1841) bespricht bereits die zweckmäßigen Bewegungen der Zapfenschuppen bei den Kiefern: „Sie öffnen sich zur Bestäubung, schließen sich zum Ausreifen (der Samen) und öffnen sich zum zweitenmal zur Aussaat." Nach dem Entlassen der Samen bleiben die leeren Zapfen noch bis zum Herbst an den Zweigen hängen. Nur im mittleren Teil des Zapfens bilden sich keimfähige Samen aus, im oberen

Bild 5: Erste Teilungsschritte der befruchteten Eizelle. *Ek* befruchteter Eikern (Zygotenkern) in Teilung (sichtbar sind die Chromosomen mit dem Spindelapparat), *Ps* Weg des Pollenschlauches im Nucellusgewebe und im Makroprothallium, *HK* Hofmeistersche Körperchen.

Bild 6: Anlage des Proembryos. *Ps* Pollenschlauch, drückte die „Außenhaut" der Eizelle ein (*Ps* unten); im Bereich des Durchgangs des Pollenschlauches im Makroprothallium ist noch Restplasma des Schlauches zu sehen (*Ps* Mitte), *D* Deckschicht, *Zpl* Plasma der befruchteten Eizelle (Zygote), *PE* Proembryo.

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

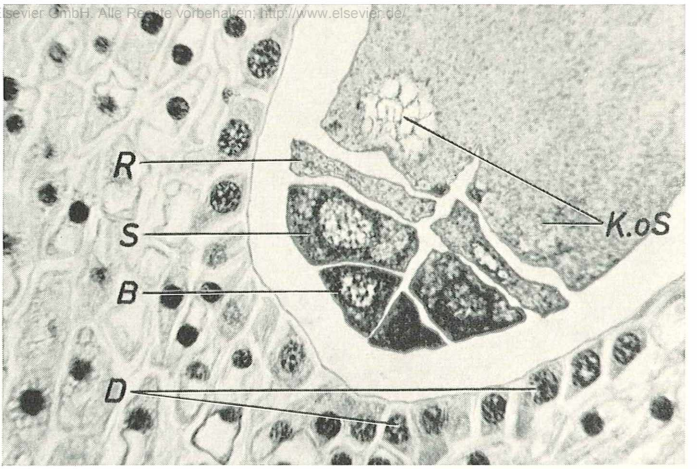


Bild 7: Proembryo. *D* Deckschicht, *B* Zellen der Basalschicht (im Schnitt sind von den vier Zellen des Proembryos pro Schicht nur jeweils zwei getroffen), *S* Zellen des Suspensors, *R* Rosette, *KoS* Kerne der oberen Schicht mit dem restlichen Zygotenplasma.

und unteren Zapfenteil dagegen verkümmern sie mehr oder weniger, und die Schuppen, welche verkümmerte Samen tragen, bleiben festgeschlossen aufeinander.

Die Samen sind 3—5 Millimeter lang, von eiförmiger Gestalt und von hellbrauner bis schwärzlicher Farbe. Ihr sogenannter Flügel ist verschieden groß, meist 15—20 Millimeter lang, dünn, der Länge nach etwas S-förmig gekrümmt. Dieser Flügel ist aus einem Teil der Fruchtschuppe hervorgegangen und bedeckt anfänglich den Samen auf seiner vorderen und hinteren Fläche, wird dann aber beim Heranwachsen des Samens so zerrissen, daß er nur noch dessen Seitenkanten umfaßt und festhält. Die Samen werden in der Hauptsache durch Luftströmungen fortbewegt und gehören zu den Schraubfliegern (Bild 9 b). Daneben können sie auch einige Zeit auf dem Wasser schwimmen oder bisweilen von Vögeln und Ameisen verschleppt werden.

Nach dem Ausfliegen der Samen löst sich ihr Flügel leicht ab, indem er von den beiden Seitenkanten, die er mit seinen Enden zangenartig umfaßt, abreißt.

Zur Technik

Für den fortgeschrittenen Mikroskopiker sei hier noch in Kürze der Werdegang der im Artikel abgebildeten Präparate geschildert:

1. Fixierung in Pikrinsäure-Formalin-Eisessig (Bouinsches Gemisch) im Verhältnis 15 5 : 1 ungefähr zwei Tage lang für die männlichen und weiblichen Zapfen und die herauspräparierten Samenanlagen. (Andere Fixierungsgemische siehe Zach: Anatomie der Blütenpflanzen). Es wäre vorstellbar, daß andere Fixiergemische z. B. FAA (Formalin-Äthylalkohol-Eisessig) oder das Randolph-Navashinsche Gemisch, wie sie von Johansen in seinem Buch Plant Microtechnique (1940) angegeben werden, bessere Resultate zeitigen würden.

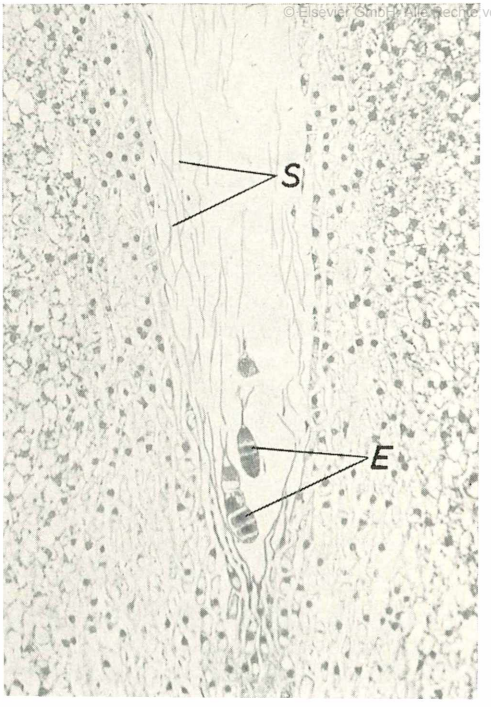
2. Auswaschen des Fixiergemisches in mindestens dreimal gewechseltem 70%igem Alkohol (bzw. entsprechend verdünntem Brennspiritus).

3. Entwässerung in 70%igem, 80%igem, 96%igem und absolutem Alkohol, wobei die Objekte in jeder Stufe, die mindestens einmal gewechselt werden sollte, je einen Tag verweilen sollen.

4. Ersetzen des absoluten Alkohols durch Xylol, in welchem die Objekte mindestens 15 Minuten verweilen, bis sie eine gewisse Durchsichtigkeit erlangt haben Zu lange sollte der Aufenthalt in Xylol nicht ausgedehnt werden, da die Objekte mit zunehmendem Wasserentzug immer brüchiger werden, was später die Schnittqualität beeinträchtigt. Daher wäre es wohl vorteilhafter, statt des Xylols als Zwischenmedium Terpineol oder eingedicktes Zedernholzöl zu verwenden; und zwar werden die Objekte aus dem 96%igen Alkohol, unter Ausschaltung der absoluten Alkoholstufe, direkt in das Terpineol eingebracht. (Genauerer Arbeitsgang siehe Zach S. 14.)

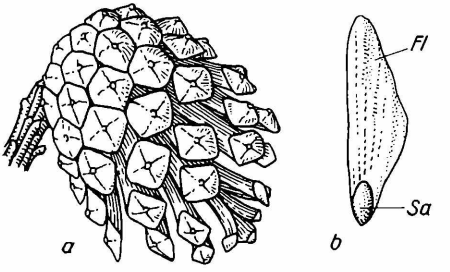
5. Darauf werden zum Xylol mit den Objekten Paraffinschnitzel zugegeben und das Ganze in einen Wärmeschrank bei 60° C gestellt. Das Xylol verdampft allmählich und die Objekte werden vom Paraffin durchtränkt. Das überstehende flüssige Paraffin wird abgegossen und durch reines,

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.



◀ Bild 8: Die Embryonen (*E*) werden von den Suspensorschläuchen (*S*) in das Gewebe des Makroprothalliums vorgetrieben.

Bild 9: a. Reifer Kiefernzapfen, aus dem die Samen herausfallen. b. Same (*Sa*) mit seinem Flügel (*Fl*). ▼



flüssiges Paraffin mehrere Male ersetzt, um die letzten Xylolspuren aus dem Objekt zu beseitigen.

6. Einbetten, Aufblocken, Orientieren und Schneiden mit quergestelltem Messer, um Schnittbänder zu erhalten.

7. Aufkleben der Schnitte auf Objektträger mit Hilfe von Eiweiß-Glyzerin. Strecken über der Sparflamme eines Bunsenbrenners, Trocknen im Wärmeschrank bei ca. 37 Grad über 12 Stunden.

8. „Anschmelzen" der Schnitte im Wärmeschrank bei 60 Grad, bis das Paraffin der Schnitte geschmolzen ist.

9. Entparaffinieren über absteigende Reihe bis zum Wasser.

10. Färben mit saurem Hämatoxylin nach Ehrlich: 2 g Hämatoxylin krist, 100 ml Äthanol (96%), 100 ml Aqua dest, 100 ml Glyzerin reinst, 3 g Kalialaun, 10 ml Eisessig, je nach Alter der Lösung, die nach dem Zusammenstellen einige Wochen „reifen" muß, wird 5—10 Minuten lang gefärbt.

11. „Bläuen" (= Wässern) der Schnitte in mehrfach gewechseltem Leitungswasser. Weichem Wasser (Härte unter 5° DH) muß ein Tropfen Salmiakgeist zugefügt werden, damit der für das Gelingen des Färbevorganges erforderliche Farbumschlag des Hämatoxylins von Rot nach Blau erfolgen kann.

12. Entwässern in der aufsteigenden Reihe und nach Aufhellen in Xylol Einschließen in Caedax.

Literaturhinweise:

1. Guttenberg, H. v.: Lehrbuch der Allgemeinen Botanik, Berlin 1951.
2. Schürhoff, P. N.: Die Zytologie der Blütenpflanzen, Stuttgart 1926.
3. Strasburger, E.: Das botanische Praktikum, Jena 1913.
4. Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik, Stuttgart 1962.
5. Schnarf, K.: Vergleichende Cytologie des Geschlechtsapparates der Kormophyten, Berlin-Zehlendorf 1941.
6. Vaucher, I. P.: Histoire physiologique des plantes d'Europe, on Exposition des phénomènes qu'elles présentent dans diverses périodes de leur developpement, 4 vol., Paris 1841.
7. Walter, H.: Grundlagen des Pflanzensystems, Bd. II, Stuttgart 1961.
8. Zach, O.: Anatomie der Blütenpflanzen, Stuttgart 1954.

Verfasser: Alexander Pareto, 8 München 27, Beblo-Str. 11/2. Erwin Bucher, 8 München 54, Bingenerstr. 39

© Elsevier GmbH, Alle Rechte vorbehalten. http://www.elsevier.de/

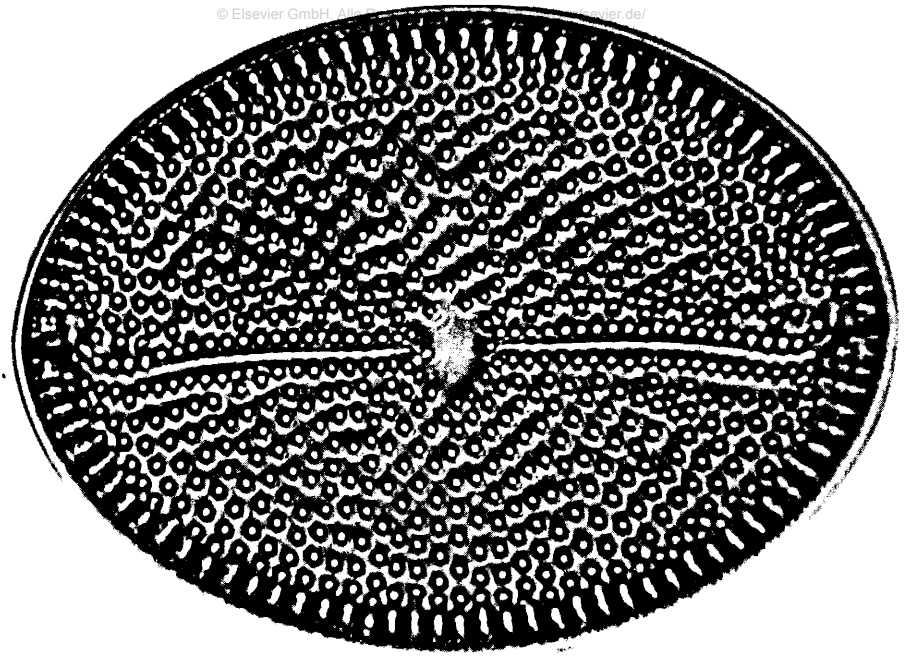


Bild: Kieselalge *Mastogloia splendida* bei etwa 1000facher Vergrößerung.

Die Kieselalge Mastogloia splendida

Mastogloia splendida (Gregory) Cleve

Synonyme: *Cocconeis splendida* Gregory, *Cocconeis punctatissima* Creville, *Mastogloia cribrosa* Grunov, *Orthoneis punctatissima* Lagerst.

Schale breit elliptisch mit stark abgerundeten Enden. Kammerförmiges Leistenband umschließt die Schale. Raphenenden nach derselben Seite abgebogen.

Vorkommen: Litoral in fast allen Meeren, sehr häufig in der Adria. Kommt außerdem ab dem Miozän in fast allen marinen Meeresablagerungen vor, so in den Lagern von Californien, Maryland und in den sarmatischen Lagern von Österreich und Ungarn.

Nav. II, Seite 148 (Synopsis of the Naviculoid Diatoms, Part I und II, Stockholm, 1894—1895).

Literatur

A Treatise on the Diatomaceae, by Henry Heurck, London 1896.
An Index to the Genera and Species of the Diatomaceae and their Synonyms, by Frederick Wm. Mills, Part XII, Page 915, London, 1934.
Die Kieselalgen von Fr. Hustedt, 2. Teil, Seite 463, 1933, erschienen in Rabenhorsts Kryptogamenflora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz, Band VII.

Aufnahme: Kurt Fuhlbrügge, Freilingen/Westerwald, Grauer Stein

Text und Bestimmung: Hans-Joachim Schrader, Schmiden b. Stuttgart, Wilhelmstr. 36

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/ DIETER MATTHES

Algen und Tiere in Symbiose

Jedem Mikroskopiker, der die Welt im Wassertropfen durchforscht, ist es schon aufgefallen, daß es ausgesprochen grün gefärbte Urtiere, Schwämme, Hohltiere und Würmer gibt. Daß es sich bei der grünen Farbe solcher durchsichtiger Wirbelloser tatsächlich um echtes Chlorophyll handelt, erkannte man schon in der Mitte des 19. Jahrhunderts. Allerdings glaubte man damals noch, „tierisches Chlorophyll" entdeckt zu haben. Gegen diese Auffassung sprach allerdings, daß viele dieser Chlorophyllträger unter den wirbellosen Süßwassertieren auch in farblosem Zustand vorkommen. Wäre ihr Chlorophyll jedoch ein Produkt ihres eigenen Stoffwechsels, dann müßten sie, wenn sie genügender Belichtung ausgesetzt werden, ergrünen. Das ist aber keineswegs der Fall. Es zeigte sich auch, daß die Chlorophyllkörner des grünen Süßwasserpolypen *(Chlorohydra viridissima)* im Ei nicht neu gebildet werden, sondern aus den Entodermzellen des Muttertieres in das Ei einwandern (Bild 1). Außerdem können aus dem Träger entfernte Chlorophyllkörner allein weiterleben. Gründliche Untersuchungen ergaben schließlich, daß es sich bei den grünen Einschlüssen um eigene, mit einer Zellulosemembran umschlossene und mit Zellkern und Chromatophoren versehene Zellen handelt. Damit war es klar: Diese „Chlorophyllkörner" sind einzellige Pflanzen, die *in* wirbellosen Tieren leben. Man nannte sie *Zoochlorellen.* Auch in den verschiedensten Tieren des Meeres hatte man ähnliche Einschlüsse von gelber bis brauner Farbe entdeckt, die sich gleichfalls als einzellige Pflanzen erwiesen. Sie bezeichnete man — im Gegensatz zu den Zoochlorellen — als *Zooxanthellen.*

Die Zoochlorellen der Süßwassertiere gehören meist der Algengattung *Chlorella* an, wobei es sich vermutlich um physiologische Rassen der im Süßwasser und im Meere lebenden Grünalge *Chlorella vulgaris* handelt. Bei den Zooxanthellen sind es Peridineen oder Angehörige der Gattung *Chrysidella,* also Flagellaten, die im Wirtstier in einem Ruhezustand leben, während sie bei Neuinfektionen in ein freilebendes, begeißeltes Stadium übergehen.

Ist das Zusammenleben von Wirtstier und Alge für beide Partner lebensnotwendig? Man hat versucht, beide voneinander zu trennen oder aber neue Vergesellschaftungen experimentell zu stiften. Es zeigte sich, daß die Algen den Verdauungsfermenten ihrer Wirtstiere gegenüber weitgehend immun sind. Allerdings wird vom Wirt nicht selten doch ein gewisser Algenüberschuß verdaut, um eine Überschwemmung mit Algen zu verhindern. Darüber, daß der Algenträger von seinem Vergesellschaftungspartner profitiert, bestehen keine Zweifel, denn man kennt Algenträger, die selbst überhaupt keine Nahrung mehr aufnehmen. Es ist nur die Frage, ob der Wirt seinen Vorteil aus der Verdauung seiner pflanzlichen Partner gewinnt, oder ob letztere gelöste Assimilate an ihn abgeben. Die Untersuchungsergebnisse deuten darauf hin, daß beide Wege verwirklicht werden. Recht wenig ist jedoch darüber bekannt, welche Vorteile die Algen aus diesem Zusammenleben genießen. Es scheint jedoch, daß sie die vom Wirt abgegebene Kohlensäure verwerten und ihm auch stickstoff- und phosphorhaltige Verbindungen entnehmen, so daß wir wohl mit Recht das hier vorliegende Zusammenleben eine Symbiose nennen können.

Unter den einzelligen Tieren (Protozoen) sind es vor allem die Wechseltierchen (Rhizopoden) und die Wimpertiere (Ciliaten), bei denen wir Algen beherbergende Arten finden. Die Algensymbiose kann dabei fakultativ oder obligatorisch sein. Bei obligater Symbiose wird das Wirtstier niemals ohne Algen gefunden. Unter den Rhizopoden treten Zoochlorellen führende Arten sowohl bei den nackten Amöben (z. B. *Amoeba viridis,* Bild 2), als auch bei beschalten Amöben (Thekamöben) und Sonnentierchen (Heliozoen) auf. Die Thekamöbe *Heleopora picta* (Bild 3) enthält stets Algen, lebt also in obligater Symbiose. Fakultative Algenzüchter gibt es unter den Wechseltierchen in großer Menge. Bei der

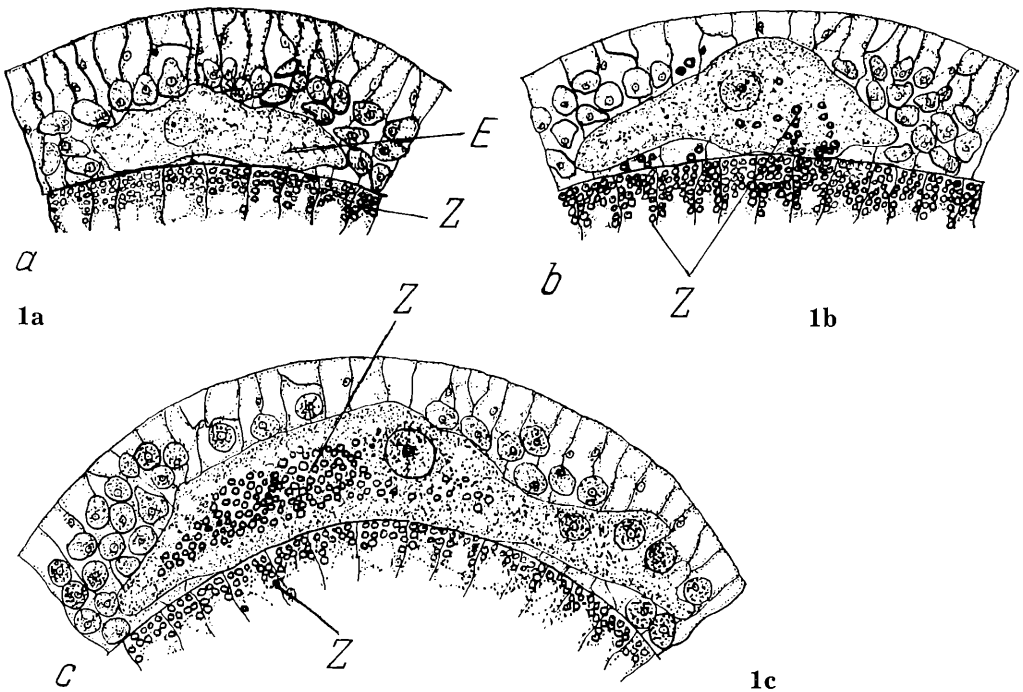
Teilung werden die Algen gleichmäßig auf die Tochtertiere verteilt. Bei den Wimpertieren ist obligatorische Algensymbiose selten. Sehr häufig findet man das hübsche Peritrich *Ophrydium versatile*, das schon mehrfach im Mikrokosmos vorgestellt wurde, durch Zoochlorellen grün gefärbt.

Außerordentlich verbreitet ist die Zooxanthellensymbiose mariner Einzeller. Auch hier sind es vorwiegend Rhizopoden, die als Algenwirte fungieren. Besonders bei den Radiolarien (Strahlentierchen) ist eine solche Symbiose sehr häufig. Die grünlichgelben oder gelbbraunen Algen liegen hier meist im sog. extrakapsulären Weichkörper. Die bei der Vermehrung der Radiolarien gebildeten Schwärmer bekommen keine Symbionten, sondern müssen sich mit frei im Meer lebenden Algen infizieren. Auch Foraminiferen (Kammerlinge) kennt man als Träger von Zooxanthellen. Die Zahl der Algen, die ein Foraminifer enthalten kann, ist sehr beträchtlich. In einer großen *Peneroplis* über 100 000! Bei diesem Foraminifer konnte man auch feststellen, daß sich ständig ausgewachsene Algen in zweigeißelige Schwärmer verwandeln und den Wirt verlassen. Unter den marinen Ciliaten gibt es nur wenige Arten, die Träger von Zooxanthellen sind.

Wir kennen aber auch Rhizopoden und Wimpertiere, die statt der Chlorellen Blaualgen (Cyanophyceen) enthalten. Man nennt diese Symbiosen auch Endocyanosen und die Algen selbst Cyanellen. Ein eindrucksvolles Beispiel für eine solche Endocyanose bietet die Thekamöbe *Paulinella chromatophora* (Bild 4). Dieses Tier besitzt zwei wurstförmige, blaugrüne Einschlüsse, die man früher für Chromatophoren hielt, die sich jedoch als Blaualgen erwiesen. Bei der Teilung der Thekamöbe wird regelmäßig einer der beiden Symbionten durch die enge Öffnung des Gehäuses in das neu entstehende Geschwistertier hinübergepreßt, worauf sich dann beide Blaualgen teilen, damit die ursprüngliche Zahl wieder hergestellt ist. *Paulinella* soll kaum mehr geformte Nahrung aufnehmen.

Auch die Schwämme unserer Binnengewässer leben in einer lockeren Symbiose mit Algen der Gattung *Pleurococcus*. Sie zeigen daher, wenn sie an hellen Lokalitäten stehen, eine grüne Färbung. Die Algen gelangen mit dem eingestrudelten Wasserstrom in den Schwammkörper und werden zunächst von den sog. Kragengeißelzellen aufgenommen. Ein Teil der Algen wird verdaut. Die Meeres-Schwämme können nicht nur mit Zooxanthellen und Blaualgen, sondern auch mit höheren Algen (Chlorophyceen und Rotalgen) in Symbiose

Bild 1: Der grüne Süßwasserpolyp *Chlorohydra viridissima*. Eindringen der Zoochlorellen in die Eizelle. *E* = Eizelle, *Z* = Zoochlorellen.



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

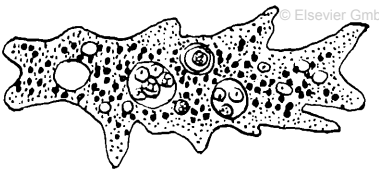


Bild 2: Das Wechseltierchen *Amoeba viridis* mit Zoochlorellen.

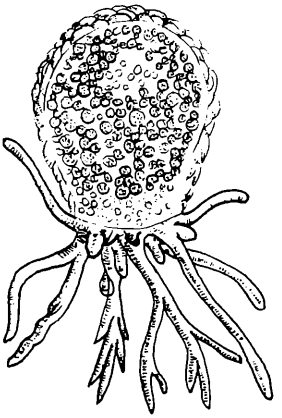


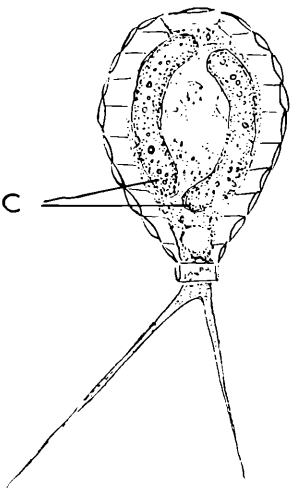
Bild 3: Thekamöbe *Heleopora picta* mit Zoochlorellen.

leben. So vermag sich der in Mittelmeer, Atlantik und Nordsee vorkommende Brotschwamm *(Halichondria panicea)* mit der Rotalge *Callithamnium* zu vergesellschaften. Ein „klassisches" Objekt der Algensymbiose ist der grüne Süßwasserpolyp *Chlorohydra.* In seinen geißeltragenden Zellen des inneren Keimblattes (Entoderm) beherbergt er Algen der Gattung *Chlorella,* die man nur unter großen Schwierigkeiten außerhalb des Polypen züchten kann. Daß die Algen bei der geschlechtlichen Fortpflanzung ihres Wirtes aus dem Entoderm in das Ei einwandern, haben wir schon erwähnt (Bild 1). Interessant ist, daß der Polyp nur zugrunde gehende Algen verdaut. „Gesunde" Algen werden auch von hungernden Hydren nicht angegriffen. Unter den marinen Hydroidpolypen führen manche Arten Zooxanthellen. Auch viele Medusen der *Scyphozoa* enthalten derartige Einschlüsse. Verbreitet ist schließlich Algensymbiose auch bei Korallen *(Anthozoa).* Dies gilt speziell für Arten, die das seichte Wasser warmer Meere bevölkern. Stark algenhaltige Formen verzichten dabei oft völlig auf die Aufnahme geformter Nahrung. Bei manchen Anthozoen sind die Symbionten sogar auf eine ganz bestimmte Körperregion ihres Wirtes beschränkt, die damit das erste „Symbiontenorgan" im Tierreich darstellt. Bei den riffbildenden Korallen vermutet man sogar, daß die Endprodukte ihres Stoffwechsels von den symbiontischen Algen verwertet werden und letztere quasi als Exkretionsorgane ihrer Wirte dienen. Die mit Symbionten versehenen Korallen entlassen Planulalarven, die bereits mit Zooxanthellen infiziert sind.

Zu den ersten Tierformen, bei denen man Algensymbiose beobachtete, gehören die Strudelwürmer (Turbellarien). Einige der im Süßwasser lebenden, durchsichtigen Rhabdocölen enthalten Zoochlorellen. Marine Turbellarien sind häufig mit Zooxanthellen ausgerüstet. Nur Angehörige der zu den sog. acölen Strudelwürmern gehörenden Gattung *Convoluta* leben in obligater Symbiose mit grünen Algen, die aber nicht zur Gattung *Chlorella,* sondern zu den Chlamydomonaden gehören. Die Eier dieser Würmer sind zu mehreren in Kokons verpackt, auf denen sich, chemotaktisch angelockt, freilebende, begeißelte Formen dieser Algen ansiedeln. Beim Verlassen des Kokons infizieren sich die schlüpfenden Larven mit den Symbionten, die sich im Turbellar stark verändern. Nach genügender Vermehrung seiner Symbionten stellt der Wurm seine Nahrungsaufnahme völlig ein und lebt nur noch von den Assimilaten seiner Algen. Jungtiere, bei denen eine Infektion nicht glückte, gehen nach einiger Zeit zugrunde. Alternde Tiere läßt ein Bedürfnis nach geformtem Eiweiß die eigenen Symbionten angreifen. Da sie aber zu selbständiger Nahrungsaufnahme nicht mehr fähig sind, verenden sie nach Verbrauch ihrer pflanzlichen Einmieter.

Unter den Weichtieren (Mollusken) gibt es Algenwirte unter den marinen Nacktschnecken und Muscheln. Besonders inter-

Bild 4: Thekamöbe *Paulinella chromatophora* mit Cyanellen (= C).



essant und erst in neuester Zeit genauer untersucht ist die innige Algensymbiose der auf tropischen Korallenriffen lebenden Riesen- oder Mördermuscheln *(Tridacna)*. Der Mantelrand dieser Muscheln enthält in den Lakunen des Blutgefäßsystems Massen brauner Zooxanthellen. Damit er vom Licht getroffen werden kann, sind Mantel und Schale um 180° gedreht und zeigen somit nach oben, zum Licht. Zudem besitzt der Mantelrand linsenartige Organe (Bild 5), die Licht in die Zooxanthellenansammlungen leiten sollen. Damit dürfte *Tridacna* die höchste Anpassung an eine Algensymbiose aufweisen, die wir überhaupt kennen.

Verfasser: Privatdozent Dr. D. Matthes, Zoologisches Institut der Univ. Erlangen-Nürnberg, Erlangen, Universitätsstr. 19

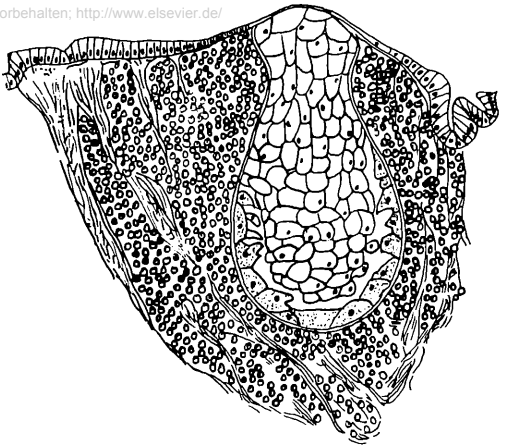


Bild 5. Linsenartiges Organ der Muschel *Tridacna*.

FRITZ HUMMEL

Teilungsanomalie bei einer Zieralge

In der Zieralgengattung *Pleurotaenium* sind Formabnormitäten keine ausgesprochene Seltenheit: Sie treten in Gestalt einer extrem langgezogenen oder übermäßig breit angeschwollenen Halbzelle auf. Andere Teilungsanomalien dagegen sind bei *Pleurotaenium* als Seltenheit zu betrachten.

Das vorliegende Exemplar von *Pleurotaenium truncatum* (Breb.) Naeg. mit drei Halbzellen und zwei Isthmen wurde Mitte Oktober 1963 im Rifferswiler Hochmoor in einem seichten, mit Sphagnen (Torfmoosen) bewachsenen Graben unter vielen normalen Individuen derselben Art gefunden.

Das Fehlen der gewellten Basalanschwellung ist insofern bedeutungslos, als dieses atypische Merkmal auch bei der normalen Art nicht immer anzutreffen ist. Obwohl die Basalform der Halbzellen unter anderem mit ihrer aus dem Isthmus rasch zunehmenden Breite eher auf die Varietät *crassum* Boldt hinweist, spricht das Verhältnis von Länge zu Breite doch für den Typus.

Auffallend ist die für Pleurotaenien ungewöhnliche, leicht gebogene Form. Als weitere Abnormität ist der sonst bei dieser Art bandförmige Chromatophor hier zu einem einheitlichen Chloroplasten verschmolzen. Hierzu bleibt immerhin die Frage offen, ob dies nicht eine Stadiumserscheinung ist, wobei sich der Chromatophor erst nachträglich in die Bandform differenziert. Vertretbar ist jedoch auch die entgegengesetzte Version, nach welcher sich die aufgelöste Bandform zu einem homogenen Farbstoffträger umbilden kann. Störungen im Stoffwechsel einer Pflanzenzelle, welche z. B. durch absoluten oder relativen Mangel (oder sogar Überfluß) an einem oder mehreren Nährstoffen hervorgerufen werden können, zeigen sich durch mehr oder weniger typische Veränderungen im Chlorophyllaufbau. Jede spezifische Gleichgewichtsveränderung in der Chloroplastenzusammensetzung wirkt sich aber ungünstig auf die Assimilation aus, was folglich weitere Störungen nach sich ziehen kann, wobei es sehr schwierig wird, Ursache und Wirkung zu erkennen oder auseinander zu halten.

Über das Zustandekommen von Teilungsanomalien, wie bei vorliegender Wiedergabe (siehe Abbildung), lassen sich auch

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

heute noch nur Hypothesen aufstellen. Zum Beispiel zitiert KRIEGER die von DE WILDEMAN (1908) geäußerte Vermutung, daß niedere Nachttemperaturen von 0° C derartige Ausfallserscheinungen zur Folge hätten. Diese Meinung kann insofern angefochten werden, als dann zum mindesten mehrere vorhandene Exemplare derselben Art davon betroffen sein sollten. Zudem müßten dann solche Erscheinungen im Vorfrühling und Spätherbst häufiger auftreten. Hierzu muß noch erwähnt werden, daß die betreffende Spezies mit Vorliebe in kühleren Gewässern vorkommt.

Desgleichen ist auch die These abzulehnen, daß diverse ungünstige ökologische Faktoren allein solche Mißbildungen hervorrufen können, da dadurch ohne Zweifel jeweils eine Mehrzahl von Individuen in Mitleidenschaft geraten müßten.

Eine glaubwürdigere Annahme besteht darin, daß primär rein individuell ganz verschiedene „innere Ursachen" an derartigen Mißbildungen beteiligt sind — wobei dann unter Umständen die erwähnten tiefen Temperaturen und ökologischen Gegebenheiten insgesamt oder einzeln einen mitbestimmenden Einfluß ausüben können.

Verfasser: Fritz Hummel, Ilanzhofweg 5, CH — 8057 Zürich.

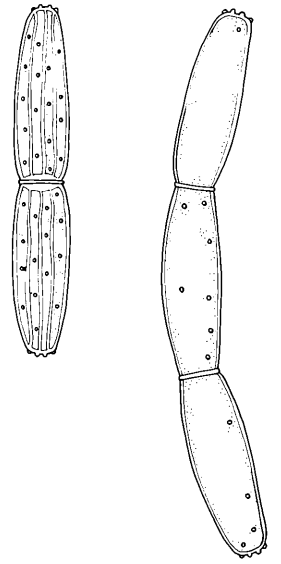


Bild: Links die Normalform von *Pleurotaenium truncatum*:: Länge 420 µ, Breite 62 µ, Apex 30 µ, Isthmus 46 µ. Rechts die Teilungsanomalie: Länge jedes Abschnittes 224 µ, maximale Breite 70 µ, Apex 40 µ.

HEINZ SCHNEIDER

Mikroskopobjektive als Optik für Makroaufnahmen

Zwischen dem Bereich der mikroskopischen Aufnahme und der Nahaufnahme bis zum Maßstab 1 1 liegt das Gebiet der Makrofotografie. Makrofotos zeigen kleine Objekte schon auf dem Film in Lupenvergrößerung und eröffnen so neue Wege zur Untersuchung und Demonstration der Kleinlebewelt. Trotz seiner vielfältigen Anwendungsmöglichkeiten wird dieser reizvolle Zweig der Fotografie wenig gepflegt. Neben technischen Problemen sind es vor allem die hohen Anschaffungskosten für kurzbrennweitige Spezialobjektive, die den Liebhaberbiologen abschrecken.

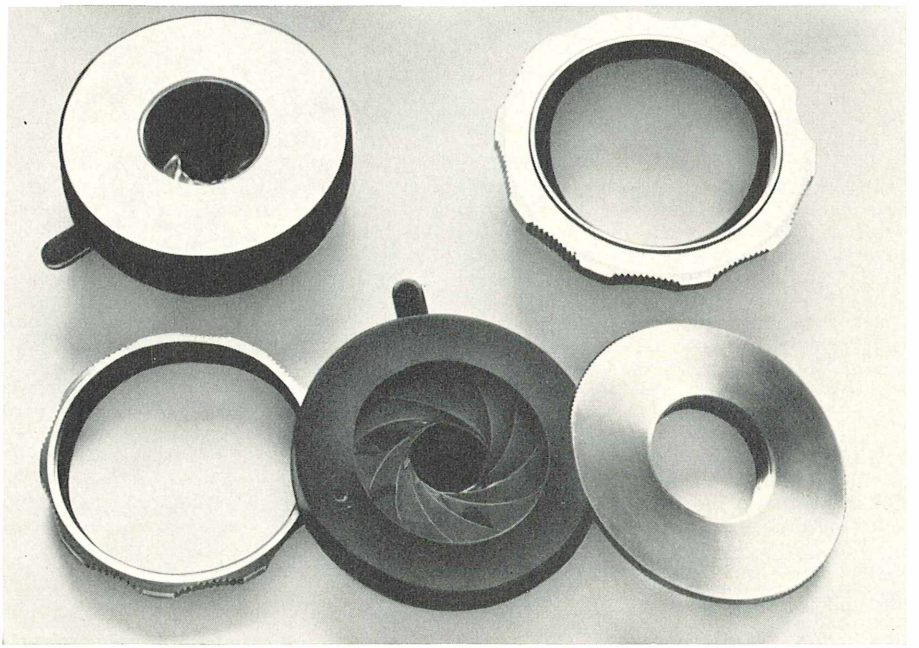
Bei Versuchen, die Eigelege und Jugendstadien von Kleininsekten auf Farb-Umkehrfilm vergrößert abzubilden, fand ich ein Verfahren, das den Aufwand für die optische Ausrüstung denkbar niedrig hält. Ich verwende dabei die Objektive meines Kosmos-Mikroskops HUMBOLDT als Makrooptik. Im folgenden soll gezeigt werden, was diese Methode zu leisten vermag und welche Umbauten am Kamera-Zubehör zu ihrer Anwendung erforderlich sind. Alle Angaben im Text beziehen sich auf die Kleinbild-Spiegelreflexkamera Exakta Varex. Selbstverständlich eignen sich aber

auch andere Spiegelreflex-Modelle für dieses Makroverfahren, sofern bei ihnen eine Auszugsverlängerung mittels Balgen und Zwischenringen vorgenommen werden kann. Bei Kameras mit Zentralverschluß besteht jedoch die Gefahr, daß das Bildformat nicht voll ausgeleuchtet wird.

An sich kann man schon mit der Standardoptik von 50 mm Brennweite Makrofotos aufnehmen. Man muß dazu nur den Kameraauszug so weit verlängern, daß die Bildweite (Abstand zwischen Filmebene und Optik in Höhe der Blende) größer als die doppelte Brennweite ist. Bei einer Bildweite von 150 mm, also von drei Brennweiten, erreicht man mit dem 50 mm-Objektiv einen Aufnahmemaßstab von 2 1, auf 3 : 1 vergrößert man durch Verlängerung des Auszugs um eine weitere Brennweitenlänge auf 200 mm. Man kann also — allgemein ausgedrückt — eine Vergrößerung n wählen, indem man durch Auszugsverlängerung eine Bildweite von 1+n Brennweitenlängen einstellt. Indem man Balgengerät und Zwischenringe miteinander koppelt, kann man so theoretisch beliebige Vergrößerungsmaßstäbe wählen. Praktisch jedoch sind die Möglichkeiten bald erschöpft. Man kommt auf diesem Wege nämlich rasch zu sehr großen Auszugslängen, die erschütterungsanfällig sind und sehr starken Lichtabfall in der Kamera bedingen. Das Haupthindernis aber liegt in der Konstruktion des Kameraobjektivs. Es ist für normale Aufnahmeverhältnisse, d. h. für geringe Bildweite und große Gegenstandsweite korrigiert. Makroaufnahmen aber bedingen umgekehrt große Bildweite und geringe Gegenstandsweite. Bei Aufnahmemaßstäben ab 1,5 1 erzielt man daher bessere Ergebnisse, wenn man mittels eines Objektiv-Umkehrringes die Optik so aufsetzt, daß ihre Hinterlinse dem abzubildenden Gegenstand zugewandt ist. Auch dann aber läßt die Güte der Bilder mit steigendem Aufnahmemaßstab merklich nach, so daß höchstenfalls Fotos im Maßstab 5 1 noch hohen Ansprüchen genügen. Wenn sich auch bei Aufnahmen auf Negativfilm durch nachträgliches Vergrößern der endgültige Abbildungsmaßstab noch erheblich steigern läßt, so bleiben doch Aufnahmen von weniger als 2 mm großen Objekten wegen des früher oder später auftretenden Kornes letztlich unbefriedigend. Beim Aufnahmemaßstab 5 1 etwa liegt daher die Grenze, von der an die Mikroskopobjektive einzusetzen sind.

Die erforderliche Ausrüstung besteht weitgehend aus Teilen, die der Liebhaber von Nahaufnahmen bereits besitzt, nämlich aus dem Kameragehäuse, einem Balgengerät, Bajonettringen und einem Tischstativ. Zusätzlich beschafft werden müssen eine Irisblende und der Ihagee-Mikrotarring mit Mikroskopgewinde. Aus dem Optik-Programm zum Kosmos-Mikroskop HUM-

Bild 1: Der fertige Blendenkopf (oben links) läßt sich über den kameraseitigen Bajonettring (rechts oben) mit dem Balgengerät verbinden. In der unteren Reihe liegen nebeneinander die Bauteile: der 5 mm-Tubus, die Kondensorblende zum Mikroskop Humboldt und der Mikrotarring II aus dem Exakta-System.



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.e

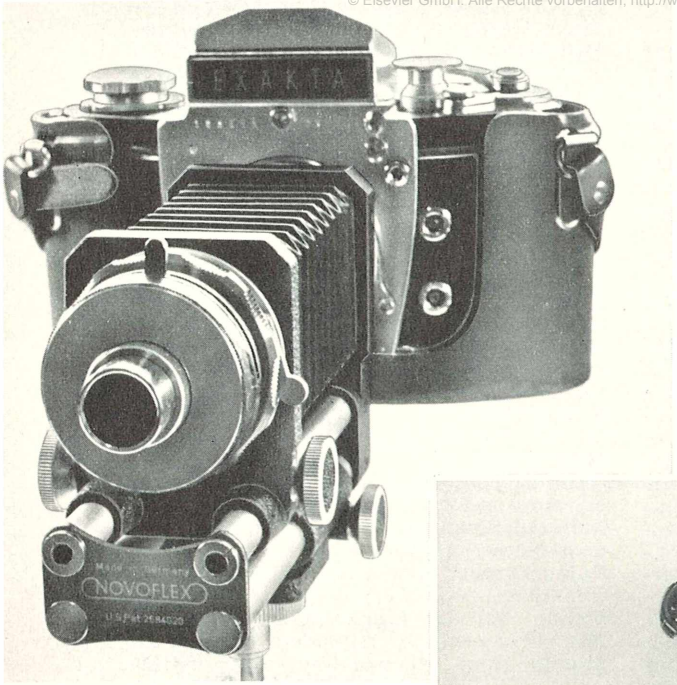


Bild 2: Das aufnahmebereite Makrogerät mit Kosmos-Mikroskopobjektiv 5:1, 36 mm.

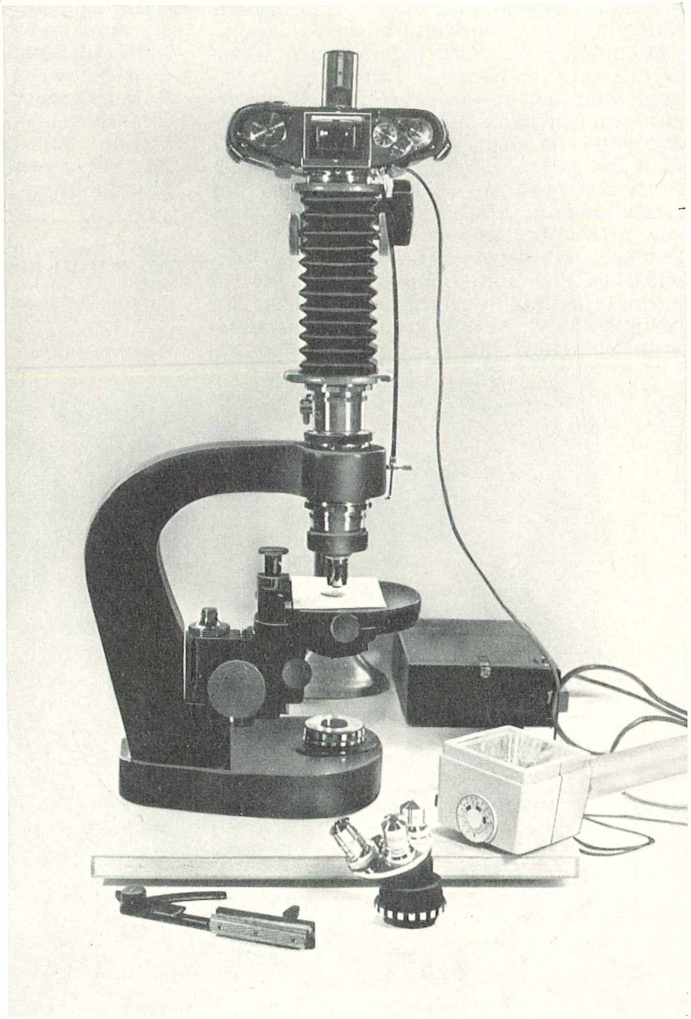


Bild 3: Bei Abbildungsmaßstäben ab 20 : 1 stellt man die Schärfe am besten über die Triebeinrichtung eines Mikroskops ein. Erläuterungen im Text.

Copyrighted material, http://www.elsevier.de/

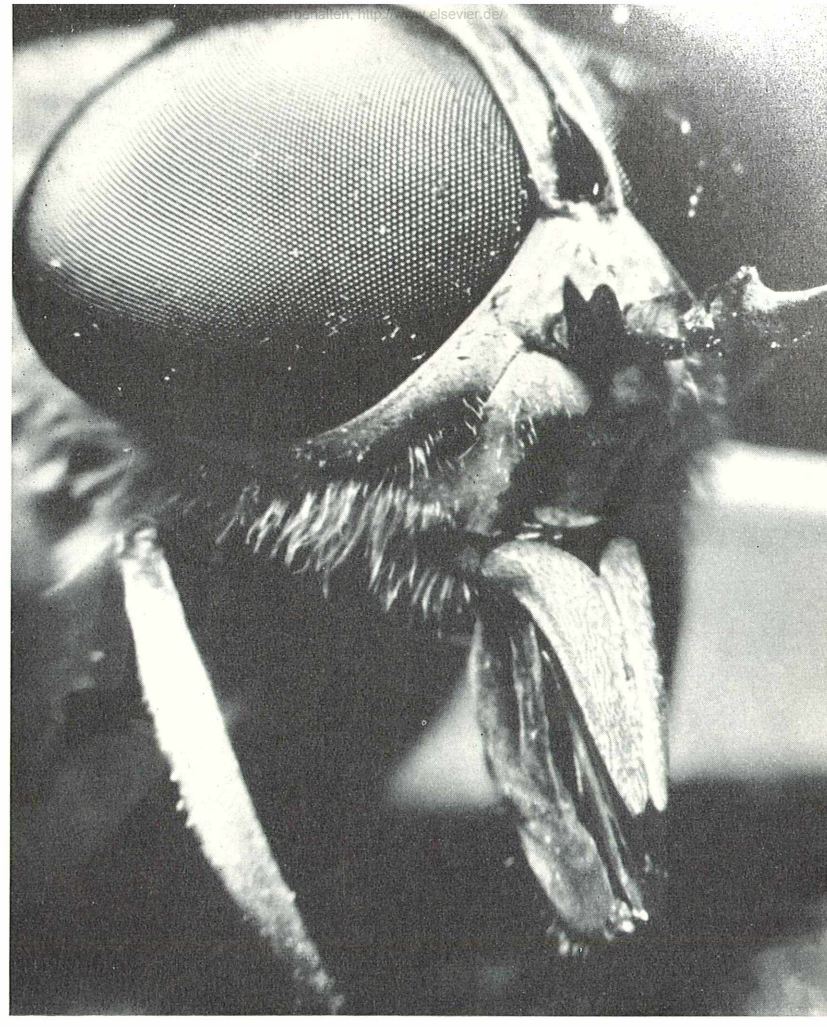


Bild 4: Die Rinderbremse wurde mit dem Objektiv 5 1, 36 mm im Maßstab 3 1 fotografiert.

BOLDT haben die Objektive 5 : 1, 7 1 und 10 1 die für den Makrobereich günstigen Brennweiten von 36, 25 und 16 mm. Mit Hilfe des Mikrotarringes können diese Objektive über Tuben und den kameraseitigen Bajonettring des Exakta-Systems mit dem Balgengerät und dem Kameragehäuse verbunden werden. Allerdings sind sie in dieser Anordnung erst bedingt zum Fotografieren brauchbar, weil so weder Belichtung noch Schärfentiefe genügend reguliert werden können. An den Mikrotarring muß daher noch die Irisblende angebaut werden. Am günstigsten beschafft man sich dazu die Kondensorblende zum Kosmos-Mikroskop HUMBOLDT *. Wenn man von ihrer Fassung den Filterhalter abschraubt, erhält man eine glatte Fläche, auf die (z. B. mit UHU hart) der Mikrotarring aufgeleimt werden kann. Weil dann das Gewinde des Mikrotarringes nicht mehr zu brauchen ist, leimt man auf die noch freie Rückseite der Blendenfassung den 5 mm-Tubus aus dem Zwischenringsatz zur Exakta. Mit Hilfe des Außengewindes dieses Tubus kann dann der fertige „Blendenkopf" in weitere Tuben und in den kameraseitigen Bajonettring eingeschraubt und mit dem Balgengerät verbunden werden. Eine ausreichende Zentrierung der Bauteile zueinander erreicht man, wenn man die Blende vor dem Einbau auf den Durchmesser des Gewindes im Mikrotarring schließt und beim Festklammern der Verleimungsflächen darauf achtet, daß sich die Ränder der Blendenöffnung und des Gewindeinnenrandes genau decken. Beim Anleimen des 5 mm-Tubus auf der Innenseite der Blendenfassung ist auf gleichgroße Abstände des Tubus-Außenrandes vom Rand der Blendenfassung zu achten. Sobald die Leimstellen getrocknet sind, ist der Blendenkopf einsatzbereit. Damit das neue Ausrüstungsstück zur Kamera auch sauber aussieht, wird die Randfläche zwischen Blenden- und Mikrotarring mit schwarzem Tesaband verkleidet. Bild 1 zeigt oben links den fertigen

* Die Kondensorblende kann vom Kosmos-Verlag zum Preis von ca. DM 16,— bezogen werden.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. http://www.zobodat.at

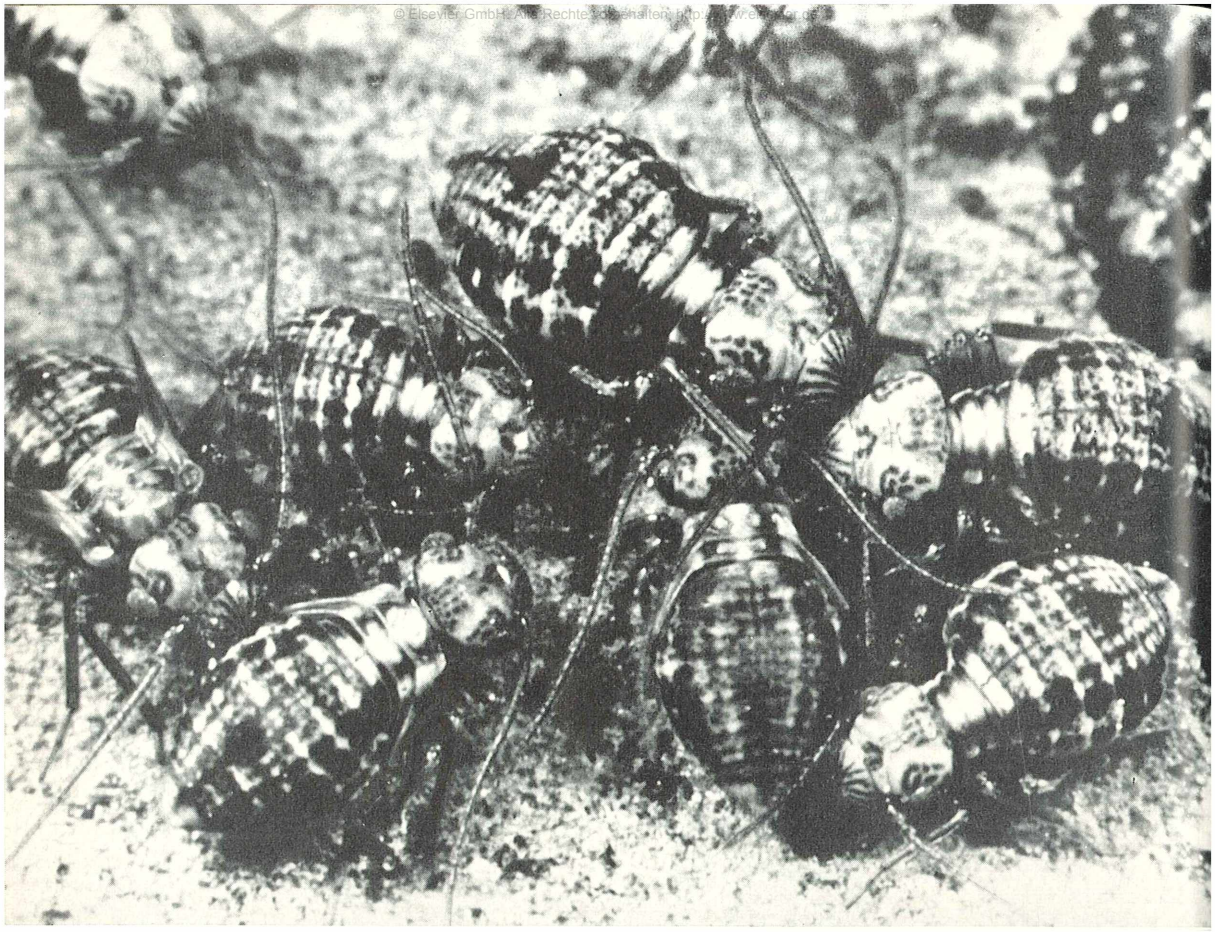


Bild 5: Das Objektiv 5 : 1 bildete diese Gruppe Holzlauslarven (*Hemineura dispar*) noch im Maßstab 5 : 1 mit großer Schärfentiefe ab.

Blendenkopf, der in den kameraseitigen Bajonettring (rechts) eingeschraubt und dann auf das Balgengerät aufgesetzt wird (Bild 2). Die drei Mikroskopobjektive können nun zum Fotografieren nach Bedarf ausgewechselt werden. Wer ein übriges tun will, kann auf dem Rand des Blendenkopfes die üblichen Blendenmarken abtragen. Nötig ist das allerdings nicht, weil man um der Schärfentiefe willen am besten stets mit stärkster Abblendung arbeitet. Entgegen allen Erwartungen treten dabei keine Beugungsunschärfen auf.

Die Aufnahmemaßstäbe und den jeweils erfaßten Gegenstandsausschnitt bestimmt man am besten empirisch, indem man Probeaufnahmen von Millimeterpapierkaros macht und diese hernach ausmißt. Sehr genaue Vergrößerungsbestimmungen liefern Fotos eines Objektmikrometers. Zur ersten Orientierung möge die Tabelle dienen. Sie zeigt vergleichend die Aufnahmemaßstäbe des Exakta-Objektivs Jena T 2,8 50 mm und der Kosmos-Mikroskopobjektive 36 mm, 25 mm und 16 mm am Novoflex-Balgengerät bei kürzestem und längstem Auszug. Aus praktischen Gründen ist in der Tabelle als Auszug jeweils die Länge des Balgens von der kameraseitigen Bajonettfassung bis zur Frontplatte des Blendenkopfes angegeben. Eine Bestimmung der genauen Bildweite erübrigt sich, weil die eingangs erwähnte Vergrößerungsformel auf die Mikroskopobjektive nicht anwendbar ist (Tabelle s. S. 54).

Vergleicht man in der Tabelle die Aufnahmemaßstäbe miteinander, so stellt man fest, daß die mit den einzelnen Objektiven erreichbaren Vergrößerungswerte kontinuierlich ineinander übergehen. Dadurch läßt sich ein kleiner Mangel ausgleichen: Bei den mit * versehenen Mindestwerten für die Objektive 7 : 1 und 10 1 stellt sich eine Beschneidung des Bildformates ein, so daß im ersten Falle nur ein Format von 20×24, im zweiten von nur 18×24 mm voll auswertbar ist. Die fraglichen Aufnahmemaßstäbe können aber leicht mit dem jeweils langbrennweitigeren Objektiv bei langem Auszug eingestellt werden.

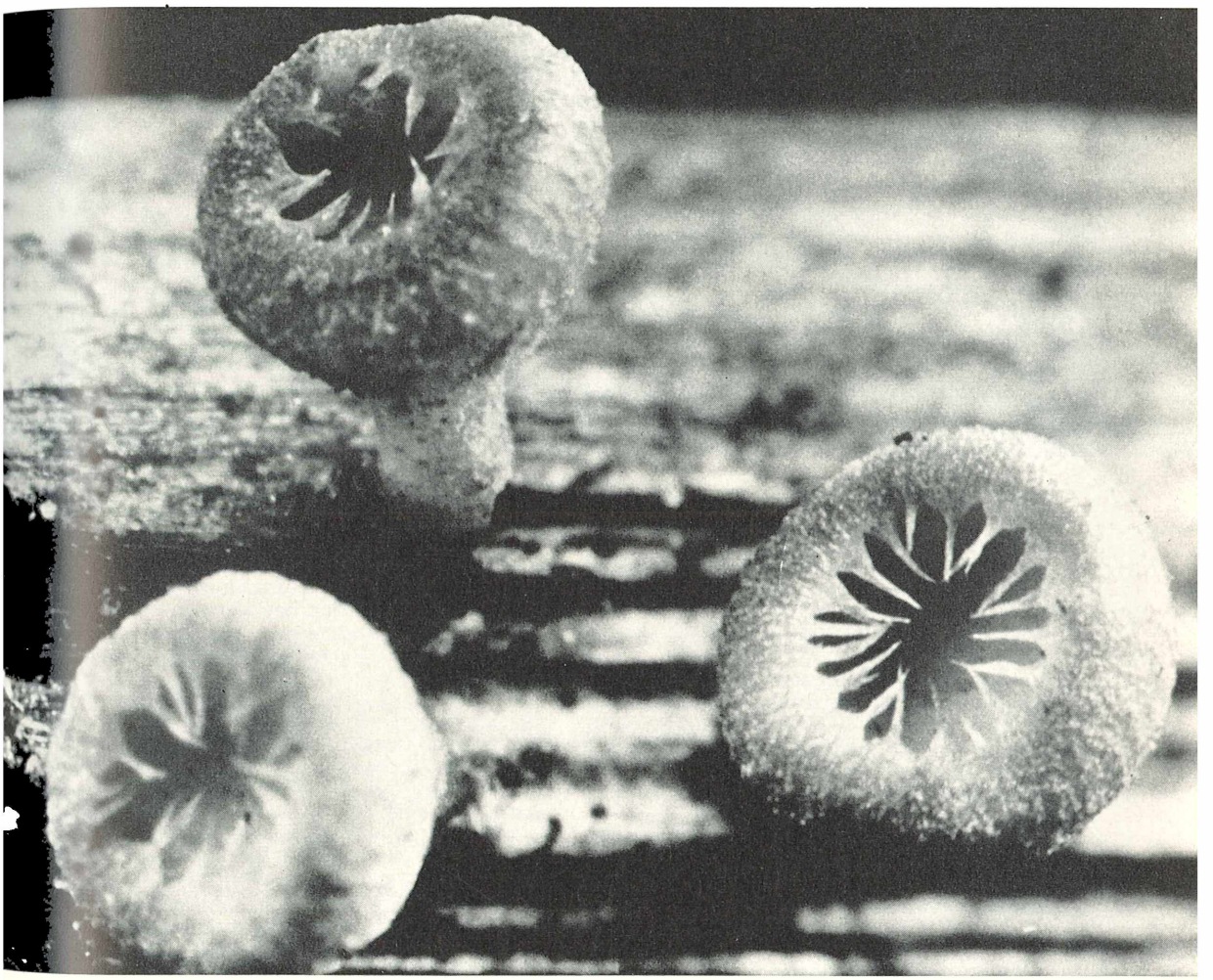
Selbstverständlich lassen sich durch weitere Auszugsverlängerung noch stärkere als in der Tabelle angegebene Vergrößerungen einstellen. In Verbindung mit dem Balgenaufsatz zum Ihagee-Vielzweckgerät, der sich auf 223 mm ausziehen läßt, erreichen

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

die drei Mikroskopobjektive Aufnahmemaßstäbe bis 9 1, 14 : 1 und 22 : 1. Bei Aufnahmemaßstäben um 20 : 1 bereitet die Scharfeinstellung Schwierigkeiten. Für solche Aufnahmen ist es gut, wenn das Objekt durch die Mikrometerschraube eines Mikroskops gehoben oder gesenkt werden kann. Bild 3 zeigt ein Gerät, das ich unter Verwendung der Teile des Kosmos-Mikroskopbausatzes für Fotozwecke gebaut habe. Der Mikroskoptubus ist zerlegbar. Sein Mittelteil besteht aus Exakta-Tuben und Bajonettringen, so daß der Objektivrevolver mit einem Griff gegen den Blendenkopf ausgetauscht werden kann. Grob- und Feintrieb sind so angeordnet, daß sich bei ihrer Betätigung nur der Objekttisch bewegt. Der Tubusträger dagegen ist starr und darum

Bild 6: Die 3 mm großen Scheibenpilze *(Cyathicula coronata)* wurden mit der 5:1-Optik im Maßstab 7 : 1 aufgenommen.

Bild 7: Das Objektiv 7 : 1, 25 mm zeigt bei einem Aufnahmemaßstab von 11 : 1 die Struktur der Schrillader am Feldgrillenflügel.



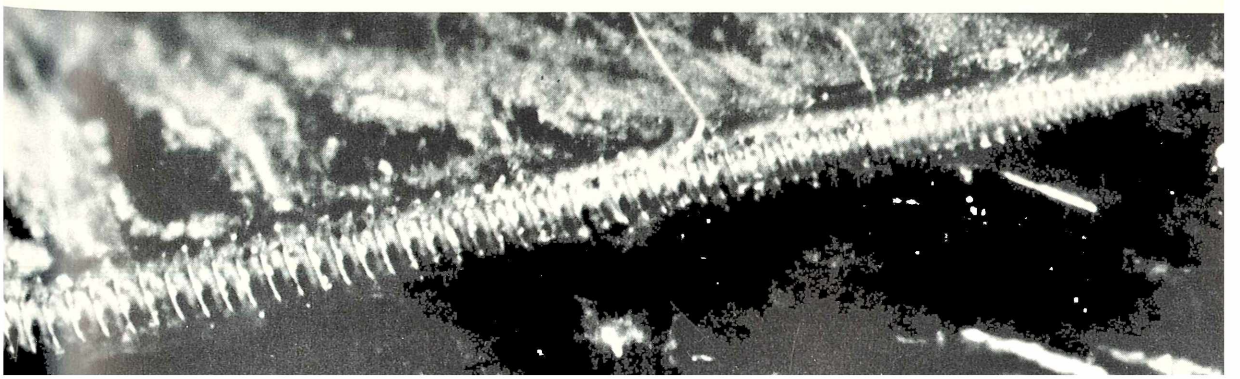


Bild 8: Die Eier der Staublaus *Cerobasis guestfalica* sind nur 0,52 mm groß. Das Objektiv 10 : 1, 16 mm bildete sie schon auf dem Negativ 16facher Vergrößerung ab.

nicht erschütterungsanfällig. Sehr lange Auszüge schließe ich, wie das Bild zeigt, über das Ihagee-Vielzweckgerät an das Mikroskopstativ an.

Schon bei schwächeren Aufnahmemaßstäben ist es nicht einfach, auf dem relativ grobkörnigen und lichtschwachen Mattscheibenbild Ausschnitte und Bildschärfe genau zu beurteilen. Bei Kameras, die wie die Exakta mit auswechselbarem Sucher-system ausgerüstet sind, tauscht man deshalb die Mattlupe im Sucher gegen eine unmattierte Speziallupe mit Fadenkreuz aus. Die Klarglaslupe liefert ein so helles Sucherbild, daß das Aufnahmeobjekt zum Einstellen nicht besonders beleuchtet werden muß. Das Fadenkreuz verhindert das unerwünschte Nachakkommodieren des Auges.

Makrofotos lebender Kleintiere können nur unter Verwendung von Blitzlicht aufgenommen werden. Wegen des geringen Arbeitsabstandes der Mikroskopobjektive kommt aber bei der üblichen Anwendung eines einzigen Blitzes keine hinreichende Ausleuchtung zustande. Das Objekt muß mindestens von zwei Seiten, oder — noch besser — durch eine Ringblitzleuchte allseitig angestrahlt werden. Die Bilder 4—8

Tabelle: Aufnahmemaßstäbe und erfaßte Gegenstandsformate bei Anwendung des Standardobjektivs Jena T 2,8 50 mm und der Kosmos-Mikroskopobjektive 5 : 1, 7 : 1 und 10 : 1 im Makrobereich. Nähere Erläuterungen im Text.

Auszug des Balgengeräts mm	Objektiv Jena-T 2,8, 50 mm		Mikroskop-Objektiv 5 : 1, 36 mm		Mikroskop-Objektiv 7 1, 25 mm		Mikroskop-Objektiv 10 : 1, 16 mm	
	Aufnahmemaßstab	Gegenstandsformat mm	Aufnahmemaßstab	Gegenstandsformat mm	Aufnahmemaßstab	Gegenstandsformat mm	Aufnahmemaßstab	Gegenstandsformat mm
74	1,4 : 1	17,5×26	3 1	8,3×13	5 1*	4,8×7,2	8 1*	3×4,5
132	3,1 1	7,7×11,6	6 : 1	4,2×6,3	9 1	2,7×4	14,5 1	1,7×2,5

© Pädagogische Hochschule Landau. Alle Rechte vorbehalten. http://www.phil-fak.uni-duesseldorf.de/

sind teils mit den zwei Lampenstäben des Braun Hobby professional F 80, teils mit den Amateurgeräten Mecablitz 106 und Hapotron II aufgenommen. Im zweiten Falle wurden die zu beiden Seiten des Objekts angeordneten Blitzgeräte über einen Winkelstecker miteinander gekuppelt und durch den x-Kontakt des Kameragehäuses gleichzeitig gezündet. Wer so arbeiten will, muß sich vorher überzeugen, ob die beiden in Aussicht genommenen Blitzgeräte sich miteinander „vertragen", d. h.. ob sie sich über einen einzigen Kontakt gemeinsam zünden lassen.

Abschließend sei noch erwähnt, daß die hier beschriebene Makro-Einrichtung nicht nur zum Fotografieren, sondern auch zur Beobachtung biologischer Objekte im Auflicht gebraucht werden kann, denn die in der Tabelle angegebenen Vergrößerungsmaßstäbe liegen im Bereich der üblichen Binokularvergrößerungen. Als Einstellupe benutzt man dann am besten die einfache Klarglaslupe ohne Fadenkreuz, und wer bequem arbeiten will, verwendet statt des Prismeneinsatzes den Objektiv-Lupeneinsatz mit Aufsatzlupe.

Verfasser: Dr. Heinz Schneider, Landau/Pfalz, Pädagogische Hochschule.

ULRICH BÄSSLER

Der innere Bau der Insekten

Studien an Larven von Zuckmücken und Stechmücken

Larven von Stechmücken und Zuckmücken findet man im Sommer in großer Zahl in länger stehendem Wasser wie z. B. in Planschbecken, Gartenteichen (sofern sie keine Fische enthalten) und Regentonnen. Die Stechmückenlarven hängen mit ihren Atemröhren an der Wasseroberfläche und schwimmen bei Beunruhigung mit schlängelnden Bewegungen in die Tiefe. Die Zuckmückenlarven bewegen sich in Form einer 8 durch das Wasser; außerdem sind die älteren Tiere durch das im Blut enthaltene Hämoglobin rot gefärbt (die jungen sind gelblich). Im Winter kann man Zuckmückenlarven als „Rote Mückenlarven" in Zoohandlungen kaufen.

Die jungen bis mittleren Larvenstadien sind bei beiden Formen durchsichtig, so daß man den inneren Bau erkennen kann. Nur der Darm ist kräftig gefärbt. Die Tiere bleiben unter dem Deckglas lange am Leben. Deshalb kann man auch die Funktion der inneren Organe erkennen.

Die Tiere fängt man am besten mit einem groben Planktonnetz. Die Zuckmückenlarven verstecken sich häufig im Schlamm, der sich nach längerem Stehen an den Wänden oder auf dem Boden des Behälters angesammelt hat. Von diesem Schlamm muß man also auch etwas mitnehmen. Die gefangenen Tiere kommen in ein kleines Gefäß (Petrischale, Becherglas). Zur Untersuchung werden sie mit einem Glasrohr herausgeholt und auf einen Objektträger gelegt. Dann bringt man noch kleine Deckglassplitterchen auf den Objektträger (damit das Tier nicht zu sehr gequetscht wird) und legt vorsichtig das Deckglas auf. Das Deckglas soll das Tier in seiner Lage festhalten, aber nicht zerquetschen.

Zuerst wird eine mittelgroße Stechmückenlarve untersucht. Von wenigen Ausnahmen abgesehen, liegen die Tiere im Präparat mit dem Rücken nach oben. Man erkennt die Tracheen, die von der Atemröhre am Hinterleib ausgehen, als dunkle Röhren. Bei starker Vergrößerung sieht man ihre feinen Verzweigungen. Sie sind durch einen spiraligen Faden versteift. Die Tracheen erscheinen im Präparat dunkel,

weil sie mit Luft gefüllt sind. (Sie sind nur im Durchlicht dunkel, im Auflicht dagegen silbrig; das Licht wird nämlich an ihrer Oberfläche reflektiert.)

Der Darm ist durch seinen dunklen Inhalt gekennzeichnet. Die Darmwand wird erst bei stärkerem Abblenden sichtbar. Sie zeigt oft peristaltische Bewegungen.

Das im Rücken gelegene, röhrenförmige Herz sieht man ebenfalls erst bei starkem Abblenden. Dann erkennt man die gleichmäßigen Kontraktionswellen, die von hinten nach vorn durch den ganzen Herzschlauch hindurchgehen. Am hinteren Ende des Herzens befindet sich eine Klappe. Leider ist sie durch viele feine Tracheenäste etwas verdeckt. Trotzdem kann man das Öffnen und Schließen bei stärkerer Vergrößerung verfolgen. Bei größeren Tieren findet man gelegentlich einige geformte Bestandteile im Blut. Sie geben einen Eindruck von der teilweise erheblichen Strömungsgeschwindigkeit des Blutes.

Das Nervensystem ist durch den Darm verdeckt. Im Kopf ist ebenfalls wenig zu erkennen, so daß sich die Beobachtung auf Brust- und Hinterleib beschränken muß.

Bei den Zuckmückenlarven fällt zunächst die rote Farbe auf. Sie rührt vom Hämoglobin her, das im Blutplasma gelöst ist. Da dieses Hämoglobin schon bei geringen Sauerstoffkonzentrationen vollständig als Oxyhämoglobin vorliegt, spielt es als Sauerstoffüberträger eine untergeordnete Rolle. Dagegen kann sich die Larve längere Zeit in sehr sauerstoffarmem Wasser aufhalten, da sie in ihrem Oxyhämoglobin eine erhebliche Sauerstoffreserve besitzt.

Man bringt ein mittelgroßes Tier auf einen Objektträger und legt wie bei der Stechmückenlarve ein Deckglas auf. Normalerweise liegen die Tiere dann auf der Seite. Man erkennt den geraden Darm, dessen Wand peristaltische Bewegungen ausführt. Auf der bauchwärtigen Seite befindet sich das Nervensystem mit den segmental angeordneten Ganglien und den Konnektiven. Die Strickleiterform des Nervensystems sieht man allerdings nur, wenn das Tier nicht genau auf der Seite liegt.

Das Tracheensystem ist wesentlich schwächer entwickelt als bei Stechmückenlarven (bei jungen Tieren ist teilweise überhaupt nichts davon zu sehen). Die Haut enthält sehr viele feine Tracheen (Gasaustausch durch die Haut). Vor allem bei jüngeren Tieren geht der Sauerstoff wohl hauptsächlich durch die Haut in das Blut über (in der Hauptsache gelöst). Die Körperoberfläche wird durch mehrere papillenartige Ausstülpungen am Hinterleib vergrößert.

Das Herz der Zuckmückenlarve ist nicht röhrenförmig, sondern liegt als sackartiges Gebilde auf der Rückenseite des Hinterleibes. Es geht in eine lange Aorta über, die das Blut bis in den Kopf leitet. Liegt das Tier zufällig so, daß sein Rücken nach oben weist, kann man die Kontraktion des Herzens und das Klappenspiel (zwei Eingangsklappenventile, ein Klappenventil am Übergang zur Aorta) beobachten. Bei älteren Tieren sind manchmal geformte Bestandteile im Blut vorhanden, so daß man die Strömung im Körper verfolgen kann. Der Herzschlag ist allerdings oft unregelmäßig, so daß das Blut nicht immer strömt.

Die Zuckmückenlarven besitzen in ihren Speicheldrüsen Zellen mit Riesenchromosomen. Zu ihrer Darstellung zerzupft man die vordere Hälfte einer älteren Larve auf einem Objektträger, fügt einen Tropfen Karminessigsäure hinzu und legt das Deckglas auf. Dann erhitzt man den Objektträger vorsichtig über einer kleinen Flamme, bis die Karminessigsäure gerade zu kochen beginnt. Anschließend sucht man das Präparat nach den Zellen mit Riesenchromosomen ab.

Die Untersuchung der beiden Tiere kann an verschiedenen Stellen in den Unterricht eingeschaltet werden. So kann bei der Besprechung der Insekten auf der Mittelstufe der innere Bau gezeigt werden, ohne daß man ein Tier präparieren muß. Man wird dazu am besten die Larven bei schwacher bis mittlerer Vergrößerung in Mikroprojektion zeigen. Die Verwendung eines Wärmefilters garantiert bei nicht zu hohen Beleuchtungsintensitäten eine genügend lange Überlebensdauer. Allerdings sind feine Einzelheiten bei dieser Art der Darstellung manchmal nicht zu sehen.

Auf der Oberstufe lassen sich die Tiere außer zur Darstellung von Riesenchromosomen noch zur exemplarischen Darstellung von Organfunktionen verwenden. So wird man mit schulischen Mitteln die Darmperistaltik und das Arbeiten eines Klappenventils kaum besser demonstrieren können. Das Klappenventil zeigt man am besten an der Zuckmückenlarve. Die größte Schwierigkeit ist dabei, daß man durch Verschieben des Deckglases erreichen muß, daß das Tier mit dem Rücken nach oben liegt. Dann sieht man das Klappenspiel vor allem an der Klappe zwischen Herz und Aorta besonders gut (unter Umständen sogar in Mikroprojektion). Bei der Mikroprojektion sollten die Schüler allerdings direkt vor der Projektionsleinwand sitzen, damit sie das Ganze besser sehen. Für diese Art der Projektion ist ein durchsichtiger Schirm (Mattscheibe) besonders günstig, auf den man von hinten projiziert. Die Untersuchungen eignen sich auch für das naturwissenschaftliche Praktikum.

Die vorstehenden Anregungen sollten nicht dazu dienen, die Fülle der biologischen Untersuchungen zu vermehren, deren praktische Ausführung in der Schule daran scheitert, daß es für keinen Lehrer zumut-

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

bar ist, nachmittags lange nach einem bestimmten Versuchsobjekt zu suchen. Sie sollten vielmehr zeigen, was man mit zufällig vorhandenen Tieren alles machen kann. Meines Erachtens werden nämlich solche zufällig vorhandenen Pflanzen oder Tiere, die vielleicht von Schülern gebracht wurden oder die der Lehrer auf einem Spaziergang, alleine oder zusammen mit Schülern, gefunden hatte, viel zu wenig als Versuchsobjekte benützt, obwohl solche Versuche gerade für den exemplarischen Unterricht sehr fruchtbar sein können.

Verfasser: Dr. Ulrich Bässler, Landesanstalt für den naturwissenschaftlichen Unterricht in Baden-Württemberg, 7 Stuttgart-Bad Cannstatt, Pragstr. 17

ZUR EINFÜHRUNG IN DIE MIKROSKOPIE

KURT LERCH

Isolierte Nervenzellen

Nervenzellen, insbesondere die motorischen Ganglienzellen aus dem Rückenmark, sind neben den Eizellen die größten Zellen im tierischen Organismus. Sie eignen sich für die mikroskopische Untersuchung besonders gut und sie sind — was wenige wissen — recht einfach zu präparieren.

Um Ganglienzellen isoliert darzustellen, wird meist die Mazerationsmethode empfohlen, die aber umständlich, langwierig und für Anfänger wenig geeignet ist. Man kann jedoch mit einer bedeutend einfacheren und schnelleren Methode brauchbare Mikropräparate erhalten.

Von einem Fleischer oder vom Schlachthof besorgt man sich ein Stück frisches Rückenmark aus der Hals- oder Brustregion vom Schwein oder vom Rind. Da man für das Präparat die Ganglienzellen aus dem Vorderhorn benötigt, orientiert man sich zunächst am Querschnitt, wo die Vorderhörner liegen (Bild 1). Dann schneidet man mit der Schere die äußeren Häute entlang der Arteria spinalis auf und klappt das Rückenmark an der Fissura mediana auseinander. Die graue Substanz der Vorderhörner ist dann nur noch von einer dünnen Schicht der weißen Substanz verdeckt. Letztere schabt man mit einem scharfen Skalpell weg und entnimmt von der grauen Substanz ein kleines Klümpchen, welches zwischen zwei Objektträgern auseinander gequetscht wird. Verbleiben noch dickere Stellen, so zupft man sie mit zwei Präpariernadeln auseinander. Das so vorbereitete Präparat wird an der Luft gründlich getrocknet. Eine besondere Fixierung ist nicht erforderlich. Anschließend färbt man mit Methylenblau nach LÖFFLER, und zwar unter Wärmeeinwirkung. Man erwärmt den mit Farblösung überschichteten Objektträger über einer Bunsenbrennerflamme vorsichtig bis zur Dampfbildung, oder man färbt im Thermostaten bei 60° C in einer Färbeküvette ca. 10 Minuten. Danach wird die Farblösung mit Wasser gut abgespült und das Präparat in 96%igem Alkohol solange differenziert, bis nur noch die Ganglienzellen und die Kerne

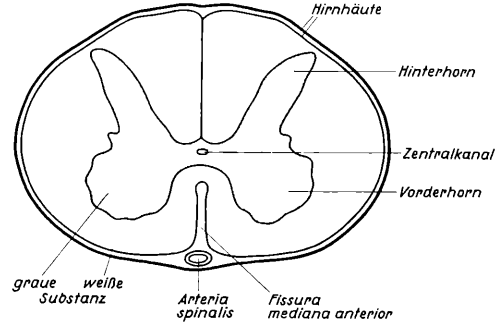
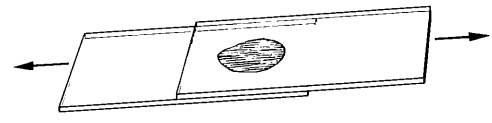
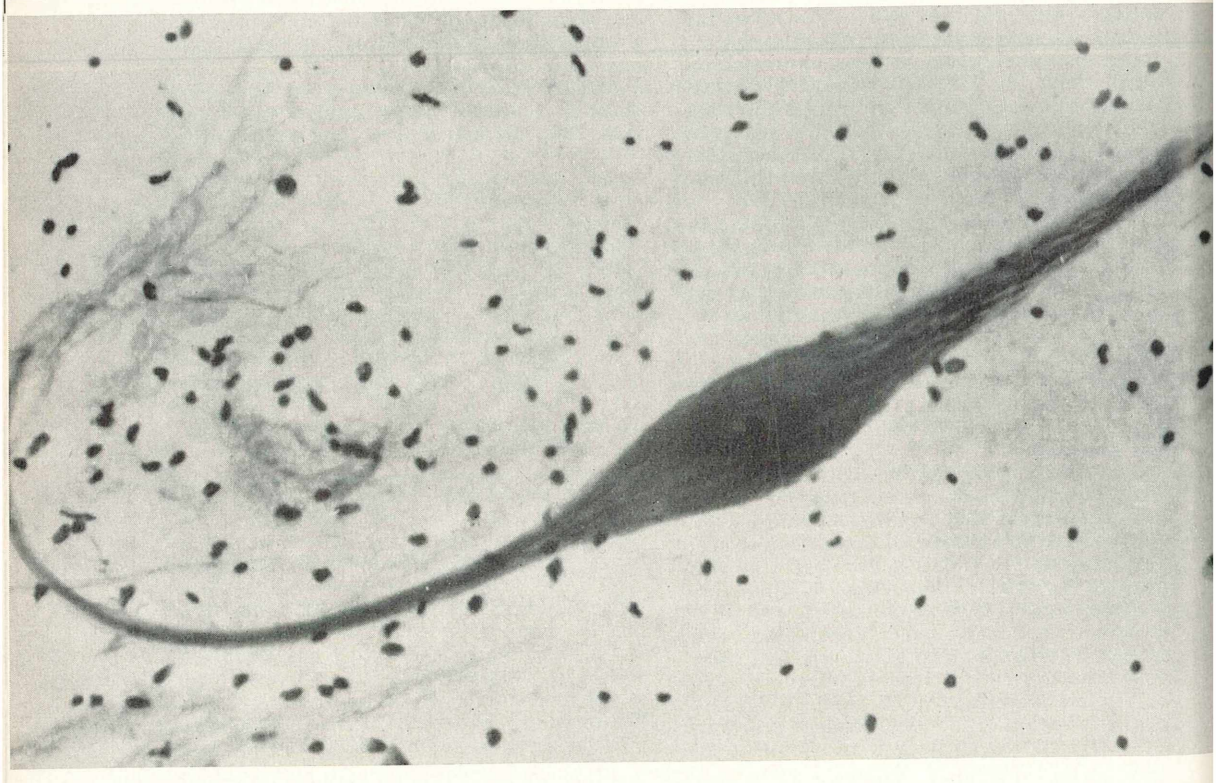


Bild 1: Schema eines Querschnittes durch das Rückenmark.

Bild 2: Herstellung eines Quetschpräparates.



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



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

◀ Bild 3: Multipolare Ganglienzelle aus dem Rückenmark vom Rind. Vergr. 300×

◀ Bild 4: Bipolare Ganglienzelle aus dem Rückenmark vom Rind. Vergr. 300×

der Gliazellen gefärbt sind. Die Kontrolle erfolgt unter dem Mikroskop. Abschließend werden die Präparate durch absoluten Alkohol und Xylol geführt und mit Balsam eingedeckt. Die so angefertigten Dauerpräparate sind haltbar und zeigen neben den kleinen Kernen der Gliazellen die isolierten Ganglienzellen mit allen Fortsätzen, was bei Schnittpräparaten nicht der Fall ist. Bei richtiger Differenzierung wird der Zellkern der Ganglienzelle als runde Aufhellung dargestellt. Das Kernkörperchen ist als kräftig gefärbter Punkt darin abgebildet. Ferner sieht man in der Zelle die in Schollen angeordnete Nisslsubstanz, welche bis in die Fortsätze verteilt ist.

WINKE FÜRS LABOR

HANS-JOACHIM REINIG

Die Strahlenbegrenzung bei der Mikrofotografie in diffusem Licht

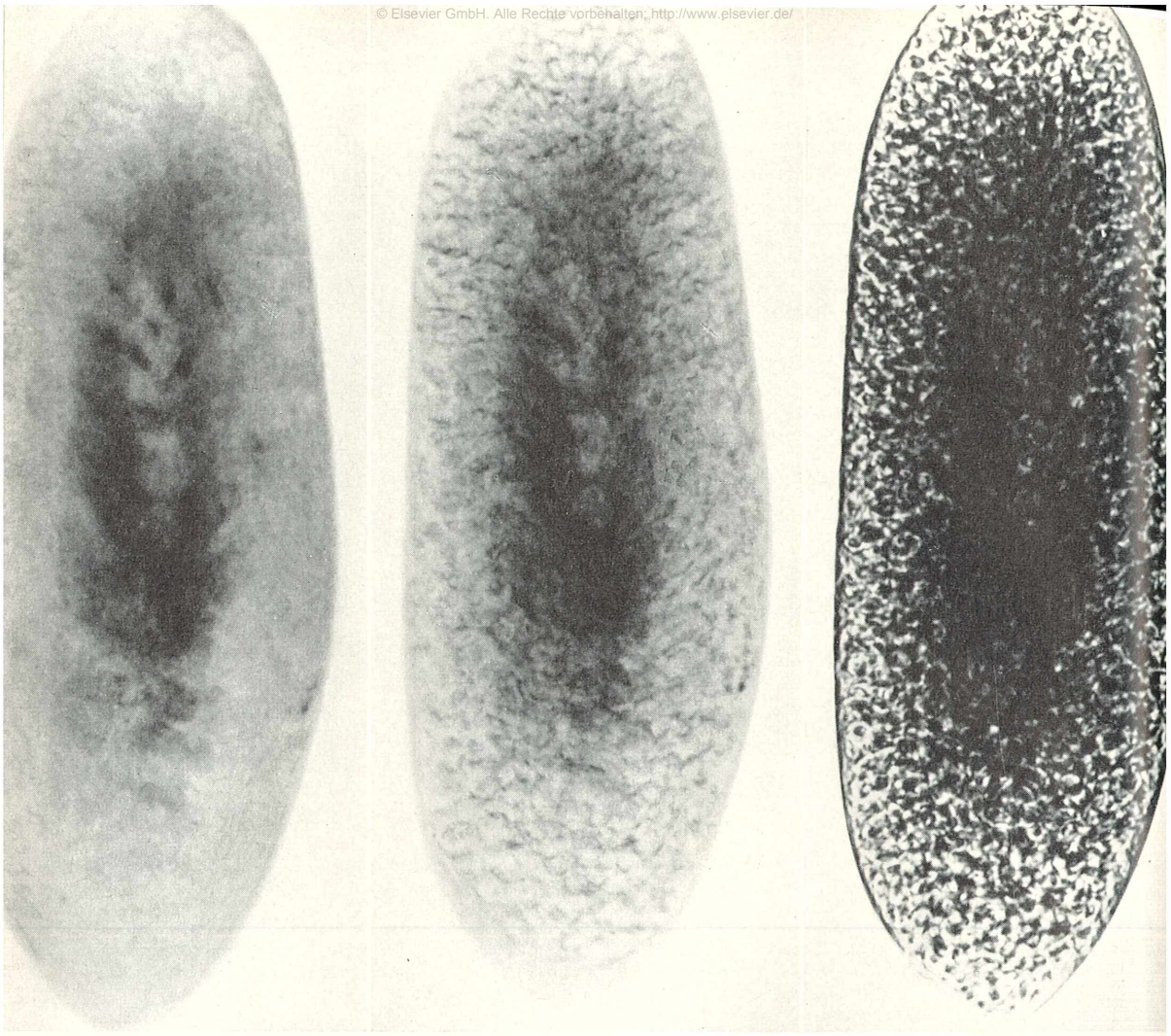
Jeder Fotograf ist mit der Wirkung zweier Blenden vertraut: Die Sonnen- oder Gegenlichtblende, auch Kompendium genannt, begrenzt die in das Objektiv einfallenden Strahlen auf den Bildwinkel der Kamera und verhindert so, daß Randstrahlen den Kameratubus von innen treffen. Sie würden, dort reflektiert, das Bild verschleiern. Die zweite Blende ist die Aperturblende. Sie ist gewöhnlich zwischen den Linsen des Objektivs angebracht, als Irisblende ausgebildet, und verringert die Öffnung des Objektivs. Sie beeinflußt den Lichtstrom durch das Objektiv sowie die Schärfentiefe des Bildes.

Auch in der Mikrofotografie haben wir es, sofern wir das Köhlersche Beleuchtungsprinzip anwenden, mit zwei Blenden zu tun. Die Leuchtfeldblende oder Sehfeldblende an der Mikroskopierlampe wird vom Kondensor in der Präparatebene abgebildet und wirkt wie ein Kompendium: Sie deckt das Objekt so weit ab, daß nur der vom Objektiv abgebildete Teil Licht aussendet. Die Aperturblende, am Kondensor angebracht, schnürt den Querschnitt des vom Objektiv erfaßten Lichtbündels ein.

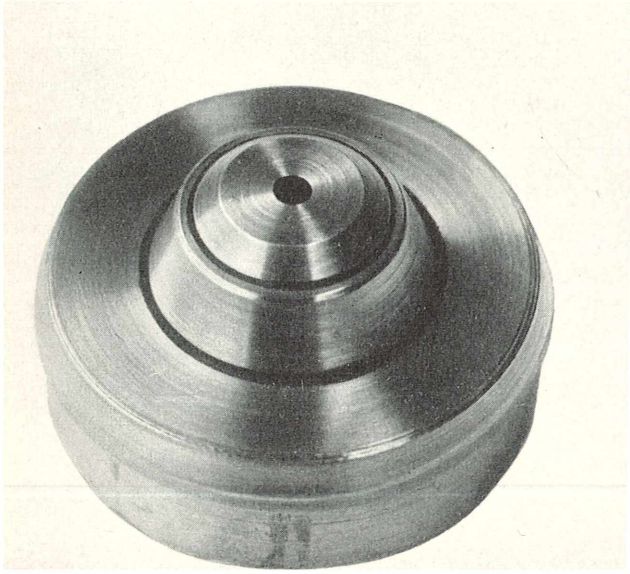
Beide Blenden werden wirkungslos, wenn das Prinzip der Beleuchtung mit gerichtetem Licht aufgegeben und diffus beleuchtet wird. Diffuses Licht ist z. B. zum Fotografieren von gefärbten Insekteneiern besonders geeignet. Ich verwende dazu eine Streuscheibe von 10 mm Durchmesser aus Opal-Überfangglas, die ich mit Immersionsöl auf die Frontlinse des Kondensors klebe. Diese Streuscheibe streut das beleuchtende Licht so stark, daß die zahlreichen hoch lichtbrechenden Körper, mit denen das Ei angefüllt ist, nicht mehr abgebildet werden: Die gefärbten Strukturen, plasmatische Elemente und Furchungskerne, bauen allein das Bild auf (Bild 1 a). Der Anteil der gefärbten Teile am Bild ist um so größer und die brechenden Strukturen werden um so mehr unterdrückt, je diffuser die Beleuchtung ist. Je weiter der Kondensor mit der Streuscheibe vom Präparat entfernt wird, um so gerichteter wird wieder die Beleuchtung, denn die erleuchtete Streuscheibe wirkt dann schon wieder wie ein Lichtpunkt, der das Licht radialgerichtet aussendet. In diesem Fall treten die Brechungsunterschiede im Präparat auf Kosten des Farbstoffbildes wieder voll in Erscheinung (Bild 1 b, c).

Einige Schwierigkeiten macht die Strahlenbegrenzung beim Arbeiten mit dif-

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



▲ Bild 1: *a* Mit Thionin gefärbtes Ei (im Furchungsstadium) der Stachelbeerblattwespe *Hematus ribesii* SCOP. in völlig diffusem Licht. Streuscheibe unmittelbar unter dem Objektträger. *b* Dasselbe Ei in teilweise diffusem Licht. Streuscheibe 2 mm unter dem Objektträger. *c* Dasselbe Ei in gerichtetem Licht. Streuscheibe 30 mm unter dem Objektträger.



◀ Bild 2: Sehfeldblende aus Messing zum Aufsetzen auf Lupenobjektive.

fusem Licht. Zwar wird die Leuchtfeldblende nach wie vor vom Kondensor auf der Unterseite der Streuscheibe abgebildet, doch wird ihr Bild, bis es an die Oberfläche der Streuscheibe gelangt, so unscharf, daß es nicht mehr als Sehfeldbegrenzung wirksam ist. Die Aperturblende hat ebenfalls ihre Wirkung zur Regelung der Apertur verloren; sie regelt allerdings auch weiterhin die Menge des beleuchtenden Lichtes. Es bleibt beim Arbeiten mit diffusem Licht daher nichts anderes übrig, als zwei neue Blenden in den Abbildungsstrahlengang

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

einzuführen. Bei der Aperturblende ist dies relativ einfach. Die Firma Leitz stellt seit langem Objektivzwischenstücke mit Irisblende für die Dunkelfeldmikroskopie her, und die für schwache Vergrößerungen benutzten Lupenobjektive haben sie immer eingebaut. Genauso wichtig wie die Aperturblende ist die Leuchtfeldblende. Sie wird dort angeordnet, wo sie auch in der gewöhnlichen Fotografie als Sonnenblende oder Kompendium zu finden ist: zwischen Objektiv und Objekt. Ihre Montage ist mit gewissen feinmechanischen Schwierigkeiten verbunden, vor allem dann, wenn es sich um stärkere Objektive handelt. Bei meinen Untersuchungen benötigte ich nur schwache

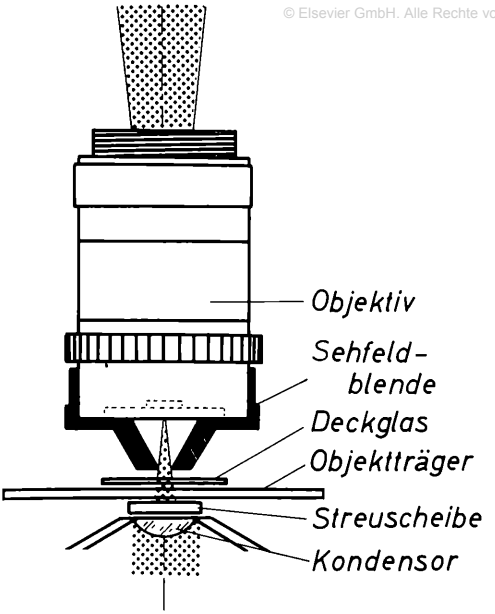
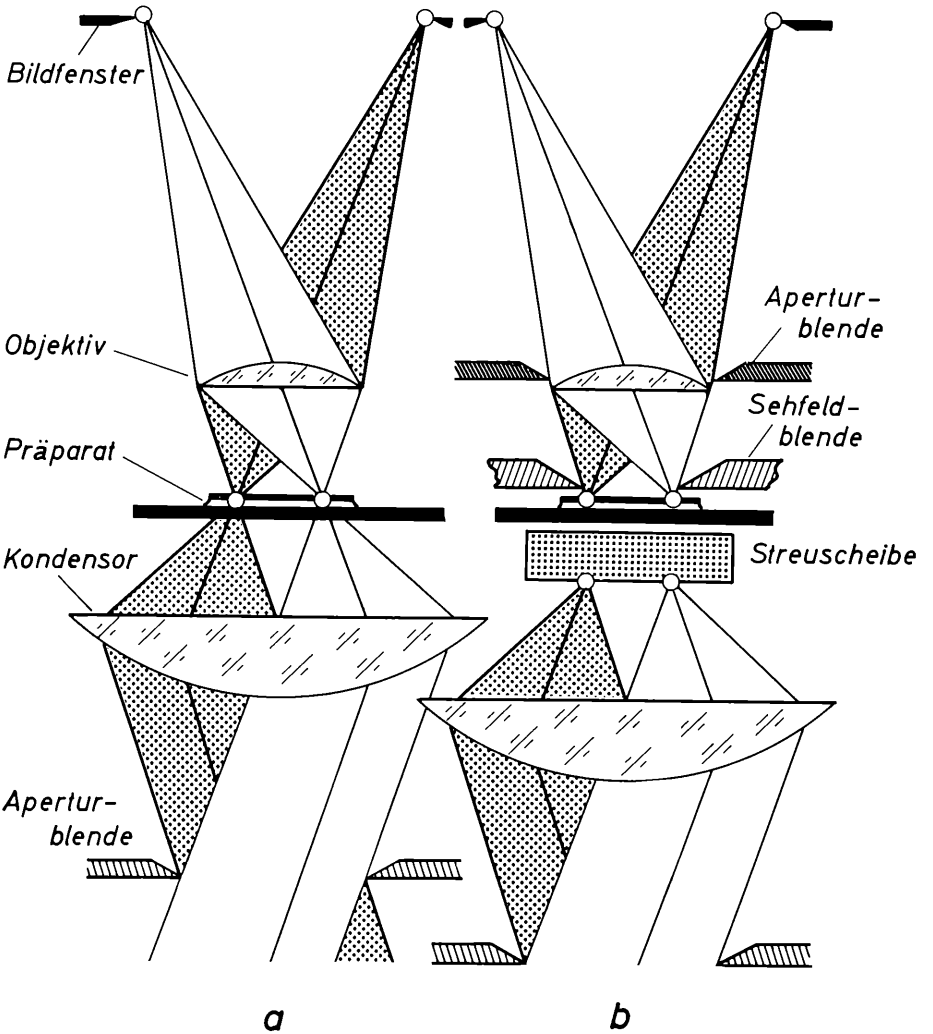


Bild 3: Sehfeldblende im Schnitt, aufgesetzt auf ein Lupenobjektiv.

Bild 4: a Strahlenbegrenzung bei Anwendung des Köhlerschen Beleuchtungsprinzips; gerichtetes Licht. b Strahlenbegrenzung bei diffusem Licht nach Einfügung von zwei zusätzlichen Blenden in den Strahlengang. Die Bezeichnung „Bildfenster" steht auch für Okularblende, wenn ein Okular benutzt wird.



Objektive. Ich stellte aus Messing eine Aufsteckblende her, die ich für die Zeiss-Mikrotare mit einer Bohrung von 1,2 mm versah, in die gerade die Insekteneier, die ich zu fotografieren hatte „hineinpaßten" (Bild 2). Bild 3 zeigt diese Blende im Schnitt. Sie begrenzt den Bildwinkel, der vom Objektiv erfaßt wird, soweit, daß kein Licht auf die Innenseite des Tubus oder des Kamerabalgens fallen kann. Bei stärkeren Vergrößerungen verwende ich dünne Messingbleche, in die mit einer an der Spitze flach geschliffenen Nadel Löcher gestanzt wurden. Das Arbeiten mit dieser Blende ist etwas mühsamer, führt aber genauso zum Ziel. Zuerst wird das Präparat eingestellt und dann wird die Blende zwischen Objektiv und Präparat geschoben, bis sie zentrisch im Gesichtsfeld liegt und das Objekt einschließt.

Die vergleichende Betrachtung der Bilder 4 a und b zeigt, daß durch die neueingefügten Blenden die von KÖHLER bei seinem Beleuchtungsprinzip angestrebten Verhältnisse weitgehend wiederhergestellt sind, obwohl die Beleuchtung nun nicht mehr gerichtet ist.

Literatur:

KÖHLER, A.: Ein neues Beleuchtungsverfahren für mikrophotographische Zwecke. Zeitschrift für wissenschaftliche Mikroskopie und mikroskopische Technik 10, Braunschweig 1893, S. 433—440.

Verfasser: Hans-Joachim Reinig, 87 Würzburg, Franziskanergasse 1

KLEINE MITTEILUNGEN

Beeinflussung der Chemorezeptoren durch Detergentien bei dem Fisch Ictalurus natalis

Geruchs- und Geschmacksorgane stehen bei Fischen in ständiger Berührung mit dem Wasser. Bei *Ictalurus natalis* befinden sich die Geschmacksknospen auf den Barteln, im Maul, aber auch auf der gesamten Körperoberfläche. JOHN E. BARDACH, MASARU FUJIYA und ARTHUR HOLL (School of Natural Resources, University of Michigan) untersuchten die Einwirkung von Alkylbenzolsulfonaten mit geradliniger und verzweigter Kette auf die Chemorezeptoren von *Ictalurus natalis*, einem Fisch, der im allgemeinen als wenig empfindlich gegenüber äußeren Einflüssen gilt.

Die Tiere wurden in Laboraquarien Detergentienkonzentrationen von 10 bis 0,5 mg/Liter bis zu vier Wochen Dauer ausgesetzt. Die Wassertemperatur lag bei 19 bis 20 Grad C. Die Autoren verglichen histologische Präparate von verschiedenen Chemorezeptoren mit entsprechenden Organteilen bei Kontrollfischen. Eine Schädigung der Geschmacksknospen machte sich durch Rückbildung der Knospenausbuchtung an der Oberfläche bemerkbar. Es kam zu einer porenartigen Einsenkung nach unten. Später löste sich der zentrale Teil der Knospe auf, und es entstanden Lakunen. Diese Zerstörungen hingen von der Konzentration der Detergentien und von der Dauer ihrer Einwirkung ab.

Die histologische Untersuchung der Geruchsorgane zeigte, daß hier eine größere Resistenz gegen Detergentien vorliegt. Erst bei Konzentrationen von 4 bis 5 mg/Liter waren Veränderungen feststellbar.

Die Autoren setzten die histologischen Veränderungen auch mit Meßdaten der Aktionspotentiale in Beziehung, die an afferenten Nerven am Grund der Barteln abgenommen wurden. Als Teststoff diente Cystein, das sich als brauchbar dafür erwiesen hatte. Die elektrophysiologischen Untersuchungen zeigten Schädigungen der Sinnesorgane früher an als die histologischen Methoden.

Die Einwirkung von Detergentien änderte auch die Verhaltensweise der Fische. Während *Ictalurus natalis* normalerweise ruhig am Boden des Aquariums liegt, schwimmt der geschädigte Fisch unruhig hin und her. Dies hängt wohl damit zusammen, daß das gesunde Tier das Futter mit den Chemorezeptoren wahrnimmt und erst daraufhin zur Beute schwimmt, um sie zu fressen; Ausfall der Rezeptoren zwingt den Fisch offensichtlich zu größerer Aktivität, da er die Nahrung erst dann bemerkt, wenn er zufällig darüberschwimmt und sie mit Unterkiefer oder Lippe berührt.

Die Fische nehmen ihre Beute geruchlich wahr. Detergentienkonzentrationen von 1 mg/Liter zeigten zwar noch keine histologischen Veränderungen am Geruchsepithel, doch legen die Experimente über das Futtersuchverhalten die Deutung nahe, daß Schädigungen bereits aufgetreten waren. Die Bewegungsaktivität könnte allerdings auch durch minimale physiologische Veränderungen der Kiemen oder anderer Organe ausgelöst worden sein.

Während die Schädigungen an den Geschmacksknospen bei längerem Aufenthalt in reinem Wasser wieder rückgängig gemacht werden konnten, ist dies offenbar bei dem Geruchsepithel nicht der Fall; 4 bis 6 Wochen reichten jedenfalls hierfür nicht aus. Schon geringfügige Veränderungen an den Chemorezeptoren, die durch 0,5 mg/Liter verursacht werden, können durch Beeinträchtigung bei der Futtersuche zu einer Schwächung des Tieres führen und damit schädlich wirken. Darüber hinaus wird eine geringere Empfindlichkeit dieser Organe unter Umständen dazu führen, daß der Fisch höhere Konzentrationen von Detergentien nicht mehr wahrnehmen kann, und so meidet er gerade diese Zonen dann nicht wirksam genug.

Die Autoren weisen darauf hin, daß viele Ströme in USA bereits einen Detergentiengehalt von 0,1 bis 0,2 mg/Liter zeigen. Der Illinois River enthält unterhalb von Chicago sogar auf einer Länge von 240 Kilometern etwa 0,5 mg/Liter. Allerdings gelten diese Zahlen noch für die biologisch schlecht abbaubaren Alkylbenzolsulfonate mit verzweigter Kette. Mit Einführung der „weicheren" Substanzen mit geradliniger Kette dürfte der Gehalt an Detergentien in den Flüssen sinken.

Tabelle: Histologische Veränderungen an den Geschmacksknospen der Barteln bei dem Fisch *Ictalurus natalis* durch Detergentieneinwirkung

Detergentienkonzentration in mg/Liter	Zeit, nach der Schädigungen auftraten (in Tagen)	Grad der Schädigungen
10	1	Lakunenbildung und Auflösung
5	3	Lakunenbildung und Auflösung
1	7—10	Lakunenbildung und geringfügige Auflösung
0,5	etwa 24	50% der Geschmacksknospenoberfläche verändert

JOHN E. BARDACH, ARTHUR HOLL: Science Bd. 148, S. 1605—1607, 1965.

Dr. H.-H. Vogt

Ein Hämatoxylin-Verfahren für Chromosomen in tierischem Material

1962 gab WITTMANN für pflanzliche Objekte ein Eisenhämatoxylin-Verfahren zur färberischen Darstellung der Chromosomen an. Er hat die Methode nunmehr für tierisches Material modifiziert. Sein Verfahren kann die gebräuchlichen Techniken mit Karmin-Essigsäure, Safranin-Lichtgrün oder Gentianaviolett ersetzen oder mindestens ergänzen. Eine Stammlösung aus 4 g Hämatoxylin + 1 g Eisenalaun + 100 ml 45% Essigsäure läßt man 1—7 Tage „reifen". Gearbeitet wird mit einer Mischung, bei der man in 5 ml Stammlösung 2 g Chloralhydrat ohne Erwärmen völlig zum Lösen bringt.

Das tierische Material — beispielsweise Spermamutterzellen von Heuschrecken, weiße Blutzellen usw. — wird auf dem Objektträger mit Essigsäure-Alkoholgemisch 1 : 3 fixiert. Dann wird nach Absaugen des Fixiermittels vom Rande her ein Tropfen des Farbstoffes aufgetragen und mit einem ebenen Gerät das Präparat gepreßt und das Deckglas aufgelegt. Durch den mechanischen Druck sollen sich die Chromosomen gut verteilen. Für Dauerpräparate sollte man eine Beringung, etwa mit Deckglaskitt, vornehmen.

(W. WITTMANN, 1962. Stain Techn. 37, 27—30; 1965. Ebend. 40, 161—164.)

H. H. Pfeiffer

Färben mit extrahierten Farbstoffen

Da CISCAR beim Besuche Puerto Ricos die dunkelgelben Samen des Bixastrauches immer wieder auffielen, testete er einen Samenextrakt auf seine Eignung zu mikroskopischen Färbungen. Er mazerierte 100 g Samen unter gelegentlichem Schütteln einen Tag lang mit 30 ml Petroläther und setzte die Zerkleinerung des Materials im Mörser fort. Nach 48 Stunden wurde die orangerote, sirupartige Flüssigkeit mit der gleichen Menge einer Mischung 1 : 1 aus 70% Alkohol und Azeton vermengt und das ganze zwei- bis dreimal bis zur Durchsichtigkeit durch Filtrierpapier gegeben. Zu besserer Stabilität wird noch 1/10 des Lösungsmittels hinzugegeben. Auf den *Achiotin* genannten Farbstoff sprechen Neutralfette, Cholesterolester und gewisse Lipide an, wenn Gefrierschnitte nach kurzer Vorbehandlung mit 70% Alkohol und Azeton etwa 5 Minuten mit dem Farbstoff behandelt werden. Die Versuche sind interessant im Vergleich zu ähnlichen mit natürlichen Farbstoffen, wie Safran von *Crocus*-Narben, Alkannin aus der Wurzel von *Anchusa tinctoria*, dem Chlorophyll (Blattgrün), einem der vielen Anthocyane aus roten oder blauen Blüten und Früchten.

(F. CISCAR, Stain Technol. 40, 249—251, 1965.)

H. H. Pfeiffer

Farbunterschiede als Anzeichen gehemmter Atmung bei Hefen

Zum Unterschiede von Wildtypen der *Saccharomyces cerevisiae* (Bierhefe) zeigen durch Mutation entstandene Kulturhefen ebenso wie Bäckerhefe eine färberisch nachweisbare Atmungshemmung. Eines der vom Verfasser angewandten Nährmedien hat folgende Zusammensetzung (in g/Liter): Glukose 15—60, Pepton, Hefeextrakt, KH_2PO_4 und $(NH_4)_2SO_4$ je 1,5, $MgSO_4$ 1, Agar 15. Das Medium wird 75 Minuten durch Wasserdampf bei 100° C sterilisiert. Der in Petrischalen ausgegossene Nährboden wird, nachdem der Farbstoff hinzugefügt wurde, mit festgesetzter Menge verdünnter Hefezellensuspension beimpft und 3—7 Tage bei 30° C bebrütet. Als Farbstoff sind Bromcresylgrün oder Bromphenolblau erprobt worden; empfohlen werden 15—25 mg pro Liter Nährboden. 2—4 Tage nach Bebrüten sind Zellen der Hefewildform immer noch sehr bleich, während die mutierten Zellkolonien mit Bromcresylgrün dunkelgrün, mit Bromphenolblau dunkelblau aussehen. Optimaler Glukosegehalt ist bei Kulturhefen 2—3, bei Bäckerhefe 4—5% des Nährbodengehaltes.

(S. NAGAI, Stain Technol. 40, 147—150, 1965.)

H. H. Pfeiffer

Eine Kombination der Eisenhämatoxylinfärbung mit Safranin 0

An Schnitten der verschiedensten Organe von Ratte, Kröte, Frosch oder dem Menschen haben SCHANTZ und SCHECTER ein neues Färbeverfahren erprobt. Die Schnitte werden mit drei verschiedenen Lösungen behandelt und dazwischen jeweils mit Wasser ausgewaschen. Die erste Farblösung besteht aus 4% $FeNH_4(SO_4)_2$ (Eisenammonalaun) in destilliertem Wasser. Zur Darstellung der zweiten wurden 10 g Hämatoxylin in 100 ml 95% Alkohol gelöst; bei 37° C wurde 2 Stunden lang ein Strom von Sauerstoffblasen zum „Reifen" der Lösung hindurchgeschickt; nach dieser Zeit wurde mit destilliertem Wasser auf ein Zehntel des Volumens verdünnt, und je 100 ml wurden mit 2 Tropfen gesättigter wäßriger Lithiumcarbonat-Lösung versetzt. Die dritte Farblösung bestand aus 1% wäßrig gelöstem Safranin 0. In diesen drei Färbungsschnitten führt das neue Hämatoxylinverfahren zu einer umfassenden Unterscheidung der Gewebe. In dem farblosen oder blaßrosa getönten Plasma treten Kollagen, Netzfasern, Mastzellgranula, Muskeln, Zellgrenzen, Kernchromatin, Kernkörperchen, Keratin und Desmosomen dunkelblau bis schwarz hervor; elastische Gewebe, Mitochondrien, Schleimgranula, Melaninkörner und Bakterien nehmen rote bis gelblichorange Färbung an; Nierenzellgranula und Tonofilamente erscheinen purpurn.

(A. SCHANTZ und A. SCHECTER, Stain Technol. 40, 279—282, 1965.)

H. H. Pfeiffer, Bremen

Färbung pilzlicher Sporenwände mit Fuchsintannat

Den Farbstoff erhält man, indem man gleiche Volumina einer 10% wäßrigen Tanninlösung und einer 1% wäßrigen Lösung von basischem Fuchsin mischt und 1/4 Std. mit 2000 Umdrehungen/Minute zentrifugiert. Mit der überstehenden Lösung werden die mit dem Gefriermikrotom hergestellten Schnitte durch Sporen und Sporenträger 45 Minuten in 1—2 Tropfen auf dem Objektträger gefärbt. Einschluß in 50% Glycerin erübrigt sich; vorteil-

haft ist aber der Gebrauch eines Harzes wie Araldit. Vorteile des Verfahrens sind die selektive Anfärbung der Sporenwände, deren guter Kontrast gegen das Plasma und die Schnelligkeit und Einfachheit der Durchführung.

(E. M. DE SILVA, Stain Technol. **40**, 253—257, 1956.)

H. H. Pfeiffer, Bremen

Berichtigung. In dem Aufsatz von FRITZ JÖRG „Mikroskopische Abdruckverfahren" in MIKROKOSMOS **54**, 257—263, 1965 muß die Unterschrift von Bild 4 lauten:

Abdrücke von Haaren in Kollodiumwolle. Links: Abdruck von einem Waschbärhaar (zwei gleiche Aufnahmen). Rechts: Abdruck von einem menschlichen Kopfhaar. Vergr. ca. 1000 : 1, aufgenommen im positiven Phasenkontrast-Verfahren. Aufnahmen und Abdrücke Dr. H. H. DRIESEN, „Das Lackabdruckverfahren in der mikroskopischen Technik", MIKROKOSMOS **44**, 238—240, 1955.

BÜCHERSCHAU

K. Esser und R. Kuenen: Genetik der Pilze.

497 Seiten. Mit zahlr. Abb. und Tab. Springer-Verlag, Berlin-Heidelberg-New York 1965. Paperback 68,— DM.

Die großen Rückstände der deutschen Genetik nach dem Kriege werden in zunehmendem Maße aufgeholt. Publizistisch gehört zu diesem Heranarbeiten an die Front der aktuellen Forschung auch die monographische Darstellung von KARL ESSER und RUDOLF KUENEN, welche die Ergebnisse genetischer Grundlagen-Forschung an Pilzen zusammenfaßt. Es ist keine leichte Kost, die hier geboten wird, da in minutiöser Kleinarbeit das ganze Gebiet der Genetik, soweit ihre Erkenntnisse unter Verwendung von Pilzen als Versuchsobjekt gewonnen wurden, dargestellt wird. Kein Lehrbuch also, sondern eine sorgfältige, kritische Zusammenfassung all dessen, was man über Fortpflanzung, Replikation, Rekombination, Mutation und Funktionieren der genetischen Information bei Pilzen weiß. Da die Autoren selber in wesentlichem Umfang experimentelle Beiträge, vor allem auf dem Gebiet der Rekombinationsgenetik und Inkompatibilität geliefert haben, kommt es zu einer soliden, wenn auch teilweise subjektiv gefärbten Darstellung.

Natürlich gibt es keine spezielle Genetik der Pilze, sondern lediglich Pilze als Objekte genetischer Analyse, also: Genetik *bei* Pilzen. Diese niedrigen Organismen haben sich vor allem bei der Analyse der genetischen Feinstrukturen, der extrachromosomalen Vererbung und der physiologischen Grundlagen der Morphogenese als sehr brauchbar erwiesen. Der denkwürdige Durchbruch zur biochemischen Genetik vollzog sich bei *Neurospora*. Aber grundsätzlich sind die genetischen Gesetzmäßigkeiten auch bei den Pilzen nicht anders als bei den höheren (Pflanzen, Tieren, Mensch) und niederen (Bakterien, Viren) Organismen. In welch bedeutendem Umfang jedoch Grundeinsichten in genetische Zusammenhänge an Pilzen gewonnen wurden, geht eindrucksvoll aus dem Buch von ESSER und KUENEN hervor. Die Zusammenarbeit der Autoren (Universitätsprofessor und Studienrat) ist ein nachahmenswertes Beispiel der fruchtbaren Wechselwirkung zwischen Universität und Höherer Schule.

Die vorliegende Monographie ist also ein Buch zum Studieren und zum Nachschlagen (wobei die reichlich und mit vollem Titel zitierte Literatur besonders wertvoll ist!). Glänzend ist vor allem das Kapitel über „Rekombination" — jene Prozesse, welche im Verlauf der Kernteilungsvorgänge zur Umgruppierung des Genoms führen und einen der genetischen Mechanismen der Evolution bilden. Hervorzuheben ist schließlich das Streben der Autoren nach einer scharfen Begriffsbildung (so werden z. B. Verwirrungen um Post- und Präreduktion ausgeräumt) und das deutliche Distanzieren von Spekulationen, die gerade auf dem Gebiete der sog. „molekularen" Genetik so häufig sind.

Einem Vergleich mit dem Buch von FINCHAM und DAY „Fungal Genetics" hält die „Genetik der Pilze" stand, auch wenn jene die Genetik der Pathogenität noch behandeln, ein spezieller Aspekt der Pilz-Genetik, welcher bei der großen Bedeutung für die Entstehung physiologischer Rassen nicht vernachlässigt werden sollte.

Mit dem „ESSER-KUENEN" dürfte die deutsche Genetik ein Standard-Werk erhalten haben. Eine englische Übersetzung wäre zu wünschen!

Prof. Dr. H. F. Linskens (Nijmegen)

Schwidetzky, Ilse: Das Menschenbild der Biologie.

Ergebnisse und Probleme der naturwissenschaftlichen Anthropologie. Gustav Fischer Verlag Stuttgart, 218 S., 81 Abb., Preis 24,— DM.

Daß Anthropologie ein naturwissenschaftliches Fundament hat, gerät in neuerer Zeit bei vielen Veröffentlichungen fast in Vergessenheit. Es ist der Verfasserin ausgezeichnet gelungen, darauf hinzuweisen, daß der Mensch ein biologisches Wesen ist, dem man sich auch mit der Methodik der Biologie nähern kann, ja nähern muß. Die Autorin erliegt jedoch zum Glück nicht umgekehrt der Versuchung, die kulturellen und damit eigenständigen Leistungen des Homo sapiens in Vergangenheit und Gegenwart zu bagatellisieren. Die beiden Schlußkapitel gehen in sachlicher und nüchterner Art hierauf ein. Den Hauptteil des Buches nehmen jedoch in Übereinstimmung mit dem Titel die Anwendungen biologischer Tatbestände auf die Anthropologie ein: Erbnatur, Umwelteinflüsse, Wachstum und Konstitution, Menschheitsentwicklung, Rassendifferenzierung und ihre Triebkräfte. Da das Werk sich in erster Linie an Nebenfachanthropologen wendet, ist die Thematik auf das Wesentliche beschränkt, bringt aber alles, was in den gesteckten Rahmen gehört, in kluger Auswahl. Die leichte Verständlichkeit wird nur in wenigen Fällen — wie etwa im Vererbungskapitel — durch allzu starke Vereinfachung erkauft; im wesentlichen ist sie das Verdienst des didaktischen Geschicks der Verfasserin. Auch dort, wo Hypothesen noch die Stelle von Konkretem einnehmen, wird nichts vertuscht. Man stellt vielmehr erfreut fest, daß die Unsicherheit unseres Wissens deutlich zum Ausdruck kommt. So darf man der Verfasserin zu ihrem Buch gratulieren und es jedem Interessierten als Lektüre empfehlen. Dr. Hans-Heinrich Vogt

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/
HEINZ SCHERF

Mikroskop und Burgenforschung

In einem früheren Aufsatz im MIKROKOSMOS (1960) lenkte SEILER die Aufmerksamkeit der Mikroskopiker auf Einsatzmöglichkeiten des Mikroskops in der Burgenarchäologie. Er nannte vor allem pollenanalytische Untersuchungen, Bestimmung von Holzarten an Hand aufgefundener Stücke oder bei Holzkohlen und die Mörtelanalyse mit Hilfe des Mikroskopes, deren Durchführung er an einem instruktiven Beispiel erläuterte. Unerwarteterweise kann aber auch der zoologisch arbeitende Mikroskopiker in den Kreis der Helfer des Burgenforschers gerufen werden.

Mir wurde vor kurzem die Probe eines Wandverputzes aus der Burgruine Burgschwalbach zur Begutachtung darin befindlicher Haare zugestellt, deren Zugehörigkeit zu verschiedenen Vermutungen der Anlaß gewesen zu sein schien. Burgschwalbach ist eine burgenkundlich bemerkenswerte Anlage am Ausgang des Palmtales zum Aartal (Unterlahnkreis, Hintertaunus), die 1368—1371 von einem Grafen von Katzenelnbogen erbaut wurde, nach Besitzerwechsel im 16. Jahrhundert zeitweise Residenz der Grafen von Nassau-Weilburg war und, zuvor unzerstört, sich erst zur Ruine wandelte, als man um 1800 die Dächer abtrug.

Bei der Betrachtung der in den Gebäuderesten mittelalterlicher Burgen noch er-

Bild 1: Haare in der Mörtelmasse der Verputzprobe.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http

Bild 2: Freigelegte verfilzte Haare.

kennbaren Wohnanlagen erwächst gar leicht die Empfindung des kahlen, kalten, von rohem Mauerwerk umgebenen Raumes, in dem man sich einen Aufenthalt nicht sonderlich angenehm vorzustellen vermag. Dabei wird übersehen, daß auch in den zu Wohnzwecken eingerichteten Räumen der Burgen anstehende Bruchsteinmauern auf ihren Innenflächen durch Auftragen eines Verputzes verkleidet wurden. Bei genauerem Zusehen lassen sich vielfach noch Reste solchen Verputzes in Burgruinen finden, häufig genug allerdings haben die im Anschluß an die Zerstörung angreifenden Witterungseinflüsse — vor allem Regen und Frost — auch letzte Spuren ehemaligen Wandbewurfes abgetragen. Je nach der Zweckbestimmung der Räume wurden Verputze unterschiedlicher Güte aufgetragen. Mit größter Sorgfalt arbeitete man in solchen Gebäuden, in denen der Burgherr und seine Familienmitglieder wohnten oder sich doch länger aufzuhalten pflegten oder die vornehmen Gästen angewiesen wurden.

Auch die Verputzprobe, deren Haarbeigabe auf ihre Herkunft untersucht werden sollte (Bild 1), entstammte dem Herrenhaus, dem Pallas, der Burg. Sie wurde einer Wandfläche entnommen, die durch erhalten gebliebene Gewölbe dem Anschlag des Regens nicht unmittelbar ausgesetzt war und an der stellenweise noch in größeren Flächen mehr oder weniger lose mit der Mauer verbunden der Verputz erhalten geblieben war.

Im Grunde ist die Verwendung von Haaren als Bindemittel in einer Putzfläche nicht aufsehenerregend. Seit Jahrhunderten kennen Bauleute diese Methode der Beimischung von faserigen Materialien zur besseren Verfestigung der Putzschicht. Auch heute werden Haare noch mitunter der Mörtelmasse zugesetzt. Einer Baustofflehre aus dem Jahre 1951 ist folgende Herstellungsweise eines Haargipskalkmörtels entnommen: Zwei Teile Putzgips, ein Teil Kalkmörtel und Haare mit Leimwasser angerührt. Leim bewirkt, daß der Gips langsam abbindet. Haare halten Mörtel im Putzträger fest (auf 10 m² Fläche sind etwa 1 kg Haare und 1 kg Leim zu rechnen). In einem Handbuch von 1826 „Physische und chemische Beschaffenheit der Baumaterialien, deren Wahl, Verhalten und zweckmäßige Anwendung" wurden als Beigabe in Wandverputz zur Mörtelmasse geschlagene und gezupfte Kuh- oder Kälberhaare besonders empfohlen, die zuvor solange mit einem Stock zu klopfen waren, bis sie nicht mehr in Klumpen zusammenhängen.

Die Frage, auf welche die nähere Untersuchung der Verputzprobe eine Antwort geben sollte, lautete daher auch nicht, weshalb darin Haare vorhanden seien, sondern wer damals diese Haare lieferte. Ihre Konsistenz und ihr hoher Anteil in der Feinputzschicht ließen mich sofort an ein Haustier denken, da die kräftigen und langen Haare in großer Menge zur Verfügung stehen mußten.

Die haarenthaltende Feinputzschicht war auf einem groben Unterputz aus Lehm mit Häckselbeimischung aufgetragen. (Der Unterputz hatte zunächst einmal eine glatte Fläche zu schaffen.) Die Feinputzschicht wurde zur Vorbereitung der mikroskopischen Haardiagnose zuerst von den Unterputzresten gesäubert. Zur Isolierung der Haare wurde die Probe von der Mörtelmasse befreit: ein Teil auf mechanischem Wege durch Klopfen, ein anderer Teil auf chemischem Wege durch Behandlung mit Salzsäure. Die Einwirkung von Salzsäure erwies, daß es sich um einen reinen Kalkmörtel handelte, aus Kalkteig und Feinsand hergestellt. Die auf beiden Wegen gewonnenen Haare lagen in beachtlicher Menge in der Mörtelmasse und waren durch das Einrühren in den Mörtelbrei miteinander verfilzt (Bild 2).

Im Vergleich der vorherrschend braun pigmentierten, aber auch ungefärbten Haare mit den Haaren unserer Haustiere stellte sich heraus, daß es sich bei der fraglichen Haarprobe nur um Rinderhaare handeln konnte. Wegen ihrer Farbtöne wurden die zu prüfenden Haare mit solchen rotbunter Rinder verglichen. Es zeigte sich weitgehende Übereinstimmung in allen Struk-

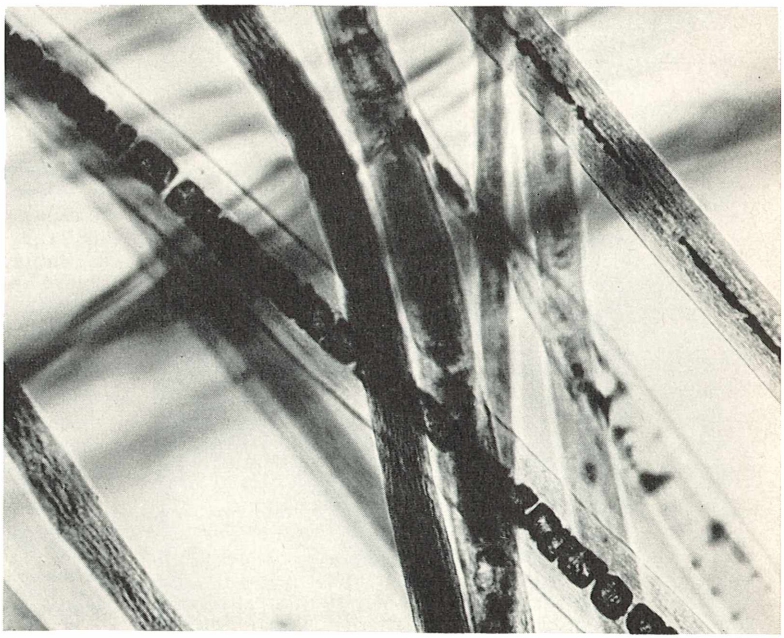
turverhältnissen bei weißen und braunen Haaren unter der Voraussetzung, daß gleiche Haartypen betrachtet wurden. Der aus dem Mörtel isolierte Haarfilz enthielt nämlich Grannen- und Wollhaare.

Die Haare wurden in Nelkenöl untersucht. Die starken Grannenhaare erwiesen sich als markhaltig, wobei das großzellige, lufterfüllte Mark an Masse die Rinde weit übertrifft. Im weißen Haar hat der Markzylinder einen größeren Durchmesser als beim gefärbten Haar. Der Rindenanteil hebt sich, bei erhaltener Lufterfüllung der Markräume unter Anwendung von polarisiertem Licht deutlich vom Mark ab, da er wegen der Lichtundurchlässigkeit des Markanteils in Diagonalstellung des Objektes als zwei dünne, in bezug auf die Haarachse positive Randstreifen hell aufleuchtet. Dieses Verhältnis ändert sich dort, wo der Markraum apikalwärts allmählich auskeilt, um schließlich im Spitzenabschnitt völlig zu schwinden. Bild 3 zeigt verschiedene Haarabschnitte. In besonders starken Grannenhaaren sind auch die Markzellen recht groß. Die feinen Wollhaare sind marklos. Träger des Pigmentes der gefärbten Haare ist die Haarrinde. Je nach dem Pigmentierungsgrad und dem hierdurch hervorgerufenen Farbeindruck befinden sich gröbere oder feinere Melaningranula bald vereinzelt, bald gehäuft zwischen den flachen Rindenzellen. Auch bei stärkerer Vergrößerung erscheint die Kontur der Haare nur schwach gezähnelt. Die Zellen des Oberhäutchens, der Epidermicula, bilden also ein nur sehr schwach erhabenes Relief bei ihrer schuppenartig sich deckenden Anordnung. Sie sind polygonal von leicht undulierten Säumen begrenzt, ihre große Achse liegt senkrecht zu der des Haarschaftes.

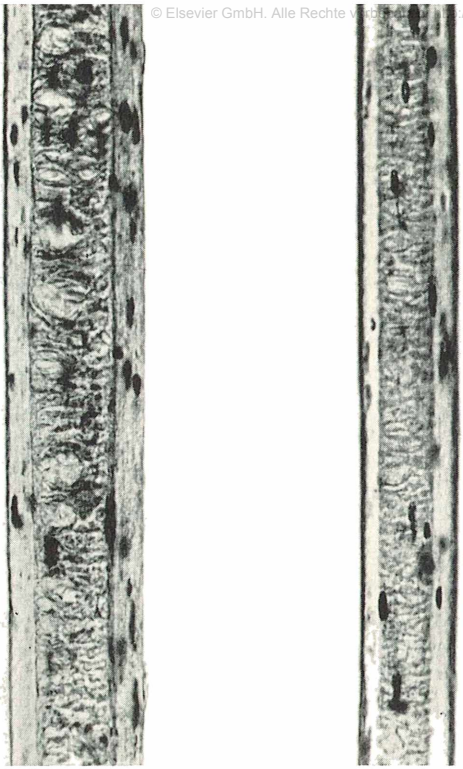
Alle hier beschriebenen Erscheinungen stimmen mit denen frischer Haare vollkommen überein (Bild 4). Damit konnte die Identität der zur Fertigung des Verputzes in der Burganlage vor ca. 400 Jahren verwendeten Haare mit denen des Hausrindes zweifelsfrei ermittelt, zudem die Feststellung getroffen werden, daß damals in der Gegend der Burganlage rotbunte Rinder gehalten wurden, und darüber hinaus wegen der zahlreichen Wollhaare in der Probe die Verwendung von Winterfellen zur Haargewinnung wahrscheinlich gemacht werden; denn das normale Sommerkleid unserer Hausrinder enthält nur ganz vereinzelte Wollhaare. Viele Haare sind noch im Besitze ihrer Wurzel. Sie wurden also ausgezupft.

Mit diesem Ergebnis war es möglich, dem Burgenforscher die gewünschte Auskunft zu erteilen. Abgesehen davon, daß diese Untersuchung ein Beispiel für die manchmal recht ungewöhnlichen Auskunftsersuchen ist, mit denen der Zoologe immer wieder einmal konfrontiert werden kann, ist sie noch deshalb hier von Interesse, weil sie dem zoologisch orientierten Liebhabermikroskopiker einen Hinweis zu liefern vermag, wie er in vielleicht ähnlichen Fäl-

Bild 3: Einzelne Grannenhaare aus dem Haarfilz mit lufterfülltem oder fehlendem Mark. Vergr. 150×



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



b

Bild 4: Vergleich eines Haares aus dem Wandverputz (a) mit einem frisch gewonnenen Rinderhaar (b). Vergr. 150×

len anderen Forschern helfend zur Seite stehen kann.

Tierische Haare sind stets ein beliebtes Untersuchungsobjekt, zeigen sie doch, obwohl eines Bauplanes, die vielfältigsten strukturellen Abwandlungen und Differenzierungen, die bei mikroskopischer Betrachtung reizvolle Bilder ergeben. Hat man sich einmal eine Haarsammlung in Dauerpräparaten zugelegt, so ist es häufig gar nicht schwer, unbekannte Haare zu identifizieren, allerdings unter der Voraussetzung, daß man die verschiedenen Typen: Tast-, Grannen- und Wollhaare mit ihren Eigenarten berücksichtigt und keine sekundär veränderten Haare vorliegen hat.

Das tierische Haar zählt zu den ältesten, vom Menschen schon in prähistorischen Zeiten genutzten natürlichen Rohstoffen. Erst in unserer Zeit beginnt seine Bedeutung auf manchen Verwendungsgebieten durch das Vordringen der Kunststoffe zu schwinden. So kann man mühelos an die verschiedenartigsten Gegenstände geraten, bei deren Fertigung tierisches Haar Verwendung fand, und es ist oft interessant, der Frage nachzugehen, welches Tier wohl als Lieferant in Frage kommt. Eine lange Liste wäre zu füllen, wollte man angeben, zu welchen Zwecken der Mensch das Haarkleid der Tiere zu nutzen verstand.

Literaturhinweise

1. Accum, F.: Physische und chemische Beschaffenheit der Baumaterialien, deren Wahl, Verhalten und zweckmäßige Anwendung. Berlin 1826.
2. Pax, F. u. Arndt, W.: Die Rohstoffe des Tierreiches, Bd. 1, Berlin 1931—1938.
3. Lochte, T.: Atlas der menschlichen und tierischen Haare. Leipzig 1938.
4. Siedler, E. J.: Baustofflehre. Berlin 1951.
5. Seiler, J.: Das Mikroskop in der Burgenarchäologie. Mikrokosmos **49**, 78—79; 1960.

Verfasser: Priv.-Doz. Dr. Heinz Scherf, Zoologisches Institut der Universität Gießen, Morphologisch-ökologische Abteilung, 63 Gießen, Ludwigstr. 23

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

OTTO PFLUGFELDER

Partielle Nacktheit (Apterylosis) bei einem Wellensittich

Nacktheit, d. h. totale oder partielle Federlosigkeit (Apterylosis STURKIE) bei Hühnern wurde wiederholt beschrieben (HUTT u. STURKIE, 1938, DAVENPORT 1914, WARREN 1930, SCHWARZ 1931, STURKIE 1942). Bei Freilandvögeln wurde m. W. solche Nacktheit bislang noch nicht festgestellt. Bei Haushühnern erwies sich die Federlosigkeit genetisch bedingt und trat vorwiegend im weiblichen Geschlecht auf. Bei dem vorliegenden Fall, einem 9 Jahre alten Wellensittich-Weibchen, konnte zwar Erblichkeit nicht festgestellt werden, da das Tier ohne Nachkommen blieb, doch erscheinen die Ergebnisse der histologischen Untersuchung einer kurzen Mitteilung wert, einer Mitteilung, die vielleicht dazu anregt, nackte Stubenvögel wegen ihrer Häßlichkeit nicht einfach zu beseitigen, sondern sie einer histologischen oder auch experimentellen Untersuchung zugänglich zu machen *.

Nach Aussage der Besitzerin verlor der Wellensittich sein Federkleid bei der ersten Mauser, um danach nur an wenigen Körperstellen eine recht schüttere Befiederung zu entwickeln. Wegen seiner großen Anhänglichkeit wurde das sehr lebhafte Tierchen trotz seines wenig ansprechenden Äußeren 9 Jahre lang gehegt und gepflegt.

Der Zustand der Befiederung ergibt sich aus folgendem Befund: Kopf und Kehle: normal.
Hals: mit wenigen, aber sonst normalen Federn.
Rücken und Bürzel: nackt, Pterylae nur schwach angedeutet, Bürzeldrüse von einigen borstenförmigen Federn umstanden.
Kropfgegend: mit nur wenigen großen Deckfedern, davor und dahinter nackt.
Unterbrust: völlig nackt. Pterylae durch einige Federkeime unter der Haut angedeutet.
Seitenthorax: nackt bis zum Flügelansatz.
Flügel: sehr lückenhaft mit stark verkümmerten Hand- und Armschwingen, Flügelbug normal befiedert.
Oberschenkel: völlig nackt.
Unterschenkel: mit Flaumfedern.
Lauf: mit normalen Hornschildern besetzt.
Die nackten Hautstellen waren stark gerötet wie bei Nackthalshühnern.

* Für die Überlassung solcher Tiere wäre ich sehr dankbar.

Die Untersuchung der Haut zeigte, daß in den stark reduzierten Pterylae, also den nackt erscheinenden Stellen, unter der Epidermis verborgene Federkeime zu finden sind. Diese allerdings weichen von der Norm sehr ab. Nur in wenigen Fällen ragten stark mißgebildete Federchen über die Hautoberfläche hinaus. Bild 1 zeigt einen solchen Fall. Schon die Lupenuntersuchung der Haut ergab, daß die Federfahne aus nur 6 Hornstrahlen ohne weitere Differenzierung bestand. Von dem kunstvollen Filigran einer normalen Feder war also nichts mehr zu erkennen. Daß es zu einem solchen nicht kommen konnte, erklärt das histologische Bild (Bild 2): Die stark in die Länge gezogene Coriumpapille (*Cp*) besteht ausschließlich aus sehr schlanken, dicht gelagerten Bindegewebszellen. Blutkapillaren fehlen vollkommen. Eine normale Ernährung erscheint auf Grund eines solchen Bildes unmöglich und damit auch eine normale Differenzierung und Strukturierung.

Bild 1: Blauer Wellensittich mit partieller Apterylosis.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

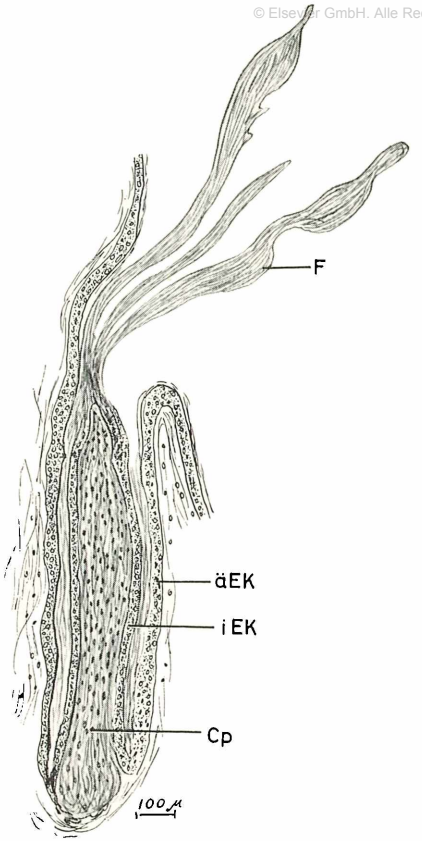


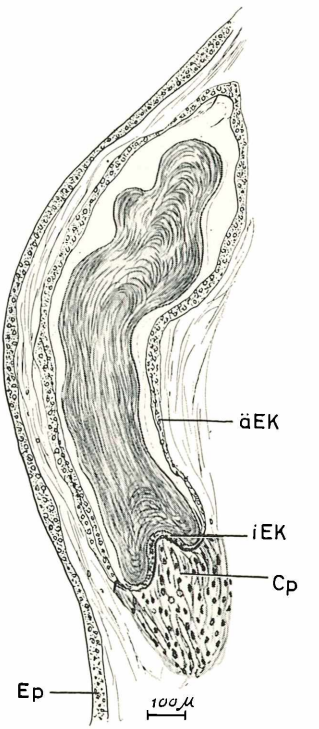
Bild 2: Federkeim mit stark reduzierter Fahne. *äEk* äußeres, *iEk* inneres Ektoderm der Federanlage, *Cp* Coriumpapille, *F* Feder„fahne".

Daneben gibt es Federkeime, die überhaupt nicht über die Hautoberfläche hinauswachsen (Bild 3). Das histologische Bild zeigt, daß diese nur aus dichtgelagerten Hornlamellen bestehen, deren Schichtung, wie Querschnitte beweisen, keineswegs konzentrisch ist, sondern starke Verbiegungen aufweist. An der Basis des Keims ragt die Coriumpapille (*Cp*) nur wenig in die Hornmasse hinein. Die kuppenartige Schichtung des Horns über der Coriumpapille berechtigt zu der Vermutung, daß hier ein geringes Längenwachstum stattfindet. Das Dickenwachstum aber besorgen die äußeren Epithelzellen (*äEK*), welche bei der normalen Feder die Federscheide bilden.

Ein interessantes Stadium, gleichsam zwischen den in Bild 2 und 3 dargestellten Keimen, liegt in Bild 4 vor. Wie in Bild 2 ragt die „Fahne" über die Hautoberfläche hinaus, stellt aber im Gegensatz dazu nur eine plumpe Hornkeule dar. Im Inneren derselben befinden sich noch Reste der Coriumpapille (*Cp*) und der Rückzugsstadien des normalerweise die Federseele bildenden inneren Ektoderms (*iEK*). In Bild 4 sind diese Rückzugsstadien durch die Ziffern 1—3 gekennzeichnet. Zwischen 1 und 2 befinden sich, wie bei der normalen Federseele, keinerlei Gewebsreste, wohl aber zwischen 2 und 3. Offensichtlich erfolgte hier die Bildung der Hornlamellen so rasch, daß die distalen Teile der Ektodermkappe nicht mehr normal verhornen konnten und infolgedessen einer eigenartigen Degeneration unterlagen. Was aber ist die Ursache für ein solches Verhalten? — Die basalen Teile des Federkeims bringen des Rätsels Lösung. Hier ist die Verbindung zwischen den basalen und den distalen Teilen der Coriumpapille unterbrochen, und zwar durch die rasche Verhornung der Spulenteile (*Sp*) des inneren Ektoderms. Dadurch konnte sich die Coriumpapille nicht zurückziehen und war damit samt dem sie umgebenden inneren Ektoderm (*iEK*) dem Untergang geweiht.

Auf späterem Stadium (Bild 5) bleibt von diesen abgeschnürten Teilen nur noch eine krümelige Masse übrig. Diese ist von zahlreichen dünnen Hornlamellen umgeben, deren Bildung durch das äußere Ektoderm

Bild 3: Unter der Haut liegender Federkeim. *Ep* Epidermis, *äEk* äußeres, *iEk* inneres Ektoderm, *Cp* Coriumpapille.



© Elsevier GmbH. Alle Rechte v

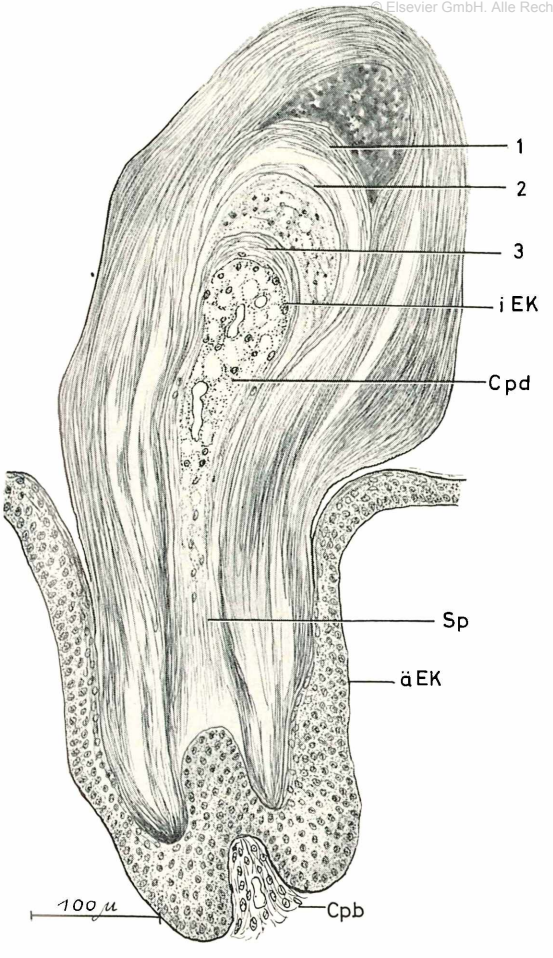


Bild 4: Keulenförmige Feder ohne Strukturierung. 1—3 Rückzugsstadien des inneren Ektoderms (*iEk*), *Cpb* basaler Teil, *Cpd* distaler Teil der Coriumpapille, *Sp* Spule total verhornt, dadurch Abtrennung der distalen Teile der Coriumpapille (*Cpd*).

Bild 5: Zentrale krümelige Teile des degenerierten Federkeims, umgeben von zahlreichen dünnen Hornlamellen, welche vom Ektoderm (*Ek*) gebildet wurden.

offensichtlich periodisch erfolgt, da dichtere Lagerung mit lockerer Schichtung abwechselt.

Ähnliche Keime wie der in Bild 4 treten nicht selten auch u n t e r der Haut auf. Wie in Bild 3 sind dann die Hornmassen auf dem Endstadium von dem äußeren Ektoderm sackartig dicht umgeben. Eine Mauserung ist in solchen Fällen nicht möglich. Das Ektoderm aber scheidet wie um einen toten Fremdkörper herum immer neue Hornlamellen ab. So kommt es mitunter zu recht umfangreichen gelblichen Knoten bis zu Erbsengröße unter der Haut. Man bezeichnet einen solchen als Abwehrprozeß aufzufassenden Vorgang als „Epithelisation" (Näheres s. Pflugfelder 1949). Eine Beseitigung eines solchen Hornknötchens aber wäre unmöglich, wenn sich nicht andere zelluläre Abwehrmechanismen einschalteten: das ist der Abbau durch Fremdkörperriesenzellen, die sich, wie Bild 6 zeigt, zwischen die Hornlamellen schieben und sich nach Art von Freßzellen der Hornsubstanz bemächtigen.

Die Frage nach der Ursache der beschriebenen Federmißbildungen bzw. der Federlosigkeit liegt nahe. Die Antwort, sie sei genetischer Natur, würde das Problem nur verlagern, denn auch mutierte Gene wirken sich letztlich irgendwie stoffwechselphysiologisch aus. Da die Federbildung physiologisch weitgehend durch das inkretorische System gelenkt wird, wurden die hormonbildenden Organe einer eingehenden Untersuchung unterzogen.

Während Hypophyse, Gonade und Nebenniere keine besonderen Veränderungen aufwiesen, war der histologische Bau der Schilddrüse besonders auffällig. Ein Vergleich von Bild 7 a und b läßt die Unterschiede zwischen normaler Schilddrüse (a) und der Schilddrüse des nackten Wellensittichs (b) klar in Erscheinung treten. Letztere besitzt nur in ganz wenigen Follikeln Kolloid, obgleich die Epithelhöhe diejenige normaler Schilddrüsen übertrifft. Dem Gesamtbild nach und unter Berücksichtigung des lockeren Plasmagefüges der Follikelzellen handelt es sich um eine sehr wenig aktive Schilddrüse. Zwischen den Follikeln befinden sich außerdem umfangreiche Lymphocytenansammlungen, welche den krankhaften Charakter der Schilddrüse noch besonders betonen. Ungenügende Thyroxinbildung dürfte also die Ursache für die mangelhafte Federbildung sein. Dafür sprechen auch andere Beobachtungen: Hemmt man die Schilddrüsentätigkeit durch

Copyright © Elsevier GmbH. Alle Rechte; http://www.elsevier.de/

Bild 6: Auflockerung und Abbau der Hornlamellen (Bild 5) durch Fremdkörperriesenzellen.

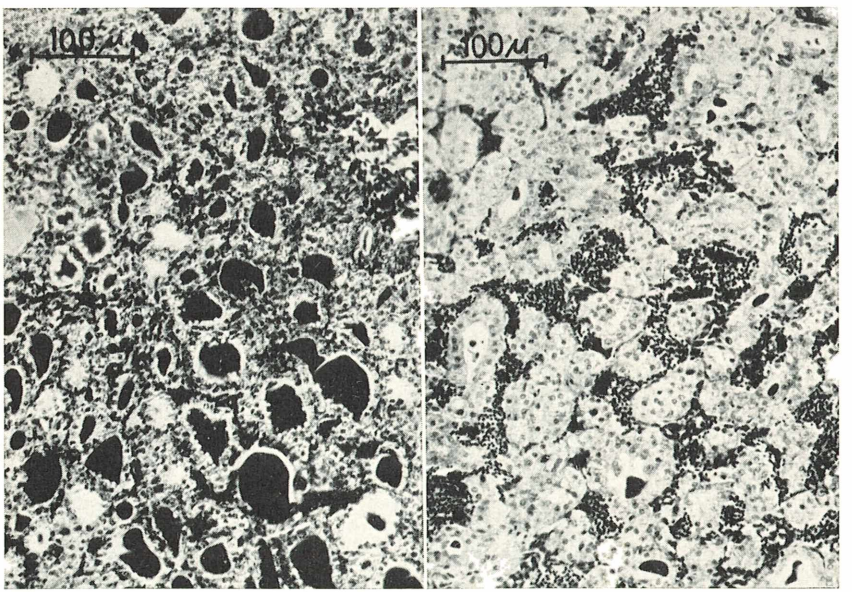
Bild 7: *a* Normale Schilddrüse eines Wellensittichs mit reichlich vorhandenem, schwarz gefärbtem Kolloid, *b* stark veränderte, fast kolloidfreie Schilddrüse des nackten Wellensittichs. Beachte die starke Infiltration mit Lymphzellen (schwarz).

Kaliumperchlorat (Pflugfelder 1959), so entstehen mannigfache Federmißbildungen. Apterylosis allerdings konnte dadurch nicht erhalten werden. Ferner trat vor einigen Jahren in unseren Zuchten ein fast nacktes Huhn auf. Die Untersuchung der Schilddrüse ergab in noch viel stärkerem Maße als bei dem Wellensittich eine unterentwickelte Schilddrüse. Offensichtlich entstand der Defekt schon während der Embryonalentwicklung.

Verfasser: Prof. Dr. Otto Pflugfelder, Zoologisches Institut der Landwirtschaftlichen Hochschule Stuttgart-Hohenheim

Literatur

1. Davenport, C. B.: The bare necks. J. Heredity **5**, 374 (1914).
2. Hutt, F. B.: Genetics of the Fowl. New York 1941.
3. Hutt, F. B. u. Sturkie, P. D.: Naked, a new sex-linked mutation. J. Heredity **29**, 370—379 (1938).
4. Pflugfelder, O.: Zooparasiten und die Reaktionen ihrer Wirtstiere. Jena 1949.
5. Pflugfelder, O.: Beeinflussung der Thyreoidea und anderer Organe des Haushuhns durch Kaliumperchlorat, mit vergleichenden Untersuchungen an niederen Wirbeltieren. Roux' Archiv für Entwicklungsmechanik **151**, 78—112 (1959).
6. Pflugfelder, O.: Beeinflussung der Federentwicklung durch ultraviolette Strahlen. Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde **62**, 1—8 (1961).
7. Schwarz, E.: Schilddrüsenerkrankung beim Haushuhn und ihre mutmaßliche Erblichkeit. Züchter **3**, 154—158 (1931).
8. Sturkie, P. D.: A new type of autosomal nakedness in the domestic fowl. J. Heredity **33**, 202 to 208 (1942).
9. Warren, D. C.: Non-heritable downlessness in chickens. J. Heredity **21**, 408 (1930).



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

JOACHIM WYGASCH

VOLUTIN

II. Elektronenmikroskopische Beobachtungen an den Volutineinschlüssen der Blutregenalge *

Lichtmikroskopische Untersuchungen ergaben, daß die Vakuolen der einzelligen Grünalge *Haematococcus pluvialis* (wegen der Rotfärbung kleinster Gewässer bei Massenentfaltung auch Blutregenalge genannt) kleine Teilchen enthalten, die sich mit vielen Farbstoffen leicht anfärben lassen. Aus mikrochemischen Reaktionen ist zu schließen, daß es sich hierbei um eine phosphathaltige Substanz handelt, die in der Vergangenheit den Namen Volutin erhalten hatte.

* Teil I ist erschienen in MIKROKOSMOS 54, 265—270, 1965.

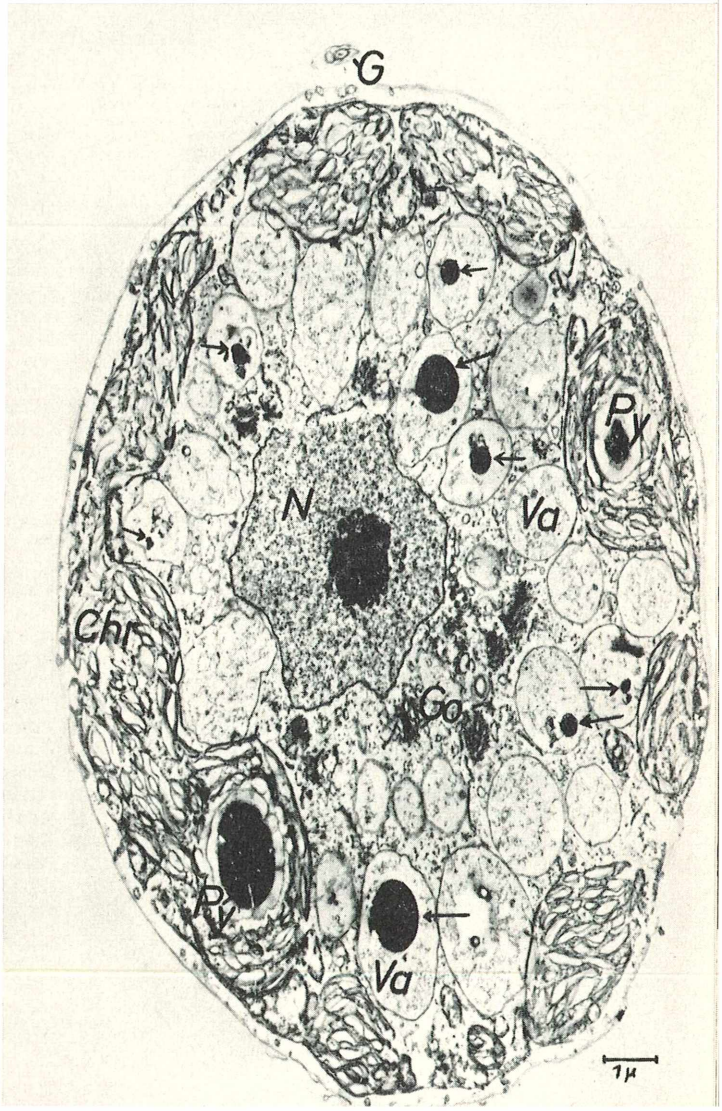


Bild 1: *Haematococcus*-Zoospore, annähernd median geschnitten. Im elektronenoptisch vergrößerten Ultradünnschnitt sind sehr viele Volutinanschnitte (Pfeile) in den Vakuolen *Va* zu erkennen. Im Chromatophor *Chr* eingebettet zwei angeschnittene Pyrenoide *Py*. Im Zytoplasma der Zelle liegen GOLGI-Apparate *Go* und der Zellkern *N*, in ihm der Nukleolus (dunkler Bezirk). Am Vorderende ist eine Geißel *G* im Querschnitt getroffen. Vergrößerung: primär 4000:1, sekundär 7000:1

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

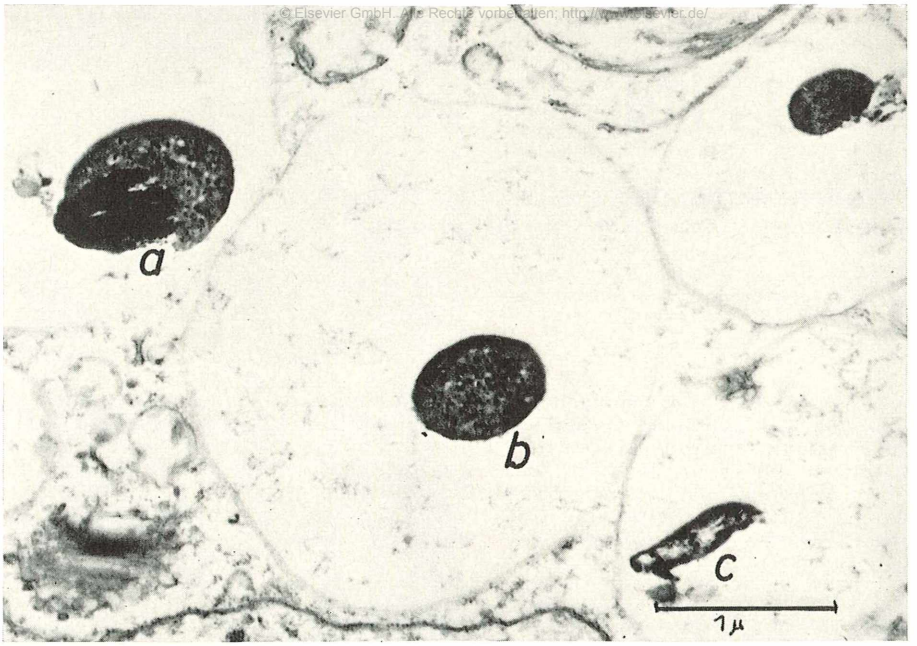


Bild 2: Angeschnittene Volutineinschlüsse; a mit kontrastreichem exzentrischen Komplex (vgl. Bild 3); b mit ausschließlich verschwommengekörnelter Grundsubstanz (vgl. Bild 5); c mit länglichem Umriß und inneren „Hohlräumen". Vergr.: primär 8000:1, sekundär 24000:1

Ultradünnschnitte aus den begeißelten und beweglichen Zoosporen dieser Art lassen in elektronenoptischer Vergrößerung (Bild 1) mehr oder weniger kompakte, dunkle (osmiophile) Vakuoleneinschlüsse erkennen. Da Gerbstoffe mit den gebräuchlichen Fällungsmethoden [2%ige Eisen(III)chloridlösung oder 5%ige Kaliumbichromat-Lösung] nicht nachzuweisen sind, ist die Annahme gerechtfertigt, daß man es hierbei mit dem elektronenoptischen Aspekt der Volutinkörper zu tun hat. Vergleichbare Teilchen wurden auch in anderen elektronenmikroskopisch untersuchten Mikroorganismen gefunden. Mehr oder weniger ähnliche Gebilde bildeten beispielsweise Drews (1960) von Mycobakterien, Niklowitz u. Drews (1957) sowie Fuhs (1958) von Blaualgen, Hagedorn (1961) ebenfalls von Blaualgen sowie von Pilzen, Sager u. Palade (1957), Gibbs (1960), Ueda (1960) u. a. von Grünalgen und *Euglena*-artigen ab. Den beiden letztgenannten Organismengruppen schenkten allerdings ihre Untersucher hinsichtlich der betreffenden Einschlüsse nur geringe Beachtung.

Da *Haematococcus*-Zoosporen aus nicht zu alten Kulturen meist reichlich Volutin enthalten, sind sie ein vorzügliches Objekt zum Studium dieser Substanz. Eine vergleichende Betrachtung der elektronenoptischen Aufnahmen zeigt wenig einheitliche Strukturen der Einschlüsse. Es ist nachweisbar, daß einige dieser Differenzen auf die Fixationsweise und Art des Einbettungsmediums zurückzuführen sind. Ferner muß innerhalb bestimmter Grenzen der physiologische Zustand der Zellen, der vom Zustand der Gesamtkultur mitbestimmt wird, in Rechnung gestellt werden. Hieraus erwächst die Schwierigkeit, Aussagen über die realen Feinstrukturen zu machen und anzugeben, welche von ihnen den natürlichen Aufbauprinzipien nahe kommen.

Die elektronenoptischen Aspekte der angeschnittenen Volutinballen lassen sich in folgender Weise ordnen:

A. Nach kurzer Fixation im Osmiumsäure-Puffer-Gemisch (2½ Stunden bei 20° C) und Einbettung in Methacrylat:

1. Elliptische, stark kontrastierte Anschnitte sind scharf, doch ohne Grenzschichten vom übrigen Vakuoleninhalt abgesetzt. Der Vakuoleninhalt selbst ist elektronenoptisch leer mit Ausnahme einer zerstreut auftretenden, flockenartigen Substanz. Innerhalb der Anschnitte liegen exzentrisch oder peripher äußerst kräftig kontrastierte Komplexe, die stellenweise aufgelockert oder aufgespalten scheinen. Sie werden umhüllt von einer helleren, fein verschwommen-gekörnelten Grundsubstanz. In ihr sind sowohl tief dunkle, kreisförmige, rund 10—40 mµ breite Elemente wie entsprechende „leere" Bezirke eingestreut. (Bild 2—a und Bild 3, 4).

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

2. Elliptische Anschnitte wie unter 1 beschrieben, doch ohne besondere Komplexe. Letztere liegen offenbar außerhalb des Schnittes (Bild 2—b und Bild 5).

3. Längliche und rundlich-unregelmäßige Anschnitte von meist kleineren (als bei 1) Ausmaßen, die im Inneren von „leeren" Räumen oder Spalten durchsetzt sind. (Bild 2—c).

4. Kontrastierte Partikeln von wechselnder Größe und Umriß, die meist zu mehreren dicht beieinander liegen. SAGER und PALADE (1957) fanden derartige Gebilde in den Vakuolen der verwandten Grünalge *Chlamydomonas*.

B. In Zoosporen aus einer anderen Kultur ergaben sich nach Fixation im Osmiumsäure-Puffer-Gemisch (1 Stunde bei 18° + 2½ Stunden bei 0—2° C) und Methacrylat-Einbettung folgende elektronenoptische Bilder:

Die Vakuoleninhaltskörper sind gleichfalls kräftig kontrastiert, im Innern jedoch von einem großen oder mehreren kleineren „leeren" Räumen erfüllt. Die kontrastreichen Bezirke sind ihrerseits äußerst fein netzartig aufgegliedert (Bild 6).

C. Nach Fixierung mit 1%iger Kaliumpermanganat-Lösung (30 Minuten bei 21° C) und Einbettung in Vestopal W sind lediglich die äußeren Ränder elliptischer Anschnitte konturiert (Bild 7).

D. In wieder anderer Form erscheinen die Volutineinschlüsse nach Fixation in gepufferter Osmiumsäure (4 Stunden bei 0 bis 2° C) und Vestopal-Einbettung. Der Kontrast ist vermindert, bedingt durch den Einschluß in Vestopal W. Durch 1—2 große, elektronenoptisch leere Bezirke im Zentrum und kleinere in den Randzonen sind die elliptischen Anschnitte teils gitterartig durchbrochen, teils ringförmig gestaltet. Eine gewisse Ähnlichkeit mit den in Bild 6 dargestellten Schnittfiguren ist vorhanden. Die Feinstruktur im kontrastierten Bereich zeichnet sich durch körnige Elemente aus (je etwa 6—8 mμ im Durchmesser). Diese Elemente sind örtlich in netzartig verknüpften Ketten angeordnet. Teilweise erwecken sie auch den Eindruck kleinster schraubiger Partikeln, doch sind sichere Angaben nicht möglich (Bild 8).

Die unter A und B beschriebenen unterschiedlichen Darstellungen der Volutinsubstanz im Elektronenmikroskop weisen gewisse Parallelen auf zu den von DREWS (1960) abgebildeten, im Zytoplasma von *Mycobacterium phlei* entdeckten Polyphosphatgranula. Seine Folgerungen, daß diese Differenzen im Strukturaspekt auf eine schrittweise erfolgende Entstehung der Gebilde aus Vorstufen im Zytoplasma hindeuten, ist keineswegs zwingend, um ähnliche Vorstellungen für das vakuolär gebundene *Haematococcus*-Volutin zu ent-

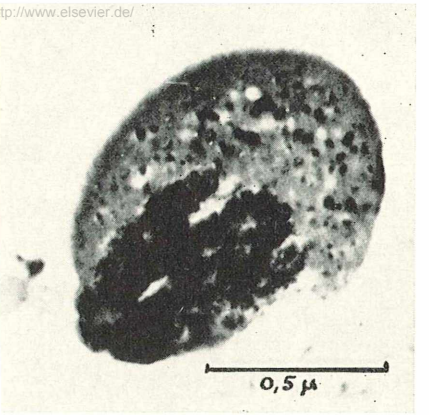


Bild 3: Stark vergrößerter Volutinanschnitt (aus Bild 2—a). Vergr.: primär 8000:1, sekundär 48000:1.

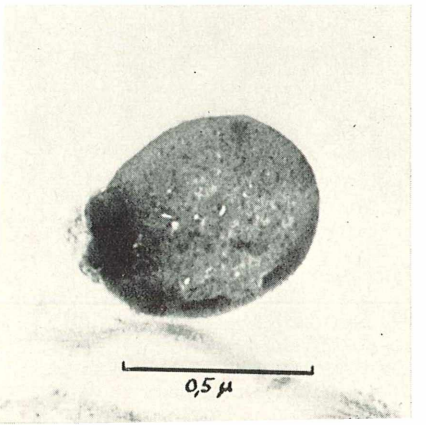


Bild 4: Volutinanschnitt mit kräftig kontrastierten Komplexen am Rande. Vergr.: primär 8000:1, sekundär 50000:1

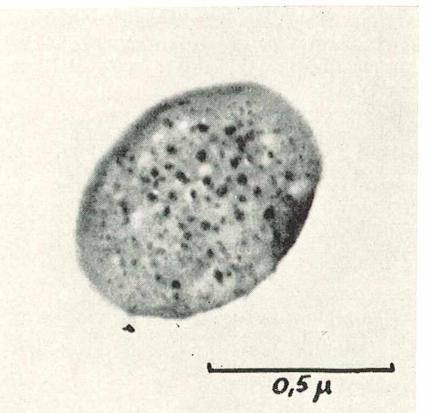


Bild 5: Volutinanschnitt (aus Bild 2—b) ohne kontrastreichen Komplex, doch mit runden, tief dunklen Elementen und elektronenoptisch leeren Bezirken (vgl. auch Bild 3). Vergr.: primär 8000:1, sekundär 48000:1

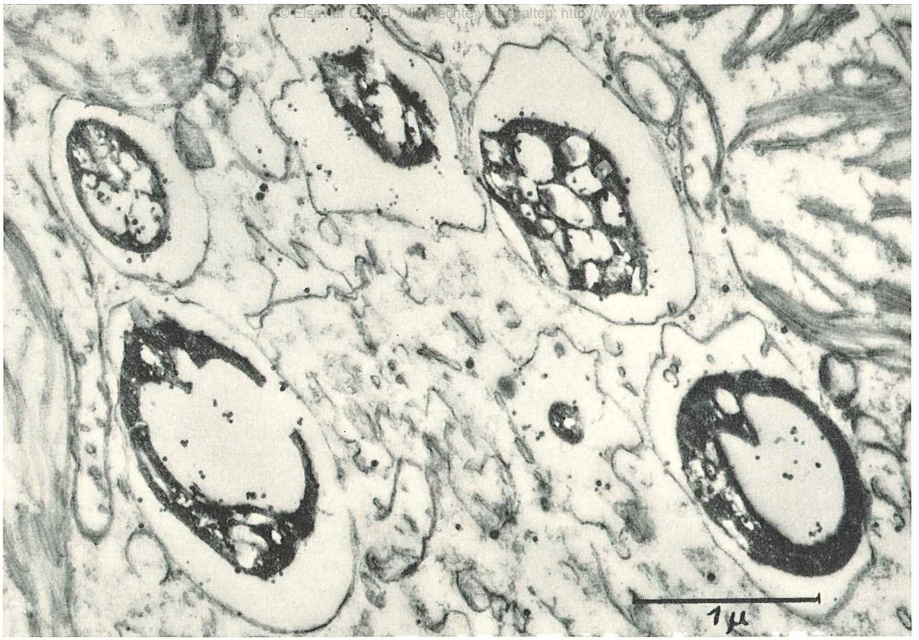


Bild 6: Sechs verschiedene Anschnitte von Vakuoleninhaltskörpern (Volutin), deren Zentrum durch „leere" Bezirke ring- oder netzförmig aufgelockert ist. Vergr.: primär 8000:1, sekundär 24000:1

wickeln. Es ist hierbei eher an Veränderungen in der Frühphase der Fixation zu denken, wo unterschiedliche Größe, Konsistenz und die Umgebung der Vakuoleneinschlüsse jeweils modifizierend mitbeteiligt sein dürften. Die großen zentralen und optisch leeren „Hohlräume" und Durchbrechungen sollen durch Sublimation unter Elektronenbeschuß (im Elektronenmikroskop) entstehen (Drews, 1960; Hagedorn, 1961). Es ist jedoch offenkundig, daß derartige Hohlräume in elektronenoptischen Aufnahmen von *Haematococcus*-Volutineinschlüssen oft fehlen (vgl. Bild 3, 4, 5). Eine Klärung dieser Diskrepanz wird von weiteren Untersuchungen abhängen.

Nicht restlos geklärt ist auch die Identität der weniger kontrastreichen, verschwommen-gekörnelten Grundsubstanz um die kräftig kontrastierten Komplexe (vgl. Bild 3). Es hat den Anschein, daß es sich um Anschnitte der fixierten bläschenförmigen Hülle handelt, die nach lichtmikroskopischen Befunden auftritt und die festen Volutin-Partikeln umschließt, sobald diese unter präparativen Einwirkungen (Vitalfärbung; Anfangsstadium der Fixation) zu quellen beginnen.

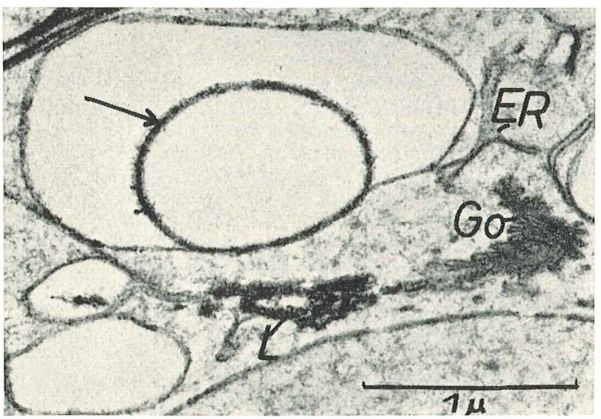


Bild 7: Vakuoleneinschluß nur randlich kontrastiert (Pfeil) nach Kaliumpermanganat-Fixierung. *ER* = endoplasmatisches Reticulum (Ausschnitt aus einem das Zytoplasma durchziehenden Membransystem); *Go* = Golgi-Apparat; *L* = Karotinoidtropfen. Vergr.: primär 4500:1, sekundär 28500:1

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

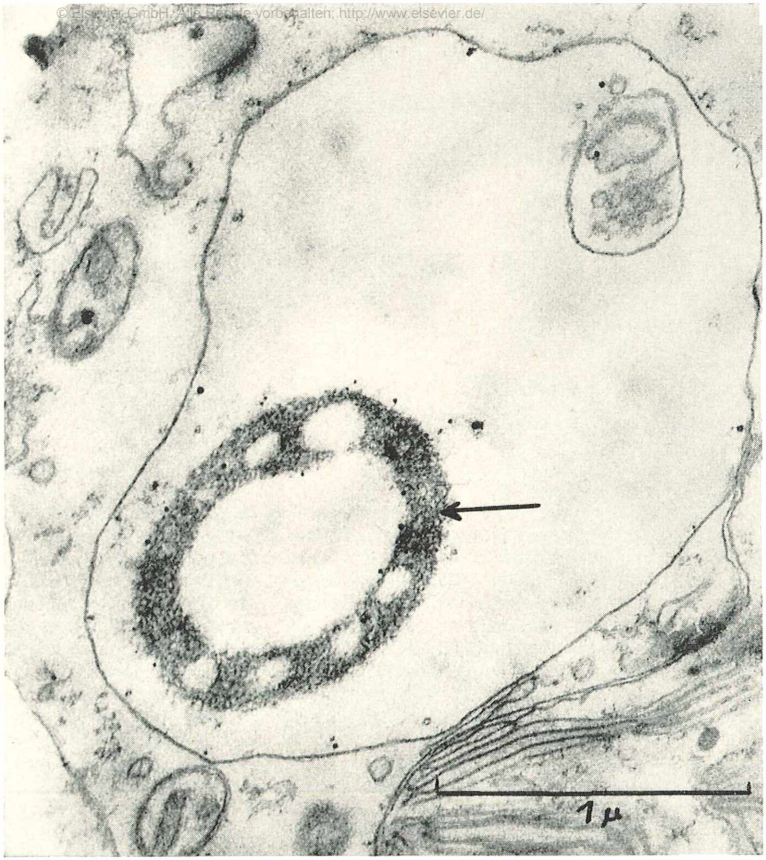


Bild 8: Feinstruktur eines Volutineinschlusses (Pfeil) in einer Vakuole nach Osmiumsäure-Fixation und Vestopal-Einbettung (vgl. Bild 6). Vergr.: primär 10 000:1, sekundär 41 000:1

Literaturhinweise

1. Drews, G. (1960): Elektronenmikroskopische Untersuchungen an *Mycobacterium phlei*. Arch. Mikrobiol. **35**, S. 53.
2. Drews, G. (1960): Untersuchungen zum Polyphosphatstoffwechsel und der Bildung metachromatischer Granula bei *Mycobacterium phlei*. Arch. Mikrobiol. **36**, S. 387.
3. Fuhs, G. W. (1958): Untersuchungen an Ultradünnschnitten von *Oscillatoria amoena* (Kütz.) Gomont. Protoplasma **49**, S. 523.
4. Gibbs, S. P. (1960): The fine structure of *Euglena gracilis* with special reference to the chloroplasts and pyrenoids. J. Ultrastruct. Res. **4**, S. 127.
5. Hagedorn, H. (1961): Cytomorphologische Untersuchungen an verschiedenen Mikroorganismen (Schizophyta und Fungi). Münster.
6. Hagedorn, H. (1961): Untersuchungen über die Feinstruktur der Blaualgenzellen. Z. Naturforsch. **16 b**, S. 825.
7. Hagedorn, H. (1964): Die Feinstruktur der Hefezellen (II), Protoplasma **58**, S. 269.
8. Niklowitz, W. u. G. Drews (1957): Beiträge zur Cytologie der Blaualgen; III. Mitteilg.: Untersuchungen über die granulären Einschlüsse der Hormogonales. Arch. Mikrobiol. **25**, S. 333.
9. Sager, R. u. G. E. Palade (1957): Structure and development of the chloroplast in *Chlamydomonas*. J. Biophys. Biochem. Cytol. **3**, S. 463.
10. Ueda, K. (1960): Structure of plant cells with special reference to the lower plants. IV. Structure of *Trachelomonas sp.* Cytologia **25**, S. 8.

Verfasser: Dr. J. Wygasch, 4791 Altenbeken, Obermühlenweg 11

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de
ERNST WOESSNER

Pflanzenverletzungen und ihre Heilung

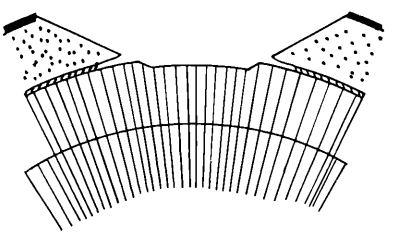
Über Heilungsvorgänge bei Pflanzenverletzungen findet man in vielen bekannten Lehrbüchern der Botanik keine oder nur wenige Angaben. Der fortgeschrittene Mikroskopiker ist daher, um auf diesem reizvollen Gebiet Studien zu treiben, auf sich selbst angewiesen, nur wenigen ist es möglich, sich die sehr verstreuten Einzelabhandlungen der verschiedenen Fachzeitschriften zunutze zu machen. Der vorliegende Bericht dient als Anregung, eigene Untersuchungen auf diesem interessanten Teilgebiet der botanischen Anatomie vorzunehmen und die Vorgänge der Wundheilung zu verstehen. Grundlegende Kenntnisse der normalen botanischen Anatomie, wie sie beispielsweise STRASBURGER-KOERNIKE „Das kleine botanische Praktikum" (G. Fischer Verlag, Stuttgart) oder BIEBL-GERM „Praktikum der Pflanzenanatomie" (Springer-Verlag, Wien) vermitteln, sind allerdings Voraussetzung.

1. Untersuchungsmaterial und Präparation

Als Studienobjekt wählte ich einen nicht näher bestimmten Weidenstrauch *(Salix)* in unmittelbarer Nähe meines Wohnortes, was die regelmäßige Beobachtung und Probenahme wesentlich erleichterte. An den Zweigen (ein- und mehrjährig) wurden Verletzungen gesetzt, indem mit einer Rasierklinge verschieden tiefe Kerben eingeschnitten wurden. In allen Fällen erfolgte die Verwundung bis in den Holzkörper. In verschiedenen Zeitabständen schnitt ich zur Kontrolle der Heilungsgrade entsprechende Zweigstückchen ab.

Die Zweigproben mikrotomierte ich nach dem Paraffinmantel-Verfahren (MIKROKOSMOS 50., S. 381) in Querschnittserien zu 24 μ Dicke. Auf das Herauslösen des Zellinhaltes verzichtete ich, da die Schnittdicke bei der gewählten Färbung genügend klare Bilder erwarten ließ. Zu den eingehenden Gewebestudien war es notwendig, eine Färbung zu wählen, die mindestens die verholzten und unverholzten Gewebe scharf differenziert zeigte. Es wurde eine etwas modifizierte Doppelfärbung Safranin-Fastgreen-Cellosolve bevorzugt: Die aufgefangenen Schnitte überführte ich in destilliertes Wasser, welchem nur 2 Tropfen einer 1%igen wässerigen Safraninlösung zugegeben wurden. In dieser sehr schwachen Lösung verblieben die Objekte über Nacht. Eine Überfärbung erfolgte in keinem Fall, lediglich Holzkörper und sklerenchymatische Elemente zeigten intensives Rot, die Korkgewebe nahmen blaß-rosa Färbung an. Die Gegenfärbung erfolgte durch Einlegen der Schnitte (20 Minuten) in eine 0,5%ige Lösung von Fastgreen in Cellosolve. Mit diesem Verfahren werden Differenzierung, Entwässerung und Gegenfärbung vereinigt: Während sich die unverholzten Anteile deutlich grün-blau färben, wird durch die Cellosolve-Lösung ein Teil des Safranins herausgelöst, die anfänglich blau-grüne Farbstofflösung nimmt gegen Ende der Färbezeit eindeutig rötlichen Farbton an. Der Farbstoff wurde

Bild 1: Mit einer Rasierklinge wird ein tief bis ins Holz reichender Keil aus dem Zweig entfernt.



© Urban & Fischer Verlag/Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

nun abgezogen und die Schnitte wurden mit reinem Cellosolve differenziert, bis sich die roten Farbanteile deutlich gegen die übrigen hellgrünen Gewebeteile abhoben. Hierauf erfolgte eine Terpineolpassage (5 Minuten), Einschluß in Caedax über Xylol.

Wer kein Mikrotom besitzt, braucht absolut nicht auf diese Untersuchungen zu verzichten: Lückenlose Schnittserien sind lediglich zur Klärung der Vorgänge in den einzelnen Geweben nötig; wer sich nur ein Bild über die verschiedenen Heilungsstadien machen will, kommt mit einem Dutzend guter Handschnitte ebenfalls zurecht. Selbstverständlich ist man auch nicht an die geschilderte Doppelfärbung gebunden, hier sind dem experimentierfreudigen Präparator keine Grenzen gesetzt!

2. Beobachtung der Wundheilung mit bloßem Auge

Der Heilungsprozeß der gesetzten Wunden läßt sich über die Dauer eines halben Jahres ohne Schwierigkeiten mit unbewaffnetem Auge beobachten. Dabei zeigt sich, daß Wunden, welche an stärker besonnten Zweigen liegen, sich rascher zu schließen vermögen als die der beschatteten Zweige. Dies dürfte durch den intensiveren Stoffwechsel der Sonnenzweige bedingt sein. Der Heilungsvorgang zeigt sich folgendermaßen: Etwa 25—35 Tage nach der Verwundung entstehen an den Wundrändern kleine Überwallungswülste, die sich langsam vergrößern und allmählich über die ganze Wundfläche hinwachsen, bis sie schließlich miteinander verschmelzen. Am schnellsten erfolgt die Verwachsung an den auslaufenden Wundrändern der Kerben. Der beschriebene totale Heilungsprozeß dauert 4—6 Monate, die Zeiten sind verschieden, nämlich abhängig von den Umweltbedingungen (Standort, Wetter).

3. Mikroskopische Beobachtungen

Zur Orientierung sei zunächst der Querschnitt des normalen, unverletzten mehrjährigen Zweiges vorangestellt:

Der große Holzkörper zeigt den typischen Bau der Laubhölzer; er ist nach außen vom Kambium abgeschlossen. Anschließend folgt die sekundäre Rinde mit den Fortsetzungen der Markstrahlen. Es finden sich hier Gruppen von Bastfasern und einzelne Kristallzellen. Die außen liegende primäre Rinde besitzt größerlumige Parenchymzellen und als Abschluß ein Phellogen, welches nach innen Phelloderm und nach außen Korkzellen abgibt. Den äußeren Abschluß bildet also ein mehrschichtiger Korkring.

Der verletzte Zweig:

Durch die Verletzung mit dem Messer wird ein bis tief ins Holz reichender Keil aus dem Zweig entfernt (vgl. Bild 1). Als unmittelbare Verletzungsfolge trennt sich durch den Messerdruck das zarte Kambium eine kleine Strecke weit vom Holzkörper ab. Die bloßgelegten Gewebe lassen in unüblichem Ausmaß Säfte und Wasserdampf nach außen gelangen. Überdies gestattet die offene Wunde das Eindringen von parasitären Mikroorganismen wie Bakterien und Pilzen und die Einwirkung von Witterungseinflüssen. Die unmittelbare Reaktion besteht nun darin, daß die bloßgelegten Zellen austrocknen und eine Bräunung bis Schwärzung feststellbar wird. Hierbei handelt es sich um eingelagerte Gerbstoffderivate, die eine Art Desinfektionsmittel darstellen (vgl. Bild 2).

Um nun die einsetzenden Vorgänge zu verstehen, müssen wir die Physiologie zu Hilfe nehmen: Man weiß, daß für die Auslösung der Zellteilung gewisse Wirkstoffe hormonaler Natur als Ursache in Frage kommen. Von besonderer Bedeutung ist in unserm Fall, daß gewisse Wundstoffe, die sich nach Gewebeverletzungen bilden, solche die Zellteilung auslösende Substan-

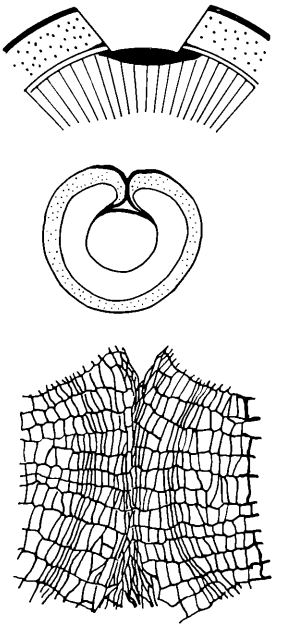


Bild 2: Die bloßgelegten Zellen trocknen aus und lagern Gerbstoffderivate ein, die eine Bräunung oder Schwärzung bedingen.

Bild 3: Die Kallusbildung schreitet fort, bis sich die Ränder berühren. Der Wulst liegt dem Holzkörper nur lose auf.

Bild 4: Durch den Druck, den die Kallusränder aufeinander ausüben, kommt es zu einer Zusammenpressung und schließlich zu einer Abplattung der Korkzellen. Gewebsteilchen lösen sich ab.

© Gustav Fischer Verlag GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

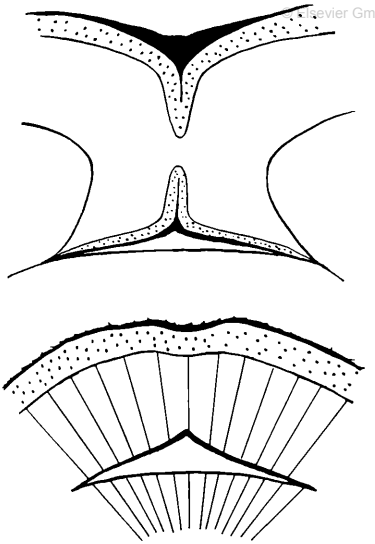


Bild 5: Die aneinanderliegenden Rindenparenchyme und Phellogene verwachsen.

Bild 6: Der durch die Verwundung abgestorbene Holzteil wird von einer neuen Schicht jungen Holzes umgeben.

zen (Nekro- oder Wundhormone) enthalten. Eine solche Substanz ist in ziemlicher Reinheit isoliert worden, nämlich das Traumatin, das starke Zellteilungseffekte auslösen kann. Vor allem verletzte Phloemteile und Kambiumzellen scheinen solche Wundhormone reichlich zu bilden. Das Kambium, aber auch die Rindenzellen und das Phelloderm beginnen zu wuchern, indem enorm viele tangentiale Teilungswände gebildet werden. Daraus entsteht ein einheitliches Phellogen, welches die Wundränder zu umwallen beginnt. Dieser Vorgang wird als Kallus-Bildung bezeichnet. Das Kallus-Phellogen bildet nach außen Kork — analog dem normalen Phellogen. (KUESTER spricht in diesem Zusammenhang von Wund- oder Kallus-Parenchym, aber infolge der Korkbildung ist die Bezeichnung Wund-Phellogen statt Wund-Parenchym vielleicht richtiger). Der vom Wundphellogen gebildete Kork heißt sinngemäß Wundkork. Das Wundphellogen entsteht also nicht von einer Stelle aus, um sich über die ganze Wundblöße hinzuziehen. Es bildet sich vielmehr auf der ganzen Strecke vom Kambium bis zum Phellogen der primären Rinde das Wundphellogen gleichzeitig!

Dies ist der erstaunliche Vorgang unter dem Einfluß des Wund-Hormons, den KUESTER so trefflich formulierte: „Der aus dem Wundphellogen entstandene Kallus bringt den Beweis, daß durch die Verwundung nicht nur meristematisches Gewebe (Kambium, Phellogen), sondern auch Zellen der Dauergewebe wie Rinde und Mark, zu Wachstum und Teilung angeregt werden können." Der Reiz zur Bildung des Wundphellogens muß also vom ganzen umliegenden Wundrand ausgehen. KUESTER stellt auch fest, daß der Kallus der Häufigkeit nach folgende Lieferanten hat: a. Kambium, b. Rinde, c. Mark. Die Kallusbildung schreitet nun fort, bis sich die Ränder, d. h. die äußeren Korkabschlüsse, berühren. Der Wulst ist dabei keineswegs mit dem Holzkörper verbunden, er liegt diesem nur lose auf (vgl. Bild 3).

Die Frage lautet nun: Wie geht die Verschmelzung der sich nähernden Wülste vor sich bis zum Zeitpunkt des normalen Dickenwachstums? Dem einfachen Verwachsen der Gewebe beider Wülste stehen ja die toten Korkzellenschichten, welche die äußeren Abschlüsse bilden, entgegen. Soll eine Verwachsung stattfinden, so müssen also die Korkschichten vorher beseitigt werden!

Dieser Vorgang zeigt sich nun so: Durch den gegenseitigen Druck der sich berührenden Kallusränder kommt es zu einer Zusammenpressung und schließlich Abplattung der Korkzellen. Dem starken Druck nachgebend, lösen sich einzelne Korkgewebepartikel. Sie werden nach außen (wo sie abfallen), aber auch nach innen gegen den Holzkörper gepreßt (Bild 4).

Mustert man bei geeigneten Schnitten den Hohlraum zwischen den sich berührenden Kalluswülsten und der ehemaligen Holz-Wundfläche, so findet man tatsächlich solche Korkreste. An den Stellen des stärksten Druckes ist der Kork am schnellsten beseitigt — es liegen die lebenden Zellverbände einander ohne Hindernis gegenüber, womit einer Verwachsung nichts mehr entgegensteht. Es verwachsen dabei sowohl die aneinanderliegenden Rindenparenchyme als auch die Phellogene (vgl. Bild 5).

Das gegen den Hohlraum liegende Phellogen stellt seine Tätigkeit ein, es unterbleibt die weitere Korkbildung.

Mit der nun erfolgten Verwachsung sind aber die Verhältnisse nicht endgültig normalisiert. Die beiden Kambien sind noch durch die kambiumfreie Rindenparenchymzone getrennt. Damit ein normales sekundäres Dickenwachstum stattfindet, muß ein gemeinsames Kambium hergestellt werden. Die Klärung dieses Vorganges bildet das zweite Ziel der Untersuchungen:

Von den Kambien der ursprünglichen Wülste wird ein neues Kambium als Fortsetzung (Brückenkopf!) in der Verwachsungsrichtung hin ausdifferenziert. Dies geschieht wahrscheinlich durch Bildung von tangentialen Teilungswänden. Durch die Tätigkeit der schließlich entstandenen Kambiumbrücke, welche ja nach innen Holz

differenziert, wächst der getrennte Holzkörper endlich keilförmig zusammen. Ist die Holzbrücke fertig gebildet, so ist damit auch wieder ein gemeinsamer, zusammenhängender Kambiumring vorhanden, der Zweig wächst wieder normal in die Dicke. Damit kann die Heilung als total abgeschlossen betrachtet werden. Der durch die Verwundung abgestorbene Holzteil wird von einer neuen Schicht jungen Holzes umgeben, die Verletzung läßt sich aber noch nach vielen Jahren feststellen (Bild 6).

Anmerkung: Die verschiedenen aufeinanderfolgenden Vorgänge lassen eine Unzahl von Schnitten der verschiedensten Heilungsstadien nötig erscheinen; dies ist jedoch nicht der Fall, schon an zwei Proben können die aufeinanderfolgenden Stadien gewonnen werden, da ja die Wulstbildung der gesamten Wundblöße durch die gewählte Form der Verletzung verschieden rasch erfolgt.

Literaturhinweise:

1. Küster, E.: Pathologische Pflanzenanatomie. (3. Aufl. Fischer, Jena 1925.)
2. Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik (27. Aufl. Fischer, Stuttgart 1958).
3. Sorauer, P.: Handbuch der Pflanzenkrankheiten (Bd. I, Parey, Berlin 1933).

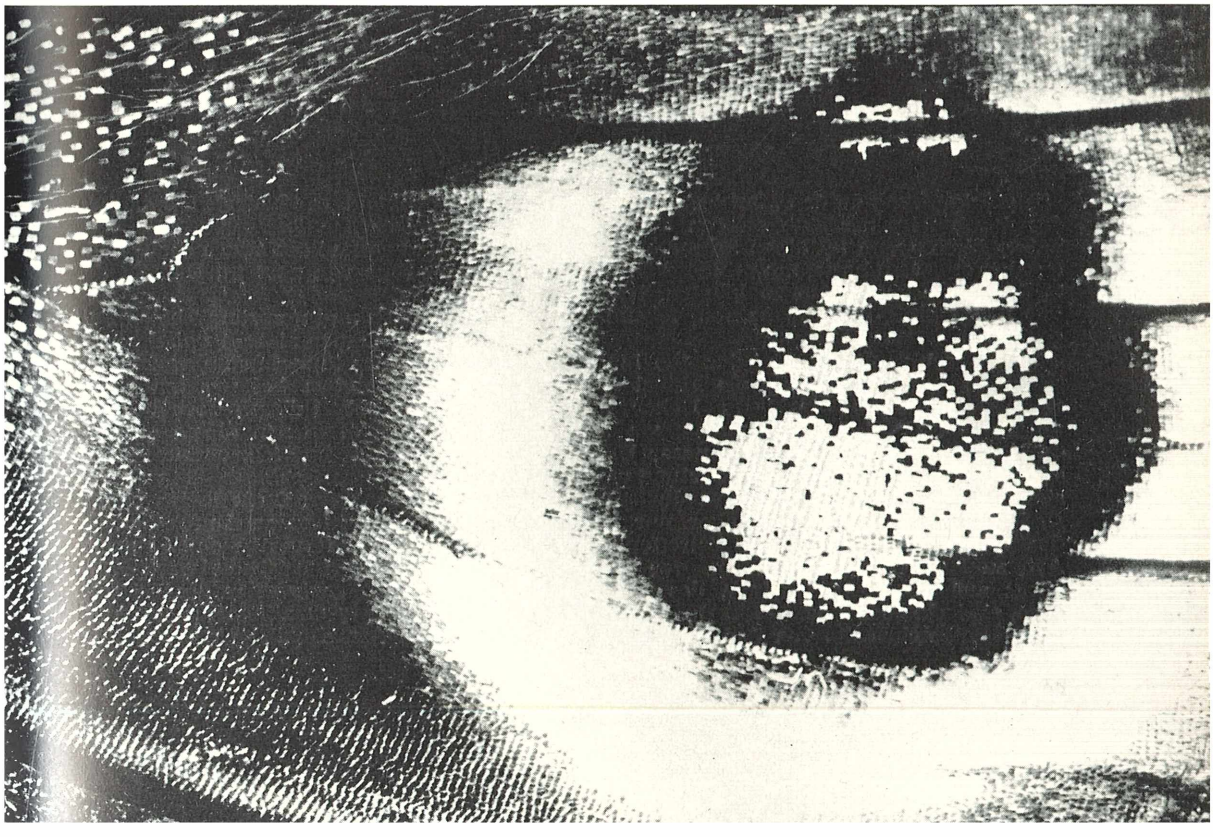
Verfasser: Ernst Woessner (Mikroskopische Gesellschaft Zürich), Glattbrugg/Schweiz, Kirchensteig 19

FRIEDER SAUER

Schmetterlingsflügel im Bild

Im frisch geschlüpften Schmetterling begegnet uns ein Hauch vom Vollkommenen auf Erden: Keine Schuppe auf seinen Flügeln, kein Haar an seinem Rumpf liegt in Unordnung, und schon die ersten Flügelschläge in seinem Leben werden ihm Schaden zufügen. Vielleicht ist es diese scheinbar gar nicht für das irdische Leben ge-

Bild: Augenfleck auf einem Schmetterlingsflügel.



machte Schönheit der Schmetterlinge, die immer wieder ihre Sammler anzieht.

Unter dem Mikroskop kann man erlebnisreiche Wanderungen in den Landschaften ihrer Flügel unternehmen, die Sprache ist nicht vorbereitet, sie zu beschreiben. Da gibt es werdende Augenflecke, die in friedlichem Wettstreit zu liegen scheinen, sich untereinander vergleichen, und den fertigen Augenfleck, schön wie ein Stück gemalter Musik.

Es gibt viele Strukturen, die ihren Reiz nur aus der Ferne ausüben, weil aus der Nähe die Ordnung ihres Aufbaus nicht mehr zu erkennen ist. Wohl jeder kennt die Enttäuschung, die es bereitet, eine reizvolle Wolkenformation mit einem starken Fernglas zu beobachten.

Die Schmetterlingsflügel sind anders, sie enthüllen beim Näherkommen neue, unerwartete Feinstrukturen, die sie zum klasischen Objekt für die ersten mikroskopischen Beobachtungen des Anfängers machen.

Die Fotografie der Schmetterlingsflügel im Mikromaßstab ist nicht so einfach, weil sie im Auflicht erfolgen muß. Sie ist natürlich eine Domäne des Farbfilms. Geräte mit großem Arbeitsabstand sind förderlich, Binokulare ideal. Ein Elektronenblitz in einer Stellung, die vorher mit einer Mikroskopierlampe gesucht wurde, gibt meist genügend Licht, manchmal erst, wenn das nackte Entladungsrohr (es steht in Blitzbereitschaft unter 500 bis 1000 Volt Hochspannung) auf wenige Zentimeter dem Objekt genähert wurde. Schillerfarben und Plastik gebende Profile wollen von allen Seiten auf beste Bildwirkung geprüft werden.

Beleuchtung mit polarisiertem Licht und Ausschaltung von Reflexen mit dem Analysator ist eine Aufgabe für Bastler.

Delikatesse der Formen und Schmelz der Farben im projizierten Lichtbild sind ein Lohn, der die Bemühung um die Fotografie der Schmetterlingsflügel billig erscheinen läßt.

Verfasser: F. Sauer, 8 München 15, Physiologisch-Chemisches Institut, Goethestr. 33

BRUNO M. KLEIN

Duftschuppen der Schmetterlinge

Die Erinnerung an den „farbigen Staub", der mir als kleiner Bub an den Fingern haften blieb, wenn ich einen Schmetterling unsanft ergriffen hatte, um seine Schönheit in der Nähe betrachten zu können, ist in mir heute noch, nach 70 Jahren, lebendig geblieben.

Dieser farbige Staub, die Schmetterlingsschuppen, haben nicht nur die Flügel der Schmetterlinge mit farbigem Dekor zu überziehen, zu decken, *Deckschuppen* zu sein, sondern sie können sich unter Umständen auch auf eine andere Leistung umstellen: Sie können dann Duft produzieren. Deckschuppen können sich, aber nur bei den männlichen Tieren der betreffenden Art, zu *Duftschuppen* wandeln. Der Duft wirkt auf den Sexualpartner, das Weibchen, als lockender Reiz. — Ein Duft-Signal tritt damit neben die von den Deckschuppen im Farbkleid produzierten optischen „Legitimations"-Signale.

Farben und Düfte bei Faltern ebenso wie bei Blüten. Hier wie dort im Dienste der Fortpflanzung.

Im einfachsten und ursprünglichsten Fall sind die Duftschuppen einzeln zwischen die Deckschuppen der Flügel männlicher Tiere eingestreut, wie etwa bei unseren Bläulingen *(Lycaena)*. Mit diesen Verhältnissen befaßt sich P. Gofferje in einem gut bebilderten Artikel im Mikrokosmos 1960, Heft 11.

Eine Steigerung des Dufteffektes bedingen größere, geschlossene Duftfelder. — Über die besondere Anlage eines solchen Duftfeldes soll hier berichtet werden. — Als Objekt wählen wir einen großen Tagfalter der Gattung *Ornithoptera* aus dem indomalayischen Archipel. — Wir brauchen

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

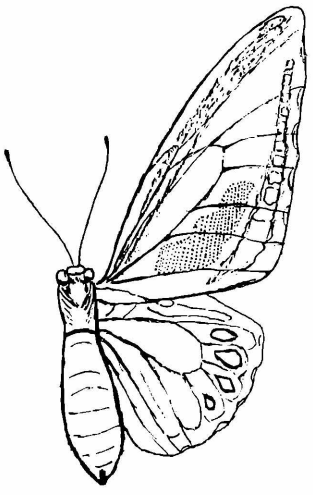


Bild 1: Lage und Größe des Duftfeldes am Vorderflügel des Männchen einer schwarz-grünen *Ornithoptera*-Form (*Ornithoptera priamus* L., *var. urvilleaneus* Guér, ♂, Salomoninseln). — Das Duftfeld ist punktiert, die parallelen Punktereihen deuten die parallelen Duftschuppenreihen an, die normal auf den gegen den Seitenrand des Flügels ziehenden Flügel-Adern stehen. — Umrißskizze in 1/2 nat. Größe.

Bild 2: Teil des Duftfeldes (linkes Diagonalfeld der Abbildung) und angrenzendes Deckschuppenareal (rechtes Diagonalfeld der Abbildung). Übersichtsbild. Das Duftfeld ist leicht kenntlich an den parallelen Reihen der kleinen Duftschuppen. — *Ornithoptera p. hecuba*, ♂, Key-Inseln. Vergr. 36×. — Es ist nicht alles scharf, weil nicht alle Objektteile in derselben Ebene liegen. Eingestellt war auf das Duftfeld.

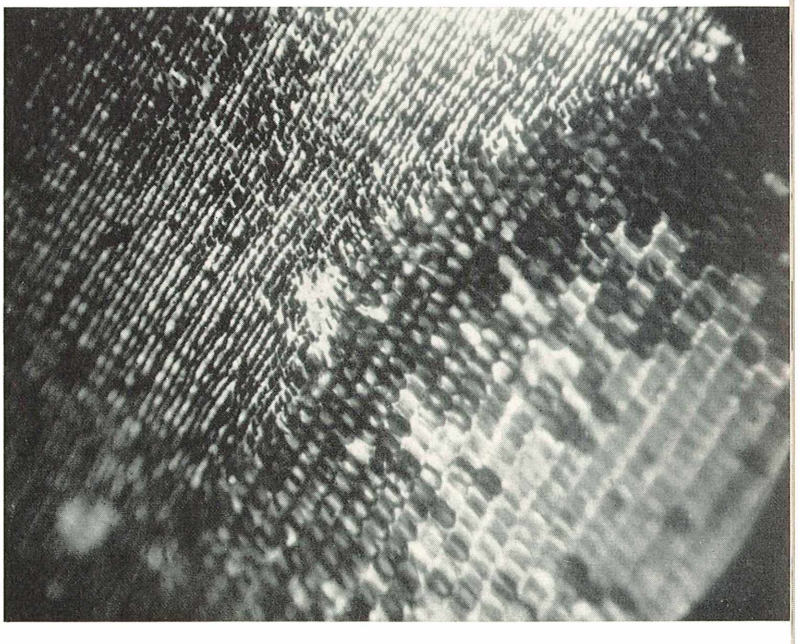
dazu ein männliches Tier der schwarzgrünen *Ornithoptera*-Gruppe, die sich um *Ornithoptera priamus* formiert, einer Art, die auf fast jeder der vielen Inseln des Archipels Lokalformen bildet wie *O. urvilleaneus, O. hecuba, O. euphorion* usw. Jede dieser Formen ist für uns geeignet. Aber nur Männchen. Die Weibchen haben kein Duftfeld, sind noch größer als die Männchen, haben anderen Flügelschnitt und sind nur schlicht dunkelbraun gefärbt mit weißen Flecken und Makeln: Sexualdimorphismus.

Die Beschaffung eines solchen Falters wird über den Naturalienhandel nicht schwierig sein, zumal wir keine I a Sammlungsstücke brauchen, die zu zerschneiden ja schade wäre, sondern Tüten-Falter II a oder III a, eventuell Reparaturfalter.

Über Lage und Größe des Duftfeldes gibt die Umriß-Zeichnung (Bild 1) Aufschluß.

Die Farben eines solchen Tieres: Die Vorderflügel sind samtschwarz, das Duftfeld ist ebenfalls schwarz, aber ohne samtige Oberfläche, sondern eher mattseidig. Entlang dem Vorderrand des Flügels zieht ein atlasgrüner Streifen, ebenso wie an dessen Seitenrand. — Die Hinterflügel sind atlasgrün, haben schwarze Randlinien und runde, schwarze, randständige Makel.

Aus dem das Duftfeld tragenden Flügelteil werden mit scharfer, gerader Schere nicht zu kleine Stückchen so herausgeschnitten, daß sie außer der Duftzone auch noch deren vordere und hintere Begrenzung durch Deckschuppenareale enthalten, um Duft- und Deckschuppen vergleichen zu können. Auch Totalpräparate



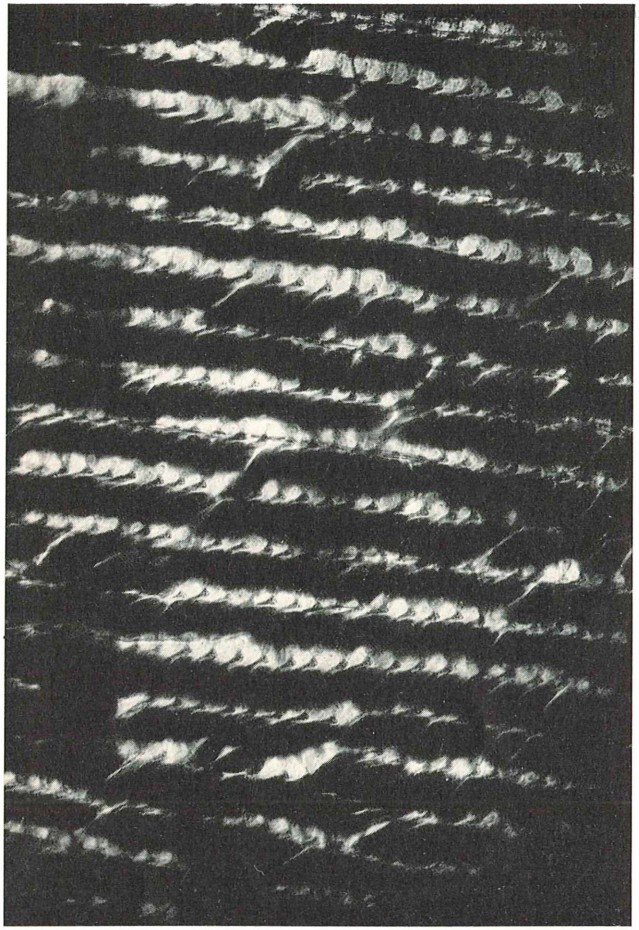


Bild 3: Das Duftfeld bei stärkerer Vergrößerung, 200×. Die Duftschuppen mit ihren langen Stielchen und ihren keuligen Körpern, in geraden, parallelen Fluren stehend. *Ornithoptera p. urvilleaneus.*

wären zu empfehlen. — Einschluß in Kanadabalsam, Flügeloberseite natürlich nach oben.

Das erhaltene Präparat stellen wir vorerst mit schwacher Vergrößerung ein, damit wir uns einen Gesamtüberblick verschaffen können.

Das Bild, das sich darbietet, ist ungewohnt und uneinheitlich (Bild 2). Sonst sieht der Schuppenbelag auf Schmetterlingsflügeln anders aus. Hier dominiert ein Streifen enggestellter paralleler Linien, die entfernt an feinste Perlenschnüre erinnern. Es ist die Duftzone. Bei dieser schwachen Vergrößerung können wir die Elemente dieser Zone noch nicht erkennen. — Bevor wir aber eine stärkere Vergrößerung einschalten, inspizieren wir noch die angrenzenden Zonen. Diese ergeben schon ein gewohnteres Bild. Es sind Deckschuppen jener Areale, die das Duftfeld umschließen (rechtes Diagonalfeld von Bild 2).

Neben dem rechten Rand (am Bild) des Duftfeldes finden sich hier noch schwarze Schuppen, weiter nach rechts die grünen Schuppen des seitlichen Zierstreifens am Flügel. Die „grünen" Schuppen sind sehr flach, decken einander nicht mit ihren Rändern, liegen wie die Steine eines Pflasters eng aneinander. Die „schwarzen" Schuppen sind etwas kleiner, nicht so flach, machen eher einen bombierten Eindruck. Sowohl die grünen als auch die schwarzen Schuppen tragen an ihrem vorderen Rand Ausbuchtungen, meist fünf an der Zahl, die bei den schwarzen Schuppen die Form kurzer, von breiter Basis ausgehenden Zähnchen haben, während sie bei den grünen Schuppen zarter und eher fransenartig sind. Dieser freie Rand legt sich leicht über die Schuppen der vorhergehenden Reihe. Das Verblüffendste, das Bild 2 zeigt, ist aber der ungeheure Unterschied in der Größe von Duft- und Deckschuppe. Mit diesem Unterschied dürfte es zusammenhängen, daß die Zahl der Duftschuppen ganz außerordentlich ansteigt.

Die Unterschiede in Größe und Zahl sind nicht die einzigen, die zwischen Deck- und Duftschuppen bestehen. Auch in der Form unterscheiden sich die Duftschuppen beträchtlich von den Deckschuppen. Die besondere Form der Duftschuppe zeigt sehr schön das bei starker Vergrößerung aufgenommene Bild 3. Mit einem sehr langen Stielchen, das den Schuppenkörper weit über das Flügelniveau hinaushebt, sind diese Schuppen über den Basalring, der meist auf der Abbildung deutlich zu sehen ist, auf der Flügelhaut verankert. Zum Vergleich das kurze Stielchen der Deckschuppe: Bild 4. — Der Körper der Duftschuppe ist nicht flach, plattenförmig, sondern keulig ausgebildet. — Die Schuppen stehen eng aneinandergerückt in parallelen Reihen, so daß, trotz der leerbleibenden, das Duftfeld durchziehenden, den Duft weiter führenden, ihn ableitenden „Luftstraßen", der Raum ökonomisch ausgenutzt ist.

Die geschilderte Anlage bietet die Möglichkeit, den Dufteffekt in optimaler Weise zu steigern, nicht nur durch eine enorme Erhöhung der Zahl der duftproduzierenden Elemente, der Duftschuppen, sondern weiterhin dadurch, daß diese Elemente über das Flügelniveau hinausgehoben sind, so frei in die Luft hineinragen und dieser außerdem Gelegenheit bieten, durch Schneisen, die das Duftzentrum durchziehen, einzuströmen, sich mit Duftwolken zu beladen und diese in einem weiteren Gebiet auszubreiten. Eine „intelligente" Lösung des Problems.

Bis jetzt betrachteten wir die Schmetterlingsschuppe im Duftfeld. Nun mag sie uns

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

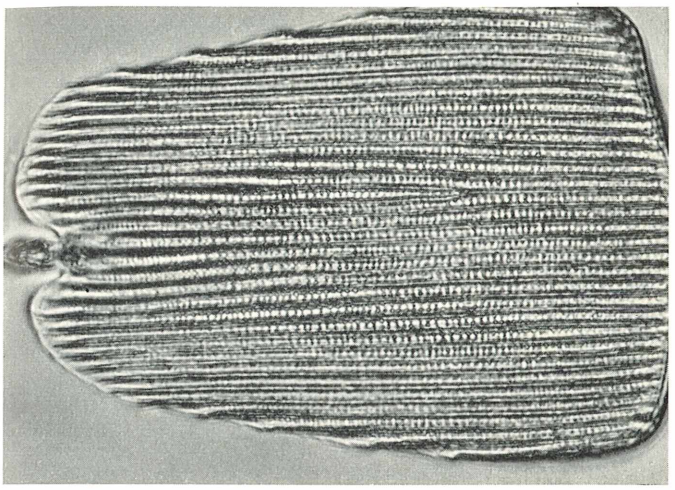
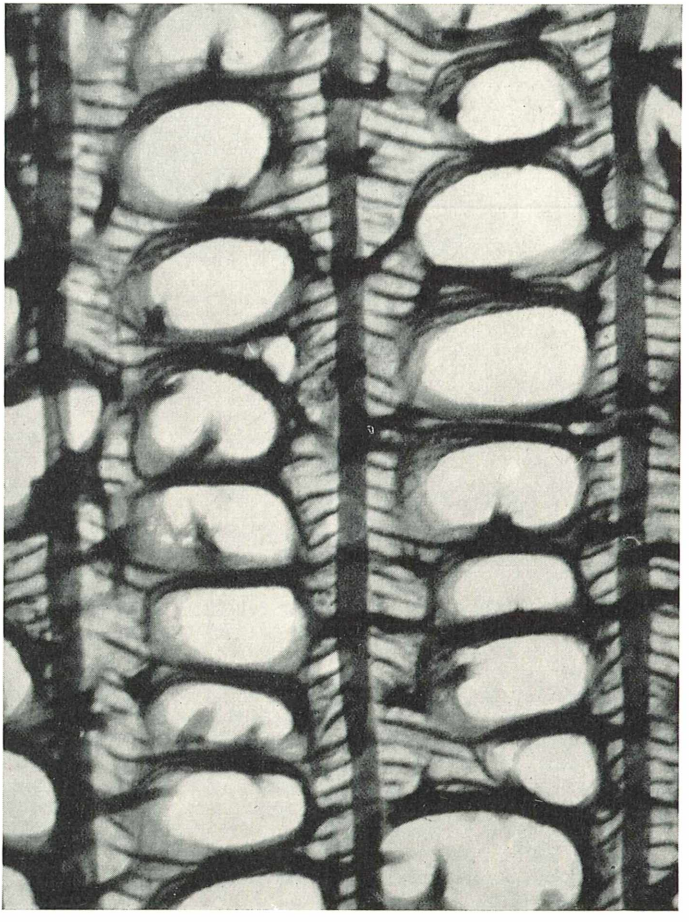


Bild 4: Prototyp einer Deckschuppe, Zitronenfalter, *Rhodocera rhamni*. Die obere Lamelle der Schuppenplatte zeigt ihre Skulptur, soweit diese das Lichtmikroskop erschließen kann: Längsrippen und dazwischen Querleisten. — Das Stielchen ist kurz, wie immer bei Deckschuppen. Vergr. 800×

Bild 5: Ein winziges Feldchen der Schuppe des Tagpfauenauges, *Vanessa jo*, im Elektronenmikroskop, Vergr. 20000×. Aufn. L. H. Bretschneider †.



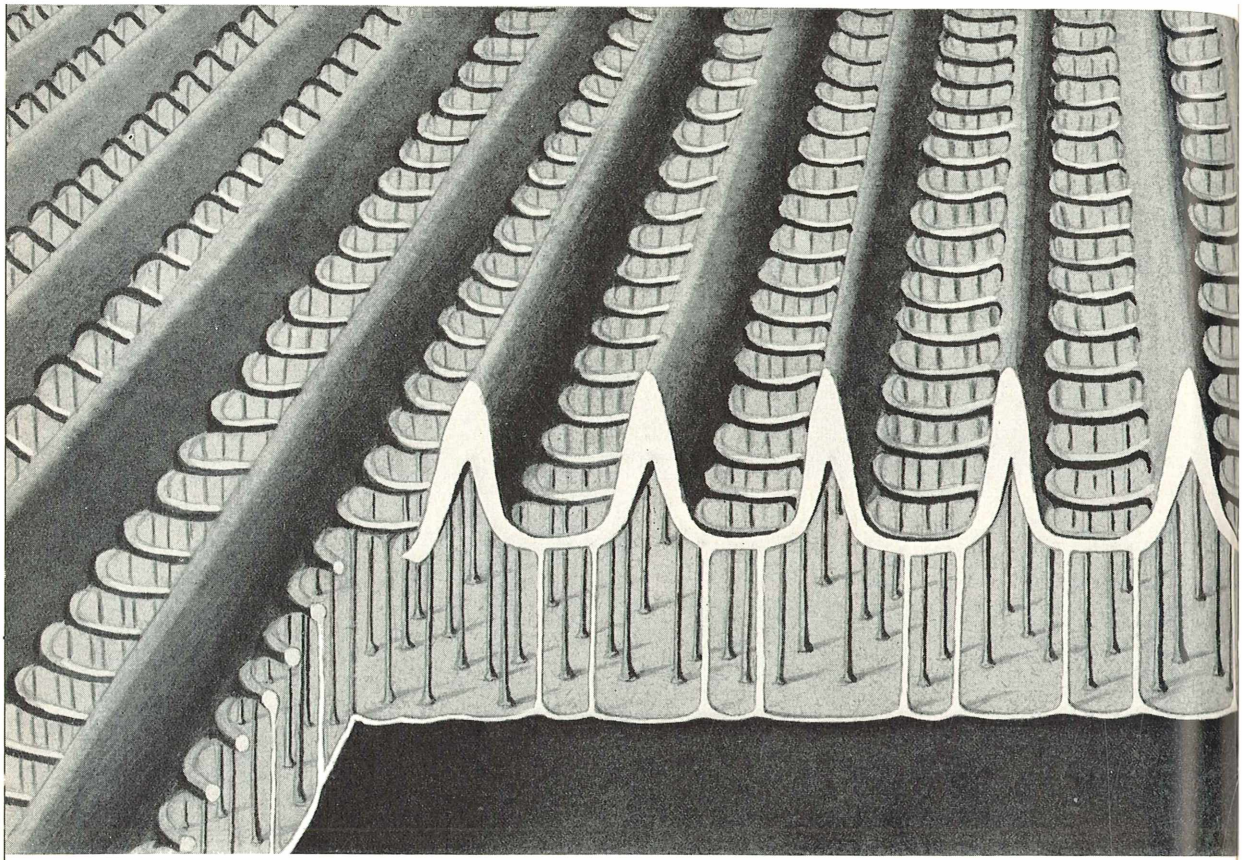


Bild 6: Plastisches Schema über den Feinstbau einer Schmetterlingsschuppe. — Teilweise nach einer Abbildung von HERMANN WEBER. Die obere Schuppenlamelle ist reich skulpturiert, vgl. Bild 5. Die untere, der Flügelhaut anliegende Lamelle ist strukturlos. Sie ist mit der oberen Lamelle durch dünne Säulchen, Trabekel, verbunden. Das Lumen der fertigen Deckschuppe ist luftgefüllt. Das Lumen der Duftschuppe enthält den Duftstoff.

im Elektronenmikroskop ihren Feinstbau offenbaren.

Schon das Lichtmikroskop zeigt bei stärkerer Vergrößerung, daß die Schmetterlingsschuppen nicht in der primitivsten, in der „einfältigsten" Art gebaut, sondern reich skulpturiert sind, wie das unser Bild 4 zeigt. — Man sieht auf der Oberflächenlamelle der Schuppe engstehende, parallel verlaufende Längsrippen, die Querleistchen zwischen sich fassen. Aber diese Struktur, die gleichzeitig eine Skulptur ist, wird vom Licht-Mikroskop optisch nicht restlos aufgelöst. Erst dem Elektronen-Mikroskop ist es möglich, in dieser Beziehung mehr zu leisten. Das merkt man bei einem Vergleich von Bild 4 mit Bild 5. Mit dem Lichtmikroskop ist es unmöglich, jene hohen Vergrößerungen zu erhalten, die das Elektronenmikroskop gibt. Eine Vergrößerung von 20 000× (Bild 5) muß natürlich mehr zeigen als eine Vergrößerung von 800× im Lichtmikroskop (Bild 4). — Bild 5 zeigt nur einen Ausschnitt von 3 Längsrippen und die sie verbindende Querformation mit den großen, runden „Fenstern". Ein ungemein detailreiches Bild. — Diese Aufnahme wurde mir seinerzeit zur Verfügung gestellt von einem Pionier auf dem Gebiet der Elektronenmikroskopie, meinem Utrechter Freund Prof. Dr. L. H. BRETSCHNEIDER.

Ein plastisches Schema des Feinstbaues der Schmetterlingsschuppe, kombiniert aus allen einschlägigen Befunden, zeigt Bild 6.

Verfasser: Dr. Bruno M. Klein, St. Andrä-Wördern b. Wien, Schloßgasse 55, — 3423

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

FRANZ BUKATSCH

Anthocyane – Betacyane: Farbstoffe im Zellsaft

Bunte Zellsäfte

Betrachten wir abgezogene Blatthäutchen (Epidermen) vom Blaukraut, Zellen aus dem Fruchtfleisch reifer Ligusterbeeren (an Gartenhecken leicht zu sammeln) oder dünne Scheibchen aus einer Roten Rübe bei schwacher Vergrößerung im Mikroskop, so finden wir die Zellsafträume mehr oder weniger tief violett bzw. rot gefärbt. Aus verletzten Zellen tritt der Farbstoff in das umgebende Wasser über.

Im deutschen Sprachgebrauch fällt auf, daß statt dem süddeutschen Ausdruck „Blaukraut" im Norden unseres Heimatlandes der Name „Rotkohl" gebräuchlich ist. Für die Bezeichnung der Roten Rübe gibt es keine Parallele; hier finden wir im Norden höchstens den Namen „Rote Beete" (von Beta = Rübe, lat.). Spüren wir den Ursachen dafür nach, so stoßen wir auf die altbekannte Erfahrung der Hausfrau, daß bei der küchenmäßigen Zubereitung der Blaukrautfarbstoff sich verändert. Ursprünglich rein violett, nimmt er bei Essigzusatz eine rote, bei Zugabe von Speisesoda aber eine grünblaue Färbung an. Diese Umfärbung tritt an der Roten Rübe nicht auf.

Anthocyane-empfindliche „Indikatoren" in der Zelle

Die Umfärbung des Blaukrautes läßt vermuten, daß der Farbstoff — ähnlich dem aus der Chemie bekannten Lackmus — als Säure-Basenanzeiger, als „Indikator" dienen kann.

Diese Erscheinung ist für viele rote, violette und blaue Blüten- und Fruchtfarbstoffe, die sogenannten Anthocyane, seit langem bekannt und vielfach beschrieben. Eine besonders hübsche Übersicht mit einfachen Versuchsanleitungen bietet das Büchlein MOLISCH-BIEBL: „Botanische Versuche und Beobachtungen ohne Apparate" (1965, S. 24 ff.).

Wir aber wollen genauer die Frage untersuchen, warum es keine Bezeichnung „Blaue Rübe" gibt. Zu diesem Zweck stellen wir uns durch Auskochen in (evtl. mit etwas Essig angesäuertem) Wasser Auszüge aus zerkleinerten Blaukrautblättern, Ligusterbeeren und roten Rüben her und untersuchen ihre Farbtöne genauer in abgestuften sauren und basischen Lösungen. Wir könnten, wissenschaftlich genau, dazu Pufferlösungen herstellen (vgl. BRAUNER-BUKATSCH: „Das kleine Pflanzenphysiologische Praktikum", 1964, S. 255 ff.); aber für unsere Zwecke genügt das Mischen wäßriger Lösungen von Essigsäure, primärem und sekundärem Natrium- oder Kaliumphosphat und stark verdünnter Natronlauge. Die pH-Werte stellen wir mittels Universalindikatorpapier MERCK oder DEMA (Binzer, pH 1—13) in Intervallen von 1—2 pH-Stufen zwischen etwa 2,5—12 ein:

Die „Farborgel"

Drei Sätze von Reagenzgläsern, jeweils halbgefüllt mit den abgestuften Lösungen, stellen wir, von sauer bis alkalisch geordnet, in Reihen in drei Reagenzglasgestellen parallel auf.

Die Gläser jeder Reihe füllen wir zu $^3/_4$ mit den jeweiligen Kochauszügen auf. Nach

Bild 1: Betacyan und Anthocyan (nach REZNIK).

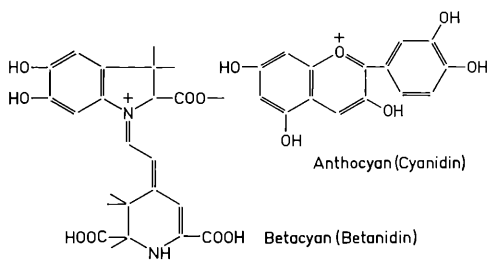


Tabelle 1 (Farbstufen der Auszüge bei verschiedener Reaktion)

pH-Wert	Blaukraut	Ligusterbeere	Rote Rübe
2,5	rein rot	violett-rot	rein karminrot
4,5	rotviolett	rotviolett	karminrot
6,0	violett	rotviolett	karminrot
7,0	blau	blauviolett	karminrot
8,0	blaugrün	blau	karminrot
10,0	grün	blaugrün	violettrot
11,0	gelbgrün	oliv, allm. trüb	violett
12,0	gelb	allmähl. gelb; grüne Flockung	orange; allmähl. blaß gelb, braune Flockung

Tabelle 2: Vorkommen

	Betacyane	Anthocyane
Centrospermen (einschl. Cactaceen)	+	–
Caryophyllaceen, Moluginaceen	–	+
übrige Angiospermenreihen	–	+

dem Mischen ergeben sich verschiedene Farbabstufungen, die besonders beim Blaukrautauszug sehr hübsch aussehen. Etwas weniger abwechslungsreich sind die Töne des Ligusterbeerenextrakts; ausgesprochen monoton gestalten sich dagegen die des Rotrübensaftes (siehe Tabelle 1).

Der Rotrübenauszug „tanzt aus der Reihe": rotviolette Töne treten erst bei hoher Alkalität auf, gefolgt von einem sprunghaften Umschlag in ein unbeständiges Orange. Blaue und grüne Zwischenfarben treten nicht auf.

Eine andere Probe ergibt ebenfalls deutliche Unterschiede gegenüber den Anthocyanen:

Geben wir zu den ursprünglichen Kochauszügen etwas frisch bereitete Eisen-3-chloridlösung ($FeCl_3$), so ergeben die Blaukraut- und Ligusterextrakte fast augenblicklich eine sehr dunkle, fast schwarze Färbung, wie sie für Polyphenole, d. h. für aromatische Ringverbindungen mit mehreren phenolischen OH-Gruppen, kennzeichnend ist. Hierher gehört z. B. die bekannte „Eisengallustinte", die beim Mischen einer Eisen-3-Salzlösung mit Galläpfelgerbstoff entsteht. Der Rotrübenauszug gibt mit Eisen-3-Chlorid eine klare, rötlichbraune Mischung; somit dürfte der Polyphenolcharakter hier nicht ausgesprochen sein.

Betacyane-„Indikatoren" der Systematischen Botanik

Tatsächlich fand man vor rund 10 Jahren, daß der Rotrübenfarbstoff chemisch sich deutlich von den Anthocyanen unterscheidet (Reznik): Er enthält weniger OH-Gruppen, dafür Karboxylgruppen (—COOH). Besonders auffallend ist aber der ringgebundene Stickstoff im Molekül, der an Alkaloidstruktur erinnert. Man hat direkt von „Chromoalkaloiden" gesprochen (Dreiding, Mabry); Bild 1 gibt eine Vorstellung von den Bauunterschieden zwischen Anthocyan und dem Betacyan, wie der Farbstoff der Rübe genannt wurde:

Entsprechend den schon vor Jahrzehnten im Buch „Pflanzenchemie und Pflanzenverwandtschaft" geäußerten Gedanken Molischs konnte jüngst Reznik (1964) zeigen, daß in ganz bestimmten Ordnungen und Familien der Blütenpflanzen, den wegen der zentralen Stellung der Samenanlagen im Fruchtknoten so genannten Centrospermen (mit Ausnahme der Nelkengewächse, aber unter Einschluß der Kakteen), die Betacyane die Anthocyane ausschließend vertreten. Die übrigen bedecktsamigen Blütenpflanzen haben wieder nur Anthocyane und keine Betacyane (Tabelle 2, nach Reznik 1964).

Hier wird also die chemische Untersuchung der sekundären pflanzlichen Inhaltsstoffe zu einem wertvollen Fingerzeig und Hilfsmittel zur Aufstellung eines „natürlichen" Pflanzensystems. Daraus hat sich eine neue, synergistische Querverbindung zwischen Pflanzenchemie und systematischer Botanik entwickelt, die aufstrebende „Chemotaxonomie" der Pflanzen.

Literaturhinweise

1. Brauner-Bukatsch: „Das kleine pflanzenphysiol. Praktikum", 7. Aufl., Fischer, Stuttg. 1964.
2. Carl, H.: „Die deutschen Pflanzen- und Tiernamen", Quelle, Meyer, S. 141, Heidelbg. 1957.
3. Dreiding, A.: „The Betacyanins" in „Recent Developments in Chemistry of natural phenolic compounds", New York, 1961.
4. Marby, T. et al.: „Struktur des Neo-Betanidins", Helv. Chim. Acta 45, S. 640, 1962.
5. Hegnauer, R.: „Chemotaxonomie der Pflanzen" I, Basel 1962.
6. Molisch-Biebl: „Botan. Versuche und Beobachtungen ohne Apparate", 4. Aufl., Fischer, Stuttg. 1965, S. 24 ff.
7. Reznik, H.: „Die Pigmente der Centrospermen als systemat. Element", Z. Bot. 43, S. 499, 1955.
8. Reznik, H.: „Chemische Merkmale als taxonom. Kriterium", Ber. Dtsch. Bot. Ges., 77, S. 54, 1964.

Verfasser: Prof. Dr. F. Bukatsch, München-Pasing, Salzburgerstr. 4

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

IGNAZ KÄLIN

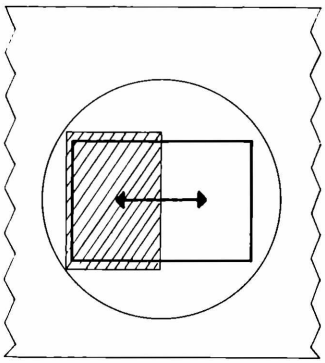
Die Mikroaufnahme von Vergleichspräparaten

Problem: Bei der Projektion von schwarzweißen und farbigen Diapositiven stellt sich immer wieder die Aufgabe, Vergleichsbilder zu zeigen. Man kann dazu die entsprechenden Bilder nacheinander zeigen, man kann aber auch auf einen genügend großen Projektionsschirm mit zwei Projektoren die Vergleichsbilder gleichzeitig projizieren. Die erste Methode hat den Nachteil, daß beim Betrachten des zweiten Bildes der Eindruck des ersten Bildes nur noch in der Erinnerung haftet; das zweite Verfahren bedingt einen doppelten apparativen Aufwand. Wünschenswert wäre es also, Vergleichsbilder in *einem* Diapositiv vorzuführen *.

Lösungsmöglichkeiten: Selbstverständlich kann man aus zwei verschiedenen Diapositiven je ein Teilbild herausschneiden und sie in einem Diapositiv kombinieren. Diese Arbeit verlangt viel Fingerspitzengefühl und ist zeitraubend.

* Vgl. dazu: Reinig, H.-J.: Formataufteilung beim Kleinbildfilm zum Fotografieren schmaler Objekte. Mikrokosmos 55, 17—18, 1966.

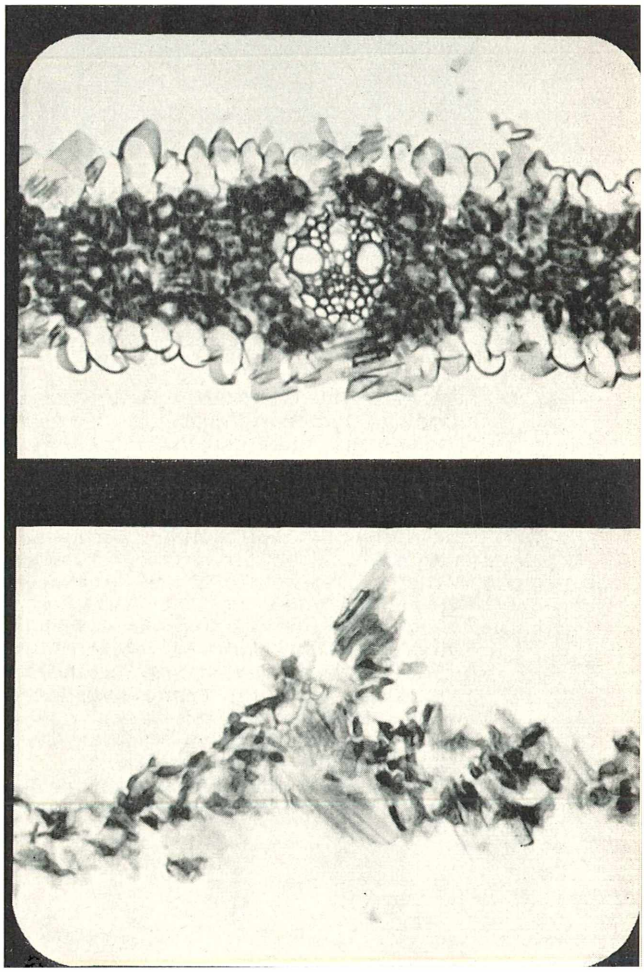
Bild 1: Durch Verschieben einer Maske werden beide Teilbilder auf demselben Filmstück aufgenommen.



Die nachfolgend beschriebene Lösung ist einfacher und schneller.

Bild 1 zeigt das Prinzip der Aufnahmetechnik: Bereits bei der Aufnahme werden durch abwechslungsweises Verschieben einer Maske die beiden Teilbilder auf dem gleichen Filmstück gemacht. Dafür eignen sich besonders Kleinbildkameras (in mei-

Bild 2: *Poa annua*, einjähriges Rispengras. Oben: Querschnitt durch das Normalblatt (ohne Herbizidbehandlung). Unten: Querschnitt eines durch Herbizidbehandlung geschädigten und abgestorbenen Blattes (beide Objekte im gleichen Präparat).



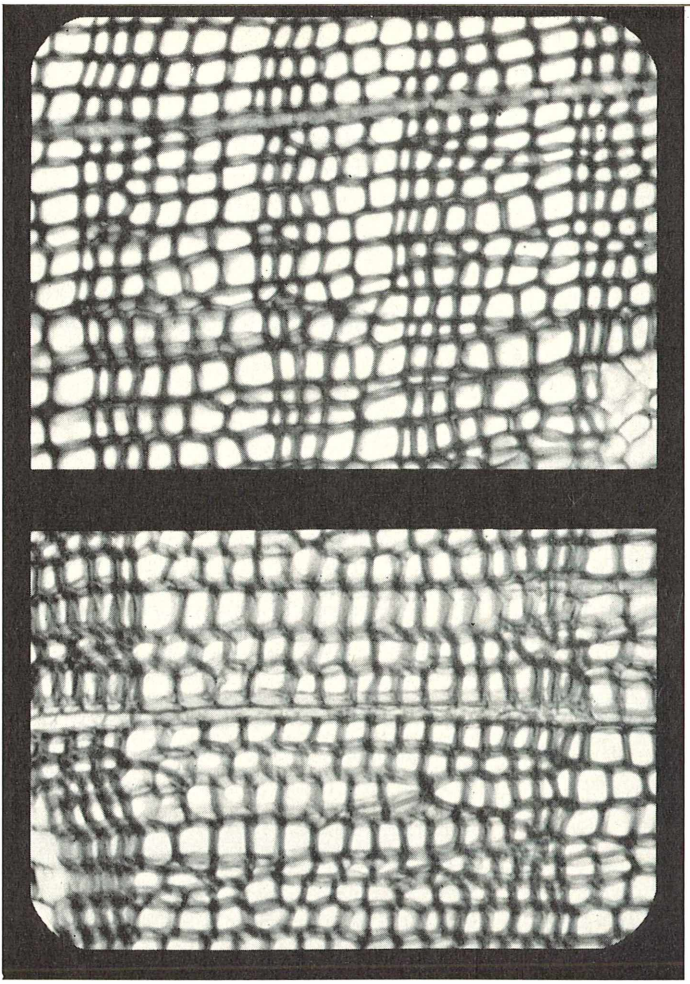


Bild 3: *Pinus montana,* Bergföhre. Oben: Querschnitt durch engringiges Holz bei rechtwinkligem Schnitt der Gefäße. Unten: Querschnitt von weitringigem Holz bei — durch Drehwuchs bedingtem — schrägem Anschnitt der Gefäße (zwei verschiedene Präparate).

nem Falle eine Leica IIIc). Bedingung ist allerdings, daß der Verschluß aufgezogen werden kann, ohne daß der Film weitertransportiert wird.

Die Maske besteht entweder aus einem dünnen magnetischen Blechstück oder aus einer festeren Aluminiumfolie. Um Reflexe zu vermeiden, ist die Maske mit einem Mattlack zu schwärzen. Welche Art Maske Verwendung findet, hängt von der Materialbeschaffenheit des Filmfensters ab (hinter dem der Verschluß läuft). Besteht das Filmfenster aus einem eisenartigen Metall (Magnetprobe), kann mit dem magnetischen Blech gearbeitet werden. Reagiert das Filmfenster nicht auf den Magneten, verwendet man die Aluminiumfolie.

Plazierung der Maske: Das Arbeiten mit der magnetischen Blechmaske ist denkbar einfach. Sie ist etwas größer als die Hälfte des Filmfensters. Sie haftet am Filmfenster und kann leicht von der einen Hälfte zur andern verschoben werden. Die Aluminiummaske ist ca. $^3/_4$ mm größer als der Abstand Kameraboden–Kameradecke. Sie wird möglichst nahe an das Filmfenster gebracht; da sie etwas höher ist als der freie Innenraum der Kamera, klemmt sie sich fest. In beiden Fällen darf in keiner Weise die Funktion des Verschlusses behindert werden.

Die Aufnahme: Mikroskop, Präparat und Aufnahmeapparatur sind nach den „Regeln der Kunst" eingestellt, die Belichtungszeit ist bestimmt. Vor der einen Hälfte des Filmfensters befindet sich die Maske. Auf der Mattscheibe des Leica-Wechselschlit-

© Ebenau, Bibliothek. Alle Rechte vorbehalten. / All rights reserved.

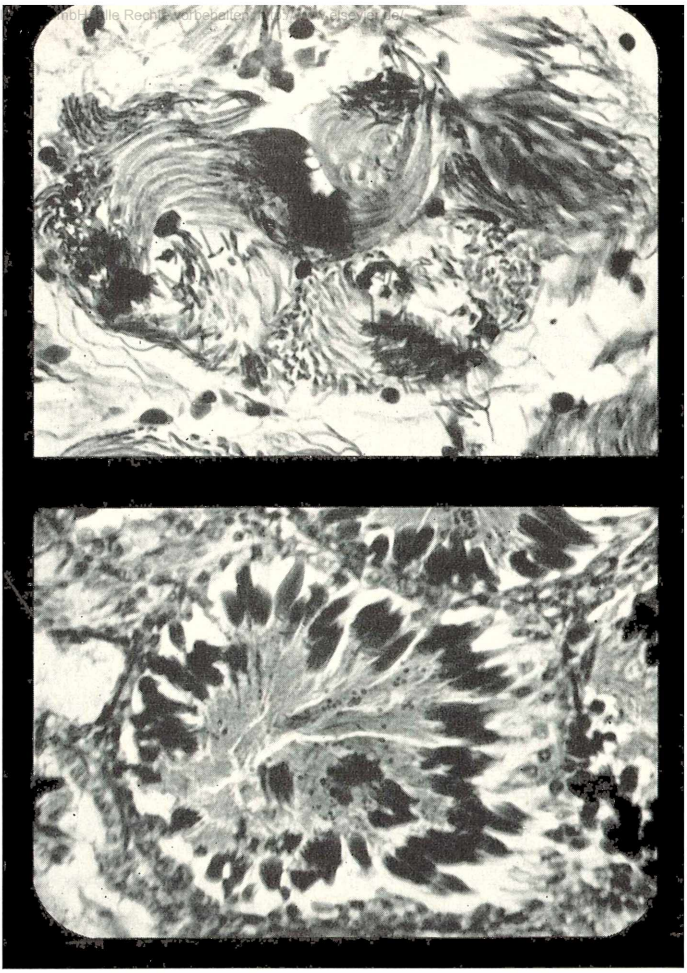


Bild 4: Oben: *Triturus alpestris,* Bergmolch. Querschnitt durch die männliche Keimdrüse. Unten: *Rana esculenta,* Teichfrosch. Querschnitt durch die Keimdrüse mit Hodenkanälchen (zwei verschiedene Präparate).

tens, im speziellen Einstellokular oder im Sucher wird das Objekt in jene Bildfeldhälfte gestellt, welche nicht mit der Maske bedeckt ist. Belichtung. Aufzug des Verschlusses ohne Filmtransport. Die Kamera wird abgehoben und die Maske über den bereits belichteten Filmteil verschoben. Wieder Aufsetzen der Kamera und nach Belichtungszeitbestimmung Aufnahme des Vergleichsobjektes. — In diesem Zusammenhang hat es sich als vorteilhaft erwiesen, wenn möglich Normal- und Vergleichsobjekt im gleichen Block einzubetten, zu schneiden und weiter zu verarbeiten, damit bei der Doppelaufnahme nicht einmal das Präparat gewechselt werden muß. Bei zuverlässiger Belichtungszeitbestimmung lassen sich aber ebensogut verschiedene Präparatearten in einem Doppel-Diapositiv kombinieren.

Die Zurichtung des Diapositivs: Je nach Methode (magnetisches Blech oder Aluminiumfolie) erhält man einen feineren oder breiteren Trennungsstrich zwischen den beiden Teilbildern. Dieser Trennungsstrich wird mit einem entsprechenden schmalen schwarzen Klebeband (Graphikerbedarf) bis in den perforierten Filmrand überklebt. Entlang der Filmperforation werden ebenfalls mit dem gleichen Band Streifen geklebt. Hierauf ist das Filmstück bereit zur Fassung und zur Projektion.

Die Bilder 2, 3 und 4 zeigen Proben dieser Diapositiv-Herstellungsart.

Verfasser: I. Kälin, Zürcherstr. 28, 8903 Birmensdorf/ZH (Schweiz)

RUPERT LENZENWEGER

Zieralgen im Plankton

Schon mehrmals wurden im MIKROKOSMOS Ergebnisse von Planktonuntersuchungen aus verschiedenen Gewässertypen veröffentlicht. Manchem aufmerksamen Leser mag dabei vielleicht die Tatsache aufgefallen sein, daß der Anteil der Desmidiaceen bei diesen Planktongesellschaften sowohl quantitativ als auch qualitativ relativ klein ist. Es sind nur einige wenige Arten, die mehr oder minder regelmäßig in Planktonfängen zu finden sind. Ein planktisch lebender Organismus muß längere Zeit hindurch frei im Wasser schweben können. Neben dem spezifischen Gewicht ist dabei auch der sogenannte Formwiderstand ein Faktor von ausschlaggebender Bedeutung. Man versteht darunter zwei für Schwebeformen charakteristische Eigenschaften: die spezifische Oberfläche und die Projektionsgröße. Unter der spezifischen Oberfläche versteht man das Verhältnis des Volumens zur Oberfläche eines Planktonlebewesens. Um dieses Verhältnis auf einen für die Oberfläche günstigen Wert zu bringen, wird diese durch Ausbildung von Schwebefortsätzen in Form von Stacheln, Borsten, Hörnern usw. vergrößert. Diese Schwebefortsätze sind für Planktonformen oft typisch, und sie sind von anderen Formen daher vielfach deutlich zu unterscheiden. Die Wirkung der Projektionsgröße besteht darin, daß beispielsweise ein länglicher Gegen-

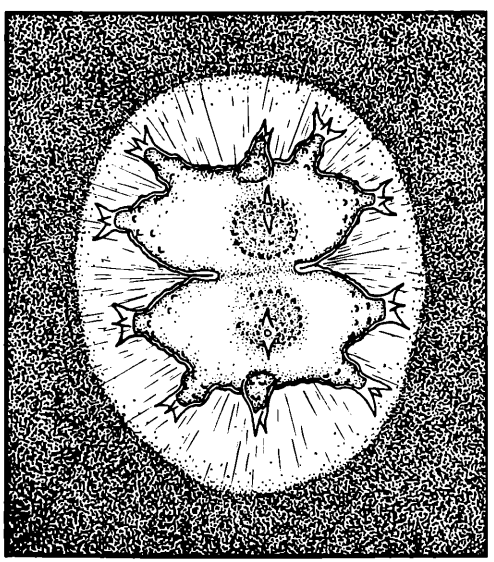
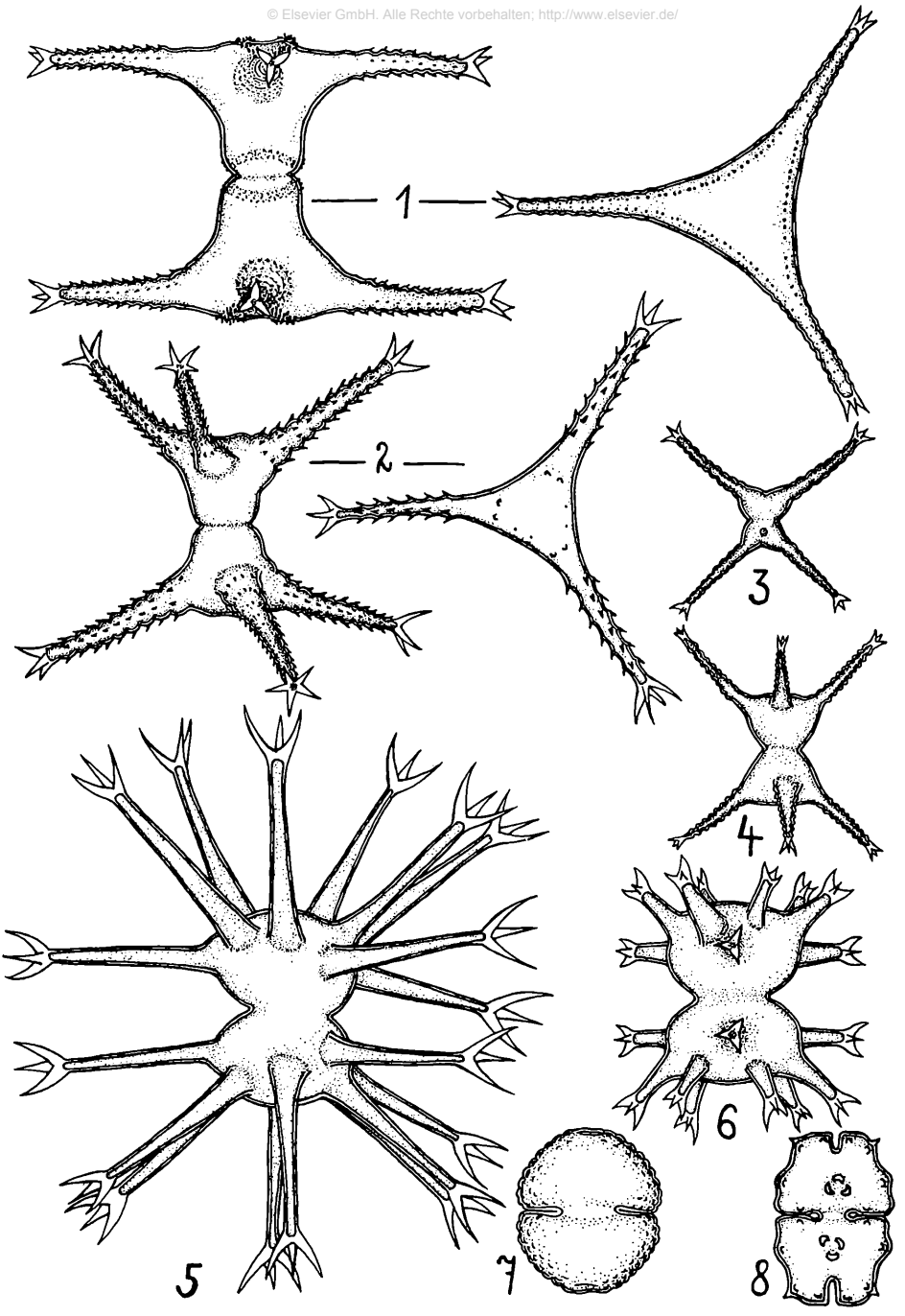


Bild 1: *Staurastrum furcigerum*, Gallerthülle durch Tusche sichtbar gemacht, 600×

Tafel: Zieralgen aus dem Plankton ▶

1. *Staurastrum gracile*, 600×
2. *Staurastrum paradoxum*, 600×
3. *Staurastrum tetracerum*, 1000×
4. *Staurastrum pseudoiotanum*, 1000×
5. *Staurastrum tohopekaligense* (aus Borneo), 600×
6. *Staurastrum tohopekaligense* (heimische Form), 600×
7. *Cosmarium obtusatum*, 600×
8. *Euastrum elegans*, 600×

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



stand in horizontaler Lage langsamer absinkt als etwa in vertikaler Lage. Man versteht darunter also die auf eine in der Bewegungsrichtung gedachte Ebene projizierte Oberfläche des langsam absinkenden Planktonlebewesens. Um diese günstige horizontale Lage einzunehmen und auch beizubehalten, bilden viele Planktonformen schirmförmige Zellkolonien (z. B. die Planktonkieselalge *Asterionella formosa* und die Grünalgen der Gattung *Pediastrum* usw.).

Diesen kurz geschilderten Anforderungen entsprechen bei den Desmidiaceen morphologisch in erster Linie Vertreter der Gattung *Staurastrum*. Bei dieser Gattung bilden viele Arten lange, armförmige, seitlich abstehende Fortsätze aus. In der Scheitelansicht erscheinen die Zellen überwiegend mehreckig. Die meisten Planktondesmidiaceen gehören auch dieser Gattung an (siehe Tafel). Die anderen Desmidiaceengattungen sind nur mit wenigen Arten im Plankton vertreten (z. B. *Closterium acerosum, Cosmarium obtusatum, Cosmarium granatum* u. a.). Die Zellhaut ist zusätzlich oft noch mit kleinen Stacheln oder Warzen dicht besetzt. Recht bizarr und formenreich sind besonders auch die Planktondesmidiaceen aus tropischen Gewässern, so z. B. *Staurastrum tohopekaligense* Wolle (siehe Tafel Bild 5). Die hier wiedergegebene Form stammt aus Borneo *, R. Grönblad berichtet über ihr Vorkommen in Brasilien (Amazonas). Diese Art ist auch noch in anderer Hinsicht interessant: Sie kommt nämlich auch bei uns vereinzelt im Algenschlamm seichter Moorschlenken vor (siehe Tafel Bild 6). Die seitlichen Fortsätze der europäischen Form sind wohl deutlich ausgebildet, aber nicht übermäßig lang, während die der tropischen Formen mehr als dreimal so lang sind und, der planktischen Lebensweise angepaßt, die Funktion von Schwebefortsätzen übernommen haben. Welche der Formen die ursprüngliche ist, läßt sich wohl kaum beurteilen, jedenfalls haben wir hier ein schönes Beispiel für die Anpassung an Lebens- und Umweltbedingungen vor uns.

Viel häufiger als die rein planktisch lebenden Desmidiaceen sind solche, die sowohl im Plankton, überwiegend aber im Benthos (Aufwuchs) zu finden sind. Sie stehen in Größe und Reibungswiderstand zwischen den echten Planktonformen und den eigentlichen Schlammformen, und wir wollen ihre Lebensweise als halbplanktisch bezeichnen. Sie herrschen besonders in der Mitte von Teichen oder kleinen Seen (Moorseen) vor. Dazu gehört u. a. auch *Staurastrum furcigerum* Bréb., das sowohl im Plankton des Lunzer Sees vorkommt als auch in Moortümpeln und Schlenken verschiedener Moore, wo es mitunter massenhaft auftritt. Solchen Formen wird ihre weitgehende Schwebefähigkeit in erster Linie einer oft recht umfangreichen Gallerthülle zugeschrieben, die von diesen Zellen abgesondert wird. Diese Gallerthülle umgibt auch die seitlichen Fortsätze und macht diese somit als Schwebeorgan unwirksam (siehe Bild 1). Da derartige Gallertabsonderungen auch bei solchen Formen häufig beobachtet werden, die für eine planktische Lebensweise zu plump sind und vielfach auch nur im Schlamm oder in der Schlammoberfläche von Moorgewässern gefunden werden, erscheint es mir wenig wahrscheinlich, daß diese Gallerthüllen nur Schwebeorgane sein sollten. Es dürften ihnen auch noch andere Funktionen zukommen, so zum Beispiel Schutz der Algenzellen bei Austrocknung des Biotops oder die Schaffung eines individuellen „Minimallebensraumes" bei Massenauftreten oder innerhalb der Algenschlammschicht.

In neuerer Zeit werden die Desmidiaceen des Planktons in erhöhtem Maße auch zur biologischen Beurteilung der Gewässer herangezogen. Das in einem Gewässer festgestellte Verhältnis der Anzahl der Arten von Grünalgen zu der Anzahl der Desmidiaceenarten stellt einen charakteristischen Wert für den Gewässertyp dar (eutroph, oligotroph usw.). Dieser Wert wird als Planktonquotient bezeichnet (Thunmark 1945 und Nygaard 1949). Da die meisten Desmidiaceen ihre optimalen Entwicklungsbedingungen in reinen, nährstoffarmen Gewässern haben, eignen sie sich als Indikatoren für derartige oligotrophe Gewässer. Einige Arten sind auch für die beta-mesosaprobe Zone typisch, in der polysaproben Zone, die durch Fäulnis- und Zersetzungsprozesse gekennzeichnet ist, werden wir Desmidiaceen vergeblich suchen.

Literaturhinweise

1. Klotter, H. E.: Grünalgen, Stuttgart, Sammlung: Einführung in die Kleinlebewelt.
2. Kuhn, H.: Das Netzplankton des Zürichsees im Wechsel der Jahreszeiten, Mikrokosmos, 48. Jg., Heft 5, Stuttgart 1959.
3. Rieth, A.: Jochalgen, Stuttgart, Sammlung: Einführung in die Kleinlebewelt.
4. Ruttner, F.: Grundriß der Limnologie, Berlin 1962, 3. Aufl.
5. Seligo, A.: Tiere u. Pflanzen des Seeplanktons, Stuttgart, Franckh.

* Sie wurde von Herrn H. H. F. Hamann 1960 aus dem Loewar-See, Borneo, gesammelt (Planktonfang).

Verfasser: R. Lenzenweger, Schloßberg 16, 4910 Ried i. J., Oberösterreich

BÜCHERSCHAU

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

Hegnauer, R.: Chemotaxonomie der Pflanzen.

Eine Übersicht über die Verbreitung und die systematische Bedeutung der Pflanzenstoffe. Birkhäuser Verlag, Basel und Stuttgart.
Band I: Thallophyten, Bryophyten, Pteridophyten und Gymnospermen, 517 Seiten 1962. Preis geb. 96,— DM.
Band II: Monocotyledonae, 540 Seiten, 1963. Preis geb. 98,— DM.
Band III: Dicotyledonae, 1. Teil von Acanthaceae bis Cyrillaceae, 743 Seiten, 1965. Preis geb. 123,— DM.

Die Taxonomie ist bekanntlich der Zweig der Botanik, der sich mit der Ordnung und Klassifizierung des Pflanzenreichs beschäftigt. C. von Linne, der mit seiner „Species Plantarum" die Botanik in den Rang einer selbständigen Wissenschaft erhob, ordnete die Pflanzenwelt zwar noch nicht nach phylogenetischen Gesichtspunkten; gleichwohl faßte er seine Taxa nach den Grundsätzen abgestufter Ähnlichkeit, wie wir es grundsätzlich noch heute tun. Zu Recht betont der Verfasser, daß schon Linne der Gedanke gekommen war, formverwandte Pflanzen glichen sich auch in den Inhaltsstoffen, und diese seien damit ebenso geeignet, Taxa zu kennzeichnen wie dies morphologische Merkmale tun. Auch an dieser grundlegenden Erkenntnis hat sich bis heute nichts geändert; denn in der Tat ist der Systematiker dankbar für jeden Merkmalskomplex, der es ihm gestattet, den Grad relativer Verwandtschaft genauer zu beurteilen, gleichviel, welche botanische Teildisziplin ihm das Material anbietet. Außenstehende verkennen zu oft, wie wenig gesichert unsere Auffassungen über die Zusammenhänge der Pflanzengruppen auf vielen Teilgebieten derzeit noch sind. Dabei hat gerade die Biochemie der Pflanze eine Fülle von Tatsachen erarbeitet, die zur Klärung manch wesentlichen Problems geeignet sein könnten. Der Verfasser fürchtet aber zu Recht, daß diese Erkenntnisse bisher nicht in wünschenswertem Maße fruchtbar geworden sind, weil „die für den Phytochemiker so wertvollen Werke von C. Wehmer und W. Karrer ... für den Systematiker weniger gut brauchbar" sind, „weil sie Tatsachen nur wiedergeben, nicht aber interpretieren und chemotaxonomisch diskutieren. Dem Phytochemiker andererseits vermitteln sie zu wenig Einsicht in systematische Probleme, um ihn zu chemotaxonomischer Forschung anzuregen. Diese Sachlage erschwert es einerseits dem Phytochemiker, den vollen Nutzen aus den Erkenntnissen der systematischen Botanik zu ziehen, und verunmöglicht es andererseits dem Systematiker, einen fruchtbaren Gebrauch von den Resultaten der phytochemischen Forschung zu machen."

Hier will der Verfasser mit seinem Werk Wandel schaffen. Es soll nicht nur einen Überblick über die derzeitigen Kenntnisse geben, sondern auch zeigen, wo die Forschung noch in weniger bekannte Gebiete eindringen kann.

Der Verfasser hat sich damit eine außerordentlich schwierige Aufgabe gestellt, sie aber in den bisher vorliegenden Bänden hervorragend gemeistert. Hinsichtlich der Gliederung in Abteilungen folgt er dem System von Smith (1955); bei den Gymnospermen und Angiospermen hält er sich an die 11. Auflage des „Syllabus der Pflanzenfamilien" (Bd. I, 1954). Innerhalb der so gewonnenen Einheiten werden die Familien (bei den Thallophyta die Abteilungen oder Klassen) in alphabetischer Reihenfolge besprochen. Ursprünglich war daran gedacht, jedes dieser Kapitel der Anlage und Gewichtsverteilung nach gleich aufzubauen. „Im Abschnitt ‚anatomische Merkmale' werden diejenigen Strukturen kurz beschrieben, die vielfach auffallende Beziehungen zum Chemismus der Pflanzen zeigen .. Im Abschnitt ‚chemische Merkmale' werden die für die einzelnen Arten nachgewiesenen Inhaltsstoffe besprochen." Selbstredend hat es der Verfasser gar nicht erst versucht, hier Vollständigkeit anzustreben. Es ging ihm vielmehr darum, „... nur die wohldefinierten Inhaltsstoffe der einzelnen Arten anzuführen und durch Literatur über Isolierung, Nachweis und Identifizierung zu belegen. Dabei wurde der Versuch gemacht, die Literatur wirklich kritisch zu bewerten". „Je nach den Umständen wurde dieser Abschnitt nach chemischen oder nach systematischen Gesichtspunkten unterteilt. Die chemische Einteilung drängt sich für Familien auf, bei welchen bestimmte auffallende Stoffgruppen in einer Reihe von Arten gefunden wurden. Andererseits ist bei chemisch schlecht bekannten Familien eine Ordnung der bekannten chemischen Tatsachen nach systematischen Gesichtspunkten zweckdienlicher." In einer Schlußbetrachtung zu den einzelnen Abschnitten beleuchtet der Verfasser den taxonomischen Wert der angeführten Tatsachen, ohne daß er dabei in den allzu oft gemachten Fehler verfällt, von schmaler Basis aus klassifizieren zu wollen.

Band I und Band II sind streng nach diesen Prinzipien aufgebaut. Dadurch erhalten sie nicht nur eine imponierende Geschlossenheit, sondern auch jene hervorragende Übersichtlichkeit, die ein gutes Nachschlagewerk auszeichnen soll und die es zu einem leicht zu handhabenden Ratgeber werden läßt. Vor allem der Band II ist meisterlich gelungen; die phytochemische Literatur über die Monokotylen wurde in großer Breite ausgewertet. Dies ist besonders deswegen verdienstvoll, weil die Monocotyledonae sowohl hinsichtlich der Phytochemie als auch der Systematik weniger gut bearbeitet wurden als etwa die Nadelhölzer oder die Zweikeimblättrigen. Der Verfasser hat auf bestehende Lücken unserer Kenntnisse unübersehbar hingewiesen. Stellvertretend für andere sei nur die Familie der Restionaceen genannt, deren taxonomische Bedeutung unbestritten ist. Sie sind, wie der Verfasser schreibt, hinsichtlich ihrer chemischen Merkmale noch „gänzlich unerforscht". Erfährt man in Band I Ähnliches über die Moose,so mag man dergleichen noch mit der isolierten Stellung dieser Pflanzengruppe entschuldigen können; den Restionaceen hingegen schreibt man seit Jahren immer wieder eine der Schlüsselstellungen zu, wenn es um die Verwandtschaftsbeziehungen innerhalb der Glumiflorae, also der Grasartigen im weitesten Sinne, geht.

In Band III wurde die Gewichtsverteilung und die Gliederung innerhalb der einzelnen Abschnitte geringfügig verschoben. Schließlich gibt es weit mehr dikotyle Arten als monokotyle. „Gleichzeitig enthält die Klasse unendlich mehr Nutz-, Gift- und Arzneipflanzen als die in den Bänden 1 und 2 besprochenen Sippen. . Bei den

großen, phytochemisch viel bearbeiteten Familien (z. B. Apocynaceen, Compositae . usw.) mußte das bisher befolgte Prinzip der weitgehenden Erfassung der Literatur und der Verbreitung der Einzelstoffe aufgegeben werden." Stattdessen werden hier „die bis heute erkannten chemischen Charakterzüge für die einzelnen Familien" herausgearbeitet. Auch die jeweils einleitenden Abschnitte (Taxonomie, Anatomie etc.) wurden gekürzt, eine Erleichterung, die sich der Verfasser um so eher gestatten darf, als er nicht nur bei den jeweiligen Kapiteln auf die wichtigste Literatur zu diesen Sachgebieten verweist, sondern dem Band I auch ein ausführliches Literaturverzeichnis vorangestellt hat.

Band I verwertet die einschlägige Literatur bis einschließlich Ende 1960, Band II wurde im Dezember 1962 und Band III am 31. Dezember 1963 abgeschlossen. Schon aufgrund der vorliegenden Bände darf man getrost sagen, daß HEGNAUERS Werk eines der Standard-Nachschlagewerke der Botanik werden wird, wie sie der „Syllabus" oder der „HEGI" seit Jahrzehnten auf anderen Gebieten sind. Wer ernsthafte taxonomische oder phytochemische Forschung betreibt, wird es nicht entbehren können, und auch für den pharmakognostisch interessierten Apotheker ist es eine schier unerschöpfliche Fundgrube. Man kann dem Verfasser zu seiner achtunggebietenden Leistung nur gratulieren und ihm wünschen, daß ihm Kraft und Gesundheit erhalten bleiben, um das Werk weiterhin so zügig zu vollenden, wie er es begonnen hat.

Dr. Dietmar Aichele

Freund, H. und Berg, A. (Hrsg.): Geschichte der Mikroskopie. Leben und Werk großer Forscher. Band I: Biologie. Umschau-Verlag, Frankfurt/M. 376 S. Leinen DM 79.—

Die Entwicklung der mikroskopischen Technik und die mit ihrem Fortschreiten gewonnenen biologischen Erkenntnisse werden anhand einer allgemeinen Einleitung und 30 Biographien aufgezeigt. Diese Lebensbilder wurden von hervorragenden Wissenschaftlern der Gegenwart verfaßt, die zumeist wissenschaftlich oder akademisch mit dem von ihnen behandelten Forscher der Vergangenheit verbunden sind. Die Vergangenheit reicht in diesem Band bis zum Jahre 1961, dem Todesjahr SIEGFRIED STRUGGERS, der als „Jüngster" biographisch gewürdigt wurde. Jedem Artikel ist außer einem Portrait ein umfangreiches Literaturverzeichnis beigegeben; dadurch erhält das Werk einen besonderen Informationswert nicht nur für den historisch interessierten, sondern auch für den wissenschaftlich arbeitenden Mikroskopiker.

Hans-Joachim Reinig

Bähr, W. H. (Hrsg.): Naturwissenschaft heute. Mit Beiträgen von MAX BORN, WERNHER VON BRAUN, ROLAND BRINKMANN, ADOLF BUTENANDT, HERMANN FLOHN, WOLFGANG GENTNER, WALTHER GERLACH, ERNST HADORN, OTTO HAHN, BERNHARD HASSENSTEIN, WERNER HEISENBERG, HELMUT HÖNL, REINHARD W. KAPLAN, KONRAD LORENZ, ALFRED CH. BERNARD LOVELL, FEODOR LYNEN, GEORGE C. MCGHEE, ALEXANDER I. OPARIN, WOLFGANG PAULI, ADOLF PORTMANN, OTTO H. SCHINDEWOLF, HERMANN STAUDINGER, HORST TEICHMANN, ALBRECHT UNSÖLD, KURT WACHHOLDER, WOLFHARD WEIDEL, NORBERT WIENER.
C. Bertelsmann Verlag, Gütersloh, 302 S., Preis 26,— DM.

Die Zeit, in der ein einzelner in grandioser Anstrengung das weite Feld menschlichen Wissens durchmessen konnte, gehört längst einer fabelhaften Vergangenheit an. Jeder Einsichtige weiß das; dennoch ist die Sehnsucht nach allseitiger Orientierung geblieben. Aber es wird von Jahr zu Jahr schwieriger, solches Bedürfnis auch nur einigermaßen zu befriedigen: Vor allem die Naturwissenschaften dringen in nie dagewesenem Tempo in wissenschaftliches Neuland vor, sie fächern sich auf und vernetzen sich. Neue Betrachtungsweisen lösen die alten ab, oft ehe sie wissenschaftliches Allgemeingut geworden waren. Je besser ein Vorgang analysiert ist, desto verwickelter stellt er sich dar, und je weiter eine wissenschaftliche Theorie ausgreift, desto abstrakter ist sie formuliert. Wie soll da der interessierte Laie noch Einblick gewinnen? Das vorliegende Buch weist einen gangbaren Weg. 27 namhafte Naturwissenschaftler, darunter 7 Nobelpreisträger, behandeln in 28 Beiträgen Grundlegendes und Spezielles, Neueres und historisch bedeutsam Gewordenes aus ihren Fachgebieten. Der Geologie kommt ebenso zu Wort wie der Physiker, der Biologe, der Chemiker, der Astronom oder der Kybernetiker. Daß die Aufsätze durchweg in der Zeitschrift „Universitas" bereits früher veröffentlicht worden waren, tut dem Buch keinen Abbruch. Gerade durch die Verschiedenheit der einzelnen Aufsätze bekommt es — gleich einem Mosaik — seine Geschlossenheit. Wer Einblick will in das weite Gebiet der Naturwissenschaften, wird das Buch mit Gewinn lesen, und für den fachlich Vorgebildeten ist es eine anregende Lektüre.

Dr. Dietmar Aichele

Zimmmermann, W.: Die Telomtheorie, 235 S. mit 120 Abb., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart; kart. 48,— DM.

W. ZIMMERMANN, einer der bedeutendsten Vertreter der Telomtheorie, hat Geschichte und Inhalt dieser Theorie in einer ausführlichen Monographie dargestellt. Er definiert zunächst die verwendeten Begriffe, ehe er die geschichtliche Entwicklung aus „vorphylogenetischen" Anschauungen darstellt. Großen Nachdruck legt er, wie in allen seinen diesbezüglichen Schriften, auf die „realhistorische" und die „hologenetische" Betrachtungsweise. Ein wesentliches Kapitel ist der „Weiterentwicklung der Urtelomstände zu späteren Kormophytenorganen" gewidmet, wobei ZIMMERMANN die Ranunculaceen als „Testfamilie für die Telomtheorie" anführt. Wer sich mit der „Telomtheorie" auseinandersetzen will, wird zu diesem Buch greifen müssen.

Dr. Dietmar Aichele

Krieger, W. und Gerloff, J.: Die Gattung Cosmarium. Lieferung 2. Großoktav, 128 Seiten und 20 Tafeln. Verlag J. Cramer, Weinheim. Preis 35,— DM.

Nachdem vor drei Jahren die erste Lieferung dieses Werkes erschienen ist (vgl. die Besprechung in MIKROKOSMOS Jg. 52, S. 160), kam inzwischen auch die zweite heraus. Bei diesen großen Algengattungen wird es immer schwieriger, wirklich erfahrene Bearbeiter zu finden, die die weithin verstreute Literatur sammeln und kritisch sichten. Um so bedeutungsvoller ist es deshalb, daß wenigstens bei dieser Desmidiaceengattung das von KRIEGER schon zum Teil bereitgestellte Material von GERLOFF weiter bearbeitet und den Fachgenossen zugänglich gemacht wird. Jedes einzelne der insgesamt etwa fünf geplanten Hefte ist für den praktisch — systematisch, ökologisch oder soziologisch — arbeitenden Algologen von großer Wichtigkeit, und man möchte nur hoffen, daß auch die übrigen Lieferungen den ersten beiden bald folgen werden.

Das erschienene Heft enthält 110 Arten, die alle noch zur ersten Gruppe der Gattung, den glatten Cosmarien, gehören. Die Beschreibung führt bis zu den Varietäten und Formen, wobei wieder die europäischen Arten im Mittelpunkt stehen, aber auch zahlreiche fremde berücksichtigt sind. Die Abbildungen aus der Literatur sind — wie bisher — von MOLLENHAUER einheitlich umgezeichnet. Der Bestimmungschlüssel für die Gattung soll am Schluß des systematischen Teiles folgen.

K. Behre

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/ RENATE PETERS

Fleischfressende Pilze

Schlingen und Leimruten für Fadenwürmer

Tiere leben nicht nur im Wasser und auf dem Erdboden, sondern auch im Lückensystem des Erdbodens. Abgesehen von den Einzellern sind in diesem Lebensraum — der Unterwelt, wie SCHALLER sie in seinem sehr lesenswerten Büchlein genannt hat — am häufigsten die Fadenwürmer (Nematoden) und die Milben vertreten. Beide Gruppen sind nicht nur arten-, sondern auch sehr individuenreich. Die Nematoden ernähren sich im wesentlichen von Bakterien; manche Arten leben aber auch als Räuber und fressen andere Nematoden. Außerdem gibt es im Boden eine ganze Reihe räuberischer Milbenarten, die von Nematoden leben. Natürlich haben die Nematoden darüber hinaus noch in weiteren Tiergruppen eine Reihe von Feinden. Man würde jedoch nicht ohne weiteres erwarten, daß es auch unter den Pflanzen, und zwar unter den Pilzen, Formen gibt, die sich Nematoden fangen und sie anschließend aussaugen. Erstaunlich ist daran, daß die an sich unbeweglichen Pilze es fertig bringen, die schlangenartig schnell sich bewegenden Nematoden überhaupt zu fangen und festzuhalten. Zu diesem Zwecke haben die einzelnen Pilzarten verschiedene Mechanismen entwickelt.

Schlingensteller

Pilze der Gattung *Arthrobotrys*, die zu den *Fungi imperfecti* gehören, bilden ein auffallendes Netzwerk von Hyphen (Pilzfäden) aus, sobald Nematoden zugegen sind. Dieses Netzwerk kommt dadurch zustande, daß an den Hyphen Seitenzweige knospen, die sich wieder mit der Stammhyphe vereinigen und so eine Schlinge bilden. Die Schlingen ordnen sich in verschiedenen Richtungen an, so daß schließlich ein dreidimensionales Netzwerk entsteht. Hält man die Pilze auf einer Agarplatte, so kann man beobachten, daß dieses Schlingensystem an der Agaroberfläche entwickelt wird und manche Schlingen auch in den Luftraum ragen. Das Netzwerk wird also da angelegt, wo sich die Nematoden am liebsten aufhalten. Die schlingenbildenden Hyphen, nicht aber die Stammhyphen, sondern ein sehr klebriges Sekret ab, das in der Lage ist, diejenigen Nematoden festzuhalten, die versuchen, durch die Schlinge zu kriechen. Wenn sie dabei nicht mit dem klebrigen Sekret der Hyphen in Berührung kommen, geschieht natürlich nichts. Sobald sie aber einmal damit in Berührung gekommen und angeklebt sind, nützen auch die verzweifeltsten Ausbruchversuche nichts. Der Klebstoff ist also außerordentlich wirksam; ob daneben noch ein Gift abgesondert wird, das den Gefangenen schließlich tötet, ist noch

Bild 1: Hyphen des Pilzes *Arthrobotrys* sp. In Gegenwart von Nematoden bilden sich an den Pilzhyphen schlingenförmige Seitenäste aus, die ein sehr klebriges Sekret absondern.

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

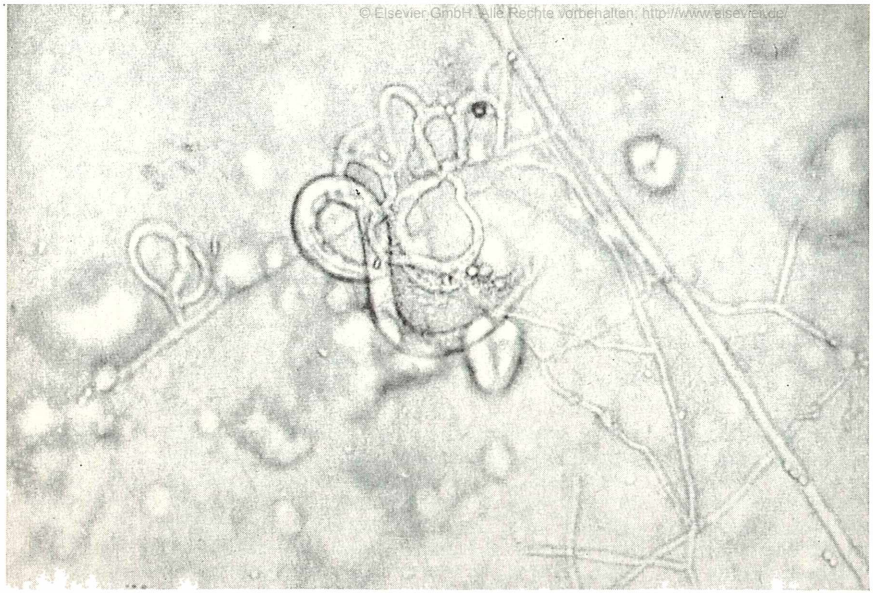


Bild 2: *Arthrobotrys* sp. Ein Nematode der Gattung *Rhabditis* ist bei dem Versuch, durch eine Schlinge zu kriechen, kleben geblieben und kann sich trotz aller Anstrengungen nicht mehr befreien.

nicht erwiesen. Nach spätestens zwei Stunden ist er jedenfalls tot. Daraufhin bildet sich an der Schlinge ein kleiner Auswuchs, der in den Körper des Nematoden eindringt und dort eine kugelige Anschwellung entwickelt. Von dieser wachsen zarte Hyphen aus, die den gesamten Körper des Nematoden durchdringen, ihn verdauen und resorbieren. Nach etwa 24 Stunden ist nur noch die Kutikula des Nematoden übrig. Der Inhalt der Hyphen, die den Körper des Opfers durchziehen, wird schließlich in die Stammhyphe zurückgezogen.

Leimruten

Andere Pilzarten fangen bodenbewohnende Nematoden ebenfalls nach dem Leimrutenprinzip. *Stylopage grandis,* aus der Ordnung der *Zoopagales,* Verwandten unserer Schimmelpilze, hat ungegliederte Hyphen, die anscheinend auf ihrer gesamten Oberfläche klebrig sind. Kommt ein Nematode mit diesem klebrigen Sekret in Berührung, so klebt er fest und wird in der schon geschilderten Weise mit Hilfe von besonderen, sog. trophischen Hyphen „ausgelaugt". Die meisten *Zoopagales* leben übrigens nicht von Nematoden, sondern von Amoeben und anderen Protozoen.

Dactylella ellipsospora gehört ebenso wie *Arthrobotrys* zu den *Fungi imperfecti,* und zwar gleichfalls zu den *Hyphomycetes.* Diese Art bildet keine Schlingen, sondern nur kurze, aus je 2 Zellen bestehende und senkrecht abgehende Seitenzweige, die wiederum klebrig sind und bisweilen auch zu mehreren einen Nematoden zerstören können.

Würger

Den raffiniertesten Fangapparat hat die zur gleichen Pilzgruppe gehörige Art *Dactylaria gracilis.* Sie bildet lassoförmige Seitenzweige aus, deren Schlinge aus drei Zellen besteht. Die Innenseiten dieser Zellen, nicht aber ihre Außenseiten, sind sehr druckempfindlich. Sobald ein Nematode durch den Ring schlüpfen will und diese Partien berührt, kommt es nach wenigen Sekunden zu einem blitzschnellen, innerhalb einer Zehntelsekunde erfolgenden Anschwellen der Ringzellen. Sie erreichen während dieser Zeit das Dreifache ihres normalen Volumens. Wie es zu dieser schnellen Volumenänderung kommen kann, die auf einem rasanten Einströmen von Wasser beruhen dürfte, ist im einzelnen noch umstritten. Ein Nematode, der in eine solche Falle geraten ist, kann sich trotz aller Anstrengungen nicht wieder befreien und wird nach seinem Tode von einwachsenden Hyphen mit Ausnahme der Kutikula verdaut und resorbiert.

Kulturverfahren

Die Nematoden fangenden Pilze sind aber nicht ausschließlich auf Nematoden als Nahrung angewiesen. Sie können vielmehr auf den üblichen für Pilze geeigneten Nährböden gezüchtet werden. Ihre Fangvorrichtungen, die „Leimruten" und die „osmotischen Schnappfallen", bilden sie jedoch im allgemeinen nur dann aus, wenn Nematoden zugegen sind. Offenbar geben die Nematoden einen oder mehrere Stoffe ab, die den Pilz zur Ausbildung von Fangvorrichtungen veranlassen. Das läßt sich dadurch nachweisen, daß man Wasser, in dem Nematoden gelebt haben, steril filtriert und dann einer Pilzkultur zusetzt. Pramer und Stoll haben aus derartigem Wasser einen Stoff isoliert, den sie „Nemin" nannten, dessen chemische Konstitution sie jedoch noch nicht ermitteln konnten. Ringbildung induzierende Stoffe sind außerdem in Pferdeserum sowie in Organextrakten verschiedener Tiere, nicht aber in Pflanzenextrakten, nachgewiesen worden.

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

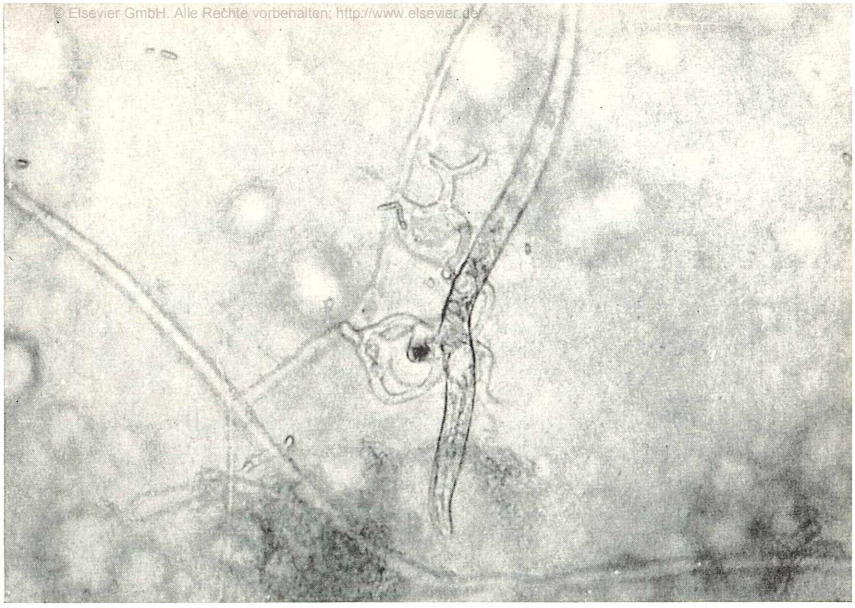


Bild 3: *Arthrobotrys* sp. Der Pilz hat sog. trophische Hyphen in das Innere des Nematoden entsandt. Mit ihrer Hilfe sind die Organe des Nematoden aufgelöst und resorbiert worden, so daß nur noch die Kutikula übrig ist.

Wer Nematoden fangende Pilze aus Bodenproben isolieren und anschließend auf Agarplatten kultivieren will, muß schon einige Kenntnisse auf dem Gebiete der Mikrobiologie haben. Es sei in diesem Zusammenhange auf das Büchlein von DITTRICH verwiesen. Die nötigen Nematoden kann man sich auf recht einfache Weise verschaffen, indem man einen Regenwurm zerschneidet und die Stücke in eine Petrischale legt, deren Boden mit Wasser bedeckt ist. Regenwürmer beherbergen sehr häufig Larven bodenbewohnender Nematoden der Gattung *Rhabditis*, die sich nach dem Tode ihres Transportwirtes von den sich massenhaft auf ihm entwickelnden Bakterien ernähren und sich schnell vermehren. Man überträgt die Nematoden dann auf Bouillonagar.

Als erster beschrieb ZOPF 1888 Nematoden fangende Pilze. Aber erst etwa 50 Jahre später wurde man durch die Arbeiten des Amerikaners DRECHSLER darauf aufmerksam, daß es sich hier nicht um seltene Kuriositäten, sondern um Pilze handelt, die überall dort häufig sind, wo Nematoden in entsprechender Menge vorkommen: im Boden, in verrottenden Pflanzenresten wie im Mist usw. So fand DUDDINGTON in 49 Proben aus Ackerböden in England mindestens 20 verschiedene Pilzarten, die Nematoden fangen. Neuerdings versucht man, diese Pilze zur biologischen Bekämpfung von Nematoden zu verwenden, die Schädlinge von Kulturpflanzen sind. Diese Bemühungen sind jedoch bisher noch nicht über das Versuchsstadium hinaus gelangt.

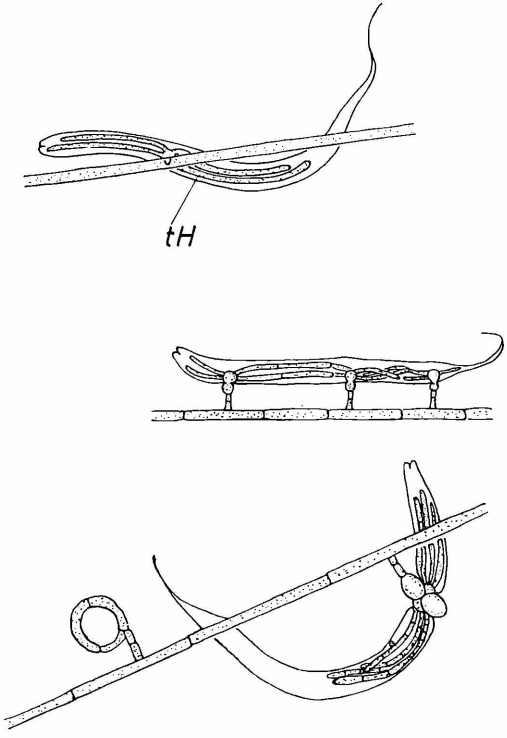


Bild 4: Drei weitere Nematoden fangende Pilzarten. Oben: *Stylopage grandis* (th = trophische Hyphen). Mitte: *Dactylella ellipsispora*. Unten: *Dactylaria gracilis*. Nach DUDDINGTON.

Literaturhinweise

1. DITTRICH, H. H.: Bakterien, Hefen, Schimmelpilze. Aus der Sammlung: Einführung in die Kleinlebewelt. Kosmos-Verlag, Stuttgart 1959.
2. DUDDINGTON, C. L.: Predacious fungi and nematodes. Experientia **18**, 537—543, 1962.
3. PRAMER, D., u. N. R. STOLL: Nemin, a morphogenic substance causing trap formation by predacious fungi. Science **129**, 966—967, 1959.
4. SCHALLER, F.: Die Unterwelt des Tierreiches. Aus der Reihe Verständliche Wissenschaft, Band 78. 126 Seiten. Berlin-Göttingen-Heidelberg.
5. SHEPHERD, A. M.: Formation of the infection bulb in Arthrobotrys oligospora Fresenius. Nature, Lond. **175**, 475, 1955.

Verfasserin: Renate Peters, 1 Berlin 49, Lichtenrader Damm 78

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

Die Entwicklung der Amphibienniere

Nur wenige Liebhabermikroskopiker besitzen ein Mikrotom und die zum Mikrotomschneiden erforderlichen technischen Hilfsmittel. Muß ihnen das reizvolle Gebiet der tierischen Histologie verschlossen bleiben? Sicher nicht, denn auch mit einem einfachen Handmikrotom kann man einzelne Paraffinschnitte und bei genügender Übung und Geschicklichkeit sogar Serienschnitte anfertigen. Der Aufsatz von Dr. Lehmann zeigt, wie man aus einer Reihe histologischer Präparate einen Entwicklungsablauf rekonstruieren kann.

Schriftleitung

Am Beispiel der Amphibienniere will ich die Ausbildung eines lebenswichtigen Organs im Laufe der Embryonal- und Jugendentwicklung zeigen. Als Untersuchungsmaterial dienten Entwicklungsstadien von 9—55 mm Länge des Alpenmolches *(Triturus a. alpestris)*. Schon bevor die Larve aus ihrer Eihülle schlüpft, ist die Vorniere (Pronephros) entwickelt, die sich im Verlaufe der Metamorphose von der Larve zum Jungmolch wieder zurückbildet. Die bleibende Niere (Opisthonephros) entwickelt sich hinter der Vorniere als ein paariges, langgestrecktes Organ, das etwas hinter den Vorderbeinen beginnt und bis über die Kloake reicht.

Ein Querschnitt durch eine 20—21 mm lange Larve zeigt die Lage und den Aufbau der Niere (Bild 1). Sie wird unten durch das Bauchfell (44) und an den Seiten durch die Rückenmuskulatur (48) begrenzt. Die Bauelemente der Niere sind die Nierenkanälchen. Sie sind aus unterschiedlich strukturierten Abschnitten aufgebaut. Am Beginn befindet sich das Nierenkörperchen, das aus einem Blutkapillarknäuel (Glomerulus, 3) und einer Kapsel (Bowmansche Kapsel, 2) besteht. Der Kapselraum tritt über ein mit Cilien (39) versehenes Teilstück (6) mit dem übrigen Kanälchen in Verbindung. Außerdem mündet in diesen Abschnitt der Flimmertrichter (Nephrostom, 7), über den das Kanälchen mit der Leibeshöhle in Beziehung steht. Es schließt sich ein dickes Teilstück an, dessen Zellen große, basal liegende Kerne enthalten (Bild 2 b). Ein weiteres Kennzeichen dieses Abschnittes ist die Vergrößerung der lumenseitigen Oberfläche der Zellen durch Faltenbildung der Zellmembran, die aber im Lichtmikroskop nicht deutlich erkennbar ist und früher als Bürstensaum bezeichnet wurde (Bild 1, 40; 2 b, c). Im Elektronenmikroskop sind die Auffaltungen gut zu erkennen; man nennt sie Mikrovilli (kleine Zöttchen). Darauf folgt ein sehr enges, mit Cilien versehenes Teilstück (Bild 2 d), das in einen Abschnitt übergeht, dessen Zellkerne meistens lumenwärts liegen (Bild 2 e). Es läßt sich ein

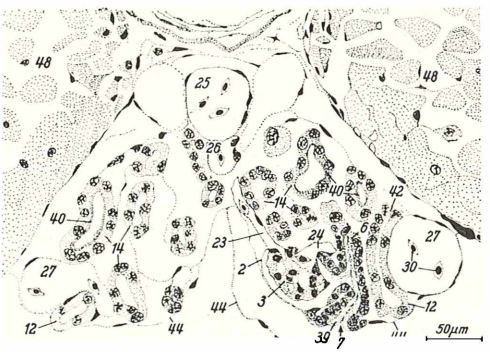


Bild 1: Querschnitt durch die Nierenregion. Larvenlänge 20—21 mm. Anschnitte voll differenzierter Kanälchen. Zeichnung nach Präparat. *2* Bowmansche Kapsel, *3* Glomerulus, *7* Nephrostom, *12* primärer Harnleiter, *14* Kanälchenanschnitte, *23* zuführende Arterie, *24* abführende Arterie, *25* Aorta, *26* hintere Hohlvene, *27* Nierenpfortader, *30* Erythrozyten, *39* Cilien, *40* Mikrovilli, *42* Mündung in den primären Harnleiter, *44* Bauchfell, *48* Muskulatur.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

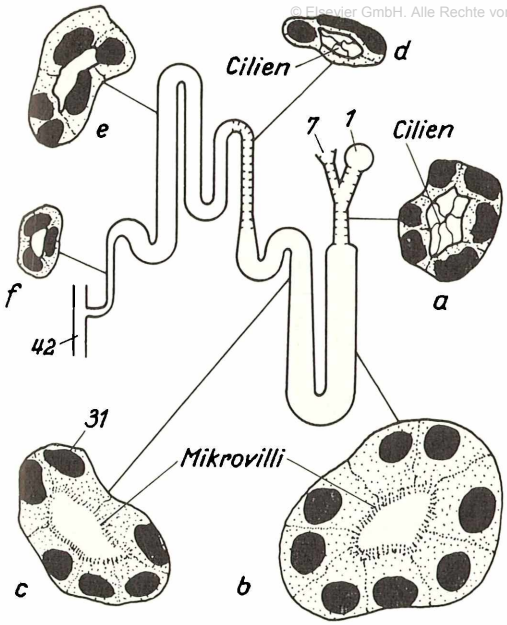


Bild 2 a—f: Schematische Übersicht über die histologisch unterscheidbaren Abschnitte eines Nierenkanälchens. *1* Nierenkörperchen, *31* Zellkern, kurze Querstriche bedeuten: mit Cilien versehen.

dickerer von einem dünneren Abschnitt unterscheiden (Bild 2 f), der das Nierenkanälchen mit dem primären Harnleiter verbindet. Er mündet in die Kloake und dient als Ableitungsrohr für die Exkretionsflüssigkeit aus den Nierenkanälchen. Die Niere wird sowohl mit venösem (sauerstoffarmem) als auch mit arteriellem (sauerstoffreichem) Blut versorgt. Das venöse Blut kommt über die Nierenpfortader (Bild 1, 27) heran, umspült in zahlreichen Kapillaren und Lakunen die Nierenkanälchen und fließt über die hintere Hohlvene (Bild 1, 26) zum Herzen. Das arterielle Blut wird von der Aorta (Bild 1, 25) über eine zuführende Arterie (23) in den Glomerulus gebracht und trifft über eine abführende Arterie (24) mit dem venösen Blut zusammen. Um die Niere herum und zwischen den Kanälchen befindet sich ein lockeres Bindegewebe. Wie entwickelt sich dieses komplizierte Organ?

Auf Querschnitten durch den Rumpf einer 9—10 mm langen Larve fallen in der künftigen Nierenregion große Kerne auf, die sich mit Hämalaun stark anfärben (Bild 3 a—b, 18). Sie liegen über dem primären Harnleiter. Diese Zellen, um deren rundliche Kerne nur ein schmaler Plasmasaum liegt, sind die Kanälchenbildungszellen. Aus ihnen entwickeln sich durch Wachstum und Differenzierung die Nierenkanälchen, die alle zusammen das Organ Niere bilden.

Ein Querschnitt durch dasselbe Tier, jedoch jetzt aus dem künftigen vorderen Nierenbereich, zeigt über dem primären Harnleiter eine Zellgrupe (Bild 4, 19). In diesem Präparat sind drei Zellen angeschnitten, die zu einer Gruppe von 6—8 Zellen gehören. Die Zellgruppe geht durch Zellteilungen aus den Kanälchenbildungszellen hervor. Während sich im vorderen Bereich bereits Zellanhäufungen gebildet haben (Bild 4, 19), sind weiter hinten nur Einzelzellen zu finden (Bild 3 b, 18). Die Entwicklung setzt vorn früher ein als hinten; es liegt ein Differenzierungsgefälle vor.

Die Zellen, die in dichten Gruppen zusammenliegen, weichen mit zunehmender Zahl unter Bildung eines Lumens auseinander. Aus der locker gefügten Gruppe ist eine Blase entstanden, die von einer einschichtigen Zellage gebildet wird (Bild 5, 20). Mit der Blasenbildung kehrt in das Zellgefüge eine vermehrte Ordnung ein. Gleichzeitig finden Wachstumsvorgänge statt, die Gestalt und Größe der primitiven Anlagen verändern. Daneben läuft die histologische

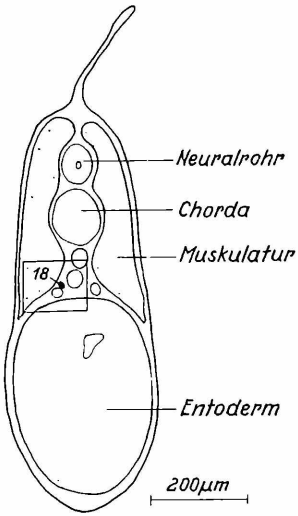
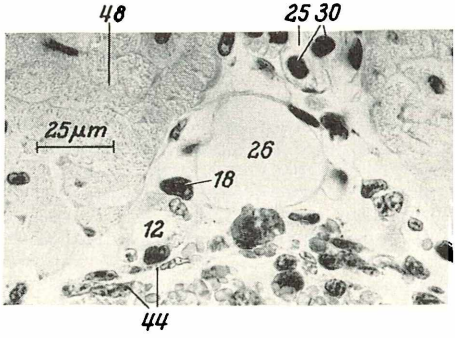


Bild 3 a (oben) und 3 b (unten): 9—10 mm lange Larve. Querschnitt im hinteren Bereich. *a* Übersicht. *b* Ausschnitt aus *a* (eingerahmter Teil). *18* Kanälchenbildungszelle. Vergr.: b 400×



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

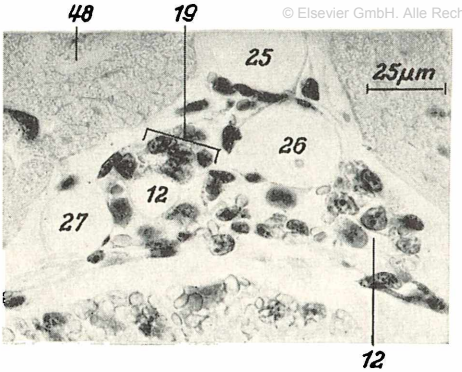


Bild 4: 9—10 mm lange Larve. Querschnitt durch die künftige Nierenregion im vorderen Bereich. 19 Zellgruppe. Vergr.: 400×

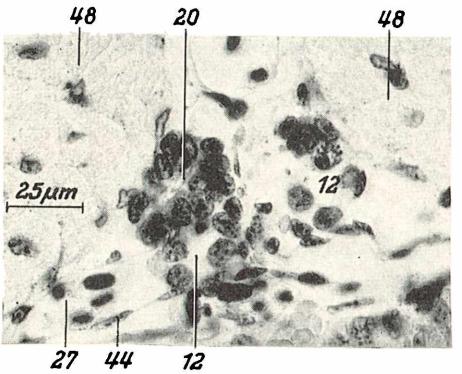


Bild 5: 10—11 mm lange Larve. Querschnitt durch die Nierenregion. *20* Blase. Vergr.: 400×

Differenzierung ab, die sich in einer Veränderung der Zellstrukturen zeigt. Besonders auffällig ist der Formwechsel der Kerne von einer anfangs rundlich- (Bild 5) zu einer länglich-ovalen Form (Bild 6).

Die Blase vergrößert sich und wächst zu einem s-förmigen Strang aus, der an einem Ende mit den Zellen des primären Harnleiters in Kontakt tritt und am anderen blind endet (Bild 6). Hier sind die Anlagen der Bowmanschen Kapsel (4) und des Glomerulus (5) zu erkennen. Aus der s-förmigen Anlage differenzieren sich die einzelnen Abschnitte des Nierenkanälchens. Die Entwicklung setzt am blinden Ende ein und schreitet zur Kontaktzone hin fort.

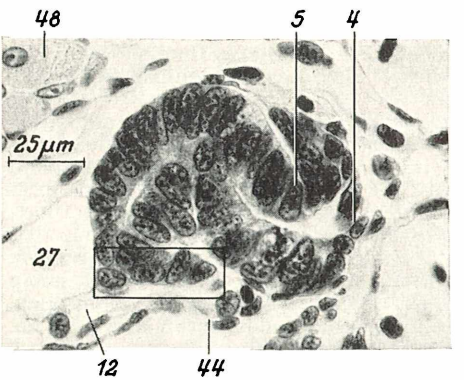
Im folgenden Präparat (Bild 7) ist die Entwicklung schon so weit fortgeschritten, daß nicht mehr die ganze Kanälchenanlage in einer Schnittebene liegt, sondern nur Anschnitte verschiedener Abschnitte eines Kanälchens getroffen sind. Die Kapsel des Nierenkörperchens ist schon teilweise differenziert (Bild 7, 2). In das Kapselinnere senkt sich ein Zellkomplex (5) ein, aus dem sich zusammen mit der einsprossenden Kapillare, kenntlich an zwei Erythrozyten (Roten Blutkörperchen, 30), der Glomerulus bildet. Der anschließende Abschnitt (6) trägt bereits Cilien. Ferner sind zwei noch wenig differenzierte Kanälchenabschnitte (14) zu sehen sowie die spätere Einmündung des Kanälchens (42) in den primären Harnleiter (12).

Bei einem wiederum etwas älteren Tier ist der Glomerulus (Bild 8, 3) ausgebildet. Weiterhin ist die Anlage des Nierentrichters (9) zu erkennen. Obgleich Cilien vorhanden sind, besteht noch keine offene Verbindung zur Leibeshöhle. Sie bildet sich erst zu einem späteren Zeitpunkt. Die Verbindung des Kapselraumes mit dem bewimperten Abschnitt ist hier nicht zu sehen, da sie außerhalb dieser Schnittebene liegt. Die beiden Querschnitte durch dasselbe Tier (Bild 6 u. 8) lassen auch hier wieder erkennen, daß die Entwicklung vorn (Bild 8) viel weiter vorangeschritten ist als hinten (Bild 6). Mit weiterer Differenzierung wird der eingangs beschriebene Zustand (Bild 1) eines Nierenkanälchens erreicht.

Auf diese Weise entstehen zwei Reihen von je ca. 35 Kanälchen, die sich vom 6. bis 16. Körpersegment erstrecken. Sie allein bilden aber noch nicht die ganze Niere. Schon bevor alle Kanälchen der unteren Reihe voll ausgebildet sind, entwickeln sich über den vorhandenen Kanälchen neue Kanälchenanlagen. Doch damit noch nicht genug! Über diesen treten weitere Kanälchenanlagen auf und darüber noch einmal, so daß schließlich vier Schichten von Nierenkanälchen übereinanderliegen (Bild 9). Der Entwicklungsgang aller dieser Kanälchen ist gegenüber der unteren Kanälchenfolge bis auf zwei Unterschiede der gleiche:

1. Die oberen Kanälchen münden nicht direkt in den primären Harnleiter, sondern über den Endabschnitt des Kanälchens, das jeweils unter ihnen liegt (Bild 9).

Bild 6: 19—20 mm lange Larve. Querschnitt durch die hintere Nierenregion. s-förmige Anlage längs getroffen. Kontaktzone eingerahmt. *4* Anlage der Bowmanschen Kapsel, *5* des Glomerulus. Vergr.: 400×



2. Die meisten Kanälchen der oberen Schichten haben keinen oder nur einen unvollständig ausgebildeten Flimmertrichter. Weiter kommt hinzu, daß die Kanälchen der oberen Schichten nicht über die ganze Länge der unteren Kanälchenreihe, sondern nur über dem hinteren Drittel angelegt werden. — So zeigt das Beispiel der Amphibienniere, wie sich, von wenig differenzierten Einzelzellen ausgehend, ein kompliziertes Organ mit hoch spezialisierten Zellen entwickelt.

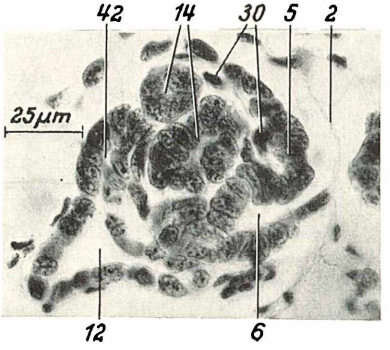
Die untersuchten Molchlarven wurden aus Eiern frisch gefangener Alpenmolche (März—Mai) gezüchtet. Vor dem Fixieren mit Bouin (2—12 Std.) betäubte ich die Larven je nach Größe mit einigen Tropfen Trichlorbutylalkohol. Eine geeignete Durchfixierung der Niere wird bei größeren Tieren (30—55mm) durch Öffnung der Leibeshöhle erreicht. Einbettung: Paraffin, Erstarrungspunkt für junge Larven 52—53° C, für ältere 56—58° C. Serienquerschnitte von 10 μm Dicke durch den Rumpf (Vorderbeine bis Kloake). Färbung: Hämalaun nach Mayer, alkoholisches Eosin. Zwischen 20 und 25 mm Larvenlänge sind in einer Schnittserie desselben Tieres fast alle Entwicklungsstadien zu finden. Da frühe Nierenanlagen schwerer zu beobachten sind als ältere, ist zu empfehlen, die Untersuchung mit den älteren Tieren zu beginnen und sich so in die unbekannte Struktur der Niere einzusehen.

Literaturhinweise:

1. Chase, S. W. (1923): The mesonephros and urogenital ducts of Necturus maculosus Rafinesque. J. Morph. 37: 457—531.
2. Fürbringer, M. (1877): Zur Entwicklung der Amphibienniere. Heidelberg: J. Hörning.
3. Lehmann, R. (1964) Bauprinzipien des Mesonephros von Triturus alpestris. Zool. Anz. 28. Suppl.: 300—311. Verh. d. Dtsch. Zool. Ges. Kiel.
4. Portmann, A. (1965): Einführung in die vergleichende Anatomie der Wirbeltiere. 3. Aufl. Basel, Stuttgart: B. Schwabe u. Co.

Verfasser: Dr. R. Lehmann, 78 Freiburg i. Br., Zoologisches Institut der Universität, Katharinenstr. 20

Bild 7: 20—21 mm lange Larve. Querschnitt durch die hintere Nierenregion. Anschnitte eines teilweise differenzierten Kanälchens. Vergr.: 400×



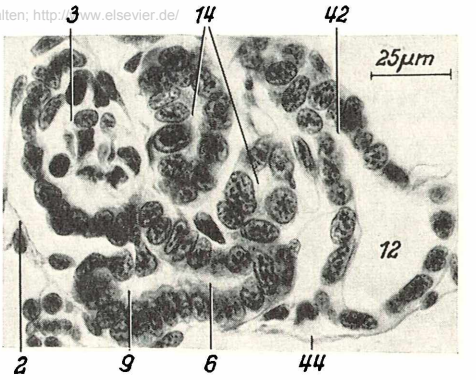
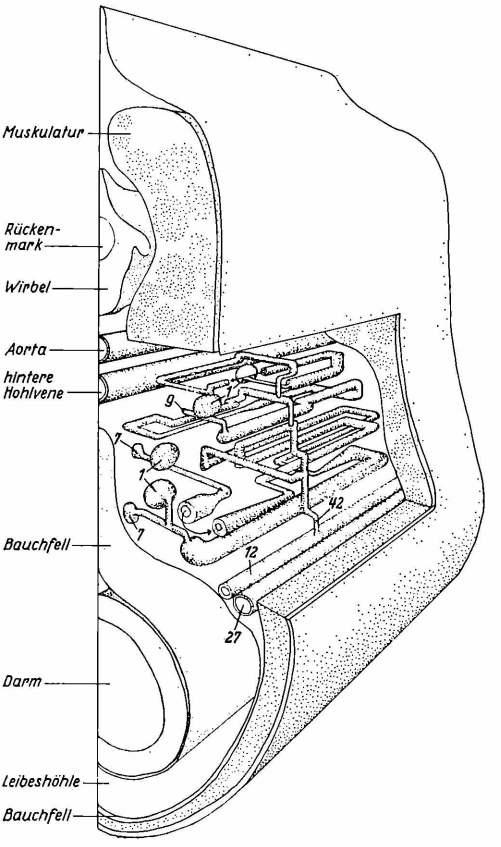


Bild 8: 19—20 mm lange Larve. Querschnitt durch die vordere Nierenregion. Weiter differenziertes Kanälchen. Vergr.: 420×

Bild 9: Schematischer Querschnitt durch die Nierenregion, Körperwand z. T. aufgeschnitten. Von der Niere sind vier Kanälchen dargestellt, jedes enthält die Teilstücke gemäß Bild 2 a—f. Das erste und zweite Kanälchen von unten haben je einen Flimmertrichter (7) ausgebildet, beim dritten ist nur ein Fortsatz (9) ohne Trichter und beim vierten überhaupt keine Anlage des Flimmertrichters mehr zu sehen. Die Niere ist im Verhältnis zum Gesamtkörper etwas zu groß dargestellt. Blutgefäße und Bindegewebe innerhalb der Niere nicht gezeichnet.



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

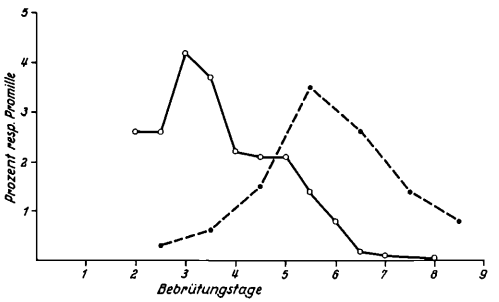
Blutbildung beim Hühnerkeim

Abnorme Teilungsvorgänge in Blutbildungszellen

In MIKROKOSMOS 54, 273—276, 1965 (H. 9) haben wir darüber berichtet, wie man mit einfachen Mitteln die Blutbildung am Hühnerkeim verfolgen kann. Bei den Teilungen, die von der Stammzelle zum ausgereiften Blutkörperchen führen, können hin und wieder abweichende, „unnormale" Mitosen auftreten, gewissermaßen „Unfälle" im normalen Teilungsablauf.

Im peripheren Blut des fetalen Hühnchens ist die Entwicklung von primitiven Erythroblasten der Blutinsel (zweiter Bebrütungstag) bis zum ausgereiften, kernhaltigen Erythrozyten (roten Blutkörperchen) des schlupfreifen Kükens gut zu beobachten. In den ersten sechs Bebrütungstagen sind Mitosen in Blutausstrichen relativ häufig anzutreffen (Bild 1). Die Mitoseaktivität erreicht am dritten Tag ihr Maximum. Nach dem achten Tage kommen im strömenden Blut nur noch selten Teilungsformen vor. Auffällig ist das gehäufte Auftreten von zwei- oder mehrkernigen Erythroblasten am fünften und sechsten Embryonaltag. Der Grund dieser Mehrkernigkeit liegt in abnorm verlaufenden Zellteilungen. Es wird hier versucht, diese Vorgänge zu skizzieren.

Bild 1: Graphische Darstellung der Mitoseaktivität der Erythroblasten in % (—) und Auftreten von mehrkernigen Zellen in ‰ (- - -) im peripheren Blut.



Material und Methode

Die Eier einer seit zehn Jahren ingezüchteten „Weißen Leghorn"-Rasse wurden bei konstanter Temperatur ausgebrütet. Mittels feiner Glaskapillaren sogen wir entweder aus der Blutinsel oder später aus peripheren Gefäßen Blut an und verfertigten Deckglasausstriche. Die Fixation und Färbung erfolgte nach MAY-GRÜNWALD-GIEMSA. In einer früheren Arbeit bestimmten wir die Mitoseaktivität der Erythroblasten und den prozentualen Anteil verschiedener Teilungsfiguren [Biol. Zbl. 84, 43 (196)]. Es wurde bewußt darauf verzichtet, durch präparative Vorbereitungen den Ablauf der Mitosen oder deren Chromosomenstruktur zu beeinflussen. Allerdings sind dadurch während der Mitose nur grobe Abweichungen von der Norm feststellbar.

Ergebnisse

Eine Zellteilungsstörung manifestiert sich am auffälligsten im Auftreten von mehrkernigen Zellen oder im Vorliegen von Mikrokernen. In Bild 1 wurde die Häufigkeit dieser gefundenen Doppelkerne zur Mitoseaktivität der Erythroblasten in Beziehung gebracht.

Im Zeitpunkt der intensivsten Teilung ist auch die Wahrscheinlichkeit am größten, pathologische Formen zu finden. Deren Endprodukt, d. h. hier die mehrkernigen Zellen, werden mit ihrem Maximum zeitlich eigentlich früher erwartet. Die Differenz beider Kulminationspunkte von über zwei Tagen deutet auf einen vorübergehenden (oder bleibenden) Teilungsstillstand dieser Zellen hin. Dadurch entsteht eine Anhäufung am fünften und sechsten Bebrütungstag.

In den durchmusterten Präparaten konnten folgende Teilungsabnormitäten gefunden werden:

1. *Bildung von doppelkernigen Erythroblasten mit gleichmäßiger Aufteilung des Genmaterials.*

Die Störung dieser Doppelbildung scheint in der Telophase zu liegen, die Chromosomen verdichten sich wohl zu einem Kern, die Zellplasmateilung bleibt aber aus (Bild 2 a, Bild 2 b).

2. *Bildung von mehrkernigen Zellen mit meist ungleicher Verteilung des Genmaterials.*

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

Bild 2 a: Ausbleiben der Cytoplasmateilung in der Telophase.

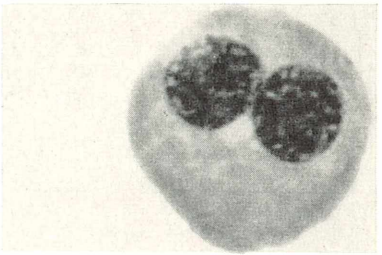


Bild 2 b: Doppelkernige Zellen von gleicher Größe und Chromatindichte des Zellkernes.

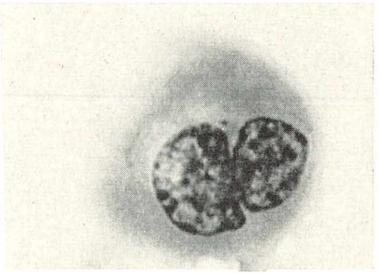


Bild 3: Amitotische Kernteilungen. Die Abtrennung erfolgt oft asymmetrisch.

---

a. Amitotische Kernteilung:

In den Präparaten war es mehrmals möglich, Erythroblasten zu finden, bei welchen sich alle Übergänge von beginnender Kerneinschnürung bis zur fast vollständigen Durchtrennung feststellen ließen. Oft erfolgt die Teilung asymmetrisch. Allerdings ist es bei Mikrofotos schwierig, diese Übergänge festzuhalten. Die Befunde sind unter dem Mikroskop eindeutiger (Bild 3).

b. Mitotische Aufteilung des Kernes in mehrere Portionen: (Bild 4 a, 4 b).

3. Bildung von Mikrokernen

Das Auftreten von Mikrokernen deutet auf das nicht selten vorkommende Ereignis des Chromosomenverlustes während der Mitose hin (Bild 5).

4. Andere Abnormitäten

Wie schon erwähnt, wurde keine spezielle Präparation angewandt, um die Chromosomen deutlicher darzustellen. Dadurch wurden auch relativ wenig chromosomale Abweichungen gefunden. Mehrmals waren Absonderungen von einzelnen Chromosomen aus der Äquatorialplatte (Bild 6 a) sichtbar. Auch einige polyploide Teilungsbilder konnten beobachtet werden (Bild 6 b).

Zusammenfassung: Das Auftreten von zwei- und mehrkernigen Erythroblasten im peripheren Blut des Hühnerembryos weist auf das Vorliegen von Zellteilungsstörungen hin. Einige dieser Abnormitäten wurden hier näher dargestellt.

Verfasser: Dr. H. Egli, Bülach (ZH), Schweiz

Bild 4 a: Verdichtung des Chromosomenmaterials in der Telophase zu drei Portionen; die Plasmateilung bleibt aus.

Bild 4 b: Erythroblasten mit zwei oder mehr ungleichwertigen Kernen, verschiedener Chromatindichte und verschiedener Kerngröße

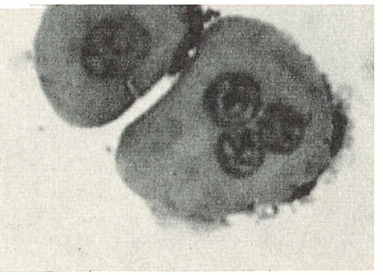
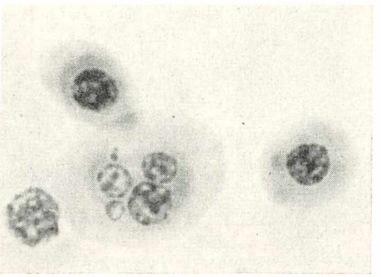


Bild 4 c: Erythroblasten mit ungleichwertigen Kernen.



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

KLAUS VOSBECK

Das Hühnchen im Ei

Präparation und Beobachtung der Keimscheibe

Bild 5 a: Mikrokerne in ein- und mehrkernigen Zellen

Bild 5 b: Mikrokerne in ein- und mehrkernigen Zellen

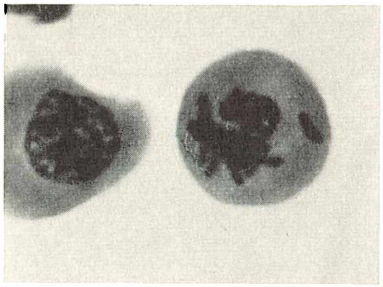


Bild 6 a: Abweichung eines Chromosoms aus der Aequatorialplatte

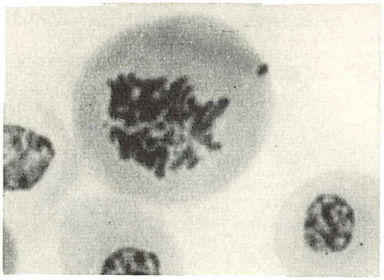


Bild 6 b: Polyploides Teilungsbild

Die Hühnerkeimscheibe eignet sich hervorragend zur Beobachtung und Demonstration der ersten Entwicklungsschritte eines Wirbeltierembryos. Bruteier sind das ganze Jahr über leicht erhältlich, und die Keimscheibe läßt sich relativ einfach und schnell präparieren. Zum besseren Verständnis des Aufbaues der Keimscheibe ist eine kurze Übersicht über die ersten Entwicklungsvorgänge nötig.

Die befruchtete Eizelle aller Wirbeltiere teilt sich zunächst mehrere Male hintereinander, so daß ein gewisser Vorrat an Zellen entsteht, ohne daß eine Differenzierung eintritt oder die Gesamtmasse sich vergrößert. Die Eizelle wird durch diese Furchungsteilungen einfach gegliedert. Bei den Vögeln und auch den Reptilien, also Tieren, deren Eier viel Dotter enthalten, wird die Eizelle nicht in ihrer Gesamtheit gefurcht. Es entsteht nur ein scheibenähnliches, oberflächlich gelegenes, mehrschichtiges epitheliales Zellager; der ungefurchte Rest der Eizelle bleibt als Dotter erhalten. Man nennt diese Art der Furchung discoidal (discus = Scheibe), im Gegensatz zur totalen Furchung — wie wir sie bei Amphibien, bei Säugern und beim Menschen antreffen —, bei der die ganze Eizelle gleichmäßig gefurcht wird.

Bald nach der ersten Anlage der Keimscheibe bildet sich darunter, sei es durch Aufspaltung der ersten Schicht, durch Abspaltung von Zellen oder durch Unterwanderung von den Rändern her, eine zweite Zellage. Gleichzeitig wächst die Keimscheibe nach allen Richtungen über den Dotter hinweg. Die beiden so entstandenen Zellschichten werden als Ekto-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

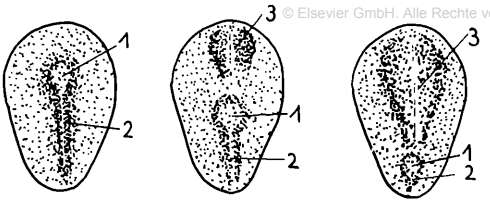


Bild 1: Invagination des Mesoderms und Neurulation. Aufsicht auf die Keimscheibe.
1 Primitivknoten
2 Primitivstreifen
3 Neuralplatte

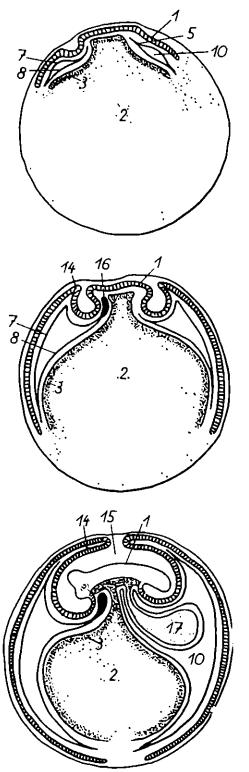
derm und Entoderm bezeichnet. Der nun folgende Vorgang führt zur Bildung einer dritten Schicht, des Mesoderms: Durch Wanderung von Zellen des primären Ektoderms zu einer sich in der Mitte der Scheibe bildenden Grube und von dort nach allen Richtungen zwischen Ekto- und Entoderm, kommt es zu einer Art Contre-Marsch der Zellen. Da die Zellen in die Tiefe wandern, entsteht eine Einsenkung, die sich allmählich verengt und in die Länge zieht und den sogenannten Primitivstreifen bildet, der dem Urmund der Amphibien entspricht. Mit der Bildung des Primitivstreifens ist die cranio-caudale (Kopf-Schwanz-)Achse gegeben. Am cranialen (kopfwärtigen) Ende verbreitert sich der Primitivstreifen zum Primitivknoten, caudal (schwanzwärts) läuft er ins Ektoderm aus. Der Primitivstreifen ist die erste Struktur, die während dem ersten Bebrütungstag beobachtet werden kann *. Im Verlaufe der Weiterentwicklung wandert der Primitivknoten caudalwärts und der Primitivstreifen verkürzt sich immer mehr. Nach Abschluß der Invaginationsbewegung wird der Primitivstreifen völlig geschlossen. Es sind nun drei Schichten feststellbar: Ektoderm, Mesoderm und Entoderm.

Cranial vom Primitivknoten beginnt, während im caudalen Teil der Keimscheibe die Invagination des Ektoderms noch fortschreitet, ein Prozeß, der schließlich zur Bildung des Zentralnervensystems führt: die Neurulation. In der cranialen Verlängerung des Primitivstreifens erfolgt zunächst eine Zelldifferenzierung zu einem Zylinderepithel. Gleichzeitig erfolgt auf beiden Seiten eine Auffaltung, welche zur Entstehung des Neuralrohres führt. Die Schließung zum Rohr durch Verwachsung der Falten schreitet in cranio-caudaler Richtung voran.

* Alle Zeitangaben sind ziemlich ungenau. Infolge der unterschiedlichen Dauer der Vorbebrütung in den Geschlechtswegen der Henne können Entwicklungsunterschiede bis zu einem Tag entstehen (nach E. KÜNZEL).

Ebenfalls zur gleichen Zeit spielen sich im Mesoderm wichtige Entwicklungsvorgänge ab, welche auch in cranio-caudaler Richtung fortschreiten. So spaltet sich zunächst ein Rohr ab, welches direkt unter das Neuralrohr zu liegen kommt und sich zur Chorda dorsalis ausbildet. Die rechts und links der Chordaanlage liegenden Mesodermmassen teilen sich segmental auf und werden zu Ursegmenten oder Somiten, welche durch die Ursegmentstiele mit dem unsegmentierten Seitenplattenmesoderm verbunden bleiben. Das Seitenplattenmesoderm spaltet sich seinerseits in zwei

Bild 2: Schematische Darstellung der ersten Entwicklungsstadien. Längsschnitte.
1 Ektoderm
2 Dotter
3 Entoderm
4 Primitivrinne
5 Mesoderm
6 Neuralplatte
7 Somatopleura
8 Splanchnopleura
9 Ursegmentstiel
10 Körperhöhle (Coelom)
11 Chorda dorsalis
12 Ursegment (Somit)
13 Neuralrohr
14 Amnionfalten
15 Amnionhöhle
16 Kardiogene Zone (Herzanlage)
17 Allantois



© Elsevier GmbH, Alle Rechte vorbehalten

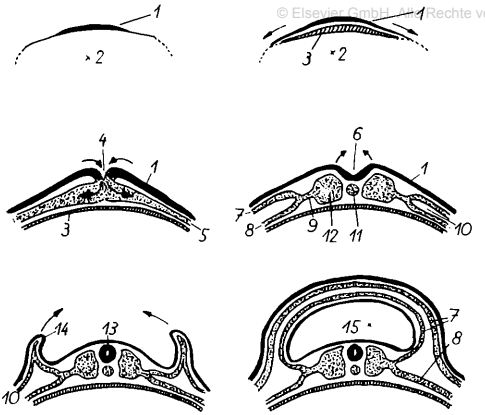
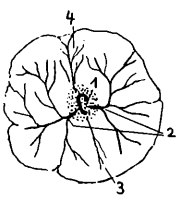


Bild 3: Schematische Darstellung der ersten Entwicklungsstadien. Querschnitte.
Bezeichnungen wie in Bild 2.

Schichten, die dem Entoderm anliegende Splanchnopleura und die Somatopleura, welche unterhalb des Ektoderms liegt. In der Zwischenzeit hat sich das Entoderm am cranialen und am caudalen Ende vom Dotter abgehoben und zum Darmrohr geformt, welches völlig von der Splanchnopleura umgeben wird. Der Dottersack ist nun gleichsam eine riesige Ausstülpung des Darmrohres.

Überall im Mesoderm sind nun Blutinseln entstanden, die sich untereinander verbinden und schließlich ein dichtes Gefäßnetz im Inneren des Embryos und auf dem Dottersack bilden. Am cranialen Ende des Embryos entsteht aus dem Mesoderm der Splanchnopleura jederseits ein röhrenförmiges Gebilde, welche schließlich vorne und hinten durch zwei große Gefäße Verbindung mit dem Blutgefäßsystem aufnehmen. Mit der Auffaltung des embryonalen Körpers verwachsen die beiden Rohre miteinander zum primitiven Herzrohr, welches schon sehr früh rhythmische Kontraktionen ausführt.

Bild 4: Die wichtigsten Blutgefäße der Keimscheibe (3—4 Tage).
1 Embryo
2 seitliche Dottersack-Arterien (Aa. vitellinae)
3, 4 Dottersack-Venen
3 V. vitellina caudalis
4 V. vitellina cranialis



Dorso-cranial von diesem primitiven Herzen befindet sich das Gehirn, an welchem schon frühzeitig die einzelnen Abschnitte erkennbar sind. Weit vorne ist die Augenanlage zu erkennen. Caudal setzt sich das Gehirn ins Rückenmark fort.

Es bleibt nun noch eine wichtige Bildung zu erwähnen, die beim Hühnchen erst relativ spät auftritt, das Amnion. Es entsteht ähnlich wie das Neuralrohr durch Auffaltung und anschließende Verwachsung von Ektoderm und Somatopleura und bildet so die rückseitig vom Embryo gelegene Amnionhöhle, die mit Flüssigkeit gefüllt ist und als Stoßdämpfer dient. Der Hühnerkeim besteht jetzt aus dem relativ kleinen eigentlichen Embryo, der auf dem Dotter schwimmt, und den verschiedenen Embryonalhüllen, die das Amnion und den Dottersack umschließen. Später wird sich aus der Allantois, die sich am schwanzwärtigen Ende des Darmes vorstülpt, und welche als Behälter für Stoffwechselendprodukte dient, eine weitere Embryonalhülle bilden.

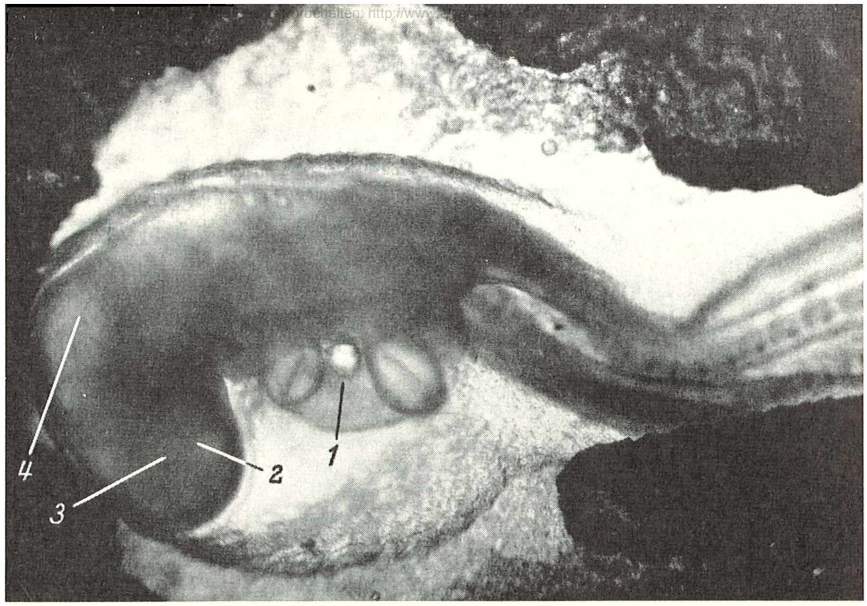
Präparationstechnik

Die Bruteier können entweder schon bebrütet oder frisch in jeder Hühnerfarm bezogen werden und kosten pro Stück etwa 60 Pfennige. Es empfiehlt sich, einige Eier mehr zu kaufen als man benötigt, da manchmal die Entwicklung nicht richtig einsetzt, weil entweder die Befruchtung unterblieben ist oder eine Entwicklungsstörung eintritt. Nach den Vorschriften des Schweizer Hühnerzüchtervereins sollen frische Bruteier zunächst während 24—48 Stunden bei 8—10° C gelagert werden. Anschließend werden sie bei 37—38° C bebrütet. Man bedient sich mit Vorteil eines Brutschrankes, aber nach H. Egli (Mikrokosmos Sept. 1965, S. 273 ff.) führt auch ein Heizkissenprovisorium zum gewünschten Resultat. Die Lagerung der Eier während der Bebrütung bleibt der Phantasie des Einzelnen überlassen. Man kann zum Beispiel eine flache Schale etwa 2 Zentimeter hoch mit Aquarienkies füllen und etwas Wasser einsickern lassen, damit die in den Kies gelegten Eier nicht austrocknen.

Nach etwa 12 Stunden Bebrütungsdauer sind die Primitivrinne, der Primitivknoten und die beginnende Bildung des Neuralrohres erkennbar. Im Alter von 24 Stunden sind bereits von bloßem Auge die ersten Dottersackblutgefäße sichtbar. Im Embryo sind die Anlagen von Hirn, Auge, Ohr und Herz sowie Blutgefäße und zahlreiche Somiten erkennbar.

Zur Präparation der Keimscheibe benötigt man folgende Instrumente:

1 kleine Schere
1—2 Pinzetten, davon 1 mit breiter Spitze
1 Spatel, 1—2 cm breit, biegsam
1 Petrischale oder 1 Uhrglas



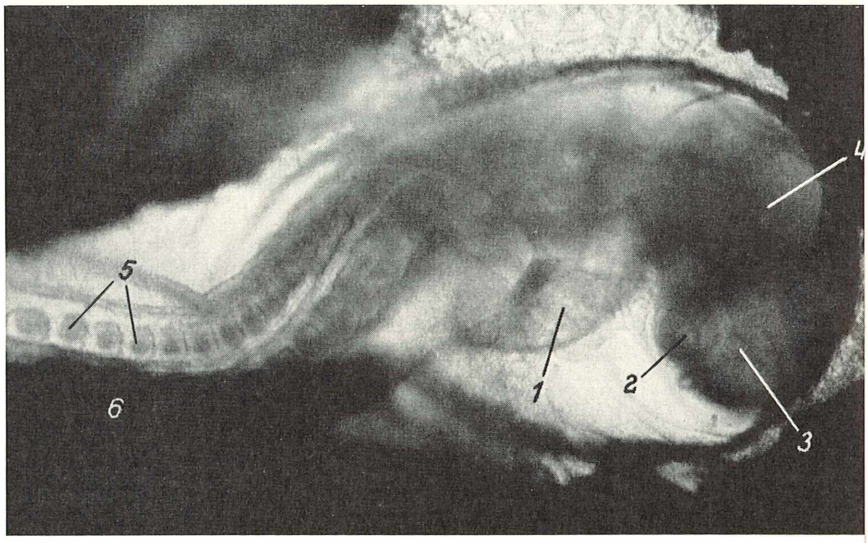


Bild 5 a und b: 48 Stunden alter Hühnerembryo von unten (a) und von oben (b).
1 Herzschlauch
2 Augenanlage
3 Vorderhirnblase
4 Mittelhirnblase
5 Somiten
6 Dotter

1 Pipette
1 mit feuchtem Sand gefüllter Suppenteller
1 leeres Gefäß für Abfälle
1 Lupe und 1 Mikroskop
Ringerlösung, destilliertes Wasser

Ringerlösung enthält pro Liter 8,0 g NaCl, 0,2 g $CaCl_2$, 0,1 g KCl und 0,1 g $NaHCO_3$.

In dem mit Sand gefüllten Teller wird zunächst eine Grube gegraben, in die das zu präparierende Ei gelegt werden kann. Dann nimmt man das Ei vorsichtig in die linke Hand und schlägt mit einem spitzen Gegenstand (Scherenspitze) am stumpfen Ende und oben je ein kleines Loch in die Kalkschale. Beide Löcher werden mit der spitzen Pinzette auf etwa 5—6 mm Durchmesser erweitert. Anschließend läßt man etwa die Hälfte des Eiweißes durch die am stumpfen Ende gelegene Öffnung abfließen, indem man mit dem Finger oder mit der Pinzette etwas nachhilft. Dabei muß man aufpassen, daß die Hagelschnur nicht aus dem Ei heraustritt. Tut sie es dennoch, so schneiden wir sie ab. Die Hagelschnur unterscheidet sich von dem klaren Eiweiß, welches manchmal auch schnurartig hervorquillt, durch ihr milchiges Aussehen. Wenn genug Eiweiß abgeflossen ist, schneidet man mit der Schere etwas oberhalb der Mitte

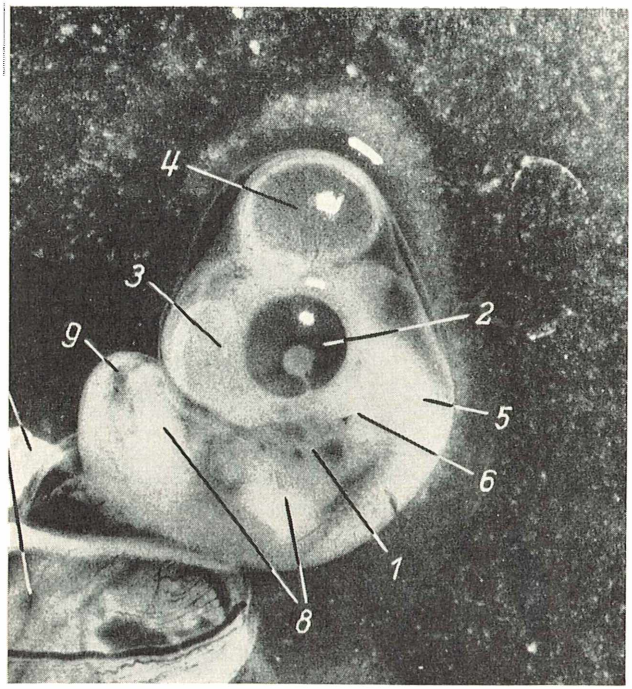


Bild 6: Elektronenblitzaufnahme eines 120 Stunden-Embryos. Die Embryonalhüllen sind teilweise abgestreift.

1 Herz
2 Augenanlage
3 Vorderhirnblase
4 Mittelhirnblase mit Blutgefäßen
5 Nachhirnanlage
6 Schlundtaschenanlagen
7 abgestreifter Dottersack mit Blutgefäßen
8 Extremitätenknospen
9 Schwanzknospe

ein ovales Stück aus der Schale heraus und hat nun die Keimscheibe, welche immer obenauf schwimmt, vor Augen. Beim Abheben des Deckels ist darauf zu achten, daß die scharfen Ränder der Kalkschale die Keimscheibe nicht verletzen und daß möglichst wenig Kalk auf die Keimscheibe hinunterbröckelt. Zur weiteren Präparation legt man das Ei in die vorbereitete Sandgrube, damit man ungestört arbeiten kann.

Je nach dem Alter des Keimes wird man nun eine trübe runde Scheibe mit einem etwas helleren Hof (12 Stunden), oder eine größere, von zahlreichen roten Gefäßen durchzogene Scheibe mit dem Embryo in ihrer Mitte erkennen. Beim 60 Stunden alten Embryo kann man das schlagende Herz mit bloßem Auge betrachten. Im Alter von 96 Stunden sind die Extremitätenknospen als diffuse Gebilde erkennbar und bei 120 Stunden führt der ganze Embryo von Zeit zu Zeit Streckbewegungen aus. Es lohnt sich, den intakten Embryo mit der Lupe zu betrachten!

Damit die Keimscheibe im Durchlicht betrachtet werden kann, müssen wir sie aus dem Ei herauspräparieren. Je größer die Keimscheibe ist, desto schwieriger gestaltet sich die Präparation. Bis zum Alter von 100 Stunden bedeckt die Scheibe nur die sichtbare Oberfläche des Dotters und kann leicht herausgetrennt werden. Später wächst sie um den Dotter herum. Zunächst füllt man jetzt etwas Ringerlösung, welche mit Vorteil auf etwa 37° C erwärmt wird, in die Petrischale. Dann schneidet man die Keimscheibe einige Millimeter außerhalb der Blutgefäße rundherum aus, fährt vorsichtig mit dem Spatel darunter, hebt sie mit möglichst wenig Dotter ab und bringt sie in die Ringerlösung. Es schadet nichts, wenn sich dabei Falten bilden; durch vorsichtiges Schütteln der Petrischale wird die Keimscheibe wieder ausgebreitet und von anhaftendem Dotter befreit. Durch mehrmaliges Absaugen und Nachfüllen von Ringerlösung sorgt man für genügende Sauberkeit des Präparates. Wenn man keine großen Blutgefäße verletzt hat, und wenn die Temperatur nicht allzu sehr absinkt, kann man jetzt den lebendigen Embryo mehrere Stunden lang unter dem Mikroskop beobachten. Wenn zuviel Flüssigkeit verdunstet ist, füllt man destilliertes Wasser nach, nicht Ringerlösung, da sonst die Salzkonzentration ansteigen würde und zur Schrumpfung der Gewebe führen würde.

Es sei daran erinnert, daß wir hier mit einem lebendigen Wesen arbeiten. Bevor wir die Keimscheibe nach Beendigung unserer Beobachtungen wegwerfen, wollen wir deshalb den Embryo in konzentriertem Alkohol abtöten.

Literaturhinweise

Allgemeine und vergleichende Embryologie

1. Starck: Embryologie, 2. Aufl. 1965, Georg Thieme Verlag.
2. Kühn, Alfred: Grundriß der allgemeinen Zoologie, 15. Aufl. 1964, Georg Thieme Verlag.
3. Korschelt, E. und Heider, K.: Vergleichende Entwicklungsgeschichte der Tiere.

Embryologie des Hühnchens:

4. Künzel, Erich: Die Entwicklung des Hühnchens im Ei, „Zentralblatt für Veterinärmedizin", Band IX, Heft 4, S. 371—396 (1962).
5. Hamburger, and Hamilton, H. L.: 1952, A series of normal stages in the development of the chick embryo, J. morph. 88, 49.
6. Patten, B. M.: 1951, Early embryology of the chick, Verlag Blakiston Comp. New York.

Verfasser: Klaus Vosbeck, CH-8044 Zürich/Schweiz, Restelbergstraße 56

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten
HANS-JOACHIM SCHRADER

Stacheleier (Hystrichosphaeren)

Wohl die wenigsten Mikroskopiker werden sich mit diesen eigenartigen Naturgebilden schon beschäftigt haben — eigentlich erstaunlich, sind sie doch fast überall zu finden und stellt die Präparation und Untersuchung dieser zierlichen Körper keine allzu großen Anforderungen. Besonders häufig und in den mannigfaltigsten Arten finden wir sie in den Kreidevorkommen in Norddeutschland, dort besonders in den Kreidegruben der Zementwerke von Stade in Niedersachsen und von Itzehoe in Holstein; aber auch entlang der gesamten dänischen und deutschen Nord- und Ostseeküste finden wir angespülte Kreidestücke, die meist aus den freigespülten Schichten des Dan und Maastricht stammen. Auch in fast allen älteren und jüngeren tonigen und feinsandigen marinen Ablagerungen in ganz Deutschland finden wir vielfältige Floren zusammen mit Dinoflagellaten und Foraminiferen.

Die Aufarbeitung ist denkbar einfach: Handelt es sich um kalkhaltige Ablagerungen, so zerkleinern wir das Gestein mit einem Hammer bis ca. Erbsengröße und übergießen es in einem Becherglas mit konz. Salzsäure (technische Qualität genügt). Ist aller Kalk gelöst, wird die breiige Probe in ca. 10% Natronlauge gekocht, bis die etwa noch vorhandenen gröberen Partikel zerfallen sind. Danach wird die Probe durch fraktioniertes Schlämmen von den feineren und gröberen Partikeln befreit. Hierbei ist unbedingt die mikroskopische Kontrolle nötig. (Sollte die Probe beim Übergießen mit Salzsäure zu stark schäumen, so können wir die Schaumentwicklung durch Zufügen von einigen Kubikzentimetern Spiritus bremsen.) Ist die Probe nun rein, so wird das Material in kleinen Pulverflaschen über destilliertem Wasser, dem zur Konservierung einige Tropfen Formol zugefügt wurden, aufbewahrt.

Handelt es sich bei den Proben um silikathaltiges Gestein (Feuersteine etc.), so werden die Proben in einem mit Paraffin ausgegossenen Becherglas mehrere Tage in Flußsäure gelöst, bis sich genügend Material gelöst hat; der Rückstand wird wiederum dem fraktionierten Schlämmen unterworfen und wie schon beschrieben aufbewahrt.

Die Weiterverarbeitung zu mikroskopischen Dauerpräparaten: Wir entnehmen der Vorratsflasche mit einer sauberen Pipette einiges Material, geben den Tropfen auf einen sauberen und fettfreien Objektträger, lassen das Wasser nahezu gänzlich verdunsten und decken dann mit einem genügenden Tropfen Glycerin-Gelatine ab, geben ein sauberes rundes Deckglas darauf und schließen nach Erkalten mit einem Deckglasring dauerhaft ab. Caedax oder andere Einschlußmittel eignen sich nicht, da die Hystrichosphaeren einen Brechungsindex von nahezu 1,57 besitzen und in Einschlußmitteln mit nahezu demselben Brechungsexponenten unsichtbar bleiben. Für Momentanpräparate eignet sich vorzüglich destilliertes Wasser. Sind Hystrichosphaeren in der Probe überhaupt vorhanden, so werden sie sogleich durch ihre gelbe bis gelbbraune Färbung bei schwacher Vergrößerung auffallen. Man lasse sich nicht täuschen: Diese Panzer haben eine gewisse Ähnlichkeit mit Radiolarien, aber deren Skelette sind, da ihr Panzer ja bekanntlich aus Kieselsäure besteht (mit einigen Ausnahmen) durch die Behandlung mit Natronlauge aufgelöst worden.

Die ersten Formen fand C. G. Ehrenberg, der Altmeister der Mikropaläontologie. Er beschrieb sie in seiner Mikrogeologie. Bis heute ist es noch nicht gelungen, die Formen irgendeinem System, sei es dem pflanzlichen oder dem tierischen, einzuordnen. Es herrschen mehrere Hypothesen, von denen ich hier drei wiedergeben möchte. Um was es sich bei diesen zierlichen Gebilden tatsächlich handelt, wird wohl noch einige Zeit ungeklärt bleiben müssen. Die eine Hypothese sagt, es handle sich um Algen, besonders um Algen aus der Klasse der Dinoflagellaten, die andere, es handle sich um Eihüllen irgendwelcher niederen Tiere. Für die letztere Annahme spräche eigentlich das häufig gefundene Loch in den Pan-

zern, das als Schlupfloch bezeichnet wird. Leider liegen bis heute noch keine chemischen Analysen der kutinähnlichen Membran vor, die einen Vergleich mit Eimembranen lebender Formen zuließe. Manche Dauereier lebender Moostiere haben ähnliche Gestalt, sind aber lange nicht so widerstandsfähig wie die sog. Stacheleier. Andere ähnliche Gebilde sind im rezenten Plankton gefunden worden, besonders in dem Innensee eines Atolls; es fiele hier also die Einschlämmung ausgewaschener fossiler Festlandsformen weg. Aber ob sich die recent gefundenen Formen mit den fossilen homologisieren lassen, ist noch sehr die Frage.

Diese künstlich zusammengefaßte Gruppe kommt ab dem Oberkambrium vor. Die Gebilde besitzen mikroskopische Größe (0,01—0,4 mm). Meist sind sie kugelig bis sternförmig, aber auch zylindrische Formen sind verbreitet. Die Membran besitzt mit einigen Ausnahmen zahlreiche röhrenförmige oder sich verzweigende Dornen, auch mit Flügelsäumen, die mehr oder weniger gewellt und gebogen sind.

Zur Systematik ist wenig zu sagen. Vier Familien mit mehreren Gattungen sind aufgestellt worden. Die folgende einfache Bestimmungstabelle erlaubt es, die gefundenen Formen wenigstens gattungsmäßig einzuordnen, eine weitere Bestimmung würde den Rahmen dieser kleinen Einführung bei weitem sprengen und muß an Hand von einschlägigen Facharbeiten vorgenommen werden.

Bild 1—6, S. 113 ▶

Bild 1: Eine der *Palmnickia* ähnliche Form, die sehr variabel ist.
Bild 2: *Leiofusa*, Silur.
Bild 3: *Cannosphaeropsis*, Kreide. Massives Leistengerüst mit zum Teil hohlen Fortsätzen.
Bild 4: *Leiosphaera*, Kreide, mit Schlüpftrichter.
Bild 5: *Hystrichosphaeridium* mit Schlupfloch.
Bild 6: *Hystrichosphaeridium*.

An Hand des beigegebenen Diagramms lassen sich Formen rasch gattungsmäßig einordnen, wenn das Alter des betreffenden Gesteins oder Tons, in dem sie vorkommen, bekannt ist. Es zeigt außerdem, daß ab dem Jura die Formenmannigfaltigkeit beträchtlich zunimmt, in der Kreide und im Tertiär ihre Blütezeit erreicht, um mit dem auslaufenden Tertiär plötzlich zu verschwinden.

Literaturhinweise:

1. Deflandre, G.: Sur quelques microorganismes planctoniques des silex jurassiques. — Bull. Inst. Océ an. 921, 1947.
2. Ehrenberg, C. G.: Microgeologie. — Leipzig 1854.
3. Eisenack, A.: Hystrichosphaeren aus dem baltischen Gotlandium. — Senckenb. 34, Nr. 4—6, Frankfurt am Main, 1954.
4. Eisenack, A.: Mikrofossilien aus Phosphoriten des Samländischen Unteroligozäns und über die Einheitlichkeit der Hystrichosphaerideen. — Paläontogr. A 105, Stuttgart 1954.
5. Gocht, H.: Hystrichosphaerideen und andere Kleinlebewesen aus Oligozänablagerungen Nord- und Mitteldeutschlands. — Geologie 1, 1952, Berlin.

Verfasser: Hans-Joachim Schrader, Schmiden bei Stuttgart, Wilhelmstraße 36

A: Formen meist kugelig oder schwach oval-kugelig 1

B: Formen nicht kugelig, sondern oval bis langförmig, mit glatter dünner Wand
Silur . . . . . Fam.: *Leiofusidae*
Einzige Gattung: *Leiofusa* Eise.

1: Mit den verschiedensten Anhängen (Dornen, Borsten, Stacheln, Flügelsäumen) in regelmäßiger oder unregelmäßiger Anordnung 3

2: Ohne Wandanhänge, mit gekörnter oder netzförmiger Wand, teilweise winzige radiale Anhänge:
Silur bis Kreide: Fam.: *Leiosphaeridae*
Einzige Gattung: *Leiosphaera* Eisenack

3: Ansätze und Anhänge auf die ganze Kugel mehr oder weniger unregelmäßig verteilt 4

3': Ansätze hauptsächlich auf die Äquatorialebene beschränkt, bilden somit einen Kranz von Anhängen um die Kugel: . . . . . Fam.: *Pterospermopsidae*

I.: Kugelkapsel mit äquatorial angesetztem Flügelsaum, kommt ab Oberkreide bis Unteroligozän vor: . . . . . Gattung: *Pterospermopsis* Wetzel

II.: Kapsel kugelförmig, teilweise auch abgeplattet, Anhänge in Äquatorialebene, freie Enden der Fortsätze meist gabelig, und durch dünne Spannhaut miteinander verbunden. Jura bis Eozän: Gattung: *Membranilarnax* Wetzel

4. . . . . Fam.: *Hystrichosphaeridae*

III.: Kapsel mit aufgeblasener, Felder und Dornen tragender Seite und einer kleineren, keine Anhänge tragenden Seite. Jura bis Kreide: . Gattung: *Areoligera* Lejeune-Carpentier

IV.: Alle Platten trapezoid vieleckig, ohne Gürtelregion. Jura bis Kreide: . . . . . Gattung: *Hystrichokibotium* Klumpp

V.: Große Platten mit tütenförmigen Platten, dazwischen dünne Stacheln, auf besonderem Feldring. Obereozän bis Unteroligozän: . . . Gattung: *Hystrichokolpoma* Klumpp

VI.: Längliche Platten bilden äquatorialen Gürtel, Fortsätze entspringen an den Schnittpunkten der Feldgrenzen. Jura bis Kreide: . Gattung: *Hystrichosphaera* Deflandre

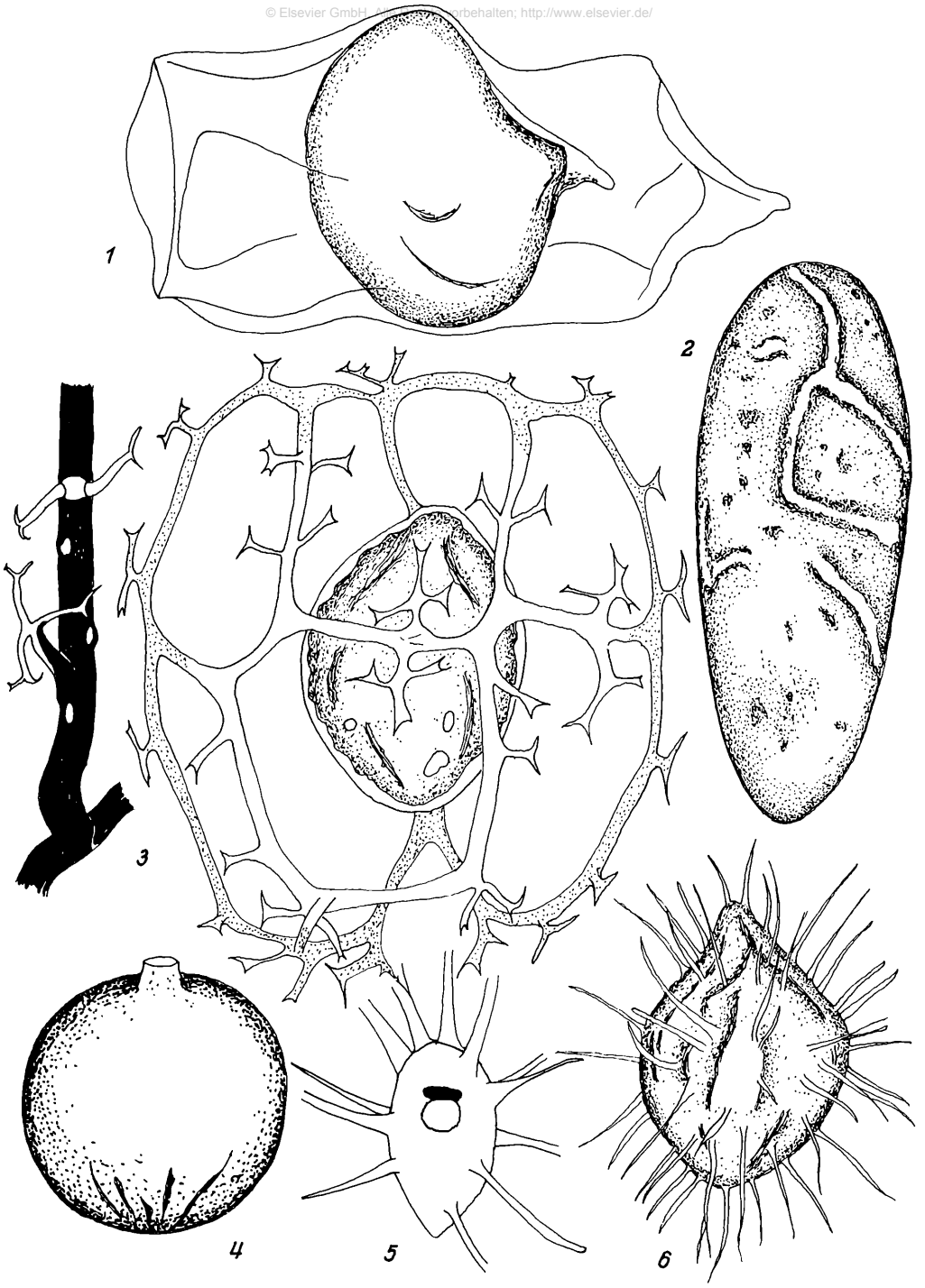
VII.: Radiale Anhänge erheben sich inmitten der Felder. Oberkambrium bis Tertiär: . . . . . Gattung: *Hystrichosphaeridium* Deflandre

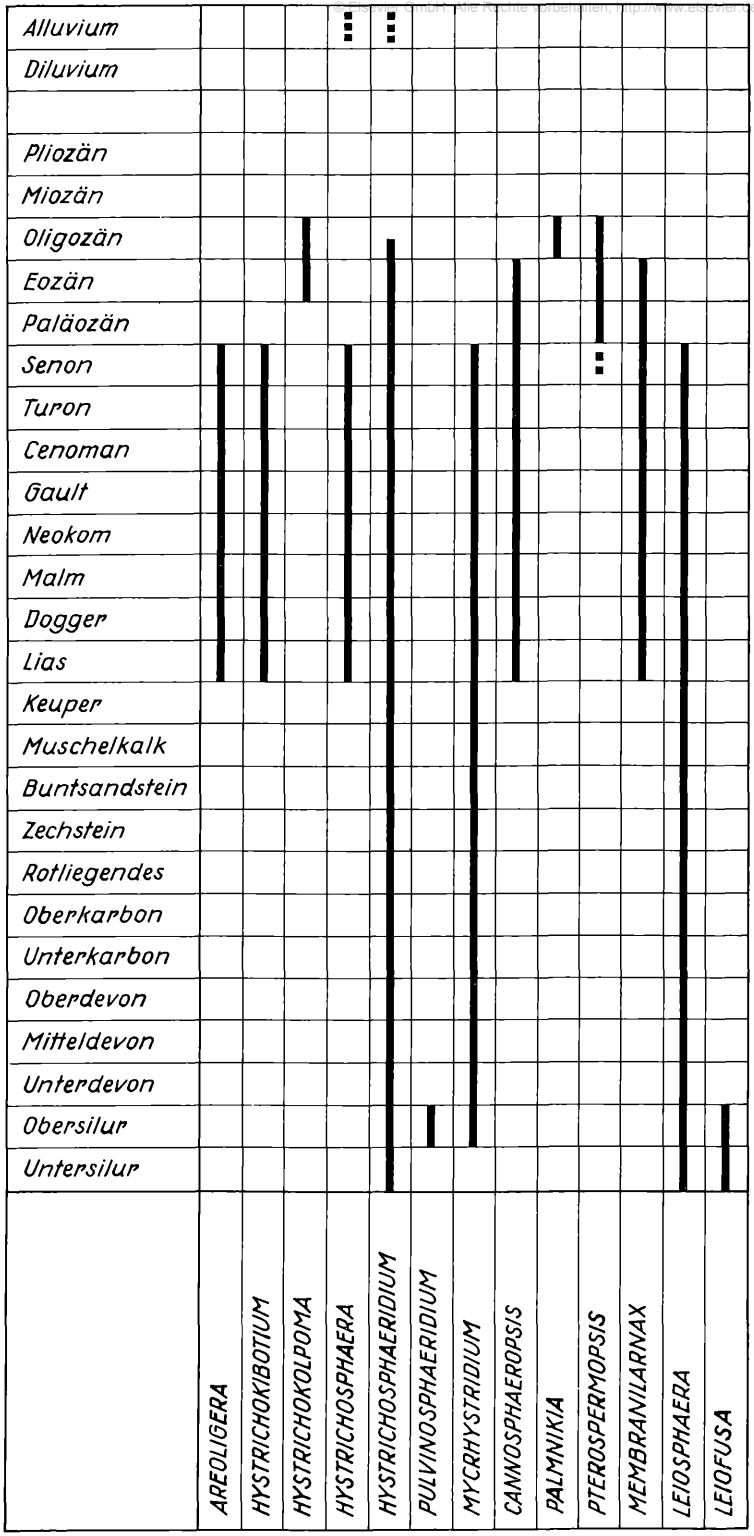
VIII.: Kugelig oder polyedrisch, sehr klein, 20 u. Gotland bis Kreide . . . . . Gattung: *Micrhystidium* Deflandre

IX.: Kugelig mit Gerüst von hohlen und gefüllten Stäben, die die eigentliche Schale umgeben. Jura bis Eozän: . . . . . Gattung: *Cannosphaeropsis* Wetzel

X.: Fortsätze endigen in zum Teil zusammenfließende, bisweilen getrennt bleibende Lamellen. Fortsätze ergeben unregelmäßig geteilten Saum. Unteroligozän: Gattung: *Palmnickia* Eisenack

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





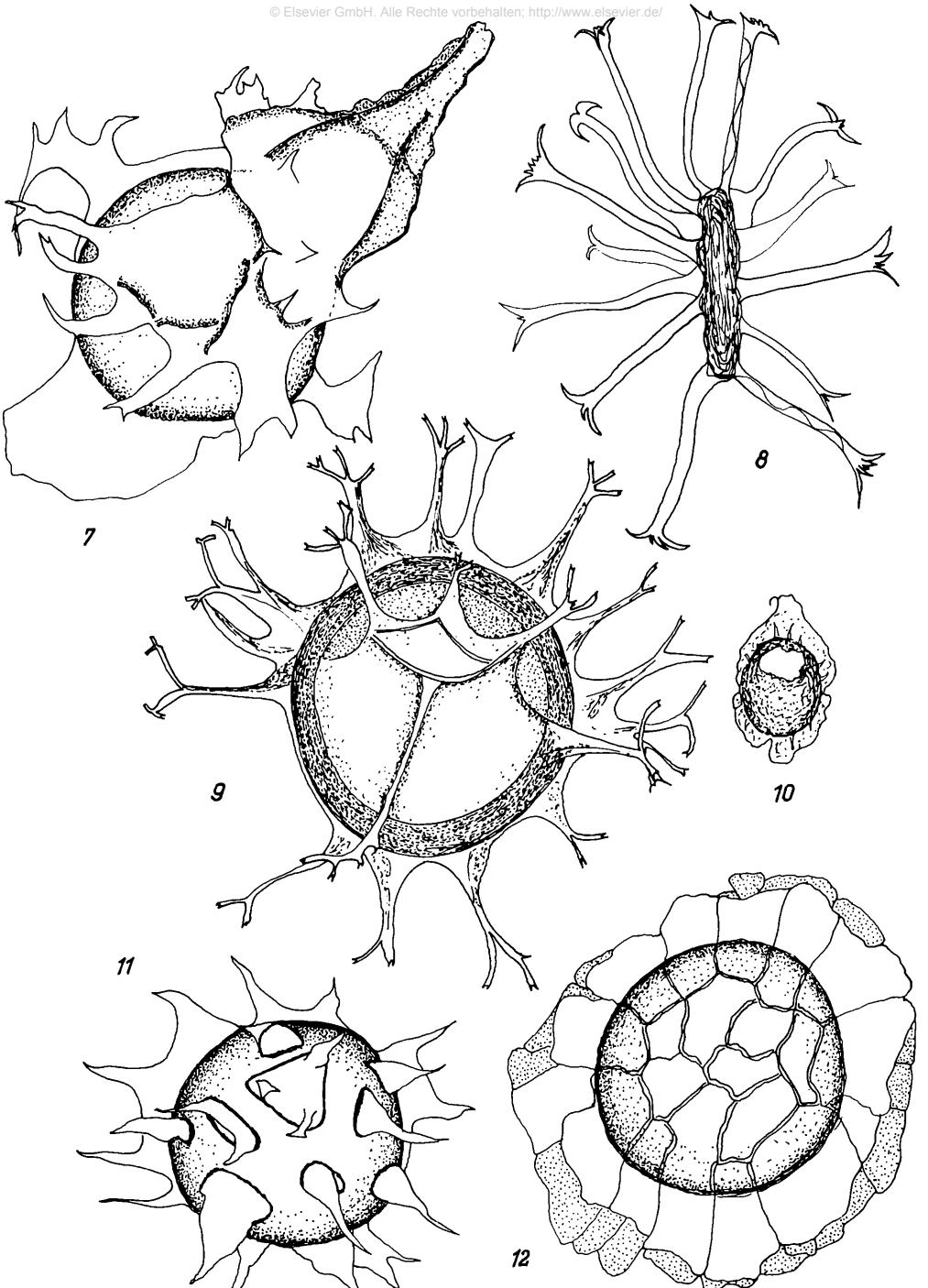
Graphische Darstellung: Stratigraphische Verbreitung der Hystrichosphaeriden

Bild 7—12, S. 115 ▶
Bild 13—20, S. 116 ▶

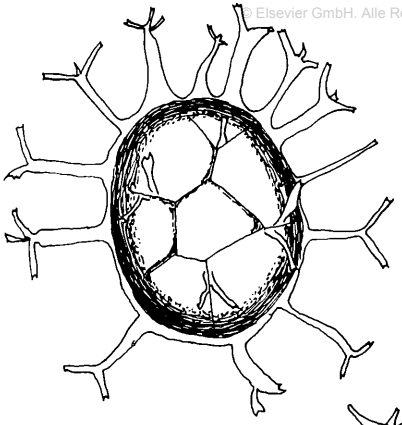
Bild 7: Eine *Palmnickia*-ähnliche Form, ähnlich 1.
Bild 8: Zusammengedrückte *Hystrichosphaera*.
Bild 9: *Hystrichosphaera*.
Bild 10: *Palmnickia*, Unteroligozän.
Bild 11: Unbestimmte Art, bildet tütenförmige Fortsätze, sehr häufig in Kreide von Fehmarn.
Bild 12: *Membranilarnax*, Kreide.
Bild 13: *Hystrichosphaera*, Kreide.
Bild 14: Wahrscheinlich auch eine *Hystrichosphaera*.
Bild 15: *Micrhystridium*, Kreide.
Bild 16: *Hystrichosphaera*, Kreide.
Bild 17: *Hystrichosphaera*, Kreide.
Bild 18: *Hystrichoskolpoma*, Kreide.
Bild 19: *Membranilarnax*, Kreide.
Bild 20: Unbestimmte Art mit Schlüpfloch.

Vergrößerung der Abbildungen 900fach.

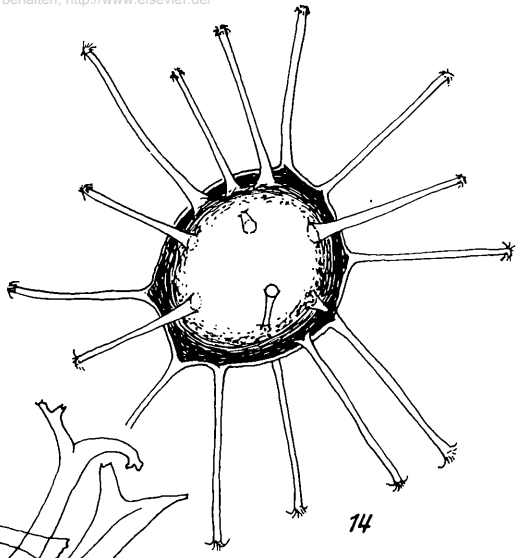
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/



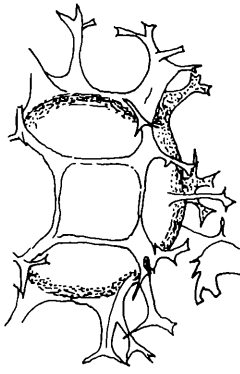
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/



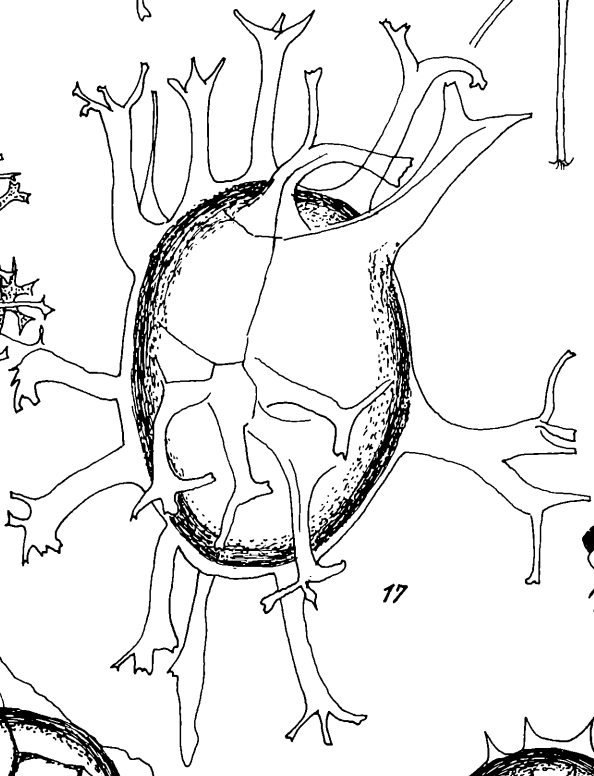
13



14

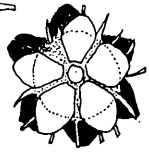


16

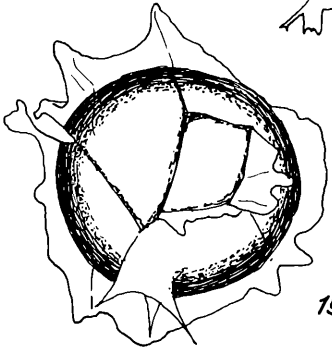


17

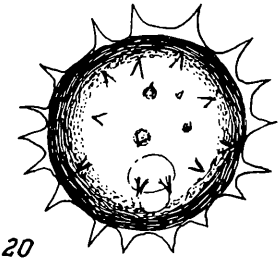
15



18



19



20

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

CLAUS-PETER SAUER

Ein Eskimo unter den Insekten: Der Winterhaft Boreus westwoodi

Mit dem Einbruch des Winters scheint das vielfältige Insektenleben zu ersterben; doch weiß der aufmerksame Beobachter auch in der kalten Jahreszeit an geschützten Stellen verborgene Insekten oder deren Entwicklungsstadien zu finden, die hier den Frühling erwarten, der sie wieder zu aktivem Leben erweckt. Als poikilotherme Tiere, deren Körpertemperatur der Umgebungstemperatur folgt, verfügen die Insekten über keine Temperatur-Regulation, sondern fallen bei tieferen Temperaturen in Kältestarre. In diesem Zustande verharren sie den Winter über und regen sich wieder mit steigenden Temperaturen, falls sie nicht in ihrem Lager tödlichen Kältegraden zum Opfer fielen. Die Kälteresistenz ist nämlich für die einzelnen Arten recht unterschiedlich. Während manche bei noch verhältnismäßig hohen Temperaturen dem Kältetod erliegen, gibt es andere, deren thermaler Toleranzbereich bedeutend weiter nach unten reicht. Der Toleranzgrad gegenüber einsetzender Kälte ist auch abhängig vom Entwicklungszustand des jeweiligen Insekts. Viele Insekten suchen mit Einbruch der kalten Jahreszeit Verstecke auf, in denen sie vor der Einwirkung extremer Kälte hinreichend geschützt sind. Einige sind in der Lage, bei Frostmilderung eine gewisse Winteraktivität zu entfalten, die aber nur dem Ortswechsel oder der Ernährung dient, jedenfalls keine Fortpflanzungsaktivität ist, wie wir es beispielsweise bei einigen Carabiden kennen. Nur ganz wenige Insekten gibt es, die unter Umkehrung der gewohnten Verhältnisse die Hauptphase ihres imaginalen Daseins, die

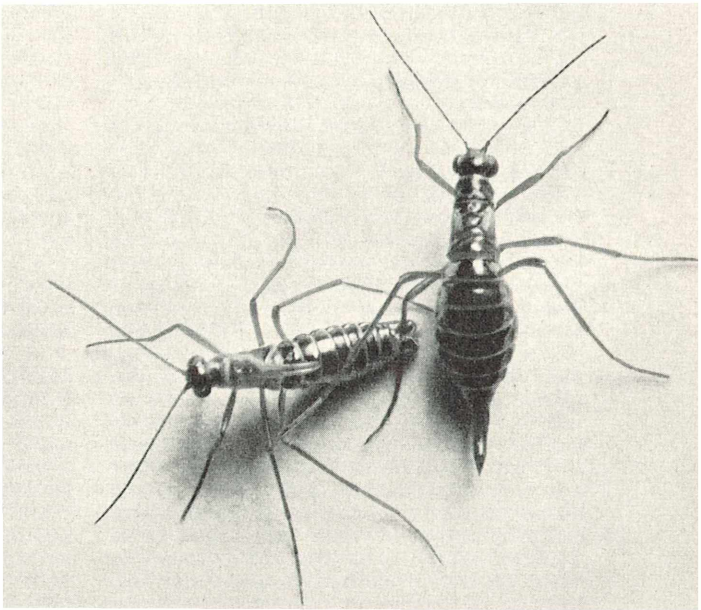


Bild 1: Das *Boreus*-Männchen ergreift die Tibia des Weibchens.

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

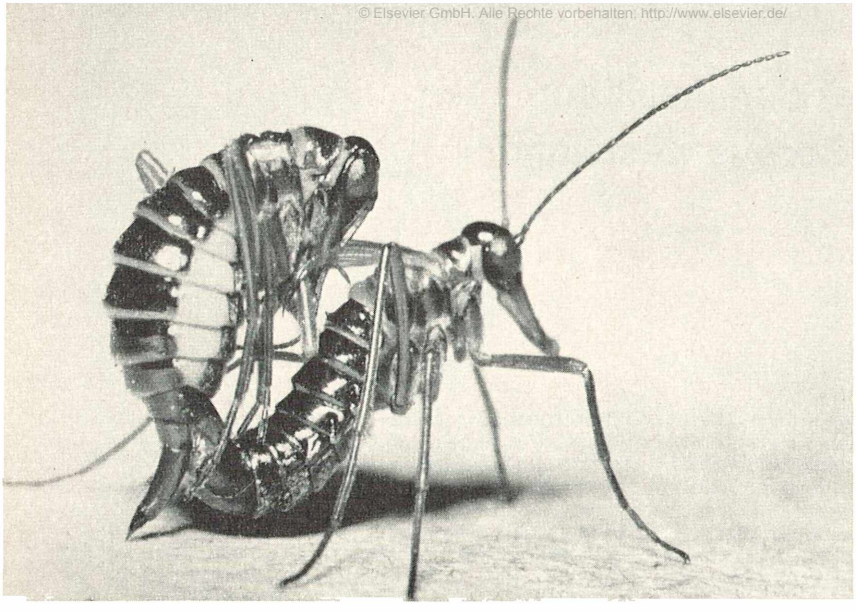


Bild 2: *Boreus westwoodi*-Pärchen in Kopula

Fortpflanzung, in den Winter verlegt haben. Es sind kaltstenotherme Formen. Hierhin gehören der „Gletscherfloh" *(Isotoma saltans)*, ein Collembole, die „Schneefliege" *(Chionea araneoides)*, eine Diptere, und die Winterhafte, die Boreiden, als Angehörige der bei uns sehr artenarmen Ordnung Mecoptera.

Die Winterhafte sind in ihrer Verbreitung auf die holarktische Region beschränkt. In Deutschland ist die einzige Gattung dieser Familie durch zwei nicht sehr häufige Arten vertreten: *Boreus hiemalis* L. und *Boreus westwoodi* Hag. Fundstellen für die von Oktober bis März erscheinenden Imagines von *B. hiemalis* sind bekannt aus der Umgebung von Berlin, aus dem Tharandter Wald und aus dem Thüringer Wald, von *B. westwoodi* aus dem Thüringer Wald.

Schon in früheren Jahren haben wir im Oberwald des Naturschutzparkes „Hoher Vogelsberg" sporadische Funde von *B. westwoodi* gemacht. Seit Oktober vergangenen Jahres beschäftigten wir uns auf zahlreichen Exkursionen gründlicher mit dem Auftreten und Vorkommen von *Boreus westwoodi* im genannten Waldgebiet. Wir fanden ihn an verschiedenen Stellen zum Teil in erstaunlich hoher Individuenzahl. Vor dem Schneefall waren die nur 4—5 mm großen Tiere auf den Moospolstern, auf denen sie sich aufhalten, recht schwer zu entdecken. Auf dem Schnee sieht man sie wegen ihres dunklen Körpers leichter. Will man die Tiere ergreifen, machen sie entweder Gebrauch von ihrem Sprungvermögen oder stellen sich tot. Wenn sie ungestört sind, klettern sie träge auf dem Moos umher.

Die Zahl der Fundplätze im Oberwald, in einer Höhenlage von 500—600 m, hat sich seither auf 10 erhöht. Allen Fundstellen sind folgende Charakteristika gemeinsam: Sie liegen im Bereich der Berg-Buchen-Wald-Zone. An zahlreichen Orten findet sich hier auf Grund hoher Boden- und Niederschlagsfeuchtigkeit Bruchwald, wo die Buche einem Eschen-Erlen-Ahorn-Bestand weicht. Die dort herrschenden mikroklimatischen Bedingungen scheinen dem kälte- und feuchtigkeitsliebenden Winterhaft besonders günstige Lebensbedingungen zu bieten. Hier stehen ihm auch die zu seiner Ernährung nötigen Moose zur Verfügung. Die Moosflora entspricht in ihrer Zusammensetzung dem artenarmen Bewuchs acidophiler Wälder.

Withycombe (1921) fand *Boreus* auf *Mnium hornum, Bryum atropurpureum* und *Dicranella heteromalla*, auch Steiner (1937) gibt *Mnium hornum* an. Strübing (1950) schildert, daß das *Boreus*-Vorkommen eng an die Ausbreitung von *Polytrichum piliferum* gebunden sei, während sie auf *Hypnum*-Arten, die in unmittelbarer Nachbarschaft standen, nie einen *Boreus* gesehen hat. Auch in den von uns untersuchten Biotopen wachsen *Hypnum cupressiforme* und *Polytrichum*-Arten nebeneinander, außerdem kommen noch *Dicranum scoparium, Dicranella heteromalla* und *Thuidium tamariscinum* vor. Unsere *Boreus*-Funde wurden fast alle auf *Hypnum cupressiforme* ge-

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

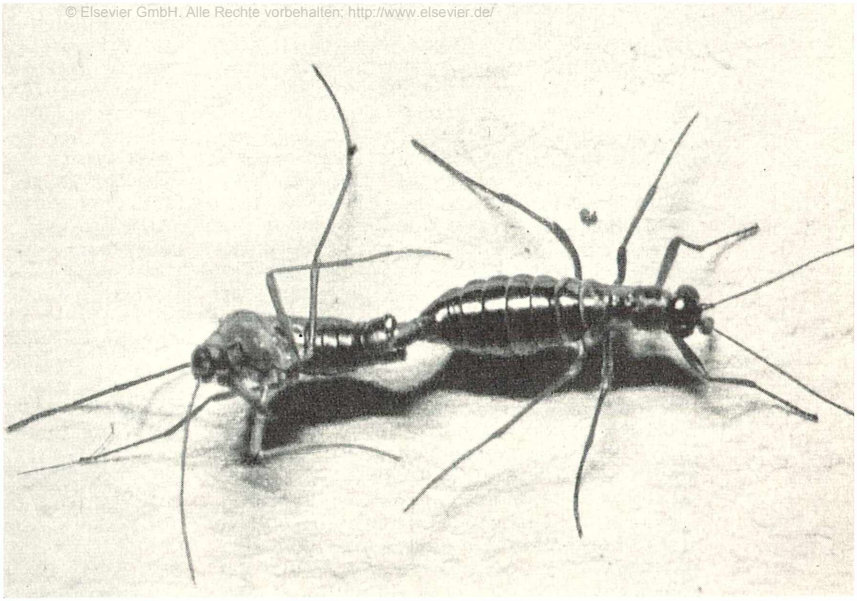


Bild 3: Das Weibchen trennt sich vom Männchen.

macht, niemals fingen wir ein Exemplar auf *Polytrichum*-Arten. Sowohl im Gelände als in den von mir angestellten Gefangenschaftsbeobachtungen konnte ich feststellen, wie die Winterhafte an allen von den Fundorten stammenden Moosen fraßen, nur *Polytrichum*-Arten unberührt ließen.

Die Fortpflanzungsaktivität der Boreiden unter den ökoklimatischen Bedingungen im Winter ist erstaunlich. Brauer (1855), der die Tiere auf Schnee beobachtet hat, schreibt im Stile der Zeit: „Es gewährt einen höchst merkwürdigen Eindruck, diese kleinen zierlichen Thierchen bei einer spärlichen Sonne, vollkommen zufrieden, auf dem weißen Bahrtuche der Natur ironisch Hochzeit halten zu sehen." Er gab auch als erster eine genauere Beschreibung der Kopulation.

Um das Kopulationsverhalten der Borei genauer zu beobachten, nahm ich eine Anzahl Tiere in Zucht. Die Kopulation und die der Kopulation vorausgehenden Vorgänge konnten im Gelände und im Laboratorium beobachtet werden. Unterschiede im Verhalten konnte ich nicht feststellen. Der Verlauf ist folgender: Die Tiere, Männchen und Weibchen, laufen entweder suchend umher oder sitzen ruhig fressend im Moos. Oft kann man die Männchen beobachten, wie sie, das Abdomen nach oben biegend, aufgeregt mit den Genitalhaken schlagen. Die Genitalhaken sind Anhänge am Basalsklerit des Genitalsegmentes. Berühren sich zwei Tiere untereinander, so zeigen meist beide eine Schreckreaktion und bringen sich durch einen Sprung in Sicherheit. Bei solchen Begegnungen kommt es auch zuweilen vor, daß ein Männchen mit den Haken seines Kopulationsapparates ein Weibchen an einer Extremität festhält. Ist es einem männlichen Tier gelungen, mit seinen Genitalhaken z. B. die Tibia — was ihm am ehesten gelingt — eines Weibchens zu ergreifen (Bild 1), so kann dieses verschieden reagieren: Entweder es verhält sich vollkommen passiv, oder aber es leistet heftigen Widerstand und versucht sich loszureißen. Im ersten Fall kann das Männchen mühelos die Begattung vollziehen. Widersetzt sich das Weibchen den Kopulationsversuchen des Partners, wobei es diesen oft eine beachtliche Strecke hinter sich herziehen kann, so macht es diesem einige Schwierigkeiten, zur Kopulation zu gelangen. Es kann aber auch dem Weibchen glücken, sich vom Männchen zu trennen. Das Männchen, welches sich festzuhalten vermag, richtet sich jetzt auf und versucht — immer die Tibia umklammernd — mit den in höchst eigentümlicher Weise zu Kopulationshilfsorganen umgestalteten Flügeln das Weibchen kurz hinter dem Thorax zu fassen, wobei das Abdomen und teilweise auch der Thorax des weiblichen Tieres zusammengedrückt werden kann. Dieser Vorgang geschieht meist unter heftigen Abwehr- und Fluchtbewegungen des Weibchens. Das Männchen ist nun bemüht, sich auf das Abdomen und die hinteren Extremitäten stützend, durch eine schnelle Vorwärtsbewegung das Weibchen quer zur eigenen Körperachse auf dem Rücken zu tra-

gen. Jetzt erst gibt das Männchen die Tibia des Weibchens frei. In dieser Phase wird das weibliche Tier vollkommen unbeweglich. Das Männchen versucht jetzt, die Begattung einzuleiten. Es biegt mit den Genitalhaken die aus zwei Skleriten bestehende Subgenitalplatte des Weibchens auseinander. Dann erfolgt die Vereinigung der beiden Genitalsegmente, wobei das männliche Tier die Flügelklammer löst. Das Weibchen legt die Beine eng an den Thorax, klappt die Fühler unter die Ventralseite und verharrt in dieser Stellung. Das Männchen schlägt nun die Flügel über die Femuren der Vorderbeine des Partners und läßt diese für die Dauer der Kopulation nicht mehr los (Bild 2). Für die männlichen Borei ist dieser subfeminale Modus der Begattung, wie man ihn auch bei Grylliden, Anopluren und Mallophagen finden kann, in keiner Weise eine Behinderung ihrer Bewegungsfreiheit; oft konnte ich beobachten, wie sie geschickt zwischen dem Moos umherliefen.

Man kann gut zwischen den die Kopulation einleitenden Vorgängen und dem Begattungsakt unterscheiden. Die Einleitung der Kopulation dauert 3—10 Minuten, der Begattungsakt mehrere Stunden, manchmal bis zu zwei Tagen. Bei Pärchen, die ich in Einzelhaft hielt, konnte ich beobachten, daß sie die Kopulation bis zu viermal am Tage wiederholten. Auch wenn ich das Männchen bzw. Weibchen austauschte, wurde die Kopulation vorgenommen.

Das Ende der Begattung wird vom Weibchen eingeleitet; es gibt die Akinese auf und versucht, sich aktiv vom Männchen zu trennen. Dabei wird das männliche Tier auf die Seite gedreht und vom Weibchen hinter sich hergezogen, bis die Genitalsegmente voneinander gelöst werden (Bild 3). Hinsichtlich der Art des die Kopulation auslösenden Reizes läßt sich nichts sagen. Die Männchen machen versehentlich nicht nur mit ihresgleichen, sondern auch mit Moosstückchen Kopulationsversuche, bemerken aber anscheinend ihren Irrtum sofort.

Abschließend sei betont, daß diese außergewöhnlichen Insektenformen während der stammesgeschichtlichen Entwicklung sich zwar an niedere Temperaturen angepaßt haben, dennoch aber wie alle anderen Insekten beim Unterschreiten eines Minimums der Kältestarre erliegen.

Literaturhinweise

1. Brauer, F.: Beiträge zur Kenntnis des inneren Baues und der Verwandlung der Neuropteren. Verhandl. d. zool.-bot. Vereins in Wien, 5, 701 bis 777 (1855).
2. Steiner, P.: Beitrag zur Fortpflanzungsbiologie und Morphologie des Genitalapparates von Boreus hiemalis L. Z. Morph. Ökol. Tiere, 32, 276—288 (1937).
3. Strübing, H.: Beiträge zur Biologie von Boreus hiemalis L. Zool. Beiträge N.F. 1, 51—110 (1950).
4. Withycombe, C. L.: On the Life-history of Boreus hiemalis L. Trans. ent. Soc. London 1921, 312—318.

Verfasser: Claus-Peter Sauer, Zoologisches Institut der Universität Gießen, Morphologisch-ökologische Abteilung, 63 Gießen, Ludwigstr. 23.

ZUR EINFÜHRUNG IN DIE MIKROSKOPIE

ALEXANDRA MANDL

Mikroskopie der Arzneipflanzen

Dünndarmerregende Abführmittel

Im letzten Artikel * wurden Abführmittel besprochen, die vor allem auf den Dickdarm einwirken. Hier besprechen wir Drogen, deren Angriffspunkt am Dünndarm liegt, indem sie auf sensible Nervenendigungen einwirken und so die Peristaltik beschleunigen. Sie enthalten entweder fette Öle oder Harze. Die Harze wirken wohl im Dünndarm, werden aber erst im Dickdarm resorbiert und können dort unter Umständen Koliken hervorrufen. Sie werden daher meist nur in kleineren Mengen als Zusatz zu anderen Laxantien gebraucht, vor allem in Kombination mit dickdarmerregenden Mitteln, um Stauungen im Darm zu vermeiden. Die Wirkungszeit dieser Drogen ist im allgemeinen ziemlich kurz, sie beträgt zwischen zwei und sechs Stunden.

Als erstes soll das am besten bekannte

* Mikrokosmos 54, 374—379, 1965 (Heft 12).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

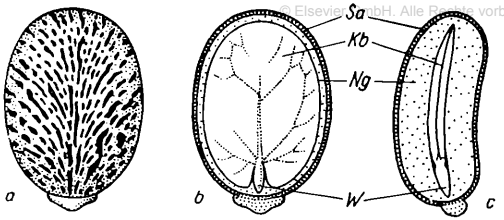


Bild 1: Samen von *Ricinus communis*. *a* Samen von außen, *b* geöffneter Same, *c* senkrechter Schnitt durch die Keimblätter. *Kb* Keimblätter, *Ng* Nährgewebe, *Sa* Samenschale (aus TROLL).

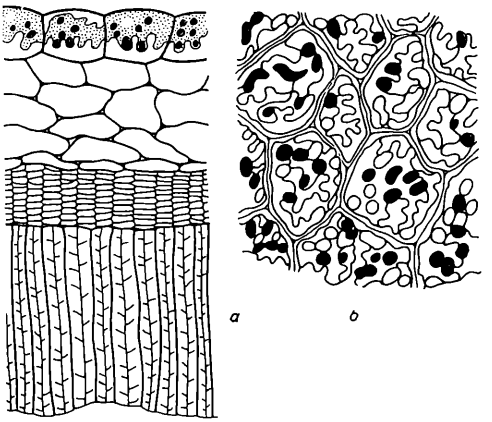


Bild 2: *Ricinus communis*. *a* Samenschale quer, *b* Samenschale in Aufsicht.

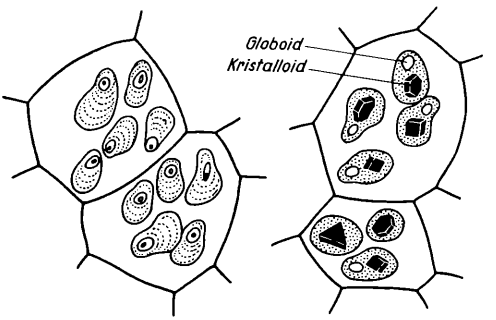


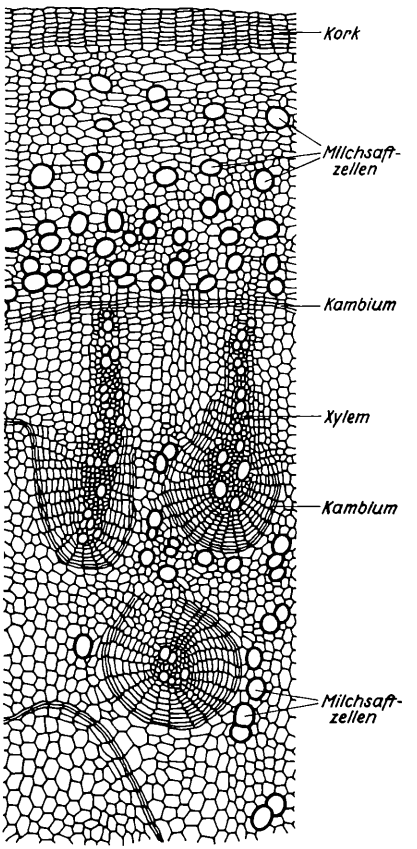
Bild 3: *Ricinus communis*. Nährgewebe (Endosperm) mit Aleuronkörnern.

und am wenigsten beliebte Abführmittel, das **Ricinusöl,** behandelt werden.

Ricinus communis ist eine Euphorbiacee (Wolfsmilchgewächs), die, ursprünglich in Afrika beheimatet, heute in fast allen Kulturländern in verschiedenen Varietäten angebaut wird und unter denselben klimatischen Bedingungen wie der Weinstock gedeiht. In seiner Heimat ist *Ricinus* ein bis zu 12 m hoher Baum, je weiter nördlich er auftritt, desto niedriger wird er in seinem Wuchs; in Mitteleuropa ist er nur eine 1—1½ m hohe Staude mit meist handförmig gelappten, großen Blättern, in Rispen stehenden Blüten und glattschaligen oder stacheligen Kapselfrüchten, in deren drei Fächern je ein Same enthalten ist. Als Droge dienen die Samen, deren Habitus hinsichtlich Form, Größe und Zeichnung ebenso variabel ist wie derjenige der Pflanze selbst.

Die Samen sind im Umriß flach oval mit wulstiger Karunkula und einer deutlich bis zur Chalaza reichenden Raphe. Auffallend ist vor allem die gesprenkelte Samenschale in den verschiedenartigsten Tönungen, die von weiß über braun bis schwarz reichen kann (Bild 1). Unter dem Mikroskop sieht man, daß die Epidermis der Samenschale vorwiegend aus polygonalen dünnwandigen Zellen besteht, zwischen denen farbstoffführende, durch unregelmäßige Verdickung der Außenwände gekennzeichnete Zellgruppen eingestreut sind, deren Anordnung die Fleckung der Samenschale ergibt. Auf einige Reihen dünnwandiger Parenchymzellen folgen zwei Reihen von Palisaden,

Bild 4: *Radix Jalapae*, Querschnitt. *K* Kork, *m* Milchsaftzellen, *c* Kambium, *h* Xylem. Nach TSCHIRCH.



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

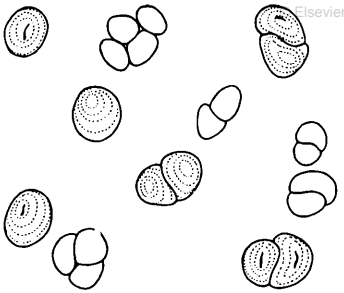


Bild 5: *Radix Jalapae*, Stärkekörner.

die sich in Form, Größe und Farbe voneinander unterscheiden. Die äußeren Palisaden sind hell, dünnwandig und bis zu 20 μ hoch, die inneren Palisaden bis zu 200 μ hoch, stark verdickt mit gefärbter Wand und pigmentiertem Inhalt, wodurch die Grundfarbe des Samens zustande kommt. Das anschließende Endosperm und der mächtige Keimling sind aus dünnwandigen Zellen aufgebaut, die in reichlichen Mengen Fett und Aleuronkörner führen. Die Aleuronkörner enthalten, in einer Eiweißgrundmasse eingebettet, einen ansehnlichen Eiweißkristall neben einem exzentrisch gelagerten, rundlichen Globoid, einem Salz der Inosithexaphosphorsäure. Um die Aleuronkörner betrachten zu können, legt man das Präparat statt in Chloralhydrat, in dem sie sich lösen, in Glycerin. Verwendet man eine Rohrzucker- oder Jodlösung, so färben sich die Kristalloide gelb an (Bild 2 u. 3).

Von pharmazeutischer Bedeutung ist lediglich das fette Öl, das in den Samen bis zu 70% enthalten ist. Es darf nur kalt ausgepreßt werden, da bei Behandlung unter höherer Temperatur gewisse Mengen eines giftigen Eiweißstoffes, des Ricins, in das Öl gelangen. Um jede Gefahr zu vermeiden, werden bei den medizinisch verwendeten Ölen Spuren von Ricin durch Auskochen mit Wasser entfernt. Ricinusöl wurde in früheren Zeiten nur als Brennöl verwendet und erst seit dem 18. Jahrhundert auch als Abführmittel. Außerdem dient es als Zusatz zu zahlreichen Kosmetika wie Haarbrillantine und Wimpernpflegemittel.

Von den Drogen, deren Harz purgierend wirkt, ist vor allem **Radix Jalapae** zu erwähnen. Es handelt sich um die Wurzelknollen von *Exogonium purga*, einer Convolvulacee (Windengewächs), die an den Hängen der mexikanischen Kordilleren wächst und mit dem einheimischen Ackerwindling nahe verwandt ist. Die Pflanze

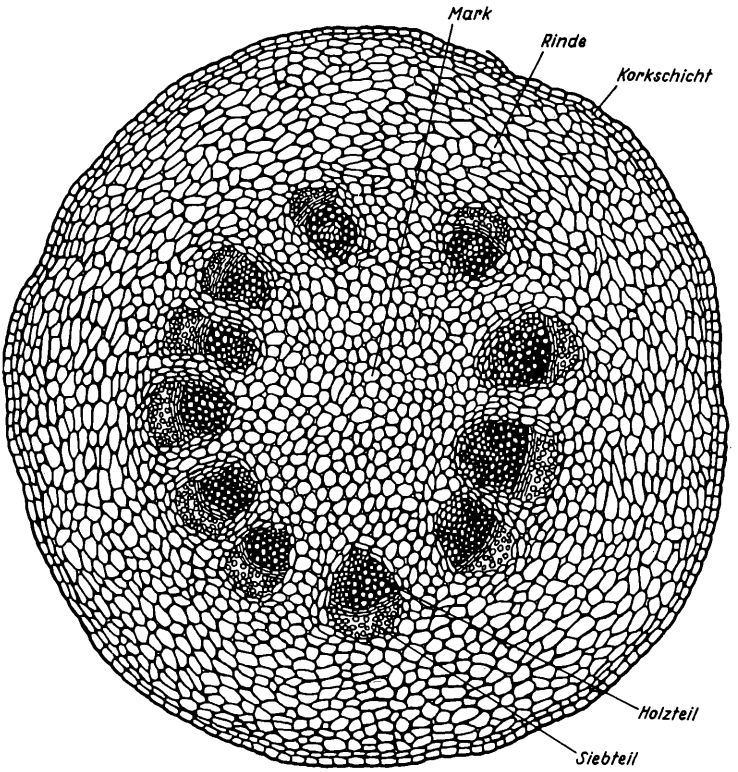


Bild 6:
Rhizoma Podophylli, Querschnitt. *Ko* Korkschicht, *ri* Rinde, *ma* Mark, *ho* Holzteil, *si* Siebteil.

hat weit verzweigte Rhizome mit zahlreichen Nebenwurzeln, von denen einige knollenförmig verdickt sind und die Droge liefern. Sie werden am Ende der Regenzeit gesammelt und in Netzen über dem offenen Feuer getrocknet. Daher ist die Oberfläche der dunkelbraunen, harten Knollen stark geschrumpft und runzelig. Größere Stücke werden zwecks besserer Trocknung mehrfach eingeschnitten, so daß das im Inneren befindliche schwarz-glänzende Harz austritt. Da die Droge sehr hart ist, kann sie nur mit der Säge auseinandergeschnitten werden. Geglättete Querschnitte zeigen schon mit der Lupe eine dunkel gefärbte schmale Rinde und innerhalb des Kambiums einen breiten Holzkörper mit einer schwachen Marmorierung, die durch kreis- oder wellenförmige Sekundärkambien hervorgerufen wird. Unter dem Mikroskop ergibt sich nun folgendes Bild: Unter einer starken Korkschicht liegt die schmale Rinde aus dünnwandigen Parenchymzellen, zwischen denen zahlreiche Milchsaftzellen und einzelne Steinzellen eingelagert sind. Der innerhalb des Kambiums befindliche Holzteil wird von Holzparenchym und in Gruppen angeordneten Gefäßen gebildet. Um die Gefäßgruppen liegen kreis- oder wellenförmige Sekundärkambien, die nach innen Parenchym und Gefäße, nach außen Parenchym, Siebröhren und Milchsaftzellen bilden. In den Parenchymzellen von Rinde und Holz finden sich kleine Calciumoxalatdrusen und in reichlichen Mengen Stärkekörner, die bis zu 60 μ groß und von kugeliger Gestalt mit schwacher exzentrischer Schichtung sind. Charakteristisch sind vor allem Zwillingskörner mit S-förmig gekrümmter Berührungsfläche. In den äußeren Schichten der Knolle sind die Stärkekörner infolge der Hitze beim Trocknen meist mehr- oder weniger verkleistert (Bild 4 u. 5). Das Harz, das im Milchsaft enthalten ist und durch Extraktion mit Alkohol gewonnen wird, wirkt schon in kleineren Dosen stark anregend auf die Peristaltik und reizend auf die Darmschleimhäute; es ist daher bei seiner Anwendung Vorsicht geboten. Weniger häufig als das Harz von Radix Jalapae wird das von **Radix Podophylli** verwendet. *Podophyllum peltatum* ist eine in den Laubwäldern Nordamerikas wachsende Berberidacee (Sauerdorngewächs), die bei den Indianern von altersher als Wurm- und Brechmittel bekannt ist, bei uns jedoch erst seit dem 19. Jahrhundert als Abführmittel in Gebrauch steht. *Podophyllum* besitzt horizontal im Boden kriechende, gabelig verzweigte Rhizome von dunkelbrauner Farbe und 5—6 mm Dicke, die in regelmäßigen Abständen bis über 1 cm angeschwollen sind. Diese Anschwellungen entsprechen Stengel- und Niederblattnarben an der Oberseite und Wurzelstümpfen und -Narben an der Unterseite des Rhizomes. Die Wurzeln selbst dienen nicht als Droge.

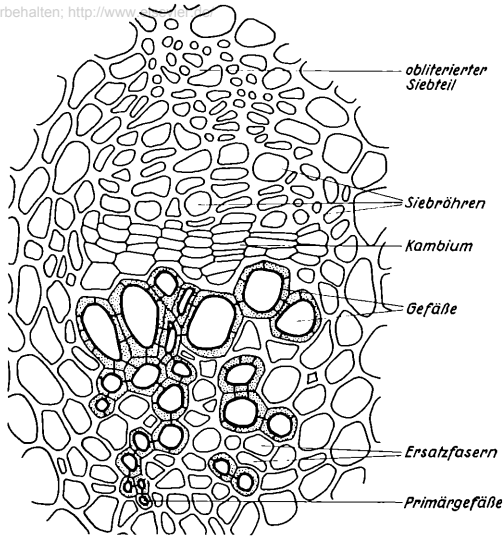


Bild 7: *Rhizoma Podophylli.* Leitbündel quer. *os* obliterierter Siebteil, *si* Siebröhren, *ca* Kambium, *g* Gefäße, *f* Ersatzfasern, *prg* Primärgefäße.

Der Querschnitt ergibt den typischen Aufbau eines jungen dikotylen Rhizoms. Unter einem zweischichtigen dunkelbraunen Kork liegt im Grundgewebe ein Kreis kollateraler Gefäßbündel, deren Siebteile nach außen und deren Holzteile nach innen gerichtet sind. Zwischen den Gefäßbündeln ziehen Markstrahlen vom mächtigen Mark bis in die Rinde. Alle Parenchymzellen des Grundgewebes enthalten rundliche bis ovale Stärkekörner. Vereinzelt kann man auch Oxalatdrusen und kleine Oxalatnädelchen feststellen (Bild 6 u. 7). Zumeist wird nicht das Rhizom selbst, sondern das durch alkoholische Extraktion gewonnene Harz als Abführmittel verwendet. Es stellt ein gelbes amorphes Pulver dar und ist unter dem Namen Podophyllin im Handel. Interessant ist, daß Podophyllin nicht nur stark abführend wirkende Substanzen, sondern nach neueren Untersuchungen auch zellteilungshemmende Stoffe enthält. Letztere bedingen die Anwendung von Podophyllin gegen bösartige Geschwüre und Wucherungen, und zwar wird es in Form von Pasten, die aus Podophyllin und Glycerin bestehen, angewendet.

Verfasserin: Dr. A. Mandl, Wien I, Biberstr. 8/7

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

FRITZ BODE

Neue Geräte zur Elektronenblitz-Mikrofotografie

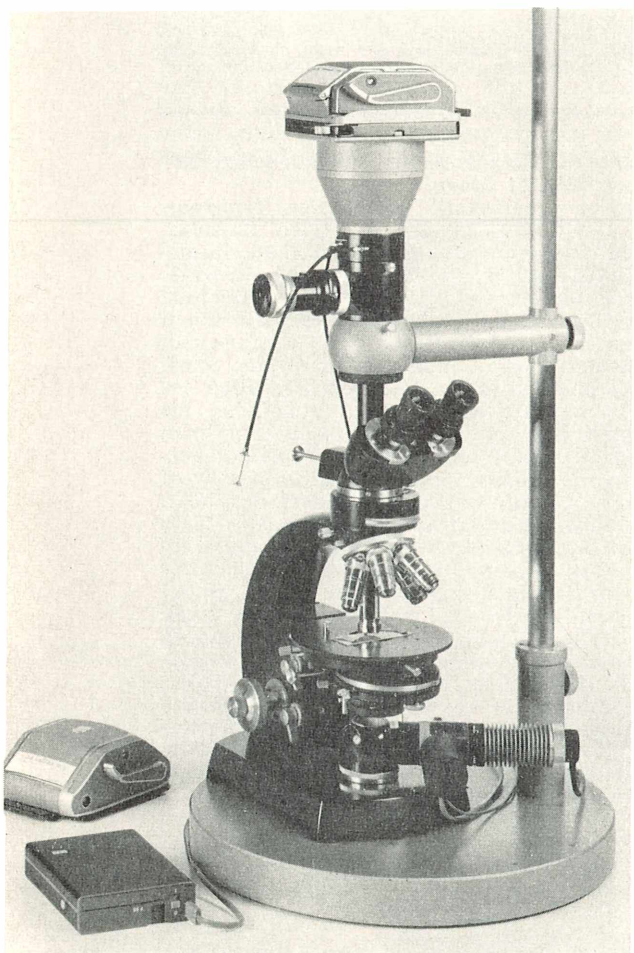


Bild 1: Fester Tubus mit Linhof-Kassette.

Die bewährte Blitzanordnung von Carl Zeiss ist nunmehr auch mit dem sehr kleinen und leistungsstarken Blitzgerät F 65 von Braun A.G. zu kombinieren und mit den üblichen mikrofotografischen Einrichtungen zu benutzen. Eine besonders hohe Qualität ist mit dem Mittel- und Großformat zu erreichen, z. B. mit den Apparaten von Linhof. Es bestehen grundsätzlich dabei zwei Möglichkeiten:

1. Der feste Tubus mit den verschiedenen Linhof-Kassetten einschließlich den Kassetten für Meterware (Bild 1).
2. Die normale Linhof 6×9 Technika, die mit dem Zeissschen Zwischenstück zu verbinden und abzustimmen ist und die es auch gestattet, bei veränderlichem Abbildungsmaßstab nur mit dem Objektiv (z. B. mit Luminaren) zu arbeiten, wobei das Mikrozwischenstück wegfällt (Bild 2).

Neue, sehr interessante Anwendungsgebiete ergeben sich in der Elektronenblitz-Kinematografie. Bild 3 zeigt eine blitzsynchronisierte 16 mm-Kamera (Beaulieu) in Verbindung mit dem F 65 für Zeitrafter-Einzelbildaufnahmen. Hierbei ist die Blitzfolge auf etwa 15 Aufnahmen pro Minute begrenzt. Zur Zeit entwickelt Braun einen Blitzgenerator, der bis zu 24 Blitzen pro Sekunde mit der Filmkamera zu synchronisieren ist. Dies bedeutet eine ungewöhnliche Schärfe des Einzelbildes und vermeidet eine übermäßige Belastung der Organismen mit Energie.

Verfasser: Dr. F. Bode, Frankfurt/Main, Leipziger Straße 46

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

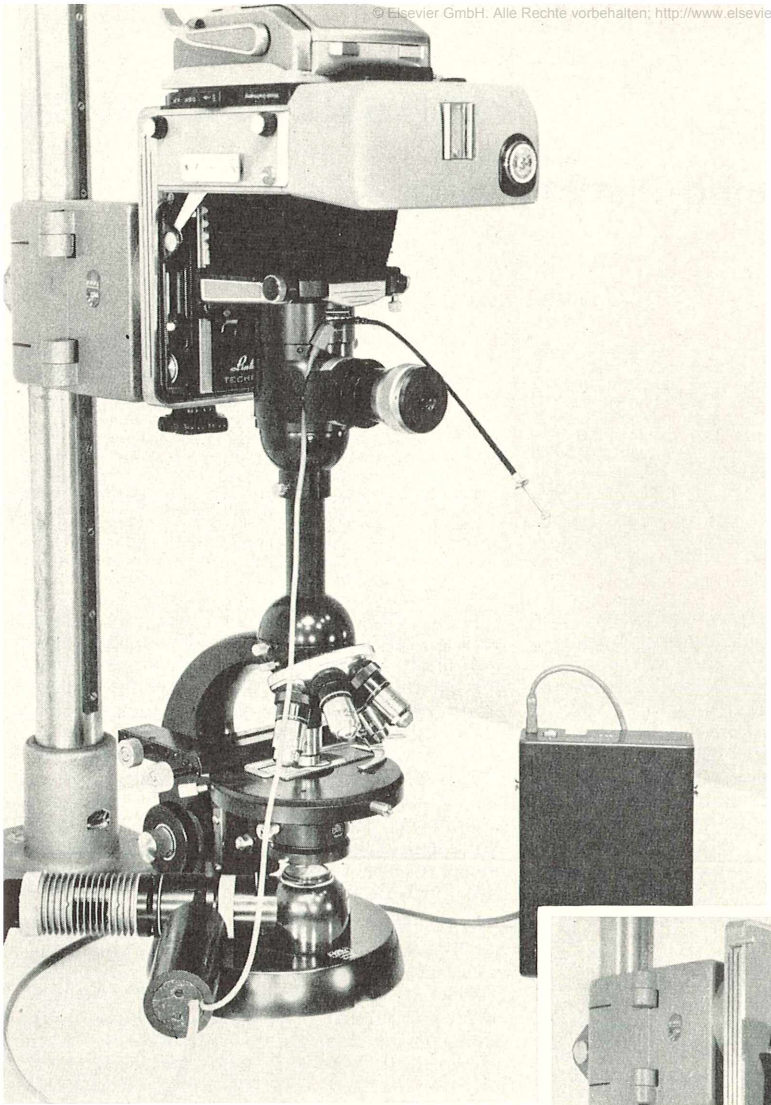


Bild 2: Diese Anordnung gestattet es, nur mit dem Objektiv zu arbeiten. Das Mikrozwischenstück fällt dann weg. Ebenso der Tubus des Mikroskops.

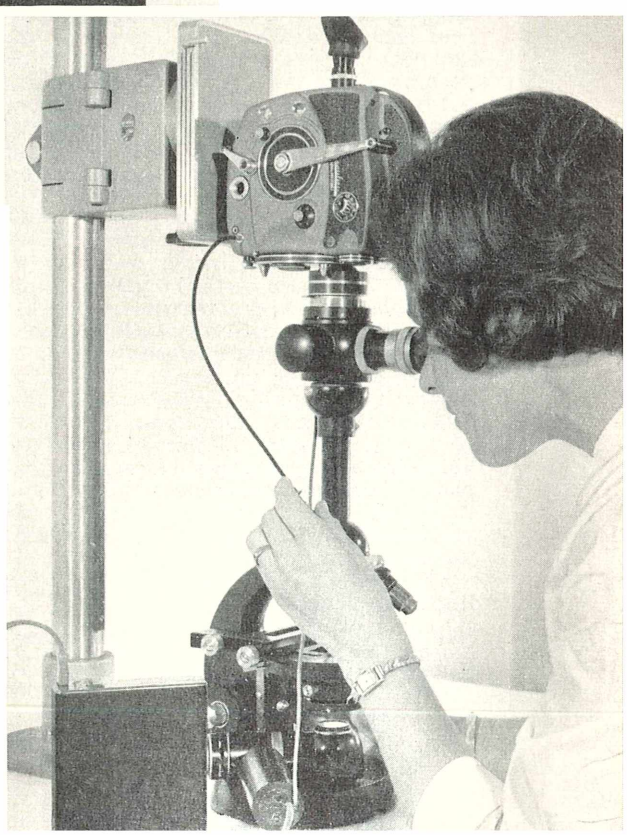


Bild 3: Elektronenblitz-Kinematografie: Blitzsynchronisierte 16 mm-Kamera.

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

K. HÖLL

Ein neues Nanno-Planktonnetz

Die deutsche Chemiefaser-Industrie hat kürzlich ein neues Faser-Produkt herausgebracht, das zu feinsten Fäden versponnen und zu einem sehr feinmaschigen Gaze-Netz verarbeitet werden kann.

Die kleinste Maschenweite dieses Spezial-Netzmaterials ist weniger als halb so groß wie die der Müller-Seide. In der chemischen Industrie wird die neue Chemiefaser zur Filtration feinster Trübungen bereits verwendet.

Daher kam mir der Gedanke, das Netzmaterial auf seine Eignung als Plankton-Netz auszuprobieren. Die Erfolge waren sehr gut. Bei den Versuchen zeigte es sich, daß die kleinen Plankton-Formen, insbesondere das Nannoplankton, weitgehend erfaßt werden. Das Plankton-Bild ist zugunsten des Nannoplanktons verschoben, jedenfalls wird dies viel mehr erfaßt als mit den bisher gebräuchlichen Plankton-Netzen aus Müller-Seide und Nylon.

Bei der Untersuchung von oligotrophen, planktonarmen Gewässern geben Plankton-Fänge mit dem neuen Netz weitere Aspekte. Deshalb ist die Bezeichnung *Nannoplankton-Netz* gerechtfertigt. Die bisherige Methode der Nannoplankton-Untersuchung durch Zentrifugieren von 1 bis 3 Liter Wasser ist umständlich und erfaßt nur eine sehr geringe Wassermenge. Man erhält dabei kein Durchschnittsbild des ganzen Gewässers, da das Plankton bekanntlich nicht gleichmäßig im Gewässer verteilt ist. Durch horizontale und vertikale Züge mit dem neuen Netz ist aber eine vollständige Erfassung der kleinen Planktonformen möglich.

Die Maschenweiten der Plankton-Netze liegen wie folgt:

Müller-Seiden-Gaze	65 μ =	8649 Maschen/qcm
Nylon- u. Perlon-Gaze	50 μ =	9800 Maschen/qcm
Nanno-Faser-Gaze	28 μ =	23104 Maschen/qcm
Nanno-Faser-Gaze	10 μ =	36000 Maschen/qcm

Wenn auch die Maschenweite nur etwa halb so groß ist wie bei den bisher verwendeten Netzen, so sind doch die Filtriergeschwindigkeit und der Filtrierwiderstand bei dem neuen Netz-Material überraschenderweise geringer als bei den alten Netz-Materialien. Dies wurde durch mikroskopische Bilder erklärt. Kette und Schuß des Monodur-Gewebes sind nur etwa ein Viertel so dick wie bei den bisher verwendeten Geweben; das Nanno-Gewebe leistet daher dem durchgehenden Wasser viel geringeren Widerstand.

Kette und Schuß bestehen bei den bisherigen Netz-Materialien zumeist aus mehreren Fäden, die dadurch eine ungleiche Oberfläche haben; Plankton und Detritus bleiben an dieser unebenen Oberfläche hängen, was bei dem neuen Netz nicht der Fall ist. Deshalb läßt sich das neue Netz auch leichter reinigen und die Fänge sind noch besser voneinander zu trennen.

Die Maschenweite ist im Gebrauch bei dem neuen Netz unveränderlich, was bei dem Seiden-Netz nicht ganz zutrifft. Das neue Netz trocknet schneller, kann aber auch im feuchten Zustand längere Zeit transportiert werden, ohne daß es leidet. Bei größeren Exkursionen kann dies von Vorteil sein. Gegen chemische und mechanische Einflüsse ist das neue Netz-Material besonders widerstandsfähig.

Bei intensiver Gewässeruntersuchung sollte das Nannoplankton-Netz neben dem normalen Nylon-Netz, das von A. VAN DER WERF eingeführt wurde (The Amsterdam Naturalist Vol. 1 1950), verwendet werden. Bei der biologischen Trinkwasser-Kontrolle übertrifft das neue Netz die bisherigen bei weitem. Das neue Nanno-Planktonnetz ist lieferbar durch die Firma Franz Bergmann KG. 1 Berlin 37, Berliner Str. 25.

KLEINE MITTEILUNGEN

Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Zum Umschlagbild:
Haftscheibe eines Gelbrandkäfer-Männchens

Ventralansicht der Haftscheibe eines linken Vorderfußes von *Dytiscus marginalis* (Gelbrandkäfer). Vergrößerung 48fach. Die drei ersten Tarsalglieder der Vorderbeine sind — nur bei den Männchen — stark verbreitert. Eng aneinandergefügt, bilden sie eine von Randborsten umstandene Scheibe. Jedes Glied ist auf der Unterseite mit einer Reihe kleiner Saugnäpfchen — zusammen 144 — bestückt. Auf dem ersten Tarsalglied stehen außerdem die beiden großen, von Chitinfransen umsäumten und durch Chitinrippen ausgesteiften Haftnäpfe. Die chitinösen Saugscheiben, die kleinen wie auch die großen, sind als verbreiterte Haarspitzen aufzufassen. Sie werden von jeweils einer riesigen Achsenzylinderzelle gebildet. Weitere Epithelzellen liefern das Chitin der Stielchen. Beim ausgehärteten Käfer sind die Stiele und Näpfe elastische Chitingebilde, die keinerlei lebende Zellelemente mehr enthalten.

Die Haftscheiben der Vorderbeine und der Mittelbeine (hier sitzen jeweils etwa 1600 sehr kleine Saugnäpfchen) sind Hilfsapparate bei der Kopulation. Mit seinen Saugapparaturen verankert sich das Männchen unter Wasser blitzschnell auf dem Halsschild und den Flügeldecken des zunächst sehr unwilligen Weibchens. Beim Aufsetzen der Näpfe wird der „Napfnabel" vorgedrückt und das Wasser unter den Saugscheibchen herausgepreßt. Die Elastizität der Chitinsauger, ihr Bestreben, die alte Form anzunehmen, schafft eine kleine Druckdifferenz, da das Wasser nicht unter die abgeplatteten Sauger zurückströmen kann. Als „Dichtungsmittel" dient ein fettiges Sekret aus einzelligen Hautdrüsen der Fußhöhle, das die Haftnäpfe überzieht. Um die analog wirkenden „Saugknöpfe" von den Fliesen des Bades oder der Küche loszubekommen, schiebt man sie über eine Plattenfuge; in entsprechender Weise drückt das *Dytiscus*-Männchen die Haftscheiben nach der Begattung seitlich über den Körperrand des Weibchens hinaus.

Aufnahme *H. Streble*

Literaturhinweis

Blunck, Hans: „Beitrag zur Kenntnis der Morphologie und Physiologie der Haftscheiben von Dytiscus marginalis L." In: Zeitschrift f. wiss. Zoologie, Band C, Heft 3. 1912.

Haften und „Abschwimmen" aufgeklebter Schnitte

Cook untersuchte in umfangreichen vergleichenden Versuchsserien die Bedingungen, unter welchen Schnitte am besten haften. Gleich große Gewebestücke von Milz, Leber, Hirn, Tonsillen und Myocard (Mensch nach dem Tode) wurden nach fünf verschiedenen Schneideverfahren bearbeitet (Kryostat, Gefrierschnitt mit CO_2, Gefriertrocknen, Paraffin und Celloidin-Paraffin). Fixiert wurde einheitlich in 10% Formol-Salzlösung (nur im Kryostat durch frisches Gefrieren). Die Schnitte wurden unter einheitlichen Bedingungen mit einem Kontrollversuch mit Glycerin-Albumin, Stärkelösung, Lülo-Pektin, menschlichem Blutplasma, 0,2% Gelatine, 0,2% Gelatine-Formol auf Objektträger aufgeklebt. Gestreckt wurden die Schnitte mit 50% Alkohol. Die Präparate wurden über Nacht bei 18—20° C, 37° C und 56° C getrocknet und dann durch Waschen mit fließendem Leitungswasser und 10% Salmiakgeist bei 18 bis 20° C und mit 15% Natronlauge bei 56° C 4 Monate lang abzulösen versucht. Am wirksamsten erwies sich Blutplasma und eine Trockentemperatur von 56° C. Dabei schwammen selbst unter den gewählten extremen Bedingungen kaum Schnitte ab. Allerdings bedingt die hohe Trockentemperatur Schrumpfungsrisse im Gewebe. Gelegentlich versuchter Agar ist zwar wirksam, neigt aber zur Aufnahme von Kernfarbstoffen.

(H. C. Cook, Stain Technol. 40, 321—328, 1965).

H. H. Pfeiffer, Bremen

Schneiden und Färben von Wollfasern

Nach Entfetten eines kleinen Bündels Fasern in Petroläther werden die Fasern mit einem Haftmittel aus 10 g Pyroxylin, 50 ml absolutem Alkohol und 50 ml Äthyläther gebündelt, um einen U-förmigen Drahtrahmen gespannt und nach Schließen auf der vierten Seite zu einem Viereck vereinigt. Nach Trocknen über Nacht wird das Bündel mit 6% Nitrocellulose imprägniert, die man zu besserer Orientierung 1 Stunde lang mit 0,5% Methylenblau gefärbt hat. Dann läßt man die Nitrocellulose abfließen und härtet das Faserbündel in zweimal gewechseltem Chloroform (je 1 Stunde). Weiter wird es vom Drahtrahmen abgeschnitten und in einer Mischung 95:5 aus Paraffin und Bienenwachs eingebettet und nach Einbringen in den Objekthalter des Mikrotoms in 6—10 μ dicke Schnitte zerlegt (Weiterverarbeitung wie üblich). Zu Zählungen und zu Messungen des Durchmessers und der Schichten sollte nach Entparaffinieren und Passieren der Alkoholstufen eine Färbung (5 Minuten) mit Orange G (2 g in 2 ml Eisessig + 100 ml aqua dest.) oder in gesättigter wäßriger Pikrinsäure vorgenommen werden. Für feinere Untersuchungen wird eine umständlichere Färbungsweise mit Gegenfärbung in mehreren Arbeitsgängen vorgeschlagen.

(W. H. Clarke & I. G. Maddocke, Stain Technol. 40, 339—342, 1965.)

H. H. Pfeiffer, Bremen

Zur Färbung der Plasmafäden durch Siebplatten des Phloems laubwerfender Bäume

Den Verlauf der Plasmafäden durch die Siebplatte zu veranschaulichen, sind folgende beide Verfahren geeignet. Radiale und tangentiale Handschnitte durch die Innenrinde verholzter Zweige werden 5 Minuten in 0,2% Lösung von Ponceau S in 35% Essigsäure gefärbt und 5 Minuten in 5% Essigsäure differenziert, daß Plasmafäden, Siebplatte und Plasmalemma der Protoplasten rötlich (nelkenrot) werden, die Zellwände aber ungefärbt bleiben. Nach einem anderen Verfahren wird 95 Stunden in 0,001% Nigrosin in 2% Essigsäure gefärbt und kurz in destilliertem Wasser gewaschen. So nehmen Plasmafäden und Siebplatte gleich den Zellwänden bläuliche Färbung an, während anhaftendes Xylem (Holzteil) ungefärbt bleibt.

(J. Parker, Stain Technol. 40, 223—225, 1965.)

H. H. Pfeiffer

BÜCHERSCHAU

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

Weihe, Wolf H.: Die Umwelt der Versuchstiere und ihre Standardisierung im biologischen Test. Beiheft Nr. 9 zur internationalen Zeitschrift für Vitaminforschung. Verlag Hans Huber, Bern und Stuttgart 1964, 150 S. Preis: SF/DM 32,—.

Die Zusammenstellung enthält 7 wissenschaftliche Beiträge verschiedener Autoren mit einer Einführung und einem Schlußwort des Herausgebers. Die Vorträge wurden anläßlich eines Symposiums im Mai 1963 im Physiologischen Institut der Universität Bern gehalten. Die Bedeutung der noch jungen wissenschaftlichen Disziplin „Versuchstierkunde" wird vielleicht allein schon dadurch deutlich, daß sich zu diesem Symposium über 100 Teilnehmer einfanden. In der ganzen Welt werden Versuchstiere in riesigen Mengen verwendet, wobei Mäuse nach wie vor an der Spitze stehen, gefolgt von Ratten, Meerschweinchen und Kaninchen. Allein in der Schweiz wurden im Jahr 1957/58 über eine halbe Million Mäuse und nahezu 200 000 Ratten für Versuche benötigt. Versuchstiere lassen sich aber nur sinnvoll einsetzen, wenn man über die physiologischen Vorgänge im Tier genau unterrichtet ist, und so erklärt sich die erstaunliche Tatsache, daß man heute in vielen Bereichen der Biochemie und Physiologie der Ratte wesentlich bessere Kenntnisse als über die entsprechenden Vorgänge beim Menschen hat! Entsprechend dem Charakter eines Symposiums sind die behandelten Themen zwar alle auf Versuchstiere ausgerichtet, behandeln aber so verschiedene Gebiete wie „Der Genotyp als variabler Faktor im Tierversuch" von R. Loosli, „Die Bedeutung der Ernährung für die Ratte als Versuchstier" von H. Zucker oder „Die Standardisierung von Versuchstieren für Hormonteste und die Versuchsauswertung" von H. Weiser, um nur drei Vorträge als Beispiele herauszugreifen.

Die Beiträge sind speziell für den Fachwissenschaftler bzw. für den mit wissenschaftlicher Exaktheit arbeitenden Versuchstierzüchter von Bedeutung, können aber auch dem interessierten Laien einen Einblick in die Probleme geben, mit denen heute wissenschaftliche Erkenntnisse überhaupt erst ermöglicht werden.

Dr. W. Frank (Stuttgart-Hohenheim)

Hirschmann, W. und Zirngiebl, I.: Bestimmungstabellen von 300 Uropodiden-Arten (Larven, Protonymphen, Deutonymphen, Weibchen, Männchen). Acarologie — Schriftenreihe für vergleichende Milbenkunde, Folge 8, Gangsystematik der Parasitiformes, Teil 9, Hirschmann-Verlag, Fürth/Bayern 1965, 33 S. und 11 DIN A 3-Tafeln mit ca. 240 Strichzeichnungen. Preis: 29,— DM.

Der vorliegende Band aus der Schriftenreihe für vergleichende Milbenkunde ist eine Fortsetzung von Teil 7, in dem das revidierte System der Uropodiden veröffentlicht wurde. Teil 9 enthält 52 dichotomische Bestimmungstabellen. Damit liegt erstmals in der Welt ein Werk zur genauen Artbestimmung dieser Milbengruppe vor. Ausgezeichnete Abbildungen erläutern die in den Tabellen angeführten Merkmale. Besonders wertvoll ist es, daß nicht nur adulte Tiere, sondern die viel häufigeren Jugendstadien determiniert werden können. Dies ist z. T. dadurch möglich, daß mit den Gangmerkmalen zugleich Protonymphen, Deutonymphen sowie Weibchen und Männchen erfaßt werden. Die Verfasser haben aber außerdem gesonderte Tabellen für die einzelnen Stadien nach anderen Merkmalen aufgestellt. Dadurch sind mehrere Wege zur Bestimmung einer Form möglich. Das auf einem Wege erzielte Ergebnis läßt sich kontrollieren und sichert dadurch die Determination. Für Arten, von denen die Larven gefunden wurden, enthält die Arbeit gesonderte Larvenbestimmungstabellen.

Der vorliegende Band ist zugleich eine Ergänzung zur Bearbeitung der Uropodiden von den gleichen Autoren in: Stammer, H.-J.: Beiträge zur Systematik und Ökologie mitteleuropäischer Acarina Band II Mesostigmata 2. Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig KG, Leipzig. Diese im Druck befindliche Veröffentlichung wird eingehende Artbeschreibungen, Nomenklatur- sowie Fundortangaben enthalten.

Die Bestimmungstabellen sind übersichtlich und gut zu handhaben. Für alle Interessenten an der Mikrofauna im Boden, in Komposterden und ähnlichen Substraten schließt die Veröffentlichung endlich eine Lücke in der Bestimmungsliteratur für angewandte und ökologische Ermittlungen.

Dr. W. Karg

Neue Entwicklungen in der Elektronenmikroskopie (B. M. Siegel: Modern developments in Electron Microscopy). 432 S., mit zahlreichen Abbildungen. Academic Press, New York and London 1964. Preis $ 13.90.

Der Herausgeber (B. M. Siegel) verspricht im Vorwort eine kritische Auswertung gegenwärtiger Entwicklungen in der Elektronenmikroskopie und wendet sich in erster Linie an Wissenschaftler, die erst kürzlich mit der Elektronenmikroskopie begonnen haben. Ihnen sollen Hinweise auf das eigene Forschungsgebiet und andere, nahegelegene Disziplinen geboten werden. Es soll ein „Maßstab gesetzt werden für die eigene Arbeit". Es handelt sich also um eine Art Einführung in die Elektronenmikroskopie und nicht um ein Kompendium neuester Entwicklungen, wie ein Interessent, der sich nur nach dem Titel orientiert, vermuten könnte. Die ausgewählten Kapitel aus der Elektronenmikroskopie behandeln auf dem physikalischen Sektor die Physik des Elektronenmikroskops (Siegel) und in zwei Kapiteln die physikalischen Anwendungsbereiche (Pashley). Diesen Kapiteln stehen sechs auf dem Gebiet der Biologie gegenüber. Erwähnenswert sind vor allem die Abhandlungen von Fawcett (Histologie und Cytologie) und Kellenberger und Ryter (Bakteriologie). Die Freude über Fawcetts gute Darstellung wird aber getrübt durch die Tatsache, daß der Biologe, der sich über Dimensionen von Strukturen informieren möchte, keine Vergrößerungsangaben vorfindet. Über solche unverständlichen Mängel kann auch die hervorragende Qualität der Abbildungen nicht hinweghelfen. Das Buch schließt mit einem kurzen, einführenden Kapitel über biologische Makromoleküle (Hall). Für eine Einführung in die Elektronenmikroskopie ist die Konzeption des Buches zu heterogen und nicht allgemein genug. Es fehlt z. B. ein Kapitel über Virologie. Da andererseits auch der Inhalt dem Titel nur zum Teil gerecht wird, muß auch der Leser enttäuscht werden, der sich in erster Linie über Fortschritte auf dem Gebiet der Elektronenmikroskopie informieren möchte. Von solchen und einigen anderen Mängeln abgesehen kann das Buch trotzdem allen denen mit einigen Vorbehalten (s. o.) empfohlen werden, die sich über den heutigen Stand der Elektronenmikroskopie in den abgehandelten Teilgebieten informieren möchten.

Dr. G. F. Meyer (Tübingen)

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/
RENATE PETERS

Ein Blutparasit der Rötelmaus

Hepatozoon, ein leicht beschaffbares Demonstrationsobjekt zur Parasitenkunde

Wer sich aus Liebhaberei gern mit Parasiten beschäftigen möchte, wird immer wieder Schwierigkeiten mit der Materialbeschaffung haben, wenn er sich für die Erreger bekannter Seuchen interessiert. Er kann jedoch auch hierzulande leicht Untersuchungsmaterial erlangen, wenn er zur Untersuchung Formen wählt, die zwar mehr oder weniger nahe verwandt mit bekannten Seuchenerregern, aber kaum oder gar nicht pathogen sind. Derartige Formen können unter Umständen recht häufig vorkommen. Sie haben ferner den Vorteil, daß sie auch bei unsachgemäßer Handhabung für den Untersucher nicht gefährlich werden können.

Ein solches günstiges Objekt ist zum Beispiel ein in die Verwandtschaft der Malariaerreger gehörender Blutparasit, von dem mehr als die Hälfte der einheimischen Rötelmäuse *(Clethrionomys glareolus)* befallen sind. KRAMPITZ hat diesen Parasiten entdeckt und unter dem Namen *Hepatozoon erhardovae* 1964 erstmals beschrieben.

Die zur Untersuchung benötigten Rötelmäuse beschafft man sich, indem man im Walde an Stellen, die als Wohnort für Mäuse geeignet erscheinen, Fallen aufstellt. Als Köder kann man geröstetes Brot oder, besser noch, ranzige Walnüsse verwenden. Tote Mäuse muß man so bald wie möglich aus der Falle nehmen, da sich das Blut und damit auch die Parasiten bekanntlich sehr schnell zersetzen. Da nicht nur Rötelmäuse in die Fallen gehen, muß man die einzelnen Mäusearten natürlich unterscheiden können. Zur Bestimmung eignen sich die Bestimmungsbücher von BROHMER, STRESEMANN u. a. Von den frisch getöteten Rötelmäusen fertigt man am besten an Ort und Stelle

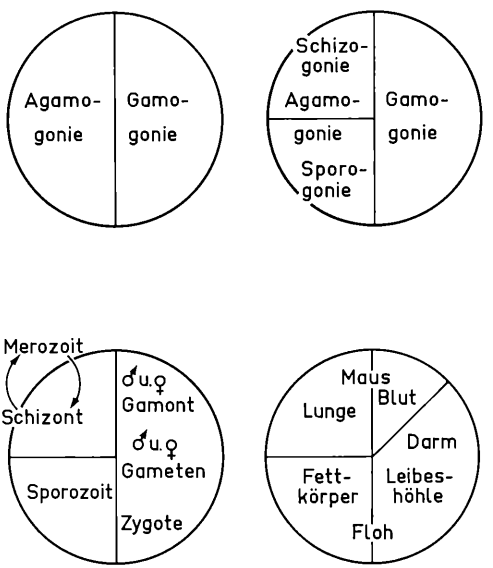


Bild 1: Die Terminologie des Generations- und Gewebswechsels bei dem Sporentierchen *Hepatozoon erhardovae*.
Oben links: Ungeschlechtliche und geschlechtliche Fortpflanzung wechseln ab (Agamogonie und Gamogonie).
Oben rechts: Die ungeschlechtliche Fortpflanzung erfolgt in zwei Formen, Schizogonie und Sporogonie, wobei jeweils aus einer Ausgangszelle viele Tochterzellen entstehen. Bei der Schizogonie dienen die Tochterzellen (Merozoiten) der Ausbreitung des Parasiten im Körper des Wirtes, die bei der Sporogonie entstehenden Sporozoiten dagegen infizieren neue Wirte; sie dienen daher der Verbreitung der Art.
Unten links: Die Schizogonie kann sich mehrfach wiederholen. Merozoiten dringen in Wirtszellen ein und werden zu Schizonten, die ihrerseits wieder Merozoiten produzieren. Sporozoiten entstehen aus der befruchteten Keimzelle, der Zygote, die ihrerseits aus der Vereinigung männlicher und weiblicher Keimzellen, der sog. Gameten, hervorgeht. Die Gameten entstehen aus besonderen Bildungszellen, den Gamonten.
Unten rechts: In der Lunge der Rötelmaus erfolgt die Schizogonie und die Bildung der Gamonten. Die Gamonten gelangen ins Blut und werden mit dem Blut von einem Floh aufgenommen. Gametenbildung und Befruchtung laufen wahrscheinlich im Darm des Flohes ab, die Sporogonie in der Leibeshöhle (Fettkörper). Wird der Floh von einer Maus gefressen, so können die Sporozoiten in die Lunge einwandern: Der Kreislauf beginnt von neuem.

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

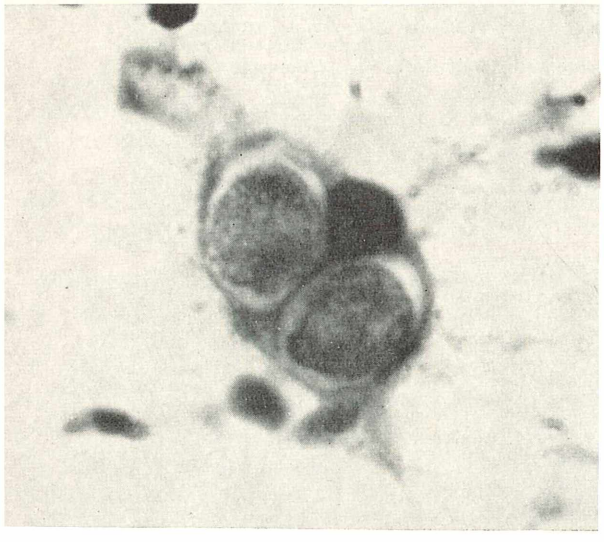


Bild 2—10: Stadien der Schizogonie von *Hepatozoon erhardovae* in der Lunge der Rötelmaus. Tupfpräparate.

Bild 2: Junger Schizont in einem Lymphocyten.

Bild 3: Junger Schizont in einem Lymphocyten.

Bild 4: Doppelinfektion eines Lymphocyten. Die Parasiten sind herangewachsen und beginnen mit der Kernteilung.

Blutausstriche an und läßt sie lufttrocken werden. Zu Hause fixiert man dann mit absolutem Alkohol nach und färbt nach GIEMSA (s. DOFLEIN-REICHENOW, REICHENOW-VOGEL-WEYER usw.). Bessere Präparate erhält man, wenn man die frischen Ausstriche sofort in dem Gemisch nach CARNOY bzw. SCHAUDINN fixiert, anschließend wie üblich „feucht" weiter behandelt und dann ebenfalls nach GIEMSA färbt.

Zur Untersuchung dieses Parasiten sind jedoch nicht nur Blutausstriche, sondern auch Tupfpräparate von der Lunge notwendig. Zur Herstellung derartiger Präparate entnimmt man dem geöffneten Brustraum einer Maus eine Lunge und tupft damit auf einen Objektträger. Ebenso wie die Blutausstriche dürfen auch diese Tupfpräparate nicht zu dick sein. Sie werden wie die Blutausstriche fixiert und gefärbt.

Bei der ersten Durchsicht der so angefertigten Präparate ist man im allgemeinen enttäuscht, denn die Parasiten sind nicht ohne weiteres und vor allem nicht in Massen zu finden. Man muß zunächst einmal bei stärkerer Vergrößerung sorgfältig suchen. Erst wenn man sich dann etwas „eingesehen" hat, und vor allem wenn man weiß, daß das Plasma der Parasiten hellblau gefärbt wird, lernt man, die Parasiten schnell zu erkennen. Der Befall ist im allgemeinen nicht sehr stark. Man kann jedoch bei etwas Übung bald in einem geeigneten Präparat alle hier abgebildeten Stadien finden.

Hepatozoon erhardovae gehört in die Verwandtschaft des Malariaparasiten, d. h. zu den Sporozoen (Sporentierchen) *, genauer gesagt zu den Coccidien (Schizococcidien), die durch ihren eigentümlichen Entwicklungsgang gekennzeichnet sind. Es handelt sich um einen Wechsel von geschlechtlicher und nicht geschlechtlicher Fortpflanzung (Gamogonie und Agamogonie), wobei der nicht geschlechtliche Teil sogar in zweierlei Form abläuft: als Sporogonie und als Schizogonie. Die Produkte der Sporogonie, die Sporen bzw. Sporozoiten, ermöglichen eine Ausbreitung der Art, eine Neuinfek-

* Sporozoen sind eine Gruppe einzelliger Tiere, die ausschließlich Parasiten enthält. Viele, z. T. sehr gefürchtete Krankheiten bei Tieren werden von Sporentierchen verursacht: Die Coccidiose der Kaninchen, die Malaria u. a.

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

tion von Wirten. Die Schizogonie sorgt hingegen für die Intensivierung des Befalls in einem einmal erreichten Wirt. Die einzelnen Stadien eines solchen komplizierten Entwicklungsganges haben natürlich ihre Bezeichnungen erhalten. Die in unserem Zusammenhange wichtigsten sind in Bild 1 zusammengestellt.

Das Ganze wird noch weiter dadurch kompliziert, daß der Parasit das befallene Gewebe und den Wirt wechseln kann. *Hepatozoon erhardovae* zeigt beispielsweise einen Wirtswechsel zwischen Maus und Floh. Die Maus infiziert sich aber nicht etwa durch den Stich des Flohes, sondern dadurch, daß sie infizierte Flöhe bei der Reinigung ihres Felles frißt. Die dabei aufgenommenen Parasiten werden im Darm der Maus frei und gelangen mit dem Blut in die Lunge. Hier befallen sie die zwischen den Lungenbläschen befindlichen Lymphocyten (weiße Blutzellen). Die Sporozoiten dringen in das Plasma dieser Lymphocyten ein und wachsen heran. Allmählich verdrängen sie mehr und mehr den Kern der Wirtszelle aus seiner natürlichen Lage. Hat der Parasit schließlich eine bestimmte Größe erreicht — etwa $13 \times 20\,\mu$ —, so beginnt sich der Kern mehrfach zu teilen. Erst wenn eine größere Zahl von Kernen entstanden ist, kommt es auch zur Aufteilung der Plasmamasse und damit zur Entstehung von 2—39, im Durchschnitt 18, sogenannter Merozoiten. Diese werden schließlich aus der Wirtszelle frei und können in weitere Wirtszellen eindringen, um auf diese Weise den Befall immer stärker zu intensivieren. Wie viele derartige Schizogonien sich wiederholen können, ist nicht bekannt. KRAMPITZ hat jedoch festgestellt, daß eine Infektion in der Gefangenschaft über 7—9 Monate erhalten blieb; eine Neuinfektion war dabei nicht möglich. Da Rötelmäuse im Freiland kaum älter als ein Jahr werden dürften, könnte eine einmalige Infektion ausreichen, eine Maus lebenslänglich mit Parasiten zu versehen. Anscheinend ist *Hepatozoon erhardovae* so gut wie unschädlich, nicht pathogen, für die Rötelmaus. Selbst starke Infektionen rufen nach KRAMPITZ keinerlei erkennbare Krankheitssymptome hervor. Außerdem kommt dieser Parasit praktisch nur bei der Rötelmaus vor. Die Rötelmäuse sind zu mehr als 50% infiziert. Der Höhepunkt des Befalls liegt im Oktober. Zu dieser Zeit sind etwa dreimal so viel Parasiten vorhanden wie im Januar.

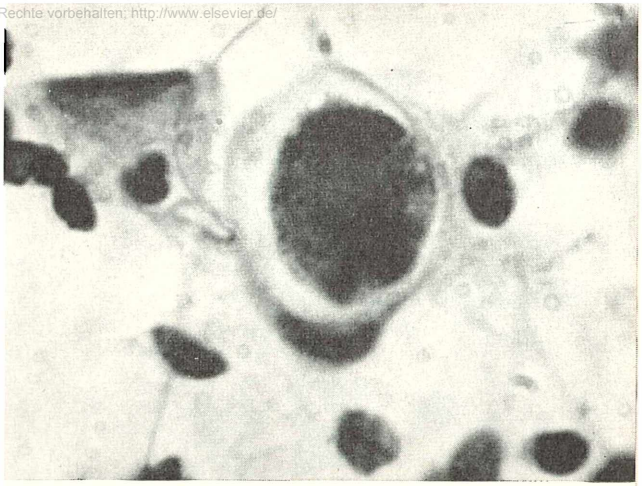


Bild 5: Teilungsstadium eines Schizonten. Der Kern der Wirtszelle ist vom Parasiten beiseite gedrängt.

Bild 6: Auch hier hat der heranwachsende Schizont den Kern der Wirtszelle an die Peripherie des Plasmas gedrängt.

Bild 7: Es sind schon mindestens vier Kerne im Schizonten entstanden.

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

Bild 8: Die Zahl der Kerne im Schizonten ist auf über ein Dutzend angewachsen.

Bild 9: Kernteilung in einem Schizonten mit zahlreichen Kernen.

Bild 10: Nachdem im Schizonten durch eine Reihe von Kernteilungen zahlreiche Kerne entstanden sind, wird das Plasma ebenfalls aufgeteilt und es kommt zur Ausbildung der würmchenförmigen Merozoiten. In der Bildmitte ist die Würmchenform eines solchen Merozoiten sehr schön zu sehen. Die Merozoiten werden aus der Wirtszelle frei und befallen anschließend eine neue.

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

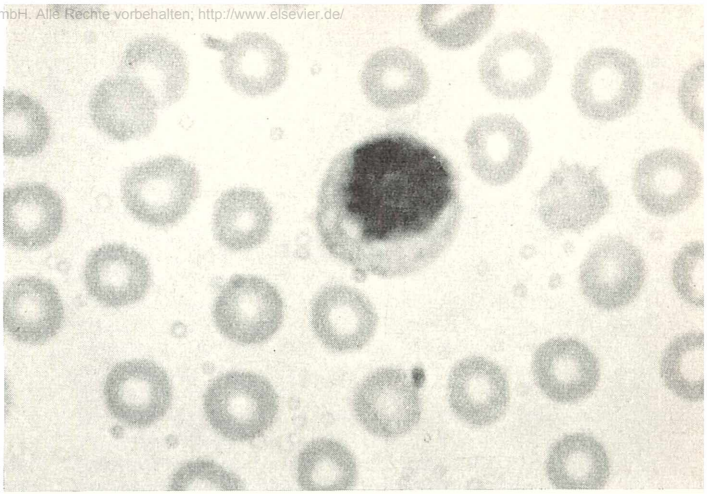


Bild 11: Normaler Lymphocyt, umgeben von roten Blutkörperchen. Blutausstrich.

Bild 12: Lymphocyt aus dem Blute der Rötelmaus, der von einem Gamonten (Gametocyten) von *Hepatozoon erhardavae* befallen ist. Blutausstrich.

Während die Schizogonie weitergeht, kann es unter bisher unbekannten Bedingungen zur Bildung von Gamonten (Gametocyten; Zellen, aus denen männliche und weibliche Keimzellen entstehen) kommen. Diese im Durchschnitt 2×9,5 μ großen und ebenso wie die Merozoiten würmchenförmigen Gebilde gelangen ins Blut der Maus und befallen dort die Lymphocyten (Bild 12). Saugt ein Floh derart infiziertes Blut ein, so werden in seinem Darm die Gamonten (Gametocyten) aus den Lymphocyten frei. Die Gametenbildung und die Befruchtung wurden noch nicht beobachtet, dürften sich aber im Darm des Flohs abspielen. Die Zygote (befruchtete Keimzelle) dringt wahrscheinlich durch die Darmwand in die Leibeshöhle des Flohes, denn in dem hier befindlichen Fettkörper findet man die Stadien der Sporogonie. In den etwa 17×25 μ großen Sporoblasten entwickeln sich je 6—17 würmchenförmige Sporozoiten. Wird ein derart infizierter Floh von einer Maus gefressen, so beginnt der geschilderte Kreislauf von neuem.

Literaturhinweise

1. Brohmer, P.: Fauna von Deutschland. Heidelberg.
2. Doflein-Reichenow: Lehrbuch der Protozoenkunde. 6. Aufl. Jena 1953.
3. Grell, K. G.: Protozoologie. Berlin-Göttingen-Heidelberg 1956.
4. Krampitz, H. E.: Über das Vorkommen und Verhalten von Haemococcidien der Gattung *Hepatozoon* Miller 1908 *(Protozoa, Adeleidea)* in mittel- und südeuropäischen Säugern. Acta Tropica 21, 114—154, 1964.
5. Kudicke, R.: Die Blutprotozoen und ihre nächsten Verwandten. Menses Handbuch der Tropenkrankheiten B IV, 2. Aufl., 1923.
6. Reichenow-Vogel-Weyer: Leitfaden zur Untersuchung der tierischen Parasiten des Menschen und der Haustiere. 3. Aufl. Leipzig 1952.
7. Stresemann, E.: Exkursionsfauna von Deutschland. III. Bd. Wirbeltiere. Berlin 1955.

Verfasserin: Renate Peters, 1 Berlin 49, Lichtenrader Damm 48

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/ HERMANN KUNZ

Amöben

Vor ungefähr einem halben Jahrhundert gehörten die Amöben oder Wechseltierchen zu den interessantesten Organismen für Gelehrte und Laien. Damals glaubten nämlich namhafte Naturforscher, sie stünden am Grunde des Stammbaumes der Lebewesen, mit ihnen oder ähnlichen Organismen habe das Leben begonnen. Das Interesse, das diesen Einzellern zugewendet wurde — sie wurden natürlich auch in die Diskussion um die Abstammungslehre einbezogen —, ist heute erlahmt: Wir wissen jetzt, daß die Amöben keine urtümlichen Tiere sind, daß die Stellung im Stammbaum, die man ihnen zuschrieb, eher den Flagellaten (Geißeltieren und Geißelalgen) zukommt.

Auch der Liebhabermikroskopiker zieht es vor, die außerordentlich vielgestaltigen, meist lebhaft beweglichen Infusorien unter den Einzellern und die abwechslungsreichen Rädertiere oder niedere Krebse unter den vielzelligen Tieren zu beobachten und eingehender zu untersuchen. Er trifft diese Tiere ja auch fast in jedem Gewässer in großer Anzahl an. Bei seinen Tümpelfahrten findet er gelegentlich auch nackte und beschalte Amöben. Auf den ersten Blick aber sind sie neben der anderen Wasser-Kleinfauna weniger beachtenswert und auch schwerer aufzufinden. Außerdem ist es meistens nicht leicht, festzustellen, welche Gattung und vor allem welche Art man vor sich hat.

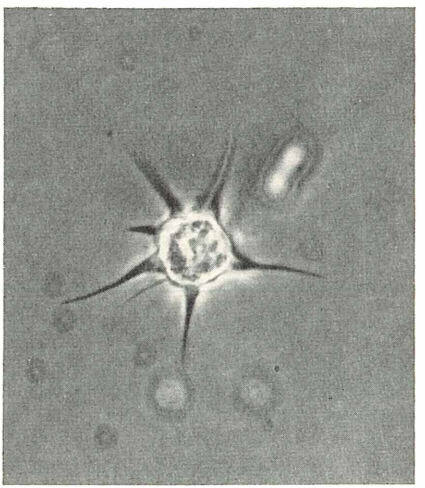
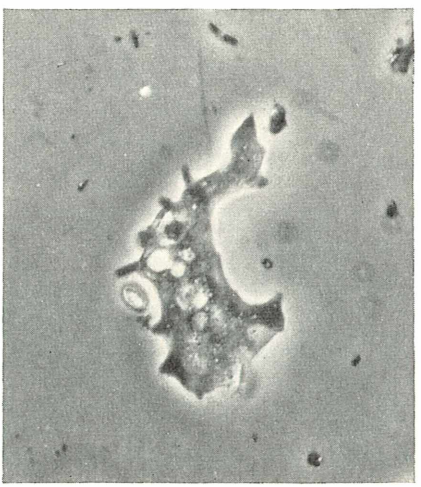


Bild 2: Radiosaform einer nackten Amöbe ▶



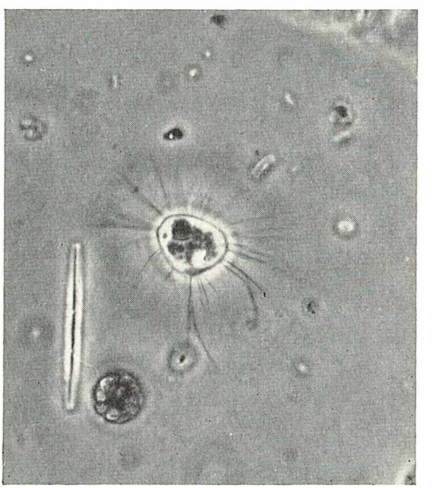
▼ Bild 1: Nackte Amöbe *Mayorella*. 400×

Die Wechseltierchen sind jedoch in ihren Lebensäußerungen: Bewegung, Nahrungsaufnahme, Vermehrung, Encystierung u. a. genau so abwechslungsreich und vielseitig wie andere Einzeller. Besonders der Formenreichtum und die kunstvollen, zierlichen Gehäuse beschalter Amöben überraschen immer wieder bei näherem Studium. Im Süßwasser kommen nackte Amöben *(Amoebina)*, beschalte Amöben *(Testacea)* und Sonnentierchen *(Heliozoa)* vor. Zwei weitere Ordnungen dieser Tierklasse, die Foraminiferen oder Lochschalenträger und die Radiolarien oder Strahlentierchen, leben nur im Meer.

Die Süßwasseramöben bewohnen sehr verschiedene Lebensräume. Neben rein aquatischen (wasserlebenden) Arten, die so-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

◄ Bild 3: Thecamöbe mit pulsierender Vakuole
Bild 4: *Microgromia*. 400× ▼



wohl in kleinsten Wasseransammlungen als auch in Bächen, Teichen, Flüssen und Seen leben, besiedeln andere Arten Torfmoore, *Sphagnum*-Rasen, nasse und austrocknende Moose auf der Erde, auf Waldböden, Steinen, Bäumen, Mauern und Dächern, ferner Humus, humose Erden und selbst poröse, nur gelegentlich feuchte Erdböden. Auch in mehr oder weniger zersetztem Mist von Haustieren sind große Populationen verschiedener Schalenamöben als reguläre Bewohner festgestellt worden.

Nicht überall auf der Erde sind die Amöben des Süßwassers gleichmäßig verbreitet, sie sind keine Kosmopoliten. Das Vorkommen vieler Arten ist an Klimazonen gebunden, es ist regional und auch jahreszeitlich sehr verschieden. Es hängt selbst von den speziellen lokalen Eigenschaften und Eigenheiten des betreffenden Biotops ab.

Diese Besonderheiten zeigen, welche Vielseitigkeit und welche Problemfülle diese artenreiche Tierklasse aufweist.

Verschiedene biologische und physiologische Vorgänge lassen sich bei den Amöben gut beobachten. Einige Nacktamöben bewegen sich durch breites, zungenförmiges Fließen fort, dabei nimmt das Pseudopodium (Scheinfüßchen) das ganze Vorderende ein. Diese Art der Ortsveränderung ist typisch für *Vahlkamphia*-Arten, deren Größen zwischen 8 und 100 μ schwanken. Am Hinterende haben sie oft quastenartige Fortsätze. Häufig sind sie im Schlamm anzutreffen. Die Chaiden, meist größere Formen, bilden zur Bewegung einige oder viele stumpfe, fingerförmige Pseudopodien (Lobopodien) aus. Andere Arten dieser Familie *(Pelomyxa)* sind langsam und träge. Sie haben keine eigentlichen Scheinfüße, sondern wellen- und sackartige Plasmavorbrüche. Bei den Mayorelliden sind die Pseudopodien konisch zugespitzt, an der Ortsveränderung der Tiere sind sie nicht beteiligt.

Auf sehr verschiedene Weise nehmen die Wurzelfüßer (Rhizopoden: Bezeichnung für die ganze Klasse) ihre Nahrung auf. Manche Nacktamöben umfließen sie und nehmen ganze Organismen oder Teile davon auf. Andere schieben beiderseits der Beute Pseudopodien vor und schließen sie ein. Wieder andere Wechseltierchen ziehen, stilliegend, die Nahrung in ihren Körper. Nicht selten kann man in Faulschlamm beobachten, wie sich Amöben lange Schwefelbakterienfäden *(Beggiatoa)* auf diese Weise einverleiben. Die Nahrung bildet dann im Zelleib des Tieres kugelige Häufchen (Nahrungsvakuolen); unverdauliche Reste werden wieder ausgestoßen. Beschalte Amöben, die zum Teil Rhizopodien haben, das sind dünne, verästelte und wieder zusammenfließende (anastomosierende), ganze Geflechte bildende Scheinfüßchen, nehmen die Nahrungsteilchen außerhalb des Gehäuses auf und verdauen sie auch dort.

Nacktamöben pflanzen sich ungeschlechtlich durch Zweiteilung fort. Meist nach einem Ruhestadium der Zelle teilt sich die Kernmasse und rückt auseinander. Danach beginnt die Einschnürung des Tierleibes in zwei gleiche Teile, die so lange fortgesetzt wird, bis nur noch eine schmale Brücke beide Stücke verbindet. Nach entgegengesetzten Richtungen kriechend, ziehen sich diese auseinander, bis die letzte Verbindung abreißt und die Teilung vollendet ist. Ungleich viel interessanter verläuft die Vermehrung bei den Schalenamöben. Oft kann dieser Vorgang bei *Euglypha*-Arten, die alle sehr regelmäßige, zierlich gebaute,

Alle Rechte vorbehalten

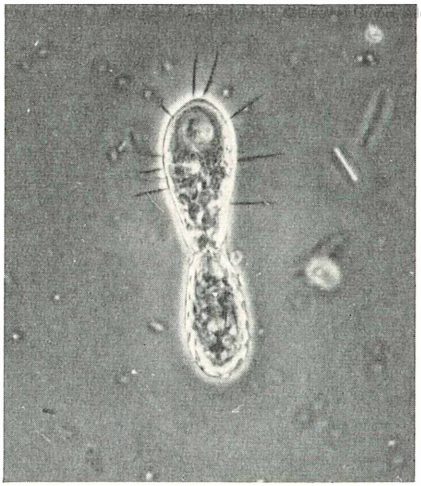


Bild 5: Schalenamöbe *Euglypha filifera* in Teilung

mit feinen Schüppchen bedeckte Gehäuse haben, beobachtet werden. Auch der meist am Grunde der Schale liegende Zellkern dieser Tiere, die feine, fadenförmige Pseudopodien (Filopodien) haben, ist gut zu sehen. Vor der Teilung sieht man bei einzelnen Arten kleine, kommaförmige Gebilde in der Nähe des Kernes, die Gehäuseschüppchen des zukünftigen Tochtertieres. Diese Plättchen werden zusammen mit Zellplasma aus der Mundöffnung, dem Pseudostom, des Muttertieres geschoben. Dachziegelartig liegen die Plättchen zunächst auf der Oberfläche des ausgetretenen Zellinhaltes. Immer mehr Plasma tritt aus und nimmt allmählich Form und Gestalt des Muttertieres an. Eine lebhafte Plasmazirkulation zwischen beiden Teilen begleitet diesen Vorgang. Nachdem der Zellinhalt vollständig geteilt ist und Mutter und Tochter gleich groß sind, ordnen sich die Schüppchen in dem ganz bestimmten, regelmäßigen Muster, das der betreffenden Art eigen ist. Mundöffnung liegt dabei an Mundöffnung. Es findet auch eine Teilung des Zellkernes statt (ich konnte sie am lebenden Tier nicht sehen). Mutter und Tochter gleichen sich nun genau. Das Muttertier bleibt in der alten Schale und beide Tiere lösen sich voneinander. Die Teilung ist beendet.

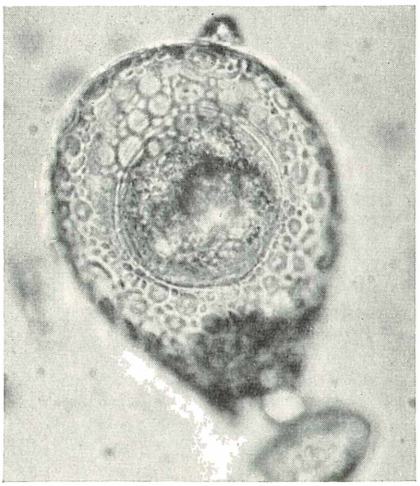
Konjugationen, wobei sich zwei Tiere mit der Mundöffnung aneinanderlegen und ein Austausch von Zell- und Kernbestandteilen stattfindet, habe ich nur bei *Difflugia acuminata* beobachten können.

Die Amöben als Bewohner der verschiedenartigsten Lebensräume sind einem häufigen Wechsel von Feuchtigkeit und Trokkenheit, Wärme und Kälte ausgesetzt. Oft leiden sie an Nahrungsmangel und vielen anderen Änderungen ihres Biotops (Lebensraumes). Sie überwinden diese Schwierigkeiten durch Ruhezustände, verbunden mit der Ausbildung von Cysten. Nacktamöben nehmen nach Entwässerung des Zelleibes meist kugelige Formen an und bilden eine feste Hülle aus, die sie gegen die Umwelt abschließt und schützt. Ähnliche Cysten bilden Schalenamöben im Innern ihres Gehäuses aus. Auch hier geht eine Entwässerung und Eindickung des Plasmas voraus. Die Mundöffnung der Schale wird mit Fremdmaterial verstopft und in dem nunmehr durchsichtigen Gehäuse eine runde oder ovale, mit fester Hülle umgebene Cyste gebildet. Nach Eintritt geeigneter Umweltverhältnisse wird diese wieder aufgelöst.

Wir konnten hier nur eine kleine Übersicht über die vielen interessanten Vorgänge vermitteln, die bei der Untersuchung von Wechseltierchen beobachtet werden können. Ein demnächst folgender Aufsatz über beschalte Amöben am Ufer eines Teiches wird den Formenreichtum zeigen, den diese Tierklasse selbst auf einem kleinen Raume aufweist.

Eine Einführung in das Studium der Süßwasseramöben findet der Mikroskopiker in: Grospietsch, Wechseltierchen (Rhizopoden), 2. Auflage, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1965.

Bild 6: Schalenamöbe *Nebela* mit Cyste



Verfasser: Hermann Kunz, Trier, Kiewelsberg 43

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

Planktische Bakterien mit Eisen- und Manganabscheidungen

Wenn hier von Wasserbakterien die Rede sein soll, die Eisen- und Manganverbindungen abscheiden, so erscheint es notwendig, zunächst auf das Vorkommen dieser chemischen Elemente im Stoffhaushalt der Binnengewässer und ihre Bedeutung für Wasserorganismen einzugehen. Unter den Elementen der Erdrinde steht das Eisen — nach dem Sauerstoff, Silizium und Aluminium — hinsichtlich der Menge an vierter Stelle. Es ist also ein häufiges Metall, das in Form verschiedener Erze, wie Magneteisenstein, Roteisenstein, Brauneisenstein und Eisenspat mineralisch vorkommt. Auch Mangan ist weitverbreitet und wird in Form wichtiger Erze gewonnen.

In Oberflächengewässern läßt sich Eisen nur unter bestimmten Verhältnissen in größerer Menge nachweisen. Der Grund hierfür ist sein Bestreben, Sauerstoffverbindungen zu bilden, also zu oxydieren und dabei von der zweiwertigen Stufe in die dreiwertige überzugehen. Das vom Boden ins Wasser gelangende Eisenbikarbonat wird bei Gegenwart von Sauerstoff und bei schwach alkalischer Reaktion des Wassers als Hydroxid des dreiwertigen Eisens ausgefällt. Die chemische Formel hierfür lautet: $4\,Fe(HCO_3)_2 + 2\,H_2O + O_2 = 4\,Fe(OH)_3 + 8\,CO_2$.

Das gebildete Eisenhydroxid vermag sich nur dann wieder zu lösen, wenn der Sauerstoffgehalt des Wassers absinkt, der Kohlendioxidgehalt zunimmt, der pH-Wert fällt und organische Stoffe eine erneute Reduktion zu Eisenbikarbonat ermöglichen. Ganz ähnlich verhält sich Mangan, das ebenfalls in Abhängigkeit vom anwesenden Sauerstoff und von der Wasserstoffionenkonzentration als Bikarbonat, Hydroxid oder Oxid (Mangandioxid = Braunstein, MnO_2) im Wasser vorkommt.

Eine biologisch wichtige Form von Eisenverbindungen sind die Humate. Im Wasser gelöste Huminsäuren (sog. Fulvosäuren), die natürlichen Gewässern eine gelbliche bis braune Farbe verleihen können und als polymere Produkte aus Polyphenolen und Aminosäuren angesehen werden, lagern Eisen in verhältnismäßig fester Bindung an und entziehen es dadurch auf dauerhaftere Weise dem oben geschilderten Wechselspiel von Oxydation und Reduktion. Es ist dann

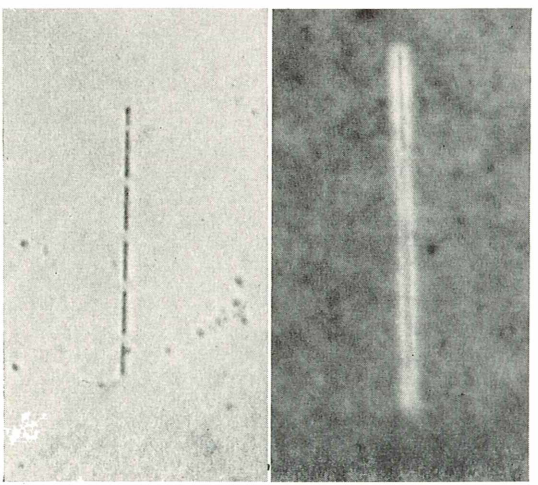


Bild 1: *Leptothrix levissima*, Ausstrichpräparat, Vergrößerung 1:1000, gefärbt mit Fuchsin, Hellfeld im Lichtmikroskop.

Bild 2: *Leptothrix levissima*, lebend photographiert, Vergrößerung 1:1000, Tuschepräparat; deutlich ist die helle Scheide sichtbar.

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

Bild 3: *Leptothrix levissima*, Fadenabschnitt mit stark inkrustierter Scheide, elektronenmikroskopische Aufnahme, Vergrößerung 1:25400.

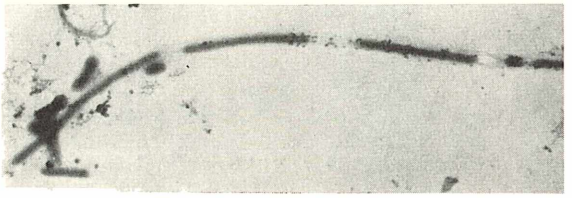


Bild 4: *Leptothrix levissima*, elektronenmikroskopische Aufnahme, Vergrößerung 1:5600.

mit Hilfe der chemischen Analyse nicht mehr so einfach nachweisbar wie die rein anorganisch gelösten oder auch ausgefällten Eisenverbindungen.

Eisen und Mangan sind in geschichteten nährstoffreichen Seen — dem in Norddeutschland vorherrschenden Seentyp — während des Sommers nur in der sauerstoffarmen Tiefenschicht, dem Hypolimnion, in größerer Menge zu finden, während die obere Wasserschicht, das Epilimnion, auf Grund des höheren Sauerstoffgehaltes kein gelöstes Eisen und Mangan nur in geringen Mengen enthält.

Viele Mikroorganismen haben so enge Beziehungen zum Eisen- (und Mangan-) Kreislauf, daß man sie schon an ihrer braunen Farbe und an dem von ihnen ausgeschiedenen Metallhydroxid erkennen kann. Dorff hat sie in einer 1934 erschienenen Abhandlung zusammengestellt. In Übereinstimmung mit diesem Autor werden diejenigen mikroskopischen Lebewesen als Eisenorganismen bezeichnet, die sich an der Ausfällung von Eisenverbindungen beteiligen; sie erhalten dadurch ein charakteristisches gestaltliches Gepräge. Die physiologische Ursache für derartige hydroxidische Ausfällungen auf oder in der Nähe der Körperoberfläche kann bei den einzelnen Typen verschieden sein. Vermutlich nutzen einige Arten von Eisenbakterien die bei der Oxydation des zweiwertigen Eisens freiwerdende Energie zum Aufbau organischer Stoffe, wissenschaftlich gesprochen zur chemoautotrophen Assimilation des Kohlendioxids. Das bei diesem Prozeß anfallende Eisenhydroxid ist ein nutzloser Ballast und wird außerhalb der Zellen abgelagert. Solche Zellen gleichen einer chemischen Fabrik, auf deren Hof sich wertlose Nebenprodukte anhäufen. Wenn die Energiegewinnung nutzbringend verlaufen soll, müssen erhebliche Mengen an Eisenverbindungen umgesetzt werden. Nach Berechnungen von Starkey würde die Oxydation von 217 Milligramm Eisen zur Bildung von nur 0,3 Milligramm Zellmaterial führen (siehe auch bei Thimann). Man darf annehmen, daß Bakterien, die ihren Energieunterhalt ausschließlich aus dieser Quelle bestreiten, ganz erhebliche Mengen Eisenhydroxid erzeugen müssen. Die meisten Eisenorganismen lagern aber verhältnismäßig wenig Eisen ab, woraus wir schließen, daß bei ihnen die Eisenfällung noch andere Gründe haben wird.

Zweifellos ist die Abscheidung der Metallhydroxide in den Gallerthüllen und auf den Membranen vieler Eisenorganismen in erster Linie eine unmittelbare Folge der alkalischen Reaktion des Kapselschleimes und anderer Membranstoffe. Die Ursache des Eindringens von gelösten Eisenverbindungen in die Zellperipherie hängt wohl meist mit der Ernährung zusammen. Einige Eisenbakterien verwerten vermutlich im Wasser gelöste Huminsäuren und sind genötigt, das an diese organischen Komplexe gebundene Eisen durch Ablagerung zu beseitigen. Auch unter den Algen finden sich viele Eisen-„inkrustierende" Vertreter. Bei ihnen ist es die bei der Photosynthese (Lichtassimilation) erfolgende Bindung der im Eisenbikarbonat enthaltenen Kohlensäure, die die Ausfällung des Metallhydroxides zur Folge hat. Deshalb sind viele Konjugaten (Jochalgen), Cyanophyceen (Blaualgen), Chrysophyceen, Diatomeen (Kieselalgen) und Chlorophyceen (Grünalgen) ganz oder stellenweise bräunlich gefärbt.

Eine gewisse Menge Eisen dringt übrigens in den Körper der pflanzlichen Wasserbewohner ein und wird von ihnen sogar benötigt. Bekanntlich brauchen grüne Pflan-

zen dieses Element für den Aufbau des Chlorophylls; ferner spielt es in Fermenten des Atmungsstoffwechsels eine wichtige Rolle und viele Bakterien können es in geringen Mengen für eine ganze Reihe von Stoffwechselleistungen gar nicht entbehren.

Eisen- und Manganbakterien kommen in allen drei Lebensbezirken der Binnengewässer vor, im Benthal (der Region der Ufer und des Grundes), im Neuston (der Lebensgemeinschaft des Oberflächenhäutchens) und im Plankton (der Kleinlebewelt des freien Wassers, die sich ohne oder mit nur geringer Eigenbewegung in Schwebe hält). Die benthischen und neustischen Formen sind reicher entwickelt und auch besser bekannt als die planktischen. Im freien Wasser findet man sie als Bestandteil des Nanno- und Ultraplanktons, also im Größenbereich von weniger als 50 Mikron. Mithin sind es recht kleine Formen, die man mit dem Planktonnetz nicht erbeuten kann, denn die Maschen der feinsten Netze sind immer noch weiter. Um eine Vorstellung von ihrer geringen Größe zu gewinnen, sei ein Vergleich erlaubt. Ein Ultraplankter steht zu einem Wasserfloh ungefähr im gleichen Verhältnis wie dieser selbst zu einem Menschen. Zur Gewinnung und Beobachtung solcher Zwerge des Pflanzenreiches müssen wir uns anderer Methoden bedienen als des Planktonnetzes. GLENK hat (1962, 1963) in dieser Zeitschrift die geeigneten Verfahren dargestellt. Nach meiner Erfahrung eignet sich vor allem die Membranfiltertechnik (siehe auch den Aufsatz von SCHEUERMANN im letztjährigen Heft 7 des MIKROKOSMOS). Man kann Eisenbakterien auf Membranfiltern sichtbar machen, wenn man letztere nach dem Filtrieren mit ihrem Belag an der Luft trocknen läßt und ausgeschnittene trockene Stückchen auf einen Objektträger mit einem Tropfen Immersionsöl legt. Das Filtermaterial wird durch das eindringende Öl glasartig durchsichtig. Wird nun zusätzlich von oben Immersionsöl aufgetropft, so ist ein direktes Arbeiten mit Immersionsobjektiven mit oder ohne Deckglas möglich. Die braun gefärbten Eisenbakterien fallen ohne weiteres auf. Vor der geschilderten Prozedur kann noch ein Nachweis des Eisens mit einer Lösung von gelbem Blutlaugensalz erfolgen, wobei sich die Eisenverbindung blau färbt. Die Kleinheit vieler Eisenbakterien, besonders der planktischen, macht die Benutzung eines Elektronenmikroskopes wünschenswert, ein Umstand, der der Beschäftigung des Lichtmikroskopikers mit diesen Lebewesen eine gewisse Grenze setzt. Nähere Angaben über die Kultur und Untersuchungsmethoden von Eisenbakterien macht SCHÖMMER (1949).

Planktische Lebensweise drückt sich nicht im bloßen Aufenthalt eines Mikroorganismus im freien Wasser aus. In Wasserproben begegnen uns nicht selten Mikroben, deren eigentlicher Aufenthaltsort das Benthal ist; sie haben sich gewissermaßen ins Plankton verirrt oder sind durch Strömung und Wellenschlag hierhin verschlagen worden. Der dauernde Aufenthalt im Plankton setzt gewisse Formeigenschaften voraus. Wie andere Organismen sind die meisten Plankter schwerer als Süßwasser und ihr Schweben ist im Grunde nur ein verlangsamtes Absinken. Trotz ihrer Kleinheit machen planktische Bakterien keine Ausnahme von dieser Regel. Bei den Eisen- und Manganausscheidenden Formen kommt als „erschwerend" dasVorhandensein von Krustenbildungen hinzu. Die physikalischen Voraussetzungen des Schwebens im Wasser finden ihren Ausdruck in der von OSTWALD aufgestellten „Planktonformel":

$$\text{Sinkgeschwindigkeit} = \frac{\text{Übergewicht}}{\text{Formwiderstand} \times \text{innere Reibung}}$$

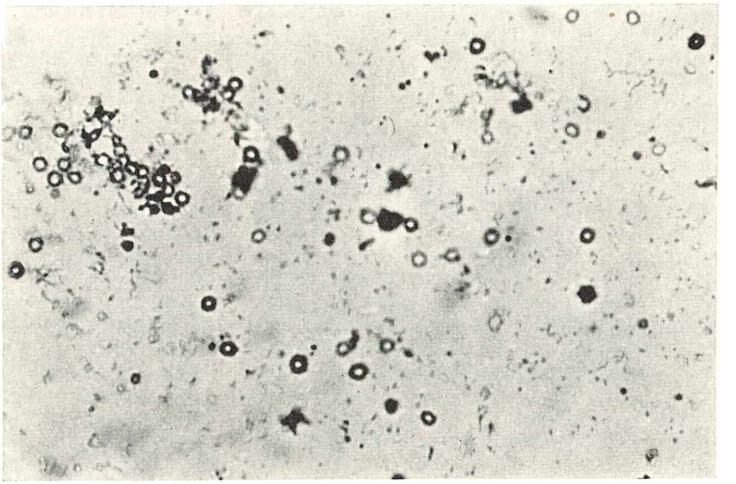
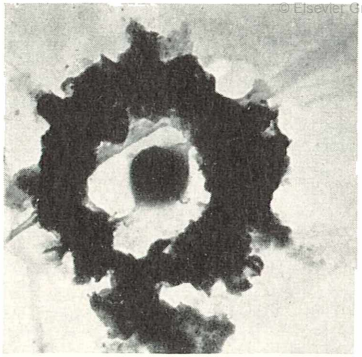


Bild 5: *Siderocapsa anulata*, Membranfilter mit Eisenhydroxidringen, Hellfeld im Lichtmikroskop. Vergrößerung 1:1000.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.



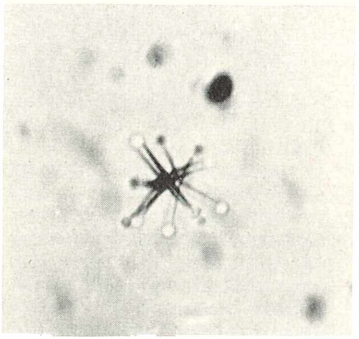


Bild 6. *Siderocapsa anulata,* elektronenmikroskopische Aufnahme des Bakteriums mit dickem Eisenhydroxidring, Vergrößerung 1:18300.

Bild 7: *Planctomyces Bekefii,* lichtmikroskopische Aufnahme von zwei hintereinanderliegenden Sternen, deren Trägersystem nur schwach „vererzt" ist, Vergrößerung 1:1400.

Das Schwebevermögen wird danach vor allem durch das im Zähler der rechten Formelseite stehende Übergewicht gegenüber dem Wasser bestimmt. Obgleich dieses Übergewicht bei Eisenbakterien durch stark gequollene Gallerte etwas ausgeglichen wird, dürfte es bei krustentragenden Arten nicht gering sein. Im Nenner stehen Formwiderstand und innere Reibung. Mit letzterer ist die Zähigkeit des Wassers gemeint, die bei normalen Süßgewässern etwa gleich ist und für die Anwendung der Formel auf unsere Beispiele außer Betracht bleiben kann. Wesentlich für das Ausmaß der Sinkgeschwindigkeit ist dagegen der Formwiderstand. Da er im Nenner steht, muß die Sinkgeschwindigkeit abnehmen bzw. das Schwebvermögen wachsen, wenn er zunimmt. Der Formwiderstand ist um so größer, je größer die Oberfläche des betreffenden Körpers im Verhältnis zum Volumen ist. Den geringsten Formwiderstand haben tropfen- und kugelförmige Körper. Ungünstig für ein passives Schweben im Wasser ist demnach die Kugelgestalt, die man tatsächlich in reiner Ausbildung im Plankton kaum antrifft. Kugelförmige Plankter sind fast stets zu Kolonien verbunden, in Gallerte eingebettet oder mit Körperfortsätzen bzw. Geißeln versehen; durch solche Anhangsgebilde erhöht sich die relative Oberfläche und damit der Formwiderstand. Es ist deshalb nicht verwunderlich, daß planktische Organismen bevorzugt in einer, zwei oder mit Fortsätzen in drei Dimensionen entwickelt sind. Eindimensional ist die Stab-, Nadel- und Fadenform, zweidimensional die Scheibe, die Linse und der flache Stern, dreidimensional sind kubische, tetraedrische, traubige oder ganz unregelmäßige Gebilde sowie der dreidimensionale Stern.

In entscheidender Weise vergrößert sich schließlich der Formwiderstand durch die allgemeine Verkleinerung des Körpers. Kleinheit ist an sich schon eine Schwebeeinrichtung, denn je kleiner ein Körper ist, um so größer seine relative Oberfläche. Die Organismen des Nanno- und Ultraplanktons sind folglich schon durch ihre Winzigkeit — hinsichtlich des Schwebevermögens — gegenüber den größeren Genossen im Vorteil.

Diese Überlegungen lassen sich gut auf die planktischen, Eisen und Mangan abscheidenden Bakterien anwenden. Als Vertreter und Musterbeispiele sollen nur drei Arten behandelt werden: *Leptothrix levissima, Siderocapsa anulata* und *Planctomyces bekefii.* Von ihnen gehört die erstgenannte Art dem eindimensionalen, stabförmigen Typ an, die zweite ist als linsenförmiges Gebilde zweidimensional, die dritte stellt einen dreidimensionalen Stern dar. Alle drei gehören zum Nanno- bzw. Ultraplankton.

Leptothrix levissima Kalbe (Kalbe, Keil und Theile) fand sich massenhaft im Wasser eines durch Enten stark verschmutzten Tümpels. Seine Zahl betrug mehrere Millionen pro Kubikzentimeter Wasser, eine phantastisch anmutende Menge, über die indes Bakteriologen nicht erstaunt sein werden, da sie es oft mit noch dichteren Bakteriensuspensionen zu tun haben. Außer von diesem Bakterium war das Wasser von Euglenophyceen — besonders *Euglena acus* — bevölkert, so daß es eine intensive grüne Farbe zeigte.

Mit stark vergrößernden Trockenobjektiven erkennt man im Hellfeld nur zarte gerade Striche, die von einer Gallertscheide umgebenen, aus hintereinander liegenden stäbchenförmigen Zellen zusammengesetzten Bakterienkolonien. Sie kommen am besten nach einer Anfärbung mit den üblichen Bakterienfarbstoffen (Bild 1) oder im Tuschepräparat (Bild 2) zur Geltung. Zwischen den einzelnen, gramnegativen Zellen bleiben meist Lücken frei. Der Zellendurchmesser beträgt 0,2 bis 0,4 μm, die Zellenlänge bis zu 12 μm; die Fäden selbst können 100 μm lang werden. Den Merkmalen entsprechend gehört das Bakterium zur

Ordnung der *Chlamydobacteriales* und zur Familie der Chlamydobacteriaceen, die alle von einer Schleimscheide bedeckten, fadenförmigen Arten umfaßt. Wer sich einen systematischen Überblick über die einzelnen Bakteriengruppen verschaffen will, benützt am besten eines der taxonomischen Werke, entweder von BERGEY oder von KRASSILNIKOV.

Leptothrix-Arten sind im Wasser recht häufig, die bekannteste ist das Eisenockerbakterium *Leptothrix ochracea;* sein natürliches Vorkommen ist allerdings benthisch, es kann aber gelegentlich ins Plankton verschlagen werden. Kennzeichnend für *Leptothrix levissima* ist die starre Geradheit der Fäden und die geringe Größe. Die Art wurde auch elektronenmikroskopisch untersucht (Bild 3 und 4). Der Begriff „Eisenbakterium" ist hier nicht streng anwendbar, da eine Vererzung der Scheiden nicht regelmäßig zustande kommt. Bild 3 zeigt eine dicke Eisenhydroxidkruste, die die von ihr umschlossene Zelle völlig verdeckt. Die einzelnen Erzteilchen bilden eine zusammenhängende Röhre von unregelmäßiger, knolliger Oberfläche. Bei dieser Abbildung beträgt die Vergrößerung 1 : 25 400. Bild 4 zeigt einen „nur" 5600fach vergrößerten Faden, der etwas gebogen ist; die Biegung ist jedoch erst durch die Präparation zustande gekommen. Von der Scheide ist hier kaum etwas zu sehen, da die Masse der eingetrockneten Gallerte außerordentlich gering ist. Wie man sieht, sind die Zellen stabförmig und im übrigen ohne besondere Merkmale.

Ein ganz anderes Aussehen hat das planktische Bakterium *Siderocapsa anulata* KALBE, eine Art, die im Sommer ebenfalls in großer Zahl — nämlich mit ca. 30 000 Exemplaren je Milliliter — in einem mecklenburgischen See gefunden wurde. Sie gehört zu den „zweidimensionalen" Formen des bakteriellen Planktons. Die meisten Arten der Gattung *Siderocapsa* leben im Neuston und im Benthos, so *S. coronata* und *S. monoica.*

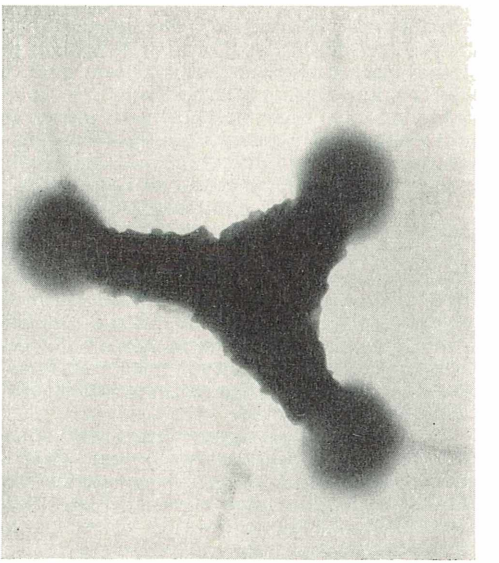
Von *Siderocapsa anulata* erkennt man auf den Membranfiltern nur kleine gelbe oder braune Ringe mit einem Durchmesser von 2 bis 3 μm (Bild 5). Jeder Ring umgibt eine färberisch schwer oder nur als Pünktchen sichtbar zu machende Zelle von 0,2 bis 0,5 μm Durchmesser. Mit einem Lichtmikroskop ist da nicht mehr viel auszurichten, denn die Grenze der lichtoptischen Auflösung liegt in diesem Größenbereich. Eine morphologische Klärung führte das Elektronenmikroskop herbei (Bild 6). Man sieht den Kokkus (= kugelige Zelle) und den im Umriß unregelmäßigen Ring; beide sind durch eine dünne, an zwei Stellen eingerissene Haut miteinander verbunden. Diese Haut besteht aus zusammengetrockneter Gallerte; im lebenden Zustand und im natürlichen Milieu ist die Gallerte gequollen und stellt einen linsenartigen Körper dar, dessen zerfaserter Rand durch Eisenhydroxid vererzt ist. So kommt der Ring zustande, der auf unserem Bild ziemlich dick ist, manchmal aber auch erheblich dünner sein kann. Erzringe oder -höfe kennt man schon von benthischen *Siderocapsa*-Arten und schon dem Erstbeschreiber der Gattung, MOLISCH, fiel ihr zackiger Umriß auf. Zum Unterschied von festsitzenden Arten, bei denen mehrere Zellen gemeinsam in einem Erzhof liegen, ist die hier behandelte Art einzellig.

Über die Vermehrungsweise und die Ernährungsansprüche ist bislang wenig bekannt. Man vermutet, daß *Siderocapsa*-Arten Eisenhumate verwerten können. Auch über die Verbreitung unserer Form kann vorläufig nichts mitgeteilt werden. Aus schwedischen Seen wurden durch SKUJA (1948, 1956, 1964) andere planktische Arten (*Siderocapsa geminata* und *eusphaera*) beschrieben, die vermutlich ähnliche Ansprüche an ihr Wohngewässer stellen wie *S. anulata.*

Nun zu dem dritten Organismus des Nannoplanktons, der Eisenhydroxid abscheidet und „dreidimensional", als Sternchen, entwickelt ist: *Planctomyces Bekefii* GIMESI. Bild 7 zeigt ihn bei lichtmikroskopischer, Bild 8, 9 und 10 bei elektronenmikroskopischer Vergrößerung. Verdeutscht bedeutet *Planctomyces* „Planktonpilz". Es sind bereits mehrere Arten der Gattung bekannt, doch ist *P. bekefii* die häufigste.

Man hielt den Organismus zunächst für einen Pilz, heute wird er verschiedentlich

Bild 8: *Planctomyces Bekefii,* elektronenmikroskopische Aufnahme eines Sternes mit stark „vererzten" Trägern, Vergrößerung 1:18300.



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

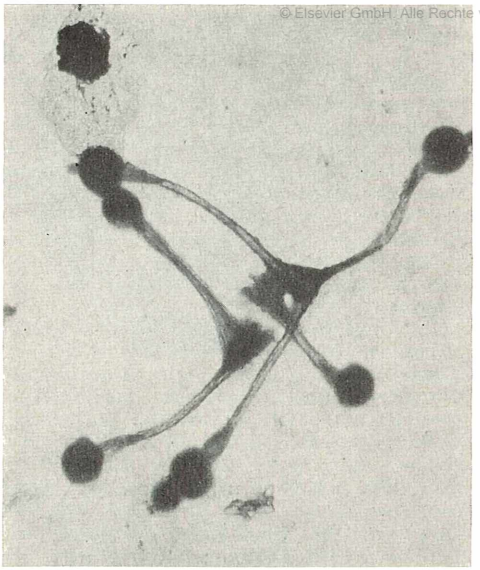


Bild 9: *Planctomyces Bekefii*, elektronenmikroskopische Aufnahme nach Behandlung mit Salzsäure, Eisenhydroxidkruste daher weitgehend entfernt, Vergrößerung 1:7450.

als Bakterium angesehen. Möglicherweise ist er mit dem Wasserbakterium *Blastocaulis sphaerica* HENRICI et JOHNSON nahe verwandt. Allerdings gilt die Zugehörigkeit zu den Bakterien noch als umstritten, weil die für Bakterien typische, als Spaltung bezeichnete Form der Zellteilung bei *Planctomyces* bis jetzt nicht beobachtet wurde. Es gibt noch eine ganze Reihe anderer bakterienähnlicher Mikroorganismen, deren Bakteriennatur zweifelhaft ist; hierzu gehören die Gattungen *Hyphomicrobium, Caulobacter, Pasteuria,* die allesamt im Wasser vorkommen. Sie sind teilweise im Laboratorium schwer zu züchten und zu beobachten. Systematische Probleme sollen uns aber hier nicht beschäftigen und es sei mir — unter den geäußerten Vorbehalten — erlaubt, *Planctomyces* hier als ein eiseninkrustierendes Bakterium zu behandeln.

Wir haben ein sternförmiges System von stabförmigen Trägern vor uns, die in jeder Kolonie etwa die gleiche Länge haben und Eisenhydroxid, vielleicht auch Manganhydroxid oder -dioxid anlagern. Dadurch nehmen sie allmählich an Dicke zu. Die Zahl der Sternarme kann bis zu 50 betragen, meist sind es aber erheblich weniger. Als größter Koloniedurchmesser werden 30 μm angegeben.

Ob das Innere der Träger aus einer lebenden Struktur oder nur aus einem Gallertstab besteht, ist nicht bekannt. An den Enden sitzen ein oder mehrere Kügelchen, die Zellen, die wir am besten auf den elektronenmikroskopischen Abbildungen betrachten. Oft sind sie zu mehreren hintereinander angeordnet, nach außen zu immer kleiner werdend und durch Sprossung auseinander hervorgehend, ähnlich wie es bei den nach außen abgegliederten Vermehrungskörpern der Pilze, den Konidien, der Fall ist. Wenn wir *Planctomyces* für einen Pilz halten wollen, so vermissen wir die abgrenzenden Zellwände und pilzartige Hyphen. Hinzu kommt die außerordentlich geringe Größe der „Konidien", die nur 0,5 bis 1,0 μm beträgt. Schwer zu deuten sind die starren Fäden, die von den Zellen ausstrahlen und submikroskopisch dünn, daher nur auf elektronenmikroskopischen Vergrößerungen zu erkennen sind. Handelt es sich um Artefakte der Präparation oder um Strukturen, die für die Entwicklung neuer Kolonien eine Bedeutung haben? Wäre es möglich, daß sie einmal zu neuen Trägern heranwachsen? Wir müssen uns solcher Vermutungen enthalten und auf weitere, klärende Untersuchungen warten. Die Mikroskopiker können sich freuen, daß es noch derartige Probleme im Mikrokosmos gibt, allerdings in einem Größenbereich, in dem wir mit dem Lichtmikroskop nicht mehr viel erkennen, auch wenn wir unsere Augen tüchtig anstrengen.

Läßt man auf ein *Planctomyces*-Sternchen, das eine dicke Kruste von Eisenhydroxid trägt, verdünnte Salzsäure einwirken, so löst sich die Eisenverbindung allmählich auf. Bild 9 und 10 zeigen eine auf diese Weise vorbehandelte Kolonie.

Bild 10: *Planctomyces Bekefii*, elektronenmikroskopische Aufnahme, Ausschnitt von Bild 9 bei Vergrößerung 1:18300.

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

Säurebäder kann man mit allen Eisenbakterien vornehmen, wenn man den eigentlichen Zelleib von der Kruste befreien will.

Die drei geschilderten Arten sollten nur einen Ausschnitt aus der auch bei niedersten Organismen herrschenden Formenvielfalt zeigen. Bei den planktischen Arten fällt oft eine besondere Regelmäßigkeit und geometrische Ordnung auf, wie wir sie bei den Vertretern des Benthos nicht in diesem Maße finden. Wer über die Eisenbakterien mehr erfahren möchte, sei auf die schon genannten systematischen Werke sowie auf die Bücher von KUSNEZOW (1959), THIMANN (1964) und den ersten Band von HUBER-PESTALOZZIS großem Werk über das Phytoplankton des Süßwassers verwiesen.

Literaturhinweise

1. BERGEY, D. H. (1957): Bergeys Manual of Determinative Bacteriology. Herausg. von BREED, MURRAY and SMITH, Baltimore.
2. DORFF, P. (1934): Die Eisenorganismen. Pflanzenforschung, Heft 4, Jena.
3. GLENK, H.-O. (1962, 1963): Pflanzliches Plankton. Mikrokosmos, 51. u. 52. Jahrgang.
4. HUBER-PESTALOZZI, G. (1938): Das Phytoplankton des Süßwassers, 1. Teil, Allgemeiner Teil, Blaualgen, Bakterien, Pilze. Die Binnengewässer, herausg. von A. Thienemann, Stuttgart.
5. KALBE, L., KEIL, R. und THEILE, M. (1965), Licht- und elektronenmikroskopische Studien an Arten von Leptothrix, Siderocapsa und Planctomyces. Archiv für Protistenkunde, **100**, 29—40.
6. KRASSILNIKOV, N. A. (1959): Diagnostik der Bakterien und Actinomyceten. Jena.
7. KUSNEZOW, S. J. (1959): Die Rolle der Mikroorganismen im Stoffkreislauf der Seen. Berlin.
8. SCHEUERMANN, E. A. (1965): Membranfilter. Mikrokosmos, 54. Jahrgang, Heft 7 und Heft 11.
9. SCHÖMMER, F. (1949): Kryptogamenpraktikum. Stuttgart.
10. SKUJA, H. (1948): Taxonomie des Phytoplanktons einiger Seen in Uppland, Schweden. Symb. bot. Ups., **9**, 3, Uppsala.
11. SKUJA, H. (1956): Taxonomische und biologische Studien über das Phytoplankton schwedischer Binnengewässer. Nova Acta Reg. Soc. Sci. Upsal., Ser. IV. **16**, 3. Uppsala.
12. SKUJA, H. (1964): Grundzüge der Algenflora und Algenvegetation der Fjeldgegenden um Abisko in Schwedisch-Lappland. Nova Acta Reg. Soc. Sci. Upsal., Ser. IV. **18**, 3. Uppsala.
13. STARKEY, R. L. (1945): Precipitation of ferric hydrate by iron bacteria. Science **102**, No. 2656, 532—533.
14. THIMANN, K. V. (1964): Das Leben der Bakterien. Jena.

Verfasser: Dr. Lothar Kalbe, Rostock, Finkenbauer 16

DETLEV RÜHMANN

Der Glaskrebs Leptodora

Unter den Planktonkrebsen unserer Binnengewässer ist die *Leptodora* mit einer Länge von etwa zehn bis zwölf Millimetern der größte. Aber nicht allein die Größe zeichnet das Tier aus vor den übrigen Cladoceren (Wasserflöhen), es ist zudem von bemerkenswerter Durchsichtigkeit. Nicht nur die Körperhaut und die stark zurückgebildete Schale sind hochgradig durchsichtig, auch die inneren Organe wie das Herz, die großen Nervenknoten im Kopf, der Verdauungskanal, die Geschlechtsorgane, das Blut usw. sind fast vollkommen durchscheinend. So wasserklar ist der Körper, daß wir das Tier in einer Fangprobe im Becherglas schwer erkennen könnten, wäre nicht das große Auge pigmentiert.

Die Größe des Auges im vorgezogenen Kopfteil der *Leptodora* mag die Wichtigkeit dieses Organs bezeugen. Außerdem befähigt es den Krebs, nach verschiedenen Richtungen gleichzeitig zu „sehen", da die glasklare Körperhaut durchsichtig ist.

Unser Glaskrebs *(Leptodora kindti)* zählt zu den wenigen Planktonkrebsen, die ihre ausnahmslos tierische Nahrung durch schnelles Zupacken mittels der sechs Beinpaare ergreifen. Außer *Polyphemus* und dem Tiefenkrebs *Bythotrephes* ist die *Leptodora* der einzige räuberisch lebende „Wasserfloh". Die hinter dem Auge liegenden Nervenknoten dürften Sitz des Seh- und Geruchsvermögens sein.

Das erste Antennenpaar, das bei den Männchen größer entwickelt ist als bei den weiblichen Tieren (die beigefügte Abbildung zeigt ein Weibchen), spielt als sogenannte Riechfühler eine Rolle; die zwei-

© Elsevier GmbH, München

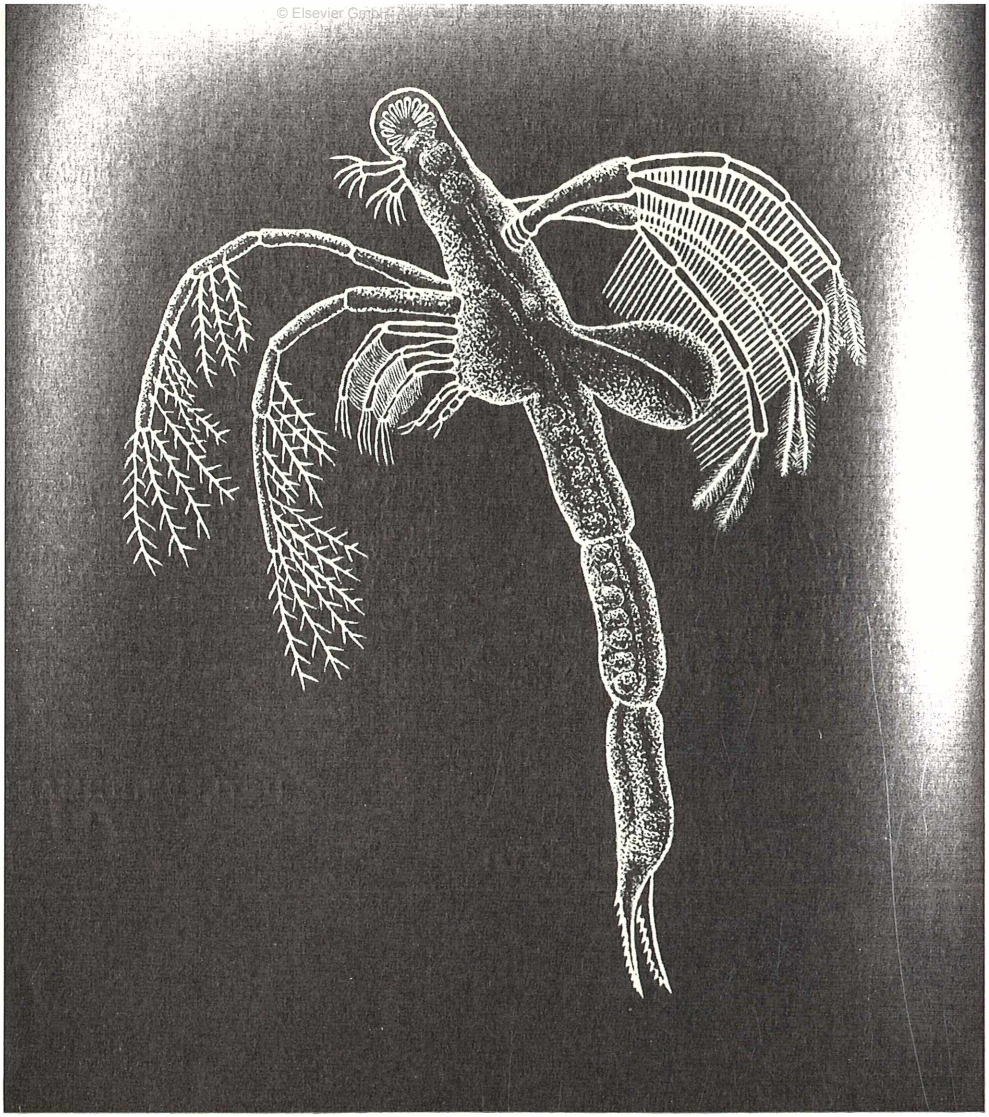


Bild: Der Glaskrebs *Leptodora*, ein räuberisch lebender Wasserfloh

ten Antennen sind zu den gewaltigen Ruderorganen ausgebildet. Der Brutsack, in dem sich sowohl die parthenogenetisch heranreifenden Sommer- oder Subitaneier als auch die befruchteten Winter- oder Dauereier entwickeln, wird von dem Schalenrudiment auf dem Rücken des Weibchens aufgenommen.

Die Herrichtung der *Leptodora* zu einem Dauerpräparat bereitet nicht geringe Schwierigkeit. Mir sind entsprechende Versuche nicht gelungen. Ich habe durch wiederholte Beobachtungen, nach denen ich Zeichnungen von einzelnen Körperabschnitten zusammenstellte, ein Bild zu schaffen versucht. (In der endgültigen Zeichnung wurden das zweite bis sechste Bein zur besseren Übersicht fortgelassen.) Bei meinen Beobachtungen erwies sich das in schwacher Formollösung aufbewahrte Untersuchungsmaterial als besonders günstig, denn wesentliche Teile des Körpers hatten durch die Konservierung eine schwach bräunliche Färbung angenommen.

Verfasser: Detlev Rühmann, 2 Hamburg 70, Pillauerstr. 4 B

Bild: Kopf der Gamma-Eule. Kleinbildspiegelreflexkamera mit Zwischenringen. Objektiv Tessar, mit der Frontlinse zum Film montiert. Durchbohrter Spiegel aus Aluminiumfolie. Elektronenblitz 60 Wattsek., Blende 1:22, Agfacolor CT 18.

FRIEDER SAUER

Glühende Augen

Wie fotografiert man die Augen der Nachtschmetterlinge?

Wohl schon jeder, dem in warmen Sommernächten Nachtfalter in das Arbeitszimmer gestürmt sind, hat mit Staunen in ihre grün, gelb oder rötlich glühenden Augen geschaut. Kleinste Spanner haben Augen wie glühende Sterne, das Licht in den Augen großer Eulen erinnert schon mehr an das Glimmen einer Zigarette. Ein Gewebe aus luftgefüllten Tracheen — das Tapetum — wirft einen Teil des Lichtes, gefiltert durch den farbigen Augeninhalt, ebenso zurück wie ein Katzenauge oder eine Perlleinwand.

Die photographische Wiedergabe der glühenden Augen ist nicht einfach, einmal, weil sie rasch erlöschen, wenn der Falter ins Helle gebracht wird, ein andermal, weil sie das Licht nur in der Richtung der Lichtquelle zurückwerfen. Auch beim Tod des Falters erlischt das Glühen.

Man muß den Falter also bis kurz vor der Aufnahme in einem lichtdichten Gefäß aufbewahren. Inzwischen bereitet man die Lichtführung vor. Seitenlicht bringt die Augen nicht zum Aufleuchten, direktes Auflicht aus der Aufnahmerichtung (erzeugt mit einem Ringblitz, wie er zu größeren Blitzgeräten als Zusatzteil im Handel ist) läßt die Augen viel zu hell erstrahlen. Der Film zeichnet dann nur ein weißes „Loch", das von einem gewöhnlichen Reflex nicht zu unterscheiden ist.

Abhilfe schafft ein durchbohrter Spiegel vor dem Objektiv: Er lenkt einen ausreichenden Teil des Lichtes in der Blickrichtung des Objektivs in das Auge, das von schräg hinten kommende Hauptlicht zeichnet die Kontur des Falters und diffus gestreutes Licht läßt weitere Einzelheiten erkennen.

Das Bildbeispiel zeigt den Kopf der Gamma-Eule. Nur in einer eng begrenzten Blickrichtung wird das Eulenhafte des Nachtfalters sichtbar.

Verfasser: F. Sauer, 8 München 15, Physiolog.-Chem. Institut, Goethestr. 33

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

RUPERT LENZENWEGER

Nur ein Schneckenhaus

Wie ein vorzeitlicher Ammonit mutet das winzige Schneckenhaus an — man muß es nur gehörig vergrößern. Die Gehäuse der Land-Lungenschnecke *Goniodiscus rotundatus* haben einen Durchmesser von ungefähr 1 cm und sind auffallend flachgedrückt. Man findet diese kleinen Schnekken nicht selten in alten, verfaulten Baumstrünken. Die Aufnahme wurde bei schräger Auflichtbeleuchtung gemacht und beweist, daß man auch für die Beobachtung und Fotografie bei dieser Art der Beleuchtung keine kostspieligen und komplizierten Hilfsmittel benötigt. Die Beleuchtung erfolgte mit einer normalen 35-Watt-Niedervolt-Mikroskopierlampe, deren Lichtkegel schräg von oben auf das Objekt gerichtet wurde. Die verwendete Optik bestand aus einem Plan-Objektiv 4 1 und einem normalen Huygens-Okular 5×, die Belichtungszeit betrug 1 Sekunde.

Verfasser: Rupert Lenzenweger, Ried i. Innkreis, Schloßberg 16, Oberösterreich

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

HEINZ ITZEROTT

Schlauchpilze im Unterricht

Xylariaceen als Demonstrationsobjekte

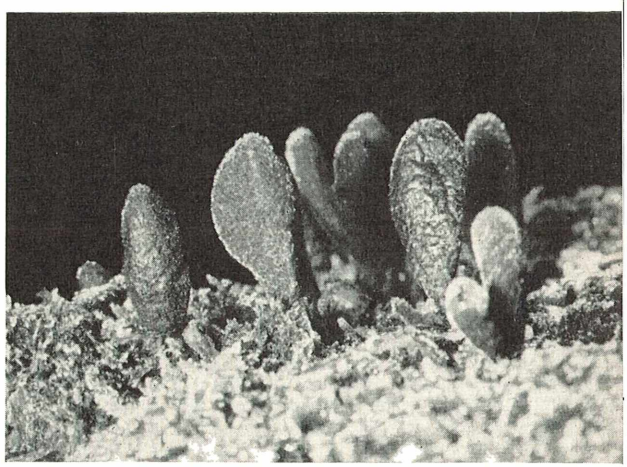
Der Biologieunterricht kann nur dann die Schüler fesseln, wenn es dem Lehrer gelingt, mit geeignetem Anschauungsmaterial die morphologischen, physiologischen und ökologischen Zusammenhänge zu demonstrieren. Besonders in der Mittelstufe mit ihren durch das Alter der Schüler bedingten mannigfachen Problemen scheint mir ein anschaulicher biologischer Arbeitsunterricht vordringlich und wertvoll zu sein. Deshalb spielen gerade hier lebende Objekte, Modelle, Wandtafeln, Mikropräparate in Verbindung mit dem Mikroprojektor und Farbdias eine bedeutende Rolle. Dies gilt vor allem für die Botanik, die erfahrungsgemäß weniger beliebt ist als die Zoologie.

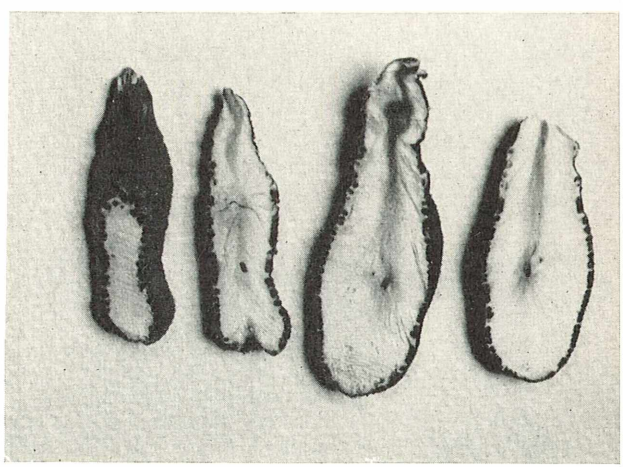
Beim Besprechen der Pilze sollte man wegen ihrer Wichtigkeit die Schlauchpilze eingehender behandeln. Man denke nur an den Pinselschimmel und das durch diesen Pilz eingeleitete Zeitalter der Antibiotica oder an die Hefepilze als Auslöser der im Gärröhrchen vorzuführenden alkoholischen Gärung. Darüber hinaus stellen die Schlauchpilze einen großen Anteil Parasiten, die keinesfalls übergangen werden können. Leider fehlen dem Pinselschimmel und den Hefepilzen im allgemeinen die charakteristischen Merkmale der Schlauchpilze, nämlich die Asci mit den Ascosporen. Das ausgekeimte Mutterkorn als klassisches Beispiel für die parasitären Schlauchpilze steht trotz Jarowisation nicht immer zur Verfügung. Ähnliches gilt für die *Taphrina*-Arten, den Ahornrunzelschorf, den amerikanischen Stachelbeermehltau und den Apfel- und Birnenschorf. Nicht einmal die *Morchella*-Arten und Becherlinge sind immer sofort greifbar, es sei denn, man bedient sich vorhandener Dauerpräparate.

Dagegen kann man das ganze Jahr über frische Schlauchpilze aus der Familie der Xylariaceen beobachten und im Schulunterricht zeigen. Ihre dunklen Schlauchsporen sind besonders schön zu projizieren, und das feste Stroma, ein mehr oder weniger

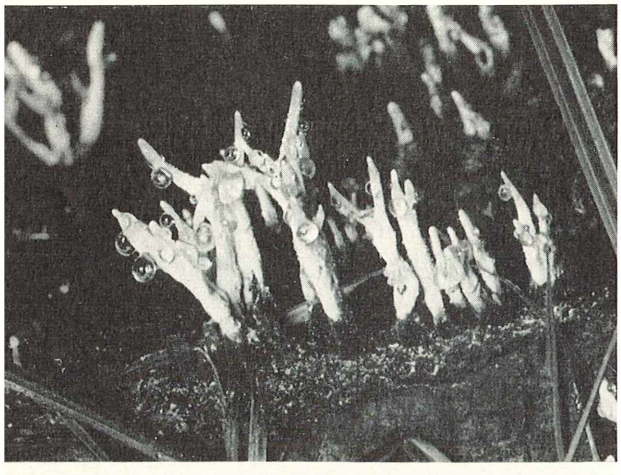
Bild 1: Keulenförmige Stromata von *Xylaria polymorpha* (Vielgestaltige Holzkeule) auf einem alten Buchenstock.

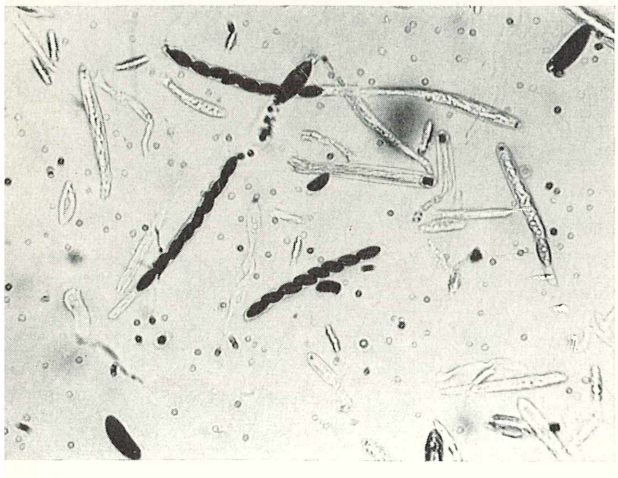
Bild 2: Keulen von *Xylaria polymorpha*. Die schwarzen, kugeligen Perithecien sind im weißen Fleisch gut zu erkennen.

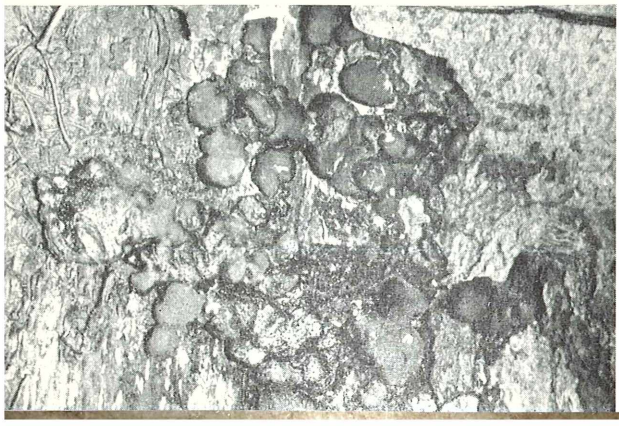




© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/







dichtes Hyphengewebe, in welches die regelmäßig peripheren Fruchtkörper (Perithecien) eingesenkt sind, ist leicht mit dem Rasiermesser zu schneiden. An oder auf alten Buchenstöcken finden sich fast immer die Arten *Xylaria polymorpha,* die vielgestaltige Holzkeule, *Xylaria hypoxylon,* die geweihförmige Holzkeule, und *Ustulina vulgaris* (= *deusta),* der Brandige Krustenpilz. Diese drei saprophytischen Arten sollen hier näher besprochen werden.

1. Xylaria polymorpha

Der Pilz sitzt auf oder neben toten Buchenstrünken. Das Stroma bildet schwärzliche Keulen, die meistens büschelig wachsen. Sie sind unregelmäßig geformt, oft verbogen, 4—8 cm lang und 1—2,5 cm dick und von den Perithecien auf ihrer Oberfläche warzig-rauh (Bild 1). Beim Durchschneiden der Keulen zeigt sich das weiße Fleisch mit den knapp unter der dunklen Rinde des Stromas sitzenden schwarzen, kugeligen Fruchtkörpern (Bild 2). Diese enthalten Massen von Schläuchen, die je 8 einzellige Schlauchsporen besitzen. Die Sporen sind spindelig, schwarz und 20 bis 32× 5—9 μ groß (Bild 3).

2. Xylaria hypoxylon

Die geweihförmige Holzkeule ist sehr häufig. Auf totem Holz, besonders aber auch wieder auf alten Buchenstöcken, sind oft ganze Kolonien dieses Schlauchpilzes festzustellen. Das Stroma ist schlank, bis 8 cm hoch und geweihartig verzweigt (Bild 4). Bizarre „Gestalten" sind keine Seltenheit. Die jungen Stromata sind samtig, ihr Stiel ist filzig-haarig. Sie sind weiß und schnüren massenhaft Konidien ab. Beim Anstoßen sieht man sie in „Wolken" davonfliegen. Nach der Überwinterung ist das Stroma ganz schwarz und mit Warzen versehen; das deutet darauf hin, daß jetzt die Perithecien gebildet sind. Die schwarzen Sporen, pro Schlauch 8 Stück, sind leicht bohnenförmig, einzellig und 11—14× 5 bis 6 μ groß (Bild 5).

3. Ustulina vulgaris

Während sich das Stroma der beiden vorher genannten Pilze deutlich von der Unterlage abhebt und daher sofort auffällt, breitet sich das des Brandigen Krustenpilzes, wie der Name bereits verrät, krustenförmig

---

Bild 3: *Xylaria polymorpha,* Ascosporen. Etwa 300×

Bild 4: *Xylaria hypoxylon* (Geweihförmige Holzkeule). Junge, geweihartig verzweigte Stromata.

Bild 5: *Xylaria hypoxylon.* Asci mit je 8 Ascosporen. Etwa 300×

Bild 6: *Ustulina vulgaris* (Brandiger Krustenpilz). Krustenförmiges, schwarzes Stroma an einem alten Buchenstrunk. Der Pilz ist nicht immer leicht zu erkennen.

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

meist an den Stockseiten aus und ist zu suchen. Auch im Moos ist es dort zu finden. Das Stroma bildet unregelmäßige, oft sehr große, etwa 10 mm dicke, im Jugendstadium grau-weiße, fleischig-korkige, dann schwarze, an der Oberfläche wellig verbogene, wie verkohlt aussehende, brüchige Fladen, die sich meist von ihrer Unterlage leicht ablösen lassen (Bild 6). Die großen Perithecien sind in das weißliche Fleisch des Stromas eingebettet. Die einzelligen Sporen, zu acht im Ascus, sind relativ groß — 28—36× 7—10 μ —, schwarz und spindelförmig (Bild 7). Sie sind sehr gut dazu geeignet, den Schülern klarzumachen, wie stark der Mikroprojektor vergrößert. Mit Hilfe eines Objektmikrometers gelingt es leicht, die Vergrößerung zu berechnen und das nötige Verständnis für die Kleinheit der Sporen zu wecken. Hier arbeitet die ganze Klasse mit, denn solche in das Gebiet der Technik hineinspielende Fragen interessieren immer sehr.

Auch in der Mittelstufe, zu deren Lehrstoff die Pilze gehören, kann man schon kurz darauf hinweisen, daß die Ascosporen mit den Asci die Hauptfruchtform der Schlauchpilze darstellen und geschlechtlich nach Zellkernverschmelzung und Reduktionsteilung entstehen. Die ungeschlechtliche Nebenfruchtform auf den jungen Stromata sind die Konidien.

Es ist also nicht schwer, das ganze Jahr über geeignetes Untersuchungsmaterial für die Besprechung der Ascomyceten im Schulunterricht zur Verfügung zu haben. Selbstverständlich gäbe es noch andere charakteristische Schlauchpilze, wie z. B. den Rötlichen Kugelpilz *(Hypoxylon coccineum)*, der auch sehr häufig ist und den man beim Sammeln der genannten Arten meistens ebenfalls entdeckt. Darauf kann vielleicht in einer späteren Arbeit näher eingegangen werden, wobei wir dann auch auf einige leicht zu beschaffende apothecientragende Ascomyceten und auf die Flechten hinweisen wollen.

Bild 7: Die großen Ascosporen von *Ustulina vulgaris*. Etwa 300×

Literaturhinweise

1. H. Gams: Kleine Kryptogamenflora, Bd. II a, M. Moser, Ascomyceten, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1963.
2. E. Gäumann: Die Pilze, Birkhäuser Verlag, Basel und Stuttgart 1964.

Verfasser: Dr. Heinz Itzerott, 6718 Grünstadt, Bückelhaube 7

ZUR EINFÜHRUNG IN DIE MIKROSKOPIE

MARTIN DECKART

Mikroskopie ohne Gelehrsamkeit: Schauen als Hobby*

Fast alle Menschen leben erst auf, wenn ihre Freizeitbeschäftigung anfängt. Dabei werden zum Teil recht schwierige Dinge angefangen und mit einer Energie betrieben, die in der Berufsarbeit selten denkbar wäre.

Ein Hobby — oder ist es mir gestattet, zu sagen: eine Liebhaberei — kann Aufgaben stellen, welche es auch immer sind. Man kann Bierdeckel, Briefmarken, Schmetterlinge sammeln, man kann fotografieren, ja man kann auch die eigene Sternwarte aufbauen und darin Sonne, Mond und Sterne beobachten. Besonders reizvoll wird eine Liebhaberei dann sein, wenn sie viele Aufschlüsse (wie man heute sagt, „Informa-

* Vorabdruck aus einem in Vorbereitung befindlichen Buch des Verfassers: „Steckenpferd Mikroskopie".

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nutzung nur für private Zwecke.

▲
Bild 1: Pollen der Fichte. Für ein solches Präparat brauchen wir nur einen Objektträger und ein Stückchen Tesafilm.

▶
Bild 2: Ein Faden der Schraubenalge *Spirogyra*. Die Zelle in der Mitte beginnt sich zu teilen.

Bild 3: Konjugation der Schraubenalge *Spirogyra*. Der Inhalt der „männlichen" Fäden ist schon fast vollkommen in die Zellen des „weiblichen" übergegangen.

tionen") gibt, und wenn sie dabei manches unerwartete Wunder erschließt.

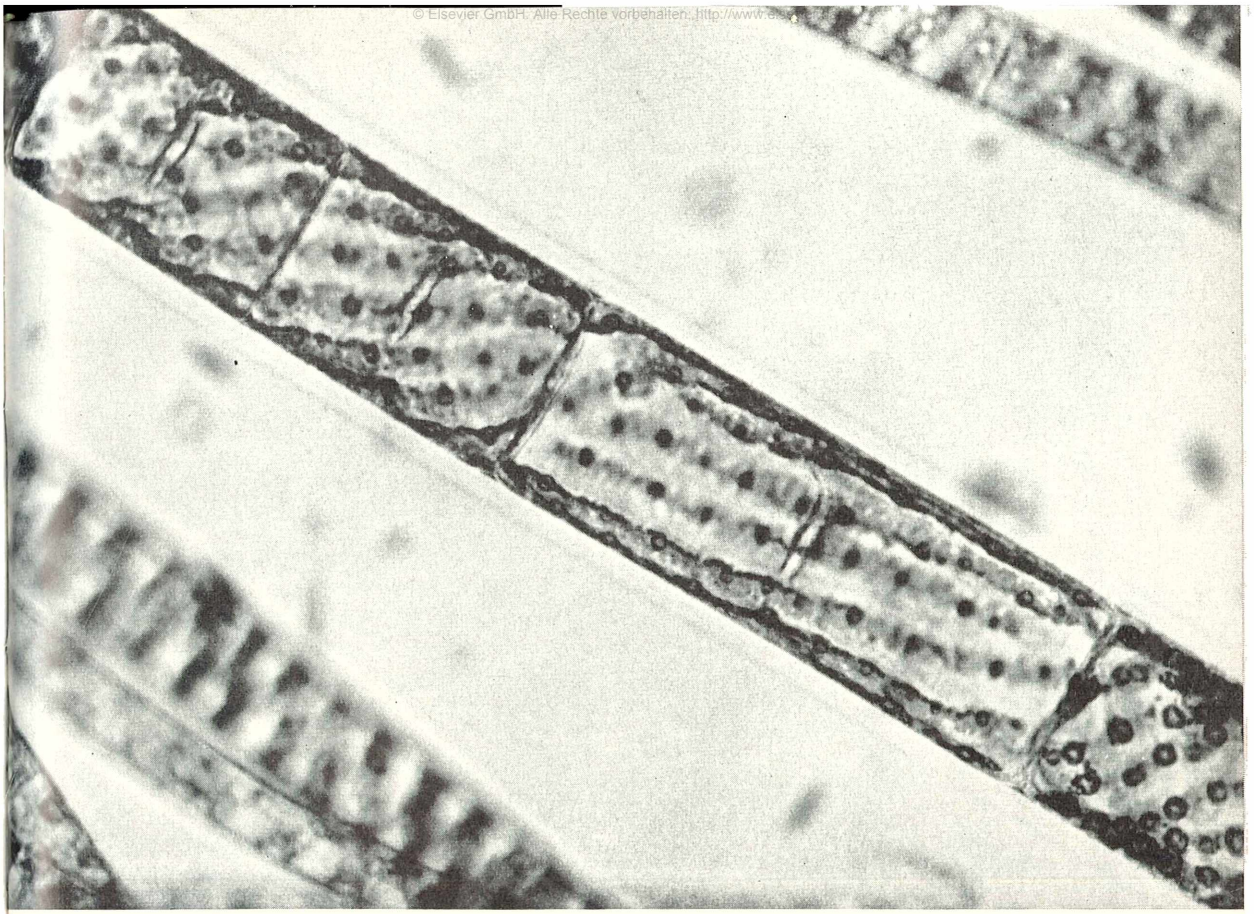
Warum greifen bei der Vielfalt dieser „Hobbys" so wenig Leute zum Mikroskop? Dieses Instrument hat der Wissenschaft unendlich viele Informationen gegeben, von denen hier nicht geredet werden soll. Es ist aber ebenso geeignet, auch dem Liebhaber Tausende von Wundern der belebten und der unbelebten Natur zu erschließen, auch ohne daß er größere Kosten aufwendet als für eine Fotokamera, und ohne daß er mit der Herstellung der Präparate mehr Mühe hätte als sich der durchschnittliche Fotoamateur mit seinen Aufnahmen macht oder der Briefmarkensammler mit der Ordnung seiner Alben.

Mancher meint dazu, die Anschaffung eines Mikroskops sei zu teuer. Das ist einfach nicht wahr: Es gibt heute einfache und doch leistungsfähige Instrumente unter 100 DM zu kaufen, mit denen man beginnen kann. Wer dann auf die Sache anbeißt, wird sich zweifellos einmal etwas Vollkommenes kaufen, aber auch das ist nicht teurer als ein Motorad oder als eine gute Foto- oder Filmkamera.

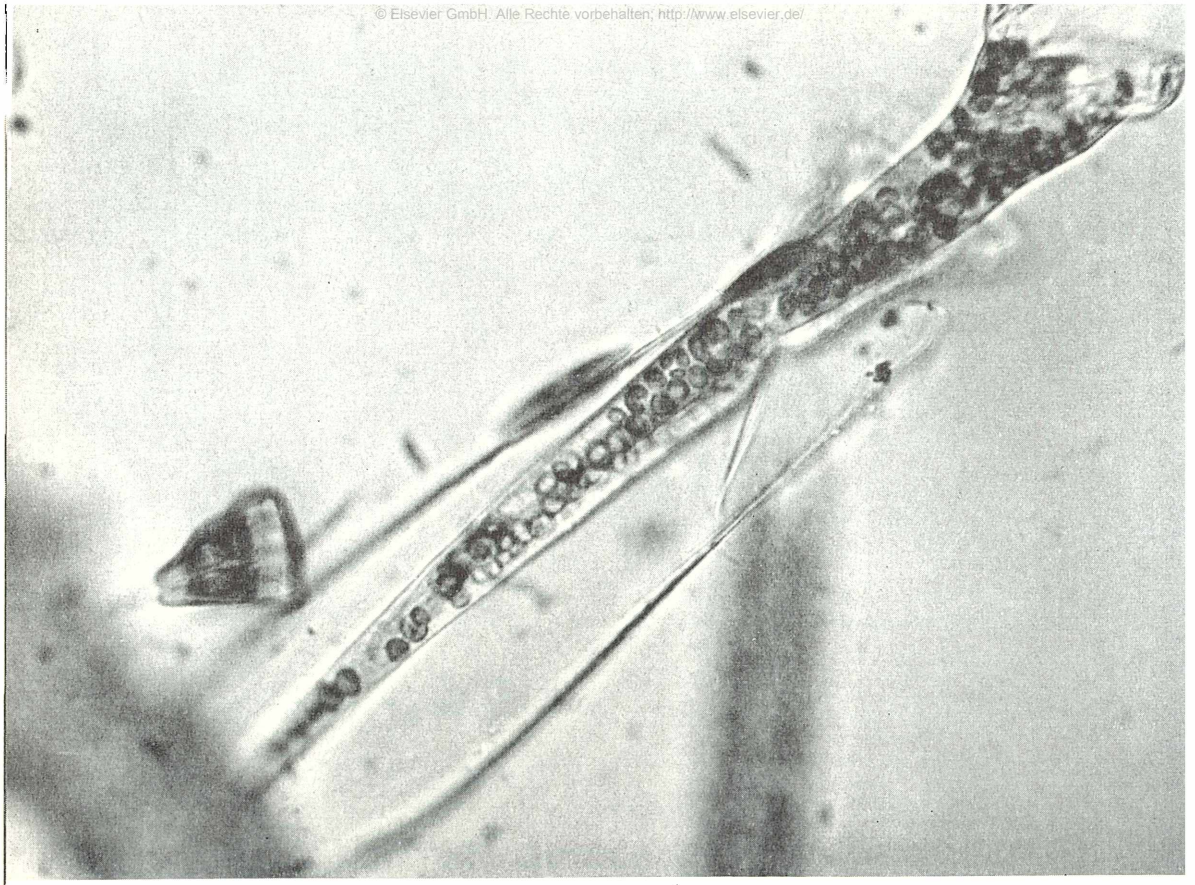
Ein anderer sagt: Ohne sehr viel Vorbildung und ohne eine Menge technischer Fähigkeiten ginge das nicht. Daß auch dies einfach nicht wahr ist, sollen acht Bilder beweisen. Wer sich die Leuchtziffern seiner Armbanduhr ansehen will, um in ihnen Zeugnisse vom Atomzerfall zu sehen, oder die Kristalle, die sich aus einem Tropfen Salzlösung bilden oder Samenkörner oder Mückenlarven oder die Vielfalt kleiner Tiere und Pflanzen, die ein Glas voll Teichwasser enthält, der braucht weder wissenschaftliche Vorbildung noch technische Geschicklichkeit.

Gewiß wirkt es abschreckend, wenn in solchen Lehrbüchern am Anfang seitenlang theoretisch-optische Dinge über das Mikroskop stehen, Fixierlösungen für Tier- und Pflanzenteile erörtert werden — wenn es weitergeht mit der Einbettungstechnik in Paraffin und Celloidin, der schwierigen Mikrotomtechnik und Hunderte von Färbemethoden erörtert werden. Es ist schon zu verstehen, wenn jemand, der vielleicht

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



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



▲
Bild 4: Das gehäusebildende Wimpertier *Thuricola*. Im Stiel grüne Algen, die mit dem Tier in Symbiose leben. Der Deckel des Gehäuses drückt sich in den Körper des Tieres ein.

▶
Bild 5: Das Auge eines Wasserflohes ist aus vielen Einzelaugen zusammengesetzt.

Bild 6: Ein Sonnentierchen mit Nahrungseinschlüssen. Diese Einzeller finden wir in fast jedem Tümpel.

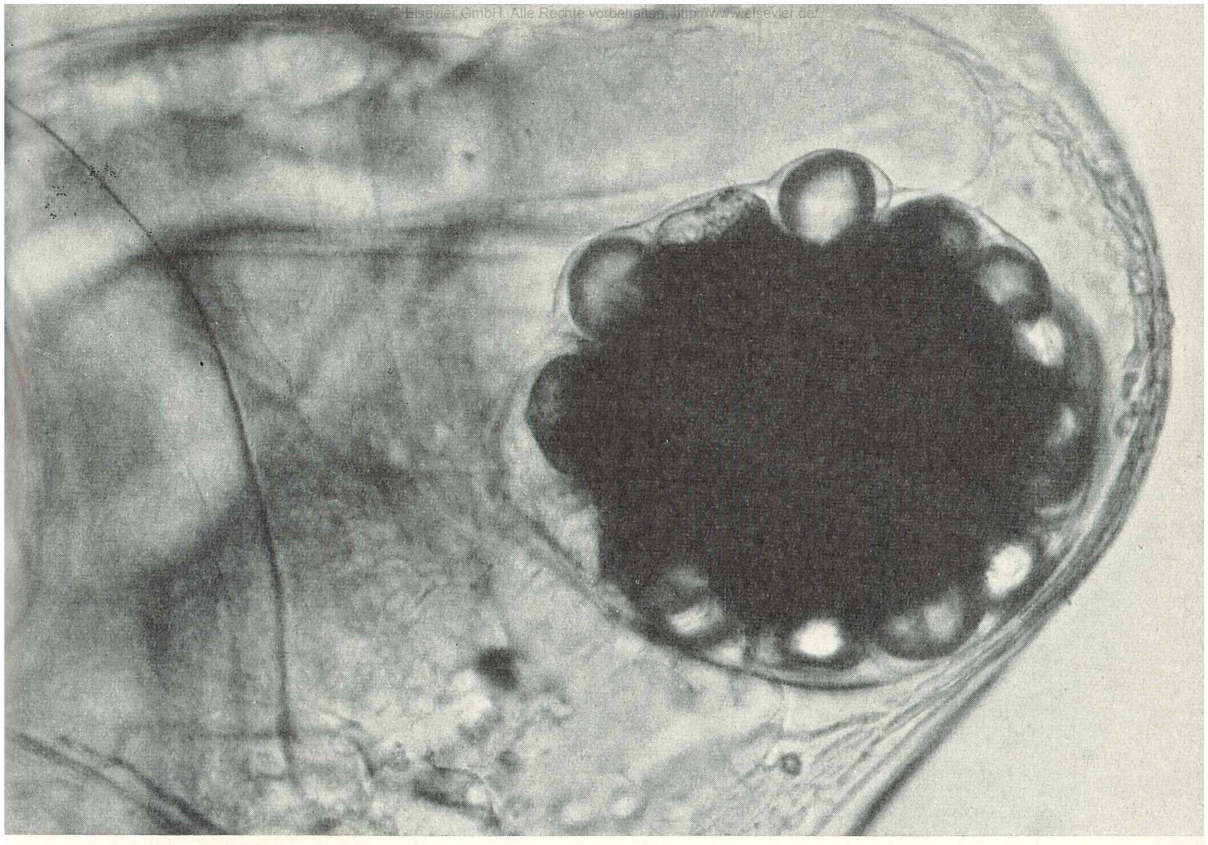
daran gedacht hat, liebhabermäßig zu mikroskopieren, ein solches Buch achselzuckend beiseite legt und meint, das sei doch nichts für eine Freizeitbeschäftigung. Alle diese Dinge sind aber ausnahmslos für den geschrieben, der beruflich mikroskopieren muß.

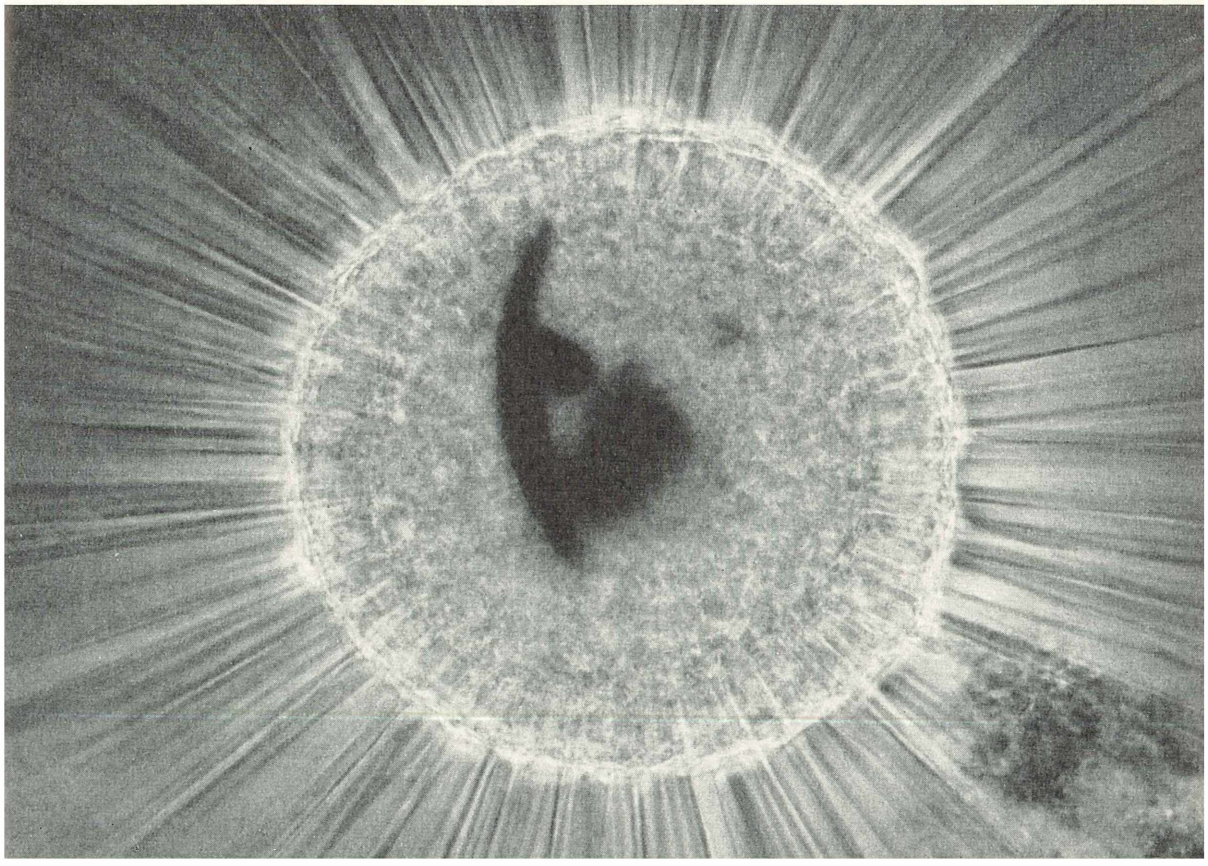
Der Liebhaber braucht davon buchstäblich gar nichts für seine Anfangstätigkeit und kann viele Jahre lang sehr intensiv mikroskopieren, ohne daß er nach diesen Dingen greifen müßte. Obwohl er sich nur einfachster Mittel bedient und die meisten Präparate ohne irgendwelche technische Geschicklichkeit in kürzester Zeit herstellen kann, kann ihn das Hineinsehen ins Mikroskop tausend Wunder erleben lassen, von denen er nichts geahnt hat.

Um diese Liebhaberei anzufangen, sind auch keine wissenschaftlichen oder technischen Vorkenntnisse nötig. Wer an dieser Angel einmal angebissen hat, der wird allerdings nicht ruhen, ehe er von diesen Kenntnissen gerade das für ihn passende Minimum erworben hat. Kein Mensch sammelt ja auch lange z. B. Briefmarken, ohne den Atlas und das Geschichtsbuch zu studieren.

Da die Objekte leicht und immer neu zu haben sind, ist es selten angebracht, Dauerpräparate herzustellen, die jahrelang halten — wenn sich das auch in vielen Fällen sehr einfach ergibt. Man kann auch Präparate kaufen, aber die meiste Freude wird immer das machen, was man selbst gefunden hat. — Am einfachsten kommt man zu Beutestücken für das Mikroskop, wenn man ein wenig die Augen aufmacht: Da findet man im Walde Federn, die ein armer Vogel lassen mußte, weil ihn die Katze erwischt hat oder dem sonst ein Unheil geschah. Legen wir das Endstück einer solchen (kleinen) Feder auf einen Objektträger, drücken ein Deckglas auf und befestigen es an einigen Stellen mit heißem Wachs. Tun wir das (etwa mit einem heißgemachten Schraubenzieher) rundum, so haben wir bereits ein Dauerpräparat. Und was für ein Wunderbau ist so eine Vogelfeder: Zweige über Zweige, Häkchen über Häkchen, leicht völlig durcheinandergebracht, aber ebenso schnell durch leichtes Streichen wieder in voller Ordnung. Wer im Walde vergeblich

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





Copyright © Elsevier GmbH. All rights reserved. http://www.elsevier.de/

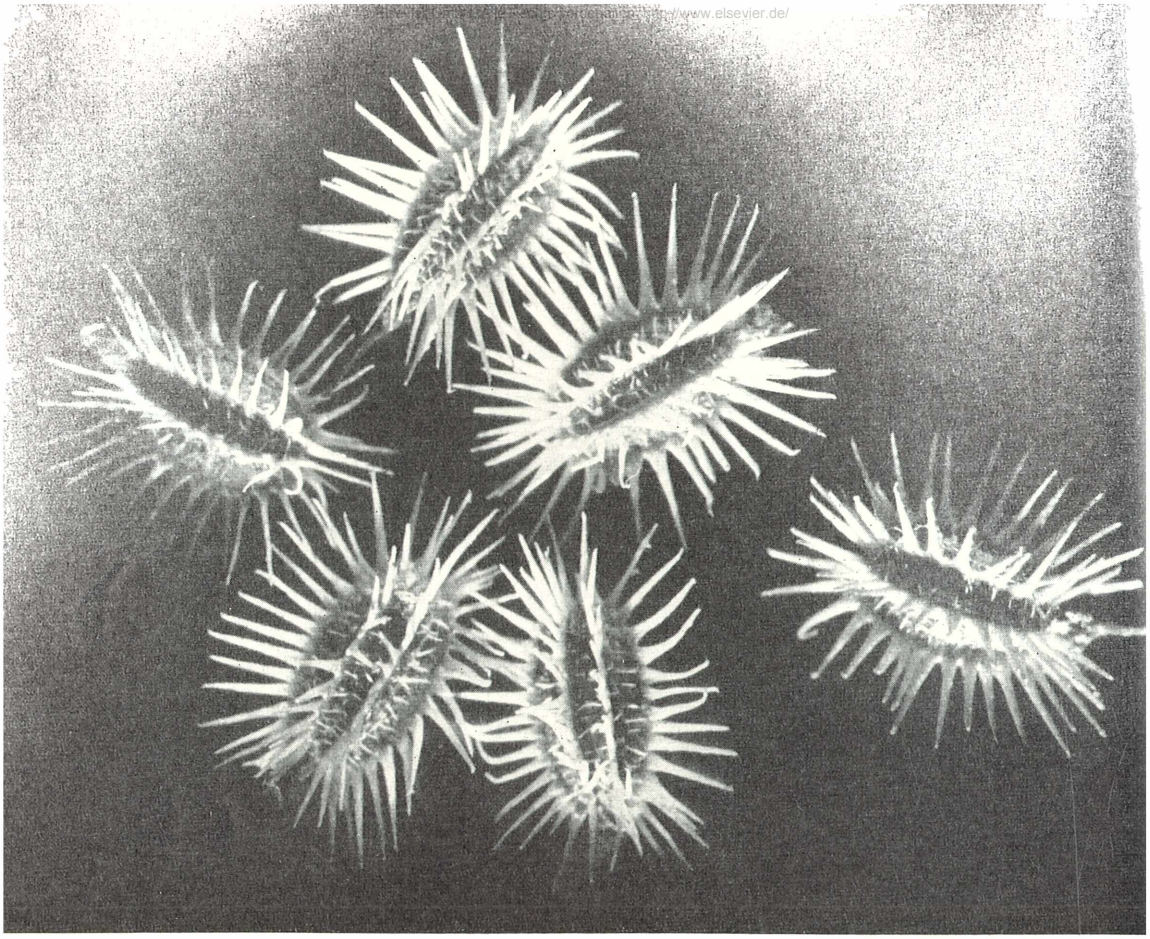


Bild 7: Samen der Wilden Möhre.

suchte, kann sein Objekt auch aus dem Federbett holen.

Im Frühling ist unser Auto, das uns in den Wald gebracht und das unter Fichten gestanden hatte, mit gelbem Staub bepudert. Wir nehmen ein kleines Stückchen Tesafilm, drücken es leicht auf diesen Staub, und wenn wir es abgelöst haben, drücken wir es fest auf die Mitte eines Objektträgers. Wieder haben wir ein jahrelang haltbares Dauerpräparat vom Blütenstaub der Fichte mit den charakteristischen seitlich angebrachten Luftblasen, die ihn leichter machen, so daß er länger in der Luft schwebt und vom Winde weiter fortgetragen werden kann. Daß eine ganze Wissenschaft auf der Untersuchung des Blütenstaubes früherer Pflanzen beruht, die „Pollenanalyse", braucht den Mikroamateur zunächst gar nicht zu kümmern. Vielleicht aber sammelt er Blütenstaub verschiedener Pflanzen ein und sieht sich an, welch unterschiedliche und wunderbare Formen er findet.

Ein Tröpfchen Milch, unter dem Deckglas zu einer sehr dünnen Schicht gedrückt, zeigt uns Tausende feiner Kügelchen — die ja einmal vereint zu Butter werden sollen. Aufmerksames Zuschauen, vor allem auf die kleinsten dieser Fettkugeln, zeigt uns, daß sie ständig zittern. Daß wir damit die Wirkung des Hin- und Herrasens der Wassermoleküle erkennen (der „Brownschen Molekularbewegung"), wird uns zum Nachdenken veranlassen.

Fischen wir mit Sieb oder Netz ein paar Wasserpflanzen und so allerhand, was im Wasser (stecknadelgroß oder kleiner) herumschwimmt und machen uns nichts daraus, daß die stolz Vorübergehenden uns als Halbirre belächeln. Was wir dort alles finden, können wir nicht an einem Tage, vielleicht nur in Jahren verarbeiten — wobei wir allerdings uns an die Rolle des Halbirren gewöhnt haben. Jeder muß eben seiner Liebhaberei Opfer bringen. Da finden wir Algenfäden, feiner als Menschenhaar, mit spiralig angeordnetem Blattgrün. Und in einer Zelle dieser Fäden ist die Steigung der Spirale steiler — die Zelle ist dabei, sich zu teilen. Andere Fäden haben sich paarweis aneinandergelegt und der eine übernimmt den Inhalt des anderen: Wir dürfen dabei einem geschlechtlichen Vorgang in allereinfachster Form zusehen.

Auf einem Algenfaden sitzt ein Wimper-

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

tierchen in einem Gehäuse. Es zieht sich bei jeder Störung schnell dahinein zurück, und ein Deckel schließt sich zu seinem Schutz. Es enthält grüne Körner — einzellige Algen, mit denen es in „Symbiose" lebt, so daß beide Teile ihre Stoffwechselvorgänge ergänzen — bis der große Teilhaber sich einmal einfallen läßt, in schlechter Stimmung seine Partner zu verdauen. Nun, bei anderen Gelegenheiten schafft er sich wieder neue an. — Ein feines Bäumchen von Glockentierchen sitzt an einem Pflanzenstengel. Plötzlich ist es fort, denn alle diese Zweige haben sich zu „Korkenziehern" zusammengezogen. Langsam strecken sie sich dann wieder aus.

Wasserflöhe zucken zu Hunderten im Teichwasser auf und ab. Sie sind so durchsichtig, daß wir alle Einzelheiten ihres Körpers erkennen; ihr Herz schlägt sichtbar, ihr Auge wird von Muskeln bewegt, und die Eier wachsen bereits in ihrem Körper zu Jungtieren heran.

Bringen wir ein paar Samenkörner vom Schöllkraut auf den Objektträger. Sie haben einen weichen, nährstoffreichen Anhang, der den Ameisen gut schmeckt. Diese schleppen die Samen in ihren Bau, in der „Gemeinschaftskantine" wird der Anhang abgefressen. Der für die Ameisen nutzlose Samen wird auf den Müllhaufen getragen, und wir wundern uns z. B., wie Schöllkrautpflanzen in Mauerritzen vorkommen können.

Streichen wir einen Tropfen UHU auf dem Objektträger breit und lassen ihn bis kurz vor dem Eindicken eintrocknen. Dann können wir irgend ein Pflanzenblatt daraufdrücken und wieder ablösen. Jede Pflanze zeigt uns ein anderes Muster. Ein ebenso abgedrückter Schmetterlingsflügel enthüllt uns die Wunder der Schmetterlingsschuppen.

Im Winter stellen wir unser Mikroskop auf einen Nordbalkon, ziehen uns warm an und betrachten, was der Himmel auf unsere Objektträger schüttet. Lassen wir den Schnee auf einen mit Lack beschmierten Objektträger fallen, so können wir diese vergänglichen Kristalle sogar zum Dauerpräparat machen. Solche Sterne, Hunderte auf einem Objektträger, stehen seit einem Jahr in meinem Präparatekasten, und immer, wenn die Beschäftigung mit anderen Dingen mir Zeit läßt, sehe ich sie wieder an und freue mich an ihrer Schönheit.

Das war nur ein ganz kleiner Ausschnitt von den Dingen, die sich bei völlig müheloser Präparation, die auch der „blutigste" Anfänger leicht fertigbekommt, uns zur Betrachtung im Mikroskop anbieten. Und ich darf wiederholen, was ich am Anfang sagte: Ich kann nicht verstehen, warum nicht mehr Menschen sich das Schauen ins Mikroskop zur Liebhaberei gemacht haben!

Verfasser: Martin Deckart, 817 Bad Tölz, Gudrunstraße 9

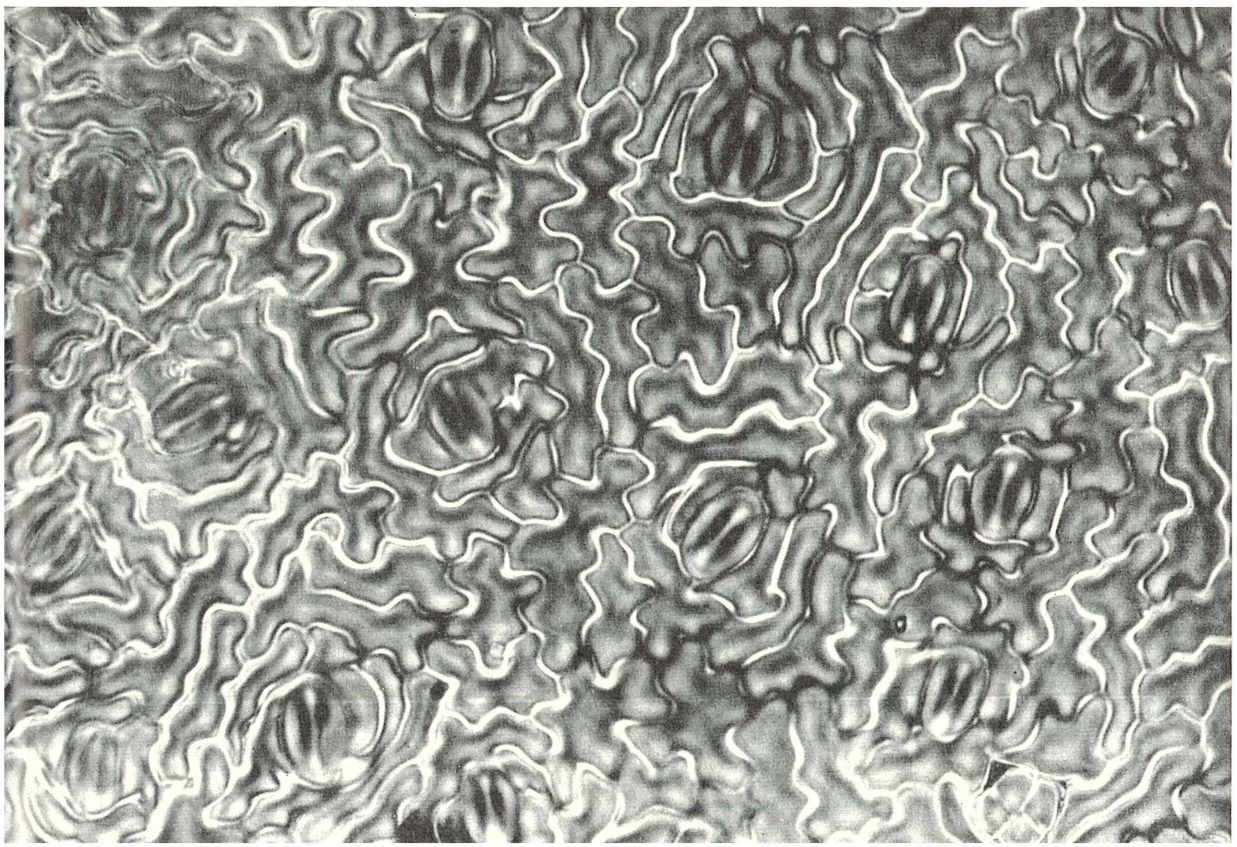


Bild 8: Der Abdruck in UHU gibt die Oberfläche des Blattes vom Großen Ampfer bis in feinste Einzelheiten wieder.

GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Montage in der Mikrofotografie

Eine Fotografie verliert, so glaubt man, ihren Charakter als „Dokument", wenn sie retuschiert wird oder wenn der Fotograf mit mehreren Einzelaufnahmen eine Montage zusammenstellt. Die nebenstehende Montage von Dr. Fritz Bode zeigt aber, daß eine Fotografie durch die Montage auch an Informationswert gewinnen kann: wenn nämlich der belehrende Wert des Bildes im Vordergrund steht.

Das Bild stellt die Mittelmeermeduse *Chladonema* und ihren Polypen dar. Daten: Montage aus drei Einzelaufnahmen im Format 6×9 (Technika 6×9). Gewöhnlicher Achromat 10× ohne Okular. Zeiss-Blitzeinrichtung mit Elektronenblitzgerät F 65 von Braun. Aufnahme Dr. Fritz Bode, Frankfurt/Main.

Bild auf S. 157: Montage aus drei Einzelaufnahmen ▶

ERNST HIPPE

Eine praktische Plankton-Schöpfdose

Das übliche Planktonnetz versagt, wenn man Proben aus sehr flachen oder verkrauteten Tümpeln und Pfützen entnehmen will.

Eine filternde Schöpfdose würde das Problem lösen. Die hier beschriebene, einfach herzustellende Schöpfdose hat sich auch beim Schöpfen an der Oberfläche größerer Gewässer als sehr zweckmäßig erwiesen.

Eine gewöhnliche Plastik-Butterdose mit Schraubdeckel erhält mit der Laubsäge zwei Durchbrüche, wie es die Zeichnung veranschaulichen soll. Sie zeigt die fertige Dose, links von der Bodenseite her gesehen, rechts im Schnitt längs der Mittelachse. In den Deckel D wird ein kreisrundes Loch 0

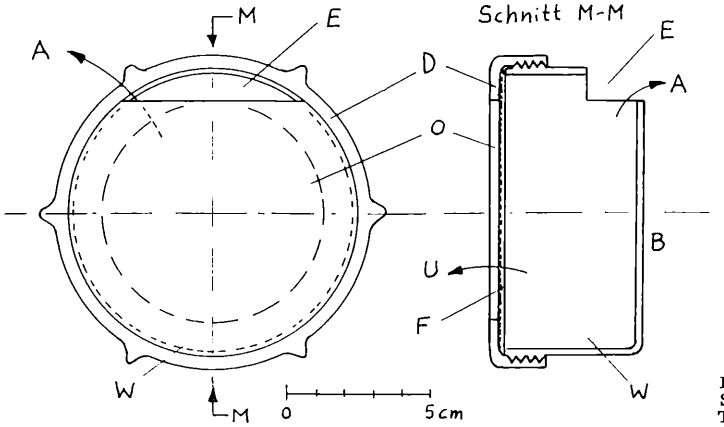
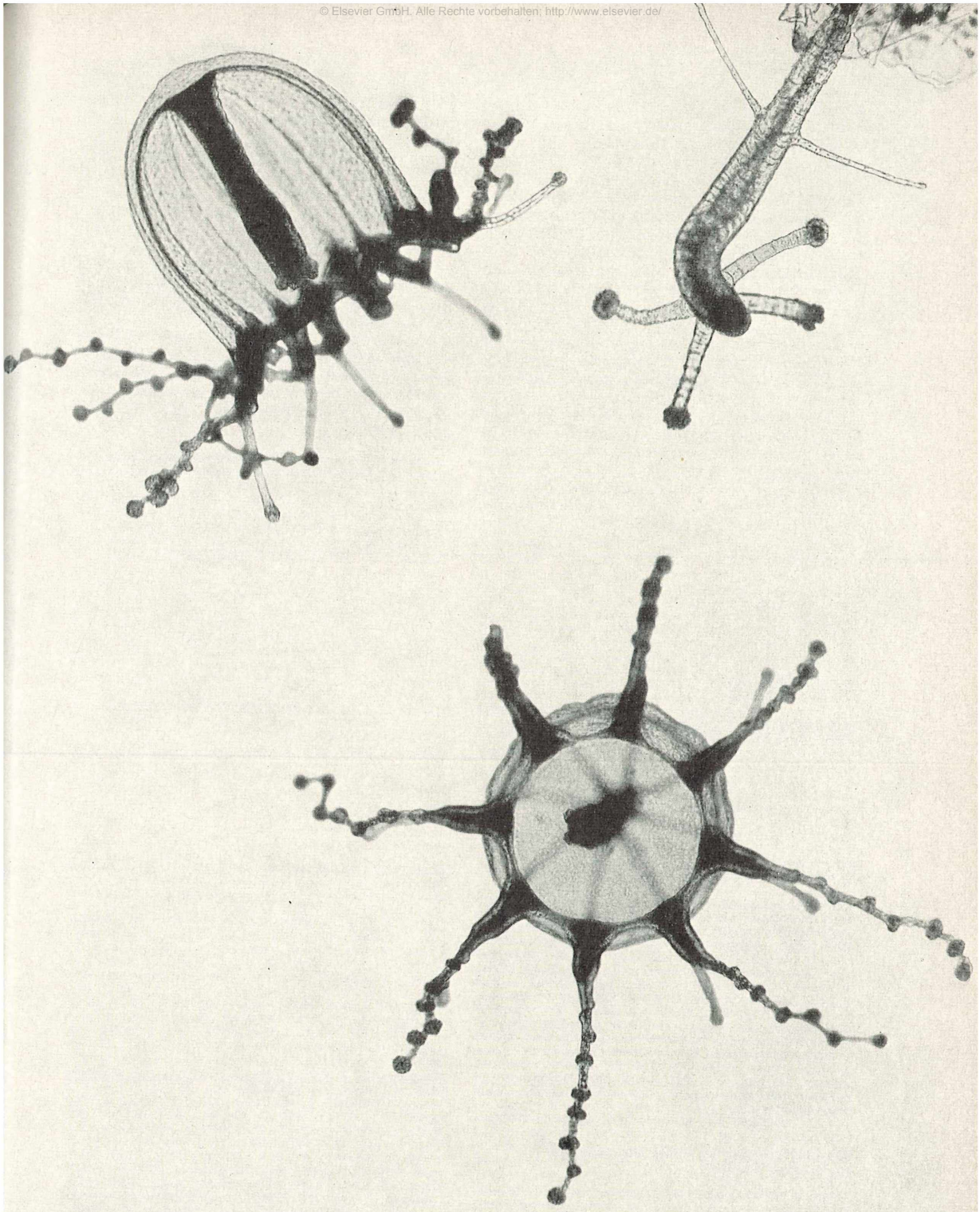


Bild: Eine Plankton-Schöpfdose. Erläuterung im Text.

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



gesägt. Die eigentliche Dose erhält einen Einschnitt E, wozu man vom Boden B her parallel zur Dosenachse einsägt und dann noch einmal senkrecht dazu.

Aus Planktongaze oder geeignetem Perlonstoff schneidet man ein kreisrundes Stück aus mit einem etwas größeren Durchmesser als dem der Dose. Den Rand kann man durch Bestreichen mit UHU vor dem Ausfransen schützen. Man legt nun diesen Filter F auf die offene Dose und schraubt den Deckel fest, wobei sich der Filter etwas in das Gewinde hineinzieht (oder unter die evtl. vorhandene Dichtung klemmt). In der Nähe des Einschnitts E kann man noch eine Bandschlaufe als Griff oder zum Anhängen an eine Schnur anbringen.

Man schöpft das Wasser, indem man die Dose fast waagerecht, mit dem Boden B nach unten, hält, so daß das Wasser durch den Einschnitt E einströmt. Beim Herausheben kippt man die Dose so, daß das Filterloch 0 nach unten zeigt: Das Wasser läuft dann in Richtung des Pfeiles U durch den Filter heraus. Je nach der Schrägneigung bleibt ein mehr oder weniger großer Rest der verdichteten Probe in der Dose zurück (W). Dieses Schöpfen und Ablaufenlassen kann man mehrmals wiederholen, um die Probe anzureichern. Dreht man schließlich die Dose, etwas zum Boden B geneigt, um ihre Achse, so kann man über eine bodenseitige Ecke des Einschnittes E (Pfeil A) die Probe sauber in ein Sammelgefäß ausgießen.

Mit einigen verschieden feinen Filtern, die sich leicht austauschen lassen, ist dieses Gerät sehr nützlich und ergänzt das normale Planktonnetz; es kann es gelegentlich — besonders auf Reisen — auch befriedigend ersetzen.

Verfasser: E. Hippe, 6078 Neu-Isenburg 2, Am Forsthaus Gravenbruch 48

KLEINE MITTEILUNGEN

Zum Umschlagbild:
Follikelbläschen aus dem Eierstock einer Katze

Ein Graafscher Follikel (Follikelbläschen) aus dem Ovar einer Katze. Vergrößerung 200fach. Die vielschichtige Follikelepithel-Wand des Bläschens wölbt sich an einer Stelle zu einem Hügel vor. In diesem Hügel, dem Cumulus oviger, eingeschlossen liegt die große Eizelle. Die der Eizelle unmittelbar anliegenden Follikelzellen sind radiär gestellt; sie umgeben die ausgestoßene, isolierte Eizelle als Strahlenkranz, sie bilden die „Corona radiata". Das Follikelepithel sezerniert die eiweißreiche Follikelflüssigkeit, den Liquor folliculi. Der Liquor des prall gefüllten Bläschens enthält große Mengen von Follikelhormonen (Östrongruppe: Östron, Östriol und Östradiol). Die Hormone bewirken neben anderem die Wucherungen der Uterusschleimhaut.

Präparat J. Lieder, Aufnahme H. Streble

Blockfärbung zur Reaktion auf Calcium an frischen Knochen

Die neue Reaktion auf Calcium wendet Glyoxal-bis-(2)-hydroxyanil an, einen kristallinisch von Fischer Scientific Co., St. Louis/Mo., USA, zu beziehenden Farbstoff. Dessen Stammlösung soll 3,4% Natronlauge in 75% Äthylalkohol enthalten und wird in einer Flasche aus Polyäthylen angesetzt. Unmittelbar vor Gebrauch der Farblösung werden in 2 ml der Stammlösung 1 g der Farbstoffkristalle gelöst (Haltbarkeit: 3 Stunden). Zur Blockfärbung der Gewebe werden bis 1 mm dicke frische Knochenscheiben über Nacht etwa 16 Stunden in frisch bereiteter Farblösung gefärbt. Es folgt Spülen und Entwässern in absolutem Alkohol, Aufhellen in Xylol und nach Paraffineinbettung Mikrotomieren in 7 μ dicke Schnitte. Nach Trocknen bei 40° C werden die Schnitte o h n e Entparaffinierung 1/4 Stunde lang mit 90% Alkohol durchtränkt, den man zuvor mit Natriumkarbonat und Kochsalz gesättigt hatte. Nach Spülen mit zweimal gewechseltem 95% Alkohol erfolgt 1—3 Minuten Gegenfärbung mit einer Lösung von 0,1% Methylenblau in 50% Alkohol und wie üblich Spülen in zweimal gewechseltem 95% Alkohol, Entwässern in zweimaligem Wechsel mit absolutem Alkohol, Entparaffinieren mit dreimal gewechseltem Xylol. Eingeschlossen wird in einem neutralen synthetischen Harz. Ergebnis: lokalisierte Anhäufungen roter Granula. Daß diese eine Verbindung mit Calcium und nicht mit organischen Komponenten sind, kann durch einen Versuch mit 3stündiger Durchtränkung bei 37° C mit einer auf pH 7,4 gepufferten, 0,9%igen Kochsalz-Lösung, welche 1% Dinatriumäthylendiamintetraessigsäure enthält, oder durch weitere Kontrollversuche bewiesen werden. Die Versuche haben ferner zu einem Verfahren des Ca-Nachweises an Gefrierschnitten geführt.

(H. K. Kashiwa, Stain Technol. **41**, 49—55, 1966.)
H. H. Pfeiffer

BÜCHERSCHAU

sevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Frey, Gerhard: Erkenntnis der Wirklichkeit.
179 S., 4 Kunstdrucktafeln. Verlag W. Kohlhammer, Stuttgart. Preis 27.— DM.

Unter Biologen scheint die Neigung zum Philosophieren nicht so verbreitet zu sein wie bei den Physikern. Freilich sind, ebenso wie von den Physikern z. B. Professor von Weizsäcker, auch schon Biologen unter die Philosophen gegangen — so Hans Driesch, der Begründer des modernen Vitalismus. Aber weit mehr als die Physiker scheinen wir Biologen uns zumeist damit zu begnügen, die Welt zu erforschen, wie wir sie vor Augen oder unter dem Mikroskop haben, ohne uns lange zu überlegen, ob die Welt denn wirklich so ist, wie sie uns erscheint. Das mag damit zusammenhängen, daß die Biologie es ja nur mit Gegenständen mittlerer Größe zu tun hat. Die Physik befaßt sich sowohl mit dem unvorstellbar Kleinen, den Elementarteilchen, wie mit dem alle Vorstellung und Erfahrung übersteigendem Großen, dem Weltall. Huxley, der große englische Biologe, hat einmal unter Verwendung von Berechnungen der Physiker Eddington und Einstein vorgeführt, daß der Mensch mit seiner Größe ziemlich genau zwischen den Größen eines Atoms und eines Sternes steht —10^{27} Atome ergeben einen Menschen, und die Masse von 10^{28} Menschen einen Stern durchschnittlicher Größe. Das größte Lebewesen, ein Mammutbaum, ist etwa 10^{24}mal so groß wie ein Virus — also bald soviel größer, wie es ein Mensch gegenüber einem Atom ist. So groß also auch der Unterschied in der Größe der Lebewesen ist, die die Biologie erforscht, so liegt doch das Reich des Lebendigen schön zwischen den Extremen, mit denen sich die Physik befaßt; wobei zu bedenken ist, daß die Mindestmasse, die man dem Weltall zuschreiben muß, wenn man das tun will, wieder 10^{24}mal die der Sonne sein dürfte.

So weit also die Biologen auch an die Grenze des Lebendigen vorstoßen, so kommen sie doch niemals auch nur in die Nähe der Grenzen des Seins. Es mag sein, daß daher die Biologen noch wenig von der Erfahrung gemerkt haben, die die Physiker inzwischen gemacht haben: ehe die Wissenschaft nämlich die Grenzen der Welt ausloten kann, stößt sie schon an unüberwindbare Grenzen der möglichen Erfahrung. So könnte man eine der Schlußfolgerungen des Buches „Erkenntnis der Wirklichkeit" wiedergeben, das der Stuttgarter Philosoph Gerhard Frey unlängst veröffentlicht hat. „Vom Standpunkt der modernen Physik aus drängt sich ... immer stärker auf, daß die Welt nicht so ist, wie wir sie unmittelbar wahrnehmen", sagte der Autor im Schlußkapitel. Die Gründe für diese Bescheidung bei der Abschätzung der Erfahrungsmöglichkeiten des Menschen legt der Verfasser ausführlich dar. In einer streckenweise faszinierenden, sehr dichten und eine Fülle von Forschungsergebnissen verschiedenster Disziplinen vereinender Darstellung führt Frey die Befunde vor, die die Physiker daran zweifeln lassen, daß sie unsere Welt jemals so beschreiben könnten, wie sie wirklich ist. (Dabei wäre freilich anzumerken, daß der Verfasser der Verlagsankündigung eine recht hohe Meinung von seinen Mitmenschen hat, wenn er schreibt, daß das Buch vom Leser keine speziellen Voraussetzungen fordert und jedem gebildeten Laien den Zugang zu den philosophischen Folgerungen der modernen Naturwissenschaft eröffne.) Die Biologie wird nach langen Ausführungen über Makro- und Mikrophysik und vor einem Schlußteil über Kybernetik relativ kurz abgehandelt. Dabei führt der Verfasser aber einen sehr umsichtigen Nachweis dafür, daß der Vitalismus als wissenschaftliche Theorie sinnlos sei, weil er naturwissenschaftlich unbeweisbare Behauptungen aufstellte, und erledigt ebenso elegant die Annahme der Orthogenese, der vielfach berufenen zielgerichteten Evolution auf Grund unbekannter Kräfte, durch den Nachweis, daß die so bezeichneten Phänomene grundsätzlich auch eine Erklärung durch bekannte Mechanismen finden könnten. Erfreulicherweise wird, man möchte fast sagen: in einem Aufwasch, auch der Holismus, die weltanschaulich ausgeweitete Ganzheitslehre, abgetan; daß ein Ganzes mehr ist als die Summe seiner Teile, ist zwar richtig, aber nicht nur im Biologischen gültig und deshalb kein besonderes Lebensgesetz.

Aber die Beunruhigung, die heute von neueren Lehren mancher Biologen ausgeht, rührt ja nicht von der weltanschaulichen Aufwertung angeblich unerklärbarer Lebensphänomene her. Im Gegenteil: es sind in diesen Jahren gerade die im Biologischen bewährten Erklärungsprinzipien, die manche Naturwissenschaftler zur Begründung einer angeblich unanfechtbaren Weltanschauung heranziehen. So gibt Huxley seinen Evolutionären Humanismus als die Religion der Zukunft, und zwar als eine wissenschaftlich begründete Religion, aus. Wen kann es da noch wundern, wenn Eugeniker heute den Anspruch erheben, daß die Biologie, und sie allein, über Formen und Normen der menschlichen Zukunft zu entscheiden hätte? Man kann solchen Ansprüchen entgegenhalten, daß es nicht darum gehe, ob alles erklärt werden könne, sondern darum, ob denn Erklären alles sei. Aber selbst wenn man nicht einräumt, daß es außer der Wissenschaft noch andere Erfahrungsquellen, außer dem mit Verstand und Vernunft und durch die Sinne Erkannten noch andere Bewußtseinsinhalte geben könne, so sollte nie vergessen werden, daß unsere Sinne und alle ihre technischen Hilfsmittel, unser Verstand und schon lange vorher unsere Anschauung vor der Weltwirklichkeit zu versagen scheinen. Wie aber soll man ein wissenschaftliches Weltbild zur Grundlage einer Weltanschauung machen, wenn eben dies Weltbild nie vollständig, nie völlig verbindlich sein kann?

Wir Biologen sind meist zufrieden, daß wir unseren biologischen Objekten noch andere Eindrücke und Erlebnisse abgewinnen als nur die Beobachtungen, die wir mit Kopf und Hirn verarbeiten. Daß wir die Lebewesen und das Leben schön finden, bedarf für die meisten von uns keiner Erklärung. Daß der Versuch, die Welt im Ganzen so zu beschreiben, wie sie ist, uns nie gelingen wird, braucht kein Hindernis zu sein, das Erforschliche zu erforschen: es kann aber ein Trost und ein Quell heiterer Gelassenheit sein, wenn wir wissen, daß unsere Erkenntnis als der Weisheit letzten Schluß nur sagen kann, daß sie unüberschreitbare Grenzen hat.

Wer immer an einer Begründung dieser Einstellung mit Hilfe eines sorgfältig und sachkundig ausgewählten Aufwandes an physikalischen, mathematischen, logischen und erkenntnistheoretischen Argumenten Interesse hat, dem kann das Buch von Frey warm empfohlen werden.

Dr. Gerd von Wahlert

Neue Bücher über Bodenzoologie

Während die Hydrobiologie sich zu einem sehr exakten Gebiet der Biologie entwickelt hat und das Interesse sehr vieler Liebhaber-Mikroskopi-

ker findet, ist erst in den letzten Jahrzehnten eine Bodenbiologie, insbesondere eine Bodenzoologie entstanden. Ich verweise auf die klassischen Werke von W. KÜHNELT „Bodenbiologie" (1. Aufl. Wien 1950) und H. FRANZ „Bodenzoologie als Grundlage der Bodenpflege" (Berlin 1950), ferner auf die aufschlußreichen Aufsätze von W. KARG in dieser Zeitschrift. Die Probleme der Müllverwertung — Ablagerung, Kompostierung oder Verbrennung — bewegen die Gemüter der Gemeindeverwaltungen. Sie sind letzten Endes nur von der Bodenbiologie aus zu verstehen und vernünftig zu lösen.

Seit Ende 1964 sind drei ausgezeichnete und sehr gut ausgestattete Bücher zu unserem Thema erschienen.

1. Alfred Palissa: Bodenzoologie in Wissenschaft, Naturhaushalt und Wirtschaft.
W. T. B. (Wissenschaftliche Taschenbücher) Bd. 17, 180 S., 38 Abb., 18 Tabellen. Akademie-Verlag Berlin 1964. Preis 8.— DM.

Der Verfasser sieht die Bedeutung der Bodenzoologie vor allem darin, daß sie durch eine biologisch begründete Bodenbewirtschaftung sehr wesentlich mithilft, die Fruchtbarkeit und Ertragsfähigkeit des Bodens zu steigern. Aber wir erfahren in seinem Büchlein auch sehr viel über die Grundlagenforschung auf diesem Gebiet. Er zieht neueste Arbeiten wie die von FECHTER-LEUTHOLD, BIWER, DUNGER, VAN DER DRIFT in seine Darlegungen ein. Er zeigt, daß der Boden ein belebtes Substrat ist. Wir müssen alle Wirtschafts- und Pflanzenbaumaßnahmen so ausrichten, daß das Bodenleben zum wenigsten nicht über Gebühr beeinträchtigt wird. Nach einer kurzen Geschichte der Bodenzoologie von FRANCÉ bis TISCHLER und KUBIENA behandelt er die physikalischen Bodeneigenschaften (Textur, Struktur, das für die Lebewesen sehr wichtige Porenvolumen, die Mikrokavernen, das Haftwasser), das Bodenklima, den Einfluß der Vegetation (Wurzelmasse!), den Chemismus des Bodens und die Bodenschichtung. Es folgen die Lebensformen im Boden (Atmobios, Hemiedaphon, Euedaphon) und ihre Bewegungs- und Ernährungstypen. Sauerstoffverbrauch, Feuchtigkeit und Temperatur des Bodens und seine Lichtverhältnisse werden behandelt. Wir erfahren, welche Stellung die Bodenfauna im Prozeß der Energieumlagerung einnimmt und lernen die Begriffe Produzenten, Konsumenten, Biomasse, Erst- und Folgezersetzer kennen. Klar wird die Bedeutung der Humusstoffe herausgestellt. Wir lernen die Biologie, die Beziehungen zwischen Bodentieren und Bodenpflanzen (Pilze, Mikroben), die Rolle beim Abbau des Bestandesabfalles der Tiergruppen der Urtiere, Fadenwürmer (Nematoden), Ringelwürmer (Anneliden, darunter die überaus wichtige Gruppe der Regenwürmer), Gliederfüßler (Milben, Springschwänze, Fliegen- und Käferlarven) und Schnecken kennen, ferner den Einfluß der Kulturmaßnahmen (Pflügen, Mahd, Ernte, Düngung, Mulchen, Schädlingsbekämpfung). Endlich gibt der Verfasser einen Ausblick auf die zahlreichen künftigen Aufgaben der Bodenzoologie. Der Einfluß des biologischen Faktors auf die Bodenfruchtbarkeit muß immer klarer und eingehender herausgearbeitet werden. Ein kurzes Literaturverzeichnis und ein ausführliches Sachregister erhöhen die Brauchbarkeit des Büchleins. Besonders muß der einfache und klare Stil lobend hervorgehoben werden, den wir leider in vielen deutschen wissenschaftlichen Veröffentlichungen vermissen.

2. Alfred Palissa: Die Tierwelt Mitteleuropas, Insekten 1. Teil: Apterygota.
407 S., 325 Abb., Verlag Quelle und Meyer, Leipzig 1964. 41.— DM.

Der neue Band aus der Reihe „Die Tierwelt Mitteleuropas" umfaßt sämtliche „primär flügellosen" Insekten Deutschlands und seiner Nachbarländer, also die Ordnungen Springschwänze (Collembola), Beintastler (Protura), Doppelschwänze (Diplura) und Borstenschwänze (Thysanura). Nach neueren Anschauungen haben diese Ordnungen phylogenetisch nichts miteinander zu tun. Zum genaueren Studium ihres Baues und zu ihrer Bestimmung ist unbedingt das Mikroskop nötig. Auf eine Bestimmungstabelle der Ordnungen folgt eine ganz ausgezeichnete Einführung in die Morphologie, Biologie und Ökologie der Collembolen sowie eine Anweisung zu Fang- und Präpariertechnik. Dasselbe gilt für die übrigen Ordnungen. Die Zeichnungen sind sehr klar und anschaulich. Sehr vielen von ihnen ist eine Größenangabe in μ beigegeben. Der Verfasser betont ausdrücklich, daß die meisten ökologischen Daten unzureichend sind und dringend der Ergänzung oder Revision bedürfen. Die Bestimmungsschlüssel der Familien, Unterfamilien, Gattungen und Arten geben vielfach die Auffassungen STACHS wieder. Die Artdiagnosen sind erfreulich ausführlich. Die verfeinerte Taxonomie GISINS kommt zwar zum Wort, z. B. bei der Aufspaltung der Gattung *Onychiurus*, aber der Verfasser betont — m. E. zu Recht —, es sei abzuwarten, ob sich alle diese Formen als sichere Arten erweisen (Zuchtversuche!), kommen doch bei ihnen zuweilen Variabilität und Asymmetrie der Pseudozellenzahlen und der chaetotaktischen Merkmale vor. Vielleicht sollte sich die Zoologie das Verfahren der Botaniker zu eigen machen. Diese sprechen in den Fällen, in denen sich eine fast unübersehbare Fülle von Formen in geringen, allerdings erblichen Merkmalen voneinander unterscheidet, von „Kleinarten" (elementare Arten von DE VRIES, dem Vater der Mutationsforschung) und fassen diesen „Kleinartenschwarm" in dem Namen e i n e r Art zusammen. So werden in den Lehr- und Bestimmungsbüchern die über 200 von JORDAN unterschiedenen „Kleinarten" als *Erophila vulgaris* (= *verna*) DC. zusammengefaßt, um nur ein Beispiel zu nennen, und in der bekannten „Flora von Deutschland" von SCHMEIL-FITSCHEN-RAUH (Quelle und Meyer, Heidelberg 1960) wird die Art einfach als formenreich bezeichnet. Schon 1913 hat E. LEHMANN (Botaniker und Genetiker in Tübingen) darauf hingewiesen, daß die Übersicht über die Organismenreiche vollkommen verloren ginge, wollte man die unendliche Mannigfaltigkeit der erblichen Typen in der Natur gesondert benennen. Verschiedene Stichproben haben den Apterygotenband PALISSAS als sehr brauchbar, zuverlässig und als eine wertvolle Bereicherung unserer faunistischen Literatur erwiesen.

3. Wolfram Dunger: Tiere im Boden.
Neue Brehmbücherei Nr. 327, Ziemsenverlag Wittenberg 1964, Auslieferung in der BRD durch den Kosmos-Verlag Stuttgart. 265 S., 141 Figuren im Text, 29 Abb., 14,20 DM.

Wer in die von PALISSA einführend behandelten Probleme der Bodenzoologie tiefer eindringen will, greife zu der ausgezeichneten ausführlicheren Darstellung von W. DUNGER. Über die allgemeinen Begriffe der Bodenkunde und Bodenzoologie hinaus behandelt DUNGER sämtliche im Boden vorkommenden Tiergruppen von den Einzellern bis zu den Säugetieren, ihre Biologie und ihre Beziehungen zum Boden. Ausführlich werden die Technik der Züchtung und Beobachtung der einzelnen Bodentiergruppen, ihr Fang und ihre Konservierung besprochen. Auch ihre Fixierung, Untersuchung unter Binokular oder Mikroskop und ihre Einbettung in Dauerpräparaten werden behandelt. Eine Bestimmungstabelle der wichtigsten Bodentiergruppen nimmt 13 Seiten ein. Besonders interessant sind die Kapitel über die Tiergemeinschaften der Böden — hier werden auch die Methoden zur Erfassung der Bodentierwelt aufgezeigt — und über die Tätigkeit der Bodentiere und ihre Bedeutung für die Fruchtbarkeit der Böden. Macht uns doch hier DUNGER u. a. mit seinen eigenen, sehr gewissenhaft und ideenreich durchgeführten Forschungen bekannt. Ein Literaturverzeichnis von 9 Seiten und ein Sachregister von 9½ Seiten beschließt das wertvolle Buch. Ich schließe mich dem Urteil von Priv.-Doz. Dr. THIELE-Köln in Nr. 3 der „Naturwissenschaftlichen Rundschau" 1965 voll an: „Ganz besonders erfreuliche Neuerscheinung, von der zu wünschen ist, daß sie auch für biologische Arbeitsgemeinschaften der Höheren Schulen genutzt wird."

Dr. Otto Strebel

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

Reduktionsteilung bei der Madonnen-Lilie

Die Reifeteilungen der Pollenmutterzellen bei Lilium candidum *

Die gewöhnlichen Zellteilungen, die Mitosen, gehören zu den fesselndsten Vorgängen, die wir im Mikroskop verfolgen können. Während das Cytoplasma sich dabei ohne erkennbares System durchteilt, laufen in den Zellkernen alle die regelmäßigen Prozesse ab, deren Abschnitte mit den bekannten Bezeichnungen Prophase, Metaphase, Anaphase und Telophase charakterisiert werden. Jede Art besitzt in all ihren Zellen eine konstante und typische Zahl von Chromosomen **. Und durch die Mitosen, die Äquationsteilungen, werden von Zelle zu Zelle die Spalthälften sämtlicher Chromosomen weitergegeben, es wird für eine geordnete Aufteilung der beiden Tochterstrukturen eines jeden verdoppelten Chromosoms gesorgt.

Erheblich komplizierter verläuft die Meiose, die Reduktionsteilung. Durch sie wird nicht nur die Chromosomenzahl auf die Hälfte verringert, reduziert — dies ist nur eine Aufgabe der Meiose —, sondern gekoppelt mit den Reduktionsvorgängen sind die biologisch äußerst wichtige Neuzusammenstellung der Chromosomensätze und der Segmentaustausch. Jede Tochterzelle erhält durch die Meiose ein — und nur ein — Exemplar von jedem homologen Chromosom. Die „Sortiervorgänge", welche die Aufteilung der im Zellkern wahrscheinlich willkürlich verteilten väterlichen und mütterlichen Chromosomen einleiten, führen im Verlauf der Prophase zu den sehr charakteristischen und mit besonderen Namen belegten Stadien der Meiose.

Mit der Reduktion stets verbunden ist ein zweiter Teilungsschritt, der wie jede normale Mitose eine Äquationsteilung darstellt und zu vier Meiose-Produkten führt. Die beiden Teilungen bilden eine physiologische Einheit, und als Endresultat gehen vier haploide Zellen hervor, die in ihrer endgültigen Gestalt als recht verschiedenartig weiterentwickelte Gebilde bekannt sind: als Pollenkörner und Spermien, Embryosäcke und als Eizellen.

Die in den Antheren der jungen Blütenknospen aus jeder Pollenmutterzelle hervorgehenden vier „Mikrosporen" (Pollenkörner) bleiben gewöhnlich — auch bei der Lilie — für nur kurze Zeit als Viergruppe, als Pollentetrade beieinander liegen (Bild 30, Tafel IV), dann löst sich der Tetradenverband (Bild 31). Sehr lange, bis zur Bestäubung, bleiben die Pollenkörner einer Tetrade bei allen Juncaceen, den meisten Ericaceen, bei *Elodea* (Wasserpest) und manchmal bei den *Epilobium*-Arten (Weidenröschen) zusammengeklebt.

Die im Hoden aus jeder „Spermatocyte I. Ordnung" entstehenden vier Spermien liegen nicht als Tetrade zusammen; darüberhinaus scheint beim Menschen und bei Katzen ein dritter Teilungsschritt vorzukommen — es muß eine weitere Äquationsteilung eingeschaltet sein, die aus einer Spermatocyte acht Spermien hervorgehen läßt. Während die Spermatiden im Hinblick auf ihren haploiden, reduzierten Chromosomenbestand bereits die Reifungsprozesse hinter sich haben, im Sinne der Genetik also fertige Gameten sind, erfolgt die zweite Reifungsteilung der Eizellen bei allen höheren Tieren in der Regel erst nach der Besamung. Ihre erste Reduktionsteilung beenden die Eizellen bereits vor der Ausstoßung aus dem Ovar: durch eine stark inäquale Teilung wird der einen Tochterzelle fast die gesamte Plasmamasse zu-

---

* Präparate von Johannes Lieder, Text und Aufnahmen Heinz Streble.

** Ausnahmen: 1. Einzelne überzählige Chromosomen kommen zum Beispiel beim Stechapfel, bei der Türkenbundlilie, beim Mais und gelegentlich beim Menschen vor. 2. Eine Vervielfachung ganzer Chromosomensätze (Polyploidie) tritt bei Pflanzen in klimatisch extremen Gebieten und bei Kulturpflanzen auf. 3. Die endomitotische Polyploidisierung ist besonders für die Insekten und — in geringerem Maße — für die Krebse und Spinnentiere bezeichnend; sie ist ein Bauprinzip einiger Gewebe und Organe (Darm, Speicheldrüsen usw.). Tetraploid sind oft die Leberzellen der Säugetiere, polyploid die Megakaryozyten und die Osteoklasten. 4. Eine Reduktion des Chromosomenbestandes in den Zellen atypischer, schnellwachsender Geschwülste wird oft beobachtet.

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

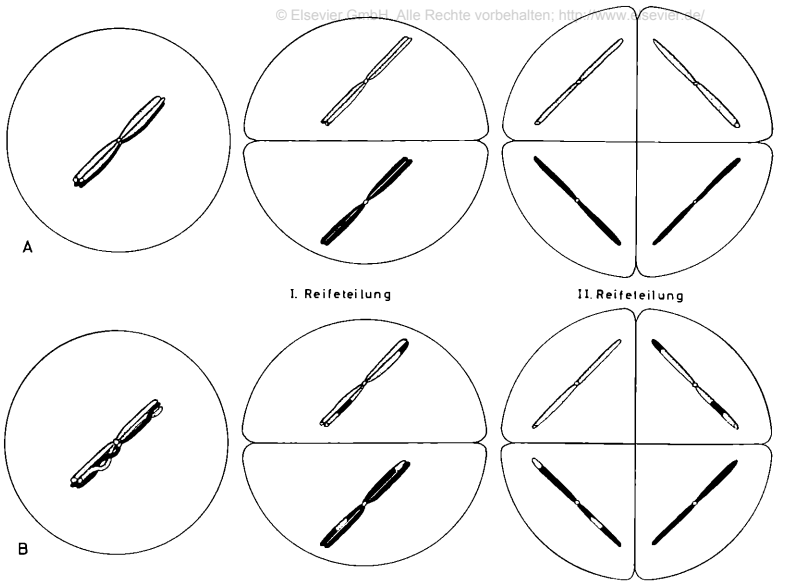


Abb. 1. Prinzipskizze der Meiose. Die homologen Chromosomen sind verschieden markiert. A: Es tritt kein Crossing-over und damit kein Austausch von Genen zwischen den Chromatiden väterlicher und mütterlicher Herkunft auf. Dieser Fall ist relativ selten: bei der Meiose in *Drosophila*-Männchen oder in Seidenspinner-Weibchen zum Beispiel gibt es keinen Faktorenaustausch. B: Crossover-Ereignisse führen zu Neukombinationen innerhalb der Chromosomen; jede der vier potentiellen Keimzellen unterscheidet sich nach der zweiten Reifeteilung genetisch von den anderen. Den Begriff „Allel" benutzt man in der Genetik, um damit die verschiedenen möglichen „Schalterstellungen" der Gene zu charakterisieren (Bresch). Sexualprozesse nun gestatten, in wenigen Generationen eine beträchtliche Zahl von „Allelkombinationen" zusammenzustellen und der Selektion preiszugeben. Die Erzeugung all dieser Kombinationen durch Mutationen würde bei ausschließlich vegetativer Vermehrung ungleich mehr Zeit in Anspruch nehmen. Bei der Vermehrung von Zier- und Nutzpflanzen nützt man die Tatsache aus, daß bei der vegetativen Fortpflanzung Eigenschaften der Mutterpflanze auf alle Nachkommen unverändert übertragen werden.

geschlagen, und die zweite, „benachteiligte" Tochterzelle erhält nur einen unverhältnismäßig kleinen Plasmabezirk zugeteilt. Das erste Richtungskörperchen entsteht so. In analoger Weise erfolgt nach der Besamung der zweite Reifeschritt, wobei die Teilung des ersten Richtungskörperchens oft unterbleiben kann.

Im Effekt, wie bei der Spermienreifung, gehen aus einer Oocyte in zwei Teilungsschritten vier Zellen mit reduziertem Chromosomenbestand hervor — und entsprechendes gilt für die vier haploiden Zellen, die im Normalfall jeweils aus den Embryosack-Mutterzellen einer Angiospermen-Blüte sich bilden. Der Unterschied im Endeffekt gegenüber der Spermien- und Pollenbildung besteht nun darin, daß drei der vier Gameten rudimentär sind oder werden und nur einer die befruchtungsfähige Eizelle darstellt, beziehungsweise einer, als einzige überlebende Makrospore, zur Embryosack-Zelle weiterwächst. Bei der Reifung der Eizellen und der Embryosäcke bleibt es dem Anschein nach dem Zufall überlassen, welches Genom, welches Chromosomenbesteck zur Weitervererbung kommt (Abb. 1). Die Spermien und Pollenkörner dagegen bieten — in ihrer Gesamtheit — neu zusammengestellt und kombiniert alle elterlichen Informationen.

Untersuchungstechnik

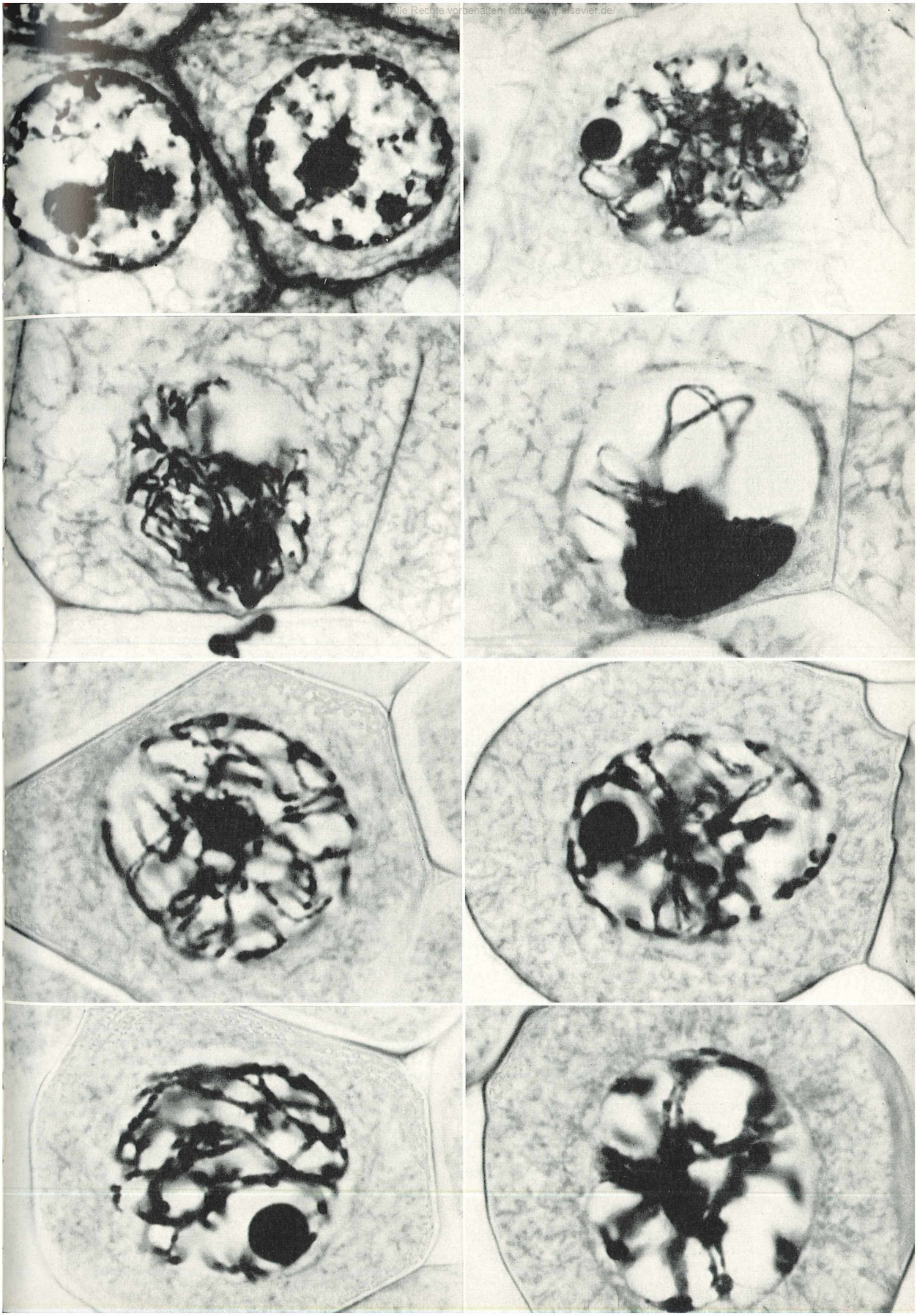
Ihrer großen Kerne und der relativ geringen Chromosomenzahl wegen — *Lilium candidum* besitzt 12 Chromosomen im haploiden Satz (Bild 17, Tafel III) — werden die einheimischen Liliengewächse zum Studium der Reduktion bevorzugt. Die Pollenmutterzellen der Madonnen-Lilie durchlaufen die Meiose im Mai und Juni (bei *Scilla nonscripta* im Januar; bei *Allium* [Zwiebel] im Mai; bei *Hyacinthus* im Oktober und November).

Fotografiert wurden die Meiose-Stadien, wie sie auf Schnittpräparaten zu sehen sind

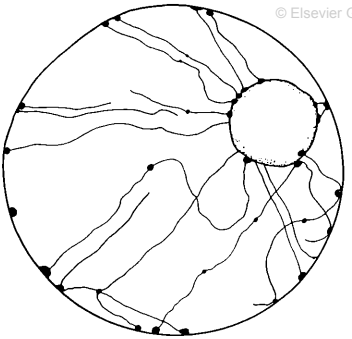
▶

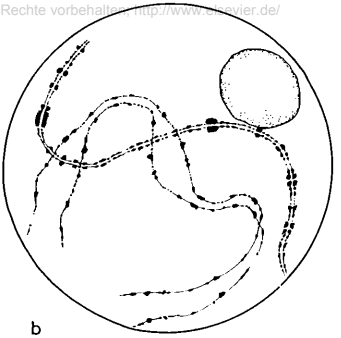
Tafel I: Reduktionsteilung der Pollenmutterzellen von *Lilium candidum*. Vergrößerung der Bilder 1 bis 31 1600fach, Bild 32 1100fach. Bild 1 (obere Reihe links): Praemeiotische Ruhekerne. Bild 2 (obere Reihe rechts): Leptotän. Bild 3 (zweite Reihe links): Zygotän, Bukettstadium. Bild 4 (zweite Reihe rechts): Zygotän, Parasyndese-Stadium. Bild 5 bis 7 (dritte Reihe links usw.): Pachytän. Bild 8: Diplotän.

Alle Rechte vorbehalten: http://www.elsevier.de/



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



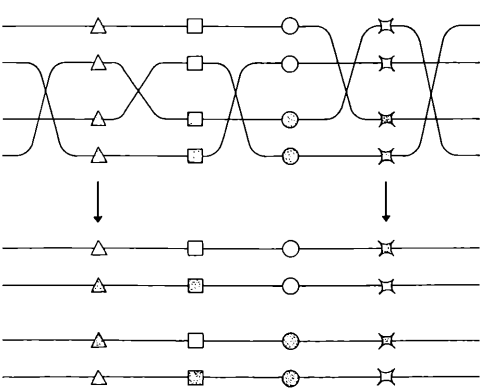


b

Abb. 2a: Schema eines Interphasekerns. In den prämeiotischen Ruhekernen der Lilie bilden die wenig entspiralisierten Chromosomenabschnitte (Chromozentren oder Heterochromatin) umfangreichere, etwas diffuse Chromatinkomplexe — im Bild die schwarzen Kugeln. Die Chromozentren liegen meist der Kernmembran oder dem Nukleolus an. Feinste Fäden, die „euchromatischen Chromonemata-Abschnitte", verbinden die Chromozentren. Die stark aufgelockerten euchromatischen Abschnitte der Chromosomen enthalten fast alle Gene und mehr DNS als das Heterochromatin. Die Bedeutung des Heterochromatins, der Chromozentren ist nicht klar, jedenfalls folgen diese Chromosomenbereiche einem anderen Spiralisations- und Entspiralisierungszyklus als das Euchromatin. Oft münden mehrere Fäden in ein Chromozentrum ein, und es ist möglich, daß schon im Interphasekern die homologen Chromosomen einander zugeordnet sind: in ihren heterochromatischen Bereichen.

Abb. 2b: Zu Beginn der Prophase ebnen sich die Unterschiede zwischen Chromonemata und Chromozentren ein. Neue Strukturen entlang der Chromonemata treten auf: die intensiv färbbaren Chromomeren. Sie sind die zuerst spiralisierten Bezirke der Chromosomenfäden. Die Anordnung der Chromomeren ist für jedes Chromosom charakteristisch; bei homologen Chromosomen ist die Anordnung identisch. Die Abbildung zeigt den Beginn und die Vollendung der Paarung: die entsprechenden Chromomeren kommen exakt nebeneinander zu liegen.

Abb. 3: Schema des Crossover zwischen beliebigen „Nicht-Schwester-Strängen".



(Fixierung der quer halbierten Staubbeutel nach NAVASHIN; Schnittdicke 10—12 μm; Färbung mit einer Kernechtrot-Kombination). Paraffinschnitte für Chromosomenuntersuchungen sind etwas „unmodern", beinahe altmodisch geworden. Sie werden meist nur angewandt bei Embryosäcken, bei Geweben, in denen Mitosen selten sind, oder wenn die Lagebeziehungen der Chromosomen untereinander im Kern studiert werden sollen. Weiter läßt sich die Anordnung der Zellen und die Stadienfolge, z. B. im Heuschreckenhoden oder in einer Anthere, nur auf Schnitten feststellen, und zur Darstellung der Spindelstrukturen, des Phragmoblasten, des Nukleolus oder der Kernmembran sowie für Demonstrationen sind sie nicht ganz zu entbehren.

Weit einfacher durchzuführen ist folgende Methode: Antheren junger Blütenknospen werden in 96% Alkohol—Eisessig 3:1 fixiert und spätestens nach einem Tag in 96% Alkohol übertragen. Zur Auswertung der Stadien kommen die Antheren in eine Eisen-Karmin-Lösung (5 g Karmin auf 100 ml Eisessig und 100 ml dest. Wasser; 1/2 Stunde mit Rückflußkühler schwach kochen; schütteln, erkalten lassen und filtrieren. Eisenazetat wirkt als Beize: dazu einen Nagel in die Lösung halten). Dünne, gefärbte Antherenscheibchen werden in 50% Essigsäure erhitzt und gleichzeitig differenziert. Von den Stückchen werden in frischer Essigsäure die üblichen Quetschpräparate durch nicht allzu sanftes Drücken auf das Deckglas hergestellt.

An der zuerst ausdifferenzierten Antherenspitze finden sich dabei die späteren Meiose-Stadien, an der Basis die früheren. Unterschiede in der Reife sind auch von Pollensack zu Pollensack vorhanden. Schließlich kommen Pollenmutterzellen verschiedener Stadien in Nestern gehäuft nebeneinander vor, so daß in Präparaten einer einzigen Anthere die Stadien recht weit gestreut sein können — ein Vorteil!

Die vielen Vorzüge der Ausstrich- und Quetschpräparate hat P. HUBER im MIKROKOSMOS (41. Jahrgang, Seite 41) teilweise zu-

Gmbh. Alle Rechte vorbehalten. http://www.elsevier.de/

Abb. 4: Anaphase II, Chromatidenbrücke mit Fragment. Die Ursache der Brücke kann eine Inversion mit doppeltem Crossover sein (siehe Abb. 5, Fall 5). Vergrößerung 2500-fach.

sammengestellt: Der günstigste Zeitpunkt der Antherenreife kann rasch und sicher ermittelt werden, die technische Prozedur ist einfach, ein größeres Untersuchungsgut kann in kurzer Zeit aufgearbeitet werden, und der Erhaltungszustand der Zellen und des Plasmas ist meist besser als auf Schnitten. Darüber hinaus erlauben nur Ausstrich-Präparate eine sichere Chromosomenzählung, Aussagen über die Form und Größe der Chromosomen, und endlich sind zur Auswertung von Strahlenschäden, Inversionen, Chromosomenbrüchen, Rekombinationen, die in der Anaphase I oder II zu Brückenbildungen (Bild 24, Tafel III, Abb. 4) oder während der Metaphase zu Verklebungen führen, nur Ausstriche verwendbar.

A. Interphase

Bild 1 (Tafel I): Praemeiotische Ruhekerne zweier Pollenmutterzellen. Die Pollenmutterzellen gehen neben den Faserschicht-, Zwischenschicht- und einem Teil der Tapetum-Zellen aus einer einzigen subepidermalen Zellenlage der Blütenanlage hervor. Stets sind es die zentralen Partien der vier Pollensackanlagen einer Anthere, welche die Pollenmutterzellen ausdifferenzieren. Allein die Pollenmutterzellen sind zu Reduktionsteilungen befähigt. Die Meiose entwickelt sich aus einem äußerlich gewöhnlichen Interphasekern, aus einem „Ruhekern", dessen zukünftige Bedeutung sich mikroskopisch in keiner Weise feststellen läßt. Auffällig gegenüber den Tapetumzellen sind später höchstens die etwas überdurchschnittlich großen Zellkerne und der Plasmareichtum der Mutterzellen. Daher ist nicht entschieden, ob diese Interphase den üblichen Verlauf hat, oder ob schon früh einschneidende Abweichungen gegenüber der Mitose gegeben sind; anders ausgedrückt: Die Art und der Zeitpunkt der Bestimmung zur meiotischen Teilung einer Zelle sind völlig ungeklärt.

Im Interphasekern der Mutterzellen werden im fixierten und gefärbten Präparat die bei Abb. 2 näher erläuterten Strukturen sichtbar: die Chromozentren, die Chromonemata als feinste Fäden und der Nukleolus, das Kernkörperchen. In den Kernen lebender Zellen unterscheiden sich Chromonemata und Chromozentren im Brechungsindex so schwach vom umgebenden Kernmaterial, daß sie nur im Phasenkontrast- und Interferenz-Mikroskop sichtbar gemacht werden können. Ein gewisses Maß an fibrillärer Ordnung besteht also im Interphasekern, wenn es auch nicht unmöglich ist, daß die Strukturen im Gleichgewicht mit feinverteiltem, mit dispersem Material stehen.

Die strukturellen und funktionellen Einheiten der Chromosomen sind die Chromonemata, die lichtoptisch in günstigen Fällen eben noch auflösbaren Längsstrukturen. Wohl die meisten Chromosomen werden aus einer größeren Zahl — zwei bis zweiunddreißig — solcher Chromonemata aufgebaut. In den Riesenchromosomen der Zweiflügler steigt ihre Zahl sogar bis etwa 1600 an. Unabhängig davon, wieviele Chromonemata als „Nukleoprotein-", als Kerneiweiß-Faserbündel ein Chromosom zusammensetzen, agieren die Längselemente funktionell und mechanisch stets als zwei identische Einheiten. Die Bezeichnung der beiden Chromonemata-Einheiten wird oft gebraucht: Es sind die beiden Chromatiden, die „Tochterchromosomen".

B. Prophase

Bild 2 (Tafel I): Leptotän-Stadium, „Dünnfaden-Stadium". Der mikroskopisch verfolgbare Teil des Meiose-Geschehens beginnt damit, daß in den Kernen lange Chromosomenfäden einzeln sichtbar werden. Auf den Strängen tauchen kleine Knoten — die Chromomeren — auf; sie werden als der Beginn der Spiralisierung angesehen. Die Zahl der feinen Fäden entspricht

genau der Chromosomenzahl der Körperzellen. Die noch weitgehend gestreckten Fäden winden sich zu einem wirren Knäuel (Spirem) und lassen, im Gegensatz zur Prophase der Mitose, keinerlei Doppelstrukturen erkennen. Es scheint, als hätte zu diesem Zeitpunkt die Replikation, die Verdoppelung der Erbinformationen, noch nicht stattgefunden. Aus cytochemischen Daten jedoch — aus der Verdoppelung des DNS-Gehaltes und des Gehaltes an „Histonen", an basischen Chromosomen-Eiweißen — schließt man, daß die Replikation während der Interphase erfolgt ist und die Leptotän-Chromosomen bereits in ihre beiden Chromatiden aufgeteilt vorliegen.

Bild 3 (Tafel I): Zygotän, „Jochfaden-Stadium"; das Bukettstadium. Im Zygotän sind die durch die schraubige Aufrollung verkürzten Fäden etwas überschaubarer angeordnet. Der Kern beginnt durch Wasseraufnahme anzuschwellen, und die Dünnflüssigkeit des Kernsaftes ermöglicht Strömungen im Kern, die bei der Bildung des Buketts vielleicht beteiligt sein können. Entsprechend seiner Seltenheit auf Ausstrichen kann das fixierungslabile Bukett-Stadium bei *Lilium candidum* nur kurze Zeit, wohl wenige Minuten nur andauern. Bukettanordnung bedeutet, daß während dieser Zeitspanne alle Chromosomenfäden mit ihren freien Enden auf einem kleinen Areal mit der Kernmembran fest verbunden sind. Bei Pflanzen steht im Cytoplasma ein „Plastidenpol", eine Ansammlung verschiedener Plasmagebilde, mit der charakteristischen Polarisierung der Chromosomen in bestimmter Lagebeziehung. Während des Bukettstadiums beginnt die Paarung der Chromosomen, die meistens — so auch bei der Lilie — von den angeknüpften Enden her fortschreitet.

Bild 4 (Tafel I): Zygotän; Parasyndese-Stadium („Zusammengeh-Stadium"). Die jeweils sich paarenden Chromosomen stimmen in ihrer Länge und in allen morphologisch unterscheidbaren Punkten so genau überein, daß es sich bei den Paarlingen nur um die homologen väterlichen und mütterlichen Chromosomen handeln kann. Die Paare bilden eine Doppelstruktur, in der die Partner, wenn der Vorgang beendet erscheint, einen sehr konstanten Abstand von ungefähr 0,1 μm bewahren und einhalten. Die Anfangsstadien der Paarbildung allerdings sind bei der Lilie in einer etwas rätselhaften Zusammenballung des Fadenwerks (Synapsis) verborgen. Der exzentrisch in dem Zellkern liegende Knäuel wird oft als Fixierungs-Kunstprodukt angesehen; er entspricht jedoch wohl einem sehr realen Vorgang der Chromosomenpaarung, da die Verklumpung auch an lebenden Kernen der Pollenmutterzellen bei der Lilie beobachtet werden kann. Bild 4 zeigt zwei Chromosomenbügel, die nach oben aus der Masse auftauchen. Die homologen Partner der rechten Schleife sind bereits gepaart, die des linken Bügels stehen im Scheitelpunkt noch auf Distanz.

Bild 5 (Tafel I): Pachytän, „Dickfaden-Stadium"; frühe Phase. Der an die Kernwand verlagerte Synapsis-Knäuel löst sich und die Chromosomen liegen zum größeren Teil gepaart vor. Die Pollenmutterzellen beginnen, sich aus dem Zellenverband zu lösen; sie nehmen rundliche Gestalt an und umgeben sich mit einer derberen Membran. Das nächste Bild:

Bild 6 (Tafel I): Pachytän, mittlere Phase, zeigt die Chromosomenpartner über die gesamte Strecke nahezu vollständig aneinandergekoppelt.

Bild 7 (Tafel I): Pachytän. Die Paarung hat ihren Abschluß gefunden, und die homologen Paarungspartner stehen über ihre ganze Länge in engem, innigstem Kontakt. Eine einleuchtende Erklärung, wie die Chromosomen in der Lage sind, ihren homologen Partner zu erkennen und sich mit ihm zu verbinden, gibt es nicht. Rein hypothetisch mag man Kupplungsmoleküle annehmen, Grobmarkierungen entlang den spiralisierten Fäden, die sich paarweise absättigen und verbinden müssen. Solche paarenden Kräfte müßten dann im nächsten Stadium ihre Wirkung aufgeben.

Bild 8 (Tafel I): Diplotän, „Doppelfaden-Zustand"; frühes Stadium. Die Paarungsverbände beginnen sich zu kontrahieren, die Chromonemata verkürzen und verdikken sich durch sehr komplexe Spiralisierungsvorgänge und die Partner rücken etwas voneinander ab. Zu diesem Zeitpunkt wird — im Bild undeutlich — eine Längsspaltung in jedem der beiden homologen Chromosomen erkennbar: Die bereits vorgebildeten Chromatiden geben sich nun getrennt zu erkennen. Vier parallele Stränge liegen vor, und die vier Chromatiden eines Partnerverbandes werden als Tetrade bezeichnet (die Pollenkorn-Tetraden stellen etwas anderes dar!).

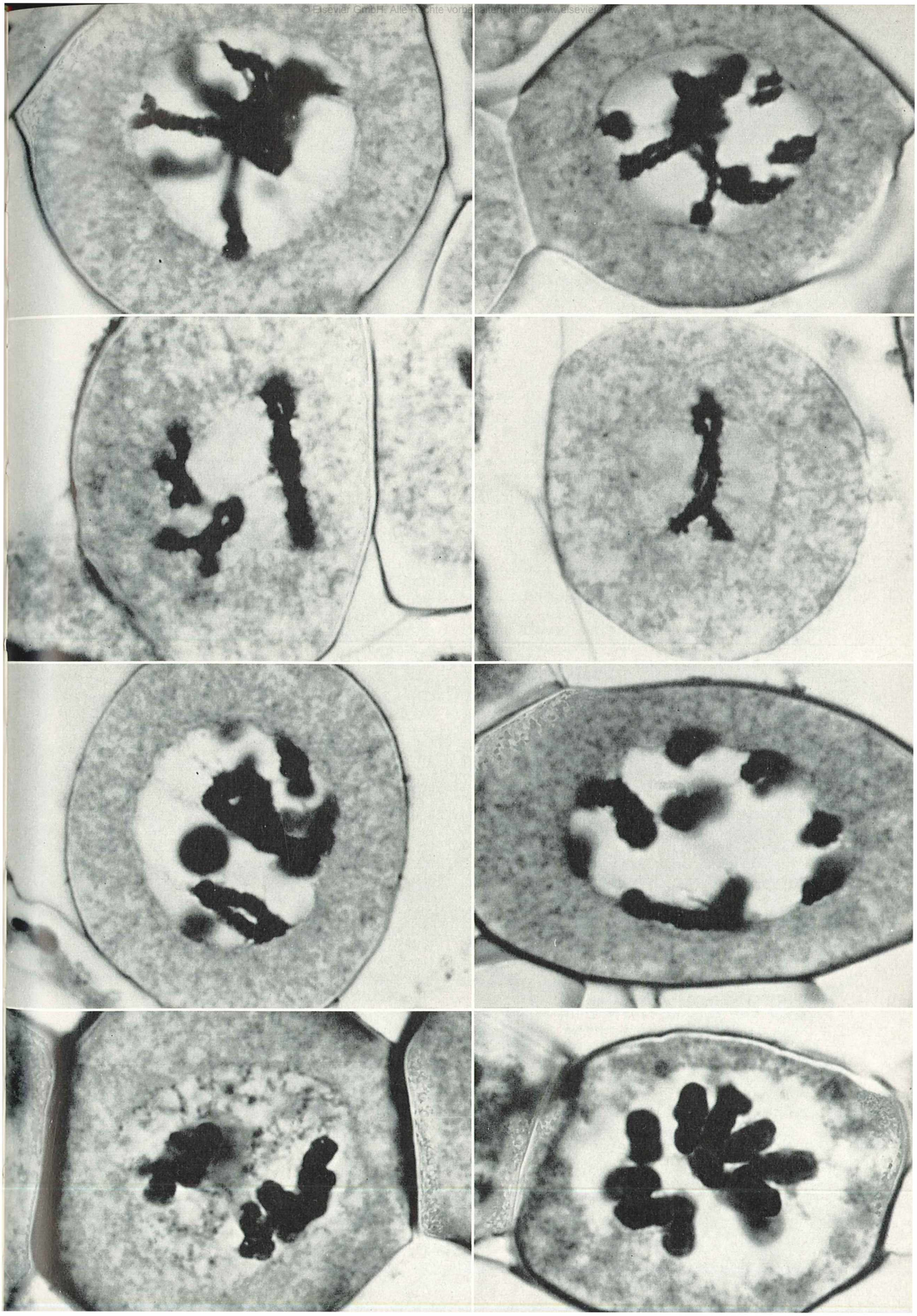
Bild 9 (Tafel II): Diplotän; „Drehfaden-Stadium" (Strepsitän). Die verdickten Doppelstränge einer Tetrade können sich gelegentlich — wie hier sehr klar bei der Lilie — paarweise spiralig umeinanderwickeln.

Bild 10 (Tafel II): Diplotän, spätes Stadium. Unter weiterer Verkürzung rücken die „Nichtschwester-Chromatiden" auseinander, das heißt die beiden konjugierten, gepaarten Chromosomen trennen sich, wobei die „Schwester-Chromatiden" des ein-

▶

Tafel II: Reduktionsteilung. Bild 9 und 10: Diplotän. Bild 11 und 12: Diplotän, Chiasmen. Bild 13 und 14: Diakinese. Bild 15: Prometaphase. Bild 16: Metaphase I.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. http://www.elsevier



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

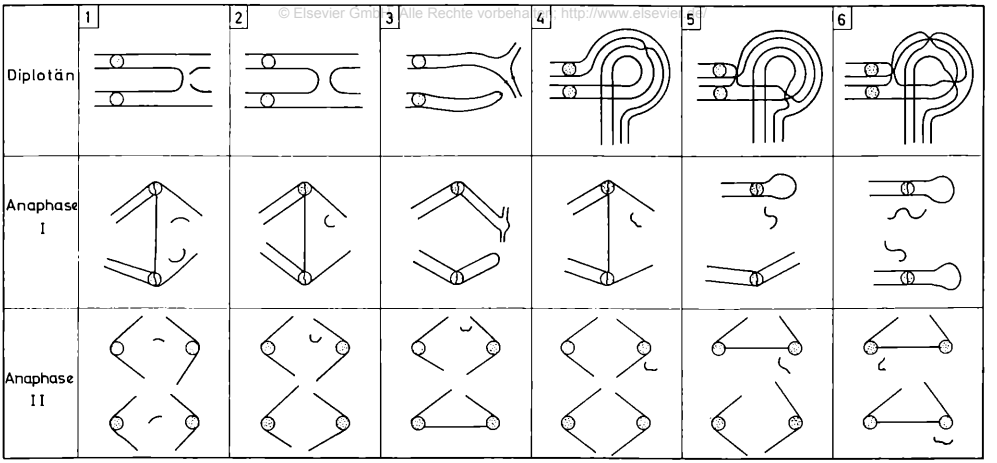


Abb. 5: Konsequenzen (1) von Chromatidenbrüchen und nicht kreuzweiser Wiedervereinigung der Bruchflächen (keine Chiasmabildung), (2 und 3) von Chiasmabrüchen und zufallsgemäßer Verbindung der Chromatidenbruchflächen, (4) einer Inversion mit einfachem Crossover, (5) mit doppeltem und (6) mit dreifachem Crossover.

zelnen Chromosomes eng zusammenbleiben. Scheinbar wird durch die Paarung homologer Partner nichts erreicht. Die Trennung erfolgt jedoch nicht gleich vollständig. An einzelnen Stellen, an denen sie sich überkreuzen, bleiben die Chromatiden noch eine Zeitlang aneinander haften und kleben. Diese Überkreuzungsstellen (Bild 11 und 12), die Chiasmen, sind der morphologisch sichtbare Ausdruck eines Geschehens, das mit eine wesentliche Rolle für die Evolution spielt: des Crossover.

Bilder 11 und 12 (Tafel II): Diplotän, Chiasmen. Crossover, Segmentaustausch, Faktorenaustausch oder einfach Austausch bedeuten einen Wechsel genetischen Materials zwischen den Chromatiden väterlicher und mütterlicher Herkunft. Wahrscheinlich werden nur Nichtschwester-Chromatiden in die Austauschvorgänge einbezogen. *Ein* Austausch findet immer zwischen zwei der Chromatidenstränge statt, bei mehrfachem Faktorenaustausch können alle vier homologen Chromatiden einer Tetrade am Austausch sich beteiligen (Abb. 3).

Ob der Austausch auf dem Wege über zwei exakt gegenüberliegende Brüche und deren kreuzweise Wiedervereinigung erfolgt, wie meistens angenommen wird, ist keineswegs bewiesen. Der Ort des Crossingover wird nach der Verheilung der Bruchflächen an den Überkreuzungen, eben den Chiasmen, von zwei oder vier Chromatiden erkennbar. Die zahlenmäßig gleiche Häufigkeit zum Beispiel von Crossover-Ereignissen und Chiasmabildungen sprechen dafür, daß beide verschiedene Aspekte des gleichen Phänomens sind. Crossover sieht man höchst selten: an der Umkombination von Chromosomenteilen bei Bastarden, wenn die in der Prophase der Meiose sich paarenden Chromosomen strukturelle Unterschiede aufweisen (Mais, *Drosophila).* In der Genetik, bei Kreuzungsanalysen, wird auf Crossover dann geschlossen, wenn die Rekombinantenklassen zahlreicher sind als die möglichen Kombinationen ganzer Chromosomen.

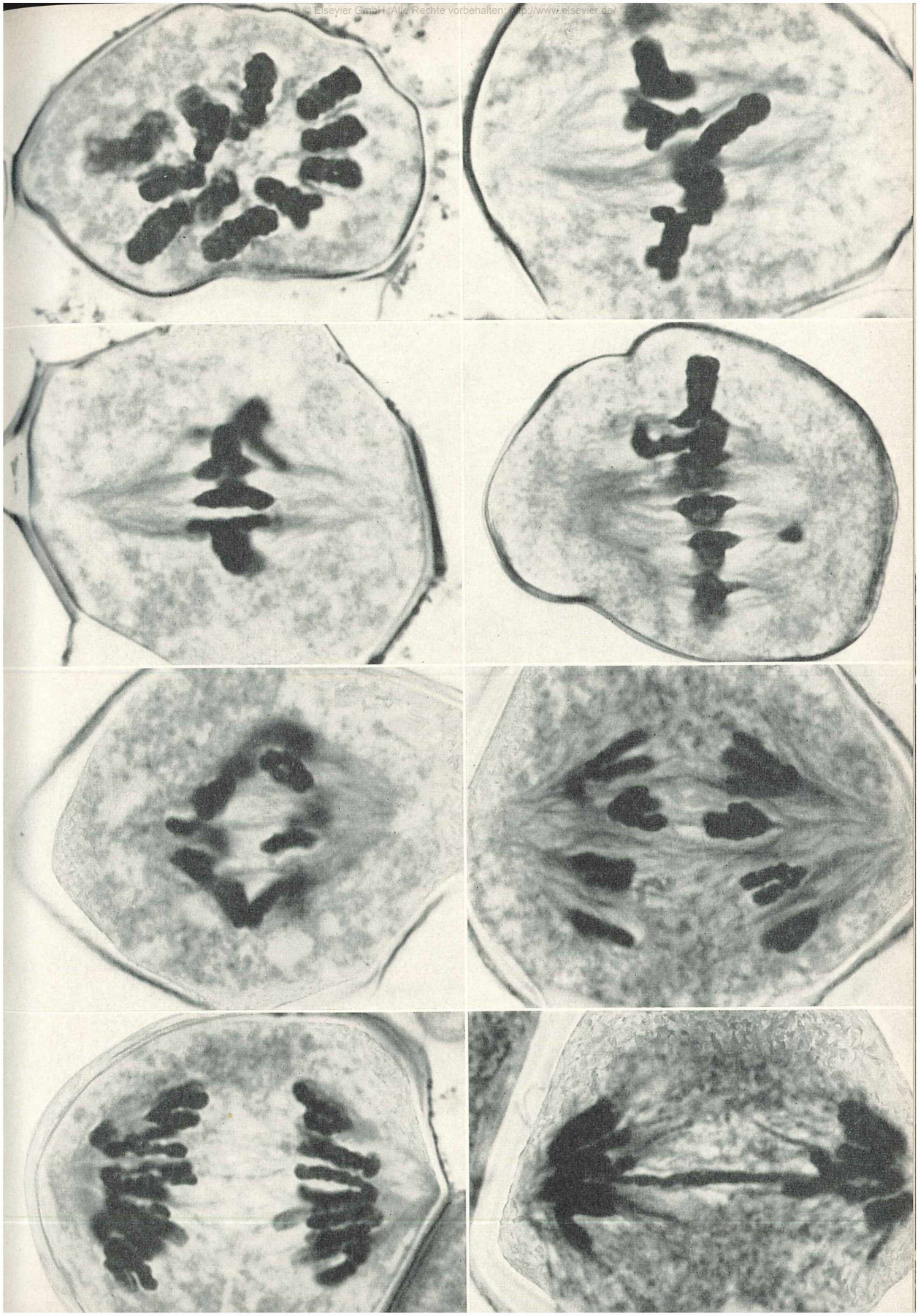
Jedes gegen Ende der Prophase sichtbar werdende Chiasma ist also die Folge eines Crossing-over, das im Pachytän an dieser Stelle stattgefunden hat. Bivalente mit nur einem Chiasma „erleiden" zwischen dem frühen Diplotän und der Diakinese eine ausgeprägte Formveränderung. Durch die „Rotation" entsteht eine typische, kreuzförmige Figur (siehe Bild 11). Die durchschnittliche Chiasmahäufigkeit liegt jedoch bei allen Lilien-Arten höher, bei 3,1 bis 3,4. In allen diesen Fällen kommen die Schleifen zwischen den Chiasmata rechtwinklig zueinander zu liegen (Bild 11 und 12). Die Zahl der Chiasmata im Paarungsverband wird oft reduziert; die Überkreuzungsstellen bewegen sich dabei auf die Enden der Bivalente zu. Dieser Prozeß der „Terminalisation" ist bei der Lilie sehr schwach ausgeprägt und bringt daher nur eine geringe Reduktion der Chiasmenzahl. Die verbleibenden Chiasmata sind wohl erforderlich, wenn die Chromatidenpaarung bis zur Anaphase I erhalten bleiben soll.

Bild 13 (Tafel II): Diakinese, „Hindurch-Bewegungsstadium"; I. Phase. Die sehr komplexen Spiralisierungsvorgänge dauern

▶

Tafel III: Reduktionsteilung. Bild 17 und 18: Metaphase I. Bilder 19, 20, 21, 22 und 23: Anaphase I. Bild 24: Anaphase I, Chromatidenbrücke.

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



weiterhin an, und in der Diakinese erreichen die Chromosomen den fast maximalen Grad der Verkürzung.

Bild 14 (Tafel II): Diakinese, II. Phase. Gegen Ende der Diakinese löst sich der Nukleolus auf. Er bildet eine Reihe kleiner Knospen, die sich abtrennen; darauf bricht das Kernkörperchen in viele Stücke auseinander, welche schnell verschwinden und in der Metaphase I nicht mehr erkennbar sind. Gleichzeitig wandern die Bivalente — nicht unter dem Einfluß der Spindelfasern — an die Kernmembran heran.

C. Metaphase

Bild 15 (Tafel II): Metaphase I, „Mittendrin-Erscheinung"; Prometaphase. Im unteren Bereich (Bild 15) des Kernes ist die Membran bereits ein Element des Cytoplasmas geworden, die obere Kalotte ist noch erhalten. Die sonst enormen Strukturunterschiede zwischen Kernraum und Plasma verwischen sich, da eine direkte Verbindung zwischen Kernplasma und Cytoplasma entsteht. Die Bruchstücke der Kernhülle und das endoplasmatische Retikulum sind bald — elektronenmikroskopisch — nicht mehr zu unterscheiden. Und mehr noch, zwischen die Chromosomen wandern und schieben sich kurze Retikulum-Abschnitte.

Bild 16 (Tafel II): Metaphase I. Drei Prozesse laufen zu Beginn der Metaphase, nachdem die Kernmembran völlig verschwunden ist, gleichzeitig miteinander ab: einmal die Einordnung der Chromosomen in eine Ebene, die von den beiden Spindelpolen gleichweit entfernt ist (Äquatorialplatte), dann die Orientierung der Centromeren der Bivalente auf die gegenüberliegenden Zellpole und endlich die angenähert radiäre Verteilung der Bivalente, wobei die Centromeren gegen das Zentrum der Zelle ausgerichtet werden.

Bild 17 (Tafel III): Metaphase I. Der Übergang der Chromosomen aus der langgestreckten Fadenform in die kompakte Transportform ist vollendet. Das Bild zeigt eine voll ausgebildete Äquatorialplatte. Rund um die Bivalente erscheinen schmale, strukturlose Höfe, die früher als „Matrix" gedeutet wurden (siehe auch die Bilder 23, 25, 27). Die Matrix, als die die Chromonemata der Chromosomen umhüllende Substanz, existiert jedoch nicht. Entweder sind die hellen Säume Schrumpfungsräume, die bei der Fixierung entstehen könnten und somit Kunstprodukte wären. Wahrscheinlicher aber sind die Matrixhöfe die Vielzahl seitlicher Genschleifen und Spiralen, die von den Chromosomen ausgehen.

Bild 18 (Tafel III): Metaphase I, Äquatorialplatte in Seitenansicht. In der Metaphase I sind bei vielen Objekten die in Kreuz- und Ring-Form (Bild 18 und Bild 21) vorliegenden oder nur terminal vereinigten (Bild 21) Chromosomen klar in Chromatiden aufgeteilt. Bei der Lilie wird diese Unterteilung nicht sichtbar. Die Centromeren, die Bewegungszentren jedes Chromosoms, lassen sich während der ersten meiotischen Teilung auf Grund ihrer Spiralisation nicht direkt als Einschnürungen ausmachen. Ihre Lage jedoch an der Stelle, an der die Chromosomen-Spindelfasern sich mit dem Centromer verbinden, ist leicht zu erkennen. Direkt von Pol zu Pol ziehen die Zentral-Spindelfasern.

D. Anaphase I

Bilder 19 bis 23 (Tafel III): Anaphase I, „Auseinander-Phase". In dieser Phase erfolgt die Lösung des durch die Chiasmen bewirkten Zusammenhalts der Partnerchromosomen, die als Dyaden, als Doppelchromatiden nun die Wanderung zu den Polen durchführen. Die Trennung der an den Chiasmen „verklebten" Chromosomen nimmt bei der Lilie längere Zeit in Anspruch, da ja die Chiasmen nicht terminalisiert und damit reduziert sind. Die Arme, die die Centromeren tragen, werden weit auseinandergezogen, ehe die eigentliche Anaphase einsetzt (Bilder 19, 20 und 21), und die Dyaden, das Centromer jeweils voraus, polwärts wandern (Bilder 22 und 23).

Bild 24 (Tafel III): Anaphase I, Chromatidenbrücke. Besitzt eine Chromatide zwei Centromeren, wird sie in der Anaphase I oder II zwischen den Zellpolen ausgespannt. Schließlich wird die Brücke irgendwo, oft in der Mitte bei der Zellwandbildung, abgerissen. Neben der Brücke tritt in den meisten Fällen ein Fragment auf (Abb. 4, rechts oben). Die Ursachen der Brücken sind vielerlei Art: z. B. Verklebungseffekte, Brüche und Vereinigungen der Bruchflächen, Inversionen und gleichzeitiges Crossover. Das Schema der Abb. 5 zeigt einige der Möglichkeiten. Die Brücken führen zu Stückverlusten und Verdoppelungen; derartig belastete Pollenkörner sind zum allergrößten Teil nicht vital. Spontane Strukturveränderungen der Chromosomen (Translokationen) hauptsächlich führen bei der Lilie zu solchen Anaphasebrücken, und zwar bei 1% der Mutterzellen; 3% der Zellen sind sonstwie anomal.

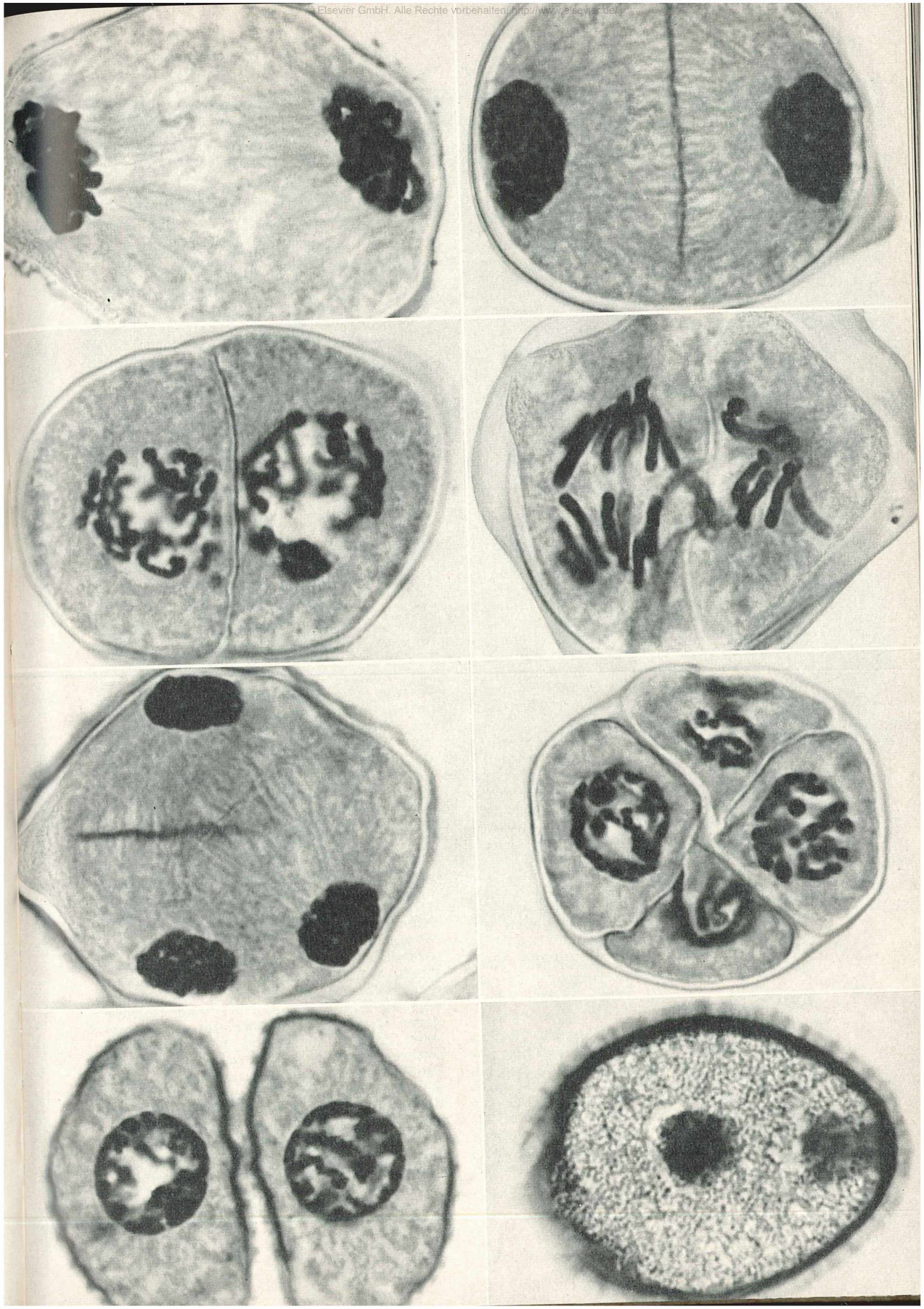
E. Telophase

Bild 25 (Tafel IV): Telophase I, „Enderscheinung". Das Telophase-Stadium wird, nachdem die Chromosomen an den Zell-

▶

Tafel IV: Reduktionsteilung. Bild 25 und 26: Telophase I. Bild 27: Interkinese. Bild 28: Anaphase II. Bild 29: Telophase II. Bild 30: Pollenkorntetrade. Bild 31: unreife, einzellige Pollenkörner. Bild 32: reifes, zweikerniges Pollenkorn.

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



polen angelangt sind, durch Veränderungen im Cytoplasma charakterisiert, die auf die Zellteilung hinzielen. Die beiden Chromatidenspiralen eines jeden Chromosoms erweisen sich ohne gegenseitige Verflechtung als frei trennbar, wenn auch dies zunächst nicht deutlich wird, da die Telophase-Kerne sich stark kondensieren. Die Doppelmembranen des endoplasmatischen Retikulum bauen die neue Kernhülle auf. Die beiden haploiden Tochterkerne sind genetisch — nach Neukombination und Crossing-over — weder identisch noch gleichwertig.

Bild 26 (Tafel IV): Telophase I. In der Äquatorialebene treten sehr zahlreiche und winzige Tröpfchen und Körnchen auf, die zur plasmatischen Zellplatte verschmelzen. In der Zellplatte differenziert sich weiterhin die neue, zunächst sehr zarte Scheidewand. Die Wand teilt die Mutterzellen in zwei Tochterzellen, die damit ihre Eigenständigkeit erhalten.

F. Interkinese

Bild 27 (Tafel IV): Interkinese. Der ersten Reifeteilung folgt sehr schnell die zweite Teilung, ohne daß die Kerne ein normales Interphase-Stadium durchlaufen würden; sie treten vielmehr in eine kurze Phase ein, die als Interkinese von einer Interphase unterschieden wird, da die Chromosomen weitgehend spiralisiert bleiben. Die Chromatiden trennen sich teilweise voneinander, sie sind aber noch an den Centromeren miteinander vereinigt. Die Räume zwischen den Chromatiden werden mit „Kernsaft" erfüllt.

Die Dauer einer mitotischen Kernteilung schwankt zwischen 6 Minuten und höchstens mehreren Stunden (Mittelwert zwei Stunden). Die Vorgänge der Chromosomenpaarung dagegen bedingen einen zeitlich wesentlich ausgedehnteren Verlauf der meiotischen Prophase. Leptotän, Zygotän und Pachytän dauern bei *Lilium candidum* jeweils etwa 40 Stunden, Diplotän und Diakinese jeweils 10 Stunden, die Metaphase 6 Stunden. Von der Anaphase I bis zur Ausbildung der Pollentetraden vergehen nur ca. 15 Stunden. Nach sechseinhalb bis sieben Tagen also sind die Reifeteilungen abgeschlossen.

G. II. Reifeteilung

Bild 28 (Tafel IV): Anaphase II. Die zweite Teilung verläuft mitoseartig. Die Chromatid-Doppelfäden formieren sich erneut in den Äquatorialplatten, und nach der Teilung der Centromeren streben die Spalthälften (Bild 28) zu den Polen, nun als getrennte Einzelchromatiden. Die beiden Teilungen verlaufen oft nicht ganz synchron.

Bild 29 (Tafel IV): Telophase II. Während der Telophase bilden sich die neuen Zell- und Kernmembranen. Bild 29 und auch 28 zeigen beide nur dreiviertel der in Wirklichkeit vorhandenen Strukturen, da die beiden Spindelachsen nicht in einer Ebene liegen, sondern fast senkrecht zueinander stehen. So fehlt auf dünnen Schnitten jeweils ein Kern.

Bild 30 (Tafel IV): Pollenkorn-Tetrade. Die vier haploiden Zellen haben sich gebildet. Jede Zelle ist ein potentielles Pollenkorn.

Bild 31 (Tafel IV): Zwei junge Pollenkörner aus einer Tetrade. Zunächst bilden die Zellen einer Tetrade eigene Wandungen aus, dann „schlüpfen" sie aus der sehr zarten Tetradenhülle. Die sehr charakteristische Schichtung der Pollenwand in Exine und Intine wird früh erkennbar.

Bild 32 (Tafel IV): Zweikerniges Pollenkorn. Reif wird das einzellige Pollenkorn erst nach einer weiteren, etwas inäqualen Kernteilung. Die erste Mitose im Pollenkorn führt zu einem vegetativen Kern (Bildmitte) und zu einem generativen Kern (rechts im Bild).

Das Verhalten der Mitose- und Meiose-Chromosomen läßt sich cytologisch bis in Details verfolgen, weitgehend ungeklärt aber sind die Mechanismen im Bereich der Makromoleküle, die dem Ablauf der Ereignisse zugrunde liegen und ihn steuern. Ein kleines Beispiel bei der Lilie mag abschließend zeigen, daß die Fragen nach dem Warum und Wieso des Chromosomenverhaltens völlig offen sind: Im Embryosack der Lilie liegen während des sekundären Vierzellstadiums am chalazalen Pol zwei „triploide" Kerne (Abb. 6 a; s. a. Mikrokosmos, 50. Jahrg., Seite 20). Die beiden Kerne unterscheiden sich scheinbar nur dadurch, daß einer der Kerne, im Bild der untere, eine größere Anzahl Nukleoli besitzt (und wahrscheinlich auch mehr Chromosomen). Ein Teil dieser Nukleoli wird aus dem Kern exportiert (Abb. 6 b und 6 c), durch die Kernmembran geschleust. Die Prophase-Chromosomen der beiden Kerne (Abb. 6 d) weisen keine auffälligen Differenzen auf, die Anaphase aber zeigt (Abb. 6 e), daß das Schicksal der Chromosomen sehr unterschiedlich vorherbestimmt war. Während der „obere" Kern über eine normale Anaphase (Abb. 6 e) zwei Tochterkerne (Polkern und Kern der Antipodenzelle, Abb. 6 f) entstehen läßt, liefert der untere Kern nur „Chromosomenbruch". Die Fragmente werden zwar noch über eine atypische Anaphase mit sehr vielen, kurzen Chromatiden-Brücken auf zwei Tochterkerne verteilt (zweite und dritte Antipodenzelle, Abb. 6 f), die mit diesen Kernen bedachten beiden Zellen gehen jedoch bald zugrunde.

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

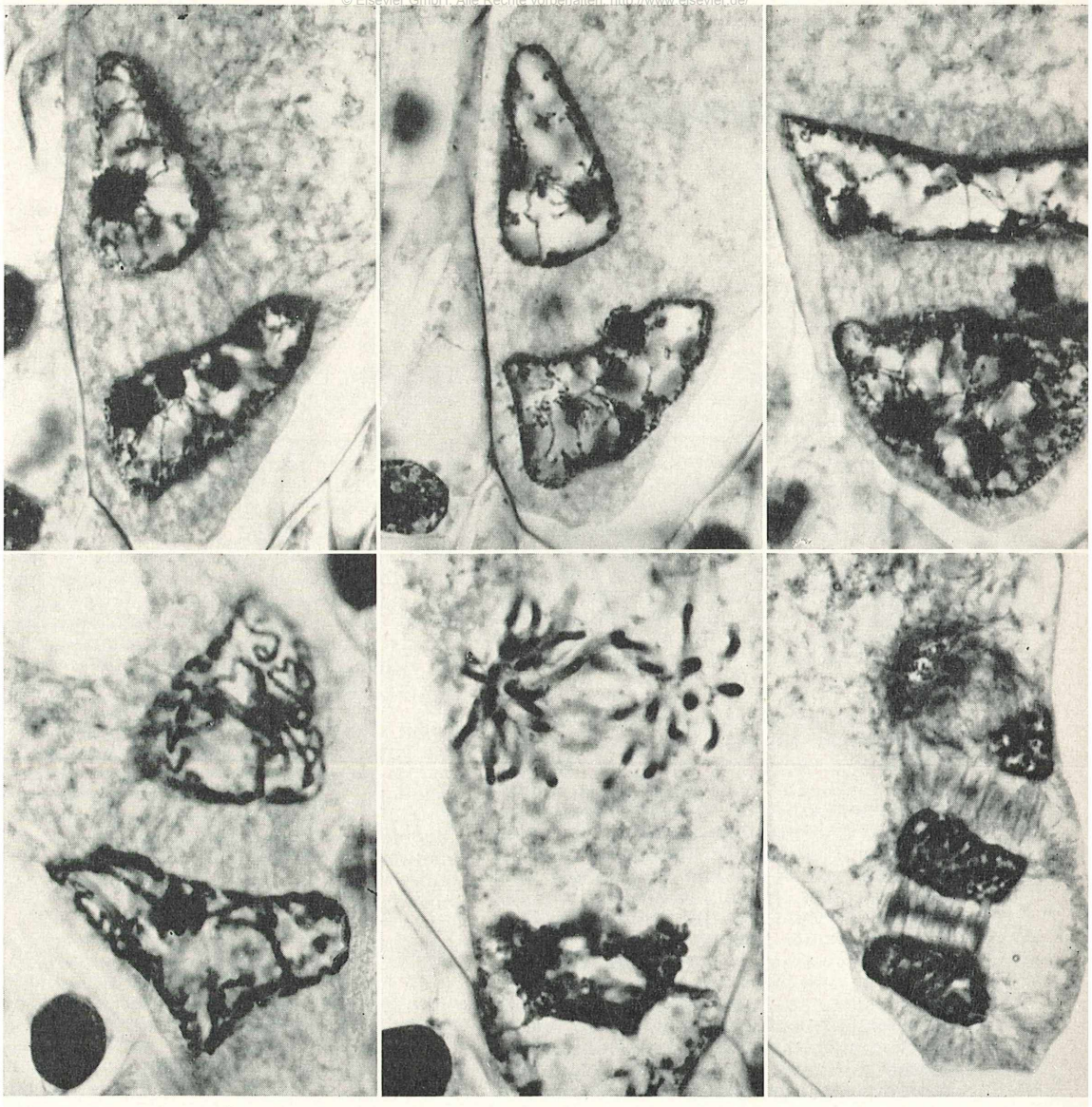


Abb. 6 a, b, c (obere Reihe), d, e, f (untere Reihe): Embryosack der Lilie, sekundäres Vierkernstadium; das unterschiedliche Verhalten der beiden „triploiden" Kerne. Erklärung im Text (letzter Absatz). Vergrößerung 800fach.

Literaturhinweise

1. Bresch, C.: Klassische und molekulare Genetik. Springer-Verlag 1964.
2. Darlington, LaCour: Methoden der Chromosomenuntersuchung. Franckh-Verlag 1963.
3. Rieger, Michaelis: Genetisches und cytogenetisches Wörterbuch. Springer-Verlag 1958.
4. Sauerland, H.: Quantitative Untersuchungen von Röntgeneffekten nach Bestrahlung verschiedener Meiosisstadien bei Lilium candidum. In Chromosoma 7, 1956.

Verfasser: Heinz Streble, Stuttgart-Hohenheim, Zoologisches Institut der Landwirtschaftlichen Hochschule

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de
H. JEBSEN-MARWEDEL

Ein Berufsbild des Mikroskopikers?

Ein Vorschlag

Der Mikroskopiker ist eine nützliche und sehr wesentliche Kraft für viele Zweige der Wissenschaft — daran zweifelt niemand. Für die systematische Ausbildung im Sinne eines Lehrberufs aber wurde nichts unternommen bzw. erreicht.

Es ist bisher nicht bekannt geworden — es wurde jedenfalls nicht öffentlich erörtert —, welche Gründe gegen die Ausgestaltung der Mikroskopie zu einem geschlossenen Lehrfach ins Treffen geführt werden. An mangelnder Vielseitigkeit des Arbeitsgebietes kann es nicht liegen, daß ihm die methodische Lehr- und Lernarbeit versagt blieb.

Die Arbeit des Mikroskopikers: Gegenwärtiger Stand

Zur Zeit lernt jeder Zweig der Wissenschaft für die ihn selbst angehenden mikroskopischen Arbeiten eigene Mitarbeiter an. Sie sind damit aber nur einseitig für diesen Zweig ausgebildet. Die Möglichkeiten, die die Mikroskopie sowohl optisch als auch handwerklich (Präparation) bietet, werden nur von wenigen Mikroskopikern beherrscht. Daher fehlt es auch an Zuträgerdiensten erfahrener Fachkräfte. Ein vielseitig verwendbarer Mikroskopiker sollte aufgrund seiner Ausbildung auf mineralogischem, chemischem, medizinischem, werkstoffkundlichem und verfahrenstechnischem Gebiet arbeiten können. Die dazu nötige grundsätzliche Ausbildung würde es dem Mikroskopiker erlauben, als selbständige Kraft sowohl auf dem einen als auch auf anderen Gebieten tätig und nicht an ein ganz begrenztes Arbeitsfeld gebunden zu sein. Demgegenüber können heute nur wenige „angelernte" Mikroskopiker die Einsatzfähigkeit des gesamten Instrumentariums von Fall zu Fall beurteilen und die photographischen Mittel samt allen Beleuchtungsarten zur optimalen Entfaltung bringen.

Der Mikroskopiker muß nicht nur die optischen Möglichkeiten und photographischen Verfahren beherrschen, sondern auch die präparativen für die verschiedensten Substanzen. Die zur Zeit als Mikroskopiker beschäftigten Kräfte können nur vereinzelt mit Film, Zeitlupe und Zeitraffung umgehen, geschweige denn Interferenz-, Schlieren-, Hochtemperatur- und sonstigen speziellen Methoden Geltung verschaffen, wo sie angebracht wäre.

Vielleicht erscheint es nicht möglich, die Beherrschung der Präpariertechnik so weit zu treiben, daß sie von der Muskelfaser bis zum metallischen Werkstoff, von der pflanzlichen Zelle bis zum Kristallkeim, von der Bakterienkultur bis zum Fabrikationsfehler beliebiger Art reicht, weil hier noch weitere fachliche Kenntnisse erforderlich sind. Man sollte aber annehmen, daß es einem vielseitig ausgebildeten Mikroskopiker leichter fällt, seine Routinekenntnisse auf ein spezielles Untersuchungsgebiet auszudehnen, als dem Fachmann dieses Gebietes, sich die Routinearbeit des Mikroskopikers mühsam anzueignen, die mit erheblichem Zeitaufwand verbunden ist, der seiner eigentlichen Forschungstätigkeit verloren geht.

Einwände

Der Mikroskopiker habe keinen Anspruch darauf, als Ausgebildeter eines eigenständigen Faches angesehen zu werden. Dieser Einwand ist nicht recht zugkräftig. Das liegt nämlich weniger an einer mangelnden Vielseitigkeit der Mikroskopie, als an der gewohnheitsmäßig einseitigen und nur partiellen Ausbildung, die für manche Fälle gerade eben ausreichend — aber auch wirklich nicht mehr als das sein mag. Auch eine medizinische Hilfskraft bedarf einer vielseitigen Ausbildung, um allen Vorkommnissen gewachsen zu sein; doch wird im Beruf kaum einmal ihre volle Ausbildung in Anspruch genommen.

Die gelegentlich vorgebrachte Ansicht, die Mikroskopie sei nur eine Hilfswissenschaft, die man sich von Fall zu Fall nebenher aneignen könne oder müsse, stünde selbst dann, wenn sie zum Teil richtig wäre, einem besonderen Berufsbild ebensowenig

entgegen wie der Ausbildung einer medizinischen Assistentin oder eines Chemielaboranten. Auch diese erfahren in ihrer Ausbildung nicht ein „neues Fach", sondern die Beherrschung aller Manipulationen, die mit dem Einsatz besonderer Untersuchungsmethoden zusammenhängen — nicht mehr und nicht weniger.

Ausbildungsmöglichkeit

Die augenblicklich noch fehlende lehrplanmäßige Ausbildungsmöglichkeit ließe sich sowohl an Fach- als auch an Ingenieurschulen einrichten, sobald von den dort tätigen Lehrkräften der Nachweis verlangt würde, daß wenigstens eine von ihnen eine eigene sach- und fachgemäße Ausbildung erfahren hat und die Mikroskopie als Lehrgang (nicht nur eben so „nebenbei") zu vertreten vermag.

Als Ort für die Ausbildung kommen also sowohl solche Institute in Betracht, bei denen die Mikroskopie eine Hauptrolle spielt, als auch Fachschulen, bei denen ein gewisser Schwerpunkt für die Ausbildung am Mikroskop geschaffen werden müßte. Die Mikroskopie wäre dann als Prüffach (zumindesten als Wahlprüffach) in den Stundenplan aufzunehmen, so daß sich der Absolvent darauf berufen kann, u. a. *auch* in Mikroskopie ausgebildet zu sein (Ingenieure, Werkstoffkundler, Mineralogen, Mediziner, Chemiker, Physiker, Kristallographen, Keramiker). Zum mindesten sollte es möglich sein, in solchen Instituten besondere Kurse für die Ausbildung in Mikroskopie einzurichten und dazu Lehrkräfte von anderen Instituten oder Vortragende aus der Praxis mit einzubeziehen.

Stellung und Fähigkeitsnachweis

Stellungs- und berufsmäßig wäre der Mikroskopiker etwa dem Chemielaboranten, dem Chemotechniker oder der medizinischen Assistentin gleichzuachten. Demgemäß wäre auch das Berufsbild einkommensmäßig mit diesen Kategorien gleichzuschalten.

Als Fähigkeitsnachweis wären ausreichende Kenntnisse in Optik und ihren speziellen Verfahren, bis zu einem gewissen Grad auch Feinmechanik nachzuweisen, besonders aber eine breit angelegte Präpariertechnik. Praktische Prüfungsarbeiten sollten sich besonders auf letztere sowie auf die photographische Wiedergabetechnik erstrecken, die Anwendung mikroskopischer Meßverfahren und die Auswertung vorgelegter Mikrophotogramme aus verschiedenen technischen, wissenschaftlichen oder industriellen Anwendungsgebieten.

Es dürfte sich empfehlen (vielleicht nur für den Anfang), zur Prüfungskommission anerkannte Praktiker hinzuzuziehen.

Dem Absolventen einer solchen Ausbildung stünde ein Certifikat zu, das ihn als gelernten „Fach-Mikroskopiker" ausweist, der nicht nur auf die Beibringung einer unmaßgeblichen Bescheinigung über die Teilnahme an gelegentlichen Kursen angewiesen ist. (Zu denken wäre daneben an den „Mikrolaboranten" oder den „Mikrotechniker", je nach dem Ausbildungsgrad.)

Auswirkungen

Das Bestreben, Verbindungen herzustellen zwischen verschiedenen Sektoren der Wissenschaft, kann wesentlich unterstützt werden durch vielseitige Ausbildung des Mikroskopikers, der auf diese Weise die Erfahrungen von einem Gebiet auf das andere zu übertragen vermag.

Es liegt auch im Interesse der optischen und feinmechanischen Industrie, daß solche Kräfte eine besondere Ausbildung erfahren. Sie könnte damit sicher sein, daß es eine ausreichende Anzahl Ausgebildeter gibt, die ihr Instrumentarium beherrschen und mit modernsten Mitteln arbeiten können. Ob die Durchführung solcher Ausbildungszyklen mit öffentlichen Mitteln unter Erweiterung des Lehrplanes möglich ist oder zunächst in Form besonderer Kurse, an denen sich die einschlägige Industrie persönlich beteiligt, wäre eine organisatorische Frage. Sie ist erst dann zu behandeln, wenn das Berufsbild als solches ausgearbeitet und anerkannt ist und eine Ausbildung als „Mikroskopiker" möglich sein wird.

Die geforderte Ausbildung würde den Horizont fachlicher Hilfskräfte wesentlich erweitern und dazu beitragen, den Zeitverlust auszugleichen, der mit der Einarbeitung anders ausgebildeter Kräfte in die Mikroskopie für ein besonderes Fach entsteht. Die Ergiebigkeit mikroskopischer Arbeit in der Praxis würde gefördert; der Akademiker, dem heute oft die Arbeit am Mikroskop zufällt, würde entlastet. Die Berufsbezeichnung als *„Fach-Mikroskopiker"* stellte eine Ergänzung zu den bisherigen Berufsbildern dar, die sich voll und ganz vertreten läßt und weder wert- noch umfangsmäßig hinter ihnen zurücksteht.

Diese knappen Ausführungen verfolgen zunächst kein anderes Ziel als die Meinung interessierter Kreise zu erkunden. Meinungsäußerungen sind erwünscht und werden erbeten an den unten genannten Verfasser.

Auch die Schriftleitung des MIKROKOSMOS ist gerne bereit, Anregungen und Vorschläge weiterzuleiten. Alle sachdienlichen Zuschriften sollen ausgewertet werden.

Verfasser: Prof. Dr. H. Jebsen-Marwedel, Fraunhofergesellschaft zur Förderung der angewandten Forschung, 8 München 19, Romanstr. 13

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

Bild: Ein typisches Suchzeigermotiv: Elektronenblitzaufnahme einer Schwebfliege von einer Blüte. Die Aufnahme ist als Negativ wiedergegeben, um den unnatürlich schwarzen Hintergrund der Blitzaufnahme zu vermeiden.

FRIEDER SAUER

Der „Suchzeiger", ein Hilfsmittel in der Makrofotografie

Was ein Suchzeiger ist, steht in keinem Lexikon, aber so kann man ein Gerät nennen, das seit Jahrzehnten in der Makrofotografie bekannt ist und sich gerade bei den schwierigsten Problemen — Aufnahmen fliegender oder im Halmenwirrwarr kletternder Kleintiere — am besten bewährt.

Der Suchzeiger ist ein Gerüst aus vier Stangen, die am Objektiv der Kamera so befestigt sind, daß ihre Enden zugleich das Bildformat und die Schärfenebene festlegen. Er ersetzt also Sucher und Entfernungsmesser und kann deshalb auch an Kameras mit Durchblicksucher für Aufnahmen im Nahbereich verwendet werden, wenn nur die Stangen eine unveränderliche Länge haben und eine zu ihnen passende Vorsatzlinse verwendet wird. So ist er unter dem Namen: „Kleines Reprostativ für die Leica" im Handel.

Hier sei eine Abwandlung davon für Spiegelreflex-Kameras beschrieben: An die Stelle der Stäbe tritt weicher Draht, der für jeden Aufnahmeabstand neu zurechtgebogen wird. Zwei solcher Drähte genügen, um die Bilddiagonale festzulegen. Sie werden von einem Ring gehalten, der über das Objektiv geschoben wird. Zum Selbstbau schneidet man einen Ring aus dickem Plastikmaterial (zum Beispiel Trovidur), der stramm auf den vordersten Teil des Objektes geschoben werden kann. Einen Trovidurring kann man im Backofen schrumpfen lassen oder dehnen. Der Draht darf nicht federnd sein, sondern muß in jeder Lage stehen bleiben, in die man ihn biegt; Lötdraht erfüllt diese Forderung. Er wird durch passend gebohrte Löcher gesteckt, die auf dem Trovidurring einander gegenüberliegen. Um seine Lage zu fixieren, wird das hintere Drahtende durch eine zweite Bohrung im Trovidurring wieder nach vorne geführt.

Vor der Aufnahme paßt man die Länge des Drahtes durch passendes Einschieben in den Ring der Gegenstandweite an. Dann biegt man die Enden so, daß sie eben noch in den Ecken des Suchers abgebildet werden und in der Schärfenebene liegen. So ist man aufnahmebereit und kann freihändig schnellsten Bewegungen folgen. Ein Elektronenblitz wird bei solchen Arbeiten unerläßlich sein. Seine Leuchtzeit sollte möglichst nicht länger sein als $^1/_{2000}$ Sekunde, um die Wendigkeit des Suchzeigers nicht zu begrenzen.

Verfasser: F. Sauer, 8 München 15, Physiologisch-Chemisches Institut, Goethestr. 33

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

Mißbildung der Schwanzgabel bei einem Ruderfußkrebs

In seiner monographischen Studie: „Die Rudimentation" schreibt KRUMBIEGEL: „Die ‚vergleichende' Pathologie der Humanmediziner berücksichtigt allenfalls die Objekte der Veterinärmedizin — kaum das Wildtier der höheren Wirbeltiere, und von einer Pathologie der Wirbellosen ist überhaupt kaum die Rede . . ."

In der Tat: Eine zusammenhängende Darstellung der Pathomorphologie der Wirbellosen ist mir nicht bekannt, obschon sich in der Literatur weit verstreut zahlreiche Einzelangaben über pathologische Veränderungen, besonders Mißbildungen oder Tumoren bei Wirbellosen finden.

So beschreibt, um nur einige Beispiele zu nennen, DIETZE bei *Ontholestes tessulatus* eine Verdoppelung der linken Hintertibia; dabei trug das vordere der doppelten Schienbeine einen völlig normal entwickelten fünfgliedrigen Tarsus, während die offenbar überzählig angelegte Tibia zwei Tarsen trug, die ihrerseits aber völlig entwickelt sich aus je fünf Gliedern zusammensetzten.

Bei *Ranatra linearis* beschreibt der gleiche Autor das Fehlen des rechten Mitteltarsus mit kompensatorischer Verlängerung der Tibia und bei *Mesocereus marginatus* eine beiderseitige Fühleranomalie.

JORDAN veröffentlichte eine Mitteilung über eine Beinmonstrosität bei dem Bockkäfer *Leptura livida* und weist auf einschlägige Veröffentlichungen von RATHAMMER und von ZOUFAL hin. Über Tumoren bei Wirbellosen haben SCHARRER und LOCHHEAD eine ausgezeichnete Übersicht gegeben.

Bei der mikroskopischen Untersuchung von Zooplankton fand ich kürzlich einen Ruderfußkrebs mit einer einseitigen Anomalie des hinteren Körperendes (Bild 1 und 2). Am unteren Fortsatz der Furca (Schwanzgabel) erkennt man die der Norm entsprechenden Verhältnisse: Die Furca setzt sich in eine lange gefiederte Endborste fort, sie wird flankiert von drei Dornen, zwei davon liegen seitlich der langen gefiederten Endborste, die dritte, an der Innenkante mit feinen Härchen besetzt, liegt medial von ihr.

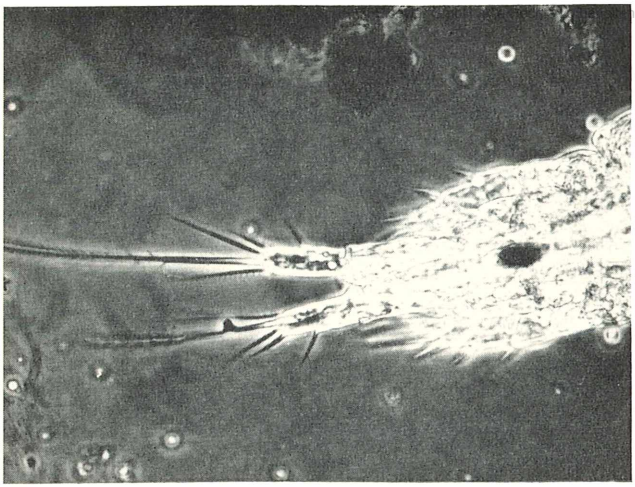
Der andere, auf Bild 1 und 2 oben liegende Fortsatz der Furca trägt zwar auch eine gefiederte Endborste, die aber wesentlich kürzer ist und in ihrem proximalen (dem Körper zugewandten) Anteil, etwa an der Grenze des Überganges vom ersten zum zweiten Drittel ihrer Gesamtlänge, einen deutlichen, nach medial vorspringenden, etwas eingeknickten Knoten enthält.

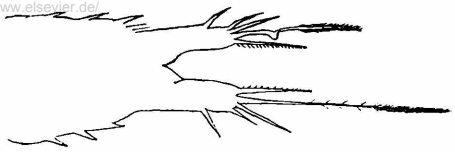
Es erhebt sich die Frage: Wie ist diese Anomalie entstanden? Liegt hier eine echte Mißbildung vor oder handelt es sich um ein nach einer Verletzung entstandenes Regenerat?

Entwicklungsphysiologisch betrachtet durchlaufen die Diaptomiden unter den Copepoden vom Ei über die verschiedenen Naupliusstadien bis zum fertigen Tier 12 Häutungsstufen. Daß sich während des Ablaufes dieses Entwicklungsganges mehr oder weniger schwere „Unglücksfälle" (KIEFER) ereignen können, deren Folgen mißgebildete Furcae, verkümmerte Endborsten usw. sein können, liegt in Anbetracht der hierbei auftretenden komplizierten Vorgänge auf der Hand. Andererseits ist bekannt, daß bei der Fortpflanzung der Copepoden, besonders der Diaptomiden, bei der Einleitung der Copula die Männchen die Weibchen blitzschnell an der Furca ergreifen und sich dort festklammern. Die Weibchen versuchen ihrerseits durch wilde Sprünge die Männchen abzuschütteln, was ihnen aber kaum gelingt. Daß hierbei Verletzungen der zarten Furcaanhänge vorkommen können, bedarf keiner weiteren Begründung; eine eventuell sich anschließende Wundheilung könnte zu einem unvollkommenen Regenerat geführt haben.

Obgleich sich auf den ersten Blick beide Möglichkeiten nicht ohne weiteres ausschließen lassen, ist aber zu bedenken, daß die Rolle der Regeneration nicht zu hoch veranschlagt werden darf, da bei den Arthropoden alle Wachstumserscheinungen mit der Häutung eng verknüpft sind und geschlechtsreifen Formen das Regenerationsvermögen fast völlig fehlt.

Copyright http://www.elsevier.de/





▲

Bild 2: Schematische Zeichnung der mißgebildeten Furca.

◀

Bild 1: Hinterende eines Ruderfußkrebses mit verschieden ausgebildeten Anhängen (Lebendaufnahme). Vergrößerung 150×. Phasenkontrast.

Es kann also angenommen werden, daß die beschriebene Anomalie eine entwicklungsgeschichtlich bedingte Mißbildung darstellt.

Literaturhinweise

1. Dietze, H.: Entomol. Nachricht. **6**, 47, 1962.
2. Dürken, B.: Lehrbuch d. Experimentalzoologie, Gebrüder Borntraeger, Berlin 1928.
3. Jordan, K. H. C.: Entomol. Nachricht. **5**, 44, 1961.
4. Kiefer, F.: Ruderfußkrebse (Copepoden) in Sammlung: Einführung in die Kleinlebewelt, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart, 1960.
5. Krumbiegel, J.: Die Rudimentation, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1960.
6. Scharrer, B., and M. S. Lochhead: Tumours in the invertebrates: a review. Cancer Res. **10**, 403, 1950.
7. Wesenberg-Lund, C.: Biologie der Süßwassertiere, J. Springer, Wien, 1939.

ERIC GRAVE

Tränenkristalle

Tränen haben von jeher mehr das Interesse der Dichter als der Wissenschaftler erweckt. Der erste, der sie unter dem Mikroskop untersucht hat — wen wird dies überraschen? — war Antony van Leeuwenhoek, und auch er war von einer eher romantischen Idee geleitet: Er glaubte, daß es möglich sein müsse, in den Tränen den Kummer zu erkennen, der sie verursachte. Wir finden seine Beobachtungen in einem Brief vom 6. Juli 1674, den er an die Royal Society of London richtete und der im Band IX der „Philosophical Transactions" dieser Gesellschaft veröffentlicht wurde. In ihm schreibt Leeuwenhoek:

„Bei der Betrachtung der Tränen von zwei Kindern fand ich darin ein paar runde Kügelchen, aber viel mehr seltsame und unförmige Teilchen verschiedener Formen; einige von ihnen schienen aus einer Ansammlung von Kügelchen zu bestehen. Ich frage mich, ob nicht all diese Partikel von der Haut abgelöst werden, wenn die Tränen die Wangen herunterrollen. Ich glaube, wenn man Tränen eines erwachsenen Menschen betrachten würde, solche, die ein großer Kummer verursachte, und die reichlich vergossen wurden, daß man in solchen Tränen viel mehr sehen würde."

Offenbar hat unser alter Freund die Trä-

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

nenflüssigkeit betrachtet, in der wirklich nicht viel zu sehen ist. Hätte er eine Träne auf einem Glasplättchen aufgefangen und eintrocknen lassen, wären ihm die schönen Natriumchlorid-Kristalle gewiß nicht entgangen.

Was die chemische Zusammensetzung der Tränen anbetrifft, so ist der russische Dichter MICHAIL Y. LERMONTOV (1814—1841) der Wahrheit am nächsten gekommen, indem er ausrief:

„Was sind Frauentränen? ... Wasser!!!"

In der Tat besteht diese Flüssigkeit zu 98,2% aus H_2O und nur zu 1,8% aus Trokkensubstanz. Letztere umfaßt hauptsächlich Kochsalz, Eiweiß, Globulin und Lysozym, ein Enzym, das eine wichtige baktericide (bakterientötende) Funktion erfüllt. Außerdem sind winzige Mengen von Zucker, Zitronensäure, Ascorbinsäure und Lactoflavin festgestellt worden.

Tränen kommt auch eine optische Funktion zu. Sie halten den Augapfel feucht und glätten die Oberfläche der Hornhaut, deren mikroskopisch kleine Unebenheiten sonst zu Verzerrungen des Bildes führen könnten. Da Tränenflüssigkeit und Hornhaut ungefähr den gleichen Brechungsindex haben, wird die Qualität des auf die Netzhaut projizierten Bildes wesentlich verbessert.

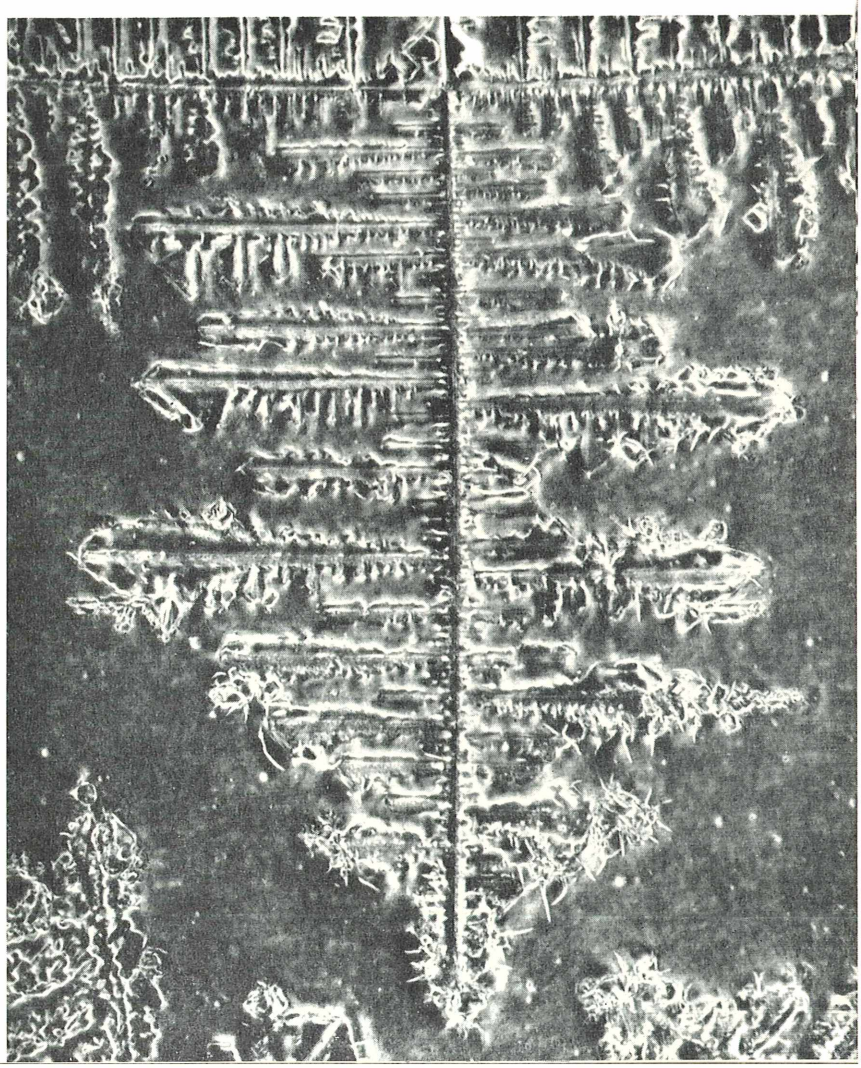
Abschließend seien noch Verse des englischen Dichters SAMUEL ROGERS (1763—1855) zitiert, da sie so gut zur Mikrophotographie passen:

On a tear

Oh, that the chemist's magic art
Could crystallize this sacred treasure!
Long should it glitter near my heart
A secret source of pensive pleasure.

Verfasser: Eric V. Grave, 651 West 171st Street, New York 32, N. Y.

Bild: Auf einem Objektträger eingetrocknete Tränenflüssigkeit. 500×



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de
FERDINAND K. RUZICKA

Eine neue Methode zur Darstellung des Silberliniensystems bei Wimpertieren

Das Silberliniensystem (KLEIN, 1926) oder Neuroformium dient im wesentlichen zur Koordinierung der Bewegungsorganellen, der Wimpern. Wir wollen zuerst die klassische Methode von KLEIN noch einmal skizzieren.

Einer der wesentlichsten Punkte der KLEINschen Methode ist es, die Objekte nicht in einem Fixiermittel zu behandeln und nachher zu „versilbern", sondern durch Entquellung die Strukturen zu erhalten. Diese Entquellung ist aber so vorzunehmen, daß das Objekt möglichst gleichzeitig an allen Punkten gelatiniert. Es ist daher unmöglich, größere Objekte nach diesem Verfahren zu untersuchen. Ist das Entquellungsoptimum eingetreten, läßt sich das Neuroformium durch Silberimprägnation darstellen. KLEIN verwendet 2%ige Silbernitratlösung, die er 6—8 Minuten einwirken läßt. Dabei werden die Objekte mit einer 1—2 mm hohen Schicht der Lösung bedeckt. Nachher wird mit destilliertem Wasser abgespült und bis zur Schwärzung dem Sonnenlicht ausgesetzt (10 Minuten). Ist das Silber ausgefällt, durch Licht reduziert, wird das Präparat getrocknet und in Balsam eingeschlossen.

GELEI und CHATTON haben nun an Stelle der Entquellung eine Fixierung angewandt und nachher versilbert. Es ist klar, daß durch diesen gegenüber der Entquellung unnatürlichen Vorgang sowie durch die langwierige präparative Behandlung immer wieder Störungen im Neuroformium eintreten, die Bilder also immer von den Bildern, die nach der KLEINschen Methode erhalten werden, in Einzelheiten abweichen.

Der Nachteil der KLEINschen Methode — die vor allem in der Hand ihres Entdeckers ganz hervorragende Präparate liefert — ist die oft erstaunlich geringe Neigung der Objekte, schwarz zu werden; sie werden höchstens dunkelbraun. Außerdem hat sich, wie auch bei anderen versilberten Objekten, gezeigt, daß die Versilberung im Laufe der Zeit verblaßt, wenn sie in Kanadabalsam eingeschlossen wird.

Meine Methode vermindert diese Nachteile. Eine reichhaltige Aufschwemmung von Ciliaten wird auf einem gut gereinigten Objektträger dünn ausgebreitet. Durch Schwenken wird solange getrocknet, bis an den Stellen mit dem meisten Wasser der Objektträger noch etwas feucht ist — rundherum soll also das Wasser schon verdunstet sein. In diesem Augenblick wird 2%ige Silbernitralösung für 6—8 Minuten über die Objekte geschichtet. Nach der Behandlung mit Silbernitrat wird in destilliertem Wasser gewaschen (etwa 1 Minute). Darauf wird über die Objekte ein Feinstkornentwickler (etwa Microdol-X von Kodak) geschichtet und das Präparat einer Lichtquelle bis zur Schwärzung der Objekte ausgesetzt. Anschließend wird im

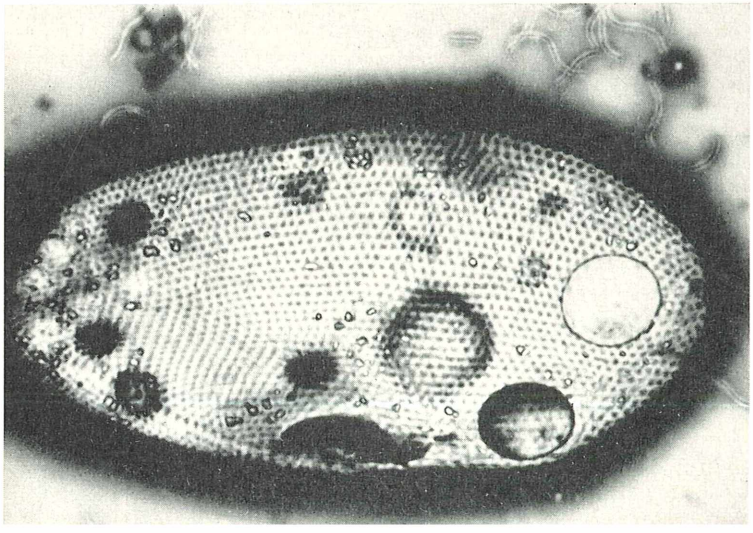


Bild 1: Opalblau-Ausstrich eines Pantoffeltierchens.
Objektiv 45×, Okular 10×

© Elsevier GmbH. Alle Rechte

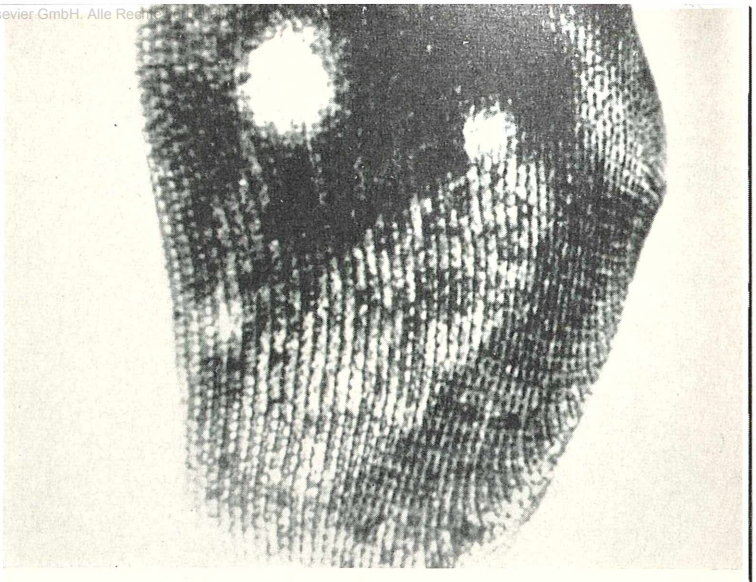


Bild 2: Das Silberliniensystem des Pantoffeltierchens ist kompliziert gebaut. Objektiv 60×, Okular 8×

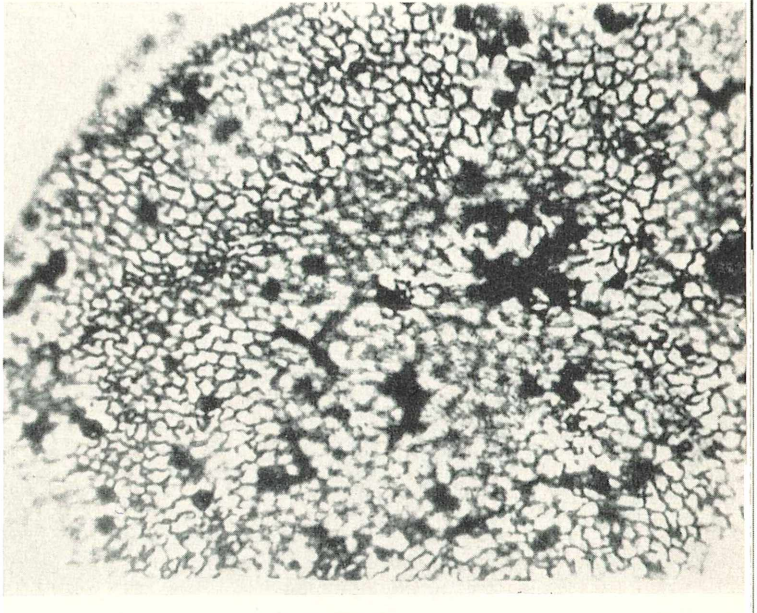


Bild 3: Weitmaschengitter mit sehr engem Gitterabstand: *Chilodonella*. Objektiv 100×, Okular 8×

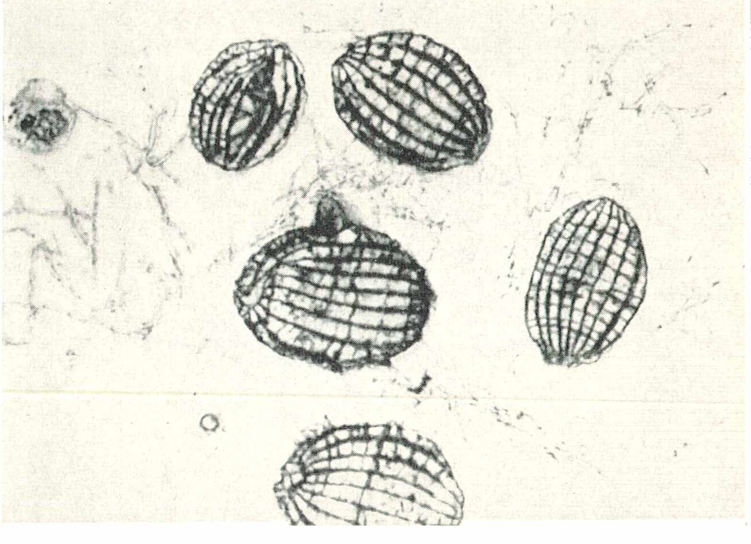
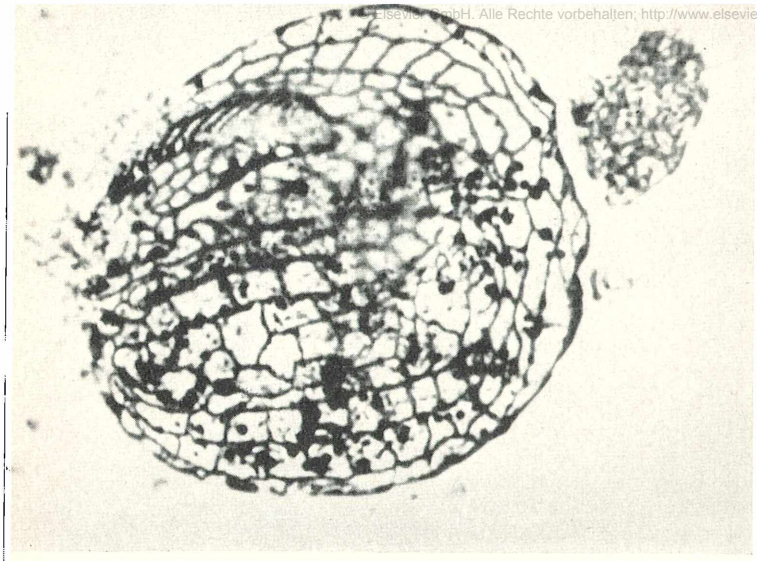
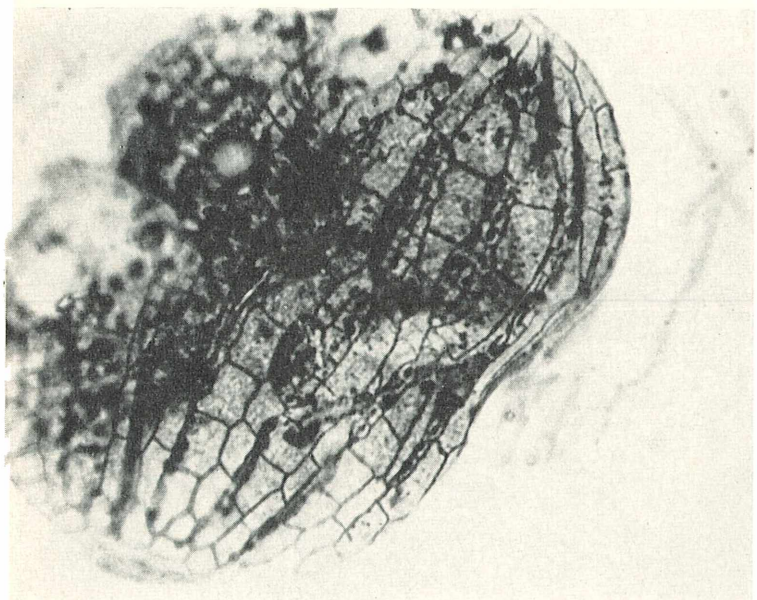
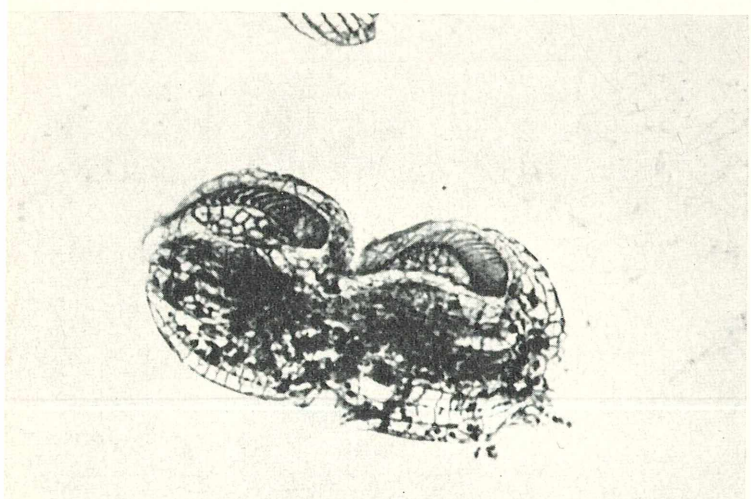


Bild 4: Streifensystem: *Cyclidium*. Objektiv 45×, Okular 8×

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







Fixierbad 4 Minuten behandelt. Darauf wird in destilliertem Wasser 30 Minuten gewässert. Ist das Präparat gewässert, wird es an der Luft getrocknet und in Cädax eingeschlossen. Das Cädax kann dann bei 45 bis 50 °C eingedickt werden.

Einige Beispiele sollen meine Methode erläutern. Zuvor sei aber noch auf die Möglichkeit hingewiesen, die Objekte nach der Silberimprägnation zu färben, etwa mit Kernechtrot oder Alizarinviridin. Diese Anfärbung zeigt dann sehr deutlich die Form des Objektes und die Cilien. Eine weitere Ergänzung ist die Herstellung von Opalblau- und Nigrosinausstrichen. Die Methode ist sehr einfach. Ein möglichst kleiner Tropfen mit möglichst vielen Ciliaten wird mit einem gleichgroßen Tropfen einer 20%igen Opalblaulösung verrührt und mit einem zweiten Objektträger dünn ausgestrichen — immer im Verhältnis zur Größe des Objektes. Das Ganze wird langsam getrocknet. Dabei ist es möglich, die Eintrocknung unter dem Mikroskop zu verfolgen. Bei richtiger Dicke heben sich die Tiere schön vom blauen Hintergrund ab. Bei *Paramaecium* kann man sehr einfach das Ausstoßen der Trichocysten bewirken. Der Opalblaulösung wird etwas Neutralrot bei-

Bild 5: *Euplotes* vor der Teilung. Objektiv 100×, Okular 8×

Bild 6: *Euplotes* während der Teilung. Objektiv 100×, Okular 8×

Bild 7: *Euplotes* knapp vor vollendeter Teilung. Objektiv 100×, Okular 8×

gefügt. Dadurch werden die Pantoffeltierchen knapp vor dem Eintrocknen zur Ausstoßung ihrer kleinen Geschosse gereizt.

Das Silberliniensystem von *Paramaecium* ist kompliziert gebaut. Als relativ feines System ist es auch entsprechend schwierig zur Darstellung zu bringen.

Es sind bei den Ciliaten im wesentlichen das Engmaschengitter, das Weitmaschengitter und das Streifensystem zu unterscheiden. Als erste Stufe jeder Differenzierung ist das Engmaschengitter anzusehen. Es tritt uns bei *Glaucoma* entgegen. Präparationstechnisch stellt dieses System die höchsten Ansprüche, da es äußerst labil ist und leicht gestört werden kann.

Zu Vertretern von Weitmaschengittern mit sehr engem Gitterabstand zählt *Chilodonella*.

Als Vertreter eines Streifensystems sei *Cyclidium* angeführt. Sowohl Weitmaschengitter als auch Streifensystem stellen eine höhere Entwicklungsstufe als das Engmaschengitter dar. Es bildet sich sowohl beim Weitmaschengitter als auch beim Streifensystem vor der Teilung ein Engmaschengitter, ein Hinweis, daß beide sich aus dem Engmaschengitter entwickelt haben. Als Beispiel sei *Euplotes* angeführt.

Noch ein Hinweis auf die Gewinnung reichhaltiger Ciliatenaufschwemmungen. Am besten ist es, Wasserpflanzen aus einem Teich zu entnehmen, in ein Einmachglas zu geben und zusammenzustoßen. Die nun einsetzende Fäulnis bringt eine Fülle von Mikroorganismen hervor. Sind es zuerst Trompetentierchen und Glockentierchen, tauchen bald *Paramaecium* und etwas später *Euplotes* auf. Daneben finden sich *Cyclidium* und *Colpoda*.

Verfasser: F. K. Ruzicka, Wien 22, Am langen Feld 412

HERMANN KUNZ

Schalenamöben am Ufer eines Teiches

Schalenamöben sind einfach zu beschaffende und äußerst interessante Objekte für den Mikroskopiker. Nach dem einführenden Aufsatz über Amöben (MIKROKOSMOS 55, 134—136, 1966) möge hier ein Beispiel für eine spezielle Untersuchung folgen.

Untersuchungen über die Verbreitung beschalter Amöben, die meistens aquatische Lebensräume bewohnen, haben ergeben, daß sie auf der Erde nicht überall gleichmäßig verbreitet sind. Das Vorkommen vieler Thekamöben ist an bestimmte Klimazonen gebunden. Auch in äußerlich gleichartigen Gewässern und anderen überwiegend feuchten Biotopen treten die einzelnen Arten in verschiedenen Individuenzahlen auf: Die regionalen und jahreszeitlichen Unterschiede sind beachtlich. Welche Eigenschaften des Milieus dafür ausschlaggebend sind, steht noch nicht fest. Nur eingehende Untersuchungen in den verschiedenartigsten Gewässern zu verschiedenen Zeiten können nach und nach darüber Aufschluß geben.

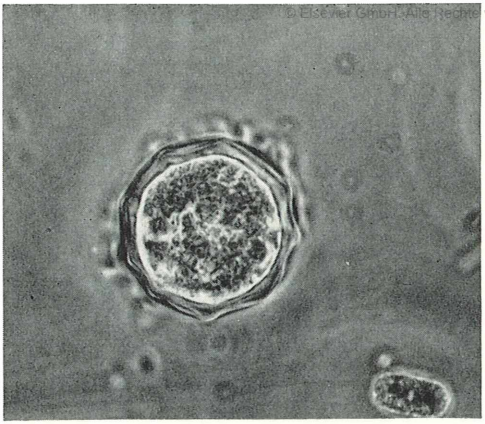
Nachfolgend ist das Ergebnis einer Untersuchung aufgezeichnet, die am Ufer eines kleinen Teiches in Trier (1. Mattheiser Weiher, Meereshöhe 140 m), der ungefähr 130 m lang, 80 m breit und an der tiefsten Stelle etwa 3 m tief ist, in der Zeit von Mitte Oktober bis Mitte November 1965 durchgeführt worden ist. An ein und derselben Stelle wurden jede Woche mit einem Literglas am flachen Uferrand Wasser, etwas Schlamm, ein paar Wasserpflanzen und angetriebene Algenwatten entnommen. Die Wassertemperaturen betrugen in dieser Zeit 10, 9, 6,5 und 5° C. Die pH-Werte, die mit Merck-Indikatorpapier gemessen wurden, waren 6,5, 6,5, 6 und 6.

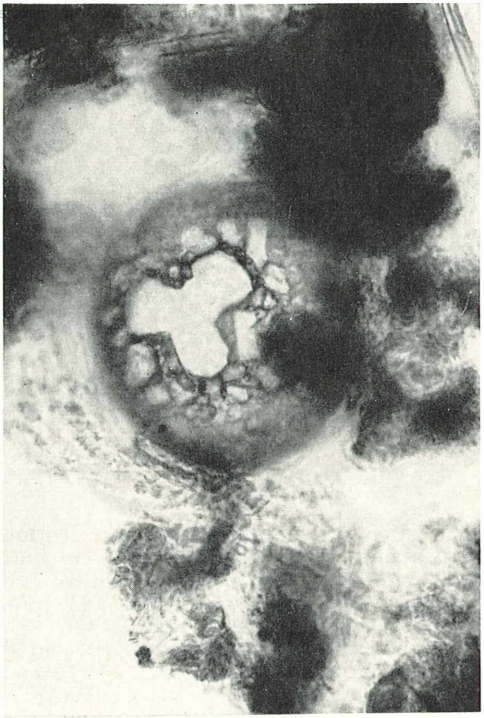
Es wurden gefunden:

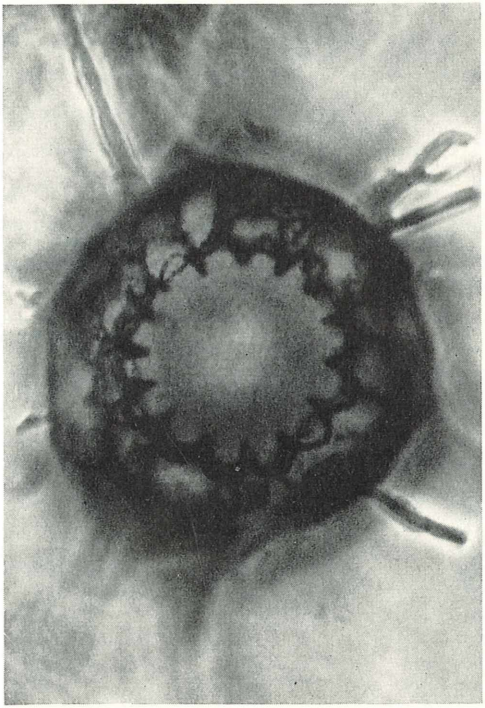
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Thekamöbenarten	Größen in Mikron L = Länge, B = Breite, H = Höhe, D = Durchmesser, M = Mundöffnung	Bemerkungen
Microchlamys patella	D 47, D 50	Schale gelblich
Antarcella atava	D 74, H 48	Schale gelblich
Arcella discoides	D 132, M 60	Schale dunkelbraun
Arcella gibbosa	D 63, H 48, M 17	Schale schwarzbraun
Arcella hemisphaerica	D 64, H 31, M 8	Schale lebhaft braun
Arcella hemisphaerica var. intermedia	D 60, H 48	Schale hellbraun
Arcella hemisphaerica var. undulata	D 71, H 48	kein Mundrohr
Arcella vulgaris	D 105, M 47	
Centropyxsis aculeata	L 79, B 74, M 40; L 97, B 74, M 40; L 84, B 84, M 38	bräunlich, punktiert
Centropyxsis constricta	L 132, B 80; L 132, B 82; L 158, B 111	Kieselteilchen am Schalenende
Centropyxsis discoides	D 237, M 92	
Centropyxsis ecornis	D 205, M 92	bräunlich
Centropyxsis gibba	L 98, B 88	Dorn unregelmäßig stehend
Difflugia acuminata	L 238, B 92; L 250, B 105, L 275, B 89; L 317, B 125, L 330, B 103; L 370, B 124	häufig
Difflugia ac. var. levanderi	L 264, B 145	
Difflugia corona	D 132, D 180, D 184	häufig
Difflugia lobostoma	L 97, B 92; L 98, B 82; L 100, B 93; L 132, B 110; L 126, B 118; L 144, B 126	Mundöffnung 3- und 4-lappig
Difflugia lanceolata	L 108, B 55; L 151, B 64; L 160, B 66, L 195, B 71	glatte Oberfläche mit flachen Schuppen
Difflugia oblonga	L 145, B 100; L 277, B 164; L 343, B 194; L 423, B 245	Zellinhalt mit Zoochlorellen
Difflugia oblonga var. claviformis	L 198, B 89	
Difflugia oblonga var. lacustris	L 212, B 90, L 211, B 119; L 224, B 124	mit dicken Kieselteilchen besetzt
Lesquereusia modesta	L 153, B 132; L 159, B 140	hell, bräunlich und dunkel
Lesquereusia spiralis	L 119, B 113	
Euglypha acanthophora	L 58, B 27; L 66, B 32; L 71, B 33; L 95, B 35	häufig
Euglypha cristata	L 60, B 16	
Euglypha laevis	L 32, B 14; L 34, B 14	
Pareuglypha reticulata	L 66, B 29; L 71, B 29	
Trinema enchelys	L 38, B 18; L 45, B 24	
Trinema lineare	L 40, B 16	
Cyphoderia ampulla	L 95, B 40; L 119, B 46	häufig
Cyphoderia ampulla var. papillata?	L 103, B 42; L 105, B 48	Schalenende zugespitzt
Cyphoderia trochus	L 105, B 47; L 118, B 45	im Oktober häufig
Pseudodifflugia archeri	L 74, B 53; L 79, B 55	
Pseudodifflugia compressa	L 50, B 40; L 60, B 47	
Diaphorodon mobile	L 64, B 58	Härchen 8 μ lang
Pleurophrys sphaerica	L 66, B 53	
Diplophrys archeri	D 16	selten

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbe







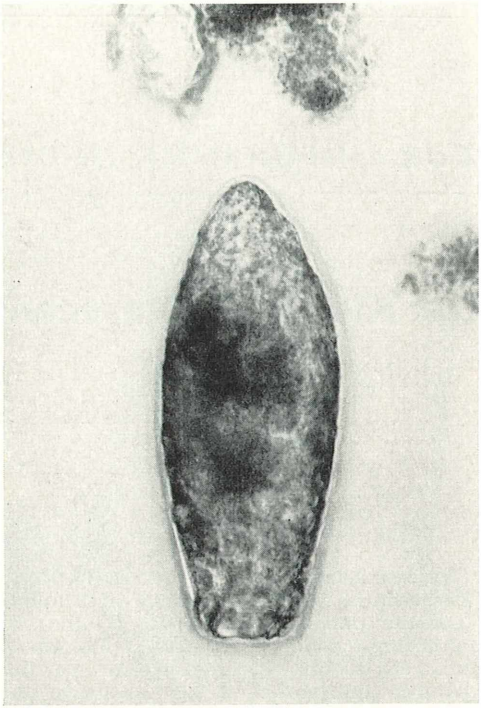


Bild 1 (oben links): *Arcella hemisphaerica var. intermedia*

Bild 2 (unten links): *Difflugia corona*, Mundöffnung und Pseudopodien

Bild 3 (oben rechts): *Difflugia lobostoma*, Mundöffnung (dreilappig)

Bild 4 (unten rechts): *Difflugia lanceolata*

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

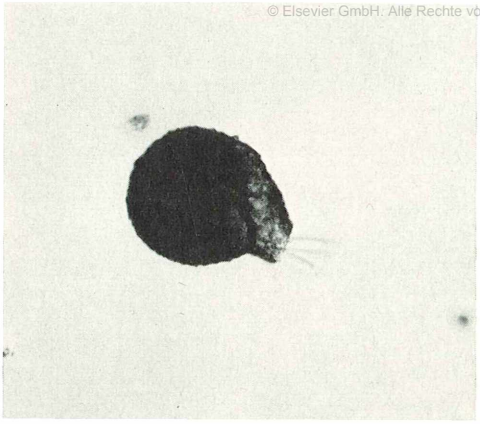


Bild 5: *Lesquereusia modesta*

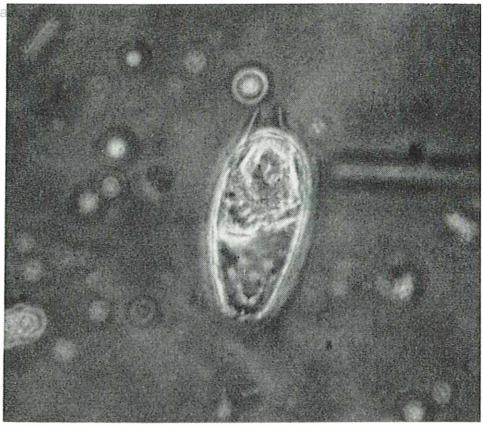


Bild 6: *Euglypha acanthophora*

Es ist erstaunlich, welcher Artenreichtum an beschalten Amöben schon in diesem engbegrenzten Lebensraum beobachtet werden konnte. Diese sehr reizvollen und aufschlußreichen Untersuchungen lassen sich mit verhältnismäßig einfachen Mitteln und geringem Aufwand: einem guten Mikroskop (Vergrößerung bis 400× genügt), einem Meßokular und guten Bestimmungsbüchern durchführen.

Literatur

1. Chardez, D.: Cataloque des Thecamoebiens de Belgique, Bullt. de l'Institut Agronomique et des Stations de Recherchers des Gembloux, T. XXIX, No. 3/4, 61.
2. Chardez, D.: Sur Difflugia acuminata Ehrenberg, wie vor.
3. Eyferth-Schönichen: Einfache Lebensformen, Bd. II, 1927.
4. Grosspietsch, Th.: Wechseltierchen, Stuttgart, 1958.
5. Harnisch, O.: Rhizopoden in Tierwelt Mitteleuropas, Leipzig, 1963.
6. Van Oye, P.: Faune rhizopodique de l'étang de Beernem, Biol. Jaarb. Dodonaea, 20, 1953.
7. Van Oye, P.: Overzicht van onze kennis der Rhizopodenfauna van België, wie vor, 23, 1956.

Verfasser: Hermann Kunz, Trier Kiewelsberg 43

ZUR EINFÜHRUNG IN DIE MIKROSKOPIE

DETLEV RÜHMANN

Der Kleinkrebs Peracantha

Ist sein Lebensraum auch nicht die weite Wasserfläche des Pelagials unserer Binnengewässer und können wir den Kleinkrebs *Peracantha* somit nicht zu den Planktern im strengen Sinne rechnen, werden wir ihn dennoch gelegentlich in der Ausbeute unseres Netzes finden. Er gehört neben *Chydorus, Alona, Pleuroxus* und etwa zwölf anderen (durchweg nur wenige Arten umfassenden) Gattungen unserer einheimischen „Wasserflöhe" zur Familie der Chydoriden. Auch er ist in Mitteleuropa ein-

ziger Vertreter (*P. truncata*) seiner Gattung.

Was diese Cladocere besonders kennzeichnet, ist der wie ein Sägeblatt gezähnte Schalenhinterrand. Die Schale ist gestreift.

Die Tastantenne mit ihren beiden Papillen ist auffallend groß. Die Ruderantennen sind im Vergleich zu den Daphnien und anderen Cladoceren verhältnismäßig klein. Neben dem ziemlich weit nach oben liegenden Komplexauge besitzt das Tier ein gut erkennbares Nebenauge.

Die Nahrung besteht aus kleinsten grünnen Algen u. ä. sowie aus organischem Detritus. Der zu ihrer Aufnahme benötigte Fang- und Seihapparat ist von der zweiklappigen Schale mit eingeschlossen. Der Darm zeigt wie bei den übrigen Chydoriden eine deutliche Schlinge.

Während des Frühjahrs und in den frühsommerlichen Wochen pflanzt sich *Peracantha* durch unbefruchtete, lediglich Weibchen hervorbringende Eier fort. Im Spätsommer und frühen Herbst entwickeln sich aus solchen Eiern neben weiblichen Tieren auch *Peracantha*-Männchen. Die dadurch ermöglichte Begattung führt zur Bildung von Dauereiern, die auf dem Grunde der Gewässer den Winter überstehen. Sie ergeben im Frühjahr eine neue Weibchengeneration, die wieder aus unbefruchteten Eiern Weibchen hervorbringt.

Verfasser: Detlev Rühmann, 2 Hamburg 70, Pillauerstraße 4 B

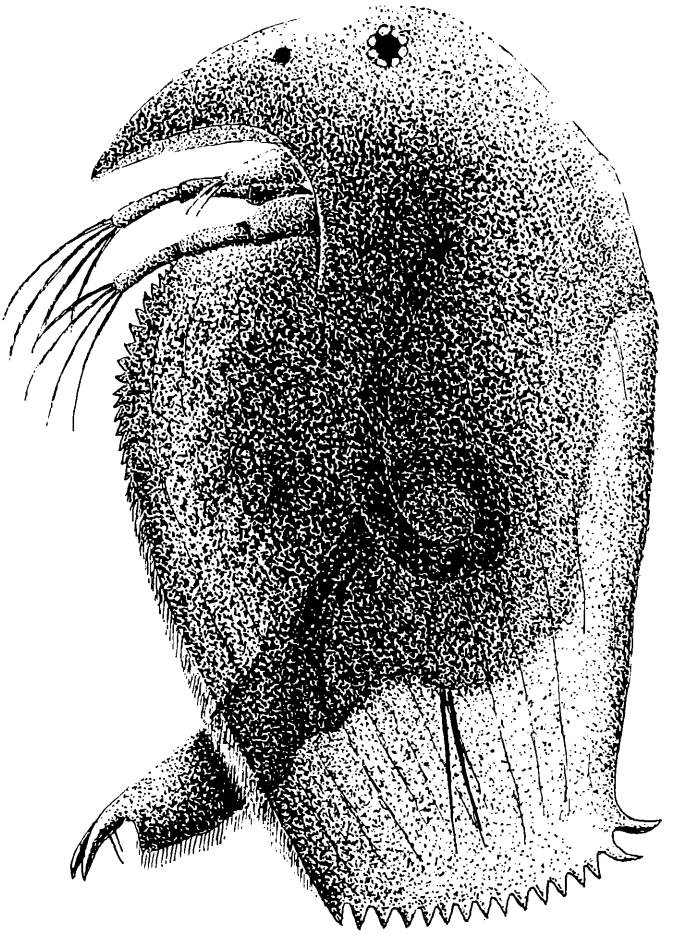


Bild: Der Kleinkrebs *Peracantha*, ein „Wasserfloh"

© Elsevier GmbH. Alle

PAUL NEUBERT

Glasfiberoptik als Beleuchtungsinstrument bei Makro- und Mikroaufnahmen

Beim Fotografieren und stärker noch beim Filmen biologischer Objekte im Makro- und Mikrobereich muß man sich mit zwei Problemen auseinandersetzen.

1. Durch die erforderlichen Abbildungsmaßstäbe ergeben sich beträchtliche Belichtungsverlängerungen, wodurch es notwendig wird, starke Lichtquellen zu verwenden, die hohe Lichtmengen auf kleinste Fläche konzentrieren.

Beleuchtungseinrichtungen, die in der normalen Foto- bzw. Filmtechnik gebräuchlich sind, lassen sich hierfür nur selten verwenden, besser eignen sich schon die in der Mikroskopie üblichen Niedervoltlampen.

Die Mehrzahl biologischer Objekte, vor allem Kleintiere, Insekten u. ä., verlangen auf Grund der Unberechenbarkeit ihrer Bewegungen und Geschwindigkeit eine recht schnelle und bewegliche Aufnahmetechnik. Hierfür erweisen sich aber selbst die eben genannten Lichtquellen in der praktischen Lichtführung oft noch als recht umständlich und unbeweglich.

2. Die meisten biologischen Objekte sind sehr wärme- und teilweise auch lichtempfindlich und selbst die erwähnten Niedervoltleuchten strahlen immerhin noch einen recht beträchtlichen Wärmeanteil aus, der sich auch durch Einschalten von Wasserküvetten oder Massivschutzfiltern nur unvollständig vermindern läßt. Die Elektronenblitzgeräte, welche ein „kaltes" Licht liefern, bleiben auf fotografische Zwecke beschränkt und lassen sich auch hierfür nicht in allen Fällen universell anwenden.

Vom Standpunkt des Praktikers wird also eine Beleuchtungseinrichtung gefor-

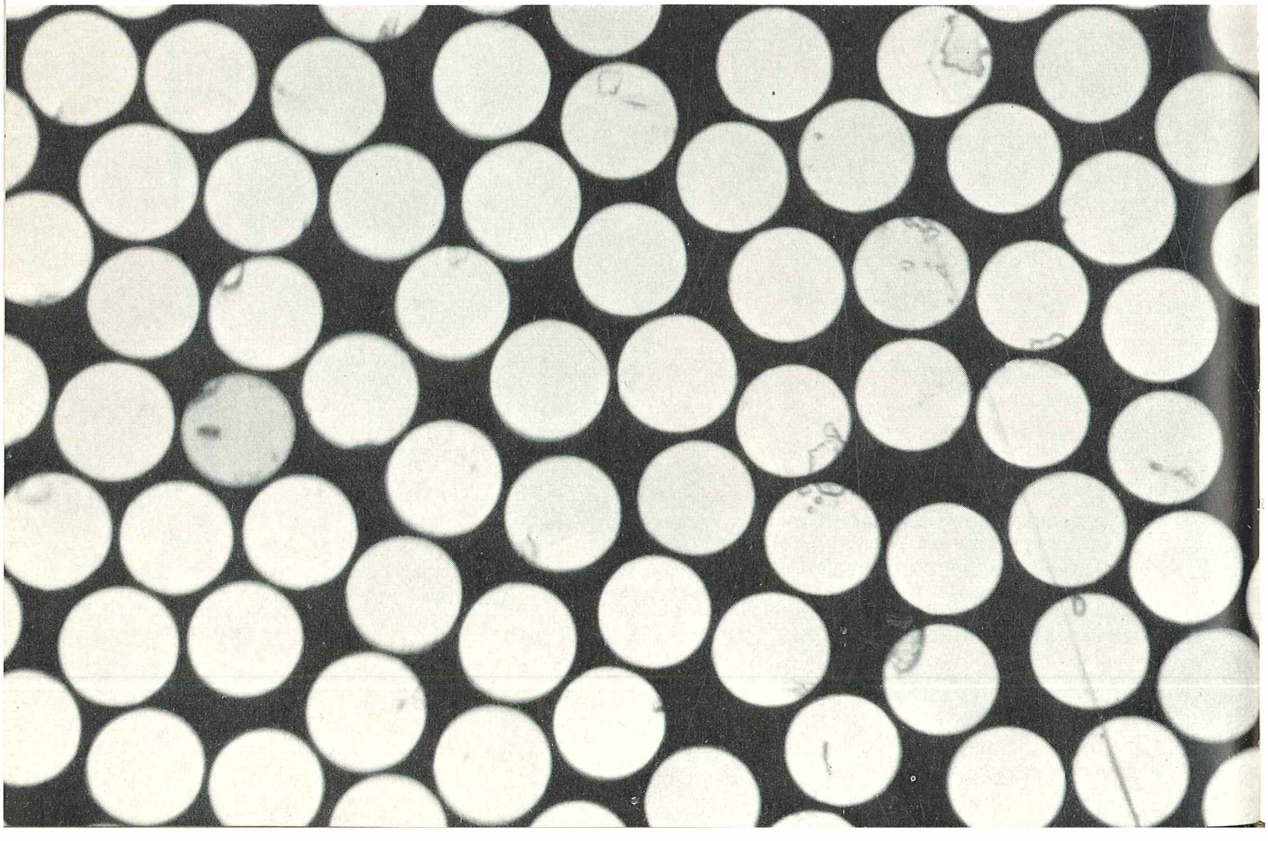


Bild 1: Einzelfasern eines Lichtleitkabels (Ausschnitt) bei etwa 300facher Vergrößerung.

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

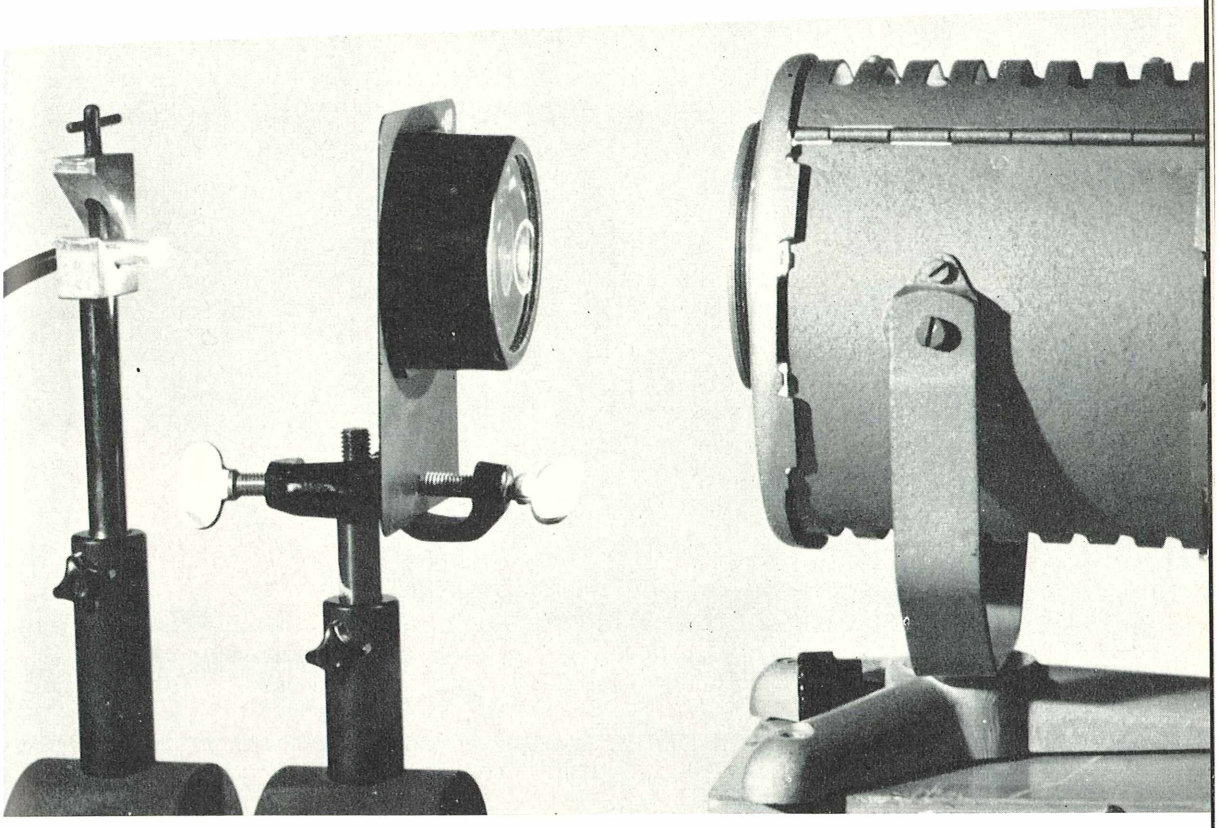


Bild 2: Geräteaufbau zur Beleuchtung eines Lichtleitkabels (links).

dert, die in sich die Vorzüge einer „kalten" Lichtquelle mit weitgehend universeller Beweglichkeit in der Lichtführung vereint. Nun, seit kurzem gibt es Instrumente, welche den geforderten Bedingungen sehr nahe kommen.

Von verschiedenen Herstellern optischer Einrichtungen werden sogenannte Glasfiberoptiken oder flexible Lichtleitkabel hergestellt, die durch ihre besondere Art des Lichttransportes als Beleuchtungseinrichtung in der Makro- und Mikrofotografie bzw. Kinematografie besonders geeignet erscheinen.

Es sollen deshalb an dieser Stelle einige praktische Erfahrungen dargelegt werden. Auf die Theorie und Funktion der Lichtleitkabel können wir hier nicht näher eingehen, hierzu existiert auch bereits eine große Anzahl von Veröffentlichungen.

Ich selbst benützte mehrere Ausführungen von Zeiß-Jena; dabei hat sich eine Länge von 1 m bei 5 mm optisch wirksamem Durchmesser als günstig erwiesen.

Die in Metallhülsen gefaßten Enden der Glasfasern sind optisch geschliffen und poliert und das gesamte Faserbündel ist mit einem Kunststoffschlauch umgeben, wodurch ein genügender Schutz der Fasern bei weitgehender Flexibilität gewährleistet ist.

Die Enden des Kabels haben keine gleichbleibende Zuordnung der Einzelfasern, so daß sie sich nicht zur Bildübertragung eignen, sondern nur zum Lichttransport.

Infolge der Dreieckspackung der Fasern ergibt sich ein Totraum von etwa 30% der gesamten Fläche, welcher nicht zum Lichttransport genutzt werden kann (Bild 1). Der Lichttransmissionsgrad ist abhängig von der Kabellänge und beträgt im Durchschnitt ca. 30—40%.

Die praktische Anwendung:

Die Leuchtfläche einer geeigneten Lichtquelle, möglichst Niedervoltlampen von 12—24 V mit nahezu punktförmiger Leuchtfläche, wird mittels Kondensor oder einfacher Sammellinse auf die Eintrittsöffnung des Kabels abgebildet (Bild 2). Am zweckmäßigsten wird dabei die Anordnung der notwendigen Einzelteile auf einer optischen Bank (Dreikantschiene) vorgenommen; dadurch lassen sich am günstigsten und schnellsten die richtigen Abstände der einzelnen Bauelemente zur Erreichung einer optimalen Helligkeit an der Austrittsöffnung des Kabels einstellen.

Im einfachsten Falle ist jedem Lichtleitkabel eine Lichtquelle zugeordnet, durch entsprechende Anordnung mehrerer Kondensoren und Lichtleitkabel ist es aber auch möglich, mit nur einer Lampe auszukommen, wodurch natürlich die Lichtausbeute dieser Lichtquelle besser genutzt

© Elsevier GmbH

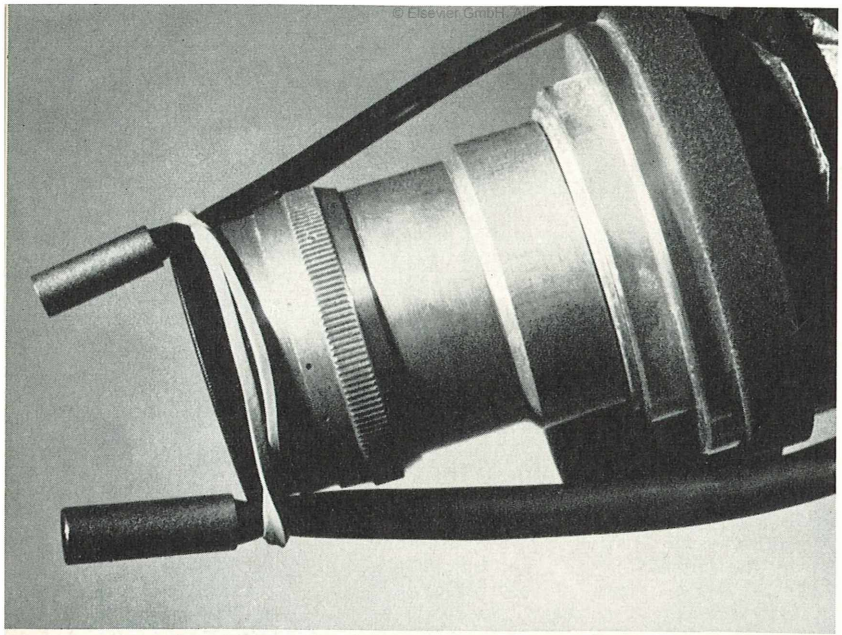
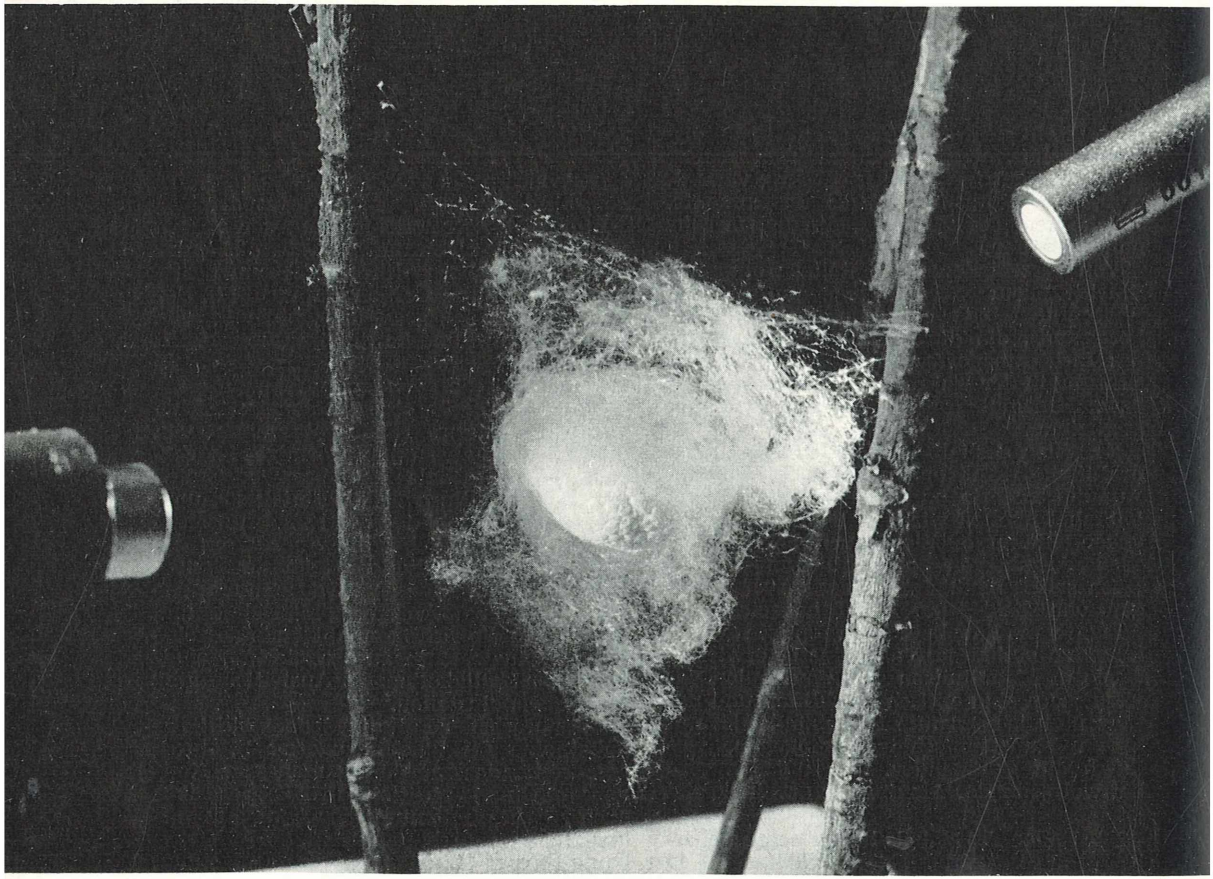


Bild 3: Einfache Befestigung zweier Lichtleitkabel an einem Objektiv mittels Gummiringen.

Bild 4: Lichtleitkabel im praktischen Einsatz: Beleuchtung eines Spinnen-Eikokons.



Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de

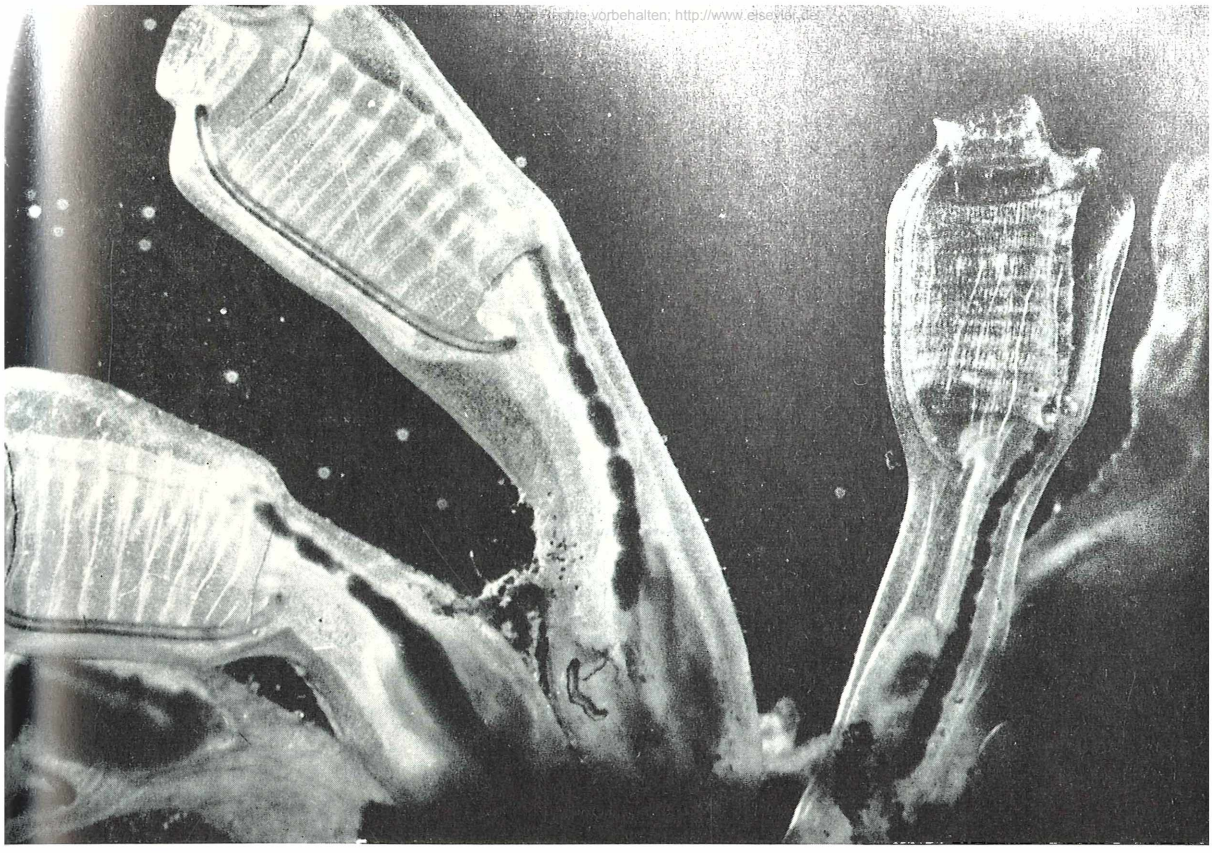


Bild 5: Lichtleitkabel im praktischen Einsatz: Foto aus einem Film über die Seescheide *Clavellina*.

wird. Man gewinnt außerdem durch Verwendung mehrerer Kabel am Aufnahmeobjekt auch noch eine bessere Ausleuchtung im Sinne von Hauptlicht, Aufhellung und Effektlicht. Selbst Elektronenblitzlampen lassen sich als Lichtquelle verwenden, infolge der Größe der Entladungsstrecke können mit einer Blitzröhre eine Vielzahl von Lichtleitkabeln beleuchtet werden, wenn man die Kabel so dicht wie möglich an die Blitzröhre heranbringt.

Infolge des langen Glasweges innerhalb des Kabels wird selbst bei Verwendung starker Lichtquellen mit verhältnismäßig hoher Wärmeausstrahlung fast der gesamte Anteil an Wärme- und UV-Strahlung absorbiert. Dadurch eignen sich die Lichtleitkabel besonders zur Beleuchtung von Kleinlebewesen.

Messungen bei Verwendung einer teilverspiegelten 24 V/200 W-Lampe ergaben direkt an der Lichteintrittsseite eines Kabels ohne Verwendung eines Wärmeschutzfilters eine Temperatur von etwa maximal 160° C, in etwa 25 mm Abstand von der Lichtaustrittsöffnung nur noch ca. 50° C. Beim Einschalten eines Wärmeschutzfilters vom Typ Zeiß-Jena BG 17 mit 4 mm Dicke vor der Lichteintrittsöffnung wurde am gleichen Meßort ein Maximum von nur ca. 30° C gemessen.

Ohne Verwendung von Wärmeschutzfiltern liegen die Temperaturen am Aufnahmeobjekt unter Anwendung eines Lichtleitkabels etwa in der Größenordnung solcher Werte, wie sie bei hochsommerlicher Sonnenbestrahlung vorkommen, bei Verwendung eines Wärmeschutzfilters sogar noch deutlich darunter.

Das bei obiger Meßanordnung ausgeleuchtete Feld hatte einen Durchmesser von ca. 20 mm, die Beleuchtungsstärke betrug etwa 50 000 lx. Bei Anwendung einer 8 V/50 W-Lampe mit Ellipsoid-Reflektor als Lichtquelle konnten am gleichen Meßort ca. 80 000 lx gemessen werden. Diese Beleuchtungsstärken reichen aus, um beispielsweise Filmaufnahmen im 24er Gang auf Farbmaterial von etwa 18 DIN im Makrobereich durchzuführen.

In diesem Zusammenhang ist natürlich auch die spektrale Zusammensetzung des aus dem Kabel austretenden Lichtes von Interesse; dazu erfolgten gleichfalls einige Beobachtungen mit einem Zeiß-Handspektroskop und Vergleichsaufnahmen auf normalem Schwarzweißfilm und Infrarotmaterial. Im langwelligen Teil des Spektrums ist kein Unterschied festzustellen; auch die Aufnahmen auf Infrarotmaterial zeigten bis zur Grenze der Infrarotempfindlichkeit des verwendeten Materials, die bei 750 nm lag, keinen sichtbaren Unterschied

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. www.elsevier.de/

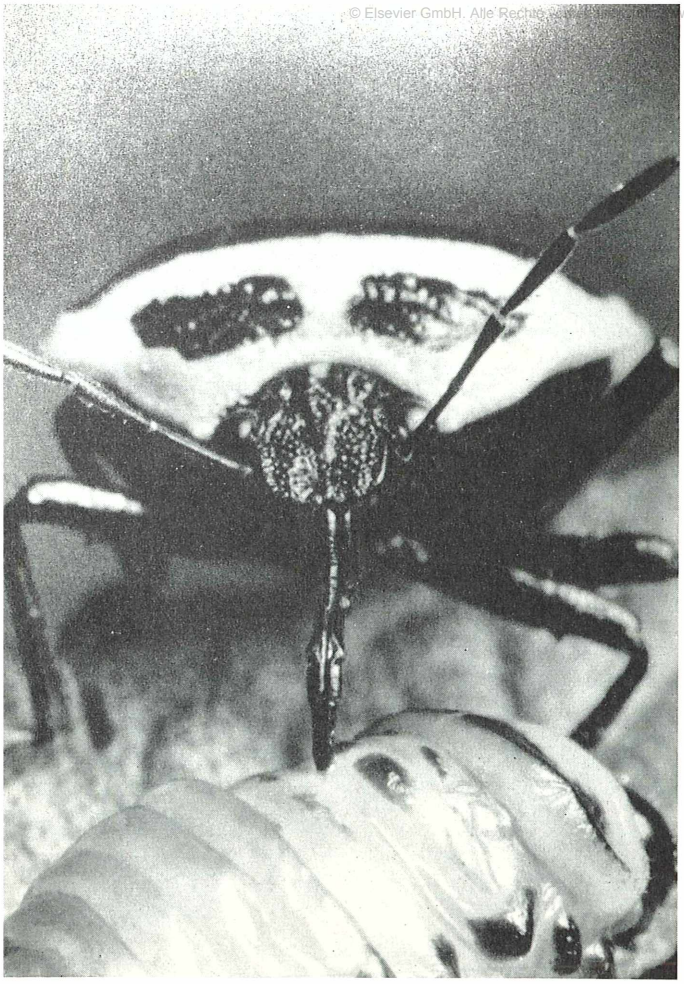


Bild 6: Lichtleitkabel im praktischen Einsatz: Raubwanze *Perrillus bioculatus* sticht Larve des Kartoffelkäfers an.

zwischen Lichtquelle und Lichtleitkabel. Im kurzwelligen Teil dagegen konnte eine deutliche Verminderung des violetten Anteils beobachtet werden.

Die Spektralbeobachtungen und die Temperaturmessungen lassen darauf schließen, daß die Lichtleitkabel die für biologische Objekte so schädliche UV- und Wärmestrahlung fast gänzlich absorbieren, bzw. merklich verringern.

Der zweite wichtige Vorteil der Lichtleitkabel im Vergleich zu den sonst für Makroaufnahmen üblichen Beleuchtungseinrichtungen liegt in der praktisch unbegrenzten Beweglichkeit der Lichtführung. Die Kabel können überall in beliebiger Weise montiert werden, sehr gut haben sich die im Chemielabor gebräuchlichen Laborstative bewährt. Im einfachsten Fall läßt sich zur Befestigung Bindfaden, Gummi- oder Klebeband benutzen. Infolge des geringen Gewichtes kann man bei geeigneten Objekten die Kabel sogar am Aufnahmegegenstand selbst anbringen, z. B. an Pflanzen u. dgl., während die Lichtquelle in günstiger Entfernung ohne Behinderung der Aufnahmeapparatur aufgestellt wird.

Auch am Objektiv können die Kabel befestigt werden, z. B. für frontale Beleuchtung oder zur Ausleuchtung von Höhlen und Spalten. In gewissen Situationen lassie sogar ein Eintauchen in Flüssigkeiten zu.

Mit entsprechend geformten Glasvorsätzen kann die Leuchtfläche zu Rechtecken oder Spalten verändert werden. Durch Vorsetzen von geeigneten kleinen Linsen kurzer Brennweite kann der Lichtkegel weiter verkleinert werden.

In der praktischen Beleuchtung lassen sich alle wichtigen Methoden wie Auf- und Durchlicht, Hell- und Dunkelfeld sowie mit mehreren Lichtleitkabeln auch beliebige Kombinationen erzielen.

Literaturhinweise

1. Deeg, E.: Die Grundlagen der Lichtleitung, Kino-Technik 17 (1963), 5, S. 145—149.
2. Mansfeld, S.: Die Fiberoptik und ihre theoretischen Grundlagen, Bild und Ton 16 (1963), 11, S. 322—327.
3. Reichel, W.: Flexible Lichtleitkabel aus Jena, Jenaer Rundschau 10 (1964), Messe-Sonderheft, S. 10—12.

Verfasser: Paul Neubert, Berlin-Altglienicke, Gartenstadtweg 70

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

WOLFGANG LUEKEN
MANFRED SIEGER

Ein leicht zu züchtendes Wimpertier: Eine Meeresform aus der Gattung Euplotes

1. Kulturverfahren, Lebendbeobachtung, Kernfärbung, Entwicklungsverlauf

In der Einleitung eines Berichts über ein Wimpertier einige Begeisterung durchblikken zu lassen, liegt bei der Natur dieser Organismen nahe — unser Beweggrund dafür dürfte jedoch nur selten vorkommen: Freude über die Anspruchslosigkeit unserer Tiere. Monatelang stehen sie unbeachtet in der Ecke, selbst für die Futterversorgung wird nichts getan, und Eintrocknen ist wegen des langsamen Verdunstens von Salzwasser ohnehin nur eine geringe Gefahr. Trotzdem kann man mühelos in kurzer Frist alle interessanten Stadien aus dem Lebenszyklus, u. a. aus Teilung und Konjugation, in großer Menge erhalten, sobald es gewünscht wird. Diese Möglichkeit hat uns die Idee eingegeben, unsere *Euplotes* allen zu empfehlen, denen daran gelegen ist, zu jeder beliebigen Zeit leicht zu bearbeitendes Material für Beobachtungen und Demonstrationen an Ciliaten zur Hand zu haben. Im folgenden wird durch einige Fotos gezeigt, was sich ohne großen Aufwand an ihnen beobachten läßt, und über die dazu ausprobierten einfachen Methoden wird berichtet. Im einzelnen umfaßt dies besonders die Kulturanleitung, die Vorbereitung zur Lebendbeobachtung und die Darstellung des Kernapparats, für die ein Anfärbeverfahren auf der Basis der üblichen Orcein-Essigsäure mitgeteilt wird. Weiterhin wird der Entwicklungsablauf eines Kulturansatzes geschildert, weil die sich dort abspielenden Veränderungen eng

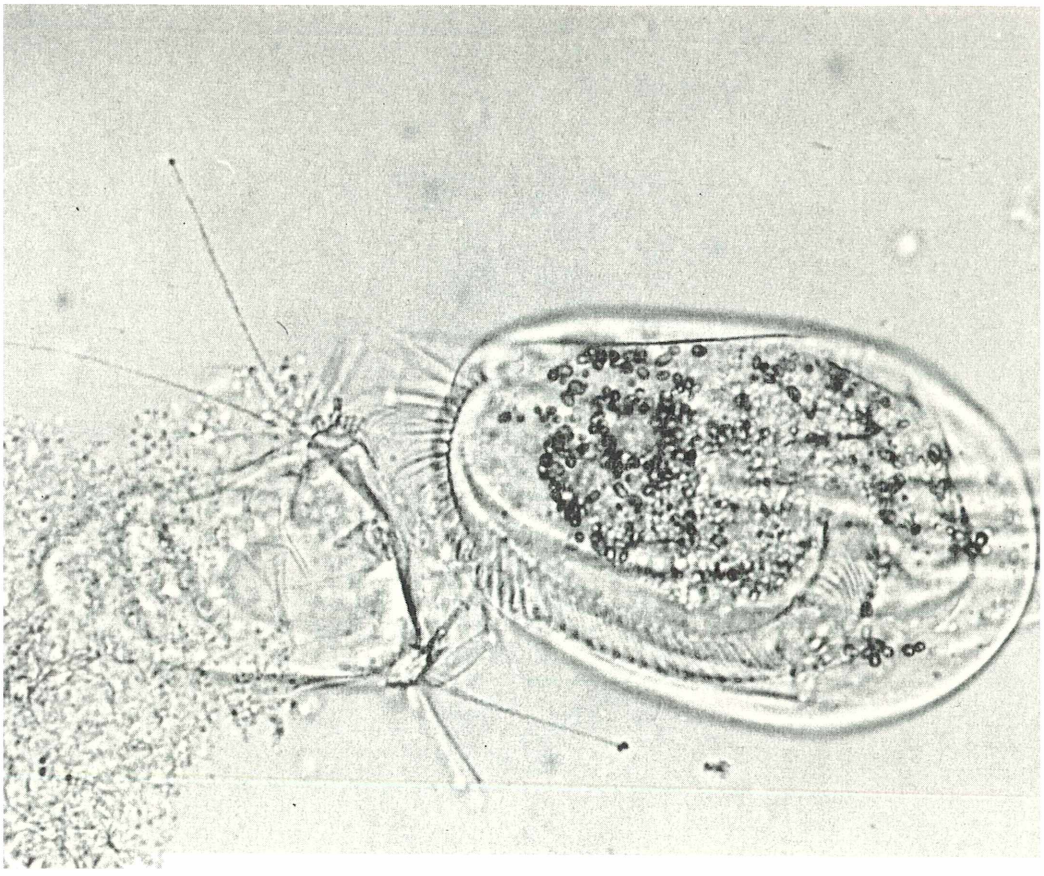


Bild 1: *Euplotes* wird von einem Sauginfusor festgehalten. Es gelingt ihm meist erst nach langem Zappeln, sich zu befreien. Zur Aufnahme wurde Wasser abgesaugt, bis sich das Tier nicht mehr bewegen konnte. (Vergr. ca. 900fach)

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

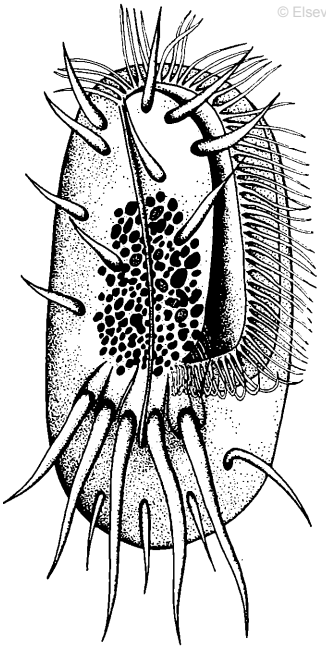


Bild 2: Übersichtszeichnung von *Euplotes vannus* (aus HECKMANN, 1963). Das Tier ist von der Bauchseite gesehen. Die Anzahl der Kaudalzirren beträgt häufig fünf statt, wie gezeichnet, vier. In der Mitte des Tieres liegen viele Zoochlorellen.

mit dem Auftreten verschiedener Stadien des *Euplotes* im Zusammenhang stehen. Dabei wird noch auf einige Besonderheiten eingegangen, die neben Teilungs- und Konjugationsstadien von Interesse erscheinen. Die Vermehrungs- und Sexualvorgänge selbst behandeln wir dann in einem späteren Aufsatz.

Wenn auch die vorgestellte Art — mit größter Wahrscheinlichkeit handelt es sich um *E. vannus* (s. S. 196) — weit verbreitet ist, so ist es natürlich nicht sicher, daß sich Tiere beliebiger Herkunft gleich unempfindlich zeigen. Zudem ist es denkbar, daß während der fünfjährigen Kultivierung unserer aus Neapel stammenden Euploten unter meist äußerst ungünstigen Bedingungen eine scharfe Selektion stattgefunden hat. Deshalb wird Interessenten, deren selbst gesammelte Tiere sich anders verhalten, oder die keine Möglichkeit zur Beschaffung von Meeresformen haben, gern die Zusendung eines „Ablegers" von unseren Kulturen angeboten.

Anlage und Haltung einer Kultur

Als Medium empfiehlt sich künstliches Seewasser, da damit automatisch genügend reine Kulturen erreicht werden. Zur Bereitung löst man ca. 35 g (trocken gewogen) käuflichen Salzgemisches in 1 l Leitungswasser (ob überall das Leitungswasser für die Tiere verträglich ist, kann allerdings nicht vorhergesagt werden!). Die vorgesehenen Kulturgefäße (Einmachgläser, Petrischalen oder Blockschälchen) können mit dem Wasser schon beschickt werden, auch wenn noch nicht alle Bestandteile völlig gelöst sind. Bevor ein Ansatz mit einigen *Euplotes* beimpft wird, braucht nun nur noch eine Nahrungsgrundlage für die Futterorganismen hinzugegeben zu werden, die regelmäßig mit den *Euplotes* zugleich übertragen werden, ohne daß es eigens beachtet werden muß. Dazu eignet sich vorzüglich eine Prise Tubifex, ebensogut ein wenig Beefsteakhack, etwa eine Messerspitze voll für eine halb mit Wasser gefüllte Petrischale, entsprechend weniger für die Wassermenge eines Blockschälchens. Man kann jedoch ohne Schaden auch mehr oder weniger hineingeben.

Hat man auf diese Art eine Kultur in Gang gebracht, darf man sie für mehrere Monate vergessen, wenn das Gefäß nicht zu klein ist und gut, aber nicht luftdicht, zugedeckt wird. Günstig für diese Erhaltungskulturen sind Einmachgläser, die 3 bis 4 cm hoch mit Wasser gefüllt sind. Der Bestand wird nach einem kurzen Höhepunkt seiner Dichte zwar bald sehr dünn, aber die Tiere sterben nicht aus. Und sollte einmal der Wasserspiegel stark gesunken sein, selbst auf weniger als die Hälfte seines ursprünglichen Niveaus, ist noch nichts verloren: An der Wasserleitung wird aufgefüllt und etwas Hackfleisch oder Tubifex bringen die Kultur in wenigen Tagen wieder zum „Blühen".

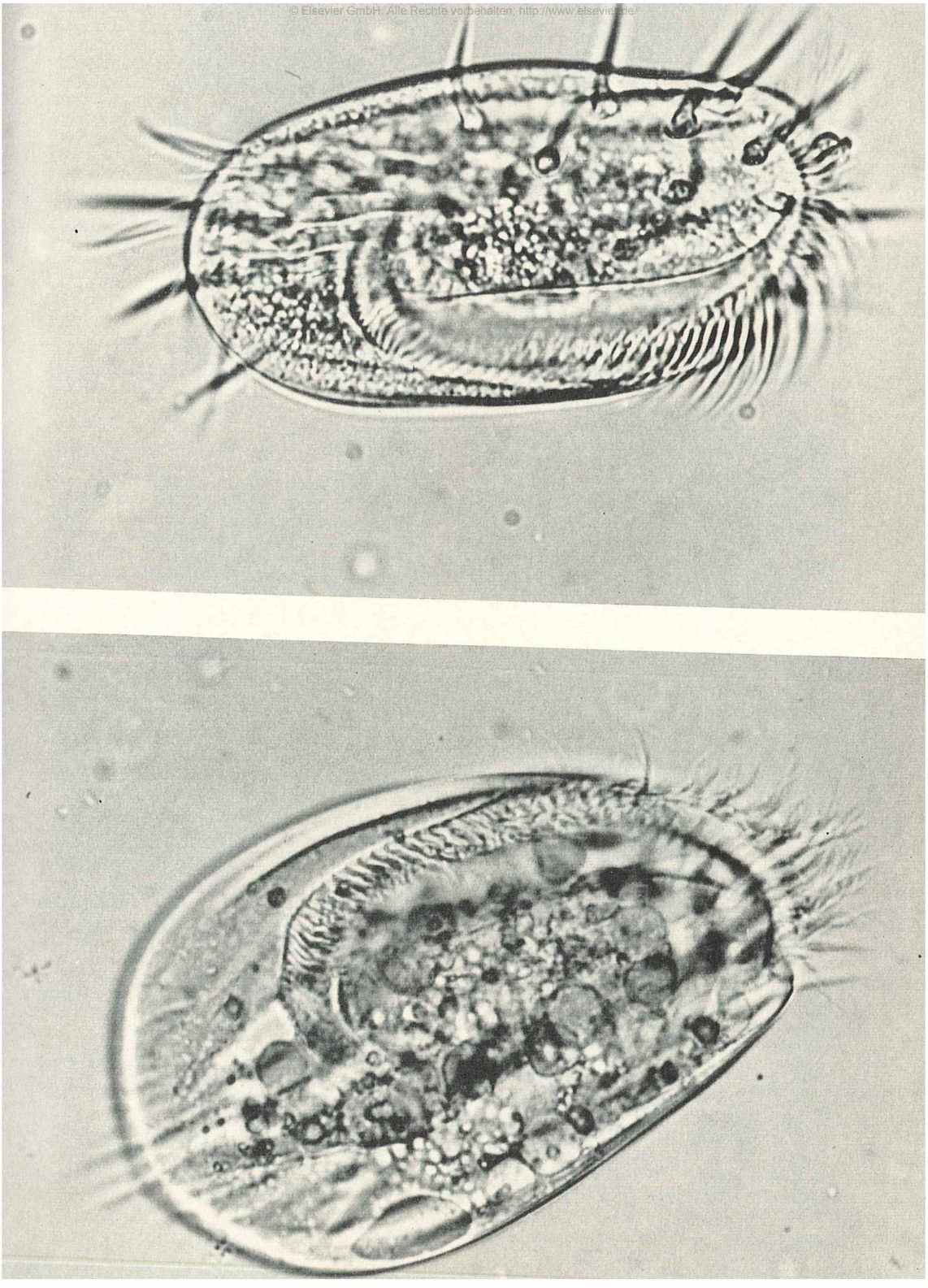
Beobachtung lebender Tiere

Hierzu werden die Tiere unter dem Binokular oder dem Mikroskop bei schwacher Vergrößerung durch Einsaugen in eine sehr fein ausgezogene Pipette eingefangen und auf einen Objektträger pipettiert. Nach Auflegen des Deckglases wird man meistens nur die charakteristische Bewegungsweise betrachten können. Auf ihren Zirren rennen die Tiere sehr rasch, verharren einen kurzen Moment und setzen sich mit einem Ruck nach rechts wieder in Bewegung. Obwohl sie auch gut schwimmen können, meist in schraubigen Bahnen, ziehen sie das Laufen gewöhnlich vor. Durch diese zweidimensionale Lebensweise wird die Beobachtung ebenso erleichtert wie schon vorher das Einfangen, da die Tiere meist länger im Schärfebereich der optischen Instrumente bleiben. Zum näheren Studium kann man sie wie üblich durch

▶

Bild 3: Die äußere Körpergestalt kann sehr verschieden sein. *a* Tier aus einer alten Stammkultur (Länge 95 µm). *b* Tier aus einer Kultur mit Nahrungsüberfluß (Länge 100 µm).

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



Einklemmen zwischen Objektträger und Deckglas (mit Unterstützung von Wachsfüßchen) festsetzen. Aber besser bewährt zur Ruhigstellung der Tiere hat sich die primitive Methode, einen Tropfen Seewasser mit den Euploten vor Auflegen des Deckglases einfach eindicken zu lassen. Bei allmählich steigender Salzkonzentration werden die Tiere immer langsamer, bis sie sich schließlich kaum mehr bewegen. Ein weiterer Vorteil des Verfahrens ist, daß sich infolge der stärkeren Verdunstung des Wassers am Rande des Tropfens die Tiere alle in der Mitte des Präparates ansammeln, bevor sie ihre Fortbewegung einstellen. Man muß bei dieser Methode nur unbedingt darauf achten, den Tropfen von vornherein so groß anzulegen, daß auch nach dem Eindunsten noch genug Flüssigkeit für den Raum zwischen Objektträger und Deckglas übrig bleibt, weil sonst beim Auflegen des Deckglases alles zerquetscht wird. Im anderen Falle wäre man nämlich genötigt, rasch Seewasser der dem Tropfen entsprechenden Konzentration hinzuzugeben, was aber kaum zur Hand sein wird. Fügt man aber normales Seewasser hinzu, werden die Tiere sofort wieder äußerst lebhaft und laufen oder schwimmen aus dem Gesichtsfeld.

Will man die abgeplatteten, auf den einzelnen Körperflächen sehr unterschiedlich gestalteten Euploten möglichst oft von verschiedenen Seiten zu Gesicht bekommen, empfiehlt es sich, Detritus mit auf den Objektträger zu bringen, auf dem die Tiere zunächst noch herumklettern, schließlich aber in mancherlei Körperstellung sitzen bleiben. Häufig halten sie sich auch an ihren Artgenossen fest.

Gibt man beim Ansetzen von neuen Kulturen jedes Mal etwas von dem Detritus hinzu, der sich in den älteren Gefäßen angesammelt hat, wird man im Laufe der Zeit ganz sicher auch einige Suktorien (Sauginfusorien) entdecken können. Sie beeinträchtigen die Kulturen in keiner Weise, da ihre Zahl immer sehr klein bleibt. Für unsere Belange aber bieten sie eine elegante Möglichkeit, lebende Euploten zu betrachten: diese werden nämlich durch die Suktorien festgehalten (Bild 1).

An den Euploten, die auf eine der genannten Arten ruhiggestellt sind, lassen sich nun die typischen Merkmale von Ciliaten studieren, soweit das im Leben eben möglich ist. Darauf näher einzugehen, ist jedoch nicht das Anliegen dieses Aufsatzes, weshalb lediglich auf die beigefügte Zeichnung (Bild 2) verwiesen wird. Im wesentlichen lassen sich aus ihr die äußere Gestalt sowie Lage und Aussehen des Mundfeldes, der Zirren und der Zilien entnehmen. Den für die Ciliaten typischen Großkern (Makronukleus) und Kleinkern (Mikronukleus) kann man allerdings im Leben nicht sehen. Entnimmt man für die Lebendbetrachtung die Tiere aus verschiedenen Kulturschalen, so fallen erhebliche Unterschiede ihrer äußeren Körpergestalt auf, die die Zuordnung der Individuen zu einer bestimmten Art nach diesem Merkmal sehr schwierig machen. So stimmt das Tier von Bild 3 a recht gut mit der Zeichnung von *E. vannus* in dem Bestimmungswerk von KAHL überein, wogegen das Exemplar von Bild 3 b sehr verschieden davon aussieht. Der Unterschied hängt jedoch nur vom Ernährungszustand der beiden Tiere ab! Natürlich erfolgt die Artbestimmung nach anderen Kriterien (s. TUFFRAU, 1960), und sie ergab für unseren *Euplotes* mit größter Wahrscheinlichkeit die Zugehörigkeit zu der vielgestaltigen Spezies *E. vannus* O. F. MÜLLER *.

Darstellung des Kernapparats

Für die Darstellung von Zellkernen hat sich die herkömmliche Orcein-Essigsäure-Methode sehr gut bewährt. Auch die Kerne von *Euplotes* lassen sich damit ausgezeichnet anfärben. Allerdings ist es hierzu notwendig, das Verfahren etwas zu modifizieren, weil nämlich beim Einpipettieren der Tiere in die Farblösung wegen des miteingebrachten Salzwassers dicke Flocken ausfallen, die nicht nur die Präparate unschön machen, sondern auch häufig wichtige Einzelheiten verdecken. Gute Resultate lassen sich auf folgende Weise erhalten:

Von der gewöhnlichen 45%igen Orcein-Essigsäure-Gebrauchslösung ** (s. DARLINGTON und LA COUR, 1963) werden 8 Tropfen mit 3—4 Tropfen sauberen Seewassers vermischt, danach mit 20 Tropfen 45%iger Essigsäure verdünnt. Nach gutem Durchschütteln wird filtriert. In dieses Filtrat, das immer frisch hergestellt werden muß, werden die mit möglichst wenig Wasser aufgesaugten Euploten unmittelbar hineinpipettiert. Schon nach etwa 5 Minuten ist die Färbung beendet. Natürlich hängt diese Zeit u. a. von der Menge des miteingebrachten Seewassers ab. Überfärbung kann durch Verdünnen mit 45%iger Essigsäure rückgängig gemacht werden. Die ausgefärbten Tiere werden mit der Lösung auf einen Objektträger pipettiert und mit einem Deckglas bedeckt. Nach Entfernen der überschüssigen Flüssigkeit wird mit Deckglaskitt umrandet (es geht auch zur Not mit Vaseline), und die Präparate sind zur Betrachtung fertig. Meist wird

* Frau RENATE STRÜMPEL, Zoologisches Staatsinstitut und Zoologisches Museum, Hamburg, danken wir herzlich für die Bestimmung der Tiere.

** Man hält sich am besten eine Stammlösung vorrätig: 2,2 g Orcein werden in 100 ccm Eisessig gelöst. Diese Vorratslösung wird dann bei Bedarf auf 45% verdünnt.

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

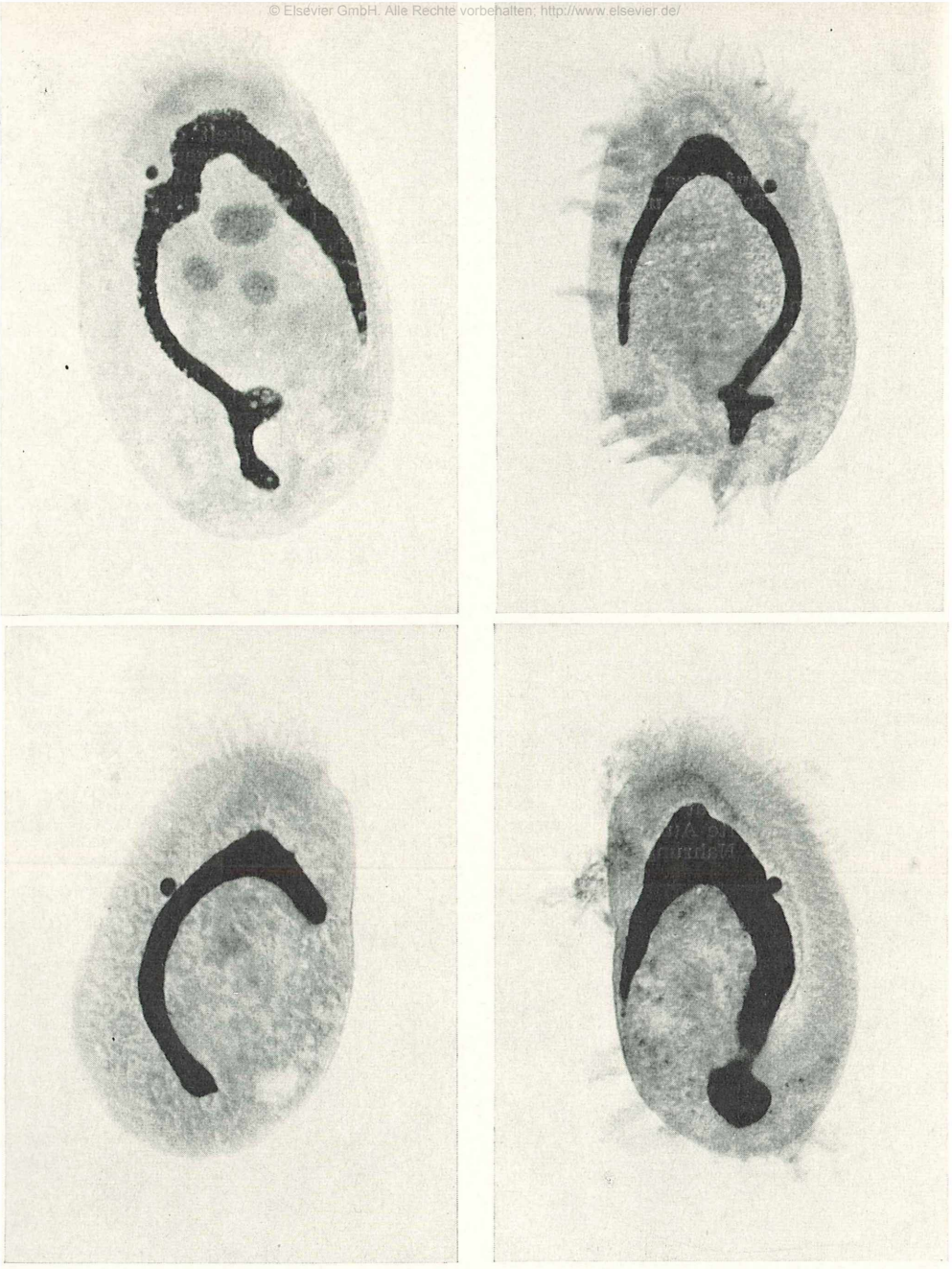


Bild 4 a—d: verschiedene Formen des Kernapparats (Orcein-Essigsäure, Vergr. ca. 650fach).

man bemerken, daß die gefärbten Tiere sehr leicht in der Pipette hängenbleiben. Das läßt sich aber vermeiden, wenn man durch die weite Öffnung der Pipette ein wenig Paraffin gibt, nach Aufsetzen des Hütchens schmilzt und durch die feine Öffnung hinausbläst, wobei das Paraffin durch Erwärmen flüssig gehalten wird. Es sei noch darauf hingewiesen, daß sorgfältig vermieden werden muß, die für die gefärbten Tiere benutzten Pipetten in eine Kultur zu tauchen, da Essigsäure sehr giftig wirkt.

In den auf die geschilderte Art hergestellten Präparaten (s. Bild 4 a—d) fällt sofort der stark angefärbte, große und U-förmige Makronukleus auf. An seiner Mitte etwa liegt an der Außenseite der kugelförmige Mikronukleus, meist in oder neben einer kleinen Einbuchtung. Im einzelnen ist die Gestalt des Makronukleus

bei *E. vannus* sehr variabel, was schon aus den wenigen Abbildungen deutlich wird.

Entwicklungsverlauf eines Kulturansatzes; Gewinnung von Teilungs- und Konjugationsstadien

Bisher sind wir immer davon ausgegangen, daß die untersuchten Tiere Stammkulturen entnommen werden. Will man allerdings sehr viele Individuen zur Verfügung haben, oder hat man es besonders auf Teilungs- und Konjugationsstadien abgesehen, muß anders verfahren werden, weil in den Dauerkulturen wegen Nahrungsmangel die Besetzung zu dünn ist. Man kann aber die gewünschten Stadien mit großer Sicherheit planmäßig in hoher Zahl und Konzentration erhalten, wenn man (von den Stammkulturen ausgehend) Neuansätze macht und die Gesetzmäßigkeit beachtet, nach der sich Neuansätze zu entwickeln pflegen. Bei der folgenden Schilderung beziehen sich Zeitangaben immer auf Zimmertemperatur.

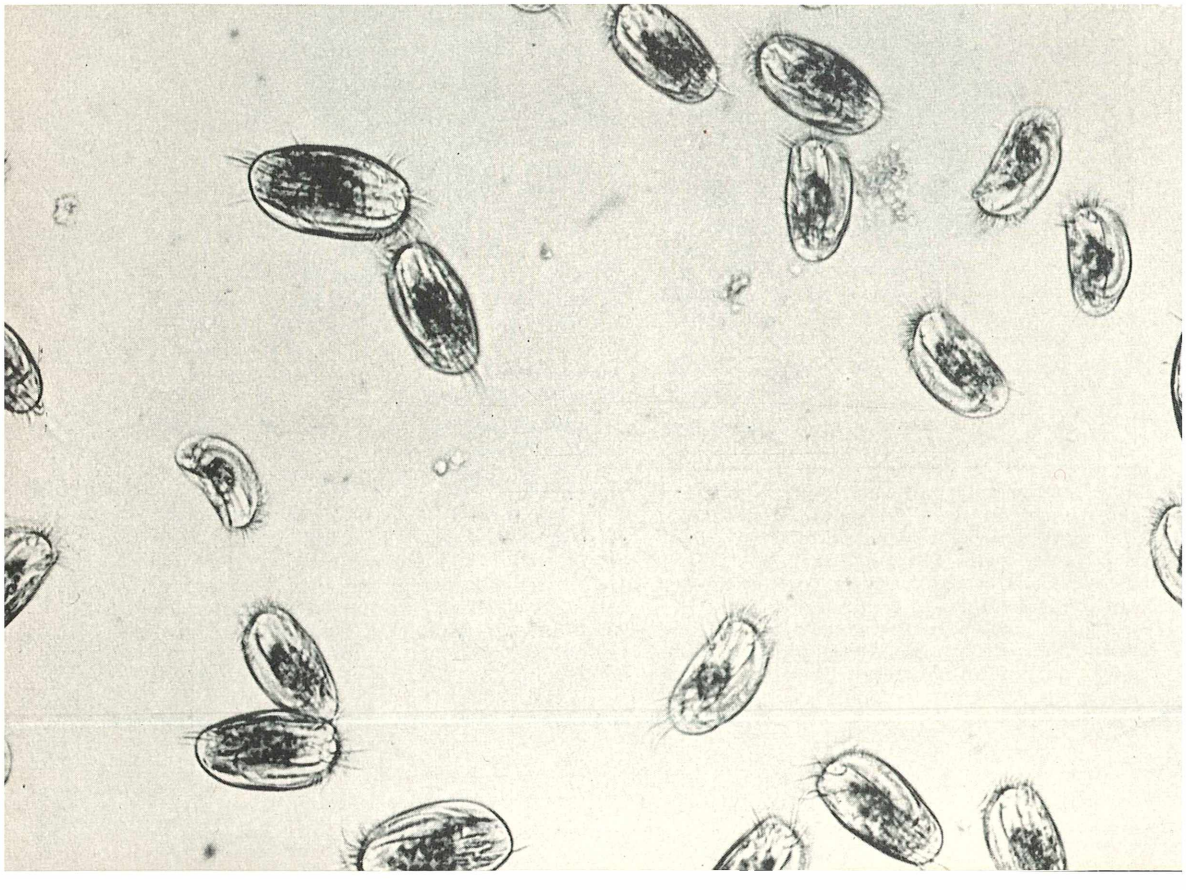
Mit einer Pipette entnimmt man den Stammkulturen einige Euploten und gibt sie in eine Petrischale, die man vorher mit Seewasser und etwas Hackfleisch beschickt hat. Das ist eigentlich alles, was getan werden muß; jetzt braucht man nur die Entwicklung des Ansatzes zu verfolgen: Schon nach einem Tag verrät eine starke Trübung das massenhafte Auftreten von Bakterien, die ja als Nahrung unserer Versuchstiere dienen. Dies führt zu einer raschen Teilungstätigkeit der Euploten. Da man aber nur von einigen Individuen ausgegangen ist, gibt es absolut gesehen trotzdem nur wenige Teilungsstadien. Am zweiten Tag sind für unsere Zwecke optimale Bedingungen erreicht: Die Individuendichte ist schon recht hoch und das Nahrungsangebot noch so groß, daß keine Verringerung der Teilungsrate eingetreten ist. Jetzt findet man leicht große Scharen sich teilender Tiere. Aus einer Petrischale kann man, wenn von ca. 10 Tieren ausgegangen wurde, ohne Mühe einige Hundert Exemplare in verschiedenen Phasen der Teilung herausfangen. Die rasch ansteigende Populationsdichte führt bald dazu, daß der Nahrungsbedarf der Euploten durch die Bakterien nicht mehr gedeckt werden kann. Demzufolge wird das Wasser wieder klarer. Jetzt kann man mit bloßen Augen erkennen, wie es von Euploten geradezu wimmelt. Gleichzeitig mit dem Futtermangel werden aber auch die Teilungen immer

▶

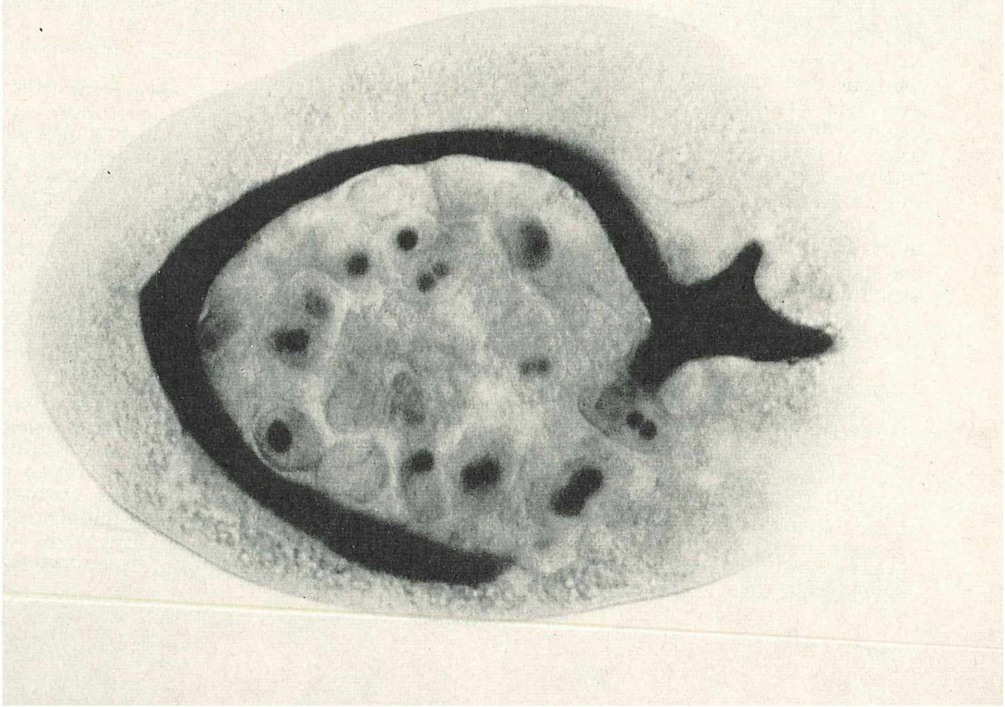
Bild 6: Besonders große Exemplare von *E. vannus*. *a* Das Tier hat sich mit anderen Wimpertieren (einem kleinen hypotrichen Ciliaten) vollgefressen (Länge des „Riesen" 140 µm, seiner Opfer ca. 30 µm). *b* Die Nahrung dieses „Riesen" sind andere kleine Protozoen.

Bild 5: Ausschnitt aus einer Klon-Kultur mit Nahrungsmangel. Die Körperlängen reichen bei den abgebildeten, genetisch identischen Tieren von 56 bis 80 µm.

▼



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



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

Bild 7: Ein „Riese" mitsamt unverdauten Opfern in Teilung.

weniger und hören schließlich fast ganz auf. Dies ist der Zeitpunkt, wo Konjugationen einsetzen. Meist findet man die ersten Paare etwa am fünften Tag; ihr Auftreten erreicht das Maximum am sechsten und siebten Tag und klingt dann wieder ab. Danach wird das Bild der Kultur durch die Folgen des Nahrungsmangels bestimmt, wobei einige interessante Erscheinungen zu beobachten sind:

Noch bevor die Individuenzahl einer in das Stadium des Futtermangels eingetretenen Kultur merklich zurückgeht, fällt das „Auseinanderwachsen" der Tiere auf: Die Population wird heterogener. Häufig finden sich nun ausgesprochene „Zwerge", die u. U. nur 45 μm lang sein können gegenüber 100 μm durchschnittlicher Länge ihrer normal gewachsenen Artgenossen. Bild 5 zeigt einen Ausschnitt aus einer solchen „auseinandergewachsenen" Kultur, die in diesem Fall auf ein einziges Individuum zurückgeht, also einen sog. Klon darstellt. Konjugationen haben in dem Klon, wie zu erwarten, nicht stattgefunden, die gezeigten Nachkommen sind durch erbgleiche Teilungen aus der Stammutter hervorgegangen, sie sind genetisch völlig identisch, und die eklatanten Größenunterschiede sind mit Sicherheit modifikativ bedingt. In Ansätzen, die aus Abkömmlingen verschiedener Tiere gemischt sind, bei denen also Unterschiede im Genom mit im Spiele sein können, werden noch größere Differenzen in der Körperlänge festgestellt.

Eine besonders interessante Erscheinung ist das Auftreten von ausgesprochenen „Riesen" in den zurückgehenden Kulturen. Sie können etwa 140 μm lang werden und fallen dadurch zwischen ihren normal großen Kollegen erheblich auf, obgleich sie bisher immer nur in sehr kleiner Zahl auftauchten. Stellt man von ihnen ein gefärbtes

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

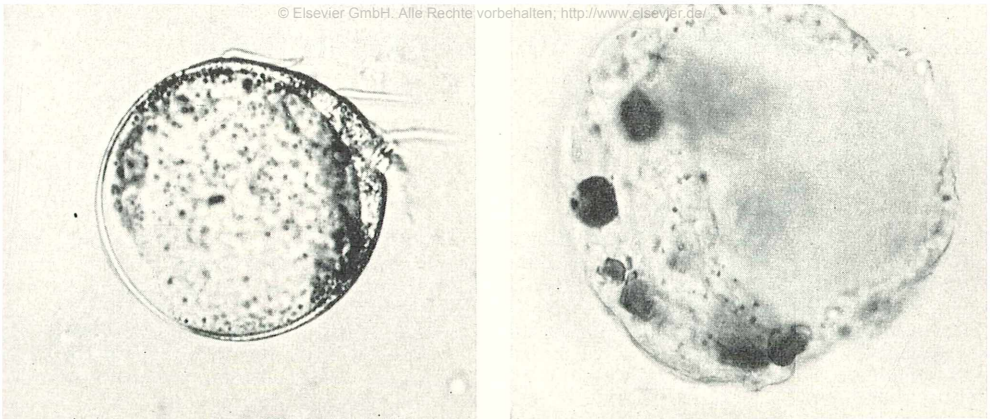


Bild 8: Zu Kugeln umgebildete Individuen. *a* Lebendaufnahme. Wegen der Empfindlichkeit dieser Formen — sie platzen leicht — wurde nicht versucht, sie bewegungslos zu machen. Die Zirren waren deshalb während der Aufnahme in Bewegung (Vergr. ca. 850fach). *b* Nach Anfärbung mit Orcein-Essigsäure. Der Kernapparat ist gänzlich desorganisiert (Vergr. ca. 700fach).

Präparat her, kann man eine seltsame Entdeckung machen: Ihre „Nahrungsvakuolen" sind nicht, wie es bei mit Bakterien vollgefressenen Individuen der Fall ist, mehr oder weniger gleichmäßig angefärbt (s. Bild 4 a), sondern lassen Kernstrukturen erkennen, die manchmal ganz das typische Bild eines Makro- und Mikronukleus wie bei den *Euplotes* bieten (Bild 6 a), aber auch völlig anders aussehen können (Bild 6 b). In beiden Fällen handelt es sich um gefressene Mitbewohner, die beim Überimpfen von Kultur zu Kultur mitgeschleppt werden. Das eine ist ein kleines, einem *Euplotes* ähnlich sehendes hypotriches Ciliat, das andere ebenfalls ein Einzeller, der durch äußerst rasche, huschende Fortbewegung auffällt. Die großen Tiere werden durch ihre unverdauten Opfer nicht daran gehindert, sich zu teilen (Bild 7). Legt man von ihnen eine Klonkultur nach dem üblichen Verfahren an, so besitzen die daraus hervorgehenden Individuen nach wenigen Teilungen wieder die gewöhnliche Körpergröße, und sie ernähren sich wie üblich von Bakterien. Die Ernährungsumstellung von Bakterien auf größere Teile findet offenbar nur in den Hungerkulturen statt, und es scheinen nicht alle Individuen dazu in der Lage zu sein.

Noch etwas anderes läßt sich manchmal beobachten: Es liegen zu Kugeln umgestaltete Individuen herum, die sich meist gar nicht von der Stelle bewegen. Ihre Zirren sitzen wie ein Tentakelkranz an dem dicken Körper (Bild 8 a). Im gefärbten Präparat sieht man einen völlig desorganisierten Kernapparat (Bild 8 b). Diese Tiere sind nur mehrere Tage lebensfähig; das Ausmaß der Umbildung kann auch zurückgehen. Aber gänzliche Normalisierung mit Übergang zur Teilung wurde von uns nicht beobachtet.

Die Kultur entwickelt sich nach diesem Stadium weiter zurück, bis sich schließlich ein Gleichgewicht einstellt. Die Besiedlung ist dann im Vergleich zu einer blühenden Kultur mager, aber es spielen sich in ihr alle Lebenserscheinungen des *Euplotes*-Daseins ab. Man kann deshalb immer einige Teilungsstadien finden, auch konjugierende Pärchen werden gelegentlich angetroffen, beides aber in geringer Zahl. Dieser Zustand ist typisch für die Stammkulturen, d. h. für die sich selbst überlassenen Gefäße, in denen die bescheidenen Euploten die Zeiten überstehen, während derer das Interesse ihres Untersuchers anderen Objekten zugewendet ist.

Literaturhinweise

1. Darlington, C. D. und La Cour, F. L.: Methoden der Chromosomenuntersuchung. Franckh-Verlag, Stuttgart 1963.
2. Heckmann, K. (1963): Paarungssystem und genabhängige Paarungstypdifferenzierung bei dem hypotrichen Ciliaten *Euplotes vannus* O. F. Müller. Arch. Protistenk. **106**, 393—421.
3. Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa, I. Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria). In: F. Dahl: Die Tierwelt Deutschlands. Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.
4. Mayer, M.: Kultur und Präparation der Protozoen. Franckh-Verlag, Stuttgart 1956.
5. Tuffrau, M. (1960): Révision du genre *Euplotes*, fondée sur la comparaison des structures superficielles. Hydrobiologia **15**, 1—77.

Verfasser: Dr. W. Lueken und M. Sieger, Genetisches Institut der Justus Liebig-Universität, 63 Gießen, Ludwigstraße 27

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

ERIC GRAVE

Ein Mikroskopiker im versteinerten Wald

Auf einer Reise nach Arizona war es mir möglich, mich einen Tag im berühmten „Petrified Forest", dem „versteinerten Wald", aufzuhalten, diesem einzigartigen Naturphänomen eines an Naturerscheinungen so überreichen Gebietes. Fossiles Holz kann man in vielen Teilen der Welt finden, nirgendwo aber ist es in diesem Überfluß und in dieser Farbenpracht vorhanden wie im „versteinerten Wald" Arizonas.

Dieses Gebiet hat der weiße Mann erstmalig im 16. Jahrhundert betreten. Die spanischen Entdecker haben es bereist, und da sie der benachbarten „Desierto Pintado", der „malerischen Wüste", den Namen gegeben haben, können wir annehmen, daß sie auch die eigenartigen Holzklötze bemerkt haben müssen, obwohl sie sie in ihren Berichten nicht erwähnen. Vorher war diese Gegend jahrhundertelang von Indianerstämmen bewohnt. Spuren ihrer Zivilisation sind noch heute in zahlreichen Ruinen sichtbar; das „Achat-Haus" ist ein Beispiel, das auch zeigt, daß diese primitiven Ureinwohner das achatisierte Holz geschickt zu ornamentalen Zwecken zu verwenden wußten.

Erst die Entdeckerreisen der amerikanischen Pioniere Mitte des 19. Jahrhunderts haben Arizonas Naturwunder einer breiteren Öffentlichkeit erschlossen. Daß dort seltsame Dinge zu sehen sind, hatte schon Jim Bridger berichtet, einer der originellsten „Pfadfinder" des Wilden Westens, der phantastische Enthüllungen über seine Entdeckungen zu verbreiten pflegte. Vom versteinerten Wald im Yellowstone Park erzählt dieser amerikanische Münchhausen, er habe dort versteinerte Vögel gesehen, die auf versteinerten Bäumen saßen und versteinerte Lieder in versteinerter Luft zwit-

Bild 1: Im „versteinerten Wald" liegen auf einer Fläche von 350 qkm Tausende von Baumklötzen.

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

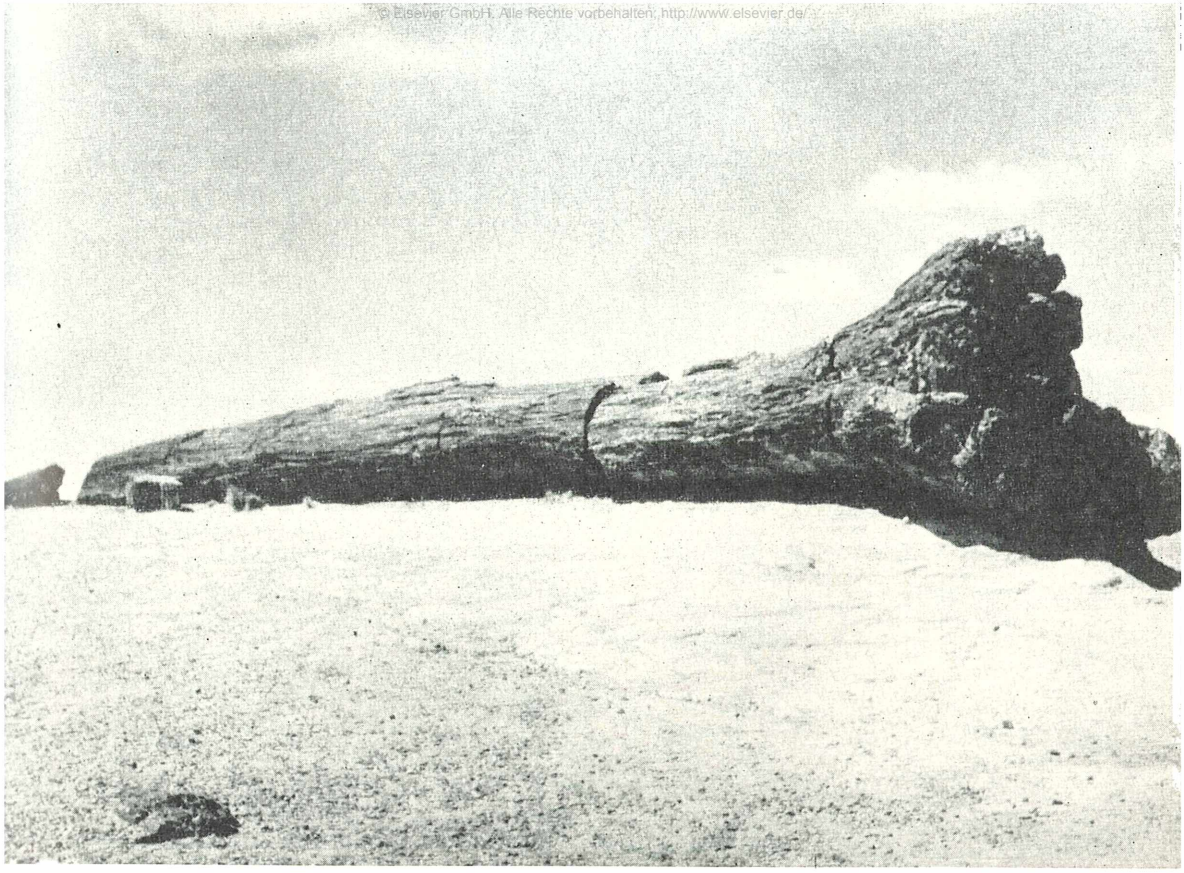


Bild 2: „Old Faithful", ein 33 m langer versteinerter Baumstamm, der größte, den die Verwitterung bisher bloßgelegt hat.

scherten. Als dann 1881 die Santa-Fe-Eisenbahn den Betrieb eröffnete, war der Weg offen, all diese wunderlichen Gerüchte auf ihren Wahrheitsgehalt zu prüfen. Es war aber auch Scharen von Vandalen die Tür geöffnet: Diese machten sich über das „Holz" her und sprengten die Baumstämme auf der Suche nach Quarz- und Amethyst-Kristallen, die sich oftmals im Innern fanden. Unternehmungslustige Kaufleute kamen bald darauf, daß ein polierter Schnitt durch einen Stamm einen guten Preis erzielen konnte. Um die Jahrhundertwende machte sogar ein Fabrikant von Sandpapier und Poliermitteln Anstalten, eine Fabrik zu eröffnen, um das Material an Ort und Stelle zu zertrümmern und zu pulverisieren. Inzwischen war jedoch dem amerikanischen Kongreß eine Petition unterbreitet worden, dieses Gebiet vor weiteren Schädigungen zu schützen. Auf Grund des Antiquities Act erklärte Theodor Roosevelt den „versteinerten Wald" 1906 zum „National Monument", um diese Sehenswürdigkeit „dem Nutzen und der Freude aller zu erhalten". Dieser Naturschutzpark umfaßt heute 350 Quadratkilometer. Obwohl der Schaden, den frühere Generationen angerichtet haben, beträchtlich ist, liegen auf diesem ausgedehnten Wüstengebiet doch noch einige Tausend versteinerter Stämme herum.

Dem Besucher drängt sich naturgemäß die Frage auf: Was ist hier geschehen? Wann haben diese Bäume gelebt? Wie sind sie botanisch zu bestimmen? Welche Bedingungen haben ihre Erhaltung ermöglicht?

Vor 160—170 Millionen Jahren, gegen Ende der Trias-Periode, war das heutige Arizona Teil eines ausgedehnten flachen Tales, in das sich zahlreiche Flüsse wie in ein Sammelbecken ergossen, riesige Seen und Sümpfe bildend. Die Flüsse trugen große Mengen von Schlamm, Sand und Kies mit sich, die sich in den Seen ablagerten. In Zeiten großer Fluten und Überschwemmungen wurden ganze Bäume entwurzelt und mitgerissen und in den Gewässern unter Sedimenten begraben. Der Umstand, daß die Stämme im versteinerten Wald weder Äste noch Wurzeln haben, daß den meisten sogar die Rinde fehlt, deutet darauf hin, daß sie nicht dort gewachsen sein können, wo wir sie heute finden. Es ist augenscheinlich, daß sie auf einer Reise, die man auf 100 bis 200 Kilometer schätzt, eine ziemlich ungestüme Behandlung erfahren haben.

Gegen Ende der Trias-Periode hatte sich auf diese Weise eine Schicht von mit Pflan-

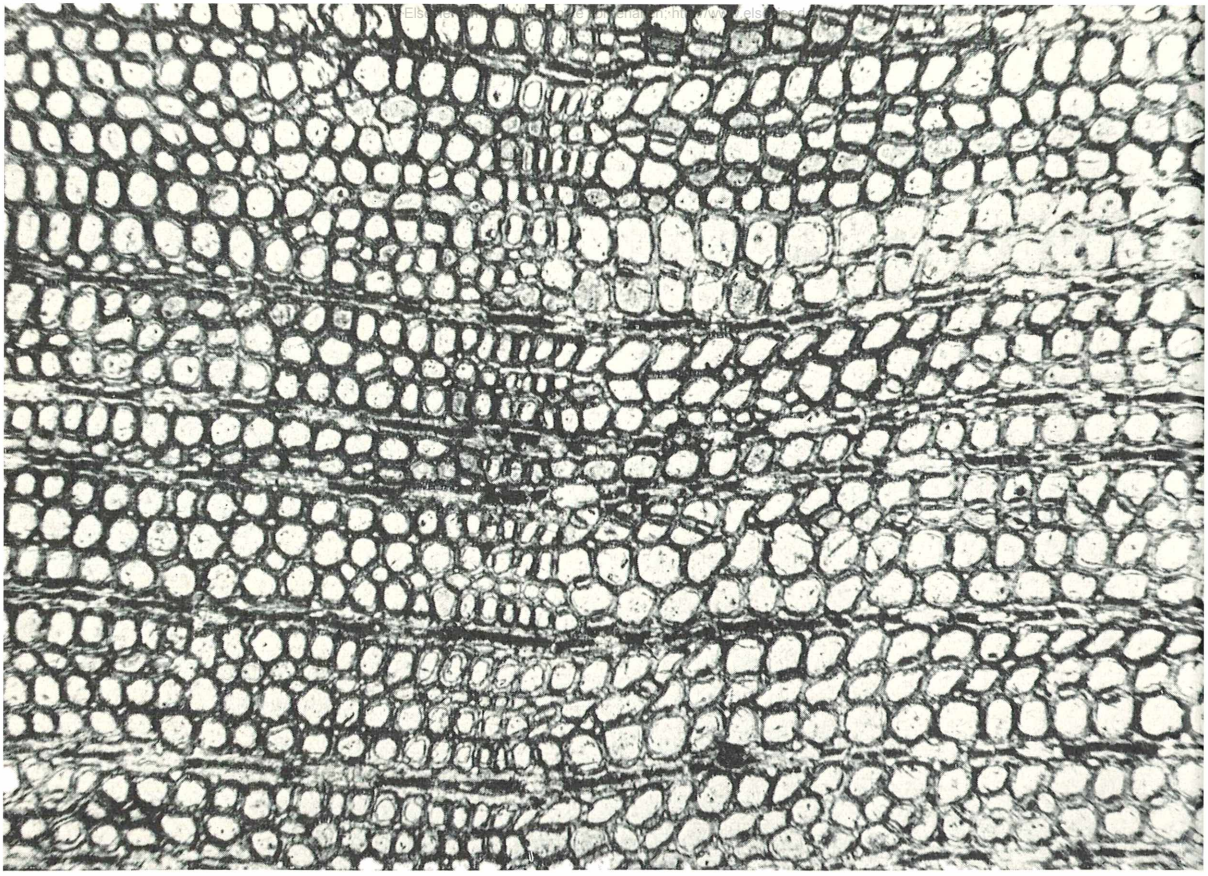


Bild 3: Dünnschliff durch einen „Holzsplitter" aus dem „versteinerten Wald": Querschnitt.

zenresten durchsetzten Sedimenten abgelagert, die bis zu 200 Meter tief war. Man nennt diese Schicht heute die „Chinle Formation". Nach ihrer Bildung begann eine neue Entwicklung: Der Talboden senkte sich allmählich, und eine noch tiefere, ca. 1000 Meter messende Schicht von Ablagerungen häufte sich in Millionen Jahren auf die ursprüngliche Chinle Formation auf. Das Einsinken der Landmassen führte schließlich dazu, daß ein großer Teil des Gebietes von seichtem Meer überflutet wurde. So hatten die Baumreste triassischer Wälder ein über 1000 Meter tiefes, scheinbar ewiges Grab gefunden.

Diese in ein paar Sätzen skizzierte Entwicklung umfaßt nicht weniger als 100 Millionen Jahre Erdgeschichte. Dann setzte ganz neues geologisches Geschehen ein: Die Bildung der Rocky Mountains und des Colorado-Plateaus begann. Gewaltige Kräfte hoben die Landmassen des heutigen Südwestens Amerikas, der Ozean wich zurück und die Chinle Formation, die einst tief unter dem Meeresspiegel lag, fand sich, wiederum nach Jahrmillionen, auf 1500 Meter Meereshöhe.

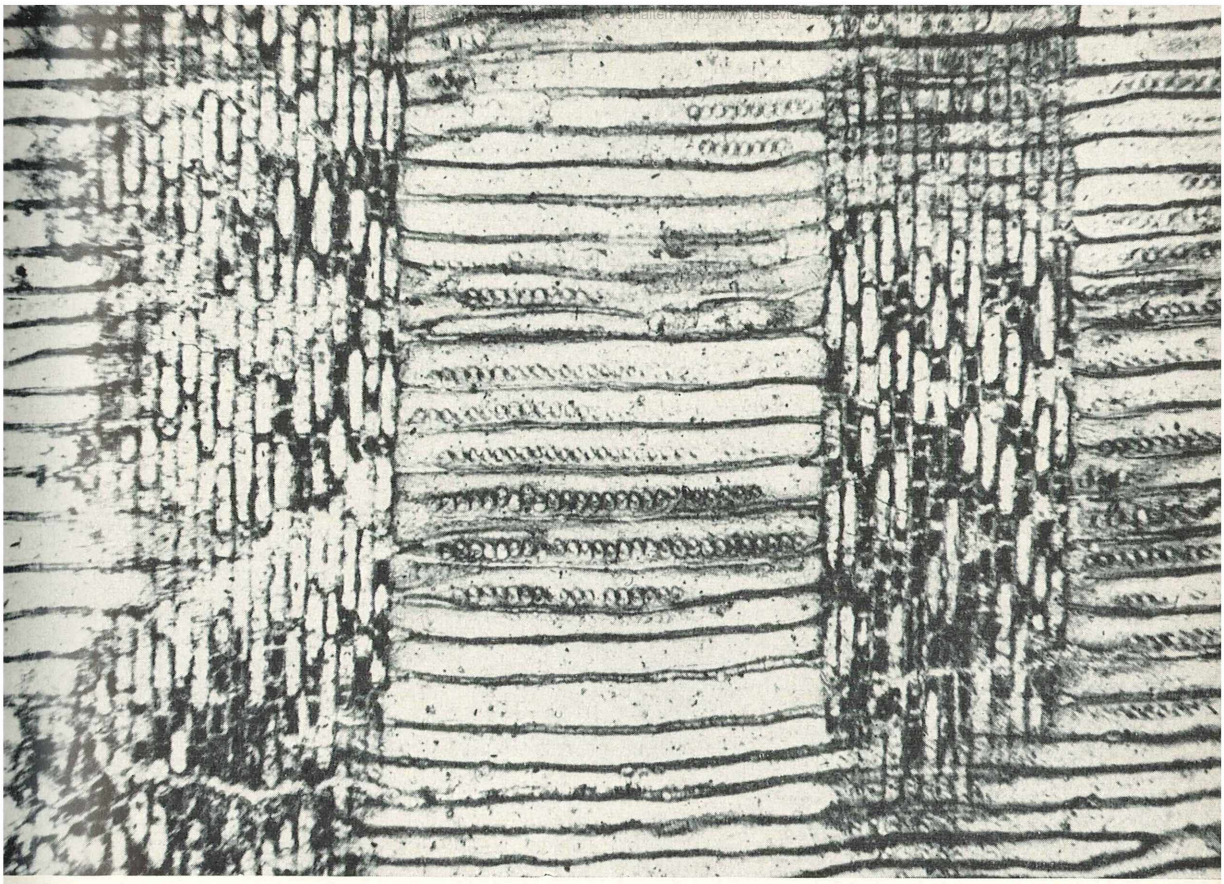
Und dann begannen die unermüdlichen Kräfte der Verwitterung und Abtragung ihr Werk. Wind und Regen bauten die Sedimente wieder ab, bis die Chinle Formation erneut zum Vorschein kam. Die in ihr begrabenen Stämme sind zu hart, um von der Erosion angegriffen zu werden. Der sie umgebende Sand und Kies wird weggewaschen, wodurch sie bloßgelegt werden. Dieser Prozeß ist noch heute im Gange. Man schätzt, daß es noch einige Millionen Jahre dauern wird, bis die ganze Chinle abgetragen ist. Im Zuge dieses Vorganges wird mehr und mehr achatisiertes Holz zu Tage treten.

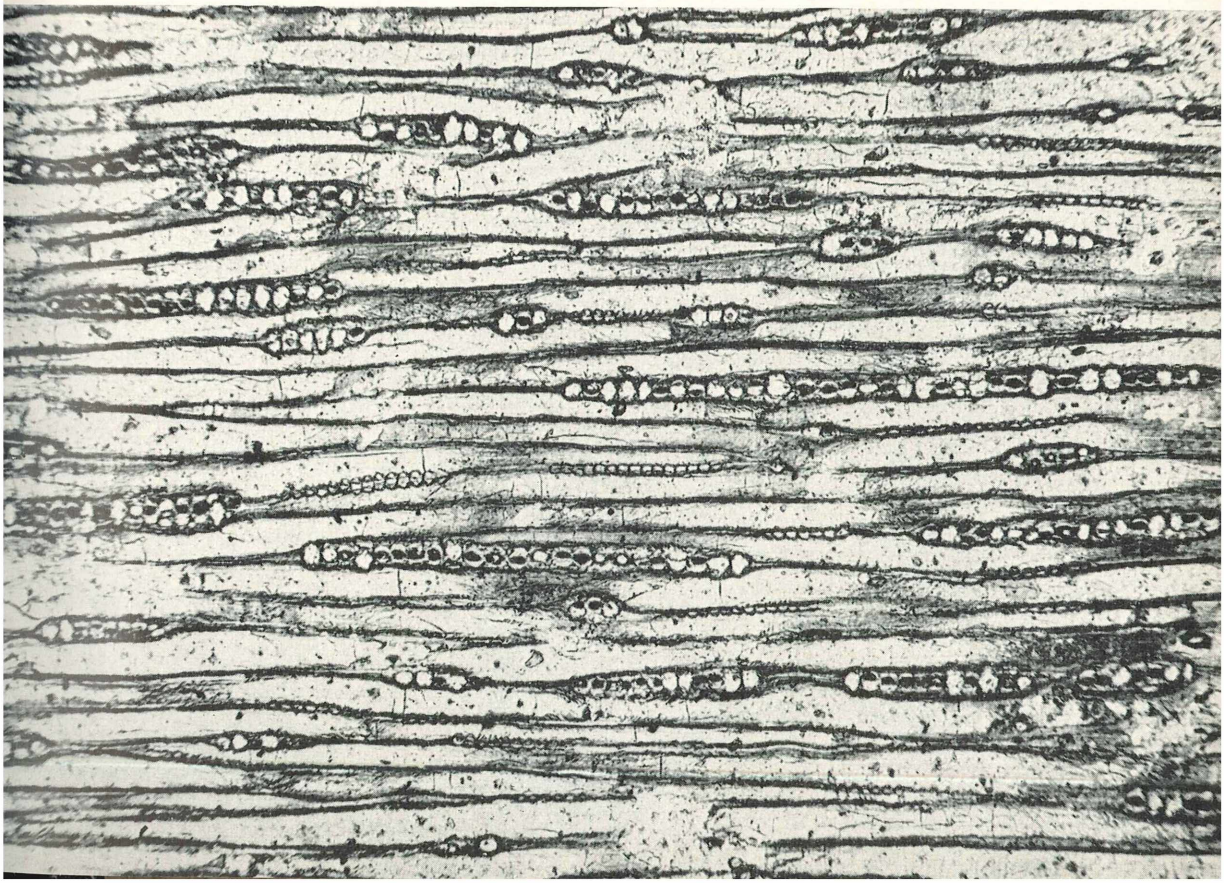
Der Versteinerungsprozeß besteht bekanntlich darin, daß im Wasser gelöste Mineralien in einem unendlich langsamen Prozeß in das Holz eindringen und die Zellen und den interzellularen Raum des Gewebes ausfüllen. Es ist Silikat (Kieselsäure), das die große Masse der Holzstämme ausmacht. Die Quelle dieses Materials ist in den ausgedehnten Ablagerungen vulkanischer Asche zu finden, die weite Strecken des amerikanischen Westens bedecken, eines Gebietes, das im Laufe der Aeonen bis in

▶

Bild 4: Der radiale Längsschnitt zeigt tadellos erhaltene Tüpfel in den Gefäßzellen.

Bild 5: Der tangentiale Längsschnitt. Auch die feinsten Strukturen sind so gut erhalten, daß man meinen könnte, es handle sich um einen Schnitt durch frisches, lebendes Holz.





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

die geologische Neuzeit hinein heftige vulkanische Erschütterungen erlebt hat. Silikat ist eine an sich farblose Verbindung. Die herrlichen Farben der fossilen Stämme stammen aus „Verunreinigungen" mit anderen Mineralien während des Versteinerungsprozesses. Die prächtigen Schattierungen von rot, braun und gelb deuten auf die Anwesenheit von Eisenoxiden hin; für das tiefe Braun und Schwarz ist Manganoxid verantwortlich.

Der Mikroskopiker interessiert sich natürlich vor allem dafür, in welchem Ausmaß die Anatomie des Holzes in der Versteinerung erhalten geblieben ist. Die Qualität der Fossilisierung hängt von den Bedingungen ab, unter denen die Klötze überschwemmt wurden. Bei sofortigem Sauerstoffabschluß, der die Zersetzung des Gewebes verhindert, kann die Struktur bis ins kleinste Detail erhalten bleiben. An manchen der großen Holzklötze sind die Jahresringe noch zu erkennen. Und die Millionen kleiner Holzsplitter, auf denen die Besucher herumtrampeln, sehen noch heute wie lebendes Holz aus. Eine Prüfung eines solchen Splitters mit einer Lupe an Ort und Stelle enthüllte bereits eine verblüffend gute Konservierung, und die von diesem Stückchen hergestellten Dünnschliffe bestätigen nur, in welch wunderbarer Weise die Zellstruktur erhalten geblieben ist.

Es ist eine primitive Kiefer, *Araucarioxylon arizonicum,* die unter den Stämmen am häufigsten vertreten ist. Wie die Mikrofotografien zeigen, sind die charakteristischen Merkmale des Kiefernholzes deutlich zu erkennen. Im Querschnitt repräsentieren die zahllosen runden Zellen die durchschnittenen Gefäßzellen, längliche röhrenartige Gebilde des Holzes, die Wasser leiten. Der Strang aus engeren Zellen, der die Mitte des Bildfeldes durchzieht, kennzeichnet einen Jahresring, die senkrecht dazu verlaufenden „Längsstreifen" stellen die Markstrahlen dar. Radialer und tangentialer Längsschnitt zeigen dieselben Bausteine unter einem anderen Aspekt, und außerdem die Tüpfel — winzig kleine Öffnungen in den Gefäßzellen, durch die der interzelluläre Stoffaustausch erfolgt. Gerade an den Tüpfeln erkennen wir die Qualität der Konservierung. Es ist bemerkenswert, daß die Anatomie der fossilen Kiefern keine Harzgänge zeigt.

Die *Araucarioxylon arizonicum* ist seit langem ausgestorben. Klimatische Veränderungen haben diesem an tropische Bedingungen angepaßten Baum die Lebensbasis entzogen. Entfernte Nachkommen sind heute die Araucarien, die in Südamerika, Australien und einigen Südseeinseln leben, zum Beispiel die *Araucaria excelsa* oder Norfolkinsel-Kiefer.

Verfasser: Eric Grave, 561 West 171st Street, New York 32, N.Y.

KURT FUHLBRÜGGE
HANS-JOACHIM SCHRADER

Die Kieselalge Triceratium antediluvianum

Triceratium antediluvianum (EHR.) GRUNOW
Diat. Novara, Seite 24, 1870
Synonyme: *Diatoma vesiculosus* AGARDH, *Amphitetras antediluvianum* EHR., *Biddulphia antediluviana* VAN HEURCK, *Biddulphia vesiculosa* BOYER.

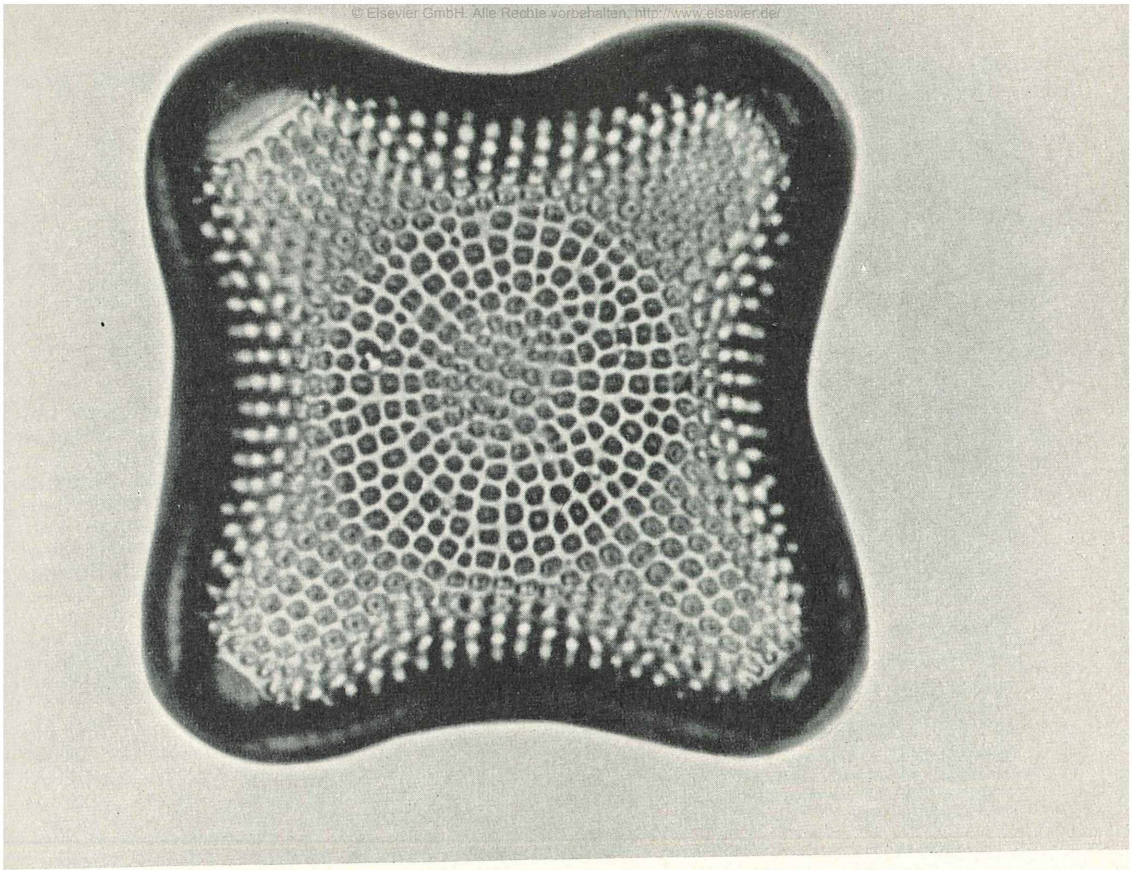
Zellen prismatisch-büchsenförmig mit viereckiger Valvarebene. Pervalvarachse ziemlich lang. Schalen oft mit tief ausgerandeten Seiten und breit gerundeten Ecken. Valvarfläche im Zentrum leicht eingesenkt. Zellwand ist areoliert-getüpfelt, Tüpfel stehen frei, sind daher rundeckig. Rand sehr zart poroid. Auxosporenbildung von KARSTEN beobachtet.

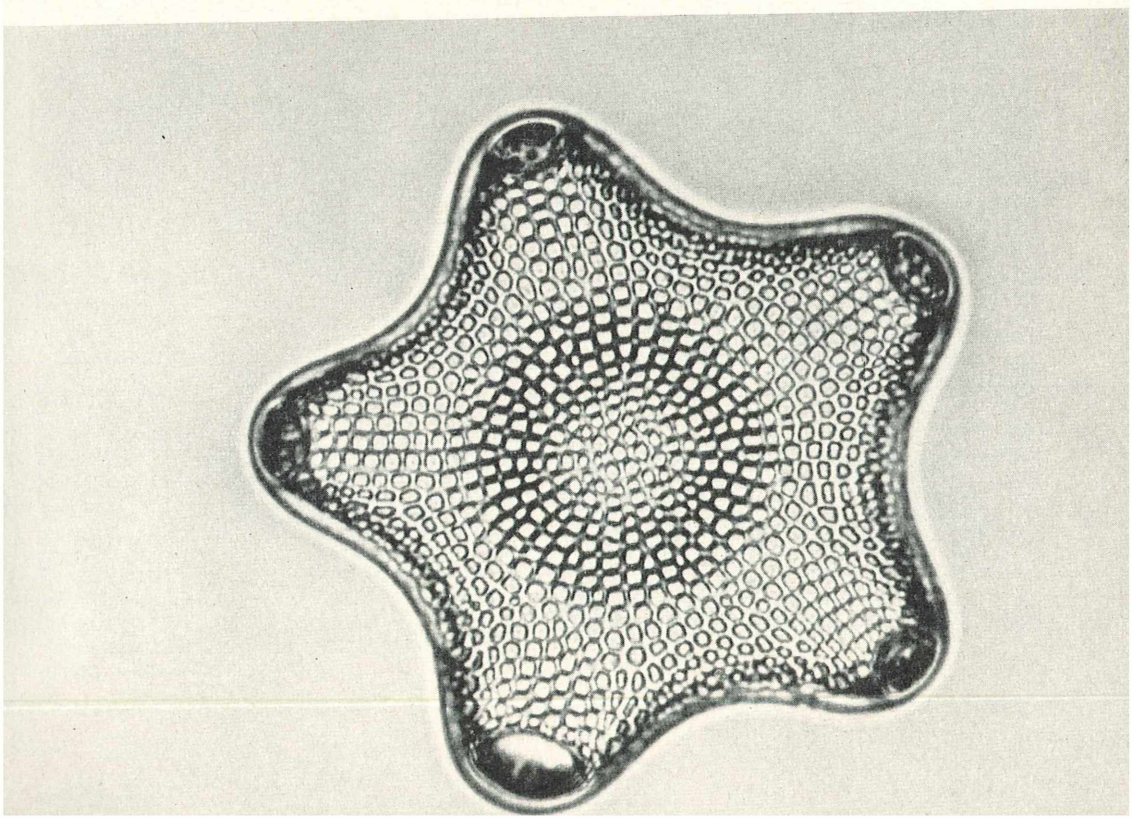
Vorkommen: Im Litoral an den atlantischen Küsten Europas bis an die Westküste Norwegens. An manchen Stellen herrscht diese Art vor (Skagen, Jütland). Sie stellt eine der gemeinsten Formen des Mittelmeeres dar. In lebendem Zustand bildet die Art lange Ketten, in denen die einzelnen Individuen durch Gallertpolster zwischen je zwei Fortsätzen zusammengehalten werden. Durch ein ähnliches Polster sind die Ketten dem Substrat angeheftet. Die Art wird außerdem im gesamten Diluvium der Nordsee und der Ostsee gefunden.

Die Art tritt in zwei Formen auf: *Triceratium antediluvianum* (EHR.) GRUNOW (Bild oben), *Triceratium antediluvianum* (EHR.) GRUNOW *forma pentagona* PERAGALLO (Bild unten).

Literatur:
„Die Kieselalgen" von Fr. HUSTEDT, 1. Teil, Seite 810, Weinheim 1962, erschienen in: Dr. RABENHORSTS Kryptogamenflora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. Bd. VII.
Aufnahmen: Kurt Fuhlbrügge.
Text und Bestimmung: Hans-Joachim Schrader.

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





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

RENATE PETERS

Weberknechte

I. Anatomische Übersicht. Histologie der Verdauungsorgane

Die Weberknechte gehören trotz ihrer Kleinheit zu den allgemein bekannten Tierarten unserer Heimat. In erster Linie haben wohl ihre merkwürdig langen, stelzenartigen Beine und der Aufenthalt mitten in menschlichen Siedlungen, sogar in Großstädten, zu dieser Kenntnis beigetragen. Viel mehr weiß der Laie im allgemeinen jedoch nicht von ihrer Gestalt und Lebensweise. Ob sie Augen haben, was und wie sie fressen, wo sie leben und wie sie sich entwickeln, ist den meisten unbekannt. Immerhin haben die geringen, oberflächlichen Kenntnisse, die man von ihnen hatte, ausgereicht, sie eindeutig von den Spinnen und anderen Spinnentieren zu unterscheiden und ihnen Volksnamen (keine Verdeutschungen lateinischer Fachausdrücke) zu geben: Weberknechte, Kanker, Schneider, Habermänner, Schuster usw. Leider haben sich auch die Fachleute recht wenig mit diesen interessanten und häufigen Tieren beschäftigt. KÄSTNER gibt in seinem Literaturverzeichnis im Handbuch der Zoologie (1935) nur 36 Arbeiten an.

Am ehesten kann man sich noch über die äußere Körpergestalt informieren: Lehr- und Bestimmungsbücher sind in dieser Hinsicht ausführlich genug. Anders steht es mit der Histologie. Hier wird man entwe-

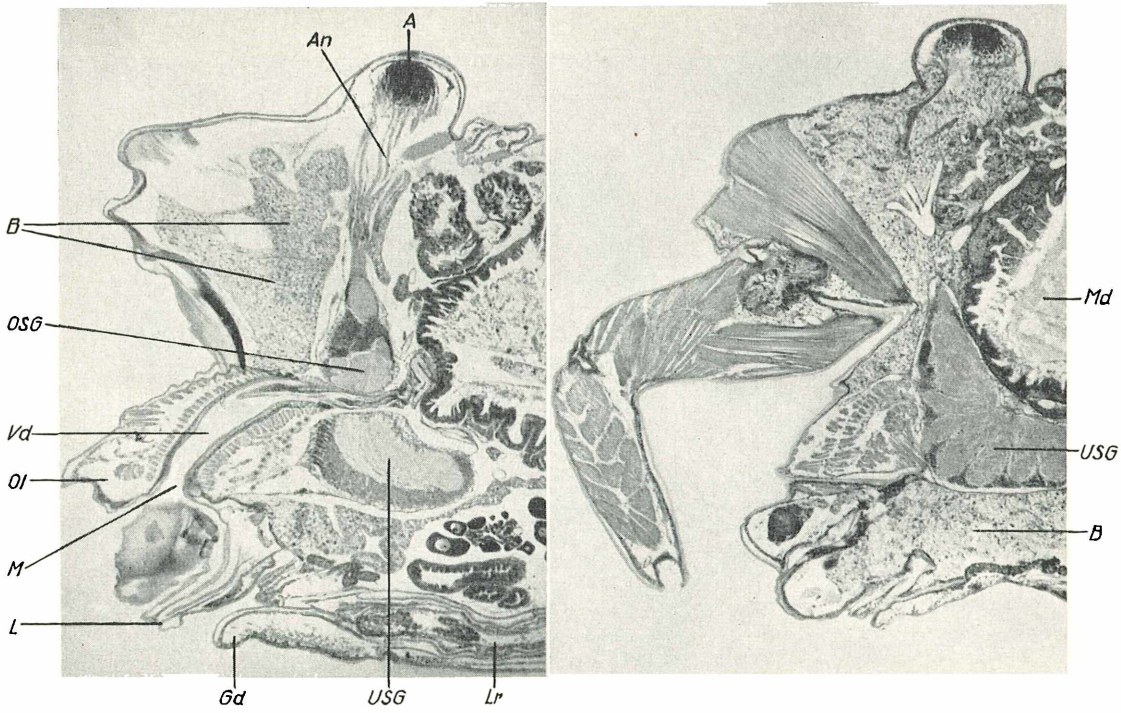


Bild 1: Vorderkörper eines Weberknechtes sagittal geschnitten, links median, rechts mehr seitlich durch eine mit Scheren versehene Chelicere. *A* Auge, *AN* Augennerv, *B* das umfangreiche Bindegewebe, *GD* Genitaldeckel, *L* Ladenanschnitte, *M* Mund, *MD* Mitteldarm, *OL* Oberlippe, *OSG* Oberschlundganglion, *USG* Unterschlundganglion, *VD* Vorderdarm.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte Vorbehalten; http://www.elsevier.de

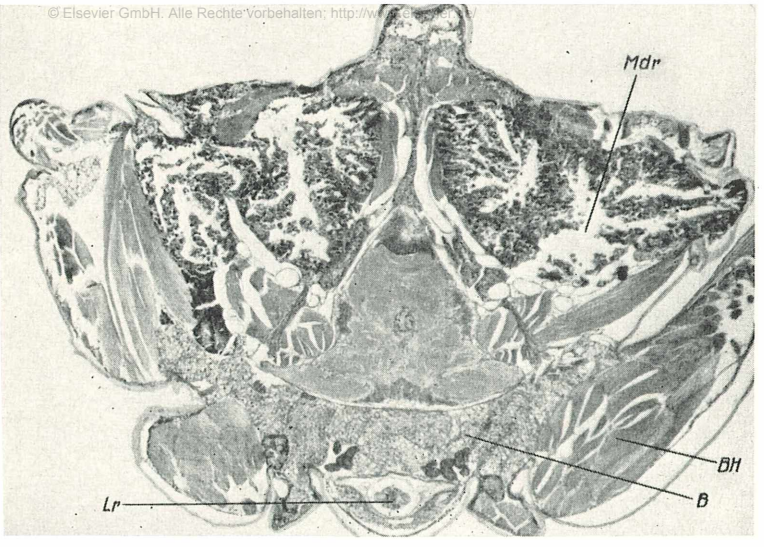


Bild 2: Querschnitt durch den Vorderkörper; man vergleiche Bild 1, Bezeichnungen entsprechend. In der Mitte liegen das Ober- und Unterschlundganglion mit den umfangreichen, den Oesophagus umgreifenden seitlichen Verbindungen. *BH* Beinhüfte, *Mdr* Blindsack der Mitteldarmdrüse.

der Originalarbeiten, die meist älteren Datums sind, oder die Bearbeitung der Weberknechte im Handbuch der Zoologie, die im Handel gar nicht mehr erhältlich ist, zu Rate ziehen müssen. Das ist um so bedauerlicher, als die Weberknechte ein überaus günstiges Objekt zur Einarbeitung in die Histologie der Spinnentiere darstellen — was kaum bekannt sein dürfte.

Leunis erwähnt in seiner 1886 erschienenen „Synopsis der Thierkunde", daß 250 Weberknechtarten beschrieben seien. Inzwischen sind bereits über 2400 Arten bekannt, von denen jedoch nur 35 in Deutschland vorkommen. Die meisten davon, nämlich 23 Arten, gehören zur Familie der *Phalangiidae* und kommen zum Teil sehr häufig, manche sogar massenhaft vor. Man kann sich das nötige Material buchstäblich vor der Haustür sammeln: an Hauswänden und Schuppen, auf Gräsern, Stauden, Sträuchern und Bäumen, im Garten wie im Walde. Besonders das Streifnetz liefert reiche Beute. Geschlechtsreife Tiere findet man am sichersten im Hochsommer bis zum Herbst. Die langen Beine entfernt man am besten unmittelbar vor dem Fixieren. Zur Fixierung eignet sich alkoholische Pikrinsäurelösung nach Bouin, Duboscq, Brazil (12—24 h). Die Lösung besteht aus 150 ccm 80%igem Alkohol und 1 g Pikrinsäure. Unmittelbar vor Gebrauch werden ihr 60 ccm Formol (40%ig) und 15 ccm Eisessig zugesetzt. Nach gründlichem Auswaschen in 70—80% Alkohol überführt man über 96% Alkohol in Butylalkohol, in dem die Tiere Tage und Wochen liegen bleiben können, ehe sie in Paraffin eingebettet werden. Man schneidet am besten 7—10 μ dick und färbt mit den üblichen Hämatoxylinen und ihren Gegenfärbungen.

Der Körper der Weberknechte ist nicht so wie der der Spinnen in Kopfbrust und Hinterleib (Pro- und Opisthosoma) gegliedert, sondern ähnlich dem der Milben sackförmig. Man kann auf den Sagittalschnitten deutlich eine ganze Reihe von Segmenten erkennen. Die tatsächlichen Segmentierungsverhältnisse konnten jedoch erst in neuester Zeit durch die Untersuchung der Entwicklung geklärt werden.

Besonders bemerkenswert ist, daß die Geschlechtsöffnung ungewöhnlich weit nach vorn gezogen ist. Sie liegt unmittelbar hinter der Unterlippe (Bild 1) und wird von einem mächtigen Genitaldeckel bedeckt. Die Mundöffnung ist äußerlich ebenfalls nicht zu sehen, da sie von Auswüchsen der Tast-(Pedipalpen-)Basen, den mit feinen Borsten besetzten Laden, verdeckt wird. Diese bilden gemeinsam mit den Laden des 1. Beinpaares und der Ober- und Unterlippe die Begrenzung eines Mundvorraumes. Die mit Scheren versehenen Cheliceren (Bild 1) zerrupfen die Nahrung und stopfen sie in den mit erbrochenem Darmsaft gefüllten Mundvorraum. Als Nahrung dienen lebende wie tote Insekten und ihre Larven, Spinnen, Milben, Würmer usw. In Gefangenschaft kann man die Tiere auch mit rohem oder gekochtem Obst und Gemüse, eingeweichtem Brot und dergleichen füttern. Aus dem Mundvorraum gelangt die Nahrung durch den mit starken Muskeln versorgten Pharynx (Rachen) in den weniger muskulösen Oesophagus („Speiseröhre") und schließlich in den weiten Mitteldarm. Ehe wir uns weiteren Einzelheiten zuwenden, wollen wir uns noch kurz an Hand einiger Bilder eine Übersicht über die Anatomie des Weberknechtes verschaffen.

Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. http://www.elsevier.de/

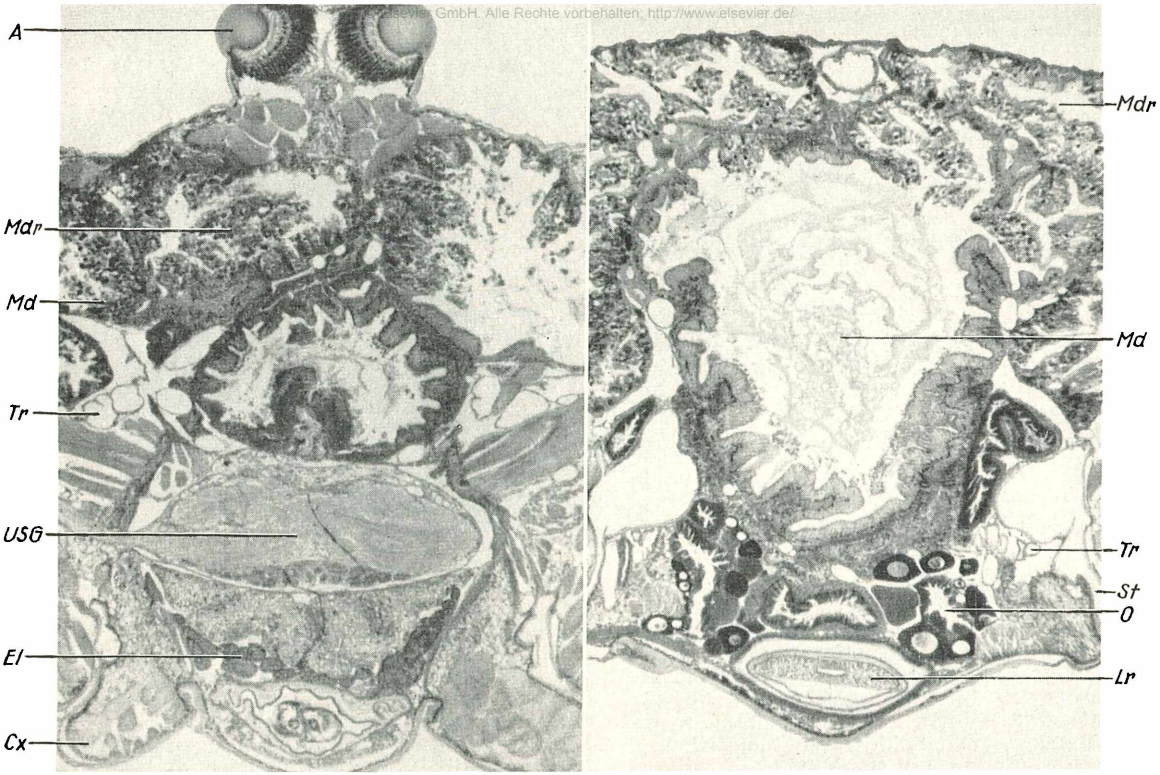


Bild 3: Querschnitte in Augenhöhe und knapp hinter dem 4. Beinpaar. Bezeichnungen wie in Bild 1. *Cx* Coxaldrüsenmündung, *El* Eileiter, *Lr* Labyrinth, *O* Ovar, *St* Öffnung des Tracheensystems nach außen (Stigma), *Tr* Trachee.

In Bild 1 sieht man unterhalb des Vorderdarmes das mächtige Unterschlundganglion, oberhalb das Oberschlundganglion. Auf einem etwas mehr seitlich geführten Schnitt, wie ihn die rechte Aufnahme in Bild 1 zeigt, ist die Verbindung beider Ganglien getroffen. Ein Querschnitt durch diese Region (Bild 2) ergänzt das so gewonnene Bild. Der Vorderdarm zieht mitten durch die umfangreichen Nervenmassen. Die starken Nervenstränge am oberen Teil des Oberschlundganglions versorgen die riesigen, auf Hügeln stehenden Augen. An den Körperseiten sind die Basen der Beine mit ihrer mächtigen Muskulatur angeschnitten. Das knapp unter der Bauchfläche liegende abgeplattete Rohr ist die Legeröhre — der Penis würde ganz ähnlich aussehen. In Bild 3 a ist bereits der Anfang des Mitteldarmes, in Bild 3 b ein typischer Querschnitt durch den Hinterkörper zu sehen. Rückseitig liegt das schlauchförmige Herz, bauchseitig die Legeröhre, oberhalb davon jederseits der Eierstock. Die Sauerstoffversorgung der Gewebe erfolgt bei den Weberknechten ähnlich wie bei den Insekten durch Tracheen. Von einem Paar von Öffnungen (Stigmen), die am Hinterrande der 4. Laufbeinbasis liegen und in Bild 3 b seitlich von den Eierstöcken zu sehen sind, ziehen mächtige, baumartig verzweigte Schläuche durch den Körper. Außer diesen beiden Hauptstigmen gibt es bei den *Phalangiidae* noch zusätzliche kleine Stigmen an den Schienen der Laufbeine. Der Mitteldarm stellt ein außerordentlich weites, gerades Rohr dar, in das rückseitig die Blindsäcke der Mitteldarmdrüse münden; jederseits der Körperlängsachse befinden sich in Nischen 3 Öffnungen (Bild 5). Die reich verzweigten Mitteldarmblindsäcke nehmen oberhalb und seitlich des Darmes einen beträchtlichen Raum ein (Bild 3 und 4). Der Enddarm ist nur kurz, aber verhältnismäßig weit.

Nach diesem Überblick über die Anatomie des Weberknechtes wollen wir uns einige Organe näher ansehen, und zwar zunächst den Darmkanal.

Ober- und Unterlippe sowie die Laden der Pedipalpen und des 1. Beinpaares bilden einen Mundvorraum. Aus diesem wird die Nahrung mit Hilfe des als Saugpumpe fungierenden Vorderdarmes in den weiten Mitteldarm gepumpt. Die Muskeln dieser Saugvorrichtung setzen an den tief nach innen und bauchseitig gezogenen Basaltei-

© Elsevier GmbH, Urban & Fischer Verlag, Alle Rechte vorbehalten

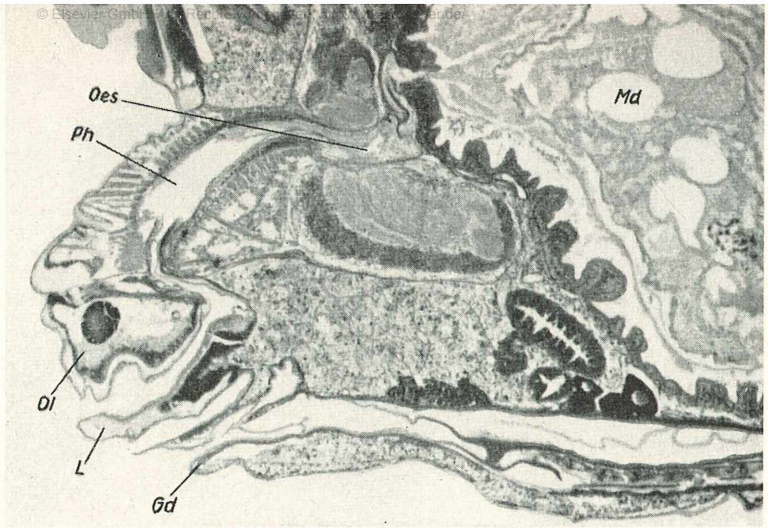


Bild 4: Vorderende sagittal mit den beiden kutikularisierten Teilen des Vorderdarmes, Pharynx *(Ph)* und Oesophagus *(Oes)*. Zwischen den Strängen der Pharynxmuskulatur liegen die Nephrocyten *(N)*. Übrige Bezeichnungen wie in Bild 1.

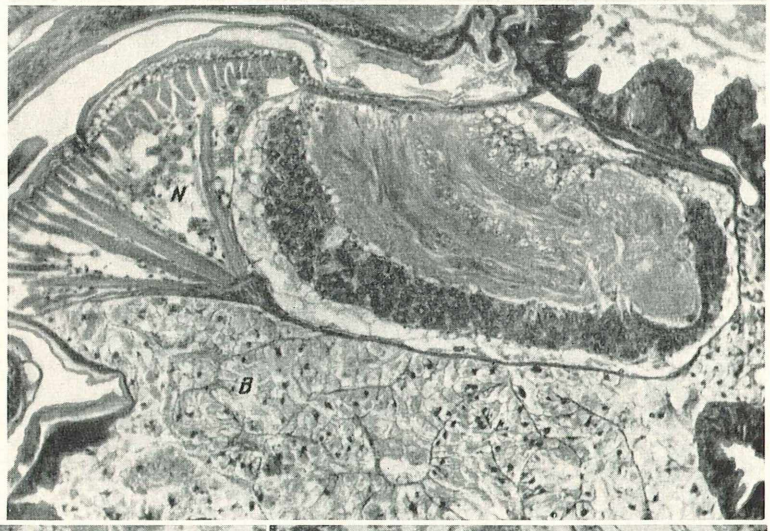
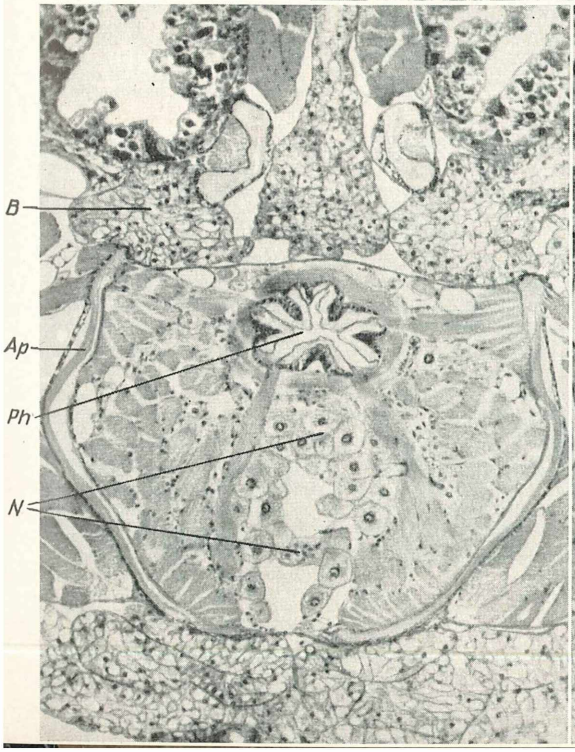
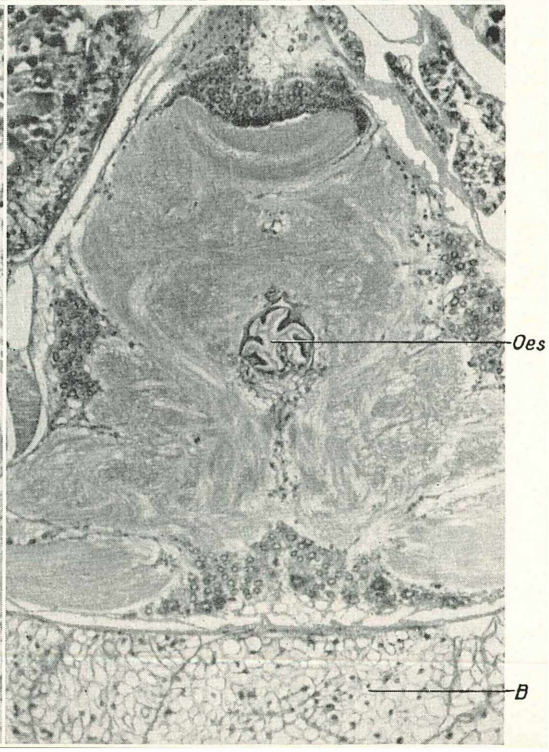


Bild 5: Querschnitte durch die beiden Vorderdarmabschnitte, Pharynx links und Oesophagus rechts. Die zur Erweiterung des Pharynx dienende Muskulatur setzt an Einstülpungen der Oberlippenseite, den Apodemen *(Ap)* an, die zwischen diesen Strängen liegenden Riesenzellen bezeichnet man als Nephrocyten.





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

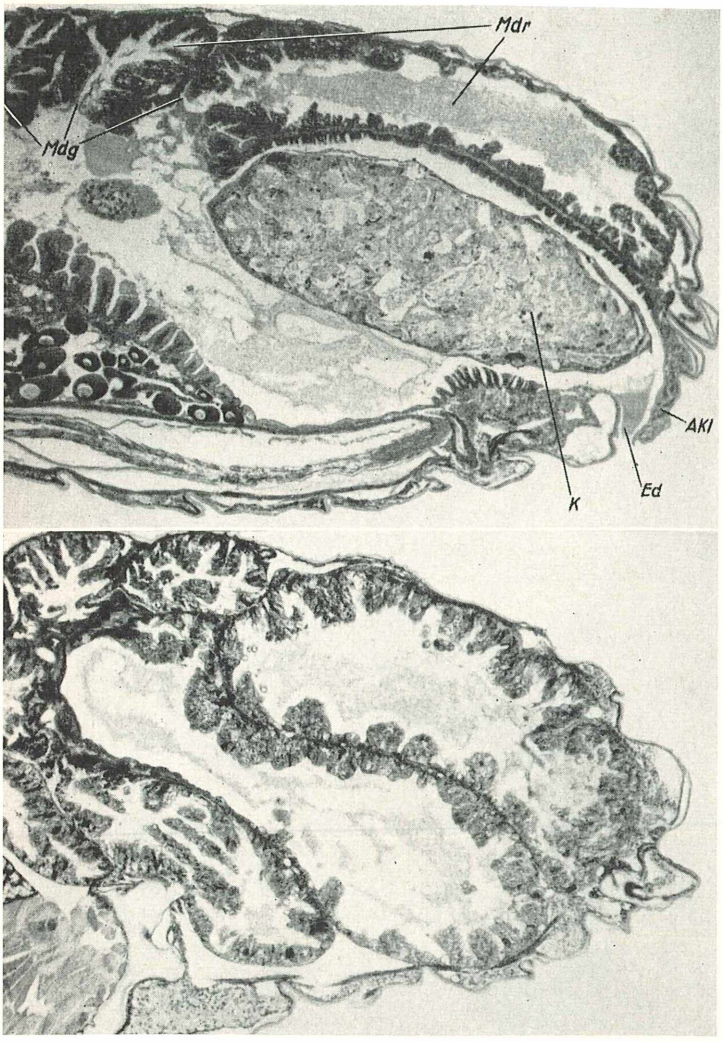
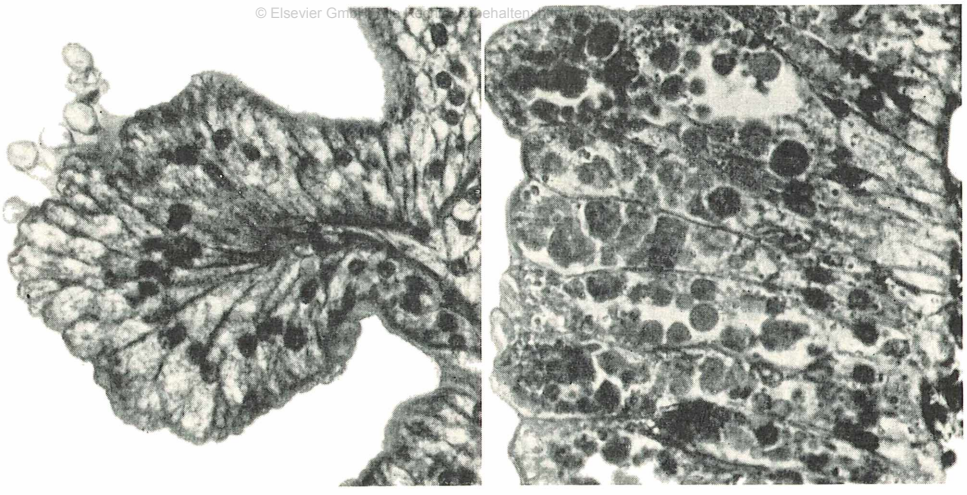


Bild 6: Sagittalschnitte durch den Hinterkörper; oben median den Mitteldarm zeigend, unten mehr seitlich geführt zur Darstellung der Mitteldarmdrüse. *Mdg* Mündungen der Mitteldarmblindsäcke *(MDr)*, *K* Kotballen, *AKl* Afterklappe.

len der Oberlippe, dem Epipharynx, an (Bild 6 u. 7). Der gesamte Vorderdarm ist mit Kutikula ausgekleidet und mit 6 Nischen versehen, an denen Muskelstränge ansetzen, die eine Erweiterung seines Innenraumes bewirken können; das Verengen besorgen die starken Ringmuskeln (Bild 7). Wahrscheinlich wird die Nahrung mit Hilfe peristaltischer Bewegungen in den Mitteldarm befördert. Der das Zentralnervensystem durchziehende Teil des Vorderdarmes, der Oesophagus, besitzt nur eine schwache Muskulatur, ist aber ebenso wie der Pharynx (Rachen) mit Kutikula ausgekleidet und sechsflügelig. Auf den Schnitten durch diese Region trifft man auf einige Besonderheiten: Zahlreiche Muskelstränge setzen an einem flach im Vorderkörper in Höhe des Unterschlundganglions liegenden H-förmigen Innenskelett, dem Endosternit, an. Unterhalb des Unterschlundganglions (Bild 6), aber auch an anderen Stellen im Körper findet man ein großzelliges Bindegewebe, das wahrscheinlich als Fettspeicher dient. Und schließlich seien noch große Zellen erwähnt, die lose zwischen den Muskelsträngen der Pharynxpumpe liegen; man bezeichnet sie als Nephrocyten („Nierenzellen"), da sie vermutlich mit der Exkretion (Ausscheidung) zu tun haben.

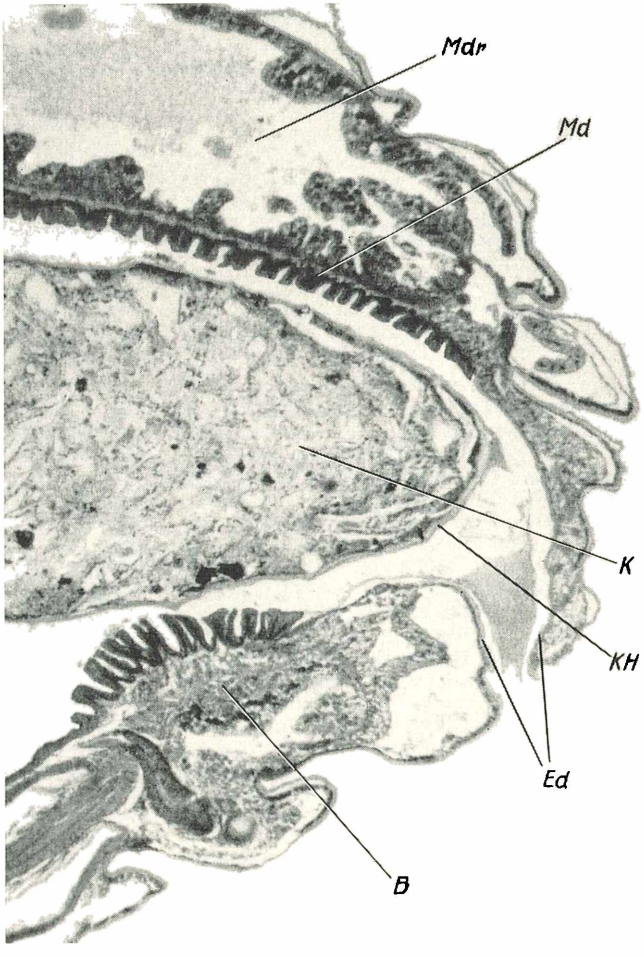
Der zweite Mitteldarm wird durch eine tiefe, rückenseitige Furche in einen vorderen und hinteren Abschnitt geteilt, die jedoch keinerlei histologische Unterschiede aufweisen. Beide werden von dem gleichen, aus hohen Zellen bestehenden Epithel ausgekleidet. Vielfach sind diese Zellen zu Zotten angeordnet (Bild 9). Sie sind von Se-

© Elsevier GmbH, Alle Rechte vorbehalten



▲

Bild 7: Links Mitteldarmzotte; einige Zellen geben Sekretkügelchen ab. Rechts Epithel der Mitteldarmblindsäcke, die das Aussehen typischer Mitteldarmdrüsen haben.



▶

Bild 8: Der Übergang vom Mitteldarm *(Md)* mit seinem zottenförmigen Epithel zum kutikularisierten Enddarm *(Ed)*. Der Kotballen *(K)* ist von einer kutikulaartigen Hülle *(KH)* umgeben. *Mdr* Mitteldarmdrüse, *B* Bindegewebe.

kretmassen erfüllt, die in kugelförmigen Portionen abgegeben werden. Außen liegen diesem Epithel Ring- und Längsmuskeln auf, die eine Peristaltik erzeugen dürften. Wie bereits erwähnt, münden in den Mitteldarm paarig angelegte, umfangreiche Blindsäcke, die den Mitteldarmdrüsen anderer Tiere entsprechen dürften. Bild 5 zeigt die drei weiten, rückenseitig gelegenen Mündungen der Blindsäcke einer Körperseite. Ihr Epithel besteht ebenfalls aus sehr hohen Zellen, die von Sekretmassen erfüllt sind (Bild 9). Über die Ernährungsphysiologie wissen wir bisher fast nichts. Die Nahrungsreste werden zu riesigen Kotballen geformt und mit einer kutikulaartigen Hülle umgeben, die anscheinend von den Mitteldarmzellen gebildet wird. Diese pfropfenförmigen Ballen gelangen schließlich in den kurzen, rohrartigen Enddarm, der ebenso wie der Vorderdarm mit Kutikula ausgekleidet ist (Bild 10), und werden durch den schlitzförmigen, von einer Klappe, dem 16. Tergit, verschlossenen After ausgeschieden. Häufig findet man im Darm und in den Blindsäcken der Mitteldarmdrüse Gregarinen in verschiedenen Entwicklungsstadien.* Sie heften sich mit Hilfe ihres Vorderendes, des Epimeriten, an den großen, sekretgefüllten Epithelzellen an und entnehmen diesen die benötigten Nährstoffe. Wenn man Glück hat, findet man auch die großen Cysten, die zahllose Sporen enthalten.

* Vgl. dazu die Aufsätze über Gregarinen von Dr. A. Geus in MIKROKOSMOS 53, 145, 1964; 54, 79, 1965; 54, 233, 1965.

Literaturhinweise

1. KÄSTNER, A.: Opiliones in P. Schulze, Biologie der Tiere Deutschlands, Teil 19, Berlin, 1926.
2. KÄSTNER, A.: Opiliones in Dahl, Die Tierwelt Deutschlands, Lief. 8, Jena, 1928
3. KÄSTNER, A.: Verdauungs- und Atemorgane der Weberknechte Opilio paritinus de Geer und Phalangium opilio L. Zeitschrift Morphologie und Ökologie der Tiere, Bd. 27, 1933.
4. KÄSTNER, A.: Opiliones im Handbuch der Zoologie von Kükenthal 3, 1935.
5. KÄSTNER, A.: Lehrbuch der speziellen Zoologie, Teil I, 3. Lief., Jena, 1956.
6. ROEWER, C. FR.: Weberknechte oder Afterspinnen, Opiliones in Brohmer, Ehrmann und Ulmer, Die Tierwelt Mitteleuropas, 3, Leipzig, 1929.

Verfasserin: Renate Peters, Berlin 49, Lichtenrader Damm 78

KAROLY RAMASZÉDER

Ein Kondensor mit Raumwirkung

Im Jahre 1872 legte ERNST ABBE beim Weltkongreß für Optik in London dar, daß das Auflösungsvermögen des Mikroskops über gewisse Grenzen hinaus nicht gesteigert werden kann. Seitdem machte die Mikroskopie ganz bedeutende Fortschritte, aber die ABBEschen Überlegungen gelten nach wie vor.

1932 entwickelte ZERNIKE das Phasenkontrastverfahren und führte es in die Praxis ein. Er machte mit der Vervollkommnung der Lichtquelle Versuche, und so entstand durch das Verschieben der Phase der Lichtwelle ein kontrastreiches mikroskopisches Bild. Für seine Entdeckung erhielt er im Jahre 1953 den Nobelpreis.

Die Entdeckung ZERNIKES ist zwar ein ganz bedeutender Fortschritt, doch verbessert sie das Auflösungsvermögen des Mikroskops nur unwesentlich.

Im Jahre 1957 gelang es zwei ungarischen Forschern, L. ZSELYONKA und A. KISS, das Auflösungsvermögen des Mikroskops wesentlich zu erhöhen. Sie konstruierten einen besonderen „3 D"-Kondensor und erreichten mit seiner Hilfe beinahe den theoretisch berechneten Maximalwert der Auflösung. ZSELYONKA und KISS kombinierten die bereits bekannten Methoden des Durchlichtes und der seitlichen Beleuchtung miteinander. Sie geben mit intensivem Licht dem Objekt zunächst eine schräge seitliche Beleuchtung, ferner eine Beleuchtung mit Strahlen, welche von der gegenüberliegenden Seite ein dunkles Sichtfeld geben, schließlich eine Beleuchtung mit Strahlen von geringerer Leuchtkraft — da sie etwas zerstreut und in die kürzere Wellenzone verschoben sind —, welche die beiden erstgenannten und von gegenüberliegenden Seiten kommenden Strahlen halbkreisförmig umfassen. Das mikroskopische Bild des kombiniert beleuchteten Gegenstandes erhebt sich hierdurch beinahe aus dem Grundfeld, es wird wahrheitsgetreu und plastisch.

Im folgenden beschreiben wir die Anwendung des 3 D-Superkondensors.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

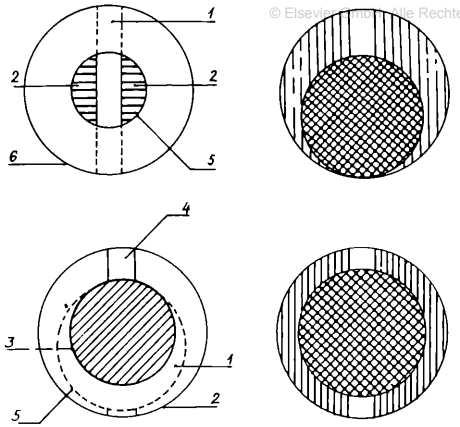


Bild 1—4: Einstellung des Kondensors. Erklärung im Text.

Der Kondensor Type 3 D wird bei solchen Mikroskopen verwendet, die mit durchfallenden Strahlen arbeiten und eignet sich zum Einstellen folgender drei Beleuchtungsarten:

1. Zentrale Hellfeld-Beleuchtung
2. Kombinierte schiefe Beleuchtung
3. Dunkelfeld-Beleuchtung in Verbindung mit Trocken- wie auch mit Immersionsobjektiven.

1. Zentrale Hellfeld-Beleuchtung

In den Kondensor wird eine in der Mitte nicht abgedeckte Frontlinse eingesetzt, die das Licht an ihrer ganzen Fläche durchläßt. Man schiebt die innere Fassung des Kondensors in den Mittelpunkt, und zwar mit Hilfe der Zentrierschraube, die etwa in die Achse der Beleuchtungslampe oder des Reflektorspiegels zu liegen kommen muß. Die vollständige Zentrierung läßt sich leicht prüfen, wenn man in den Tubus an Stelle des Okulars ein Hilfsmikroskop einsetzt. Man verstellt das Okular des Hilfsgeräts so, daß man ein vollkommen klares Bild der Lichtquelle in der hinteren Fokalebene des Mikroskopobjektivs erhält (Bild 1). Wie man aus dem Bild sieht, ist die Kondensor-Irisöffnung (Umriß 5) enger abgeblendet als die Öffnung des Mikroskopobjektivs (Umriß 6). Zur genauen Einstellung benützt man die Zentrierschraube, die den Kondensor quer zur optischen Achse so weit verschiebt, bis die beiden Umrisse (5) und (6) der Kondensorblende und der Apertur des Mikroskopobjektivs im Hilfsmikroskop konzentrisch erscheinen. Währenddessen achte man auf den Spiegel, den man so einstellen muß, daß das von ihm projizierte Beleuchtungsfeld genau in die Mitte der Kreisöffnung fällt (6).

2. Kombinierte schiefe Beleuchtung

Geht man auf kombinierte Beleuchtung über, so bringt man den Kondensorträger in die untere Stellung und zieht die Frontlinse samt Fassung mit einer einfachen Bewegung vom Hauptsockel ab. Für eine Arbeit mit einem Mikroskopobjektiv von mittelgroßer Apertur (z. B. 0,65) setzt man eine mit diesem Wert bezeichnete Frontlinse in die Hauptfassung. Nun hebt man das ganze Kondensorsystem in die obere Stellung und schiebt den Kondensor selbst mit Hilfe der Stellschraube in Querrichtung aus dem Mittelpunkt hinaus.

Um den größten Beleuchtungseffekt zu erhalten, nimmt man das Okular aus dem Tubus und setzt an seine Stelle das Hilfsmikroskop ein, wodurch man sich mit einem einzigen Blick überzeugen kann, ob die Beleuchtung richtig eingestellt ist oder nicht. Bild 2 zeigt die richtige Einstellung der Lichtquelle. Das hier gegebene Bild kann man durch seitliches und senkrechtes Verschieben des Kondensors und durch Verstellen des Reflektorspiegels sehr leicht herstellen. Als Lichtquelle ist eine Glühlampe mit mattiertem Kolben zu benutzen, bei Verwendung einer gewöhnlichen Lampe ist vor der Glühlampe eine mattierte Glasscheibe anzubringen. Die Blenden der Lampe und des Kondensors müssen vollständig geöffnet sein. Nun nimmt man das Hilfsmikroskop aus dem Tubus und setzt abermals das Okular an seine Stelle. Ist das Bildfeld nicht ganz geöffnet beleuchtet, so läßt sich dies durch transversale und senkrechte Feineinstellung des Kondensors und durch Änderung der Lage des Reflektorspiegels leicht berichtigen. Das Bild, das sich durch Raumeffekte und starke Kontraste auszeichnet, erscheint in gleichmäßiger Beleuchtung und vollkommenster Auflösung, ohne die geringste optische Täuschung zu verursachen. Die mit der Frontlinse abgedeckte Mittelzone kann in Querrichtung so verstellt werden, daß sie mit dem Umriß der Objektivöffnung (Abb. 3) konzentrisch liegt, wodurch eine konzentrische schiefe Beleuchtung entsteht. Wenn man von der früher erwähnten Beleuchtungsart zu der soeben beschriebenen übergeht, muß man den Spiegel etwas verstellen. Eine geringfügige Neueinstellung in der Höhe des Kondensors kann unter Umständen gleichfalls notwendig werden. Trokken- oder Immersionsobjektive mit einer Apertur von 0,95 erfordern um des besseren Wirkungsgrades willen die Verwendung von Frontlinsen 0,65 bis 1,25. Um die volle Kondensoröffnung benützen zu können, bringt man an die Frontlinse — zur Verbindung mit der unteren Fläche des Objektträgers — einen Tropfen Zedernöl. Abermals überzeugt man sich mit dem Hilfsmikroskop, ob das Öl den Raum zwi-

Copyrighted material; Nutzung nur für persönliche Zwecke; Vervielfältigungen; http://www.elsevier.de/

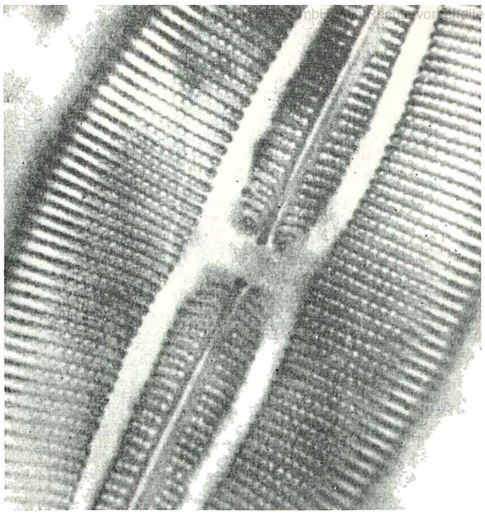


Bild 5: Kieselalge *Diatoma*. Aufnahme mit Abbe-Kondensor. Ölimmersion (90× Achromat), Okular 4×.

Bild 6: Kieselalge *Diatoma*. Aufnahme mit Phasenkontrast. Ölimmersion (90× Achromat), Okular 4×.

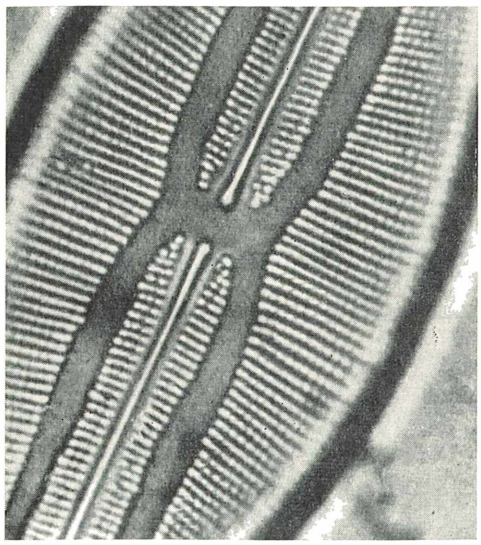
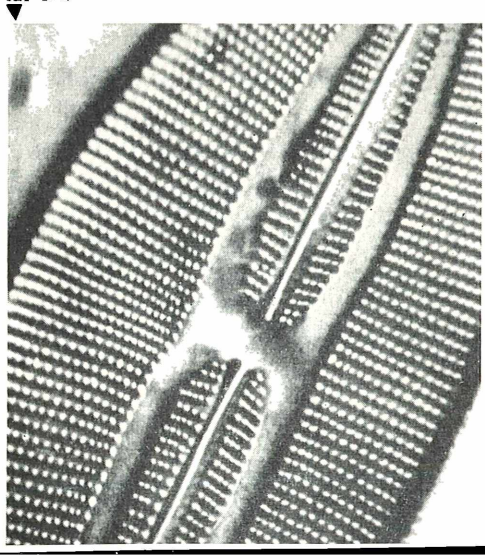


Bild 7: Kieselalge *Diatoma*. Aufnahme mit 3 D-Kondensor. Ölimmersion (90× Achromat), Okular 4×.



schen Linse und Objektträger ohne Blasen gleichmäßig ausfüllt. Während dieser Kontrolle empfiehlt es sich, das Kondensorsystem ein wenig auf und ab zu bewegen.

Es sei hier noch einmal daran erinnert, daß die Einstellung — wenn das erschienene Bild nicht ganz gleichmäßig beleuchtet ist oder in einer anderen Hinsicht der Erwartung nicht entspricht — mit dem Hilfsmikroskop sehr leicht berichtigt werden kann, und zwar durch geringfügiges Verstellen des Kondensorsystems in transversaler oder senkrechter Richtung oder durch eine ganz geringe Nachstellung des Projektionsspiegels.

3. Dunkelfeld-Beleuchtung

Von der kombinierten Beleuchtungsart kann man in sehr einfacher Weise allmählich auf die Dunkelfeld-Beleuchtung übergehen. Die mittlere Fläche der Frontlinse fängt die Strahlen des Zentrums vollständig ab. Benützt man also ein Objektiv der numerischen Apertur 0,4 und 20facher Vergrößerung, erzeugt der in der Mitte liegende Kondensor eine konzentrische Dunkelfeld-Beleuchtung, wobei man die Beleuchtungsstärke durch das Querverstellen des Kondensors ändern kann. Die Qualität der Dunkelfeldbeleuchtung, die mit dem Kondensor Typ 3 D hergestellt werden kann, zeigt sich darin, daß das Grundfeld jederzeit in einwandfreiem dunklem Ton gehalten werden kann. Der Grund dafür liegt darin, daß die bedeckte mittlere Fläche der Frontlinse sowohl die Streustrahlen wie auch die am Rand der Blende abgelenkten Strahlen abfängt, so daß diese unter keinen Umständen in das Mikroskopobjektiv gelangen und das dunkle Bildfeld erhellen können. Man kann behaupten, daß die mit Hilfe eines Kondensors Typ 3 D erzeugte Dunkelfeld-Beleuchtung einer mit katoptrischem Kondensor erzeugten Dunkelfeldbeleuchtung vollkommen gleichwertig ist. Sie erspart nicht nur die umständliche und langwierige Zentrierung, die beim katoptrischen Kondensorsystem unvermeidlich ist, sondern bietet einen besonderen Vorteil durch die Möglichkeit des allmählichen Überganges von der hellkombinierten Beleuchtungsart zur Dunkelfeldbeleuchtung. Wenn man ein Objektiv mit kleiner Öffnung benutzt (0,1 bis 0,65), so braucht man bloß die Schraube für die Querverstellung zu betätigen, worauf der in Bild 2 dargestellte, dunkle mittlere Teil die Aperturfläche vollständig bedeckt, so daß eine Dunkelfeldbeleuchtung entsteht. Dabei empfiehlt es sich, den Spiegel nachzustellen.

Bei Immersionsobjektiven mit größerer Öffnung und Blende stellt man zuerst die kombinierte Beleuchtung mit vollständig geöffneter Blende gemäß Bild 4 ein. Die

Einstellung kontrolliert man mit dem Hilfsmikroskop. Wie man aus Bild 4 sieht, erstreckt sich das dunkle mittlere Feld (1) nicht ganz bis zur Grenzlinie des Öffnungsfeldes (2), sondern es bleibt ein schmaler Streifen übrig, der den Strahlen den Durchtritt gewährt. Nun setzt man das Okular an Stelle des Hilfsmikroskopes ein und verengt die Blende der Objektivöffnung so, daß man die geeignetste Dunkelfeld-Beleuchtung erhält. Im Bild bezeichnet (3) den Umriß der Objektivblende, die mit dem zentralen Dunkelfeld eben zusammenfällt.

Die eingestellte Dunkelfeldbeleuchtung kann natürlich nicht als vollständig konzentrisch bezeichnet werden, da die Lichtstrahlen, obwohl sie sich rundherum verbreiten, nicht mit voller Intensität wirken. Dasselbe gilt von den in den Feldern 4 und 5 gegeneinander wirkenden intensiven schiefen Strahlen auch. Das durch kombinierte Beleuchtungsstrahlen hergestellte dunkle Feld gestattet eine viel genauere Untersuchung des Bildes als die bisher übliche einseitige Beleuchtung oder die allseitige Dunkelfeldbeleuchtung.

Die Vorteile des neuen Kondensors mit Raumwirkung können folgendermaßen zusammengefaßt werden:

1. Er bewirkt eine verzerrungsfreie plastische Abbildung. Wir müssen besonders betonen, daß keine Verzerrungen auftreten, weil man bereits vor einem Jahrhundert Versuche gemacht hat, durch schräge Beleuchtung räumlich wirkende Bilder zu erhalten. Das Ergebnis war wenig brauchbar, da statt eines Kreises eine Ellipse, statt eines Vierecks ein Rhombus sichtbar wurde.

2. Während der Phasenkontrast-Kondensor stets gewechselt werden muß, kann der Kondensor 3 D universell angewendet werden. Durch einen Wechsel der Frontlinse kann nämlich mit einem Handgriff:
   a) das Abbesche Bild, jedoch in besserer Qualität,
   b) das Dunkelfeld-Bild,
   c) und schließlich das neuartige, unverzerrte, plastische Bild eingestellt werden.

3. Der Kondensor 3 D verbessert wesentlich den Wirkungsgrad der billigen Mikroskope. Durch seine Verwendung kann auch mit billigeren Achromat-Optiken das gleiche Auflösungsvermögen erreicht werden wie mit teueren Apochromat-Linsen.

4. Das Maß der ausnutzbaren Vergrößerung erhöht sich auf das Zwei- bis Dreifache. So kann eine 1600—3000fache Vergrößerung ohne einen besonderen Nachteil erreicht werden. Gleichzeitig verschwindet der störende Lichthof der Phasenkontrast-Bilder nach Zernike.

5. Durch die Verwendung des 3 D-Kondensors werden die komplizierten Filterverfahren bei der Farb-Mikrofotografie unnötig.

6. Der Kondensor 3 D kann zu Mikroskopen jeden Typs verwendet werden.

Der beschriebene Kondensor kann auf sämtlichen Gebieten der Mikroskopie verwendet werden.

Literaturhinweise

1. Kiss, F. und Zselyonka, L.: Ein dreidimensionaler (Super-)Kondensor. Mikroskopie **15**, 263—283, 1960.
2. Vrba, V.: Der dreidimensionale (Super-)Kondensor — Kritische Bemerkungen. Mikroskopie **16**, 288—290, 1961.

Verfasser: K. Ramaszéder, Budapest VIII, József Körút 2.

ZUR EINFÜHRUNG IN DIE MIKROSKOPIE

HANNS BECKMANN

Laienforschung

Das ausgehende 19. Jahrhundert mit seinen Erfindungen und Entdeckungen brachte auch der Mikroskopie in der apparativen Ausrüstung einen ungeahnten Auftrieb. Durch Neuerungen und notwendige Ergänzungen der Beleuchtungs- und Kameratechnik wurden moderne Lichtmikroskope geschaffen, die in allen Zweigen der Wissenschaft, der Industrie, des Handels, der sonstigen Gewerbebetriebe und beim Privatmann Eingang gefunden haben. Auch der Unterricht in den Schulen wurde durch die Bereitstellung von Mikroskopen weitgehend gefördert. Mancher Lehrer, Schüler und Privatmann hat die einmal empfangenen Eindrücke dann als Grundlage des späteren eigenen Forschens ausgebaut.

Dem einzelnen naturwissenschaftlich Interessierten gab das Mikroskop die Gelegenheit, auf seine Art in die Geheimnisse

des Mikrokosmos einzudringen. Aus dem anfangs noch etwas gehemmten Beginnen folgte dann im weiteren Vorgehen die planmäßige Arbeit. Ernsthafte Mikroskopiker schlossen sich vor rund 50 Jahren zu Arbeitsgemeinschaften zusammen, in denen Angehörige aller Berufskreise nur von dem idealen Ziel beseelt waren, durch den „Kleinseher" der Natur näherzukommen. Diese Biologie-, Kryptogamen-, Plankton- und andere Arbeitsgemeinschaften waren äußerst aktiv in ihrer Arbeit und aus den damaligen Teilnehmern sind viele Laienforscher hervorgegangen, die durch ihre emsige Arbeit der Wissenschaft manchen wertvollen Beitrag lieferten. Eine andere Gruppe von Mikroskopikern arbeitete für sich allein, sie widmete je nach Neigung einem bestimmten Gebiet ihre ganze Aufmerksamkeit, Liebe und Fleiß. Es entwickelten sich die Spezialisten unter den Laienforschern, deren Arbeit für die Wissenschaft bedeutend war und es heute noch ist. In dieser Zeit war der Kauf einer Ölimmersion oder die Anschaffung eines Bandes der Kryptogamenflora ein wirkliches Opfer für den einzelnen Mikroskopiker. Von dem einmal eingeschlagenen Weg des Suchens und des Forschens kam keiner mehr los.

„Je tiefer man in das Wesen der Natur eindringt, desto bescheidener wird man", schrieb der Moosforscher Carl Warnstorf, der oft zehn und mehr Stunden hinter seinem bescheidenen Mikroskop verbrachte, um die gesammelten Moose zu untersuchen, zu bestimmen und zu ordnen. Sein dazu gehörendes und benötigtes Gerät und anderes Hilfsmaterial fertigte er selbst an. Dieser Jugenderzieher, aus einer Handwerkerfamilie stammend, widmete seine ganze Freizeit den Moosen und konnte bald durch seine systematischen Arbeiten seinen Ruf als Moosspezialist fest begründen. Fast täglich liefen bei Warnstorf aus aller Welt von Instituten, Anstalten, botanischen Vereinen und anderen Laienforschern Moosproben zur Bestimmung ein. Neben dieser bedeutenden Arbeitsleistung fertigte Warnstorf mit Lupe und Mikroskop alle Handzeichnungen und Abbildungen für seine herausgegebenen Werke selbst an. 1906 erschien die zweibändige Moosflora von Brandenburg, der Band *Acutifolium*-Gruppe und der Band *Cuspidatum*-Gruppe der europäischen Torfmoose. 1908 folgte dann die von Warnstorf bearbeitete Gattung *Sphagnum* in Englers „Pflanzenreich". Das nach seinem Tode vom preußischen Staat angekaufte Moosherbarium zählte 30 000 Nummern.

„Mit Libellen fing es an und mit den Fliegen habe ich noch immer zu tun", schrieb der Fliegenspezialist Otto Karl in einem seiner letzten Briefe. Dieser Dipterologe war ebenfalls Laienforscher und begann mit seiner Arbeit erst nach einem Umweg über ein anderes Gebiet, das mehr der reinen Sammlung zuneigte. War er in seinen freien Zeiten nicht mit dem Fangnetz unterwegs, dann konnte man ihn bestimmt mit Lupe und Mikroskop bei seinen Fliegen antreffen, oder er war auf Reisen in der Heimat. Er nannte dies Wanderschaft. Seine bedeutenden Sammlungen sind erhalten geblieben. 1925 veröffentlichte Karl sein Werk über die Blattwespen, 1935 einen Band über Wanzen, Zikaden und Blattflöhe, 1935—37 seine Arbeit über die Fliegenfauna Pommerns, 1937 den Band Netzflügler, Geradflügler und Holzläuse. In den großen Sammelwerken „Die Tierwelt Deutschlands" und „Die Tierwelt der Nord- und Ostsee" bearbeitete Karl die Anthomyiiden und die Strandfliegen.

Im Bereiche des deutschen Sprachraumes gibt es eine große Zahl Mikroskopiker, die, ähnlich wie die beiden obigen Laienforscher, durch ihre Arbeiten auf einem bestimmten Gebiet, sei es Flora, Fauna oder auch Mikrochemie usw., in Druckschriften der verschiedentlichsten Art ihre Ergebnisse niedergelegt haben. Es mag noch viele Mikroskopiker unter den Laienforschern geben, deren Arbeiten ungenutzt ruhen, es fehlt nur der Mut, aus der Reserve herauszutreten.

Bescheiden haben alle Mikroskopiker früher einmal begonnen; auch heute hat sich daran nichts geändert. Auch heute werden vielfach einfaches Gerät und sonstige Hilfsmittel noch selbst angefertigt. Die oftmals bescheidene optische Ausrüstung kam bei den später bedeutenden Laienforschern über eine 150fache Vergrößerung zunächst nicht hinaus. Wichtiger jedoch als das Gerät ist der Mensch, der es benutzt. Begeisterte Mikroskopiker haben oft mit einfachsten Instrumenten hervorragende Ergebnisse erzielt.

Viele Mikroskopiker hatten, und haben auch heute noch, eine gewisse Scheu vor der Handschnitt-Technik der Objekte. Es fehlt nur die Übung, die aber bald zum Erfolg führt. In der Literatur finden wir viele Hinweise auf die Handschneidetechnik, und viele Mikroskopiker brachten es mit dieser einfachen Technik zu solcher Meisterschaft, daß sie gar kein Mikrotom — eine „Schneidemaschine" — mehr benötigten. In der neueren Literatur gab 1927 Vodrażka in dieser Zeitschrift auf der Seite 243 eine leicht durchführbare Anweisung mit seiner Glyzerinseifenmethode, auch Hellwig im Jg. 48, Seite 261, zeigt die Vorteile mit der Seifenblockmethode bei der Herstellung von Handschnitten. Nur bei umfangreichen und größeren Arbeiten ist ein Handmikrotom unerläßlich.

Eine weitere Quelle des Unbehagens trat früher und auch heute noch bei manchem Mikroskopiker auf, wenn er Zeichnungen

anfertigen wollte. Es gab damals schon Zeichenokulare, Zeichenspiegel usw., aber sie waren teuer. Die käuflichen Mikrofotoapparate früherer Zeit waren unhandlich und ebenfalls teuer. Also mußte man auf die Zeichnung doch zurückgreifen. Man bedenke: Es sollen keine künstlerischen Produkte entstehen, sondern nur eine klare Zeichnung, die die einzelnen Objektteile klar in ihrer Lage erkennen läßt und durch ihre Übersichtlichkeit eine ebenso klare Beurteilung zuläßt. Es ist z. B. nicht notwendig, das gesamte Zellsystem zu zeichnen, sondern nur einige Zellen, die andere Teile umfassen bzw. einschließen. Die Streitfrage: „Zeichnung oder Fotografie" soll hier nicht untersucht werden.

Die Frage, ob Arbeitsbuch oder eine Kartei bei Arbeitsbeginn anzulegen sind, ist leichter zu beantworten: beides. War früher das Arbeitsbuch eine Selbstverständlichkeit, so mußte der Mikroskopiker im Laufe seiner vielfachen Arbeiten auch eine Kartei anlegen. Nahm früher das Arbeitsbuch alle Vorgänge auf, auch Konservierungen, die Färbungen, die Vorschriften usw., so kommt man heute nach der Ausweitung der mikroskopischen Technik ohne Kartei nicht mehr aus. Außerdem ist eine Kartei immer anzulegen, wenn systematische Arbeiten der Mikroflora und -fauna vorliegen. Die Größe der geschnittenen Karteiblätter muß der einzelne Mikroskopiker selbst entscheiden.

Jeder Mikroskopiker unter den Laienforschern wird dann das Beste aus seiner Arbeit und aus seinem Gebiet herausholen, wenn er planvoll vorgeht und Meister in der Bescheidung ist.

Verfasser: Hanns Beckmann, 6619 Kirstal über Wedern/Saar.

WINKE FÜRS LABOR

KLAUS J. WENDEROTH

Selbstbau eines Membranfiltergerätes

Die Membranfiltermethode hat durch ihre einfache und schnelle Arbeitsweise umfangreiche Anwendung in der Mikrobiologie gefunden *. Leider sind die Membranfiltergeräte für den Liebhabermikrobiologen nicht ohne weiteres erschwinglich. Es empfiehlt sich, ein Gerät selbst zu bauen. Die Kosten betragen dann nicht mehr als 5,— bis 10,— DM.

Bedingt durch die geringe Porenweite der Membranfilter muß die Filtration durch Druck erhöht werden. Das Gerät besteht im Prinzip aus einer feinporigen Unterlagscheibe aus Porzellan, Glas oder Metall für die Membranfilter. Auf die Siebplatte mit dem Filter wird ein Aufsatz aufgesetzt, der die zu untersuchende Flüssigkeit aufnimmt. Die Siebplatte wird meist von einem trichterförmigen Rohr getragen, das auf ein Evakuiergefäß aufgesetzt werden kann.

Für den Selbstbau eines Filtergerätes benötigt man ein Glasrohr mit einem Durchmesser von ca. 30 mm oder 40 mm (für MF Durchmesser 35 mm bzw. 45 mm). Aber auch starkwandige Reagenzgläser 30 mm mal 200 mm aus Jenaer Glas (z. B. „Fiolax", Schott, Mainz) lassen sich gut verwenden, wenn man nicht mit zu feinporigen Filtern und damit mit hohen Drucken arbeitet. Ich selbst benutze ein auf diese Art gebautes Gerät schon fast ein Jahr. Für den unteren Teil des Geräts schneidet man das Rohr (oder den oberen Teil eines Reagenzglases) auf 80 mm Länge zu. Man ritzt mit einer Ampullenfeile das Rohr ringsherum ziemlich tief ein und berührt die Kerbstelle mit einem heißen Eisennagel. Meist springt das Rohr an dieser Stelle. Der Sprung wird durch vorsichtiges Klop-

* Über Membranfiltertechnik berichtet E. A. Scheuermann in Mikrokosmos 54. Jahrg., Heft 7 und 11, 1965.

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

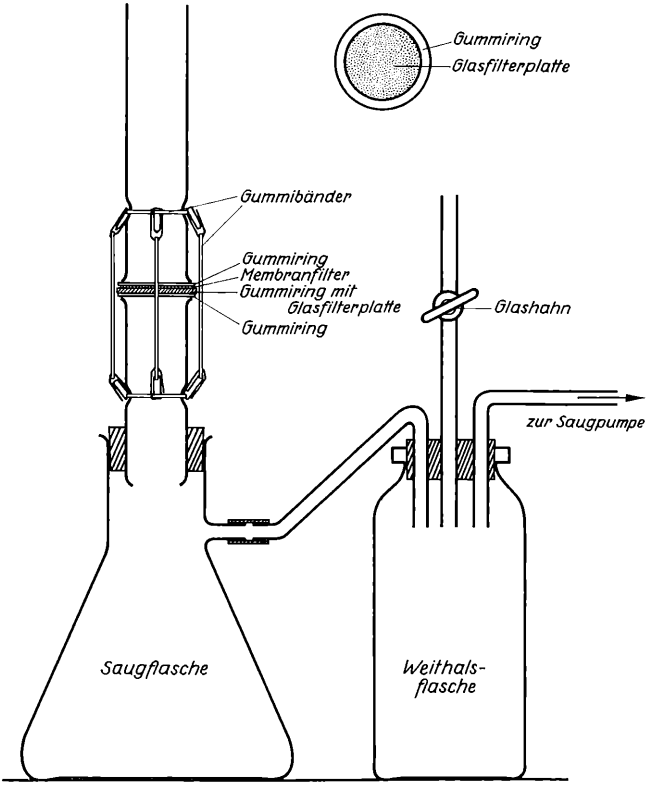


Bild: Ein selbstgebautes Membranfiltergerät.

fen um das Rohr herumgetrieben. Eine Öffnung des Rohres wird mit einem Teklu-Brenner (falls kein Gebläse zur Verfügung steht) erhitzt und die Öffnung erweitert. Bei Verwendung von Reagenzgläsern erübrigt sich dies selbstverständlich. Für den Aufsatz schneidet man ein Rohr (Reagenzglas) von 120 mm Länge zu und erweitert eine Öffnung, so daß sie genau so groß ist wie die des Unterteils. Nun werden die beiden erweiterten Öffnungen vorsichtig mit einem flachen, feinkörnigen Karborundumstein gerade geschliffen. Beide Öffnungen sollen genau aufeinanderpassen. Zur Auflage des Membranfilters dient eine Glasfritte (Siebplatte aus Glas; Hersteller: Schott, Mainz) mit weitem bis mittlerem Porendurchmesser. Durchmesser der Fritte ca. 30 mm. Man kann sie in das untere Rohr einschmelzen, so daß sie genau mit dem oberen Rand des Rohres abschließt. Erfahrungsgemäß ist das nicht immer ganz einfach. Das Glasrohr muß dann aus derselben Glassorte wie die Fritte sein. Ferner benötigt man hierzu unbedingt ein Gebläse. Wenn man nicht mit stärkeren Laugen oder Säuren arbeiten will, schlage ich folgende Lösung vor: Man schneidet sich einen Gummiring zu (z. B. aus einem Radiergummi oder weichen Gummistopfen). Die Dicke soll ca. 4 mm, der innere Durchmesser knapp 30 mm, der äußere ca. 40 mm betragen. In den Gummiring wird die Glasfritte gelegt. Ferner benötigt man noch zwei dünnere Gummiringe, deren innerer Durchmesser gerade so groß ist wie der der beiden Öffnungen der Rohre. Auf die Öffnung des unteren Rohres wird der erste dünnere Gummiring gelegt, darauf die Fritte mit Gummiring. Auf die Fritte kommt der Membranfilter. Er muß nach außen noch etwas überstehen. Zwischen Aufsatzrohr und Filter liegt der zweite Gummiring. Um das Gerät abzudichten, muß das Aufsatzrohr durch Gummiringe oder Stahlfedern auf den Filter gedrückt werden. Man erhitzt ringförmig die beiden Rohre, bis das Glas leicht zusammenfällt. Um die beiden Einbuchtungen wird je ein breites Gummiband gezogen. An ihnen werden je vier Haken befestigt. Diese werden mit vier Gummibändern verbunden.

Das Membranfiltergerät wird auf eine kleine Saugflasche gesetzt. Als Dichtung zwischen Flasche und Gerät benutzt man einen Nutschenring. Zwischen Saugflasche und Wasserstrahlpumpe kann man noch eine Weithalsflasche schalten, die mit einem dreifach durchbohrten Gummistopfen versehen ist. Zur Regulierung des Druckes wird in eine Bohrung ein Glashahn gesteckt.

Das beschriebene Gerät eignet sich besonders zur Anreicherung von Plankton. Es ist sogar bei der quantitativen Bestimmung von Rückständen und Plankton zu gebrauchen. Ein großer Vorteil ist es, daß das Gerät auf Exkursionen mitgenommen werden kann. Die Proben werden dann mit dem Mund abgesaugt. Man kann im Aufsatz zur Fernhaltung größeren Zooplanktons einen Vorfilter aus Müllergaze anbringen.

Verfasser: Klaus J. Wenderoth, 3508 Melsungen, Hospitalstraße 6

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

GERHARD HAIDER

Versuchsanordnung zur Beobachtung von Tieren fließender Gewässer

Die Beobachtung der Lebensvorgänge und der natürlichen Verhaltensweisen von Tieren aus Fließgewässern stößt vielfach auf methodische Schwierigkeiten bei der Nachahmung der entsprechenden Umweltsbedingungen. Die meisten derartigen Untersuchungen wurden daher in normalen Aquarien, d. h. in Becken mit stehendem Wasser, durchgeführt. Daß solchermaßen gewonnene Ergebnisse nicht unbedingt den Vorgängen im natürlichen Biotop entsprechen, liegt auf der Hand. Besonders kraß treten diese Mängel beim Studium der umfangreichen Literatur über die Wirkung von Giften auf Fische und Fischnährtiere in Erscheinung, soweit sich diese Untersuchungen mit Tieren schnell fließender Gewässer beschäftigen. Diese Mängel sind einmal bedingt durch die Anpassung der Tiere an das veränderte Milieu und zum anderen durch das eventuell ganz andersartige Verhalten der zu untersuchenden giftigen Substanz. Man denke nur an Konzentrationsänderungen durch die Wasserbewegung bei Versuchen mit flüchtigen Substanzen oder an Änderungen im Chemismus des Wassers. Aus diesem Grund entwickelten wir eine Vorrichtung, die es in gewissem Umfang ermöglicht, die Strömungsverhältnisse eines Fließgewässers zu imitieren. Bei unseren Untersuchungen über Schwermetallvergiftungen bei Fischen schnellfließender Gewässer (Bach- und Regenbogenforellen) leistete uns ein durchströmtes Langbecken gute Dienste (HAIDER

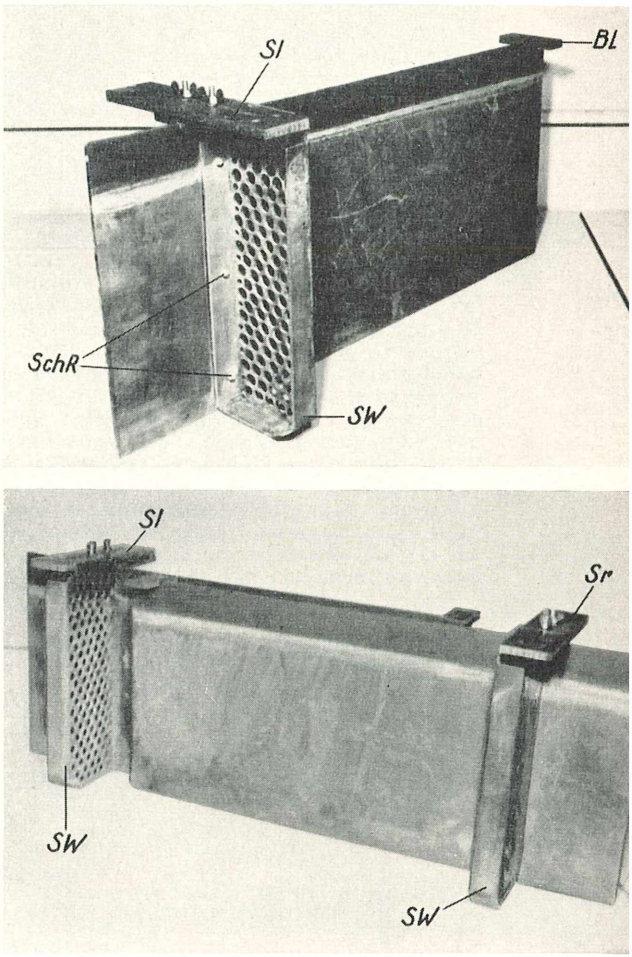


Bild 1: Eine Hälfte der Trennwand.

Bild 2: Die beiden Trennwandteile gegeneinander geschoben.

Abkürzungen für alle Bilder:

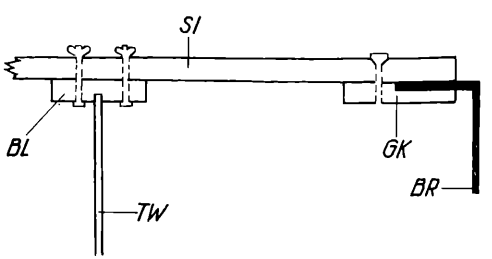
ACH:	Achse der Modellschiffsschraube
Al:	Ausrundung links
Ar:	Ausrundung rechts
BL:	Befestigungslasche
BR:	Beckenrahmen
GK:	Gegenklötzchen
GT:	Gestellturm
SCH:	Modellschiffsschraube
Sl:	Steg links
Sm:	mittlerer Steg
Sr:	Steg rechts
SCHR:	PVC-Schrauben
SW:	Seitenwand
TW:	Trennwand

1964). Der Vorteil dieser Anlage besteht nicht zuletzt darin, daß an dem Becken keine grundlegenden Veränderungen vorgenommen werden müssen, so daß dasselbe nach Ausbau der Strömungsvorrichtung wieder als normales Aquarium verwendet werden kann.

Am besten geeignet ist ein langes, relativ schmales Aquarium. Die Wahrscheinlichkeit, eine möglichst gleichförmige Strömung zu erhalten, ist bei einem Langbecken größer als bei einem zu hohen oder zu tiefen Aquarium. Unser Becken, das für 2—3 Fische von ca. 15—20 cm Länge gedacht war, besaß folgende Ausmaße: Länge 1600 mm, Breite 250 mm und Höhe 260 mm. Die Einbauteile wurden aus PVC hergestellt, denn sie mußten gegen Wasser und Chemikalien widerstandsfähig sein und sollten leicht zu bearbeiten sein. In einem 8 Wochen dauernden Vorversuch wurde dieser Kunststoff auf seine physiologische Unbedenklichkeit durch Zugabe zahlreicher kleinerer PVC-Stückchen in ein mit Versuchsfischen besetztes Aquarium geprüft (Steiner 1963). Es zeigte sich während dieses Zeitraumes keinerlei Beeinträchtigung des Wohlbefindens der Tiere, so daß der Verwendung von PVC nichts entgegenstand.

Das Becken wurde zunächst durch eine feste Wand aus 4 mm starkem PVC der Länge nach halbiert. Diese Trennwand, wegen der besseren Handlichkeit aus zwei Teilen bestehend (Bild 1 und 2), reichte beiderseits bis auf 100 mm an die Schmalseiten des Aquariums heran. Ihre Befestigung sollte einerseits eine gewisse Stabilität gewährleisten, andererseits aber auch eine Verschiebung der Wand zulassen, damit die Breite der so entstehenden Kanäle beliebig einstellbar blieb. Dies wurde durch Aufhängung der Trennwand an drei Stegen erreicht, einem breiten mittleren und zwei schmalen seitlichen. Alle waren mit Längsschlitzen zur Verschiebung der Wand versehen. Diese Stege wurden mit Gegenklötzchen, die eine Aussparung in der Stärke des Aquarienrahmens besaßen, fest verschraubt (Skizze) und lagen damit am Beckenrahmen fest. An ihnen wurden die Trennwandteile, die an beiden Enden quer aufgeklebte, mit Lochbohrungen versehene Befestigungslaschen besaßen, mit Messingschrauben festgezogen. Dadurch erhielt die ganze Trennwand die notwendige Stabilität, die jedes Flattern in der Strömung ausschloß.

Skizze: Befestigung der Stege am Aquariumrahmen und Verankerung der Trennwand an den Stegen (schematischer Querschnitt).



Von den beiden auf diese Weise entstandenen Kanälen (Bild 3) dient der vordere, dem Beobachter zugewandte, zur späteren Aufnahme der Versuchstiere, während im rückwärtigen die Strömung erzeugt wird. Der vordere Kanal wird seitlich von zwei durchlöcherten Wänden begrenzt, die sowohl an den seitlichen Querstegen als auch an den Trennwandhälften mit PVC-Schrauben befestigt sind (Bild 1). Diese Wände haben zwei Aufgaben: einmal verhindern sie ein Auswandern der Tiere aus dem eigentlichen Versuchsraum des Beckens, zum anderen sollen sie etwas der Verteilung der Wirbel dienen, die an den Schmalseiten des Beckens entstehen. Bei Veränderung der Kanalbreite müssen sie natürlich der jeweiligen Größe angepaßt werden. Am besten hat man einen Satz verschieden breiter Seitenwände vorrätig, die im Bedarfsfall ausgetauscht werden. Die Lochreihen in diesen Wänden müssen selbstverständlich der Größe der Versuchstiere entsprechen. Bei zu kleinen Löchern ist aber immer der Wasserrückstau an den Beckenschmalseiten zu bedenken.

Um die Strömung gleichmäßiger zu gestalten und Wirbel und Gegenströmungen einzuschränken, bewährte sich eine Ausrundung der Aquarienschmalseiten (Bild 3, 4). Diese ist einfach herzustellen aus dünnen, ca. 2 mm starken PVC-Platten, die dem Aquarienboden möglichst genau angepaßt sein sollten. Bei exakter Ausführung muß dann der obere Plattenrand nur unter den Rahmen des Beckens geklemmt werden, um eine feste Verankerung zu erreichen. Auf diese Weise lassen sich viele Wirbelbildungen verhindern. Ganz sind sie zwar nicht zu entfernen, aber im natürlichen Biotop ist dies ja auch nicht der Fall.

Die Strömung wird im rückwärtigen Kanal erzeugt. Die hierzu bei unseren ersten Versuchen verwendete kleine Pumpe war jedoch in ihrer Wirkung zu schwach. Wir gingen deshalb über zur Verwendung einer Schiffsschraube, wie sie zum Antrieb von Modellschiffen in allen einschlägigen Fachgeschäften erhältlich ist. Diese Schraube, im Durchmesser ca. 50 mm, wurde an einer 470 mm langen PVC-Achse schräg in den rückwärtigen Kanal gehängt, so daß sie sich ungefähr in der Mitte des Kanals befand (Bild 3, 4). Ihr Antrieb erfolgte durch einen Drehstrommotor, der an einem massiven, turmartig über dem Becken stehenden Gestell aus Winkeleisen aufgehängt ist (Bild 3, 4). Dieser Gestellturm trägt auch

© Elsevier GmbH, Urban & Fischer Verlag, http://www.elsevier.de/

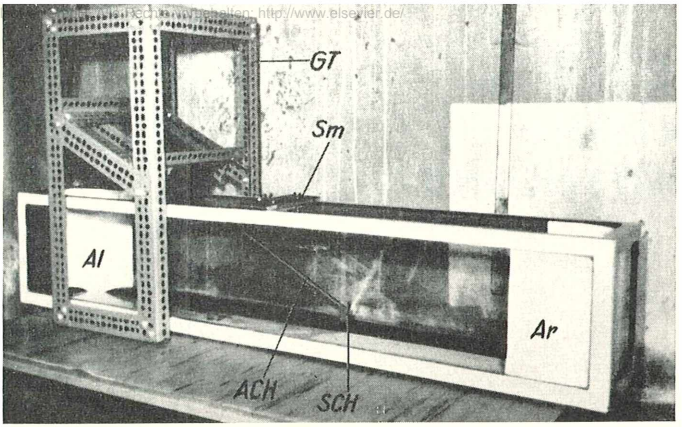


Bild 3: Gesamtansicht des Aquariums mit dem Gestellturm, aber ohne Trennwand.

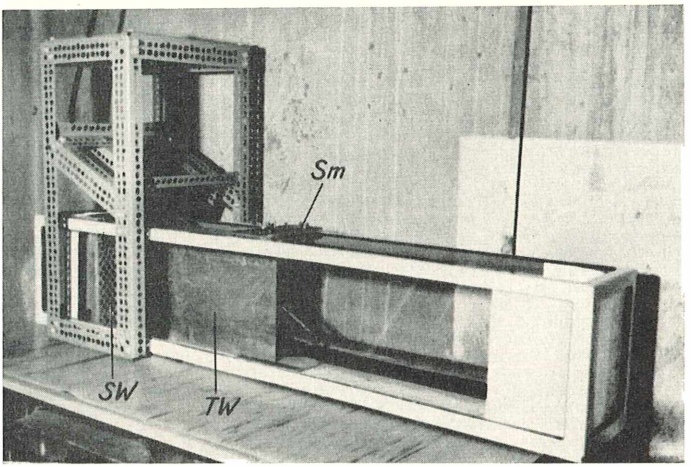


Bild 4: Wie Bild 3, jedoch mit eingebauter halber Trennwand.

das Lager, das zur Führung der Schraubenachse dient und das mit dem Motor durch eine Schlauchkupplung verbunden ist. Die an und für sich sehr elastische und labile Achse wird, da sie zu dreiviertel ihrer Länge im Wasser läuft, gut stabilisiert. Eine Änderung der Strömungsgeschwindigkeit läßt sich in geringen Grenzen durch Verbiegen der einzelnen Schraubenflügel erzielen. Leider erwiesen sich die käuflichen Propeller aus Plastik als zu wenig widerstandsfähig, so daß wir zu Messingschrauben greifen mußten. Die jeweils verwendeten Schrauben wurden mit Zaponlack überzogen, der bei ca. 300 °C eingebrannt wurde. Auf diese Weise sollten eventuelle Einflüsse des Metalls auf unsere Giftuntersuchungen ausgeschlossen werden.

Diese Vorrichtung ermöglicht monatelangen störungsfreien Betrieb. Unsere Versuche dauerten maximal bis zu 12 Wochen, wobei die Strömungseinrichtung ununterbrochen in Betrieb war. Die Geschwindigkeit der Strömung wurde dabei auf ungefähr 17 cm/sec einreguliert. Ein derartiges Becken läßt sich nun je nach den Erfordernissen der beabsichtigten Untersuchungen auch für andere Tierarten fließender Gewässer einrichten. Hierzu ist es nur notwendig, die seitliche Begrenzung des Versuchskanals so zu ändern, daß ein Entweichen der Tiere unmöglich wird. Zu beachten ist dabei nur, wie schon kurz erwähnt, daß der Durchflußwiderstand nicht zu groß wird und kein übermäßiger Wasserstau entsteht. Entweder wählt man feinere Lochplatten oder unter Umständen auch Pakkungen von Glaskugeln oder auch eine Kombination beider Möglichkeiten. Selbstverständlich kann der Versuchskanal auch bepflanzt werden.

Literaturhinweise:

1. Haider, G. (1964): Zur Kenntnis von Schwermetallvergiftungen bei Fischen. I. Bleivergiftung bei Regenbogenforellen (Salmo gairdneri Rich.) und ihr Nachweis. Z. f. angew. Zoologie, Heft 3, 9—25.
2. Steiner, G. (1963): Das Zoologische Laboratorium. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart.

Verfasser: Dr. G. Haider, Institut für Siedlungswasserbau und Wassergütewirtschaft der Technischen Hochschule, Biologische Abt., Stuttgart-Büsnau, Bandtäle 1

KLEINE MITTEILUNGEN

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

Aufhellung von Pollenkörnern zur Beobachtung lange nach der Meiose auftretender Chromosomen der ersten Mitose.

Wenn in Staubbeuteln — z. B. der Baumwollblüten — die ersten Mitosen 12—13 Tage nach der Meiose auftreten, bereitet die Beobachtung der Chromosomen wegen der Undurchsichtigkeit der stacheligen Exine der Pollenkörner erhebliche Schwierigkeiten und verlangt dann eine besondere Präparation. Nach Fixieren mit einer Mischung aus 3 Teilen Äthylalkohol und 1 Teil Propionsäure werden die Pollenkörner auf dem Objektträger in einem Tropfen destilliertem Wasser mazeriert. Dabei werden die Antherenwände entfernt und ein Deckglas auf das Präparat gelegt. Durch Spülen mit fließendem Wasser müssen die Tapetenzellen unter dem Deckglas abgewaschen werden, und die Exine kann, beginnend bei der Außenschicht, in einer Mischung 2:1:1 aus 15% Kalziumkarbonat, 10% Salpetersäure und 5% Salzsäure gelöst werden. Dann wird, bevor die Exine sich löst, die Säuremischung durch destilliertes Wasser ausgetauscht. Im Anschluß daran Härtung in einer Mischung 1:1 aus Äthylalkohol und Propionsäure (Lösung wiederholt absaugen und in Intervallen von weniger als 3 Minuten erneuern). Gefärbt wird mit Karminessigsäure bis zur Rotfärbung der Zellen. Zur Differenzierung und zugleich zur Spreitung der Chromosomen wird das Präparat heißem Wasserdampf ausgesetzt.

F. A. Bernardo, Stain Technol. 40, 205—208, 1965.

H. H. Pfeiffer

Quetschpräparate von Gräser-Pollen zur Darstellung der Chromosomen

Das Verfahren wurde erarbeitet an Pollen vom Zuckerrohr und verwandten Gattungen. Die am späten Vormittag aus dem mittleren Teil des Blütenstandes gesammelten Staubbeutel zeigen Teilungsstadien. Sie werden 1 Stunde bei 26—28° C mit ½%iger Colchicinlösung behandelt, einige Minuten in Wasser gewaschen, 1 Stunde bei 26—28° C mit 0,002 mol 8-Hydroxyquinolin behandelt und 10 Minuten in Wasser gewaschen. Es folgt 24-stündige Fixierung mit einer Mischung aus 60 ml Methanol + 80 ml Chloroform + 20 ml destilliertem Wasser + 1 g Pikrinsäure + 1 g Quecksilberchlorid.

Das bis zu 8 Wochen in 70% Methanol im Kühlschrank aufbewahrte Material wird nach Waschen in Wasser (einige Minuten), Passieren von 70 und 35% Alkohol 15 Minuten in n-Salzsäure gebracht, in Wasser gewaschen und ½ Stunde im Schiffschen Reagens (leukobasischem Fuchsin, s. Romeis, Mikroskopische Technik, 15. Aufl., S. 291) gefärbt. Quetschen durch Deckglasdruck in einem Tropfen 15%iger Essigsäure (Glasnadel, keine Metallnadel). Objektträger zuvor mit Eiweißglyzerin bestreichen. Die mit Paraffin abgeschlossenen Präparate kommen 24 Stunden in den Kühlschrank, dann wird das Paraffin entfernt und das Deckglas vom Präparat in einer Mischung aus Eisessig und Butylalkohol abgelöst. Einschluß in Kanadabalsam. Die Präparate zeigen die rot gefärbten Chromosomen der Pollenzellen.

(D. Jagathesan & T. V. Screenivasan, Stain Technol. 41, 43—47, 1966.)

H. H. Pfeiffer

BÜCHERSCHAU

Rewo, M. W. und Shukowa, M. D.: Veterinärmedizinische Mikrobiologie. Aus dem Russischen, übersetzt von W. Bathke, Leipzig, herausgegeben und bearbeitet von Dr. A. Voigt, Leipzig, mit 82 Abbildungen im Text und 2 farbigen Tafeln, 580 Seiten. Gustav Fischer Verlag, Jena. Leinen geb. 43,— DM.

Das in der Sowjetunion für Studenten der Veterinärmedizin geschaffene Lehrbuch wurde in Mitteldeutschland ins Deutsche übersetzt, um eine bestehende Lücke in der dortigen Fachliteratur zu schließen. Es wurde auf eine möglichst getreue Wiedergabe des Originaltextes großer Wert gelegt, jedoch wurde bewußt eine absolute Umstellung auf die derzeit gültige Klassifikation bzw. Nomenklatur nicht durchgeführt.

In der Geschichte der Mikrobiologie machen uns die Autoren mit zahlreichen russischen Wissenschaftlern bekannt unter gleichzeitiger Erwähnung ausländischer Forscher.

Im I. Teil: Allgemeine Mikrobiologie, wird die Morphologie der Bakterien, Pilze, Aktinomyzeten, Viren und Rikettsien behandelt. Der Physiologie der Mikroorganismen, also der chemischen Zusammensetzung, der wichtigsten Stoffwechselprozesse, der Umwandlung stickstofffreier organischer Stoffe unter aeroben und anaeroben Voraussetzungen wie Säuregärungen, Oxydation usw. wird breiter Raum gewidmet. Angehängt wurde ein Abschnitt über die Verbreitung der Mikroben in der Natur (Wasser, Erdboden, Luft) und deren Bedeutung in der Landwirtschaft.

Der II. Teil behandelt die Infektions- und Immunitätslehre. Dieses Thema befaßt sich in ausführlicher Form mit dem Infektionsablauf, den Eintrittspforten, der Virulenz, den verschiedenen Infektionsarten, sowie den verschiedenen Arten der Immunität, der Resistenz, Antikörper, Antitoxinbildung, Präzipitine, Agglutinine, Allergie, Komplementbindungsreaktion usw.

Im III. Teil, der speziellen Mikrobiologie, werden alle für die Veterinärmedizin wichtigen Bakterien, Bazillen, Pilze, Rikettsien und Viren systematisch und erschöpfend behandelt. Übersichtlich sind jeweils Morphologie, Züchtung, Biochemie, pathogene und serologische Eigenschaften, Diagnose, Immunität, Allergie usw. der betreffenden Mikroorganismen aufgeführt.

Als Anhang des Werkes erscheint zunächst eine mikrobiologische Terminologie, in der die gebräuchlichsten Fachausdrücke unter Darlegung ihres sprachlichen Ursprungs in verständlicher Form erläutert sind. Ein alphabetisches Sachregister beschließt dieses Buch.

Bei einer Neuauflage sollte jedoch das vorhandene Bildmaterial verbessert und erweitert werden. Bakteriologische Arbeitsmethoden, in einem Kapitel zusammengefaßt, würden das Werk vervollständigen.

Zusammenfassend kann gesagt werden, daß das vorliegende Lehrbuch seinen Zweck in jeder Hinsicht erfüllt. Auch die deutsche Übersetzung muß als gute Ergänzung der vorhandenen Fachliteratur betrachtet werden. Sie kann den Studenten der Veterinärmedizin und den Tierärzten, die sich mit der Mikrobiologie befassen, sowie bakteriologischen Laboratorien als Nachschlagewerk empfohlen werden.

Dr. H. Faulhammer

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

Sauginfusorien des Süßwassers

Discophrya stammeri und Discophrya speciosa

Sauginfusorien *(Suctoria)* wurden dem Leser des MIKROKOSMOS schon in mehreren Beiträgen vorgestellt (GRELL 1952; MATTHES 1953 a, b; 1957; AMMERMANN 1962; HAUSER 1965). Diese Einzeller sind mundlose Räuber, die ihre Beute — andere Wimpertiere — mittels feiner Saugröhrchen (Tentakel) aussaugen. Sie gehören zu den Wimpertieren *(Ciliata)*, wie der Besitz zweier Kernarten (Groß- und Kleinkern) sowie die Ausbildung bewimperter Schwärmstadien zeigen. Es bleibt Geschmackssache, ob man sie als eigene Unterklasse oder nur als eine Ordnung der Wimpertiere auffaßt.

Mit einigen besonders interessanten Formen wollen wir hier den Leser bekanntmachen.

Im Süßwasser — dem Mikroskopiker besonders leicht zugänglich — überwiegt an Artenzahl die Gattung *Discophrya*, deren Vertreter nicht nur die größte Vielgestaltigkeit zeigen, sondern auch für das Auge des ästhetischen Betrachters besonders anziehend sind. Sie gehören zu der Familie der *Discophryidae*, die sich durch eine besondere Form der Schwärmerbildung (endogen-invaginative Knospung) auszeichnet: Im Tier bildet sich ein ektoplasmatischer Schlauch (man unterscheidet wie bei vielen Einzellern ein inneres Endoplasma und ein äußeres Ektoplasma), dessen Innenwand sich bewimpert und der die künftige Umhüllung des Schwärmers darstellt. Um ihn herum formiert sich das dem „Embryo"

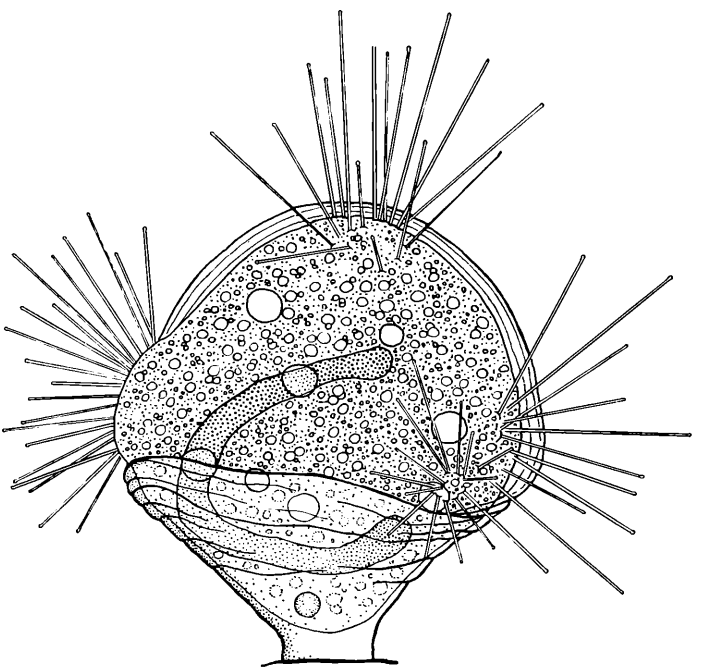
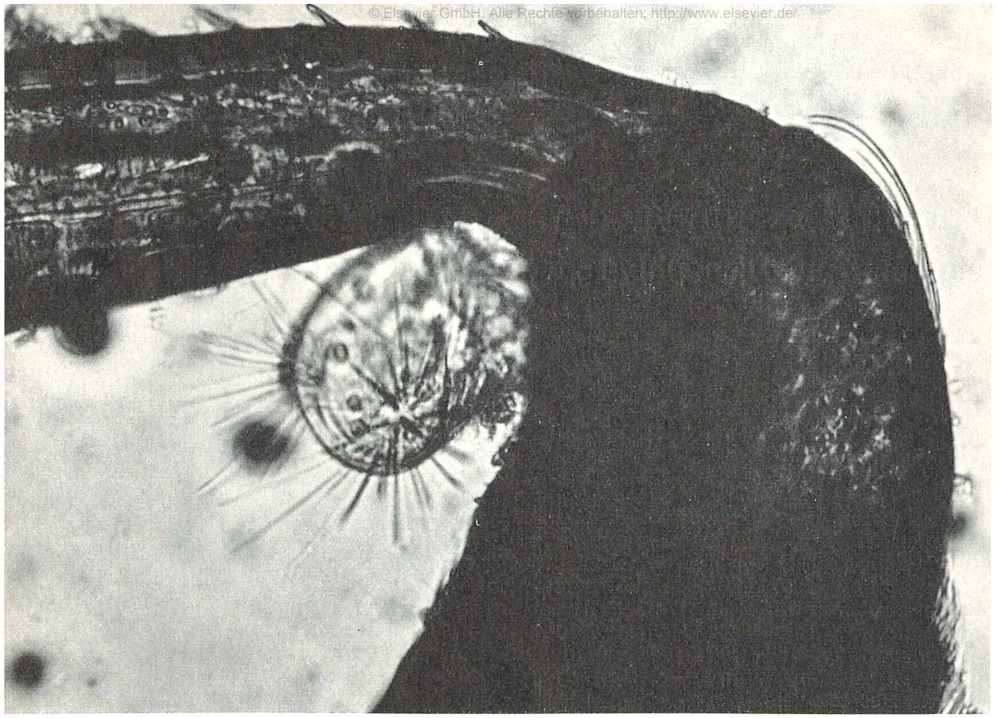


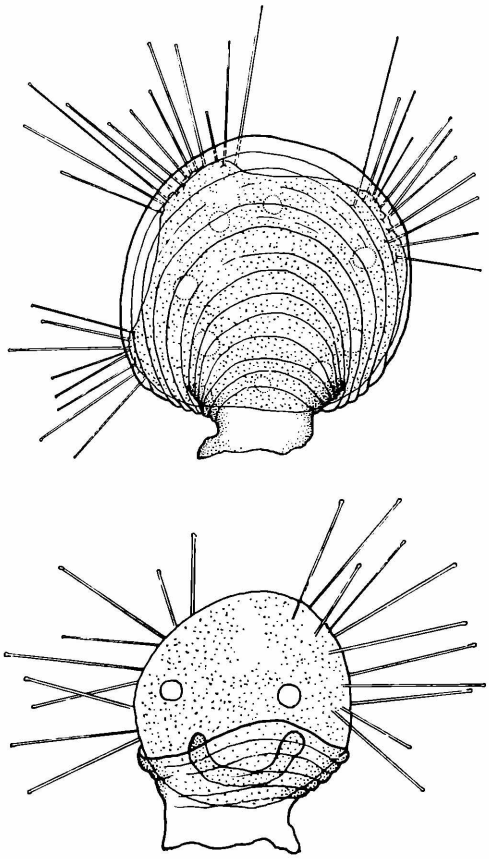
Bild 1. Ästhetisch und biologisch reizvoll: Das Sauginfusor *Discophrya stammeri* MATTHES 1954.

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



▲

Bild 2: Das Sauginfusor *Discophrya stammeri* sitzt stets am Bein des Wasserkäfers *Helochares lividus*, und zwar an der Innenseite des Schenkels.



◀

Bild 3: *Discophrya stammeri* in rückwärtiger Ansicht. Man erkennt die Zuwachslinien des Gehäuses.

zugedachte Plasma und wird mit kontraktilen Vakuolen und Kernanteilen versorgt. Explosionsartig stülpt sich dieser Schlauch durch eine Öffnung des Muttertieres wie ein Handschuhfinger nach außen, wobei der vorgebildete Plasmaanteil in die bewimperte Hülle einströmt. Damit ist der Schwärmer fertig, und er muß nur noch durch heftige Rotation den feinen Plasmafaden zerreißen, der ihn zunächst noch wie eine Nabelschnur mit dem Muttertier verbindet. Nach kurzem Umherschwimmen setzt sich der Schwärmer, einen Stiel ausbildend, auf einer geeigneten Unterlage fest. Während der nun folgenden Entwicklung zum erwachsenen Tier werden die Wimpern eingeschmolzen, und die zur Nahrungsaufnahme unerläßlichen Saugröhrchen beginnen hervorzusprossen. Mit Gehäusen ausgerüstete Arten müssen selbstverständlich diese Umhüllung ausscheiden und entsprechend dem Wachstum des Plasmakörpers vergrößern.

Die Angehörigen der Gattung *Discophrya* zeigen häufig einen abgeplatteten Körper.

Bild 4: Dieses junge Exemplar von *Discophrya stammeri* besitzt erst zwei kontraktile Vakuolen und nur zwei Tentakelbündel.

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

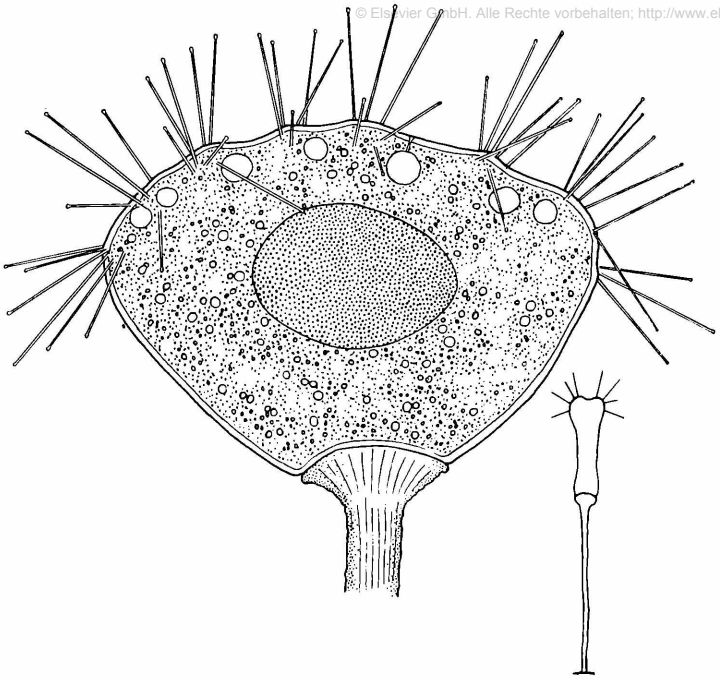
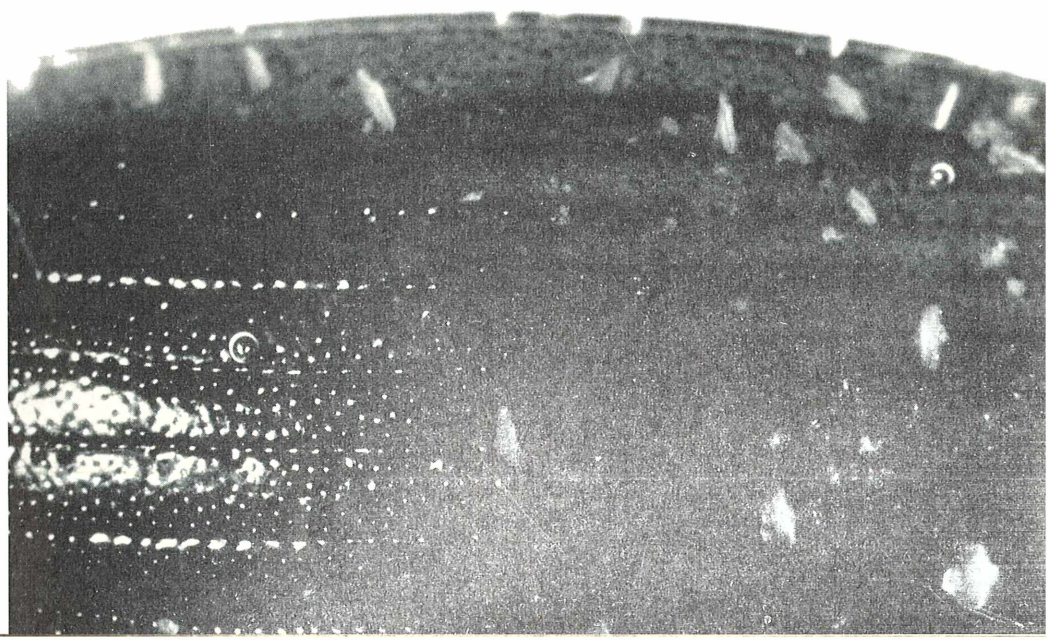


Bild 5: *Discophrya guilcherae* MATTHES 1954 ist hinsichtlich ihres Trägers nicht ganz so wählerisch. Sie kommt auch noch auf einem anderen Wasserkäfer vor. Die seitliche Skizze zeigt ein Tier in Seitenansicht und mit ganzer Stiellänge.

Viele Arten sind nur gestielt, andere umhüllen einen Teil ihres Körpers mit einem becherförmigen Gehäuse, und schließlich gibt es auch Formen, deren Plasmaleib völlig von einem solchen Gehäuse umschlossen ist. Bei dem für alle Wimpertiere charakteristischen Geschlechtsvorgang, einem „Konjugation" genannten Kernaustausch, legen sich bei den Suktorien zwei benachbarte Tiere aneinander und bilden eine Plasmabrücke zwischen sich aus. Bei einigen *Discophrya*-Arten hat man neuerdings beobachtet, daß die Konjugation sich zwischen einem kleinen Schwärmer und einem Normaltier abspielt, Der Mikrokonjugant, also der kleine Schwärmer, dringt wie ein Spermium in den Makrokonjuganten ein. Es scheint jedoch, daß diese Besonderheit durchaus nicht für alle Arten typisch ist. Interessant an dieser Gattung ist außerdem, daß der größte Teil ihrer Repräsentanten sich nicht an toten Unterlagen oder Wasserpflanzen festheftet, sondern daß die Tiere bewegliche Substrate — Wassertiere, und zwar vor allem Wasserkäfer und Wasserwanzen — als Festheftungsort wählen. Diese als „Symphorium" bezeichnete Form der Vergesellschaftung zwischen zwei recht verschiedenen tierischen Organismen führte bei den Discophryen zu einer sehr engen

Bild 6: *Discophrya speciosa* LACHMANN 1859, auf der Flügeldecke des Hydrophiliden *Hydrobius fuscipes*. Man erkennt die „Aufsitzer" als hellgraue Flecken auf der tief dunklen Flügeldecke.



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

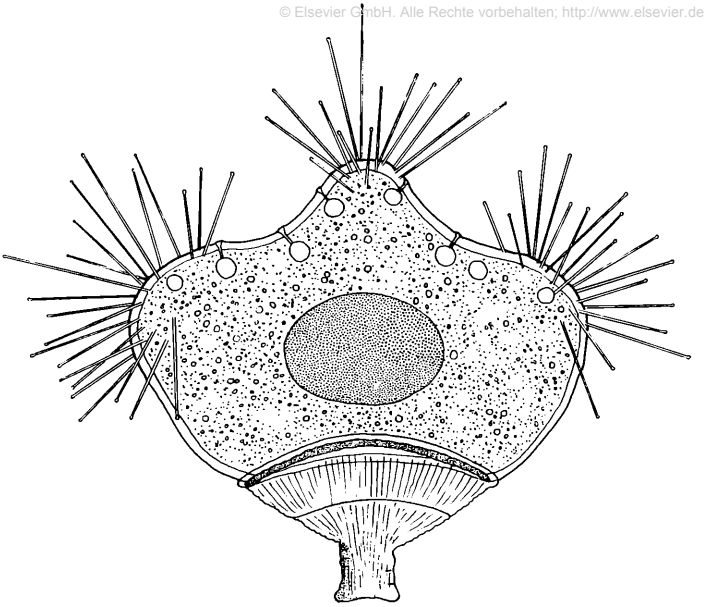


Bild 7: *Discophrya speciosa* lebt auf Flügeldecken und Halsschild von Kolbenwasserkäfern.

Bindung der beiden Partner, wobei allerdings nur der einzellige Aufsitzer den Vorteil eines Transportes von Lebensstätte zu Lebensstätte genießt, dem als Fahrzeug fungierenden Träger aber weder Nutzen noch Schaden erwächst. So wählen manche Discophryen als Transporteur Käfer einer einzigen Familie, nur einer Gattung oder gar einer ganz bestimmten Art aus. Ja, am Käfer selbst beschränkt sich nicht selten die Wahl der Unterlage auf einen besonderen Körperteil, z. B. Bein oder Flügeldecke.

Ein derartig extremer Spezialist ist *Discophrya stammeri* (Bild 1). Dieses hübsche Suktor wurde bisher nur — dafür aber regelmäßig — auf dem Wasserkäfer *Helochares lividus* gefunden. Hier sitzt es stets auf dem Schenkel der Beine, und zwar auf deren Innenseite, in unmittelbarer Nähe des Gelenkes, das diesen Beinabschnitt mit der Schiene verbindet (Bild 2). Nur bei ausgesprochenem Massenbefall kann man das Suktor auch an anderen Stellen finden, stets jedoch bauchseitig. Der Träger *Helochares lividus* gehört zur Käferfamilie der Hydrophiliden. Das sind Wasserkäfer, die sich im Vergleich zu den Dytisciden (zu denen der Gelbrandkäfer gehört) noch nicht so weitgehend an das Wasserleben angepaßt haben und im erwachsenen Stadium ausgesprochene Pflanzenfresser sind. Unsere *Discophrya stammeri* besitzt ein sehr eigenartiges Gehäuse, das auf der einen Seite mehr oder minder stark emporgezogen ist und auf der anderen Seite den Plasmakörper des Einzellers weitgehend frei läßt. Die Umhüllung vergrößert sich mit dem Wachstum des Tieres und zeigt deshalb deutliche Zuwachslinien (Bild 3). Während junge, frisch am Käfer angesiedelte Exemplare erst zwei Tentakelbündel aufweisen, zeigen die erwachsenen Tiere stets drei Gruppen derartiger Saugröhrchen. Das Gehäuse fertig ausgebildeter Individuen mißt in seiner Höhe 66—122 μm. In dem meist stark mit Reservestoffen angefüllten Plasma lassen sich sehr gut die 5—10 kontraktilen Vakuolen erkennen. Jungtieren, wie dem von Bild 4, genügen noch zwei bis drei solcher Vakuolen, um das überschüssige Wasser aus dem noch kleinen Körper hinauszupumpen. Der hufeisenförmige Großkern ist bei manchen Exemplaren auch ohne Zusatz von Reagenzien gut zu erkennen, während die Kleinkerne, von denen bis zu sieben gezählt wurden, erst durch Färbung einwandfrei darstellbar sind.

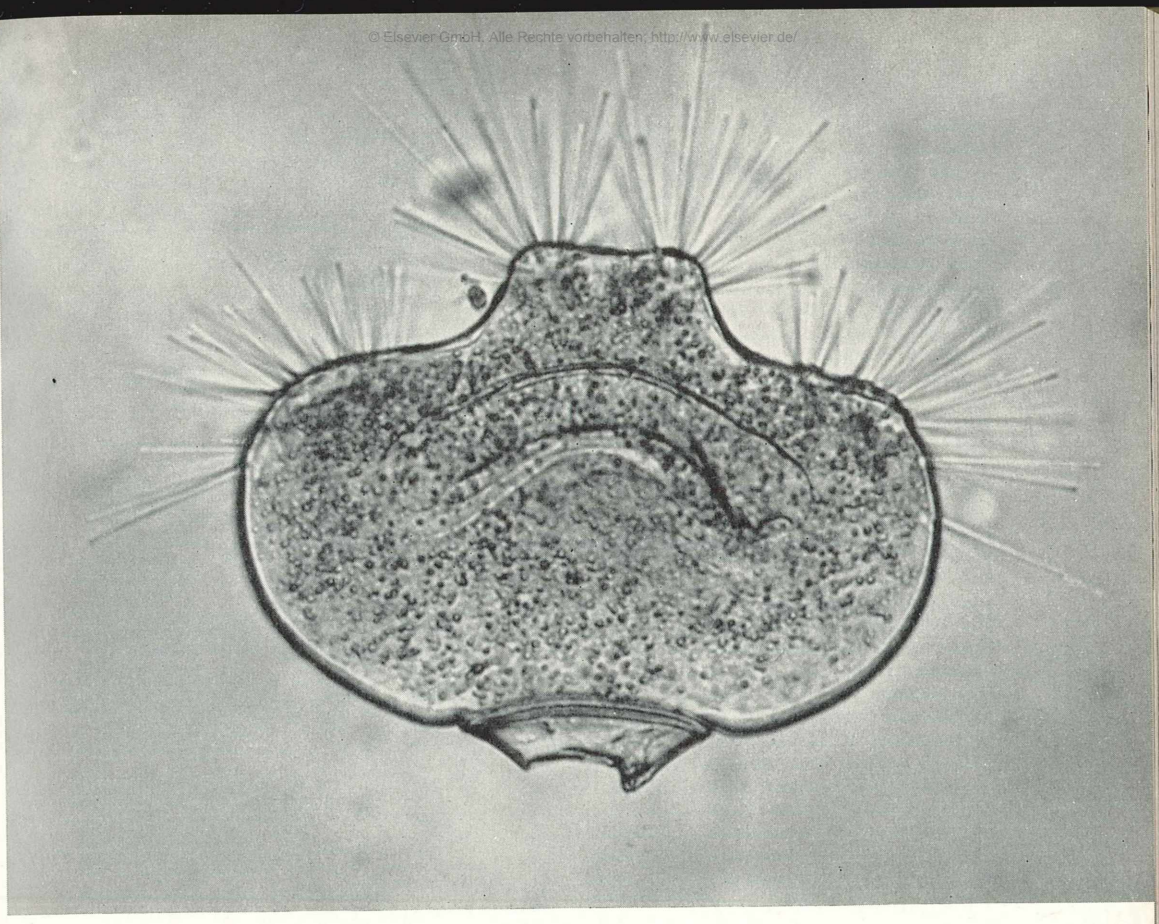
Fein säuberlich getrennt von *Discophrya stammeri*, nämlich auf Flügeldecken und Halsschild von *Helochares lividus*, lebt noch eine zweite Discophryide, *D. guilcherae*. Sie bildet kein Gehäuse, und ihr stark abgeplatteter Plasmakörper sitzt auf einem verhältnismäßig langen Stiel (Bild 5). Diese Art ist hinsichtlich ihres Trägers nicht ganz so wählerisch wie *D. stammeri*, denn man

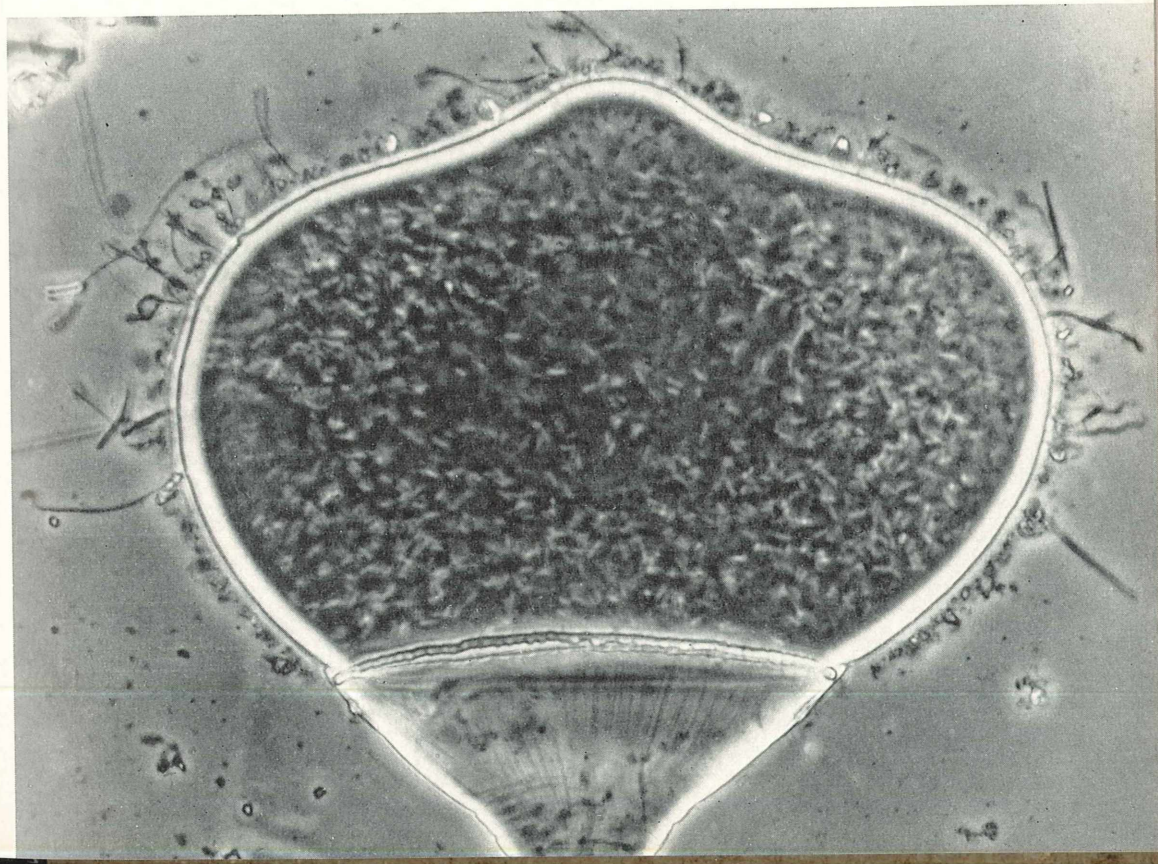
▶

Bild 8: *Discophrya speciosa* in Schwärmerbildung und mit geteiltem apikalem Tentakelbündel.

Bild 9: *Discophrya speciosa*. Im Phasenkontrast erscheinen die symbiontischen Bakterien als helle Stäbchen.

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





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

findet sie auch auf den Flügeldecken der Hydrophiliden-Gattung *Enochrus*.

Ihr ähnlich ist *Discophrya speciosa*, die sich ebenfalls auf Flügeldecken und Halsschild von Hydrophiliden findet, den beiden großen Kolbenwasserkäfern *Hydrous piceus* und *Hydrous aterrimus* sowie dem wesentlich kleineren *Hydrophilus caraboides* und *Hydrobius fuscipes* (Bild 6). Der abgeflachte, breit ausladende und bis zu 220 µm breite Plasmakörper dieser sehr eindrucksvollen *Discophrya*-Art besitzt an seinem oberen Rand eine mit einem Tentakelbüschel besetzte Vorwölbung, während zwei weitere Gruppen von Saugröhrchen an den Seiten des Tieres entspringen (Bild 7). Manchmal findet man auch Exemplare, bei denen diese Vorwölbung so verbreitert ist, daß es zur Zweiteilung des mittleren Tentakelbündels kommt. Ein solches Individuum zeigt Bild 8, das zudem die beginnende Ausbildung eines Schwärmers erkennen läßt. Der Plasmakörper dieser Art ruht auf einem kurzen, sich zur Körperscheibe trompetenartig erweiternden Stiel, der im Bereich seiner größten Ausdehnung an seiner Innenseite einen stark lichtbrechenden Ring ausbildet, der vermutlich der besseren Verbindung zwischen Stiel und Zellkörper dient. Die kontraktilen Vakuolen, 4—14 an der Zahl, liegen dem Vorderrand genähert, und ihre gut sichtbaren, die Ektoplasmaschicht durchlaufenden Ausführkanäle münden, sich etwas trichterförmig erweiternd, auf kraterartigen Erhebungen oder kleinen Einsenkungen. Der runde bis ovale Großkern liegt in der Mitte des Körpers. Die Zahl der Kleinkerne schwankt in der Regel zwischen sechs und neun. Besonders bemerkenswert ist die Tatsache, daß sich im Plasma dieses Suktors stets eine große Zahl stabförmiger Bakterien nachweisen läßt (Bild 9). Dieser interessante Fall von Endosymbiose wird zur Zeit näher untersucht.

Literaturhinweise:

Ammermann, D. (1962): Sauginfusorien — Mikrokosmos **51**, 161—163.

Grell, K. G. (1952): Ein Einzeller und seine Feinde — Mikrokosmos **42**, 25—28.

Hauser, M. (1965): Einzellige Wegelagerer: Die Suktorien — Mikrokosmos **54**, 228—232.

Matthes, D. (1953a): Sauginfusorien auf Käfern und Wanzen. 1. Die auf Hydrophiliden, Hydraeniden und Dryopiden lebenden *Discophrya*-Arten — Mikrokosmos **42**, 222—226.

Matthes, D. (1953b): Sauginfusorien auf Käfern und Wanzen. 2. Die an Dytisciden, Halipliden und Wasserwanzen gebundenen *Discophrya*-Arten — Mikrokosmos **43**, 35—40.

Matthes, D. (1953c): Suktorienstudien V. Die zwischen obligat gebundenen Discophryen und ihren Trägern bestehenden Beziehungen — Z. Morph. Ök. Tiere **42**, 307—332.

Matthes, D. (1954a): Suktorienstudien I. Beitrag zur Kenntnis der Gattung *Discophrya* Lachmann — Arch. f. Protkd. **99**, 187—226.

Matthes, D. (1954b): Suktorienstudien II. Über obligatorisch symphorionte *Discophrya*-Arten — Zool. Anz. **152**, 106—121.

Matthes, D. (1954c): Suktorienstudien IV. Neue obligatorisch symphorionte mit Wasserkäfern vergesellschaftete *Discophrya*-Arten — Zool. Anz. **153**, 76—88.

Matthes, D. (1957): Das marine Sauginfusor *Thecacineta calix* und sein „Raumparasit" — Mikrokosmos **47**, 34—38.

Verfasser: Priv.-Doz. Dr. D. Matthes, Zoologisches Institut der Universität Erlangen-Nürnberg, Erlangen, Universitätsstr. 19

MARTIN DECKART

Heilung für Millionen?

Saugwürmer und Bilharziose

Es ist nicht schwer, bei „Würmern" biologisch interessante Dinge zu finden. Seit ich Anlaß hatte, mich näher mit Trematoden (Saugwürmern) zu beschäftigen („Das giftige Freibad" Heft 1 des Mikrokosmos **55**, 1—5, 1966) scheinen mir diese die interessantesten zu sein.

Eine sehr gut bebilderte Arbeit über den „Pärchenegel" *Schistosomum* hat Dr. W. Frank in Mikrokosmos **50**, 34—40, 1963, veröffentlicht. Da inzwischen Bekämpfungsmethoden bekannt geworden sind, scheint es angebracht, noch einmal über diese ebenso interessanten wie gefährlichen Parasiten zu berichten.

Die mehreren tausend Arten Saugwürmer sind durch die Bank Schmarotzer. Die Ordnung *Monogena* enthält meist Außenschmarotzer, die deshalb in biologischer Hinsicht nicht ganz so interessant sind wie

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

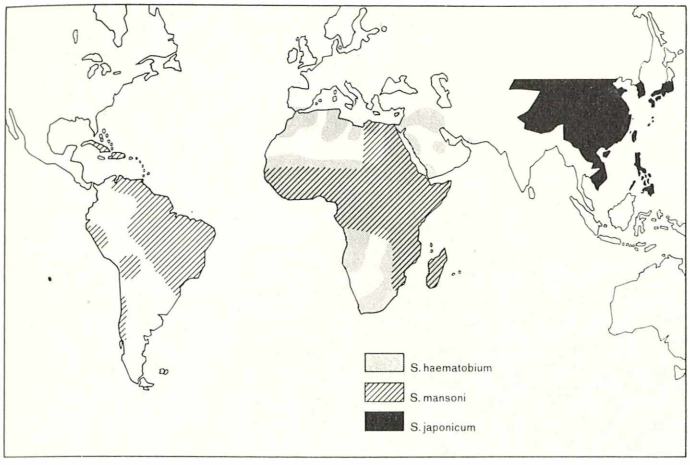
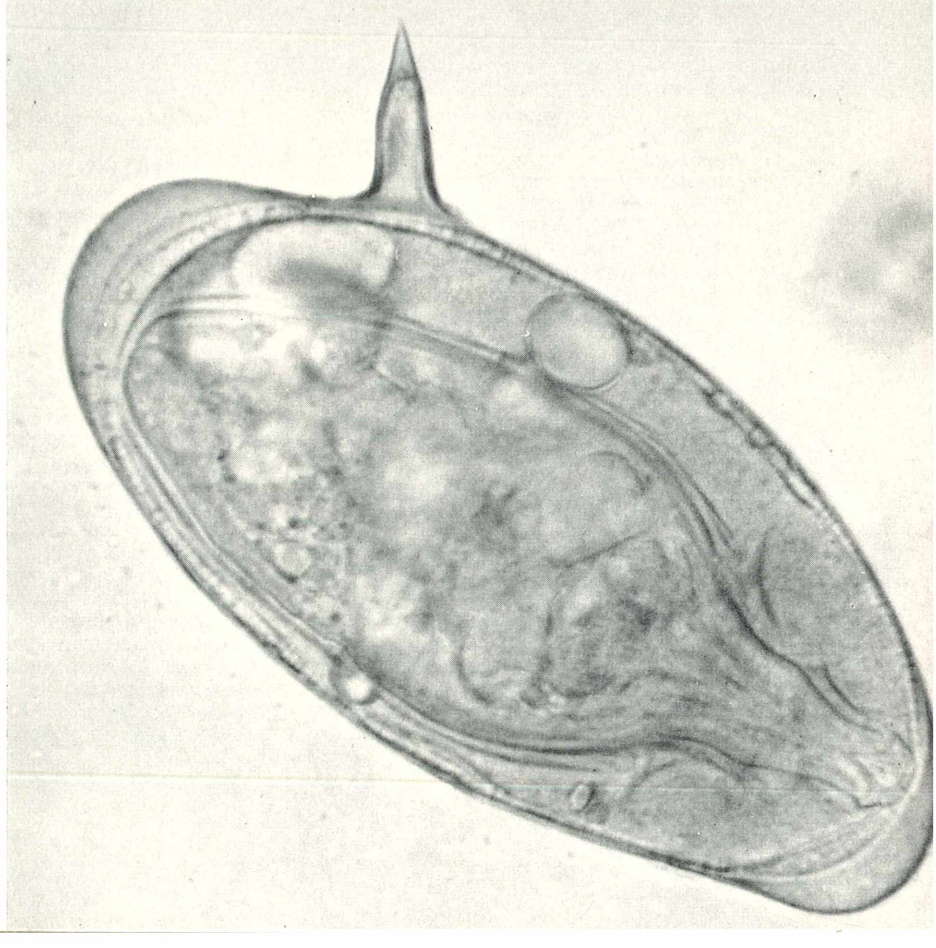


Bild 1: Geographische Verbreitung der Bilharziose.
Pressebild Ciba

die Angehörigen der Ordnung *Digena*, mit deren Lebensvorgängen wir uns näher beschäftigen wollen, ehe wir die ungeheure Bedeutung betrachten, die sie für Krankheiten des Menschen haben. Sie sind alle Innenschmarotzer. Alle haben einen zum Teil überaus komplizierten Entwicklungsgang, der sich in mindestens zwei, manchmal aber auch in einer ganzen Vielzahl von Arten abspielt. Die Endwirte sind immer Wirbeltiere der allerverschiedensten Arten, *ein* Zwischenwirt ist aber ausnahmslos eine Schnecke.

Der Wurm, der manchmal viele Jahre hindurch in irgend einem Organ des Endwirtes sitzt, legt Eier, in denen meist schon die nächste Entwicklungsstufe, das *Miracidium*, zu erkennen ist. Das ist ein bewimpertes Wesen, meist mit einem Stachel versehen, das sich bald frei macht und (mit einer meist nur nach Stunden bemessenen Lebenszeit) im Wasser umherschwimmt.

Bild 2: Ei des Saugwurms *Schistosoma mansoni*.
Pressebild Ciba



Findet es dabei eine Schnecke von der richtigen Art, so bohrt es sich durch ihre weiche Haut ein und entwickelt sich dort zu einer *Redie* oder *Sporozyste*. Beide erzeugen auf ungeschlechtlichem Wege eine Unzahl Nachkommen. Das sind die im obengenannten Aufsatz beschriebenen *Cercarien*, die fast immer ins Wasser entlassen werden und dort solange lebhaft auf der Suche nach einem neuen Wirt (dem Endwirt oder auch einem zweiten Zwischenwirt oder „Transportwirt") herumschwimmen, bis ihr Vorrat an Nahrungsstoffen (hier: Glykogen) aufgebraucht ist und ihr Tod eintritt.

Finden die Cercarien einen Wirt, so bohren sie sich durch dessen Haut, und wenn es sich um das ihrem Fortkommen „adäquate" Tier handelt, dann werden sie mit dem Blut in das Organ befördert, in dem ihre weitere Entwicklung ablaufen kann. Daß sie sich dabei „irren" und damit z. B. badende Menschen gefährden können, habe ich in dem genannten Aufsatz beschrieben.

Wie schnell solche Schmarotzer ihren Weg im Wirt finden, sieht man an Diplostomen, die in Massen in die Tiefe von Seen sinken und dort eine milchige Trübung verursachen. Gerät ein Karpfenfisch in diese Cercarienwolke, so dauert es keine halbe Stunde, und die Parasiten haben ihren Platz gefunden: Das Auge. In kurzer Zeit sind alle in der Augenlinse versammelt. Sind es zu viele, so wird der Fisch blind, findet keine Nahrung mehr und stirbt — womit natürlich auch den Schmarotzern nicht gedient ist.

Die meist vorkommende Form der Cercarien wurde im Januarheft des Mikrokosmos abgebildet: An einem Kopfteil (bei der *Ocellata*-Gruppe mit Augen versehen) trägt sie einen gegabelten Schwanz. Dieser dient nur der Fortbewegung und wird beim Eindringen abgeworfen. Zumeist besorgt der vordere Saugnapf das Einbohren in die Haut des Wirbeltieres. Manche Cercarien bohren sich mit einem Stachel durch die Chitinhaut von Insektenlarven. Solche, die dazu z. B. *Corethra*-Larven (Larven der Büschelmücke) wählen, gelangen über diesen Transportwirt in Fische. Es sind aber auch Fälle bekannt, in denen sich Hühnerhalter darüber wunderten, daß ihre Hühner erst Windeier legten, dann gar keine mehr, und schließlich starben. Diese Hühner hatten am Ufer eines benachbarten Teiches Libellenlarven gefressen und damit in diesen lebende Cercarien aufgenommen, für die sie der adäquate Wirt waren.

Als ein biologisch überaus merkwürdiges Beispiel sei *Diplostomum macrostomum* angeführt. Der Endwirt ist ein insektenfressender Singvogel, der mit seinem weißen Kot Eier mit Miracidien auf Pflanzenblätter fallen läßt. Dieser Kot wird von der landlebenden Schnecke *Succinea putris* (Bernsteinschnecke) überaus gern aufgenommen, und die Sporocysten durchwachsen den ganzen Körper der Schnecke mit sackartigen Fortsätzen. Besonders große wachsen in die Fühler hinein und bringen diese zu starkem Anschwellen. Ganz auffällig ist nun, daß diese Säcke in den Fühlern mit Ringen versehen und mit einem roten „Augenfleck" gefärbt sind und dann noch pulsierende Bewegungen machen. Sie werden dadurch recht auffällig und ähneln einer Insektenlarve. Die Singvögel werden nun auf diese vermeintlichen Insektenlarven aufmerksam und schnappen den Schneckenfühler mit der Sporocyste darin — und damit haben die Diplostomen ihren passenden Endwirt gefunden. Eine wahrhaft spannende Pointe für einen Kriminalroman, aber die Natur hat sie geschrieben, und wir dürfen uns fragen, wie diese Zusammenhänge entwicklungsgeschichtlich zustandekommen konnten.

Sehr viele Trematoden schmarotzen in Säugetieren, viele merkwürdigerweise in Fledermäusen, die sie vermutlich aus Insekten haben, deren Larven im Wasser von Cercarien infiziert worden sind. Für unsere Haustiere am wichtigsten ist *Fasciola hepatica*, der Leberegel des Schafes und des Rindes, der der Landwirtschaft immer noch großen Schaden zufügt. Seine Miracidien gelangen aus der erkrankten Leber durch den Gallengang in den Darm und werden mit dem Kot abgegeben. Sie dringen in die kleine Schnecke *Limnaea truncatula*, die nach Überschwemmungen in Massen auf den Wiesen während und nach der Austrocknung vorkommt. Die von ihr abgegebenen Cercarien (wie auch die Miracidien) haben sich aber dem Wechsel von Feuchtigkeit und Trockenheit angepaßt: Die Miracidien schlüpfen erst aus dem Ei, wenn es sich im Wasser befindet, und die Cercarien verstehen es, sich an den Grashalmen dauerhaft zu encystieren. Die Frage, wie lange sie sich an diesen auf der Wiese oder im eingefahrenen Heu lebend und infektionsfähig erhalten, ist noch nicht zu voller Zufriedenheit gelöst. Auf jeden Fall sind (nach Wesenberg-Lund) im Jahre 1925 in Bayern 60 000 Schafe und 18 000 Rinder durch Infektion mit *Fasciola hepatica* zu Tode gekommen und von einer noch größeren Zahl mußte die Leber bei der Schlachtung verworfen werden. Eine einwandfreie Bekämpfung dieser Leberegelseuche ist noch nicht bekannt.

Menschen können viel schlimmer durch Trematoden geschädigt werden, wenigstens in tropischen und subtropischen Gebieten, als das in unseren Breiten durch die ungefährlichen Pusteln möglich ist, die in dem Aufsatz vom „giftigen Freibad" geschildert wurden. Ähnliche Verhältnisse wie dort sind anscheinend viel häufiger als

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

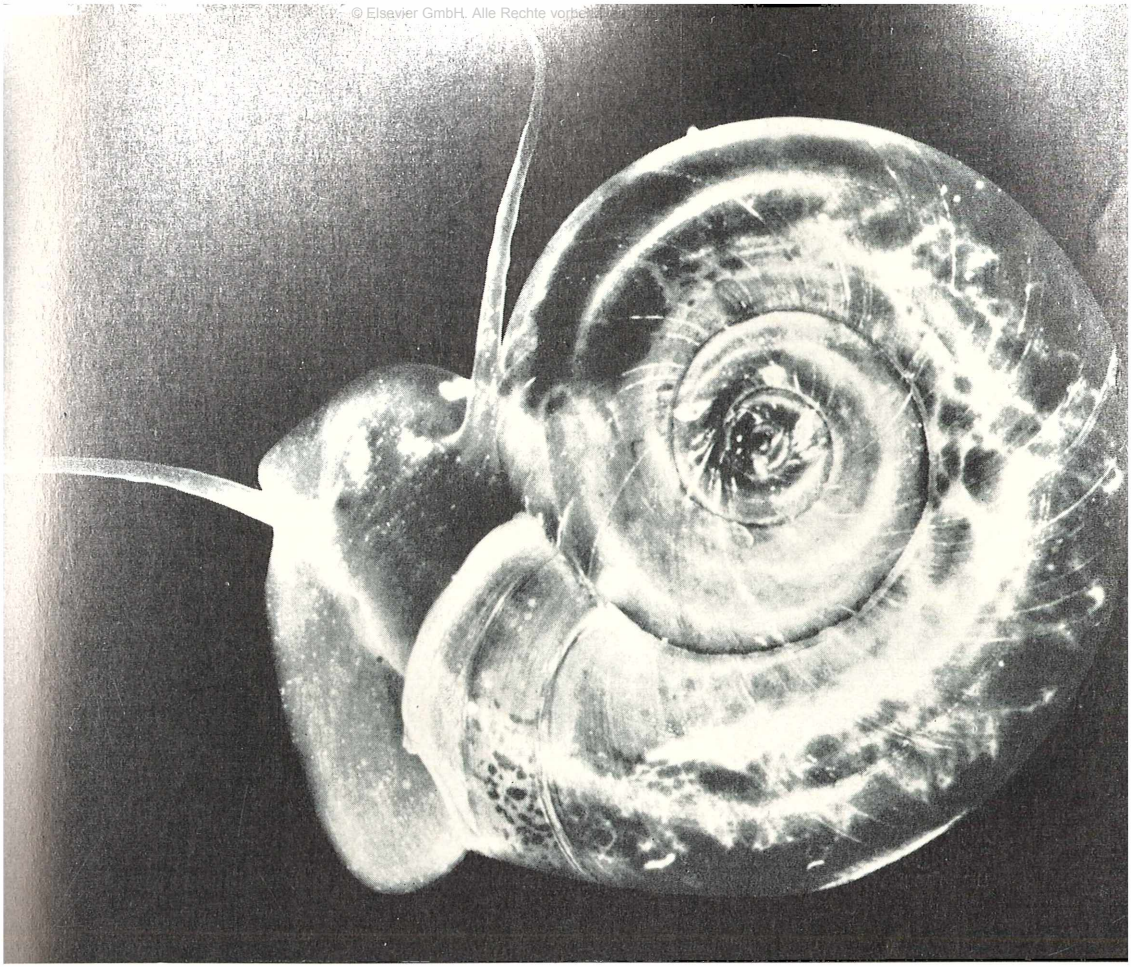


Bild 3: Die Schnecke *Planorbis glabratus*, der Zwischenwirt von *Schistosoma mansoni*.
Pressebild Ciba

sie erkannt werden: Prof. Dr. H. J. Stammer aus Erlangen teilte mir brieflich mit, daß dort im echten Nürnberger Dialekt die Pusteln, die einer nach dem Baden heimbringt, den Namen „Weiherhibbele" hätten.

Tatsächlich sind die beim Menschen durch Trematoden erzeugten Krankheiten nächst der Malaria die am weitesten verbreiteten; es wird geschätzt, daß insgesamt 200 bis 300 Millionen Menschen davon befallen und dadurch in ihrer Arbeitskraft und in ihrem Wohlbefinden aufs schwerste geschädigt sind.

Drei sehr nahe verwandte Erreger kommen dafür in Betracht, alle haben Cercarien mit gegabeltem Schwanz, aber ohne Ocellen (Augen). Bei allen dreien ist eine Schnecke der einzige Zwischenwirt. Sie unterscheiden sich zwar auch durch die erzeugten Krankheitsbilder, in allererster Linie aber dadurch, daß sie in verschiedenen Gegenden der Tropen vorkommen. Bild 1 gibt über ihre Verbreitung Auskunft. Es handelt sich um *Schistosoma haematobium, Sch. mansoni* und *Sch. japonicum.*

Die ausgebildeten Würmer sind eigenartige Doppelwesen: Das Männchen schließt in einer langen Rinne seines Körpers das schlankere Weibchen ein und hält es über seine ganze Lebenszeit fest (Bild 4). Die Eier gelangen auf mancherlei Wegen in den Enddarm oder in das Urogenitalsystem, werden also vom erkrankten Menschen mit dem Stuhl oder dem Urin in das Wasser abgegeben. Hier schlüpfen in der üblichen Weise Miracidien aus, die zur weiteren Entwicklung unbedingt eine von wenigen Schneckenarten brauchen. In der Schnecke erfolgt die Entwicklung zur Redie oder Sporocyste, die durch ungeschlechtliche Vermehrung viele Tausend Cercarien erzeugt. Jeder Mensch, der mit ungeschützter Haut ins Wasser geht, ist in Gefahr: Die Cercarien bohren sich durch die Haut und dringen in die Blutkapillaren ein; so gelangen sie in den allgemeinen Blutkreislauf.

Die Krankheitsbilder sind je nach der Art der Erreger (aber auch nach äußeren Umständen) etwas verschieden. Der Anfang ähnelt der aus Bad Tölz beschriebenen Badedermatitis. 4—7 Wochen nach dem

Eindringen der Cercarien zeigen sich aber ernstere Krankheitserscheinungen: Fieber, Mattigkeit, Kopf- und Gliederschmerzen, Schwellung von Leber und Milz. Dieses Krankheitsbild klingt wieder ab (es entspricht offenbar der Entwicklung der Endform der Würmer und ihrer Festsetzung in einem passenden Organ), geht aber bald in den chronischen Zustand über, der verschiedene Formen haben kann:

Schistomum haematobium erzeugt fast immer eine Bilharziose des Urogenitalsystems. Sie ist äußerlich daran zu erkennen, daß dem Harn Blut beigemischt ist, vor allem den letzten Portionen. Im Harnsediment befinden sich dann bereits Eier von *Sch. haematobium*. Ein geringer Befall bedingt eine leichte Erkrankung der Blase und kann nach einigen Jahren abheilen. Ein stärkerer dagegen verursacht eine Verdickung und starke Verhärtung der Blasenwand. Sie ist dann mit Millionen verkalkter Eier durchsetzt, und es ergeben sich dann auch schwere Zerstörungen in den inneren Geschlechtsorganen. Sehr bedenklich ist auch das besonders häufige Auftreten von Blasenkrebs in solchen Gebieten, in denen die Bilharziose besonders häufig ist.

Darmerkrankungen werden durch *Sch. mansoni* und *Sch. japonicum* erzeugt. Auch hier führen leichtere Infektionen nur zu Mattigkeit, Gewichtsverlust und Verdauungsbeschwerden, schwerere aber zu schlimmen ruhrartigen Erkrankungen. Die schwersten Erkrankungen, die oft zum Tode führen, werden aber durch einen starken Befall der Leber durch *Sch. mansoni* und *Sch. japonicum* erzeugt. Die Leber ist dann mit Eiern der Würmer ganz durchsetzt und vergrößert sich auffällig. Noch stärker ist die Vergrößerung der Milz, und beide zusammen sind die Ursache einer unförmigen Vorwölbung des Bauches. Schwere Infektionen führen durch Pfortaderstauungen und völlige Funktionsunfähigkeit der Leber zum Tode.

In manchen Fällen können *Schistosoma*-Eier über die Lungenarterien in die Lunge gelangen und sich dort in Tausenden von Knötchen verkapseln. Das führt dann zu einer Behinderung des Kleinen Kreislaufes und zu einer Herzinsuffizienz. Ebenso kann *Sch. japonicum* im Zentralnervensystem akute Gehirn- und Rückenmarksentzündungen erzeugen.

Wir sehen: Die genannten Schistosomen — und einige andere Trematoden — sind eine furchtbare Plage der Menschheit, und es lohnt sich wahrlich, nach Vorbeugungs- und Bekämpfungsmaßnahmen zu suchen. Schon vor mindestens 3000 Jahren wurden Menschen von diesen Würmern heimgesucht: In Mumien von Pharaonen, die um 1500 v. Chr. lebten, sind Schistosomeneier gefunden worden. Wie Bild 2 zeigt, haben diese Eier eine recht charakteristische Form. Eine Beschreibung der Krankheit

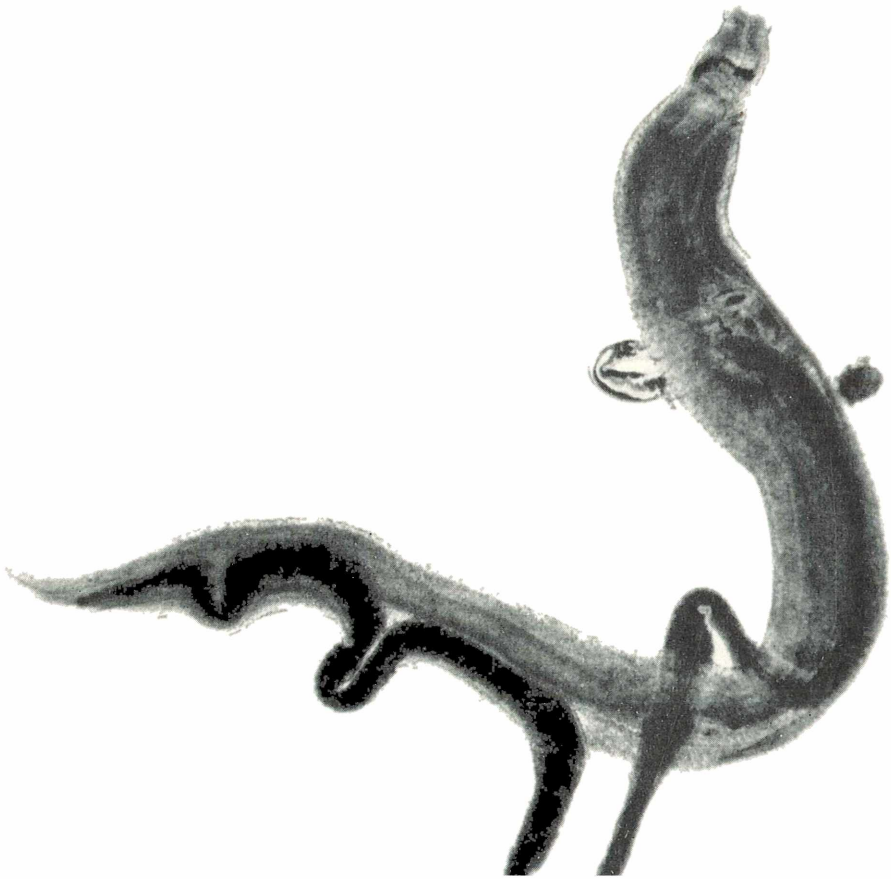


Bild 4: Pärchen von *Schistosoma mansoni*.
Pressebild Ciba

Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

findet sich auch in einer ägyptischen Papyrus-Schrift. Selbstverständlich war aber die Voraussetzung für brauchbare Bekämpfungs- und Heilungsmaßnahmen die genaue Kenntnis der sie verursachenden Trematoden und ihrer komplizierten Entwicklungsgeschichte. WESENBERG-LUND (Biologie der Süßwassertiere) schreibt: „Es ist ein sonderbarer Gedanke, daß Jahrtausende dahingehen sollten, ehe wir soweit waren, daß wir die Ursache der Erkrankung erkannten. Aber noch sonderbarer ist es, daß die ägyptischen Ärzte heute noch sagen müssen, daß wir, obgleich wir die Ursache der Krankheit kennen, dem Übel nicht viel besser beikommen können als damals."

In den letzten Jahren scheint dieser Ausspruch seine Geltung verloren zu haben, und zwar durch die (heut noch keineswegs vollkommene) Erforschung des Lebensganges der Trematoden. Dazu kommen aber die Arbeiten von zwei großen pharmazeutischen Werken, die die Frage von zwei verschiedenen Seiten her in erstaunlicher Weise der Lösung näher bringen.

Wir müssen ja erwarten, daß die Voraussetzungen für das Erkranken von noch viel mehr Menschen als bisher auf uns zukommen: Die Bevölkerungszahl und damit die Bevölkerungsdichte gerade in den gefährdeten Ländern der Tropen steigt ständig. Das bedingt eine Intensivierung der Landwirtschaft, und diese ist ja in erster Linie durch Bewässerungsunternehmen möglich. Man denke nur an die Folgen des Baues des Assuan-Dammes für die Anlage von Bewässerungsgräben im schon besonders gefährdeten Ägypten. Das bedingt einerseits das Eindringen von immer mehr Schnecken in die Bewässerungskanäle. Und wenn man im hochzivilisierten Europa jetzt erst beginnt, viele Millionen zur Sauberhaltung der Gewässer einzusetzen, kann man sich den Zustand alter und neugebauter Bewässerungskanäle leicht vorstellen. Hinzu kommen noch die ursprünglich im Dienste der Sauberkeit und Gesundheit stehenden religiösen Vorschriften der Mohammedaner, täglich mit Wasser die Austrittsöffnungen des Körpers zu waschen. Die Trematodeneier eines Erkrankten können dabei ins Wasser gelangen.

Zwei Erfindungen kommen gerade zur rechten Zeit. Zum ersten ist es den Farbenfabriken Bayer-Leverkusen gelungen, ein überaus wirksames Molluskizid (also ein Vernichtungsmittel gegen Schnecken) zu entwickeln, das den Namen „Bayluscid" trägt. Es wirkt auf Schnecken bei Konzentrationen, die den meisten Fischen das Überleben gestatten. Das Plankton geht zwar zu Grunde, regeneriert sich aber (wahrscheinlich aus Dauerzuständen) nach einiger Zeit wieder, und die Wasserpflanzen werden nicht geschädigt. Die Aufgabe ist also, möglichst in allen Gewässern, mit denen Menschen in Berührung kommen, durch Bayluscid die Schnecken zu vernichten; dann ist der Zwischenwirt für die Schistosomenarten ausgeschaltet. Dabei ist gleichgültig, in welchem Schlußwirt sie leben: Dieses Mittel wird also auch angewandt, um das „giftige Freibad" von Schnecken zu säubern, und dieser Vorgang ist in Berlin-Friedenau vor wenigen Jahren in einem dortigen Freibad mit vollem Erfolg durchgeführt worden. Es bestehen dagegen keine Bedenken, da Bayluscid in diesen geringen Verdünnungen für Menschen völlig ungefährlich ist und sich außerdem in wenigen Tagen von selbst chemisch in seine durchaus harmlosen Bestandteile zersetzt.

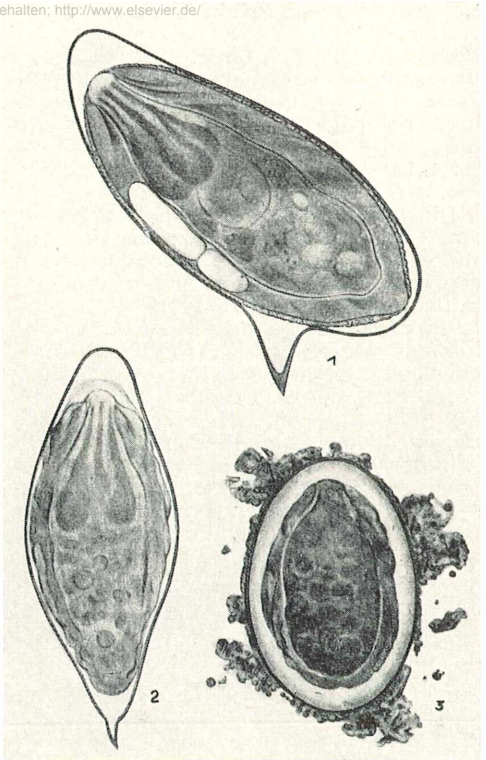


Bild 5: Eier der drei *Schistosoma*-Arten: *1 Sch. mansoni, 2 Sch. haematobium, 3 Sch. japonicum.* Aufnahme: „Bayer", Leverkusen

Nun ist es gewiß nicht ganz so einfach, dieses Mittel gerade in der Konzentration, in der es Schnecken abtötet, aber Fische unbehelligt läßt, in allen Gewässern anzuwenden. In großen Seen z. B. dürfte sich seine allgemeine Anwendung sowieso verbieten. Zum Sauberhalten von Bewässerungskanälen wird es aber sicher sehr gute Dienste leisten, und die „Pflanzenschutz-Nachrichten" von Bayer-Leverkusen be-

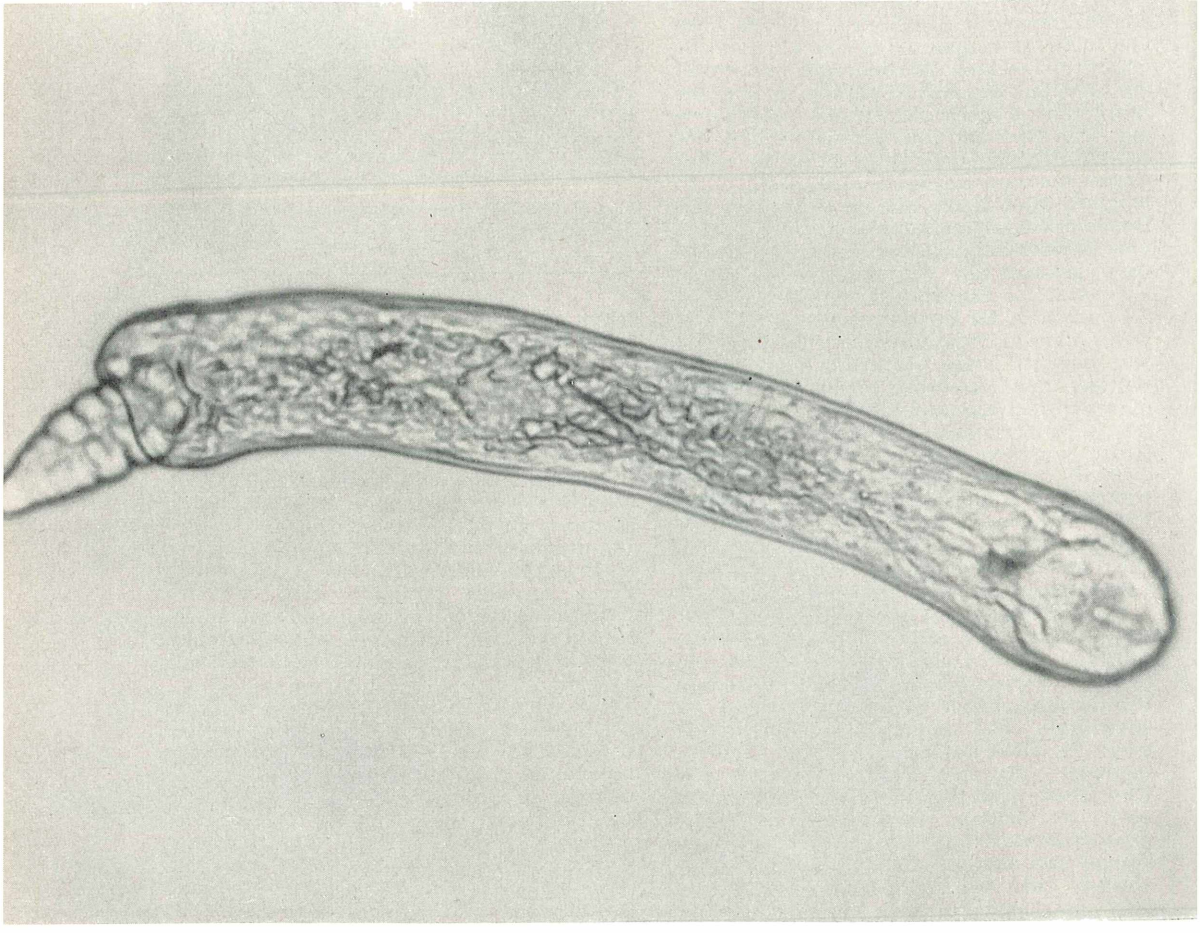
richten von vielen Erfahrungen und Untersuchungen, die im Freiland wie im Labor über alle möglichen Einwirkungsbedingungen gemacht worden sind. Ein ganz großer Schritt zur Bekämpfung der Bilharziose ist also ohne allen Zweifel mit der Entwicklung von Bayluscid getan worden. Ob dieser Schritt allein zum völligen Erfolg führen kann, ist vielleicht nicht völlig sicher.

Hinzu kommt aber nun ein anderer, der von der anderen Seite diese Bedenken ausschließen könnte: Das große schweizerische chemische Werk „Ciba" hat jetzt ein Heilmittel gegen die Krankheit Bilharziose beim Menschen herausgebracht, das verblüffend einfach und verblüffend schnell eine Heilung erkrankter Menschen bewirkt. Wenigstens bei *Schistosoma mansoni* und *Sch. haematobium* hat sich das Chemotherapeuticum „Ambilhar" bereits als einwandfrei wirksam erwiesen, gegen *Sch. japonicum* wird seine Wirkung noch geprüft.

Ambilhar verhindert zunächst die weiblichen Erreger an der Eiablage und vernichtet dann beide Geschlechter der Parasiten. Bereits drei Tabletten täglich, während einer Woche eingenommen, führen zu einer völligen Heilung des Patienten. Nebenwirkungen treten praktisch nicht auf.

Die Jahrtausende lang unmöglich scheinende Bekämpfung der Bilharziose ist also heute in ein völlig neues Stadium getreten. Unser Verhältnis zu dieser Krankheit ist jetzt vergleichbar geworden dem, das wir seit ca. 50—100 Jahren zur Malaria haben. Der erste Schritt war auch hier die Erkenntnis der Zusammenhänge, insbesondere des Entwicklungsganges des Erregers. Als zweiter folgte die Bekämpfung der *Anopheles*-Mücken — und es ist hier nebensächlich, daß diese Mücke nicht Zwischenwirt des Erregers, sondern im Gegensatz zur Schnecke Endwirt ist. Allein war diese

Bild 6: Bohrstachel-Cercarie. Sie bohrt sich — aus einer Schnecke kommend — in Wasserinsekten ein und gelangt dann in Frösche, Singvögel oder Fledermäuse. Aufnahme Deckart



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

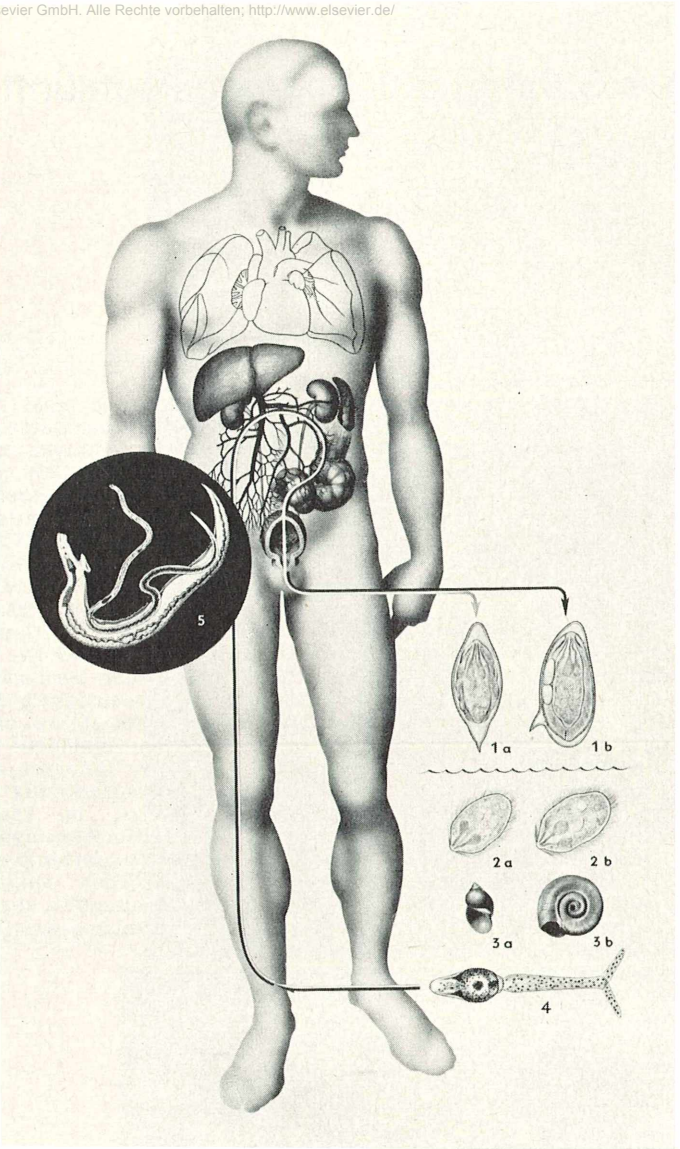


Bild 7: Kreislauf und Entwicklung der Schistosomen. *1a* Ei von *Schistosoma haematobium*. *1b* Ei von *Schistosoma mansoni*. *2a* Miracidie von *Schistosoma haematobium*, *2b* Miracidie von *Schistosoma mansoni*. *3a* Die Schnecke *Bulinus*, ein Zwischenwirt, *3b* die Schnecke *Planorbis*, ein Zwischenwirt. *4* Cercarie. *5* Kopulierendes *Schistosoma*-Pärchen.
Bild: „Bayer", Leverkusen

Mückenbekämpfung nicht vollständig wirksam. Dazu kamen als Bekämpfungsmittel der Krankheit selbst Chemotherapeutica, erst das Chinin, dann das wirksamere Atebrin und das Chloroquin. Allein für sich reichen aber auch diese nicht aus: In Indien muß das Chloroquin dem täglichen Konsum-Kochsalz beigefügt werden, um zu erreichen, daß jeder (?) Einwohner des Gebietes das Präparat auch wirklich nimmt.

Nur wenn die Vernichtung des Zwischenwirtes parallel mit der möglichst allgemeinen Verabfolgung eines Mittels einhergeht, das die beim Menschen ausgebrochene Krankheit heilen kann, können wir mit einem durchschlagenden Erfolg rechnen. Dann werden beide Mittel vereint in weiten Gebieten der Erde eine endemische Krankheit zu einer nur gelegentlich auftretenden machen, und das Wort der „Ciba": „Heilung für Millionen" kann Wahrheit werden.

Die Bilder 5 und 7 sind mit Genehmigung der Farbenfabriken Bayer AG dem Heft 1/1962 der „Pflanzenschutznachrichten «Bayer»" entnommen

Verfasser: Martin Deckart, Bad Tölz, Gudrunstr. 9

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

FRIEDER SAUER

Ein Schmetterlingsgelege schlüpft aus

Massenauftreten und Massenwanderung von Tieren gehören zu den eindrucksvollsten Naturereignissen; sie sind in zahllosen Schilderungen beschrieben worden, wie sie uns besonders BREHMs unsterbliches Tierleben bewahrt hat. In der Industrielandschaft sind sie ein außergewöhnlich seltenes Ereignis geworden, schon in den Anfängen bekämpft mit allen Mitteln der modernen Technik.

Im mikroskopischen Raum dagegen gehören Massenvermehrungen von Organismen zum alltäglichen Bild, eindrucksvoll wird es aber erst, wenn sich dem Gewimmel eine allen gemeinsame Handlung überlagert. Das ist der Fall, wenn — auf die Stunde genau — die Larven eines Insektengeleges ihre Eihüllen sprengen. Hier wird der Vorgang am Beispiel der Hausmutter *(Rhyacia pronuba)* beschrieben.

Anfang September findet man überall die Eigelege des häufigen Nachtfalters, angekittet in dichtester Kugellage an irgendwelche hochragenden Pflanzenteile. Die Eiplatten sind matt messingglänzend und erfreuen durch regelmäßige Anordnung und feine Musterung. Ein Schnitt durch die Eikappen läßt ihre Feinstruktur besonders deutlich werden: Rundum ein Wabenmuster und eine zentrale Rosette, der Mikropylenkranz. Das Wabenmuster ist wohl nur ein Abguß der Oberfläche des Organs, das sie hervorgebracht hat, also des Epithelgewebes des Eierstocks. Die Mikropylen sind nach älterer Auffassung die Pforte, durch die das beschalte Ei befruchtet wird, nach neuen Beobachtungen dienen sie nur dem Gasaustausch des Embryos. Die Eihaut (das Chorion) hat zwei Aufgaben, die unvereinbar scheinen: Sie muß den Gasaustausch des Embryos erlauben und zugleich seine Austrocknung verhindern. Vielleicht sind auch die Insekteneier ebenso wie die Schmetterlingspuppen zu aktiver Wasserdampfretention befähigt.

Schon einige Tage vor dem Schlüpfen schimmern die Köpfe der jungen Raupen dunkel durch die Eihülle. Langsam rotieren

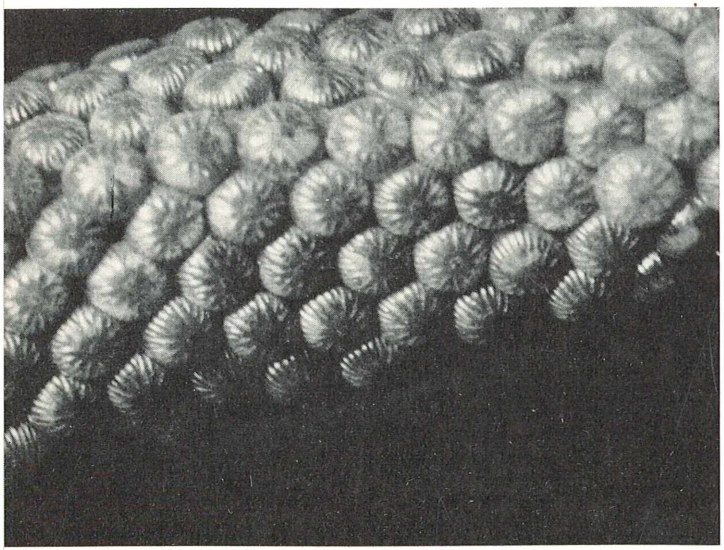


Bild 1: Ein Eigelege eines Schmetterlings (Hausmutter). Die matt messingglänzenden Eier sind fein gemustert.

© Elsevier Gm

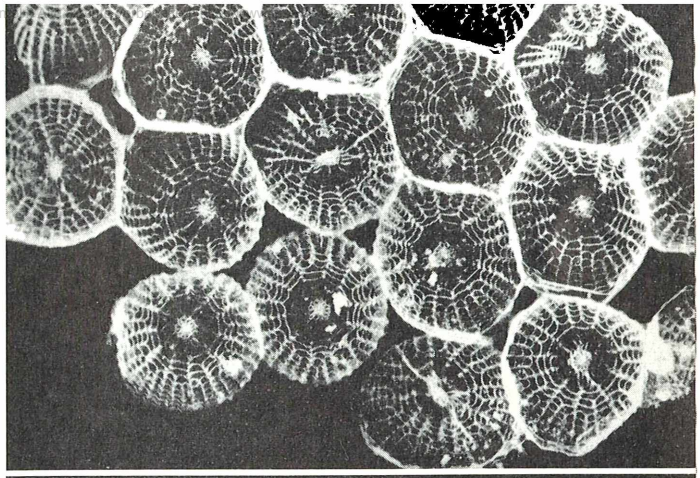


Bild 2: Ein Schnitt durch die zusammengebackenen Eikappen enthüllt ein Wabenmuster. Der Eiinhalt wurde ausgewaschen.

Bild 3: Die Räupchen beginnen zu schlüpfen, die Köpfe werden sichtbar.

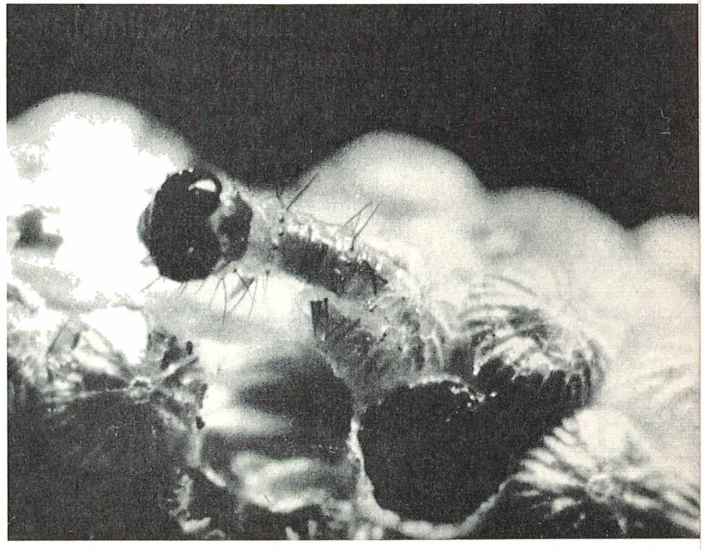


Bild 4: Die kleine Raupe verläßt das Ei. Im Vordergrund zwei bis zum Grund abgenagte Eireste.

Copyrighted material; http://www.elsevier.de/

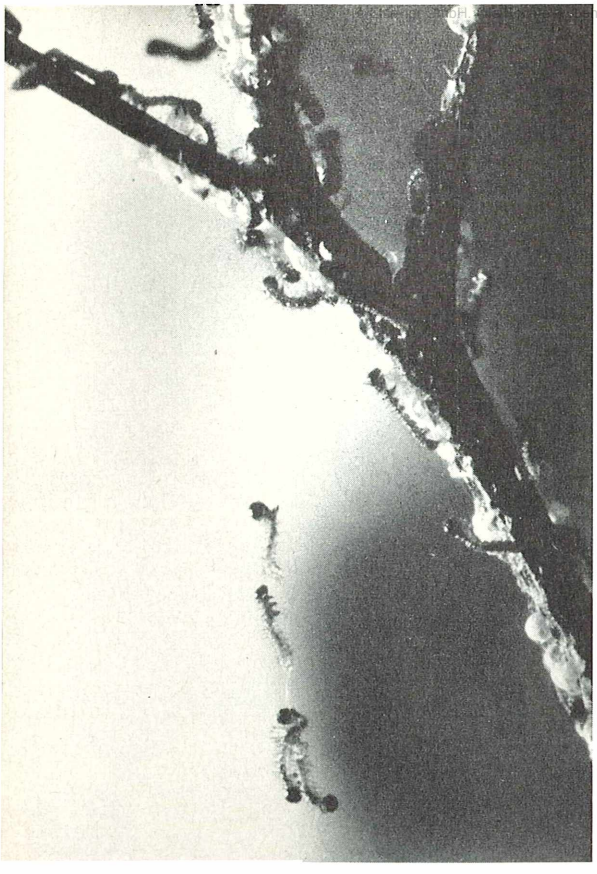


Bild 5: Die Jungräupchen verlassen das Gelege.

sie in ihrem engen Gehäuse und benagen es von innen. Ihre Tracheen füllen sich mit Gas. Dann schneiden — auf die Stunde pünktlich — alle Räupchen ihre Schalen an. Jetzt wird man an das Märchen vom süßen Brei erinnert, denn die Jungraupen müssen selber das Loch in die Wand fressen, durch das sie in die Freiheit gelangen. Auch die verlassenen Eihüllen ihrer Geschwister werden als erste Wegzehrung abgenagt. Im Ei lagen die Räupchen zu einer engen Spirale aufgewickelt, einmal frei, schnellen sie auseinander und kehren nie mehr zu ihrer Embryonalhaltung zurück. Sie lassen sich an einem Faden auf den Grund hinab, nur einige taube Eier bleiben zurück. Die Räupchen fressen nächtlich an allerlei krautigen Pflanzen und graben sich, sobald sie etwas herangewachsen sind, in die Erde ein, wo sie zu den bei allen Gärtnern bekannten und verhaßten Erdraupen werden.

Verfasser: F. Sauer 8 München 15, Physiologisch-Chemisches Institut, Goethestr. 33

RENATE PETERS

Weberknechte

II. Histologie: Kutikula, Stinkdrüsen, Blut, Exkretionsorgane, Geschlechtsorgane

Kutikula

Die Kutikula der Weberknechte wird von der einschichtigen Epidermis ausgeschieden. Sie umhüllt den Körper vollständig und besteht aus mindestens zwei Schichten, die sich färberisch (bei Hämatoxylin nach HEIDENHAIN und Azan) ebenso verhalten wie die Insektenkutikula und ihr deshalb auch wohl im wesentlichen entsprechen dürften. Die äußere Schicht ist offenbar genauso sklerotisiert wie die Insektenkutikula und zu den verschiedenartigsten Stachelbildungen fähig (Bild 1).

Augen

Die riesigen, scheinwerferartigen Augen befinden sich auf einem Sockel, der auf dem Rücken des Vorderkörpers fast oberhalb des Oberschlundganglions sitzt (Bild 1 in Teil I, MIKROKOSMOS **55**, 208, 1966). Sie sind nach seitlich oben gerichtet und am besten auf Querschnitten zu treffen. Ihre mächtigen Linsen stellen eine Kutikulaverstärkung dar, während der darunter liegende zellige Glaskörper der Epidermis entspricht (Bild 2). Der daran anschließende Teil mit den Sehzellen wird gegen den Glaskörper

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

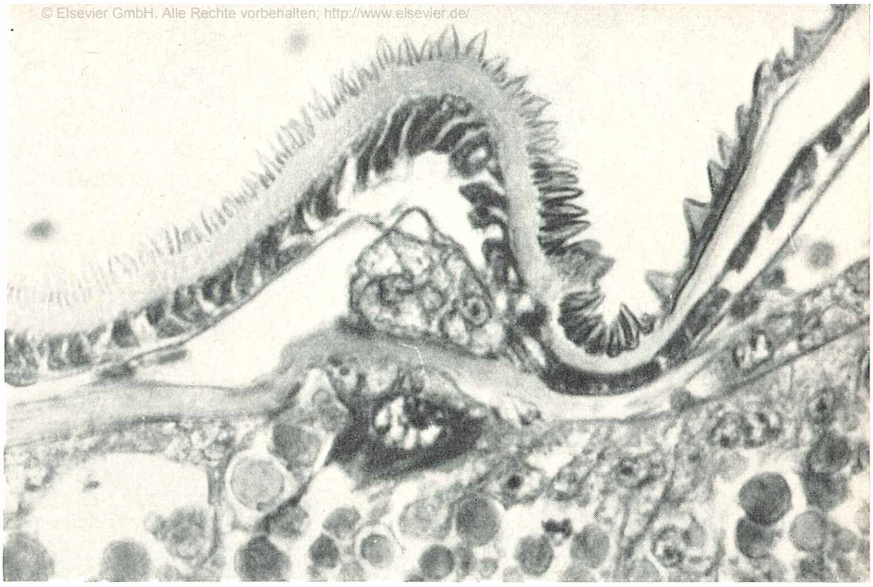


Bild 1: Die unterschiedlich bestachelte Kutikula mit der darunterliegenden, stark gefärbten Epidermis. Alle Abbildungen stammen von Präparaten, die mit Eisenhämatoxylin nach WEIGERT und Chromotrop gefärbt sind.

durch eine feine Membran, die sogenannte postretinale Membran, abgegrenzt, die vermutlich der Basalmembran der Epidermis entspricht. In der Retina („Netzhaut") treten je vier Sinneszellen zu einer Gruppe zusammen, und zwar so, daß eine Zelle von den drei anderen umgeben wird. Die Sehnerven eines Auges treten nicht zu einem gemeinsamen Strang zusammen, um als solcher zum Oberschlundganglion zu ziehen; sie bilden vielmehr mehrere Stränge, die getrennt voneinander mit dem Oberschlundganglion verbunden sind. Diese Eigenart spricht dafür, daß die beiden Augen nicht etwa aus einem Auge hervorgegangen sind.

Stinkdrüsen

An den Stirnecken der Weberknechte münden Stinkdrüsen. Diese besitzen ein aus umfangreichen, typischen Drüsenzellen bestehendes Epithel und sind von beachtlicher Größe. Sie münden durch einen weiten Gang, der von einem kleinen Deckel verschlossen werden kann. Über die Bedeutung des Saftes, den die Stinkdrüse produziert, wissen wir nichts; er soll ähnlich wie die Schalen von grünen Nüssen bzw. nach Walnußblättern riechen.

Blut

Das Blut der Weberknechte strömt nicht in einem geschlossenen Gefäßsystem, sondern erfüllt die Gewebslücken. Es transportiert nicht den Sauerstoff zu den einzelnen Zellen — dafür ist ja das Tracheensystem zuständig —, sondern nur Nährstoffe, Ausscheidungsprodukte und Hormone. Es besteht aus einer Flüssigkeit, der Hämolymphe, und kleinen Zellen, den Blutkörperchen. Ein schlauchförmiges Herz, das

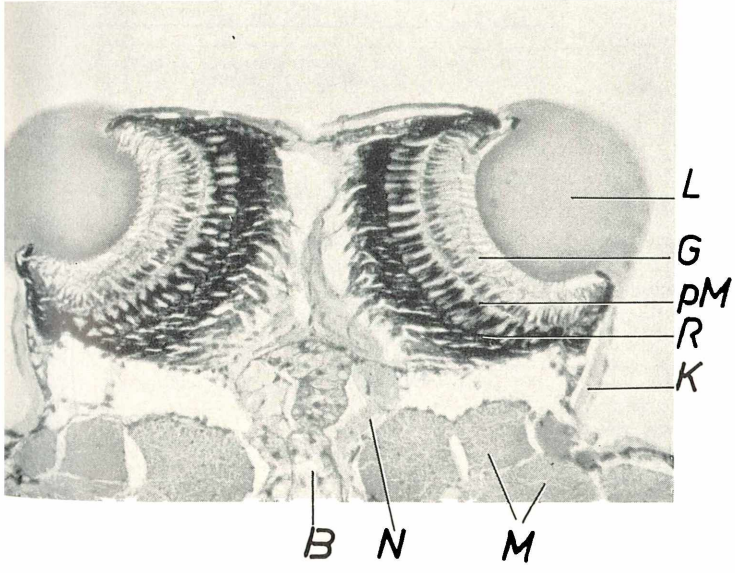


Bild 2: Die Augen. *L* Linse, *G* Glaskörper, *pM* postretinale Membran, *R* Retina mit viel Pigment, *K* Kutikula mit darunterliegender Epidermis, *M* Muskeln, *N* Nervenstränge, *B* Bindegewebe.

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

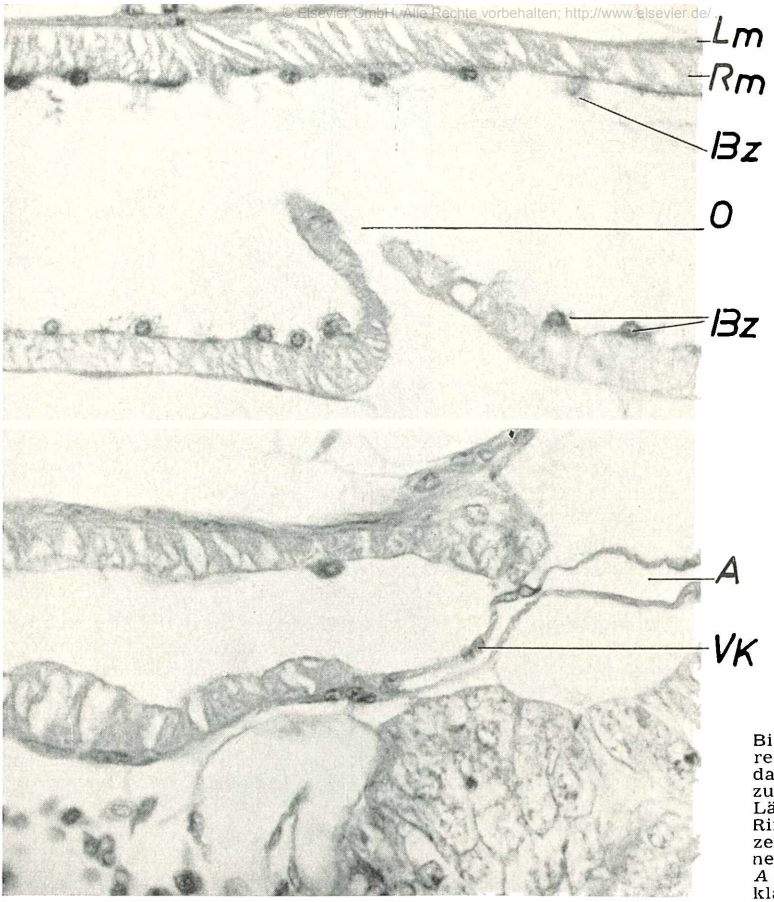


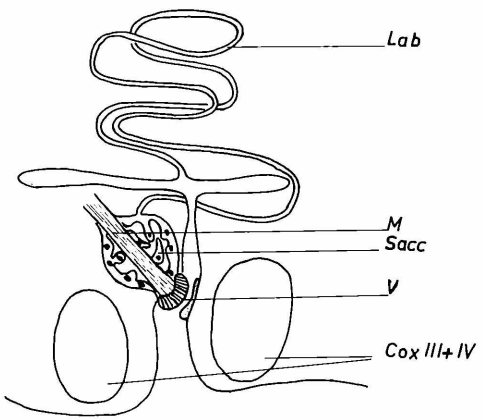
Bild 3: Das Herz. Das obere Bild zeigt ein Ostium, das untere den Übergang zur vorderen Arterie. *Lm* Längsmuskulatur, *Rm* Ringmuskulatur, *Bz* Blutzellen, die das Herz innen auskleiden, *O* Ostium, *A* Arterie, *VK* Ventilklappe.

in der Mittellinie des Körpers unter der Rückendecke liegt, sorgt für die Bewegung der Blutflüssigkeit. Es ist außen mit einer dünnen Längsmuskelschicht überzogen, der innen eine dicke Ringmuskellage anliegt, die ihrerseits innen mit einer Schicht von Blutzellen ausgekleidet ist (Bild 3). Am Vorderende wie am Hinterende des eigentlichen Herzschlauches schließen sich die Arterien an, denen die Ringmuskelschicht fehlt; sie besitzen lediglich Längsmuskelfasern. Die vordere Arterie biegt in steilem Bogen bauchwärts ab. Das Blut wird mit Hilfe der starken Muskulatur durch zwei Paar schlitzförmige Öffnungen in das Herz gesogen und durch die Arterien in den Körper gepreßt. Die an den Öffnungen (Ostien) nach innen ragenden Lappen schließen beim Kontrahieren des Herzens automatisch die Ostien, während am Übergang vom Herzschlauch zu den Arterien liegende Ventilklappen einen Rückfluß des Blutes beim Ansaugen verhindern.

Exkretionsorgane

Als Ausscheidungsorgane faßt man die Nephrocyten (wörtlich: „Nierenzellen"), Perineuralorgane und ein Paar Coxaldrüsen auf, von denen jedoch nur die Coxaldrüsen ihre Produkte nach außen abführen. Als Nephrocyten bezeichnet man kleine, 20—40 μ Durchmesser erreichende Zellen, die im ganzen Körper verstreut sind, sowie große, etwa 80 μ Durchmesser erlangende Zellen, die bauchseits unterhalb des Pharynx („Vorderdarms") liegen (Teil I, Bild 4). Die großen Nephrocyten nehmen aus dem Blute

Bild 4: Schema der Coxaldrüse. *Lab* Labyrinth, *Sacc.* Sacculus, *M* Muskel, *Cox.* Coxen.



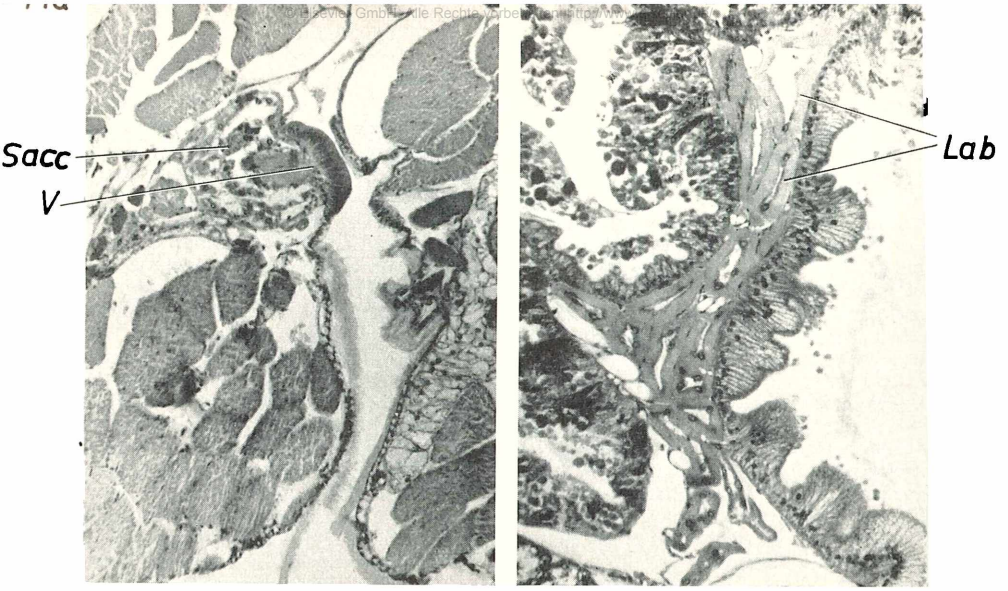
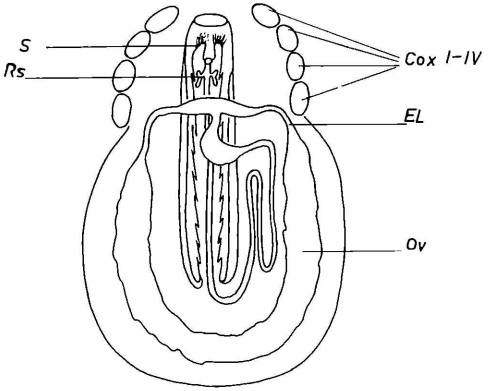


Bild 5: Coxaldrüse auf Sagittalschnitten. Links oben die Mündung *(Mü)* des wohl als Harnblase dienenden, mit Kutikula ausgekleideten Sackes in den Ausführungsgang, *V* dessen Verschlußapparat, *Sacc.* Sacculus-Cölomsäckchen. Unten die Mündung zwischen den Hüften des 3. und 4. Beinpaares, deren Muskeln zu sehen sind. Im rechten Bild Anschnitte von Schläuchen des Labyrinths *(Lab)*.

Stoffe auf (z. B. injizierte Farbstoffe) und zerfallen, nachdem sie vermutlich die aufgenommenen Substanzen umgebaut und unschädlich gemacht haben. Sie stammen wahrscheinlich aus dem Bindegewebe. Als Perineuralorgane bezeichnet man Gruppen von Blutzellen-ähnlichen Zellen, die an den Nervensträngen liegen; sie können ebenfalls Farbstoffe aufnehmen. Früher nahm man an, die Weberknechte hätten Malpighische Gefäße, die heutigen Coxaldrüsen; diese sollten nach damaliger Auffassung in den Darm münden, was sich als Irrtum erwies. Die Coxaldrüsen der Weberknechte sind auf jeder Körperseite vorhanden; sie bestehen aus dem Sacculus, einem Cölomsäckchen (Cölom = sekundäre Leibeshöhle), einem langen gewundenen Kanal (Labyrinth), einem dünnwandigen umfangreichen Sack und einem Ausführgang (Bild 4). Das Cölomsäckchen besitzt eine dünne, unscheinbare Wand und ist von einem lockeren Gewebe erfüllt. Das lange, stark gewundene Labyrinth hat eine dicke, meist intensiv gefärbte Wandung, die sicher eine bedeutende Rolle bei der Bildung der Exkrete spielt. Das Labyrinth mündet schließlich in einen weiten, meist wenig gefüllten und dementsprechend kollabierten Sack, der wahrscheinlich als Reservoir dient; seine Wandung ist sehr dünn. Er mündet durch einen weiten trichterförmigen Gang zwischen 3. und 4. Laufbeinhüfte (Bild 5). Als Verschluß dieses Mündungstrichters dient ein stempelartiges Gebilde, das von einem starken Muskel bewegt wird. Dieser Muskel zieht merkwürdigerweise mitten durch den Sacculus und setzt am Endosternit an. Die Coxaldrüsen der Weberknechte entsprechen ihrem Bau nach vollkommen den gut untersuchten Antennendrüsen der Krebse, und man kann wohl annehmen, daß auch die Funktion der einzelnen Teile bei beiden Gruppen die gleiche ist. Die Hämolymphe würde demnach durch die Wand des Cölomsäckchens, des Sacculus, filtriert, so daß nur das Eiweiß zurückbliebe (Ultrafiltration). Anschließend müßten von der Wand des Labyrinthes die für den Körperhaushalt notwendigen Salze aus dem Filtrat entnommen werden (Rückresorption) und vielleicht noch weitere Exkrete aus der Hämolymphe in den so gebildeten Harn abgeschieden werden (Sekretion). Der definitive Harn könnte dann in dem weiten Sack gesammelt und durch den Trichter ausgeschieden werden. Das alles ist jedoch nur eine Arbeitshypothese und noch keineswegs bewiesen.

Bild 6: Schema der Geschlechtsorgane. *S* Sinnesorgane, *Rs* Receptaculum seminis, *Cox* Coxen, *El* Eileiter, *Ov* Ovar.



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

Geschlechtsorgane

Die Weberknechte sind getrenntgeschlechtlich; man kann jedoch Männchen und Weibchen äußerlich nicht immer voneinander unterscheiden. Die Geschlechtsorgane sind recht kompliziert gebaut (Bild 6). Das Ovar (Eierstock) liegt in Form eines U-förmig gebogenen Rohres im Hinterleib. Außen ist die Wandung dieses Rohres dicht mit kleineren und größeren Entwicklungsstadien von Eiern besetzt. Diese gelangen, sobald sie reif sind, durch die paarigen Eileiter in einen geräumigen, unpaaren Abschnitt, in dem sie bis zur Eiablage aufbewahrt werden. Bei legereifen Weibchen ist dieser Sack so umfangreich, daß er Mitteldarm und Mitteldarmdrüse auf die Hälfte ihres ursprünglichen Umfanges zusammendrückt. Die Eier gelangen durch einen langen gewundenen Kanal, der auch die Legeröhre durchzieht, ins Freie. Die Legeröhre stellt eine umfangreiche Einstülpung der Körperwand dar, die zunächst als sogenannte Legeröhrenscheide weit nach hinten in den Körper zieht, um dann als Legeröhre wieder weit nach vorn gezogen zu werden. Von der Spitze der Legeröhre reicht sie noch ein Stück weit in das Lumen derselben hinein, um hier Verbindung mit dem Ausleitungskanal des Ovars aufzunehmen. Die Legeröhre selbst ist aus verschieden stark kutikularisierten Ringen zusammengesetzt und in Ruhelage teleskopartig zusammengeschoben (Bild 7 und 9). An den einzelnen Ringen setzen Muskeln an, die der Röhre eine außerordentliche Beweglichkeit verleihen. Die Legeröhrenscheide kompliziert das Ganze noch dadurch, daß sie eine unvollständige Häutung durchmacht, d. h. zum Teil ihre Kutikula abstößt und eine, allerdings zartere, neue Kutikula bildet (Bild 7). Am vorderen und hinteren Ende der Legeröhrenscheide unterbleibt diese Abstoßung. Die abgestoßene Partie weist im Gegensatz zur verbleibenden auf der äußeren, sklerotisierten Schicht eine dichte, feine Beschuppung auf. Diese erscheint auf Sagittalschnitten als Bestachelung, so daß man diese abgelöste Kutikula als Stachelscheide bezeichnete (Bild 9). Man unterschied sie auch, ohne Rücksicht darauf, daß es sich nicht um eine zellige Schicht, sondern nur um das Produkt einer unvollständigen Häutung handelt, als innere Legeröhrenscheide von der äußeren Legeröhrenscheide. Man sollte jedoch nur die letztere als Legeröhrenscheide bezeichnen, da die „Stachelscheide" sich wahrscheinlich nur aus mechanischen Gründen von ihr ablöst. Bei der Eiablage wird nämlich die gesamte Legeröhre mit der Legeröhrenscheide vorgestülpt, wobei die abgelöste Kutikula der Legeröhrenscheide so umgekrempelt wird, daß ihre Schuppen (Stacheln) nach außen gelangen. Mit Hilfe dieser mehr als körperlangen, sehr beweglichen, unter den Spinnentieren einzigartigen Legeröhre legt das Weberknechtweibchen seine Eier an geschützten Stellen im Boden ab. Das Aufsuchen solcher Stellen erfolgt wahrscheinlich mit Hilfe von Sinneshaaren, die in Form von dichten Büscheln jederseits am Vorderende der Legeröhre vorkommen (Bild 7 und 8).

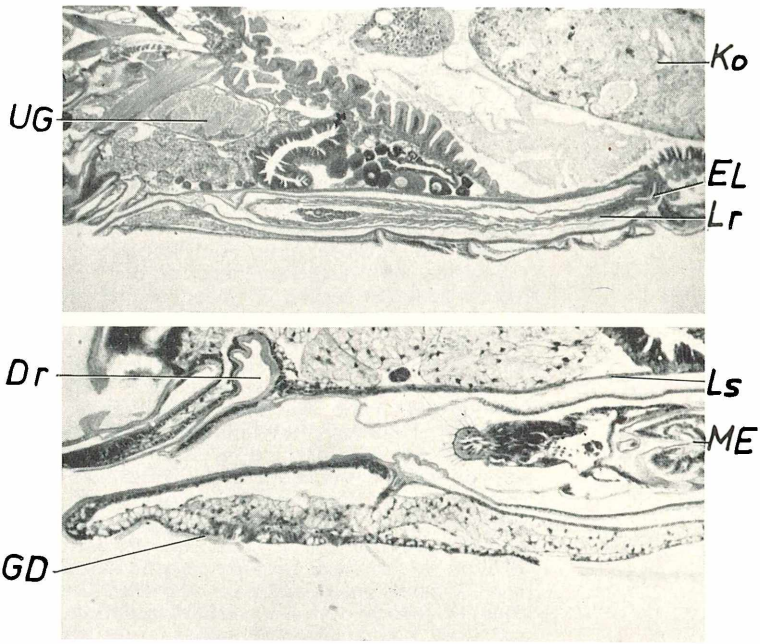


Bild 7: Die Legeröhre *(Lr)*, der Eileiter *(El)*, die Legeröhrenscheide *(LS)* mit der teilweise abgehobenen Kutikula („Stachelscheide"), dem Genitaldeckel *(GD)* und dem Ausführungsgang *(Dr)* der in den Genitalvorraum mündenden Drüse, *UG* Unterschlundganglion, *Ko* Kotballen im Mitteldarm, *ME* Mündung des Eileiters, *S* Sinnesorgane an der Spitze der Legeröhre.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nutzung nur gemäß Lizenz.

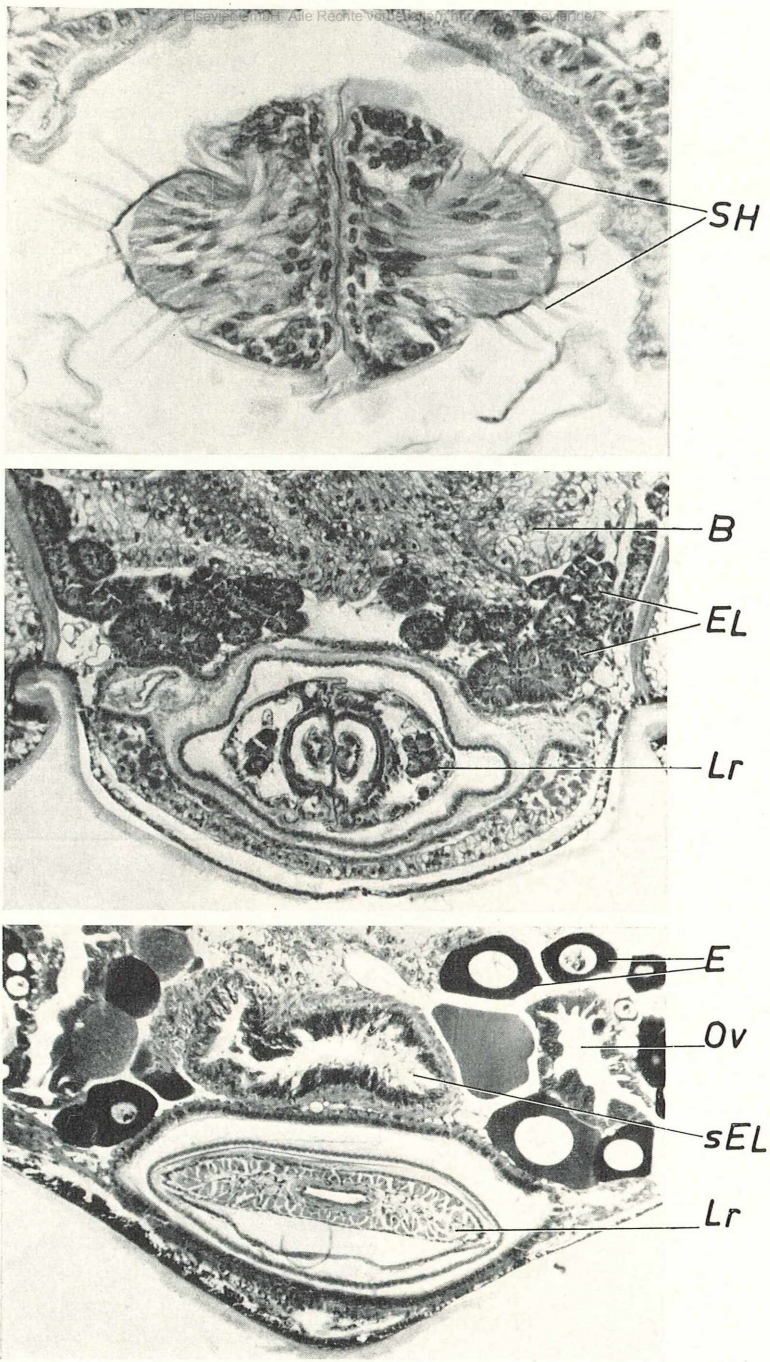


Bild 8: Querschnitte durch die Legeröhre, *SH* Sinneshaare an den Zapfen, die die Spitze der Legeröhre bilden, *B* Bindegewebe, *EL* Anschnitte der Eileiterschlingen, *Lr* Legeröhre im mittleren Bild kurz vor der Mündung des Eileiters getroffen, *E* Eier am schlauchförmigen Ovar *(Ov)*, *sEL* sackförmiger Teil des Eileiters.

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

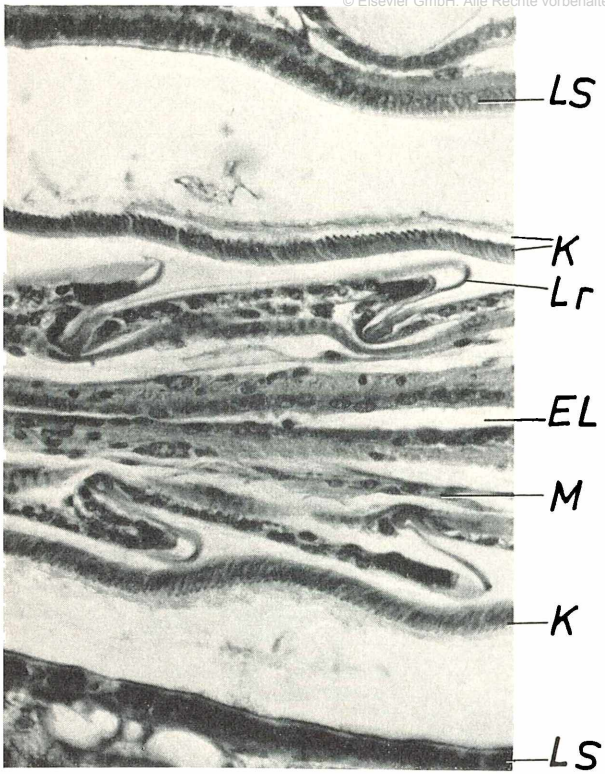


Bild 9: Medianschnitt durch die Legeröhre, *LS* Legeröhrenscheide, *K* deren abgehobene Kutikula, *Lr* teleskopartig zusammengeschobene Legeröhre, deren Glieder durch Muskeln *(M)* gegeneinander bewegt werden können, *EL* Eileiter.

Dicht hinter der äußeren Geschlechtsöffnung münden reichverzweigte, in dem unterhalb des Unterschlundganglions vorkommenden Bindegewebe liegende Drüsen. Ihre umfangreiche, stark ausgebuchtete Mündung hält man zunächst kaum für eine Drüsenmündung. Die Bedeutung ihrer Sekrete ist unbekannt. Im allgemeinen nimmt man an, daß sie als Gleitmittel fungieren; man könnte sich aber auch vorstellen, daß sie bei der Kopulation eine Rolle spielen.

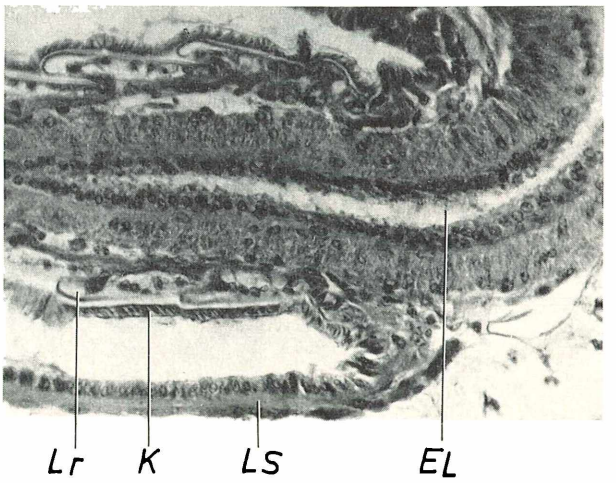
Die Geschlechtsorgane des Männchens sind ganz ähnlich gebaut. Statt der Legeröhre ist ein Penis vorhanden, was bei anderen Spinnentieren ebenfalls nicht vorkommt. Der Hoden ist beim geschlechtsreifen Tier von großen Spermamengen erfüllt, die in den langen Samenleiter gelangen und mit Hilfe einer muskulösen, vor der Einmündung in den Penis gelegenen Pumpvorrichtung aus der Penisöffnung befördert werden.

Zur Kopulation stellen sich Männchen und Weibchen mit den Stirnseiten aneinander. Das Männchen streckt seinen Penis vor, bis er durch die äußere Geschlechtsöffnung des Weibchens die Spitze der Legeröhre erreicht hat und spritzt dann den Samen in die dort gelegenen paarigen, mit Kutikula ausgekleideten Samenbehälter (Receptacula seminis). Bei der Eiablage gleiten die Eier an den Mündungen dieser Samentaschen vorbei, werden besamt und mit Hilfe eines von Drüsen der Legeröhrenspitze gebildeten Sekrets miteinander zu einem Ballen verklebt.

Es war nicht meine Absicht, eine vollständige Darstellung der Anatomie und Histologie der Weberknechte zu geben; vielmehr wollte ich den Mikroskopiker dazu anregen, sich einmal mit dieser interessanten und immer noch zu wenig bekannten Tiergruppe zu beschäftigen.

Verfasserin: Renate Peters, 1 Berlin 49, Lichtenrader Damm 78

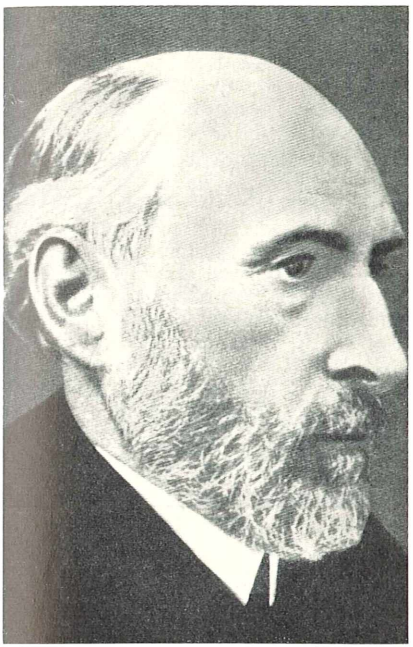
Bild 10: Medianschnitt durch die Basis der Legeröhre, *Lr*, *K* die von der Legeröhrenscheide abgehobene Kutikula, *EL* Eileiter.



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

Ein großer Mikroskopiker:

Santiago Ramon y Cajal



1667 hatte R. Hooke die Wabenräume in der Korkrinde „Zellen" genannt und damit den Begriff der Zelle in die Naturwissenschaft eingeführt. Zwischen 1821 und 1830 prägten Schwann und Schleiden den Begriff „Zelle" endgültig, und Rudolf Virchow zeigte, daß die Zelle der Grundbaustein der lebenden Materie ist. Ein Gewebe allerdings „widersetzte" sich der Bausteinlehre: Das Nervengewebe zeigte sich als ein Maschensystem von Fasern, in dem sich keine isolierten Bausteine im Sinne der neuen Zellenlehre nachweisen ließen.

Hier setzten die Arbeiten Santiago Ramon y Cajals ein. Von seinem Lebenslauf nur soviel: Er wurde am 1. Mai 1852 in der spanischen Provinz Aragon als Sohn eines Landarztes geboren, der dem Sohn, als sein einziger Lehrer, von klein auf an streng wissenschaftliche Denk- und Arbeitsweise gewöhnte; sein Einfluß war für den jungen Gelehrten bestimmend. Auch den ersten Anatomieunterricht erteilte er ihm, wozu der Vater sogar die dazu nötigen Knochen auf abenteuerliche Weise auf dem Friedhof stehlen mußte. Der begabte junge Forscher wurde bald Professor in der Landeshauptstadt Madrid; hier war es auch, wo er die ersten Nervenpräparate Golgis in die Hand bekam und dessen Präparationstechnik kennenlernte, die ihn bei seinen späteren Arbeiten ungemein förderte, obwohl er die Ergebnisse Golgis (und dessen Anhängern wie Apathy, Nissl, Bielschowsky usw.) nie anerkannte und bis zu seinem Tode erbittert bekämpfte. Nicht weniger als 117 Monographien aus der Neurohistologie hat er veröffentlicht. Als hochberühmter Mann, dem neben der goldenen Helmholtz-Medaille 1904 zusammen mit Golgi der Nobelpreis verliehen wurde, starb er am 14. Oktober 1934. Sein Lebensziel, Spanien zu einem bedeutenden Lande in der wissenschaftlichen Welt zu machen, hat er erreicht.

Von den fachlichen Leistungen des großen Histologen interessieren den Mikroskopiker vor allem einmal die Tatsache, daß er einer der Begründer wissenschaftlicher Histologie im allgemeinen, der des Zentralnervensystems im besonderen ist; von ihm stammt die wohl uns allen geläufige Neuronenlehre: Ein Neuron ist eine Nervenzelle mit allen ihren Fortsätzen. Nach Cajal stehen die Neuronen im Zentralnervensystem zwar untereinander in Kontakt — an den sog. Synapsen —, doch gehen sie nie kontinuierlich ineinander über. Jedes Neuron ist eine selbständige Einheit, der Nervenimpuls muß von Neuron zu Neuron überspringen. Von Forschern wie Stöhr, Nissl und Held, ferner von Apathy, Golgi und Bielschowsky wurde die Neuronenlehre scharf angegriffen. Die Neurohistologen spalteten sich in „Neuronisten" und „Retikularisten", je nachdem sie das — an sich nicht wegzuleugnende — Neuron als selbständige, isolierte Einheit ansahen wie Cajal oder ob sie Anastomosen des Fasernetzes festzustellen glaubten. Der Streit ist heute — vor allem durch elektronenmikroskopische Forschungen — endgültig im Sinne Cajals entschieden: Die Neuronenlehre von Ramon y Cajal ist zum sicheren Wissensgut geworden.

Verfasser: Karl John, Wallenfels

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/
WOLFGANG BEYER

Nachweis der Negrischen Körperchen bei Tollwut

Eine einfache Brillantgrün-Safranin-Färbung

Die Tollwut ist eine durch ein neurotropes (das Nervensystem befallendes) Virus verursachte Infektionskrankheit, die vornehmlich von Tier zu Tier, jedoch durch Biß oder Belecken von einem tollwuterkrankten Tier auch auf den Menschen übertragen werden kann. Ist ein Mensch verletzt worden, so kann er nur durch sofortige Impfung gerettet werden. Eine ausgebrochene Erkrankung endet durch Krämpfe der Schlund- und Atemmuskulatur und Lähmungen der verschiedensten Muskelgruppen stets tödlich. Träger der Krankheit ist z. Z. in erster Linie der Fuchs, durch den auch das andere Wild, Rehe, Dachse, Marder, streunende Katzen und letztlich auch Hunde, wenn sie frei laufen, infiziert werden.

Bild 1: Ein rundes Negrikörperchen mit Innenkörpern, auf einer Ganglienzelle liegend. Unten ein elliptisches Negrikörperchen. Färbung AGALLI, Vergr. 1000-fach.

Bei der außerordentlichen Gefährlichkeit der Erkrankung ist es daher von größter Wichtigkeit, schnell zu einer sicheren Diagnose zu kommen, denn vom Zeitpunkt der Infektion bis zum Ausbruch der Krankheit vergehen je nach Verletzungsort, Virusmenge und anderen Faktoren oft nur wenige Tage. Allerdings sind auch längere Inkubationszeiten bis zu zwei Jahren erwähnt. Die Fortleitung des Virus erfolgt von der Bißstelle entlang den Nervenbahnen zum Zentralnervensystem. Als spezifisch und beweisend für eine Tollwuterkrankung gilt das Vorhandensein von sog. Negrikörpern (NK), Einschlußkörperchen in den Nervenzellen, die ADELCHIO NEGRI 1903 zuerst beschrieben hat. Es sind runde, elliptische oder auch dreieckige Gebilde von außerordentlich wechselnder Größe, die sich vornehmlich mit sauren Farbstoffen wie Eosin, Fuchsin u. a. anfärben lassen und im gefärbten Ausstrich bzw. histologischen Schnitt nachweisbar sind. Mit speziellen Färbeverfahren wie nach v. KROGH, BENEDEK und PORSCHE oder AGALLI lassen sich in den Negrikörpern weitere sehr kleine Innenformationen darstellen, deren Zahl von der Größe der Negrikörper abhängt. So finden sich in den großen, 10 μ und mehr messenden Negrikörpern oftmals 20—30 Innenkörperchen, in den kleinsten, 0,3—0,5 μ großen meist nur ein Innenkörperchen. Über die Natur der NK besteht noch keine einhellige Auffassung. So wurden sie als Viruskolonien angesehen, aber auch als Reaktionsprodukte der vom Virus befallenen Zellen. NEGRI selbst hielt sie für Protozoen. Die Größe des Virus wurde durch Filtrationsversuche zu ungefähr 100 $\mu\mu$ bestimmt. Neuere elektronenmikroskopische Untersuchungen von E. ROOTS und I. M. SCHULTZE an Hirndünnschnitten ließen im Cytoplasma der Hirnzellen stäbchen- und kugelförmige Gebilde von 60—90 $\mu\mu$ erkennen, bei denen es sich wahrscheinlich um das Virus handelt.

Hauptsitz der NK sind die sogenannten Ammonshörner im Großhirn, doch finden

Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

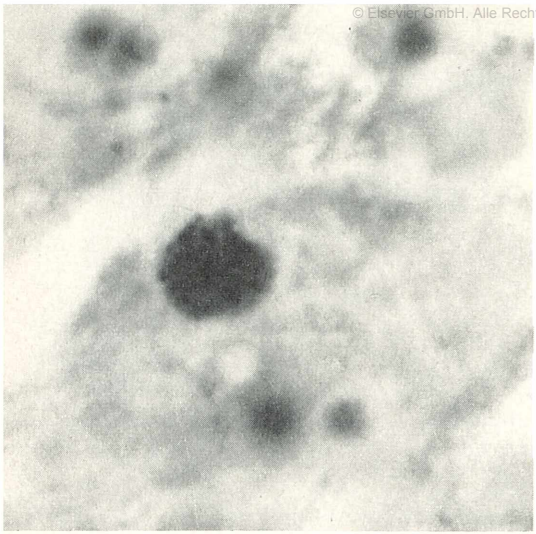
sie sich u. a. auch in den Purkinjezellen des Kleinhirns. Neben der histologischen Technik zur Darstellung der NK, die weiter unten beschrieben wird, verwendet man auch Objektträgerausstriche von reiskorngroßen, zerquetschten Gehirnstückchen oder Tupfpräparaten mit anschließender Färbung nach GERLACH, v. GIESON oder SELLERS. Diese Ausstrichverfahren können bei reichlichem Gehalt an NK in wenigen Minuten zu einem Befund führen. Oft genug ist der Untersucher jedoch in einer schwierigen Situation, sei es, daß er nur ganz vereinzelt ein verdächtiges Körperchen findet (die NK liegen beim Quetschausstrich meist außerhalb der Zellen), oder daß die verdächtigen Gebilde Farbabweichungen aufweisen, denn die neuerdings viel angewandte Färbung nach SELLERS mit methylalkoholischer Fuchsin- und Methylenblaulösung zeigt verschiedene Farbnuancen je nach Schichtdicke der Ausstriche, Alter und Zusammensetzung der Farblösung. Hinzu kommt, daß durch die Färbeprozedur das Virus auf dem Objektträger nicht abgetötet wird und somit eine Infektionsquelle für das Laborpersonal bedeutet.

Weitaus sicherer ist der histologische Nachweis, der zwar leider etwas länger dauert, dafür aber auch dem Untersucher ein präzises und eindeutiges Bild bietet. Die Technik der Fixierung und des Einbettens erfolgt nach der allgemein üblichen Methode. Möglichst dünne Scheiben vom Ammonshorn (3—4 mm dick) werden für 4—6 Stunden in Fixierungslösung eingelegt. Am besten bewährt sich das CARNOYSche Gemisch (60 ml 100% Alkohol, 30 ml Chloroform, 10 ml Eisessig), jedoch geben auch Sublimatgemische wie SUSA, ZENKER, STIEVE gute Resultate mit oftmals noch farbkräftigeren Bildern (allerdings können nach diesen Fixierungen Niederschläge und unspezifische Anfärbung bei der meist gebräuchlichen Färbung nach LENTZ Schwierigkeiten bereiten). Vom sonst üblichen Formalin ist abzuraten, da dann die NK mangelhaft angefärbt und leicht übersehen werden. Nach Überführung durch Alkohol. Benzolalkohol, Benzol, Benzolparaffin und Paraffin werden am besten Bänder geschnitten (6—8 μ Schnittdicke) und mit Eiweißglyzerin aufgeklebt. Anschließend erfolgt die Färbung nach LENTZ, die im allgemeinen recht zuverlässige Resultate liefert und die Negrikörper durch Eosin sehr schön rot wiedergibt, während die Ganglienzellen blau erscheinen. Hin und wieder treten jedoch Schwierigkeiten auf, die vielerlei Ursache haben können: Die von LENTZ angegebenen Farbstoffe sind nicht mehr erhältlich, und nicht alle Eosine färben gleich gut, dasselbe gilt für das Methylenblau. Wichtigster Punkt der Färbung ist die Differenzierung im alkalischen Alkohol, dessen Alkalität und Wassergehalt eine Rolle spielen. Der Differenzierungsvorgang erfordert viel Fingerspitzengefühl und ist entscheidend für die Qualität der gefärbten Schnitte und damit für eine einwandfreie Diagnose. Es schien daher geraten, im Notfall und zur Bestätigung in Zweifelsfällen auf eine weitere Färbung zurückzugreifen, die sich an den vorhandenen Schnitten einfach und schnell ausführen läßt.

Bild 2: Zwei Ganglienzellen mit Negrikörpern verschiedener Größe, der kleine diffuse Fleck oben ist ein Nukleolus. Färbung AGALLI, Vergr. 1000fach.

Bei Versuchen mit einer ganzen Reihe von Farbstoffen und Farbstoffgemischen zeigte das Brillantgrün eine gewisse Affinität zur azidophilen Substanz der NK; es war auch in einer Mischung mit Safraninlösung längere Zeit haltbar. Eine erstrebenswerte intensivere Speicherung des Brillantgrün in den NK ließ sich aber weder durch Konzentrationsänderungen der Lösung noch durch Verlängerung der Färbezeit erreichen. Die intensive Bindung des Eosins nach Sublimatbehandlung bei der Färbung nach LENTZ ließ einen gleichen Effekt bei der Brillantgrünfärbung erhoffen. Diese Maßnahme führte dann auch zu einer bedeutend kräftigeren spezifischen Anfärbung der Negrikörper. Die steigende Alkoholreihe bedingte eine starke Differenzierung der Schnitte; befriedigende Resultate konnten daher nur bei außerordentlich schnellem Arbeiten und öfterem Ablöschen der Schnitte erhalten werden. Es mußte also, da der Alkohol selbst in schwacher Konzentration schon sehr angreifend wirkt, ein schonenderes und besser steuerbares

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



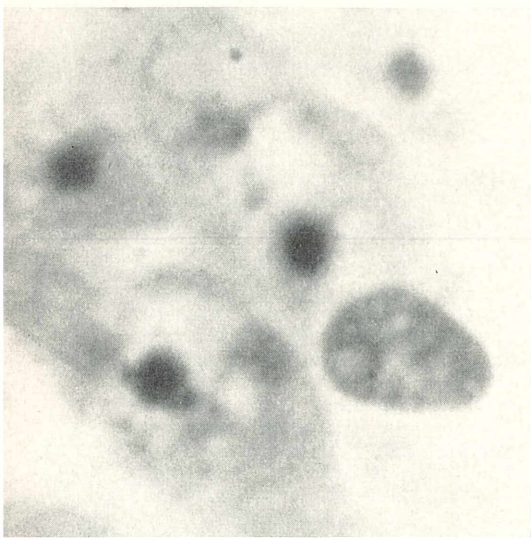


Bild 3: Großes Negrikörperchen inmitten von Zellen. Färbung AGALLI, Vergr. 1000-fach.

Bild 4: Sehr großes Negrikörperchen von eiförmiger Gestalt, Brillantgrün-Safran-Färbung, Vergr. 1000fach.

Verfahren gefunden werden. Reines Azeton erwies sich als günstig. Im Azeton verlief die Differenzierung bedeutend langsamer und war jederzeit kontrollierbar. Sobald makroskopisch der Schnitt eben rosa erschien, wurde die Azetonbehandlung durch Ablöschen mit Filterpapier unterbrochen. Neben der Vorbehandlung mit Sublimat (Beizung) erwies sich die Azetondifferenzierung und -entwässerung als ausschlaggebender Faktor für ein einwandfreies Gelingen der Färbung. Die erzielten Resultate waren völlig befriedigend und ließen keinen Unterschied in der Zahl der angefärbten NK gegenüber der LENTZ-Färbung erkennen. Die Kontrastwirkung ist u. U. noch eindrucksvoller als bei LENTZ.

Herstellung der Sublimatlösung: (HEIDENHAINS Susa ohne Trichloressigsäure): 2,25 g Sublimat, 0,25 g Natriumchlorid, 40,0 ml destilliertes Wasser, 2,0 ml Eisessig, 10,0 ml Formaldehydlösung 40%ig.

Herstellung der Brillantgrün-Safraninlösung: 35 ml 0,5%ige wässerige Brillantgrünlösung, 3 ml 3%ige wässerige Safraninlösung, mit destilliertem Wasser auf 50 ml auffüllen. (Verwendet wurden Brillantgrün „Merck" und Safranin „Merck". Das Safranin wurde warm gelöst.)

Arbeitsgang: Fixierung des Materials in CARNOY (dünne Scheiben 4—6 Stunden). 100% Alkohol mindestens 2 Stunden. Benzolalkohol 1 1 1/2—1 Stunde. Benzol, bis Materialstücke durchscheinend (ca. 1 Stunde). Benzolparaffin 1/2 Stunde. Paraffin ca. 2 Stunden. Schneiden 6—8 μ. Aufziehen auf eiweißglyzerinbestrichene Objektträger und trocknen.

Färbung: Senkrecht in Küvette. Einstellen der Schnitte in Xylol ca. 5 Minuten bis paraffinfrei. Alkohol 100% 2 Minuten. 60% Alkohol 2 Minuten. Sublimatlösung 30 bis 45 Minuten. Abspülen in Leitungswasser 30 Sekunden. Einstellen in die Farblösung, die längere Zeit haltbar bleibt, 10 Minuten. Kurz abspülen mit Leitungswasser. Ablöschen mit Filterpapier, bis Schnitt fast trocken erscheint. Differenzieren und Entwässern in Azeton ca. 1 bis 2 Minuten. muß eben rosa erscheinen. Ablöschen mit Filterpapier. Xylol 1 Minute. Einschluß in Caedax.

Bei richtigem Ausfall der Färbung bietet sich folgendes Bild: Zellen gelbrot, Kerne der Ganglienzellen rosa oder farblos, Nukleoli stahlgrau, Negrikörper bläulich-grün bzw. grün je nach Größe. Selbst außerordentlich kleine, an der Grenze der Sichtbarkeit liegende Körperchen, sind mühelos erkennbar. Die Schnitte zeigten auch nach mehreren Jahren kein Abblassen der Farben.

Literaturhinweise

1. KOLLE-KRAUS-UHLENHUTH: Handbuch der pathogenen Mikroorganismen, 1930, Bd. 8.
2. R. BIELING: Viruskrankheiten, J. A. Barth, Leipzig 1944.
3. M. ROLLE: Mikrobiologie, Encke, Stuttgart 1958.
4. R. MÜLLER: Medizinische Mikrobiologie, Urban & Schwarzenberg, 4. Aufl. 1950.
5. G. BÄRWALD: Über den Schnellnachweis der Tollwut im Laboratorium an Hand von Fällen in Schleswig-Holstein, Inaug. Diss., Gießen 1953.
6. E. ROOTS und I. M. SCHULTZE: Neuere elektronenmikroskopische Befunde an Gehirnen nach Infektion mit Tollwutvirus. Zentralbl. Bakt., Bd. 188, 159.

Verfasser: Wolfgang Beyer, 2900 Oldenburg, Huntestr. 1

W. MERGENTHALER
D. KRAUTER

Querschnitt durch einen Lindenzweig

Kann man Holz überhaupt so dünn schneiden, wie es für die mikroskopische Untersuchung erforderlich ist? Rasiermesserschnitte, die nicht dicker als 30tausendstel Millimeter sein sollten, lassen sich von einer so harten Substanz doch wohl kaum herstellen — glaubt jedenfalls der Anfänger. Tatsächlich aber sind Hölzer — vor allem weichere wie das Lindenholz — geradezu ideale Übungsobjekte für angehende Mikroskopiker, die sich die Technik des Handschneidens aneignen wollen: Holzgewebe weicht dem Messerdruck nicht aus, wie das bei krautigen Pflanzen so oft der Fall ist, und es bedarf auch keiner umständlichen Alkoholhärtung, die nicht nur Zeit kostet, sondern überdies den Nachteil hat, daß der Alkohol beim Schneiden rasch aus den Geweben verdunstet, weshalb man, um häßliche Schrumpfungen der Zellen zu vermeiden, in kurzen Abständen Alkohol auf das Objekt tropfen muß. Je dünner wir uns zu schneiden bemühen, desto leichter gleitet das Messer durch das Holz!

Die Technik des Handschneidens ist in STEHLI, Mikroskopie für Jedermann (Franckh'sche Verlagshandlung Stuttgart) ausführlich beschrieben. Wir können uns daher auf wenige ergänzende Hinweise beschränken:

Am besten lassen sich „saftfrische" Hölzer schneiden, also frisch gesammelte, noch lebende Zweigstückchen. Sind sie nicht zu beschaffen, kann man auch mit Alkohol- oder Formolmaterial arbeiten. (Vorsicht beim Schneiden von Formolmaterial: Formol greift das Rasiermesser an. Objekte entweder tagelang in mehrfach gewechseltem Wasser auswaschen oder das Messer vor und nach Gebrauch gründlich einfetten. Den sehr lästigen Formolgeruch kann man beseitigen, wenn man die Objekte vor dem Schneiden einige Stunden in Wasser legt, dem ein paar Tropfen Salmiakgeist zugesetzt wurden.) Ausgetrocknete Holzproben durchtränkt man zum Aufweichen mit einer Mischung aus Alkohol und Glyzerin zu gleichen Teilen. Ist die Untersuchung eilig, kann man ausgetrocknete Holzproben vor dem Schneiden in Wasser kochen — eine grobe Methode, die aber bei dem recht derben Holzgewebe gangbar ist. Vollständige Querschnitte durch dünne Zweige, wie z. B. der Schnitt auf unserem Bild, lassen sich wohl nur mit einem Mikrotom herstellen, wobei bei Hölzern ein einfaches Handmikrotom durchaus genügt. Für Handschnitte ist zu empfehlen, einen dünnen, etwa 3—4jährigen Zweig zu halbieren und ihn beim Schneiden zwischen dünnen Korkscheibchen zu halten.

Auf brauchbaren Querschnitten sehen wir schon mit schwächster Vergrößerung den Unterschied zwischen Rinde und Holzkörper. Eine dünne Schicht aus ganz zarten Zellen trennt Rinde und Holz, das Kambium. Vom Frühjahr bis zum Herbst teilen sich die Zellen des Kambiums sehr lebhaft, und die nach innen abgegebenen Tochterzellen bilden sich zu Elementen des Holzes um, die nach außen abgegebenen zu Zellen der Rinde, des „Bastes", wie der Botaniker sagt. Auf der Tätigkeit des Kambiums beruht das Dickenwachstum der Bäume.

Die Rinde bzw. Borke eines Baumes ist ein recht verwickelt gebautes Organ. Wir finden in ihr Siebröhren, in denen der Baum organische Stoffe transportiert, Korkgewebe, Zellen des Grundgewebes und — vor allem bei der Linde sehr auffallend — Bastfasern, das sind langgestreckte, spindelförmige Stützzellen mit äußerst stark verdickten Zellwänden. In unserem Querschnitt sind auch die Bastfasern quergeschnitten; sie liegen in größeren und kleineren Gruppen beieinander und fallen am ungefärbten Schnitt durch ihre hell leuchtenden Zellwände auf — offenbar sind sie etwas stärker lichtbrechend als die Wände der benachbarten Zellen.

Das Holz selbst besteht aus drei Zelltypen: Gefäßen, Holzfasern und Parenchymzellen. Die Gefäße sind röhrenförmig ausgebildete Zellen, in denen das Wasser mit den darin gelösten Nährsalzen von der Wurzel bis zum Wipfel strömt. Viele hintereinanderliegende Gefäßzellen bilden sehr lange, allerdings mikroskopisch dünne Leitungsrohre, und man kann sagen, daß das

Holz eigentlich ein riesiges Bündel solcher Leitungsrohre darstellt, in das die beiden anderen Zellelemente eingeschoben sind. Auf unserem Querschnitt erkennen wir die Gefäße sofort: Es sind die großen, auffallenden Zellen, deren Innenräume schon bei schwacher Vergrößerung „wie Löcher" aussehen. Holzfasern sind lange, schmale Zellen mit stark verdickten Wänden. Sie dienen der Festigung. Zwischen Gefäßzellen und Holzfasern gibt es Übergänge. Beide Zelltypen sind im ausgebildeten Zustand tot; der lebende Zellinhalt stirbt ab, wenn die Zelle ihre endgültige Form entwickelt hat und ihre Aufgabe — Wasserleitung bzw. Festigung — übernehmen kann. Dennoch ist der Holzkörper als Ganzes nicht „tot" — er ist von einem System lebender Zellen durchzogen, einem Gewebe, das das ganze Holz in Streifen und Bändern durchsetzt, die untereinander ähnlich den Maschen eines Netzes verbunden sind. Diese Zellen sind nicht zu einer besonderen Funktion ausgebildet, sind „undifferenziert", Zellen des Grundgewebes oder Parenchyms. Parenchymzellen bilden einmal die Markstrahlen — ein- oder mehrschichtige Zellstränge, die radial vom Zentrum des Stammes nach außen verlaufen. Wir erkennen im Querschnitt die Markstrahlen auf den ersten Blick. Zum anderen bilden Parenchymzellen auch das Holzparenchym. Das sind meist längsverlaufende, zwischen den Gefäßzellen eingebettete Zellbänder, die im Querschnitt als vereinzelte, scheinbar isolierte Gruppen lebender, dünnwandiger Zellen erscheinen. Da Holz- und Markstrahlparenchym meist unverholzte Zellwände besitzen, Gefäße und Holzfasern aber stets verholzt sind, kann man Parenchymzellen einerseits, Gefäße und Holzfasern andererseits auch färberisch trennen. Man braucht dazu nur eine der bekannten Holz-Zellulose-Doppelfärbungen anwenden: Die sehr haltbare, aber wenig farbenprächtige Hämatoxylin-Safranin-Färbung, die Färbung mit Safranin-Anilinblau oder die prachtvolle, aber nicht sonderlich haltbare Safranin-Lichtgrün-Färbung. Über eine neue Färbung mit Safranin und Astrablau, die sich für alle Pflanzenschnitte sehr gut eignet, scharfe Differenzierungen ergibt, einfach anzuwenden und hervorragend haltbar ist, wird die Stuttgarter Arbeitsgemeinschaft der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart in einem der nächsten MIKROKOSMOS-Hefte Erfahrungen veröffentlichen.

Unser Schnitt läßt sehr deutlich die Jahresringe erkennen, Grenzlinien zwischen sehr engen, dickwandigen Zellen und weiten Zellen mit dünneren Wänden. Die Ursache: Das Kambium bildet im Frühjahr, wenn der Baum viel Wasser braucht, weitlumige, aber relativ dünnwandige Gefäße. Im Sommer und Herbst werden die neugebildeten Zellen zunehmend zu dickerwandigen, engeren Elementen differenziert, die mehr der Festigung dienen. Während des Winters stellt das Kambium seine Tätigkeit ein, und im nächsten Frühjahr wiederholt sich das ganze. Die Grenzlinie zwischen englumigem Spätholz und weitlumigem Frühholz sehen wir als „Jahresring" schon mit bloßem Auge, aber erst das Mikroskop enthüllt uns die Ursache.

Wir können unsere Schnitte färben oder sie ungefärbt in ein geeignetes Einschlußmittel einschließen und so zum Dauerpräparat verarbeiten. Zum Einschluß ungefärbter Schnitte kommen harzartige Einschlußmittel wie Cädax nicht in Frage. Ihr Brechungsindex ist so hoch, daß ungefärbte Schnitte optisch „verschwinden". Auch Glyzeringelatine hellt etwas zu stark auf. Sehr gut geeignet ist dagegen Polyvinyllactophenol, das außerdem wasserlöslich ist, so daß man die Schnitte direkt aus Wasser einschließen kann. Allerdings muß man, da Polyvinyllactophenol beim Trocknen einen ziemlich starken Schwund aufweist, von vornherein den Tropfen Einschlußmittel reichlich bemessen. Wenn die Präparate nur einige Jahre aufbewahrt werden sollen, erübrigt sich ein Lackring; andernfalls trägt man nach dem Festwerden des Einschlußmittels einen Lackring auf. Polyvinyllactophenol ist gebrauchsfertig bei Chroma-Gesellschaft, Stuttgart-Untertürkheim, Hindelanger Str. 19, zu beziehen. Die Selbstherstellung — an sich möglich — dürfte sich kaum lohnen. Gefärbte Präparate können in Polyvinyllactophenol nicht eingedeckt werden.

Prachtvolle Färbungen in tiefem, leuchtendem Rot erhält man mit der Reaktion nach HOTCHKISS und MCMANUS, die für pflanzliche Objekte gar nicht genug empfohlen werden kann. Die Methode ist eigentlich eine histochemische Nachweisreaktion für Kohlehhydrate; sie färbt pflanzliche Zellwände außerordentlich scharf, ist bei sorgfältigem Arbeiten sehr gut haltbar und gelingt auch dem Ungeübten. Voraussetzung ist allerdings, daß die erforderlichen Lösungen exakt und sauber hergestellt werden. Eine ausführliche Beschreibung dieser Färbung findet sich bei KRAUTER, Mikroskopie im Alltag, 5. Auflage 1966 (Franckh'sche Verlagshandlung Stuttgart).

Zur Holzuntersuchung gehört mehr als nur ein Querschnitt. Wir brauchen mindestens noch zwei Längsschnitte, einen tangentialen und einen radialen, wenn möglich auch noch ein Mazerationspräparat, in dem die Zellen aus dem Gewebeverband herausgelöst sind und isoliert untersucht werden können. Über diese Techniken sowie über die Untersuchung anderer Hölzer berichtet das eben genannte Buch von KRAUTER. Wäre es nicht reizvoll, eine Sammlung mikroskopischer Präparate einheimischer und ausländischer Hölzer anzulegen?

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

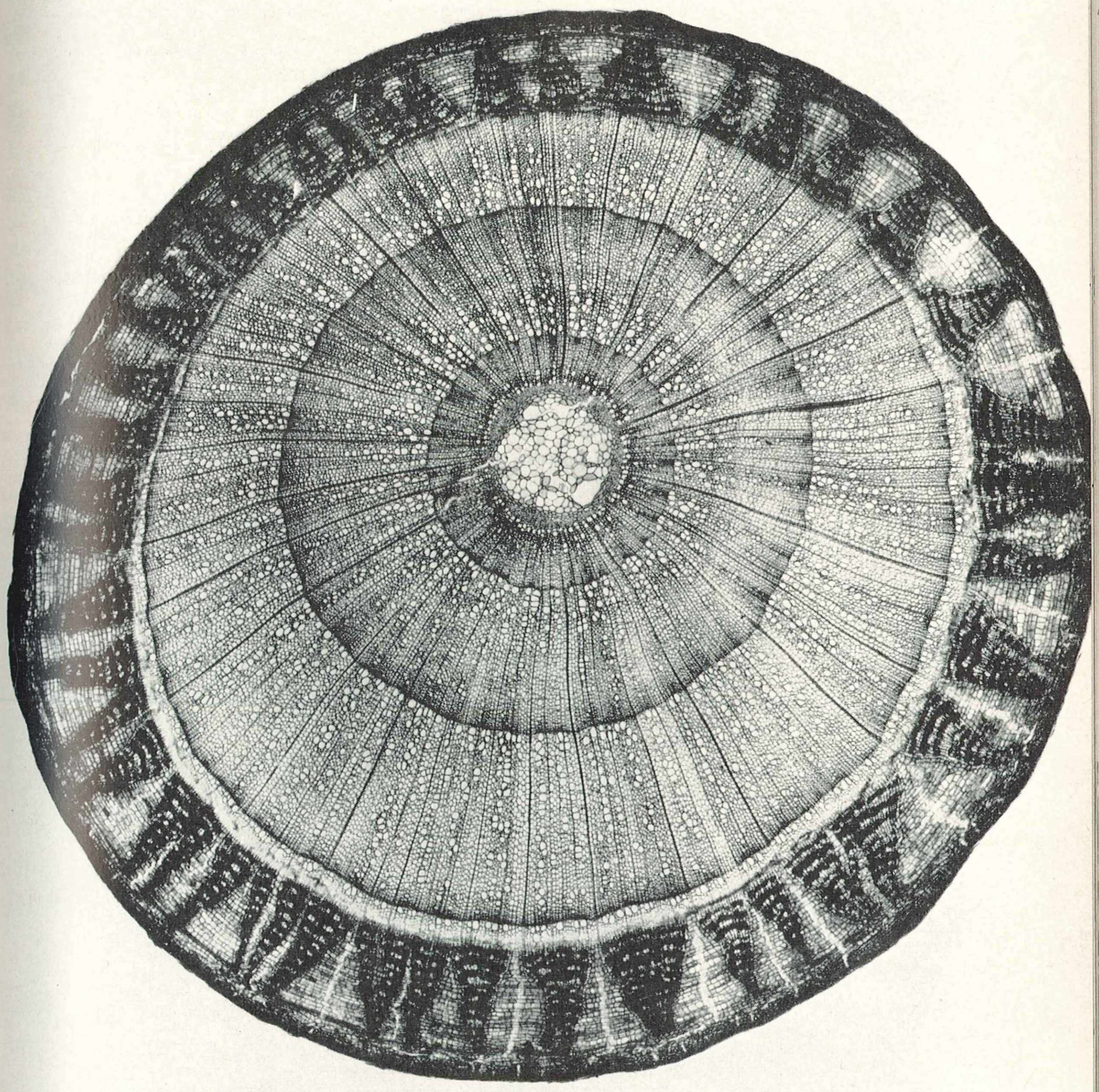


Bild: Querschnitt durch einen Lindenzweig.

Aufnahme: Prof. W. Mergenthaler, 7418 Metzingen, Lerchenstr. 3

Copyright © 1966 Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

PAUL NEUBERT

Spotvorsatz für Mikroskopierleuchte

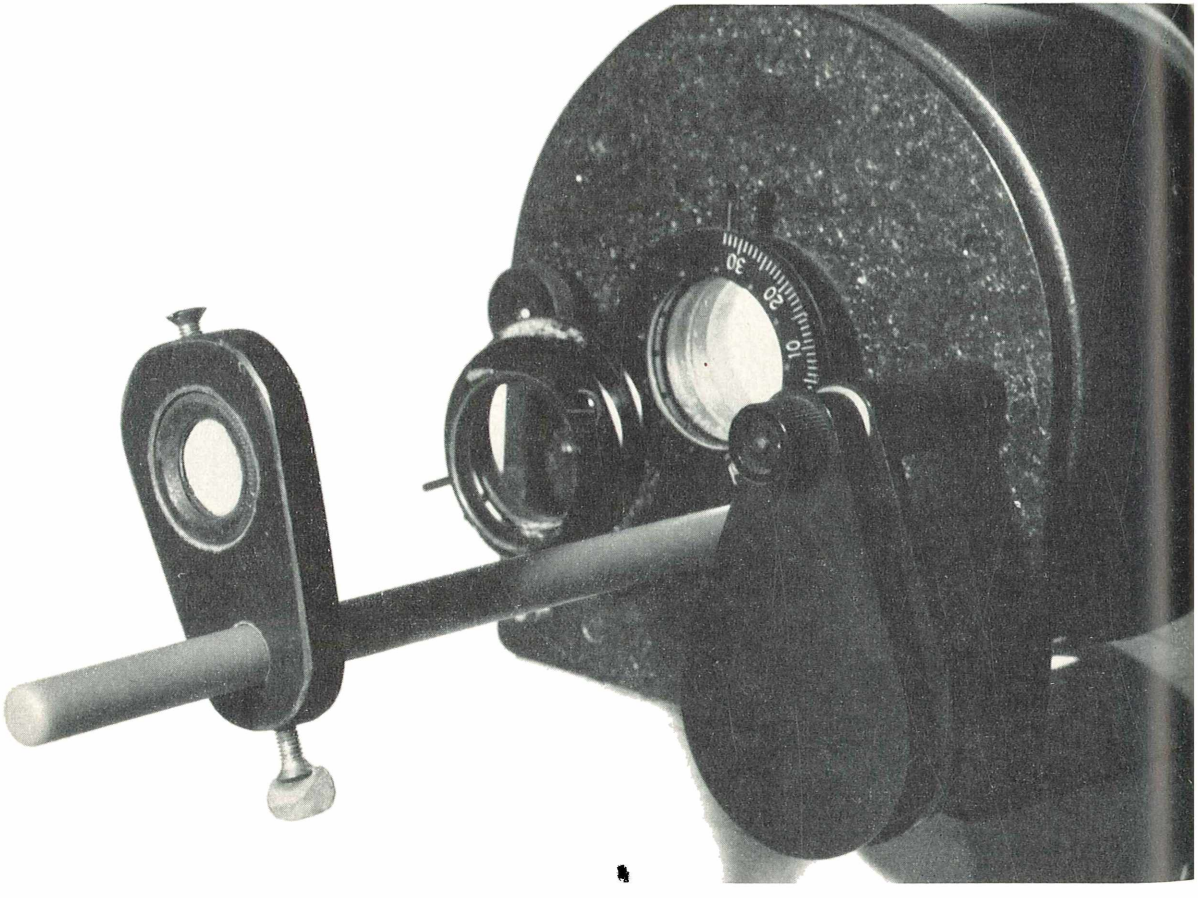
Die Fotografie oder Kinematografie von makro- bzw. mikroskopischen Objekten der Biologie erfordert meist starke Lichtquellen, die hohe Lichtmengen auf kleinste Fläche konzentrieren.

Die normalen Mikroskopierleuchten lösen diese Aufgabe zwar weitestgehend, doch liegt die beleuchtete Fläche immerhin noch in der Größenordnung von ca. 1 cm im Quadrat und größer. Zur Beleuchtung kleinerer Objekte nutzt man diese Beleuchtungseinrichtungen nicht optimal aus.

Für die in der Foto- oder Filmtechnik gebräuchlichen Stufenlinsenscheinwerfer stehen für ähnliche Aufgaben sogenannte Spotvorsätze zur Verfügung. Es sind dies Linsensysteme, die im Austausch mit der normalen Stufenlinse vor dem Scheinwerfer angebracht werden. Durch Veränderung der Linsenabstände von der Lampe läßt sich eine variable Bündelung des Lichtkegels erreichen.

Für spezielle Zwecke wäre eine solche Einrichtung auch für die Mikroskopier-

Bild: Mit einfachen Mitteln kann sich jedermann einen Spotvorsatz für seine Mikroskopierleuchte bauen.



leuchten erwünscht. Nun, im Prinzip ist jede Mikroskopbeleuchtung nichts anderes, nur wird hier als Spotvorsatz der Mikroskopkondensor benutzt.

Zur Selbstherstellung eines einfachen Spotvorsatzes für Mikroleuchten muß aber nicht unbedingt ein hochwertiger Kondensor benutzt werden, eine einfache Sammellinse tut es auch.

Die Abbildung zeigt, wie es gemacht wird. An der Mikroleuchte wird ein Stab befestigt und darauf eine Linse in einer speziellen Fassung verschiebbar angeordnet. Für möglichst universelles Arbeiten lohnt sich die Anschaffung mehrerer Linsen unterschiedlicher Brennweiten, z. B. 100, 50 und 30 mm. Sehr gut sind Linsen aus Vergrößerungslupen oder Brillengläser geeignet. Je kürzer die Brennweite, um so kleiner wird die gut ausgeleuchtete Fläche, allerdings verringert sich auch der Abstand zum Aufnahmeobjekt.

Die genannte Einrichtung ergibt einen vortrefflichen Spotvorsatz.

Verfasser: Paul Neubert, Berlin-Altglienicke, Gartenstadtweg 70

KLEINE MITTEILUNGEN

Zum Umschlagbild: Leitbündel aus einem Mais-Stengel

Querschnitt durch drei Leitbündel eines Stengels vom Mais (*Zea mays*). Vergrößerung 300fach. Auf die einschichtige Zellenlage der Epidermis folgt als nächste Schicht nach innen ein schmaler Ring von Sklerenchymzellen (Stützzellen). Dieser Sklerenchymring gibt der Sproßachse der meisten monokotylen (einkeimblättrigen) Pflanzen die Biegungsfestigkeit. Die Leitbündel liegen im Parenchym des Zentralzylinders, im Grundgewebe. Die Elemente eines Leitbündels beim Mais sind, grob skizziert, im Bild von oben nach unten: sklerenchymatische Leitbündelscheide, Siebröhren mit Geleitzellen, zwei große Tüpfeltracheen, eine oder zwei mediane Schraubentracheiden, Xylemparenchym und eine innere Leitbündelscheide. Präparat *J. Lieder*, Aufnahme *H. Streble*.

Ein Bleichmittel des Handels zur besseren Trennung der Chromosomen bei Orchideen.

Um das bei dieser Familie nicht seltene Zusammenkleben der Chromosomen zu vermeiden, wird die Anwendung eines mazerierend wirkenden Mittels empfohlen. Nachdem die lebenden Wurzelspitzen 1 Stunde mit destilliertem Wasser behandelt worden sind, werden sie mit einer frisch bereiteten Mischung 2 : 2 : 1 aus konzentrierter Salzsäure + 50% Alkohol + einem Bleichmittel (Clorox, Purex oder Hy-Pro) behandelt. Die Mischung wird sanft erhitzt und wieder abgekühlt: Einwirkungsdauer etwa zehn Minuten. Danach wird das Mazerationsmittel 10 Minuten lang durch destilliertes Wasser, 5 Minuten lang durch 50% Alkohol ersetzt. Übertragen der Wurzelspitzen in 2 ml Milchsäure-Carmin nach Freytag (1963), nachdem 2—3 Tropfen 50%iger Alkohol zugesetzt worden sind. Nun wird nochmals erhitzt und stehen gelassen, bis sich nach etwa 20 Minuten die Wurzelspitzen dunkel färben. Wenn sie dann auf einen Objektträger gebracht und mit Deckglas bedeckt worden sind, wird das Präparat mit einem Rasiermesser gequetscht und wie bei Ausstrichen weiter verarbeitet.

(A. H. Freytag, Stain Technol. **39**, 167—169, 1964. — Zur Färbung s. ebend. **38**, 290—292, 1963.)

H. H. Pfeiffer

Milieu-induzierte Entwicklungsvorgänge bei Rädertieren

Wie John J. Gilbert von der Princeton University berichtet, läßt sich zwischen den Rotatorien *Asplanchna* und *Brachionus calyciflorus* eine interessante Räuber-Beutetier-Beziehung beobachten. Der Rotator *Asplanchna* gibt in seine Umgebung einen wasserlöslichen, nicht dialysierbaren Faktor, wahrscheinlich eiweißähnlicher Natur, ab, welcher ungefurchte Eier des Rotators *Brachionus calyciflorus* veranlaßt, sich zu Individuen mit langen, beweglichen Fortsätzen zu entwickeln. Diese spitzen Fortsätze lassen sich weder bei der Muttergeneration noch bei Kontrolltieren derselben Generation beobachten. Die Fortsätze schützen vor dem Gefressenwerden durch *Asplanchna*.

Science **51** (11. März 1966), S. 1234.

Klaus Vosbeck

Eine neue Schnellmethode zur Darstellung von Muskeln

Die 2 Tage oder länger in phosphat-gepuffertem Formalin fixierten Skelettmuskeln werden in Paraffin eingebettet und in Schnitte bis zu höchstens 6 μ Dicke zerlegt. Entparaffinierung, Alkoholstufen, 10 Minuten 1% Jod in 80% Alkohol, destilliertes Wasser, 2 Minuten 5% wäßrige Natriumthiosulfat-Lösung, destilliertes Wasser. Färbung unter Erwärmen auf 60° C mit einer Mischung aus 50 ml von Mallorys Gemisch (Phosphorwolframsäure-Hämatoxylin 1 ml, 2% wäßrige Lösung von Phosphormolybdänsäure-Hämatoxylin) 10 bis 30 Minuten. Weiterbehandlung wie üblich.

Ergebnis: Querstreifung dunkelblau auf bleich graublauem Hintergrunde, Zellkerne blau, Bindegewebe gelb bis orange.

(L. G. Bohacek, Stain Technol. **41**, 101—103, 1966.)

H. H. Pfeiffer

Bakterien als Eiweißquelle

Einen Forschungszuschuß in Höhe von mehr als 30 000 Pfund hat das britische Ministerium für Technologie dem Technical College in Monmouth und der Universität Cardiff zugewiesen.

Er soll für Forschungen verwandt werden, die auf den ersten Blick gar nicht besonders aufregend erscheinen: Ihr Nahziel besteht darin, den teueren und platzraubenden Prozeß der Ab-

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

wässerreinigung zu verbilligen. Doch die langfristigeren Anwendungsmöglichkeiten dürften nicht nur ebenso nützlich, sonderen auch weit faszinierender sein.

Die Forschungen basieren weitgehend auf der Arbeit von Tom Starkey im Technical College von Cardiff. Er hat ein neues System entwickelt, um Flüssigkeiten von jeder Art Schlamm zu reinigen. Einzelheiten sind aufgrund der geplanten Patentierung nicht bekanntgegeben worden; doch im Prinzip handelt es sich um ein komplexes Netz feiner Kapillarröhren, durch die die Flüssigkeit passiert und in denen sich der Schlamm ablagert.

Ein solches System könnte zur Säuberung von Abwässern auf eine Weise dienen, die nicht nur die Kosten, sondern auch den von den konventionellen Anlagen beanspruchten Platz reduzieren würde.

Das mikrobiologische Institut der Universität Cardiff verwendet seinen Anteil des Zuschusses zur Zucht bestimmter Bakterienkulturen, die sich von Phenolen und anderen Giftstoffen ernähren können, wie sie in den in das Kanalisationsnetz, in Flüsse oder ins Meer abgeleiteten Industrieabwässern enthalten sind. Bakterien können viele Substanzen „verdauen", die für den Menschen und für andere Lebewesen giftig sind. Die Experimente zielen nun darauf ab, besonders herangezüchtete Bakterienkulturen die Giftstoffe absorbieren zu lassen und dann mittels eines Spezialröhrensystems die Bakterien aus den gereinigten unschädlichen Abwässern herauszufiltern.

Die Bakterien würden, mit anderen Worten, als Mittel dienen, die Giftsubstanzen so zu vergrößern, daß sie mit Hilfe eines besonderen Filters aufgefangen werden könnten: ein eindrucksvolles Beispiel dafür, wie Technik und Biologie im Bemühen um die Lösung eines sozialen Problems zusammenarbeiten.

Aber es gibt noch eine weitere und potentiell noch bedeutsamere künftige Anwendungsmöglichkeit für die Ergebnisse dieser Forschungen. Bakterien könnten dazu beitragen, das Ernährungsproblem der Erde zu lösen. Einige Bakterienarten sind besonders reich an Eiweiß, dem Bestandteil der menschlichen Nahrung, der in den ärmeren Gebieten vieler Entwicklungsländer fehlt. Die Arten von Bakterien und anderen Mikroorganismen, die im Erdöl leben, enthalten besonders viel Eiweiß, und zwar gerade die Eiweißzusammensetzung, an dem es bei einer auf Reis oder vorwiegend auf Gemüse abgestellten Ernährung mangelt.

Forschungen haben gezeigt, daß im Erdöl Massenkulturen von Mikroorganismen herangezüchtet werden können, und zwar auf sehr billige Weise. Zudem sind die speziellen Bestandteile des Rohöls, von denen sich diese Bakterien ernähren, gerade diejenigen, die der Raffinerieingenieur ausschalten möchte.

Ein Zweigunternehmen der British Petroleum führt zurzeit intensive Forschungen über Erdöl als Eiweißquelle durch. Es ist sogar angedeutet worden, daß sich die meisten der ungefähr 700 Ölraffinerien der Erde eine kombinierte Bakterienfiltrier/Eiweißerzeugungsanlage bauen könnten.

Britische Nachrichten Nr. 79, 1965.

BÜCHERSCHAU

Dieter Matthes und Fritz Wenzel: Wimpertiere (Ciliaten). 111 Seiten, 76 Abbildungen. Reihe: Einführung in die Kleinlebewelt, Kosmos-Verlag (Franckh'sche Verlagshandlung) Stuttgart 1966. Preis 12.50 DM.

Die Ciliaten sind nicht nur äußerlich schöne und biologisch interessante, sondern im Haushalt der Gewässer auch überaus wichtige Tiere. Die vorliegende Einführung in die Gruppe bietet eine kurze, moderne Übersicht über Bau und Gestalt, Bewegung, Verdauung und Fortpflanzung sowie Vererbung und Verhalten freilebender Ciliaten. Ihr Vorkommen wird besprochen und die Untersuchungstechnik zu unserer Freude sehr ausführlich dargestellt. Eine Übersicht über die Ordnungen und Unterordnungen leitet zu den Bestimmungstabellen über, die natürlich den Hauptteil des Buches ausmachen. Sie sind klug angelegt: Über die Unterordnung und Familie gelangt man sicher zur Gattung, von der jeweils nur eine oder wenige der häufigsten Arten beschrieben und abgebildet sind. In dieser Beschränkung liegt ein besonderer Vorzug der Einführung: Sie wählt gescheit aus und verhindert dadurch, daß der Benutzer angesichts einer erdrückenden Artenfülle mutlos wird. So wird von den über 20 *Lacrymaria*-Arten mit Recht nur *L. olor* genannt. Eine Zusammenstellung von Fachausdrücken, ein ausführliches Literaturverzeichnis und ein gut durchgearbeitetes Sachverzeichnis beschließen den sympathischen Band, der allen, die sich mit Ciliaten beschäftigen müssen oder möchten, hoch willkommen sein wird und der den Wimpertieren sicher viele Freunde gewinnt.

Dr. J. Schwoerbel, Falkau

Schaposchnikow, W. N.: Zur Physiologie des Stoffwechsels von Bakterien im Zusammenhang mit der Evolution von Funktionen.
Aus dem Russischen übersetzt, 31 Abb., 128 Seiten, DM 23,50. Gustav Fischer Verlag, Jena 1963.

Der Mikrobiologe wird mit gespannter Erwartung zu diesem Buche greifen, verheißt doch der Titel das, was seine „Welt im innersten zusammenhält". Es ist daher zu bedauern, daß auf die „speziellen Erkenntnisse der Biochemie aus den letzten Jahren im einzelnen nicht eingegangen" wird, „... um die persönliche Auffassung des Autors nicht zu verändern. Daher wurde auch auf eine eventuelle Ergänzung der zitierten westlichen Literatur verzichtet" (Vorwort zur deutschen Ausgabe). Der Autor vertritt dabei manche Anschauung, die überholt ist, er zweifelt auch manche Aussage an, die seit langem bewiesen ist. Dies beeinträchtigt den Wert der Darstellung. Dessenungeachtet wird man dem Verlag für die Übersetzung danken müssen, weil hier ein Kenner technischer Gärungen eine Phylogenie der verschiedenen Stoffwechseltypen wagt. Im großen und ganzen ist dieser Versuch gelungen. Ein besonderes Verdienst sieht der Referent in der Hervorhebung des Zweiphasenverlaufes bei anaeroben Gärungen, in deren erster Phase Nebenprodukte gebildet werden, die aus dem Baustoffwechsel der jeweiligen Gärungsorganismen stammen, während erst die zweite Phase einen großen Substratumsatz mit Bildung des oder der Gärungsprodukte zeigt, die den Gärungstyp charakterisieren. Infolge methodischer Gegebenheiten wird dies heute vielfach übersehen oder falsch gedeutet. Hierüber orientiert besonders das Kapitel „Die wechselseitige Abhängigkeit von Gärung und Baustoffwechsel". Ein Schlußkapitel faßt dann den ganzen Stoff des Buches vergleichend zusammen. — Das Buch wird dem tieferen Verständnis der Zusammenhänge des Stoffwechsels gerecht und ist deshalb empfehlenswert. Bei annehmbarer Ausstattung ist das Buch preiswert.

Dr. H. H. Dittrich, Freiburg/Br.

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

Die parasitische Brut

Glochidien der Teichmuschel

Um 1800 entdeckten Mikroskopiker in den Kiemen von Teichmuscheln seltsame kleine Lebewesen, die sie für Parasiten der Muschel hielten und daher *Glochidium parasiticum* nannten. Tatsächlich ernähren sie sich ja auch parasitisch in den Kiemen der Muschel — nur erkannte man erst viel später, daß es die eigenen Larven der Muschel sind, die in den Kiemen der Mutter ihre sozusagen rechtmäßige Ernährung finden.

Die Eier haben den Körper des Muttertieres nicht verlassen, sie sind nur in die Kiemen gewandert — in ungeheurer Zahl, es werden für ein Tier 300 000 bis 400 000 angegeben. Die Samenzellen dagegen werden ins Wasser entleert und müssen von einer weiblichen Muschel durch die Einatmungsöffnung aufgenommen werden, wenn sie die Aussicht haben sollen, ein Ei zu befruchten. Vielleicht hängen damit die folgenden eigenartigen Verhältnisse zusammen: In langsam fließenden Flüssen und bewegten Seen sind diese Muscheln entweder Männchen oder Weibchen, in abgeschlossenen kleinen Buchten aber sind sie Zwitter, d. h. jedes Tier enthält die beiden Arten von Geschlechtsorganen. Im bewegten Wasser haben die Samenzellen leidliche Aussicht, in den Einatmungsbereich einer weiblichen Muschel getrieben zu werden, im stehenden Wasser aber ist diese Aussicht so gering, daß mit dem Aussterben der Art zu rechnen wäre — wenn die Natur sich nicht durch Ausbildung zwittriger Stücke „helfen" würde. — Da die Umwandlung aber viele Jahrzehnte dauern soll, sind sichere Beobachtungen zu diesen Vorstellungen nicht vorhanden. Die abgebildeten Glochidien hatte eine ca. 15 cm lange Teichmuschel in meinem Aquarium in meh-

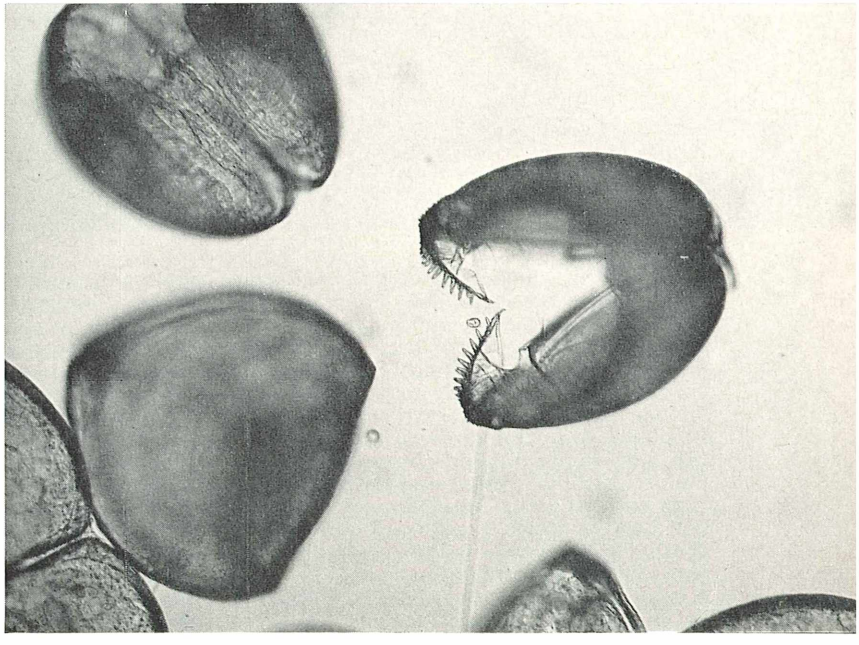


Bild 1: Äußerlich sieht ein Glochidium schon wie eine richtige Muschel aus. Mit den beiden Schalenhaken heftet sich die Larve an der Haut von Fischen fest; die Haken wirken dabei wie eine Zange.

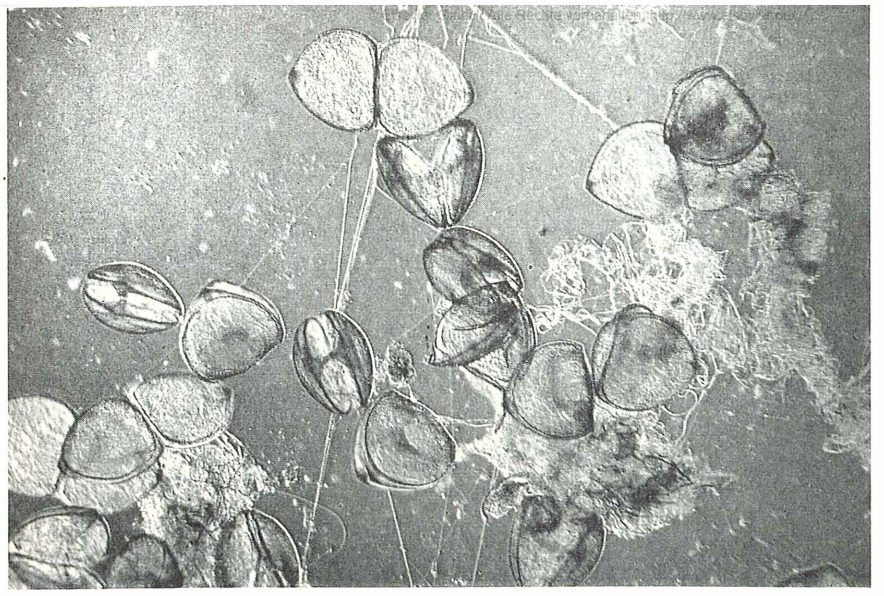


Bild 2: Die langen Haftfäden, die aus den Glochidien entspringen, verkräuseln die Muschellarven zu kleinen Ballen.

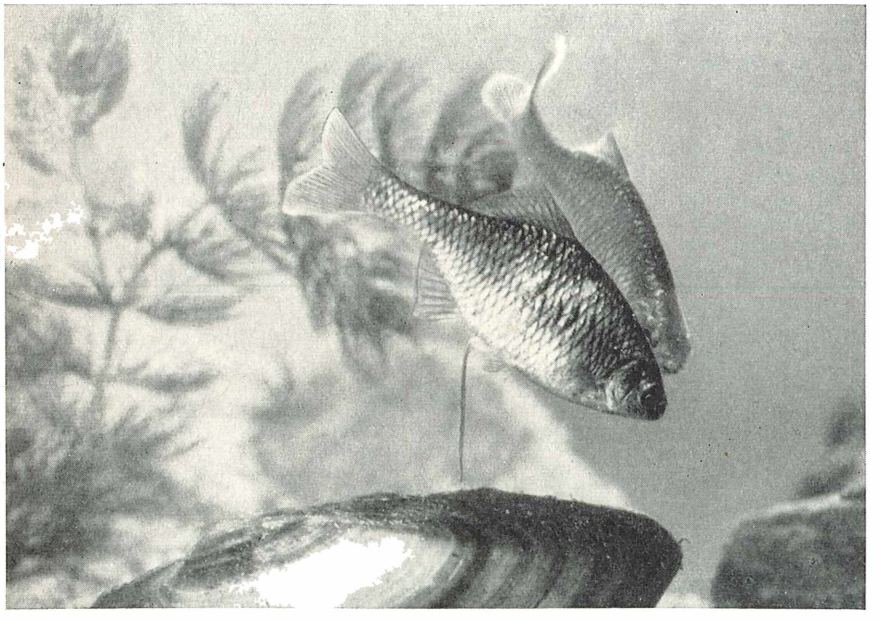


Bild 3: Die „Rache" der Fische: Das Bitterlingsweibchen legt seine Eier mit einer langen Legeröhre *in* einer Muschel ab. (Aus Sachs, Aquarienpflege, Franckh'sche Verlagshandlung Stuttgart.)

reren Stößen im Verlauf von ca. 14 Tagen ausgestoßen. Sie befanden sich in einem dichten Gewirr von feinsten Fäden, das vom Boden etwa 20 cm hoch zu schwimmenden Wasserlinsen reichte. Die Absonderung selbst habe ich nicht beobachten können. Für die mikroskopische Beobachtung und Mikrofotografie habe ich natürlich ganz dünne Stellen dieses von Glochidien angefüllten Fadengewebes ausgesucht, doch enthielt jeder Ausstoß viele Tausende von Larven. (Nach Kaestner, Lehrbuch der speziellen Zoologie, entläßt *eine* Muschel etwa 300 000 Glochidien!)

Diese stecken wie die endgültige Muschel in einem durch einen Schließmuskel zusammenklappbaren Schalenpaar, dessen Enden allerdings scharfe spitze Haken tragen. Auch geht von der Mitte der Innenseite ein Faden aus (nach meiner Beobachtung und Fotografie mehrere), dessen Aufgabe nicht ganz klar ist. Mehrmals sah ich die Schalen zusammenklappen und sich wieder öffnen.

Zur weiteren Entwicklung kommen diese Glochidien erst in der Haut eines Fisches. Wenn sie von einem Fisch geschluckt werden, können sie sich in den Kiemen weiter entwickeln und dort ein ähnliches Schmarotzerdasein führen wie zuerst in denen der Mutter. Andere Glochidien heften sich an den Flossen an, in die sie ihre Schalen-

haken zangenartig einschlagen. Die Oberhaut des Fisches bildet dann Zysten, in denen sich die Larven ernähren. Den Fischen wird wohl in der freien Natur kein größerer Schaden zugefügt, die Schmarotzer verlassen sie, wenn sie sich zu einer (sehr kleinen) Muschel entwickelt haben. Allerdings sollen in Fischteichen, in denen viele Teichmuscheln vorkommen, ihre Glochidien die Fischbrut erheblich schädigen können.

Eines der eigentümlichsten Verhältnisse ist nun die „Rache" eines Fisches, des kleinen Karpfenfisches *Rhodeus amarus*, des Bitterlings, der seinerseits ein merkwürdiges Brutschmarotzertum bei der Teichmuschel betreibt. Sein Weibchen bildet während der Laichperiode eine Legeröhre aus, die fast die eigene Körperlänge erreicht, und mit dieser befördert es seine Eier in die Muschel durch deren Einatmungsöffnung. Sie vollenden dort, aufs beste gegen Gefahren geschützt, vorzüglich mit Sauerstoff und Nahrung versehen, ihre erste Entwicklung und verlassen dann erst die Muschel. Das Weibchen hat dazu sein schönstes Hochzeitskleid angelegt, wird vom ebenso hochzeitlich geschmückten Männchen umschwärmt, das im gleichen Augenblick sein Sperma vor der Einatmungsöffnung ausstößt, so daß es die in der Muschel befindlichen Eier befruchten kann.

Dieses „dreieckige" Verhältnis ist so eng, daß weder das Bitterlingsmännchen noch sein Weibchen ihr Hochzeitskleid ohne die Anwesenheit einer Teichmuschel anlegen, ja das Weibchen legt sogar seine Eier, ohne daß ein Männchen in der Nähe ist, in eine Muschel, wo sie natürlich unbefruchtet bleiben. Umgekehrt kann ein Männchen ohne Gegenwart des Weibchens die Muschel umschwärmen, das prächtigste Hochzeitskleid anlegen und sein Sperma über die Muschel ergießen. Die Anwesenheit des Weibchens allein reicht aber nicht hin, das Männchen in hochzeitliche Erregung zu bringen.

Verfasser: Martin Deckart, Bad Tölz, Gudrunstr. 9.

GEORG RÜPPELL

Zweckmäßige Eleganz: Die Blattbeine des Krebses Chirocephalus

Die urtümlichen Blattbeinkrebse, die Kiemenfüße oder Anostracen, leben in möglichst feindfreien Lebensräumen, weil sie, ohne Panzer und Waffen, schutzlos allen Räubern ausgeliefert wären. Die einzigen „Paradiese" solcher Art im Wasser sind die periodisch besonders im Frühjahr zur Zeit der Schneeschmelze auftretenden Schmelz- und Hochwassertümpel. An solch geeigneter Stelle kann es während der oft nur kurzen Zeit der Wasserbedeckung zu Massenvermehrungen der Krebse kommen. Geht das Wasser zurück, dann liegen die Eier im Bodengrund eingepackt, wobei sie dort 3—5 Jahre lebensfähig bleiben. *Chirocephalus* hat wie alle unsere Anostracen 11 Paar Blattbeine: zarte, dünnhäutige Gebilde, die zum größten Teil durch Turgordruck in ihrer Form gehalten werden (Bild 1). Sie dienen der Atmung, dem Rudern, und sie filtern Nahrungsteilchen aus dem Wasser. Die genaue Herleitung der Einzelteile der Blattbeine aus den klassischen Krebsbeinbauteilen ist noch nicht geklärt. Strittig ist, ob der hier nach SMITH benannte Endopodit eigentlich der 6. Endit und ob der Exopodit nicht Endopodit ist. MANFRED MAYER hat in MIKROKOSMOS **54**, 175—184, 1965 zusammenfassend über die Gliedmaßen der Krebse berichtet. Die schöne gleichförmige Bewegung der auf dem Rücken schwimmenden Krebse kommt dadurch zustande, daß das Wasser in komplizierter Weise angesaugt und wieder ausgestoßen wird. Dabei werden gleichzeitig alle feinen Nahrungspartikel, Plankton und Detritus herausgefiltert. Hält man die Tiere im Aquarium, so muß man dafür sorgen, daß genügend solche Feinnahrung vorhanden ist. Hierzu eignen sich einzellige Algen besonders gut, weil sie nicht gleich auf den Grund absinken.

Nach CANNON falten sich die Blattbeine zu Kammern, die durch Vergrößerung und Verkleinerung ihres Volumens Wasser ansaugen und wieder ausstoßen. Beim Ansaugen passiert das Wasser jedesmal die Filterborsten der Endite, weil alle anderen

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

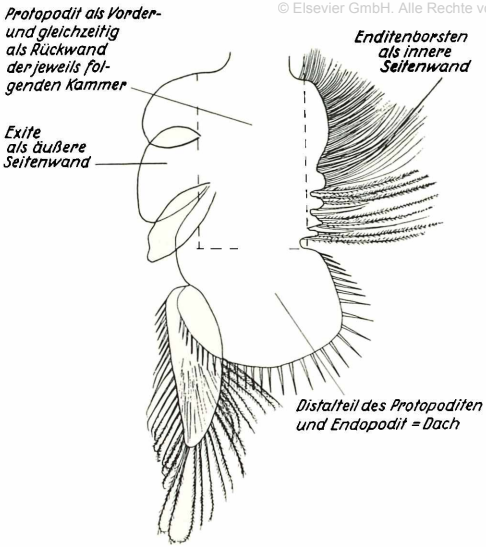
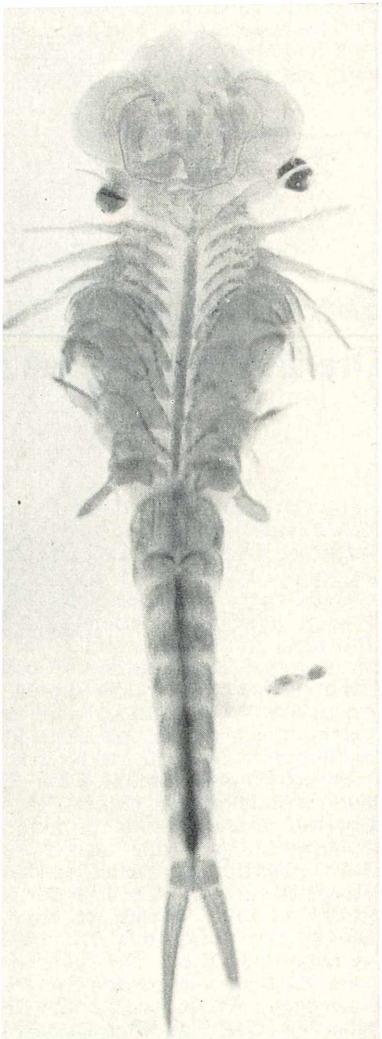


Bild 1: Blattbein von *Chirocephalus*. *P* Protopodit, *En* Endite mit Filterborsten, *Ex* Exite, *K* Kiemenförmiger Exit, *Exp* Exopodit, *Enp* Endopodit.

Bild 2: Die Zeichnung zeigt, wie die Bauteile eines Blattbeines bei der Bildung der Saugkammer zusammenwirken.

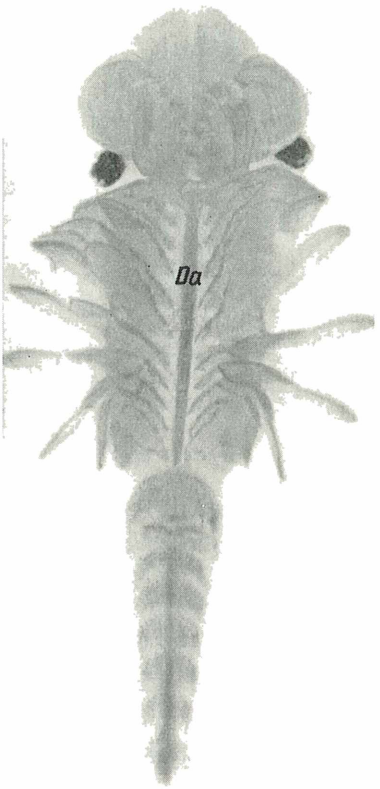
Bild 3: Schwimmender *Chirocephalus*. Bein 1—6 schlagen schwanzwärts, 7—11 kopfwärts.



Kammerwände fest verschlossen werden. Dadurch werden alle im Wasser schwebenden Nahrungspartikel abgefangen und genutzt. Jedes Blattbein bildet mit dem folgenden eine Saugkammer, so daß zwei Reihen hintereinanderliegender Kammern entstehen. Die Funktion der Bauteile eines Blattbeines bei der Bildung der Kammern zeigt Bild 2. Die beiden Beinpaarreihen schlagen synchron vor und zurück, wobei eine wellenförmige Bewegung entsteht, die von hinten nach vorn läuft, denn die hintersten Beine schlagen zuerst (Bild 3, 4, 5). Pro Sekunde laufen 3—4 Wellen über den Körper. Beim Schlagen in Kopfrichtung wird jeweils das Volumen der von dem zurückweichenden Bein gebildeten Saugkammer vergrößert. Dadurch entsteht ein Unterdruck, der Wasser durch die filternden Enditenborsten saugt. Das Filtrat sammelt sich an den Enditenborsten und wird in einer bauchseitig in der Mitte verlaufenden Nahrungsrinne zur Mundöffnung befördert. Das geschieht durch die sich mit dem Schlagen der Beine ändernden Druckverhältnisse, die einen zur Mundöffnung führenden Wasserstrom erzeugen. Auch die Borsten der basalen Endite sollen an der Erzeugung dieses Wasserstromes beteiligt sein. Die Mundwerkzeuge nehmen die ankommende Nahrung in Empfang und befördern sie in die Mundöffnung. Das geschieht ebenfalls durch ein automatisch ablaufendes rhythmisches Hin- und Herschlagen der 1. Maxille und der Mandibel, die dabei noch eine zerkleinernde Wirkung hat. Die Rückschlagwelle läuft beim letzten Beinpaar schon los, wenn die Vorschlagwelle noch nicht beim ersten Beinpaar angekommen ist. Durch den Widerstand des Mediums und auch durch Muskelkraft ent-

En
1
p
2
3
Ex
4
5
K
Enp
Exp

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Unautorisierte Nutzung ausgeschlossen.



faltet sich das Blattbein. Beim Rückschlag verengt sich der nun offen daliegende Kammerraum und Wasser wird aus ihm herausgepreßt. Durch diesen Rückstoß des Wassers wird der Krebs vorangetrieben. *Chirocephalus* kann außerdem durch schnepperartige Schnellbewegungen des ganzen Körpers plötzliche Fluchtbewegungen ausführen. Dadurch weicht er nicht allzu gewandt schwimmenden Räubern wie Gelbrandkäferlarven oder Molchen aus. Die Blattbeine von *Chirocephalus*, wie die der übrigen Anostracen, dienen der Atmung, der Fortbewegung und der Ernährung. Es sind bewundernswerte Konstruktionen von einmaliger Schönheit — aber durch ihre Zartheit leicht verwundbar. Ihre völlig gleichförmige Bewegungsweise erinnert in ihrer Eleganz an die der Rippenquallen — hier wie dort schlagen viele gleichgestaltete Ruderelemente und treiben den Körper beschleunigungslos durch das Wasser.

Ähnlich gebaut wie *Chirocephalus* ist das Salinenkrebschen *Artemia*, das in Salzwasser sehr leicht zu züchten ist. Eier von *Artemia* und eine Zuchtanleitung kann man in jeder Aquarienhandlung billig kaufen.

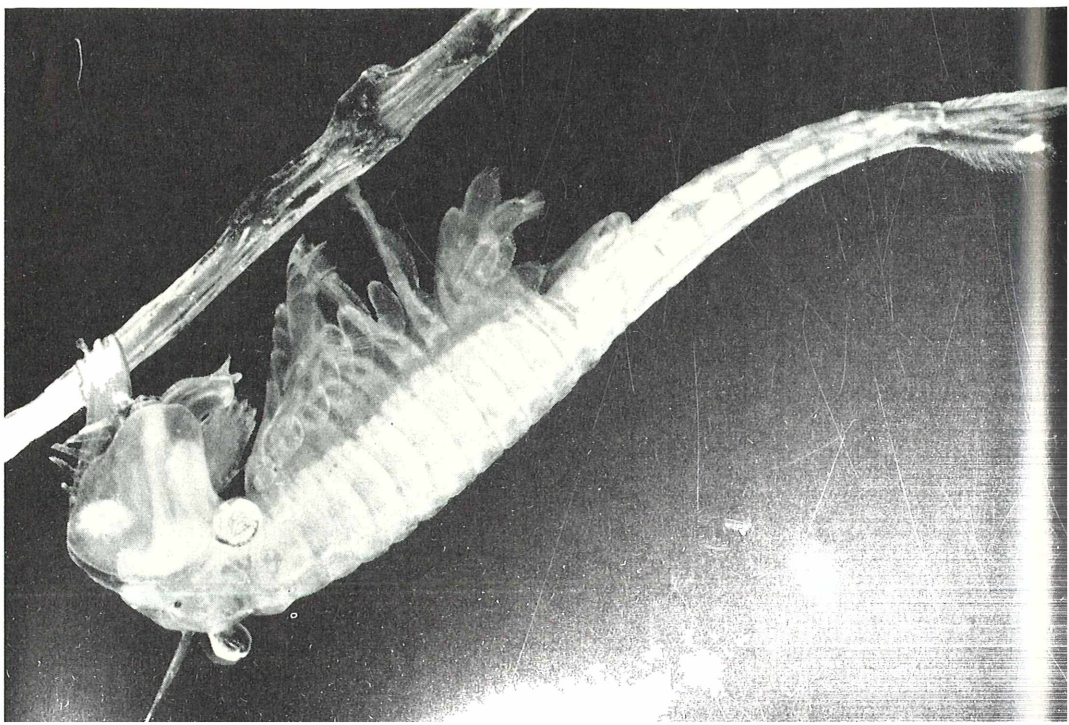
Literaturhinweise:

1. Kaestner, A., Lehrbuch der Speziellen Zool. I, 4. Lfg. 1959.
2. Cannon, Trans. R. Soc. Edinburgh 55, 1929.
3. Herbst, H. V., Blattfußkrebse. Sammlung: Einführung in die Kleinlebewelt, Franckh'sche Verlagshandlung Stuttgart, 1962.

Verfasser: Georg Rüppell, 23 Kiel, Zoologisches Institut der Universität Kiel, Hegewischstr. 3

◀
Bild 4: Schwimmendes *Chirocephalus*-Männchen. Bein 5—11 schlagen schwanzwärts, 1—4 kopfwärts. *Da* durchscheinender Darm, darüber die Nahrungsrinne.

▼
Bild 5: Schwimmendes *Chirocephalus*-Männchen. Bein 1—5 schlagen kopfwärts, 6—11 schwanzwärts.



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

Mikroorganismen kleiner Seen

Die Kleinlebewelt von Seen, deren Größe etwas weniger oder mehr als ein Quadratkilometer beträgt und die im Mittelland, nicht im Hochgebirge liegen, ist durch ganz Mitteleuropa ungefähr gleich. Unsere Übersicht beruht zwar auf Untersuchungen an schweizerischen Kleinseen, sie dürfte aber auf Seen in anderen Ländern Mitteleuropas übertragbar sein.

Der Kleinsee im Gebiet des Kulturlandes ist für den Mikroskopiker ein günstiges Objekt. Man kann schon vom Ufer aus das Planktonnetz werfen und mit dem Schürfbecher an der Leine Material zu einem guten Überblick über die wichtigsten Organismen erhalten.

Wie jeder See hat auch der Kleinsee drei Hauptlebensgebiete (Biotope). Das überflutete Ufer (Litoral), die Freiwasserzone (Pelagial) und den Seegrund (Profundal). Wie Bild 1 zeigt, gliedert sich die Freiwasserzone in die belichtete Oberflächenschicht (Epilimnion), die schmale sommerliche Temperatursprungschicht und die Tiefenzone, die im Kleinsee nicht ganz ohne Licht ist und neben dem Tierleben noch eine geringe Algenvegetation gestattet. Da die Oberflächenschicht bei der zumeist vorhandenen leichten Düngung des Sees Pflanzennährstoffe in Menge enthält, entwickelt sich hier in der warmen Jahreszeit ein reiches pflanzliches und tierisches Planktonleben. Diese schwebende und schwimmende Kleinlebewelt erzeugt beim Absterben im Herbst in der Tiefenzone Sauerstoffmangel, der mit der zunehmenden Seetiefe größer wird. Das ist auf Bild 1 für einen 20 m tiefen Kleinsee dargestellt. Die Lebewelt des Kleinsees

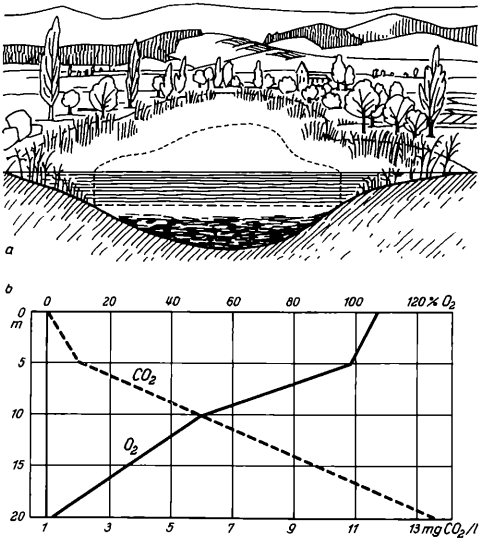


Bild 1: Sauerstoff- und Kohlendioxidkurve in Abhängigkeit von der Tiefe bei einem nährstoffreichen eutrophen See. Nach KIEFER.

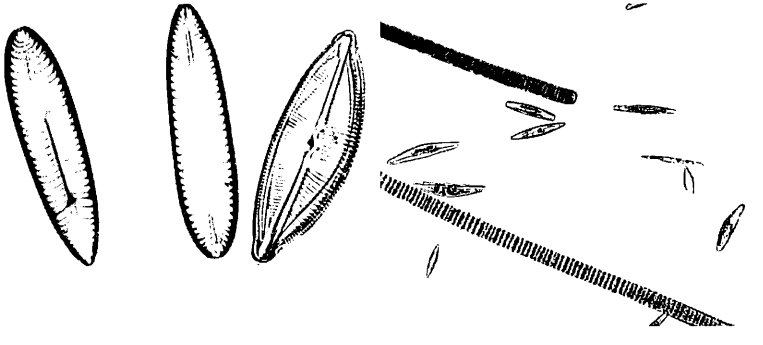


Bild 2, 3 und 4: Die Kieselalge *Surirella elegans*, die Kieselalge *Cymbella ehrenbergi*, die Blaualge *Oscillatoria limosa* mit Naviculaceen.

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

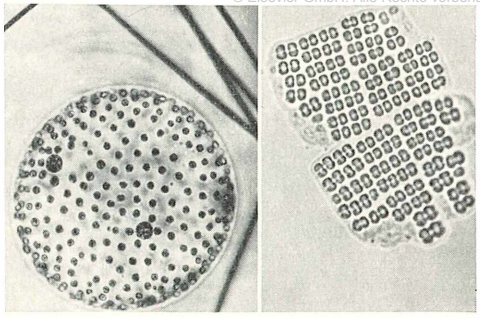


Bild 5 und 6: Die Kugelalge *Volvox aureus*, die Blaualge *Merismopedia punctata*.

Bild 7 und 8: Die Blaualge *Spirulina jenneri*, das Augentierchen *Euglena acus*.

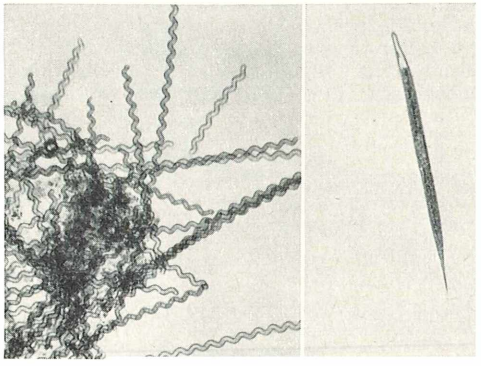


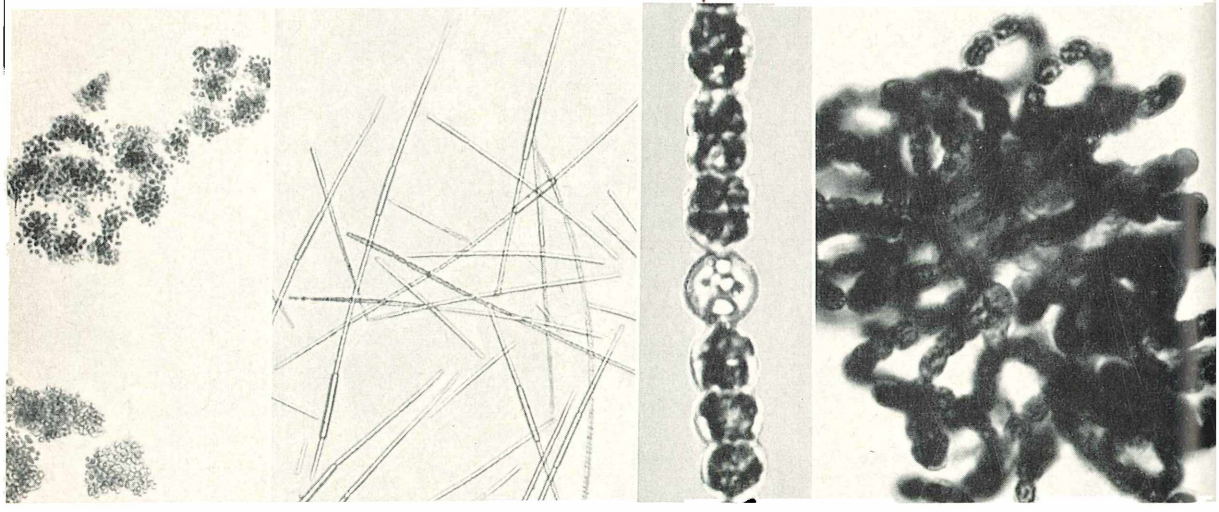
Bild 9, 10, 11, 12: Die Blaualgen *Microcystis aeruginosa*, *Aphanizomenon flos aquae*, *Anabaena affinis*, *Anabaena flos aquae*.

muß sich an die gegebenen physikalisch-chemischen Zustände anpassen.

Unter dem feuchten temperaturgemäßigten Klima Mitteleuropas wird im jährlichen Stoffkreislauf im gedüngten See die hohe organische Produktion beim Absterben nicht völlig mineralisiert. Am Seeboden setzt sich daher Schlamm ab. Dies trägt zur Verkleinerung des Sees ebenso bei wie die Einschwemmungen der Zuflüsse und das Zuwachsen vom Ufergürtel aus. Daneben wird ein Teil der organischen Stoffe bis auf die Mineralstufe zerlegt und steht in Form gelöster Phosphate, Nitrate usw. dem Pflanzenleben wieder zur Verfügung.

Das Leben in der Natur vollzieht sich stets in einer großen Lebensgemeinschaft mit drei Hauptgruppen. Die im Sonnenlicht assimilierenden Planktonpflanzen und die kleinen und großen festsitzenden Pflanzen bilden die Gruppe der Produzenten, die mit Lichtenergie durch die Kohlensäureassimilation aus gasförmigen und gelösten Mineralstoffen organische Materie aufbauen. Die Tiere spielen insgesamt die Rolle der Konsumenten, sind also Verzehrer. Auch Raubtiere leben ja indirekt von den Stoffen, die die Pflanzenwelt produziert. Die Lebenskette, der Stoffkreislauf, schließt sich mit den Bakterien, die als Zersetzer oder Reduzenten die absterbende organische Materie samt Stoffwechselrückständen der Tiere wieder zerlegen und teilweise in anorganische Pflanzennährstoffe zurückführen.

Wir betrachten zuerst die Mikropflanzenwelt des Kleinsees, die sich aus verschiedenen Algenarten zusammensetzt. Flottierende planktische und festsitzende Algen sind in Menge vorhanden. Die festsitzenden Algen lassen sich am Seeboden und auf den untergetauchten Teilen der Uferpflanzen in reicher Menge und Artenzahl gewinnen. Wir betrachten jeweils nur wenige typische



Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Arten. Mit dem Schürfbecher entnehmen wir Seeschlamm, um festsitzende Algen, die zum Teil beweglich sind, zu gewinnen. So begegnen wir Blaualgen, Kieselalgen, Grünalgen, Jochsporenalgen, während die Geißel- und Panzergeißelalgen sich mehr im Plankton einstellen. Häufig finden sich in kalkreichen Seen die Kieselalgen am Uferboden im Seichtwasser. Hier fanden wir *Surirella, Cymbella* und Naviculaceen, die sogenannten Schiffchenalgen, dazu die Fäden der Blaualge *Oscillatoria limosa* von grau-grüner Farbe. Diese Alge schwimmt auch in Watten, in kleinen Fetzen, auf der Oberfläche von kleinen und großen verschmutzten Seen. Ruhiges Wasser liebt die Grünalgenkugel *Volvox aureus,* die wir im Bild neben Burgunderblutalgen sehen. Am Seegrund wie im Freiwasser der Uferzone sind die Täfelchen der Blaualge *Merismopedia* anzutreffen. Am Grund des Katzensees bei Zürich, von dem die meisten unserer Mikroaufnahmen stammen, der bei 35 Hektar Größe nur in einem der zwei Seeteile höchstens 7 m Tiefe erreicht, finden wir seit drei Jahrzehnten ständig die grüne Blaualge *Spirulina jenneri* und zeitweise das grüne Augentierchen *Euglena acus.* Es handelt sich um einen Kleinsee unter Naturschutz mit unverbautem Naturufer und stellenweise reichen Ufer-Vegetationsgürteln.

Planktische Blaualgen kommen in Kleinseen oft vor und bilden zeitweise Massenvegetationen. Wir nennen die Punktalge *Microcystis aeruginosa,* die Fadenblaualge *Aphanizonenon flos aquae, Anabaena affinis* und die Knäuel von *Anabaena flos aquae.* Die Grünalge *Coelastrum reticulatum* ist ein häufiger Plankter im Katzensee. Planktische Massenvorkommen liefert das Zackenrädchen *Pediastrum duplex.* In Moortümpeln finden sich die Fäden von *Zygnema.* Die Panzergeißelalge *Ceratium cornutum* ist für eine Reihe von schweizerischen Kleinseen charakteristisch, ebenso das Rädertier *Pedalium mirum.*

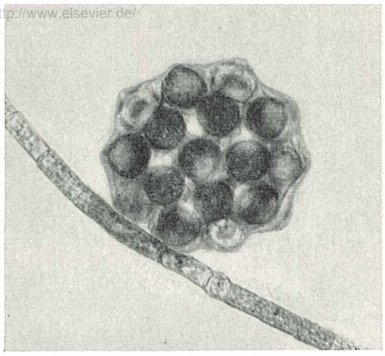
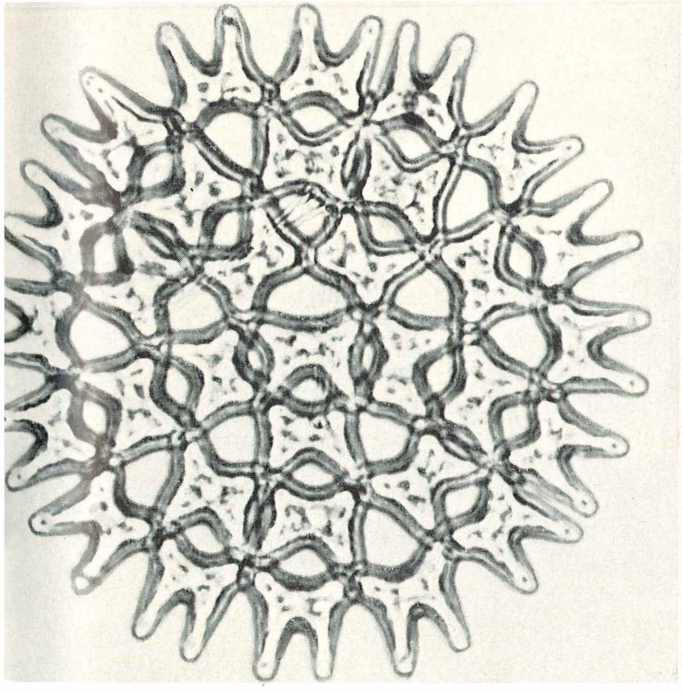
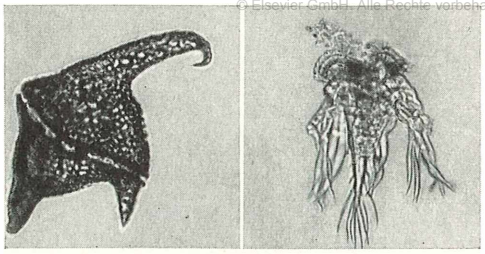


Bild 13: Ein häufiger Grünalgenplankter im Katzensee: *Coelastrum reticulatum.*

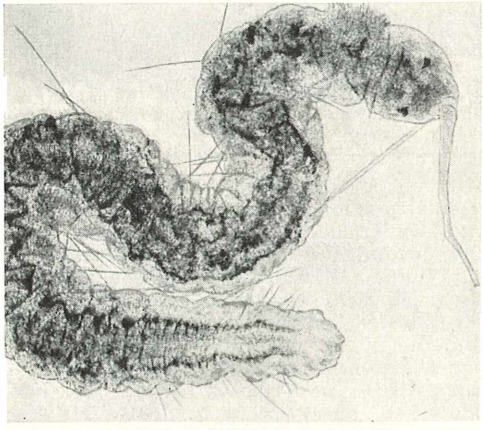
Bild 14 und 15: Das Zackenrädchen *Pediastrum duplex,* eine Grünalge. Fäden der Zieralge *Zygnema.*



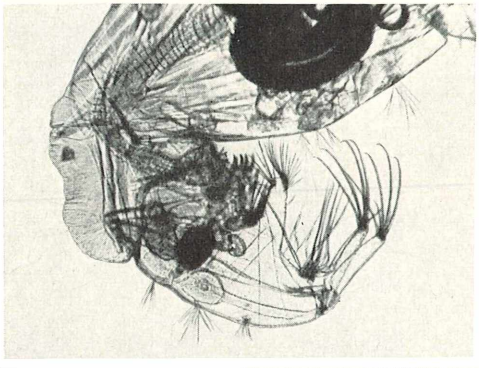
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. http://www.elsevier.de/



◀ Bild 16 und 17: Zwei besonders typische Plankter in Kleinseen: Die Hornalge *Ceratium cornutum* und das Rädertier *Pedalion mirum*.

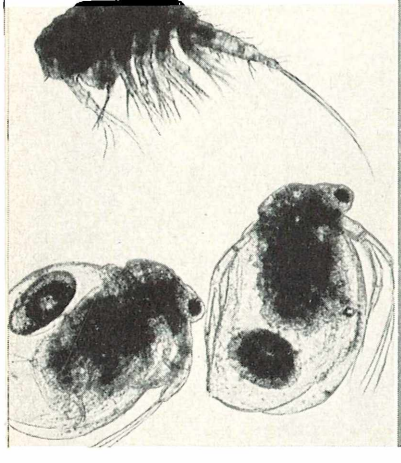


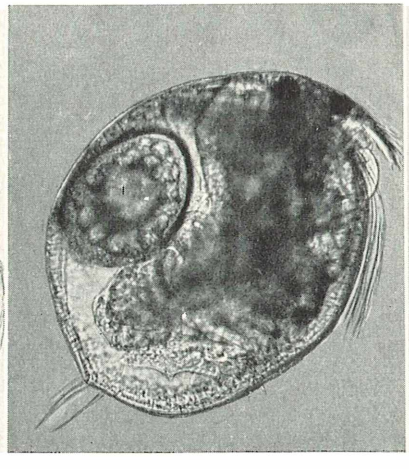
◀ Bild 18: Der 15 mm lange Borstenwurm *Stylaria lacustris* hat zwei Augen und einen Rüssel.

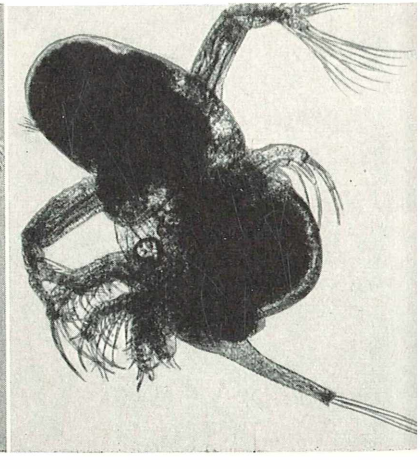


◀ Bild 19: Der Kopf der Büschelmückenlarve bietet bei schwacher Vergrößerung ein bizarres Bild.

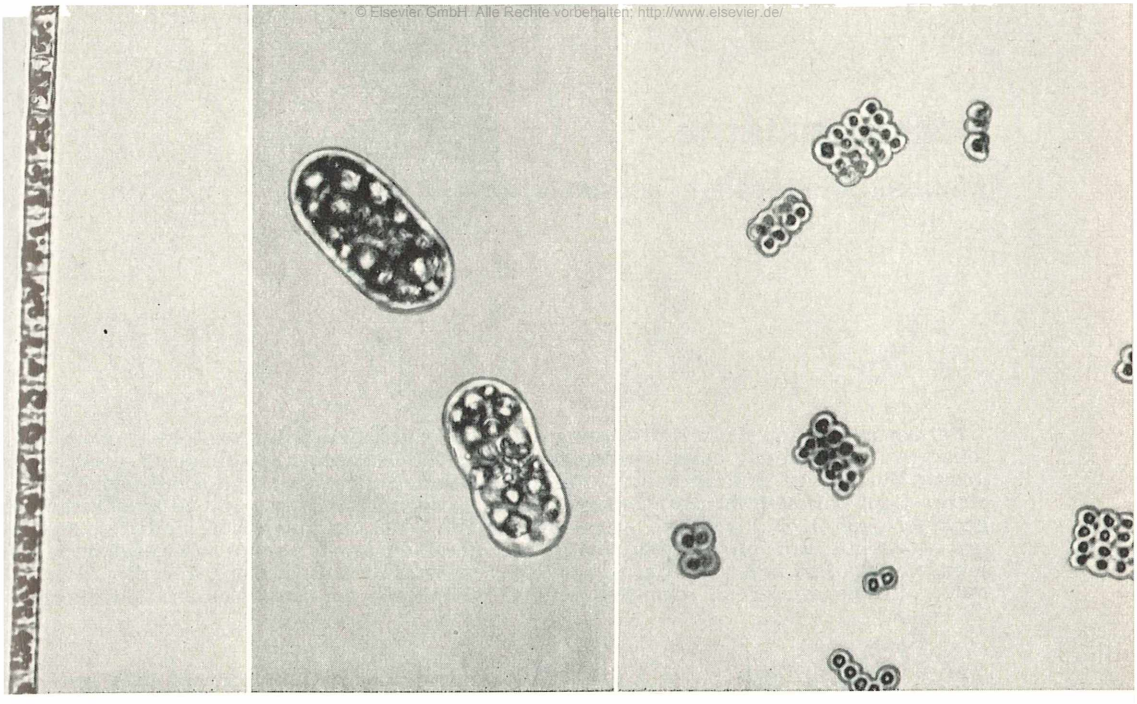
Bild 20, 21 und 22: Wasserfloh *Ceriodaphnia pulchella* und ein *Cyclops*. Wasserfloh *Chydorus sphaericus*, eine Form des Litorals. Wasserfloh *Polyphemus pediculus* aus einem Moortümpel. ▼



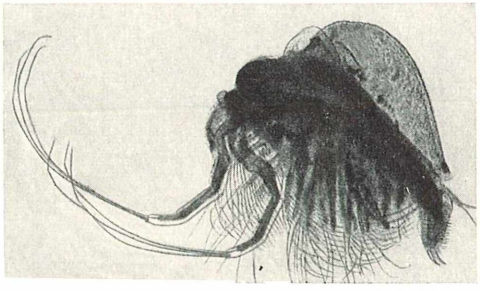




© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. http://www.elsevier.de/



▲
Bild 24, 25 und 26: Drei Schwefelbakterien aus dem Katzensee bei Zürich: *Beggiatoa alba, Chromatium okenii, Thiopedium rosea.*



▶
Bild 23: Der Wasserfloh *Holopedium gibberum* aus dem Titisee.

Im Schlamm wie in Uferplankton findet sich der gut schwimmende Borstenwurm *Stylaria lacustris*. Aus dem Heer der Insektenlarven zeigen wir den Kopf der Büschelmückenlarve *Chaoborus*. Das Bild demonstriert, was man mit dem Mikroskop aus einer Insektenlarve herausholen kann. Man erkennt die schwarzen vorderen Schwimmblasen, das Schlundrohr mit Chitinringen, das Auge, Kieferteile und den Fangapparat des Raubinsekts.

Drei für Kleinseen charakteristische Wasserfloharten sind *Ceriodaphnia pulchella, Chydorus sphaericus* und *Polyphemus pediculus*. Völlig kalkfreies Wasser benötigt der Wasserfloh *Holopedium gibberum*, den wir nicht in der Schweiz, wohl aber im Titisee fanden.

Die Bakterien oder Spaltpilze sind in der Mehrzahl für den Mikroskopiker nicht direkt zu beobachten, da sie auf Kulturböden gezüchtet werden müssen. Eine Ausnahme machen die Schwefel- oder Thiobakterien der Gewässer. Die fadenförmige *Beggiatoa alba* bildet auf Schlamm mit Faulstoffen weißliche Überzüge. Ihre 0,005 mm dicken Fäden mit Schwefelkörnchen im Innern bewegen sich kriechend. *Beggiatoa* verarbeitet Schwefelwasserstoff aus Faulschlamm zu mineralischem Schwefel. Das Schwefelbakterium *Chromatium okenii* hat einen Geißelschopf, im Bild nicht sichtbar, und kann schwimmen. Es kann Tiefenwasser sauerstoffarmer Seen blutrot färben. Für den Katzensee sind die Täfelchen des Schwefelbakteriums *Thiopedium rosea* seit vielen Jahren charakteristisch.

Verfasser: Heinrich Kuhn, Zürich, Waidfußweg 29.

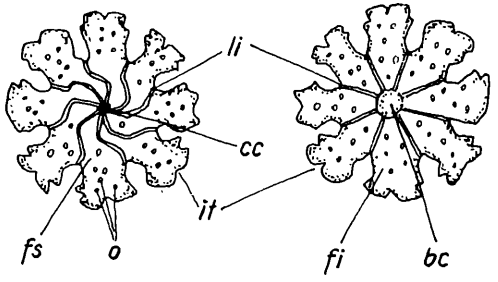
© Elsevier GmbH, Verlag, Urheberrechtshinweis

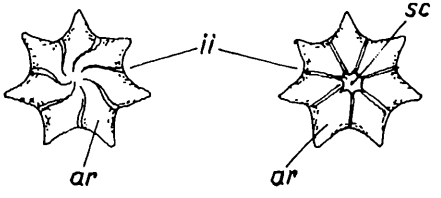
Scheibensterne

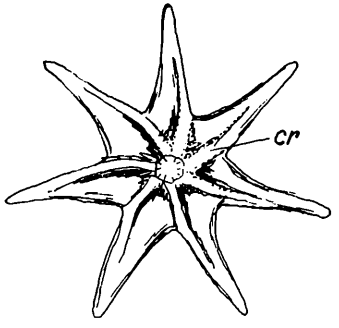
Mikroskopie fossiler Discoasteriden

Bei der mikroskopischen Betrachtung der feinen Aufschlämmung eines fossilen Sedimentes findet der Mikroskopiker vielfach stern- oder rosettenförmige Gebilde von ganz geringer Größe. Wer sein Augenmerk nicht ausschließlich auf solche kleinen Objekte richtet, dem fallen sie meist gar nicht auf. Auch gehen sie bei der Gewinnung verschiedener Mikrofossilien — Foraminiferen, Ostracoden, Radiolarien — durch die feinsten Siebe und sind somit verloren.

Obwohl wir es hier mit Größenordnungen von 5—35 μ zu tun haben, sind diese Nannofossilien (grch. *nannos* = Zwerg) doch von wesentlicher Bedeutung für die Altersbestimmung der Erdschichten, und die man-







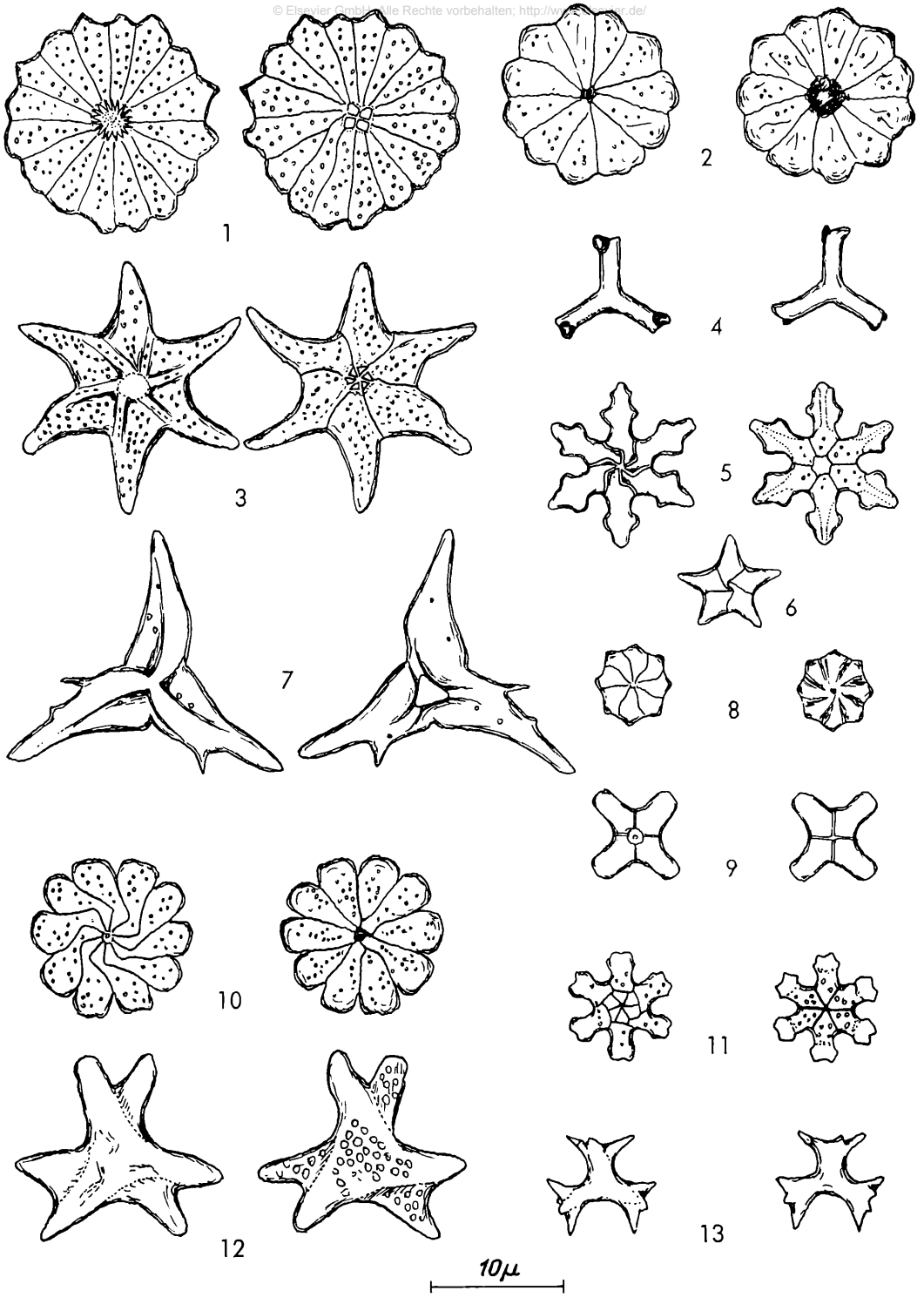
◀
Bild 1: Die zur Beschreibung eines Discoaster wichtigen Fachausdrücke

fs	facies superior	(Oberseite des Asterolithen)
fi	facies inferior	(Unterseite des Asterolithen)
cc	canalis centralis	(Zentralkanal)
bc	bulla centralis	(Zentralknopf)
sc	stella centralis	(Zentralstern)
cr	crista radialis	(Radialkante, als Kennzeichen der facies superior)
li	linea interradialis	(Teilungslinie zwischen den Asteroradien)
	asteroradius	(einzelner Strahl des Asterolithen)
	ornatio	(oberflächliche Vertiefungen)
it	incisio terminalis	(Endeinschnitte an den Asteroradien)
	incisio interradialis	(Einschnitt zwischen den Asteroradien)

▶
Tafel 1: Fossile Discoasteriden

1	*Discoaster multiradiatus*	Braml. und Riedel
2	*Discoaster barbadiensis*	Tan Sin Hok
3	*Discoaster lodoensis*	Braml. und Riedel
4	*Discoaster rotans*	Stradner
5	*Discoaster binodosus*	Martini
6	*Discoaster quinarius*	(Ehrenberg)
7	*Discoaster currens*	Stradner
8	*Discoaster gemmeus*	Stradner
9	*Discoaster cruciformis*	Martini
10	*Discoaster hilli*	Tan Sin Hok
11	*Discoaster deflandrei*	Braml. und Riedel
12	*Discoaster contortus*	Stradner
13	*Discoaster furcatus*	Deflandre

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



nigfache Gestaltung dieser Objekte wird auch jene Liebhaber begeistern, die sich aus rein ästhetischen Gründen der Mikroskopie verschrieben haben.

Die Discoasteriden („Scheibensternchen") sind bereits in EHRENBERGS berühmter „Mikrogeologie" (Leipzig 1854) abgebildet, doch erkannte EHRENBERG noch nicht ihre organische Herkunft; er bezeichnete die Sternchen als anorganische Gebilde („Crystalldrusen").

Erst 1927 begründete TAN SIN HOK, der die Discoasteriden als Bestandteile von Lebewesen erkannte, die Familie *Discoasteridae*. Er teilte die Familie in drei Gattungen ein. Nach DEFLANDRE werden die Familien *Discoasteridae, Braarudosphaeridae* und *Thoracosphaeridae* zur Ordnung der *Ortholithae* in die Klasse der *Coccolithophorides* eingereiht. Dadurch ergab sich folgende systematische Einstufung:

Klasse:	*Coccolithophorides*	LOHMANN
Ordnung:	*Ortholithae*	DEFLANDRE
Familie:	*Discoasteridae*	TAN SIN HOK
Gattungen:	*Discoaster*	TAN SIN HOK
	Heliodiscoaster	TAN SIN HOK
	Hemidiscoaster	TAN SIN HOK

Die von TAN SIN HOK begründete Gattungseinteilung wurde von BRAMLETTE und RIEDEL nicht übernommen; sie stellten die drei Gattungen gemeinsam in eine einzige Gattung *Discoaster*.

Coccolithophoriden sind Flagellaten (Geißeltiere bzw. Geißelalgen), deren Panzer mit Kalkplättchen bedeckt sind. Sie sind bereits aus dem unteren Lias beschrieben, die Gattung *Discoaster* ist uns jedoch erst aus dem Alttertiär bekannt, und wir werden vergeblich nach ihr suchen, wenn das Material älter als 60 Millionen Jahre ist. Der Hauptanteil der Discoasteriden findet sich im oberen Tertiär, aus welchem sehr viele Arten beschrieben wurden, und immer noch neue Entdeckungen zu erwarten sind. Aus historischen Gründen sei noch erwähnt, daß GÜMBEL 1870 aus dem nordamerikanischen Kambrium Coccolithophoriden beschrieb. Diese Angaben werden jedoch in Anbetracht der damals noch recht primitiven optischen Hilfsmittel mit Recht angezweifelt, außerdem ist das GÜMBELsche Material nicht mehr vorhanden.

Von den Discoasteriden fehlte bis 1952 ein rezenter Vertreter, der die Rätsel um Gestalt und Lebensweise dieser Organismen hätte lösen können. LECAL machte in diesem Jahr die bedeutsame Entdeckung durch den Fang eines lebenden Exemplars. Es handelte sich um eine kugelförmige Zelle, deren Oberfläche über und über mit kleinen Scheibensternchen bedeckt war (Ortholithrae Deflandre).

Die Discoasteriden sind streng marin und planktonisch lebende einzellige Kalkgeißler. Nach dem Absterben des Plasmakörpers sinken diese Kalkplättchen auf den Meeresboden. Da sie fossil erhaltungsfähige Hartteile darstellen, können wir sie in den Sedimenten der Vorzeit immer wieder finden. Fallweise traten die Kalkflagellaten so häufig auf, daß ihre Reste dicke Ablagerungen bildeten, aus denen später Gesteine und Mergel wurden. Die verwesenden Körper waren auch z. T. an der Erdölbildung maßgeblich beteiligt.

Arbeitsmethode

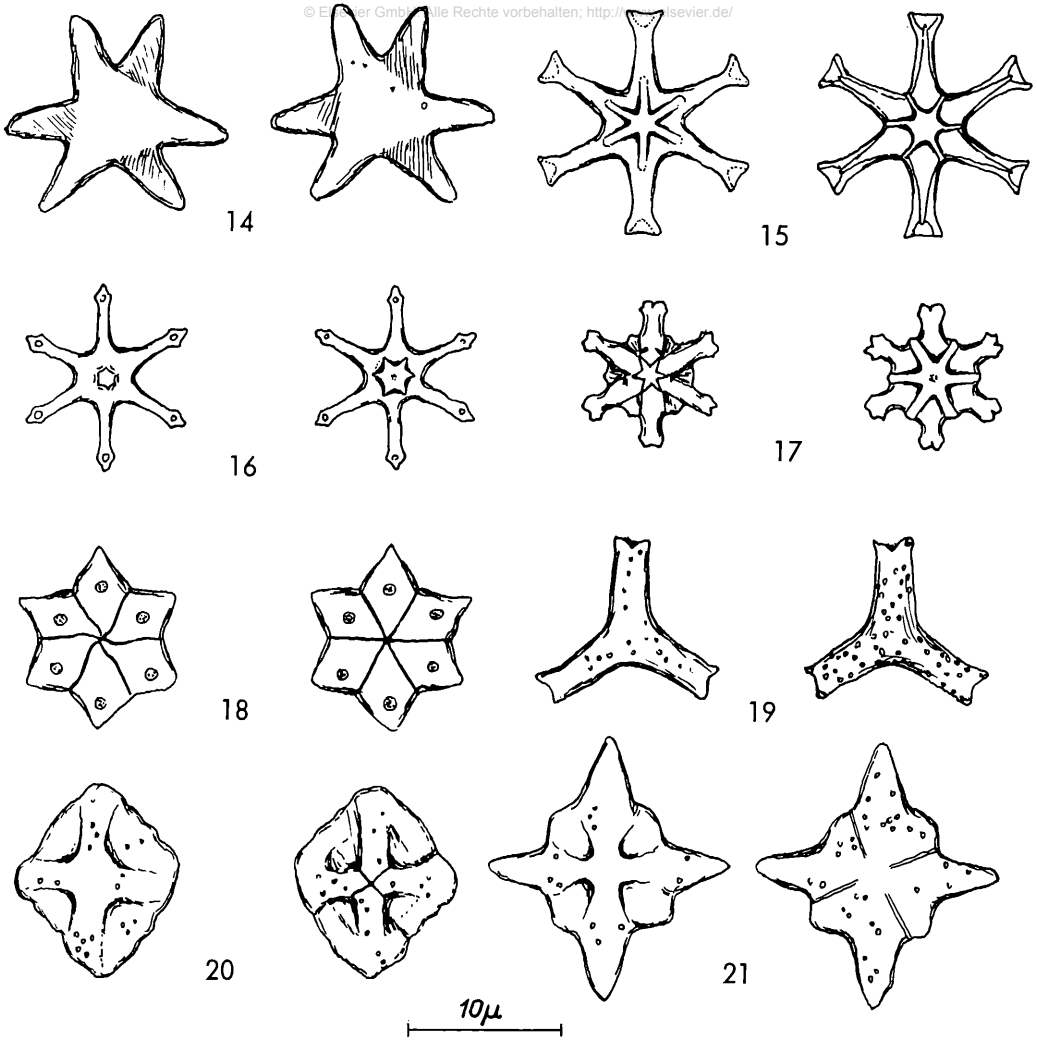
DEFLANDRE entdeckte, daß die Discoasteriden auf beiden Flachseiten verschiedenartig aussehen („facies inferior" und „facies superior"). Deshalb sind bei modernen Beschreibungen die Einzelheiten beider Flachseiten angeführt, und die Präparationsmethode muß darauf eingestellt werden.

Wenn es sich nicht gerade um ein splitterhartes Gestein handelt, in dem die zarten Discoasteriden ohnehin schon zu stark verändert sind, genügt es, ein kleines Probestück zu zerreiben und in etwas Wasser zu bringen. Dabei trübt sich das Wasser mehr oder weniger. Nachdem sich in wenigen Minuten die gröberen Komponenten abgesetzt haben, bringt man einen nicht zu kleinen Tropfen der trüben Flüssigkeit auf ein Deckglas und läßt ihn vollkommen eintrocknen. Nun wird auf einem zweiten Deckglas ein Tropfen Cädax oder Kanadabalsam erhitzt, bis Rauchbildung eintritt; beide Deckgläser werden dann zusammengelegt. Nach dem Erkalten des Einschlußmittels ist dieses so hart geworden, daß mit dem Deckglaspaar ohne Gefahr des Abschwimmens der eingeschlossenen Objekte hantiert werden kann. Mittels zweier Kartonlaschen wird das Deckglaspaar auf einen Objektträger abnehm- und wendbar montiert.

Diese Präparationsweise ergibt sich aus der Notwendigkeit, eine bestimmte Form auch von der Kehrseite betrachten zu können. Da an die Anlegung von Einzelpräparaten oder gar Legeplatten wegen der geringen Größe der Objekte nicht zu denken ist, können Einzelformen nur durch Markierung mit einem Tuschekreis zur leichten Wiederauffindung gekennzeichnet werden. Hinsichtlich der Möglichkeiten des Markierens und der Deckglasmontage sind der Erfindungsgabe des Liebhabers keine Grenzen gesetzt, und der eine oder andere Mikroskopiker wird gewiß eine noch bessere und noch einfachere Methode ersinnen.

Wer Wert darauf legt, die feinen Nannofossilien möglichst rein zu erhalten, kann die zu untersuchende Probe in Wasser kochen. Nach kurzer Kochzeit gießt man das stark getrübte Wasser in eine Mensur, wartet ca. 20 Minuten und dekantiert sodann. Das abgegossene Wasser läßt man

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



Tafel 2: Fossile Discoasteriden

14	*Discoaster contortus*	STRADNER
15	*Discoaster challengeri*	BRAML. und RIEDEL
16	*Discoaster perforatus*	STRADNER
17	*Discoaster musicus*	STRADNER
18	*Discoaster ornatus*	STRADNER
19	*Discoaster tribrachiatus*	BRAML. und RIEDEL
20	*Trochoaster swasticoides*	MARTINI
21	*Trochoaster austriacus*	STRADNER

(Mit freundlicher Genehmigung nach verschiedenen Arbeiten STRADNERS)

mindestens 2 Stunden stehen. Dann haben sich auch die kleinsten Komponenten abgesetzt. Nach mehrmaliger Wiederholung, wobei jedesmal frisches Wasser zur Verwendung kommt, ist ein Maximum an Reinheit erreicht.

Es muß peinlich genau darauf geachtet werden, daß keine Spur von Säure in die Probe gerät. In einem solchen Fall sind die Objekte, an denen uns gelegen ist, unweigerlich verloren oder doch bis zur Unkenntlichkeit korrodiert. Das gewonnene Material wird in destilliertem Wasser mit einem Tropfen Formalin oder Sublimatlösung aufbewahrt, auch bewahren wir uns ein Handstück des Rohmaterials gesondert auf.

Alle Geräte sind vor und nach dem Gebrauch mit verdünnter Salzsäure und viel Wasser zu reinigen. Für jede Probe soll eine separate Pipette vorhanden sein, die durch eine Bohrung im Flaschenhals gesteckt wird. So werden Vermischungen mit fremdem Material vermieden.

Stratigraphischer Wert

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

Selbstverständlich mußte sich die Wissenschaft die Erkenntnis der stratigraphischen Verwertbarkeit der Discoasteriden erst hart erarbeiten, bis der heutige Wissensstand erreicht war. Die kleinsten Fossilien bieten im Gegensatz zu den Makrofossilien den großen Vorteil, daß sie leicht zu gewinnen und fast immer nachweisbar sind. BRAMLETTE und RIEDEL, DEFLANDRE, MARTINI und STRADNER stellten in ihren Arbeiten seit 1954 vielfach die Zugehörigkeit gewisser Discoasteridenarten zu bestimmten Formationen fest. Die sich daraus ergebenden Folgerungen leisten unschätzbare Dienste für die Erdölwirtschaft, die immer um die leichteste und sicherste Erkennbarkeit der durch den Bohrer angefahrenen geologischen Schicht zu ringen hat.

Nun ergibt sich aus der Kleinheit der Nannoplanktonorganismen folgender Umstand: Bei der späteren, erneuten Abtragung eines Sedimentes und der damit verbundenen Neubildung eines solchen können die winzigen Kalkteilchen sekundär abgelagert werden. Solcherart sind dann die Sedimentkomponenten vermischt und führen zu Trugschlüssen. BRAMLETTE und RIEDEL lösten dieses Problem in ebenso genialer wie einfacher Weise: Sie untersuchten ein solches Mischsediment nicht wie gewöhnlich, sondern isolierten Foraminiferengehäuse, deren erdgeschichtliche Zugehörigkeit genau bekannt war. Diese Gehäuse wurden äußerlich gereinigt und der Kammerinhalt auf eingeschwemmte Nannofossilien untersucht. Dabei stellten sie in den einzelnen Foraminiferen nur ganz bestimmte Arten von Nannofossilien fest, die nur aus jener Periode stammen konnten, in der das untersuchte Gehäuse abgelagert wurde. Diese sehr mühsame Arbeit kann selbstverständlich nur in außergewöhnlichen Streitfällen angewendet werden.

Die Auffindung von Einzelarten darf natürlich nicht gleich als sicherer Faktor für die Altersbestimmung der untersuchten Probe gelten, vielmehr müssen die Exemplare einer Art gehäuft auftreten, ehe ein Schluß gezogen werden kann. In dieser Arbeit muß auf eine tabellenmäßige Aufstellung der stratigraphischen Zugehörigkeit der einzelnen Arten verzichtet werden, da einerseits ein solches Vorhaben sehr umfangreich wäre und andererseits noch manche Änderung zu erwarten ist. Hier sei auf die im Literaturverzeichnis angeführten Arbeiten verwiesen.

Ebensowenig ist es hier möglich, die auf den Tafeln gezeigten Arten systematisch zu beschreiben. Der Verfasser hat aber jene Arten ausgewählt, deren Äußeres so charakteristisch gestaltet ist, daß eine Artbestimmung vorgenommen werden kann. Ein umfassendes Werk ist die Arbeit von PAPP und STRADNER im Jahrbuch der Geologischen Bundesanstalt 1961.

Herrn Dr. HERBERT STRADNER, Geologische Bundesanstalt Wien, sei an dieser Stelle aufrichtiger Dank für seine bereitwillige Hilfe ausgesprochen.

Nach Redaktionsschluß erreichte uns noch folgende Mitteilung des Autors:

1965 konnte BURSA im arktischen Canada in Küstennähe der Devon Insel unter dem Eis mehr als 15 000 Exemplare eines Flagellaten auffischen, welcher innerhalb seines Zellkörpers die von TAN SIN HOK als Discoaster beschriebenen Kalksternchen abscheidet. Es handelt sich hier offenbar um eine Reliktart der in früheren geologischen Zeitabschnitten mehr wärmeliebenden Einzeller. Die arktische Art wurde als Discoasteromonas calciferus bezeichnet. Geißelanzahl: zwei, manchmal drei gleichlange Geißeln.

Literaturhinweise:

1. BRAMLETTE, M. N.: Stratigraphic Value of Discoasters and some other Microfossils related to recent Coccolithophores. Journal of Paleontol. 28, Tulsa, 1954.
2. BURSA, A. S.: Discoasteromonas calciferus n. sp., an Arctic Relict Secreting Discoaster Tan Sin Hok 1927. Grana Palynologica. Vol. 6, Nr. 1, p. 147—165. Stockholm, 1965.
3. DEFLANDRE, G.: Les Discoastérides, microfossiles calcaires incertae sedis. Bulletin de la Societé Française de Microscopie, Vol. III, No. 2, Paris, 1934.
4. KLUMPP, B.: Beitrag zur Kenntnis der Mikrofossilien des mittleren und oberen Eozäns. Palaeontographica, 103 A, 1953.
5. LECAL, J.: Sur un protiste pélagique rattachable aux discoastérides. Arch. Zool. Expér. Gén., Vol. 89, pp. 51—55, 1952.
6. MARTINI, E.: Discoasteriden und verwandte Formen im NW-deutschen Obereozän. Senck. leth., Bd. 39 und 40, Frankfurt/M. 1959.
7. MARTINI, E.: Der stratigraphische Wert von Nannofossilien im nordwestdeutschen Tertiär. Erdöl und Kohle, 12. Jahrg., S. 137—140, Wien-Hamburg, 1959.
8. STRADNER, H.: First Report on the Discoasters of the Tertiary of Austria and their stratigraphic use. 5th World Petroleum Congress, Sect. 1, Paper 60, New York, 1959.
9. STRADNER, H.: Die fossilen Discoasteriden Österreichs.Erdölzeitschrift, Teil I: Juni 1958, Teil II: Dezember 1959, Teil III: in Vorbereitung. Wien-Hamburg.
10. STRADNER, H. und A. PAPP: Tertiäre Discoasteriden aus Österreich und deren stratigraphische Bedeutung. Jb. d. Geol. Bundesanstalt, Sonderb. 7, S. 1—160, Taf. 1—42. Wien, 1961.
11. TAN SIN HOK: Over de samenstelling en het ontstan van krijten mergelgesteenten van de Molukken. Jaarb. Mijnwezen Nederlandsch-Indie, vol. 1926, Verh. 3, Gravenhage, 1927.

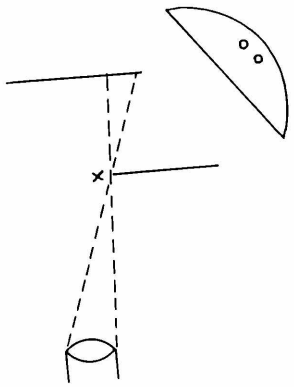
Verfasser: A. Bachmann und A. Keck, beide Wien 12, Putzgendoplerg. 22/51/6

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

FRIEDER SAUER

Dunkelfeld in der Makrofotografie

Das Wort „Dunkelfeldbeleuchtung" stammt aus der Sprache der Mikroskopiker. Die Erscheinung selbst ist aber durchaus nicht an den Mikromaßstab gebunden.

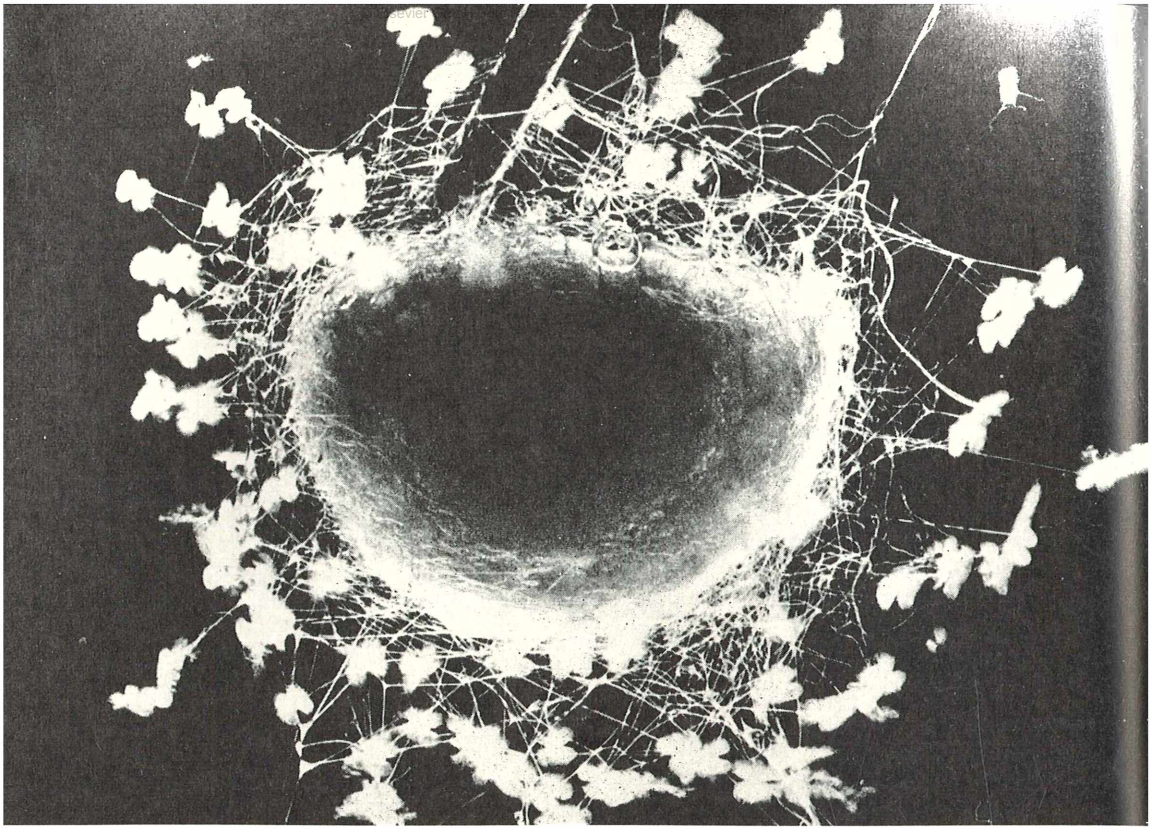


Wenn die Sonne eben hinter schweren Kumuluswolken versunken ist, so leuchten die Wolkensäume mit einer scharfen weißen Linie auf: Das ist Dunkelfeld im Kilometermaßstab.

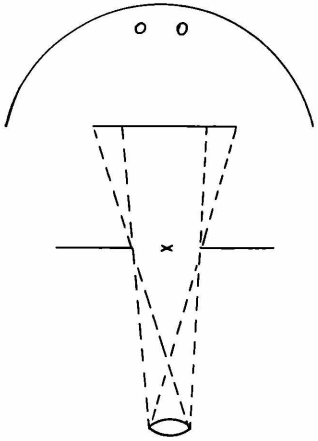
In der Makrofotografie erhält man eine einfache Dunkelfeldbeleuchtung, wenn man die Lichtquelle — praktisch immer den Elektronenblitz — möglichst genau in der Verlängerung der Linie Kamera-Objekt aufstellt und trotzdem durch verschiedene Blenden verhindert, daß Licht direkt von der Lichtquelle auf das Kameraobjektiv gelangt. Bild 1 zeigt schematisch den Aufbau von Blenden, Kamera und Lichtquelle. Das Licht kommt dann nur von einer Seite. Objekte, in denen das Licht in keiner Richtung bevorzugt gebrochen und gestreut

◀ Bild 1: Strahlengang bei einfachem Gegenlicht.

Bild 2: Junge Kreuzspinnen im Fädenwirrwarr. Einfache Gegenlichtbeleuchtung nach Bild 1 mit Azimuteffekt. ▼



▲ Bild 4: An einer Glaswand angesponnener Kreuzspinnenkokon. Symmetrisches Dunkelfeld nach Bild 3. Das so erreichte Dunkelfeld erlaubt — anders als im Mikroskop — die Variation der Apertur des Aufnahmeobjektivs.



◀ Bild 3: Strahlengang bei symmetrischer Dunkelfeldbeleuchtung.

wird, wie zum Beispiel die trübweißen Flügel frisch gehäuteter Insekten und überhaupt alles Trübweiße, leuchten dann auf wie in echter allseitiger Dunkelfeldbeleuchtung.

Anders verhalten sich Strukturen, die im Dunkelfeld sichtbar werden, weil sie wie Zylinderlinsen oder -spiegel wirken. Sie lenken nur solches Licht ab, das senkrecht zu ihrer Längsachse einfällt. Spinnengewebe und Haarsäume seien als Beispiele genannt. In Bild 2 ist ein solches Objekt in der oben beschriebenen Beleuchtung aufgenommen. In dem Fädengewirr werden nur solche Fäden sichtbar, die auf wenige Grad genau senkrecht zur Richtung auf die Lichtquelle stehen. Die Erscheinung ist weit verbreitet und heißt Azimuteffekt.

Objekte mit Azimuteffekt werden nur durch eine allseitige Dunkelfeldbeleuchtung übersichtlich abgebildet. Man erreicht sie sehr einfach, wenn man über einen Elektronenblitz mit großem runden Reflektor verfügt. Dann schneidet man aus schwarzer Pappe eine Maske, die den mittleren Teil des Reflektors abdeckt und nur vom Rand her Licht auf das Objekt fallen läßt. Eine weitere Blende um das Objekt hält das Streulicht gering. Bild 3 zeigt schematisch die Anordnung der Elemente. Hat man einen Blitz mit kleinem Reflektor, so kann man einen Bogen aus Pergamentpapier von hinten anleuchten und die schwarze Zentralblende aufkleben. Bild 4 wurde auf diese Art beleuchtet.

Das Dunkelfeld in der Makrofotografie wird um so kontrastreicher, je länger die Brennweite des verwendeten Objektivs ist und je sorgfältiger das Streulicht ferngehalten wird.

Verfasser: F. Sauer, 8 München 15, Physiologisch-Chemisches Institut, Goethestraße 33

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

Vitamine

Eigenschaften, Vorkommen und Nachweis der Vitamine

4. Folsäure und Pantothensäure

Folsäure

1. Chemie und Eigenschaften:

Folsäure ist chemisch eine Pteroylmonoglutaminsäure, die nahezu geruch- und geschmacklos ist. Sie stellt ein orangegelbes, mikrokristallines Pulver dar. Die Löslichkeit in Wasser ist sehr gering, dagegen löst sie sich gut in Methanol, Eisessig und Phenol. Sie ist unlöslich in Äther, Aceton, Benzol und Chloroform. Folsäure wird durch Einwirkung von Sonnenlicht und ultravioletten Strahlen zerstört.

2. Vorkommen:

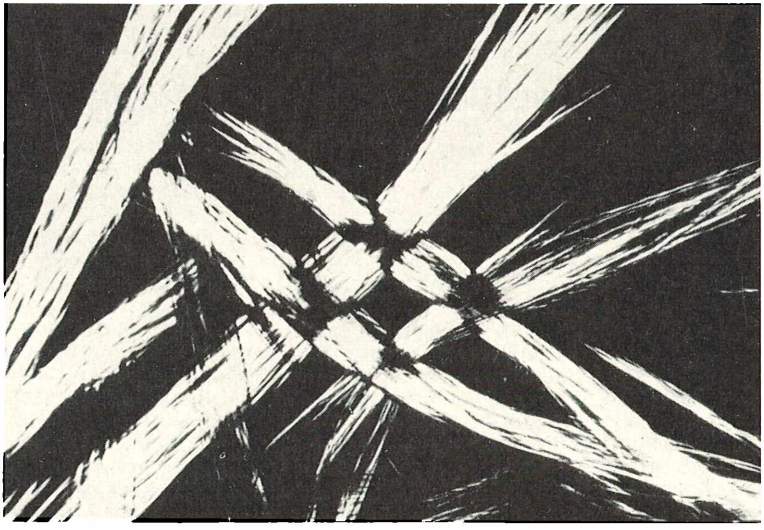
Folsäure liegt meistens in Form von Konjugaten vor (3 und 7 Glutaminradikale sind säureamidartig an das Pteroylgerüst der Folsäure gebunden). Bakterien, Hefen und Schimmelpilze enthalten reichlich Folsäure oder ihren Baustein p-Aminobenzoesäure. Die Tabelle gibt den Folsäuregehalt (einschließlich der Folsäure-Konjugate) in mg je 100 g Nahrungsmittel wieder:

Hefen	2 —80
Leber	25
Spargel	0,89— 1,4
Spinat	0,4 — 1,1
Hühnerei	0,3 — 0,8
Blattsalat	0,1 — 0,7
Sojabohnenmehl	0,8 — 0,7
Niere	0,58
Bananen	0,35
Grapefruit	0,24
Tomaten	0,02— 0,15
Äpfel	0,04

3. Nachweis:

Chemische Nachweismethoden sind nicht durchführbar. Für die quantitative Bestimmung werden biologische Methoden, ferner physiko-chemische und kolorimetrische Methoden herangezogen.

Bild: Pantothensäurekristalle (Calciumsalz), 350-fach.



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

1. Chemie und Eigenschaften:

Der Name Pantothensäure (von griech. pantothen = von irgendwoher) stammt von WILLIAMS und BRADWAY. Dieser Name wurde gewählt, weil das Vitamin aus den verschiedensten Materialien — Pflanzen, Bakterien und Tieren — isoliert werden kann. Pantothensäure, auch Filtratfaktor, Anti-Graue-Haare-Faktor, Achromotrichiefaktor genannt, ist ein hellgelbes, viskoses Öl, welches hygroskopisch ist. Die freie Säure ist ziemlich unbeständig. In saurer und alkalischer Lösung sowie durch Hitzeeinwirkung wird dieses Vitamin rasch zerstört. Die Säure ist in Form ihrer Salze, die viel beständiger sind, im Handel.

Chemisch ist Pantothensäure N-[α,γ-Dioxy-β-dimethylbutyryl]-β-alanin. Sie stellt biochemisch eine der Bildungskomponenten für das Coenzym A dar. Pantothensäure kann in mehrmillionenfacher Verdünnung das Wachstum von Hefezellen und Diphtheriebazillen anregen.

2. Vorkommen:

In der Pflanzen- und Tierwelt ist die Pantothensäure sowohl in gebundener Form (z. B. im Coenzym A) als auch in freier Form weit verbreitet.

Vorkommen	*mg Pantothensäure je 100 g Nahrungsmittel*
Hefe	18 —35
Eigelb	7 — 9,9
Reiskleie	8
Fleisch u. Innereien (Kalb, Rind, Schwein)	1,6 — 7,5
Tomaten	1,5 — 2,0
Sojabohnenmehl	1,0 — 1,5
Spinat	0,7 — 0,8
Kartoffeln	0,2 — 0,6
Fische	0,1 — 0,5
Früchte	0,03— 0,3

3. Nachweis:

Hydroxamsäuremethode: Störungen treten bei Anwesenheit von Vitamin C, löslichen Kohlenhydraten, z. T. auch Riboflavin, auf. Vorerst muß die Pantothensäure hydrolysiert werden. Man dampft eine Pantothensäure-haltige Lösung auf 5 bis 10 ml ein, gibt 3 ml verdünnte Salzsäure zu und stellt drei Stunden bei etwa 80° C in den Heizschrank. Das hydrolysierte Vitamin wird mit 2 ml einer frisch bereiteten Lösung von 7,5 g Hydroxylaminhydrochlorid in 100 ml 1 normaler Natronlauge versetzt, außerdem fügt man 5 ml 1 n Natronlauge zusätzlich hinzu. Es bildet sich die Hydroxamsäure. Diese gibt nach Zusatz von Eisen(III)-chloridlösung eine purpurrote Färbung (Absorptionsmaximum bei 500 mμ).

Untersuchungsmaterial: Hefe, Eigelb, Reiskleie (schwierig!), Multivitaminpräparate, z. B. Polybion (1 Dragee enthält 3 mg pantothensaures Calcium u. a. Vitamine) etc.

Verfasser: Heinz Scholz, 8851 Kaisheim (Bayern), Bernhardisiedlung 25

HANS H. PFEIFFER

Einfache Versuche mit Wimperinfusorien

Einfache Versuche an Infusorien haben für den selber tätigen Mikroskopiker immer ihren Reiz. Seit PROWAZEK kennen wir das Verfahren, die Tiere in bestimmt zusammengesetzte Salzlösungen zu bringen. Ausgezeichnet zu den Versuchen geeignet sind die mit links oder rechts gewundenen Mundspiralen ausgezeichneten Gattungen, wie die Trompetentierchen *(Stentor coeruleus, polymorphus, roeselii)* der heterotrichen Wimpertiere oder die Glockentierchen *(Vorticella nebulifera, Carchesium polypinum, Epistylis umbellaria)* der peritrichen Gruppe. Ihre Mundspirale bildet ein flimmerndes Band aus quergestellten, membranartig verklebten Wimperreihen, das in bestimmter Entfernung von der Mundöffnung beginnt und auf der andern

Seite spiralig in die Mundöffnung führt. Bei den oft bunten *Stentor*-Arten bildet das Mundfeld das trompetenartig verbreiterte Vorderende des Tieres, das sich nach rückwärts verjüngt und hier durch Plasmafäden an der Unterlage anheftet. Von hinten nach vorn dicht an der Oberfläche hinziehende Myonemfibrillen ermöglichen eine kräftige Zuckbewegung. Bei den andern Gattungen setzt sich die von wulstigen Rändern der Mundmulde ausgehende Mundspirale in einer aus der ersteren hervorragenden, bei Zusammenziehung des Tieres dicht anliegenden Wimperscheibe fort. Beiden Gruppen ist ein langgestreckter, in eine Anzahl von Gliedern aufgeteilter Kern eigentümlich. *Vorticella* besitzt einen die Glocke tragenden, spiraligen Myonemfaden im hohlen, zusammenziehbaren Stiel. *Carchesium* verhält sich übereinstimmend, bildet aber Kolonien, und die kleinen Formen von *Epistylis* entwickeln Kolonien auf starren Stielen. Bei Untersuchungen mit polarisiertem Licht kann am Stiel von *Carchesium* ein positiv doppelbrechendes Kinoplasma innerhalb des optisch isotropen Thekoplasmas festgestellt werden, während *Vorticella* eine stark doppelbrechende Innensäule, umgeben von schwach doppelbrechender Scheide zeigt. An *Epistylis* hat sich mittels zugesetzter Salpetersäure das Vorzeichen der Doppelbrechung bis zu Umkehrung herabsetzen lassen.

Nachdem wir die Tiere ein wenig kennengelernt haben, gehen wir zu den Versuchen über. Die Versuchstiere werden am besten in gefiltertem Grabenwasser in 50 ml fassenden Uhrschälchen herangezogen und möglichst mit Rädertierchen gefüttert. Der Gebrauch von destilliertem Wasser, auch zur Verdünnung der Versuchslösungen, sollte vermieden werden, da die genannten Gattungen dagegen sehr empfindlich sind. Zur Herstellung der Versuchslösungen kann nach neueren Vorschlägen 25%igem Meerwasser das betr. Salz zugesetzt werden, so daß die Lösung einen Salzgehalt von 4 bis 8‰ bekommt. Als Zusatz kommen etwa in Betracht: 1%ige Lösungen von NaCl (Kochsalz), KCl (Kaliumchlorid), NH_4Cl (Ammoniumchlorid), $CaCl_2$ (Calciumchlorid), $MgCl_2$ (Magnesiumchlorid), 10%ige Lösungen von Trauben- und Rohrzucker und 10- bis 20%ige Lösungen von Äthylalkohol. Mit Ausnahme der Alkoholversuche ergeben sich in allen Fällen, nur wenig nach den jeweiligen Konzentrationen schwankend, die gleichen Veränderungen an den Wimpertieren mit Mundspirale: In einer Reihe deutlich unterschiedener Stufen ergeben die Salze bei den *Stentor*-Arten immer wiederkehrende Veränderungen. Sie beginnen mit der Bildung von „Höfen" um die grünbunten Pigmentkörper. Unter Stillstand der Wimperspirale folgt während einiger Minuten kräftiges Rückwärtsschwimmen und sodann mittels Umkehr des Wimperschlages eine Vorwärtsbewegung. Alsdann löst sich die Mundspirale in einzelne Gruppen von Wimpern auf. Wenn nunmehr die Tiere sich ruckartig zusammenziehen, beginnt vielleicht das Salz den Körper zu überschwemmen. Als auffällige Stufe des Geschehens wird jetzt der gesamte Mundteil mit dem Band der Mundspirale abgestreift. Das Ableben erfolgt nunmehr unter Ablösung des Hinterendes von der Unterlage, Einstellen der Wimpertätigkeit und Zergliederung des Körpers unter Freiwerden des Mittelteiles. Selbst soweit ab„gebaute" Trompetentierchen vermögen manchmal noch zu regenerieren, wenn sie in die normale Kulturlösung zurückversetzt werden. Schon nach 3 bis 5 Minuten zeigen sich übereinstimmende Einflüsse der beiden Zucker. Auch die Versuche mit den peritrichen Gattungen zeigen keine wesentlichen Abweichungen in den Versuchen. Dagegen zeigt sich, daß nach Anwendung der Alkohollösungen Abstreifung der Mundspirale und Selbstverstümmelung der Tiere unterbleiben, die Tiere vielmehr nur als Ganzes schrumpfen. Auch wenn nach dem Vorbilde DANIELLIS *Stentor* durch Hinzufügen langsam beigegebener Mengen von Alkohol an deren Einfluß zu „gewöhnen" versucht wurde, war eine Abstreifung der Mundspirale oder anderer Wimperpartien nicht zu erreichen.

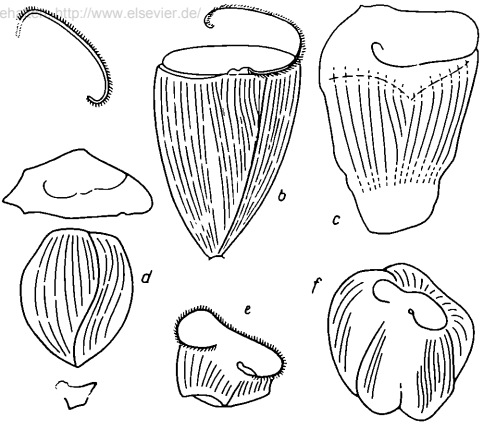


Bild: Schrittweiser Abbau und beginnende Regeneration des Infusorienkörpers: *a* Auflösen der Mundspirale in einzelne Wimpergruppen, *b* schrittweises Abstreifen des Mundteils mit Mundspiralenband, *c* Ablösen des Hinterendes von der Unterlage, *d* Zergliederung des Körpers und Freiwerdung des Mittelfeldes, *e* schrumpfende Wirkung des Äthylalkohols, *f* beginnende Regeneration aus dem Mittelteil des Körpers.

Durchaus noch ungeklärt sind Ursache und Mechanismus der Abstreifung der Mundspirale. Es kann sich nicht um ionische Wirkung handeln, da die beiden Zucker

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

den gleichen Erfolg haben, auch nicht um die Wirkung einer bestimmten Wasserstoffionenkonzentration, da diese nach den Salzlösungen wechselt, und es dürfte sich auch nicht um eine osmotische Erscheinung handeln, denn es bedarf zu dem Versuchsergebnis keiner hypertonischer Lösungen. Ebensowenig kann die Erscheinung auf einer bestimmten Viskosität beruhen, da darin sich unterscheidende ein- und zweiwertige Kationen gleichfalls in derselben Weise zur Abstreifung der Mundspirale und Körperverstümmelung führen. In diesem Zusammenhang bemerkenswert sind vielleicht Versuche von WEISS, nach denen Janusgrünfärbung bei *Stentor* Einfluß haben soll. In jüngster Zeit hat man auch begonnen, vorerst unter Beschränkung auf Magnesiumchlorid-Einflüsse, die Aufhebung des Wimperschlages und dessen Abstimmung mit Bewegungen der Mundspirale eingehend zu verfolgen, und sicher bieten die Versuche bei derart mengenmäßig abgestufter Vertiefung dem geduldigen Beobachter eine Aussicht, die Abhängigkeit der Reaktion von bestimmten Formbildungsverhältnissen besser als bisher zu erfassen, auch wenn die Regeneration der Tiere nicht abgewartet werden soll.

Verfasser: Hans H. Pfeiffer, Bremen 1, Pagentornerstr. 7

Literaturhinweise

1. DANIELLI, J. F., J. exper. Zool. **6**, 571 (1909).
2. HEILBRUNN, L. V., An Outline of General Physiology, 3rd ed., 96 f. Philadelphia & London 1952.
3. MERTON, H., Biol. Ztrbl. **55**, 268 (1935).
4. PROWAZEK, S., Arch. f. Protistenkd. **3**, 44 (1904).
5. SCHMIDT, W. I., Protoplasma **35**, 1 (1940).
6. SLEIGH, M. A., J. exper. Biol. **33**, 15 (1956).
7. TARTAR, V., Expt. Cell. Res. **13**, 317 (1957).
8. WEISS, P. B., J. Morph. **86**, 177 (1950).

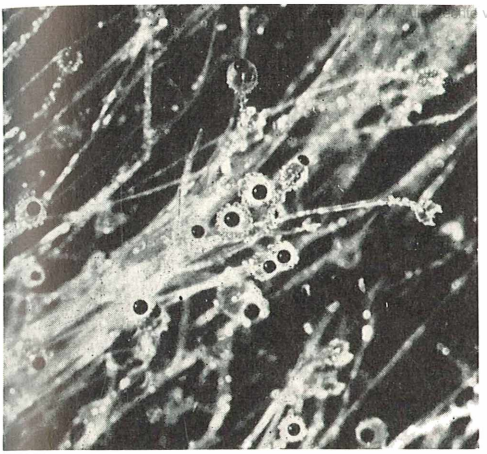
BIOLOGIE IN DER SCHULE

HEINZ ITZEROTT

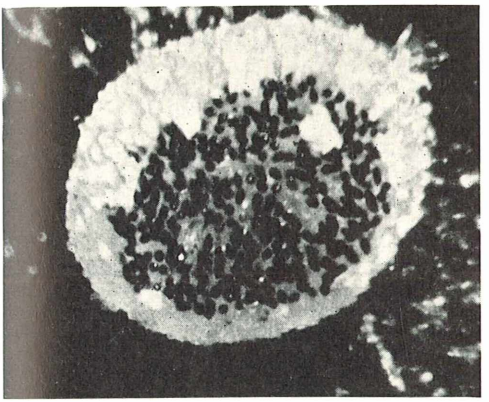
Leicht beschaffbares Anschauungsmaterial: Coprophile Pilze

Wenn man „Kaffeebohnen" von Hasen, Kaninchen oder Rehen so kultiviert, wie es WALTER OBRIST im MIKROKOSMOS 1965, Heft 5, beschrieben hat, dann erhält man nach Tagen und Wochen eine Vielzahl sehr interessanter Pilze, besonders Ascomyceten, mit wunderschönen Sporenformen, die es lohnen, näher betrachtet zu werden.

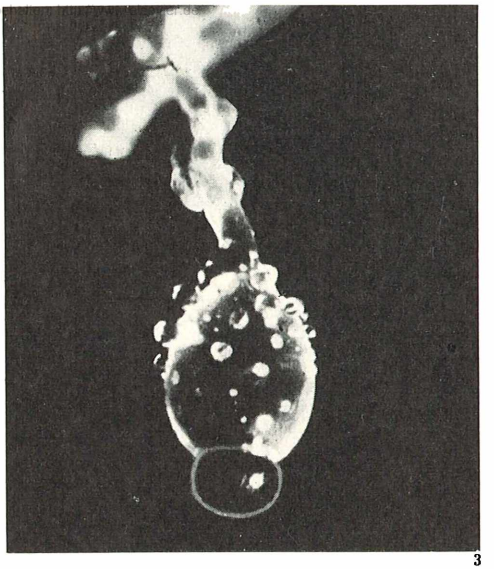
Nach etwa einer Woche erscheinen die Rasen des Algenpilzes *Pilobolus*, des Schleuderschimmels, und einige Zeit später die Apothecien von *Ascobolus*-Arten und *Lasiobolus ciliatus*. Die Perithecien der Gattung *Podospora* „bevölkern" bei genauer Betrachtung mit sehr guter Lupe oder noch besser mit dem Binokular die „Kaffeebohnen", und die winzigen Behälter der Sporenschläuche von *Trichodelitschia bisporula* und der Gattung *Sporormia* präsentieren sich als schwarze Pünktchen auf dem Substrat. Genaue Beobachtung ist unerläßlich, zumal z. B. die Perithecien von *Sordaria* gerne auf oder im Filterpapier erscheinen. Es gibt noch viele coprophile Pilze, also Mistbewohner; sie alle hier zu erwähnen, würde zu weit führen, ganz abgesehen davon, daß noch gar nicht alle bekannt sind. Immer wieder werden noch neue Arten entdeckt, und es ist auch für den Fachmann unendlich schwer, Ordnung in die Fülle der Formen zu bringen. Es gibt viele Synonyme, und die Ansichten bezüglich der Einstufung der Gattungen gehen beträchtlich auseinander. Dafür nur ein Beispiel: GÄUMANN unterscheidet die Familie der *Sordariaceae* und die der *Xylariaceae*, die Gattung *Podospora* gehört zur Familie der *Sordariaceae* (Synonym für *Sordaria* bzw. *Pleurage*). ARX und MÜLLER vereinigen die *Sordariaceae* mit den stromatischen *Xylariaceae*. DENNIS schließlich stellt in seinem reich illustrierten Buch „British Cup Fungi and their Allies" 1960 die getrennten Gattungen *Sordaria* und *Podospora* zur Familie der *Lasiosphaeriaceae*. Ich habe mich in der vorliegenden Arbeit an DENNIS gehalten, weil sein Buch besonders wegen der vielen schwarzweißen und farbigen Bilder hervorragend dafür geeignet ist, den nichtspezialisierten Mikroskopiker für die Ascomyceten zu interessieren.



1



2



3

Bild 1: Pilzrasen des Schleuderschimmels *Pilobolus*.

Bild 2: Wenn der oben stark verdickte Stiel des Schleuderschimmels *Pilobolus* platzt, wird der schwarze Sporenbehälter weit fortgeschleudert — und zwar stets in Richtung des Lichteinfalls, denn das kleine Pflänzchen reagiert positiv phototrop. Vergr. etwa 50×.

Bild 3: Apothecium von *Ascobolus*. Die reifen, aus der Fruchtschicht stark hervorragenden Schläuche sind als dunkle Würste gut sichtbar. Vergr. etwa 50×.

1. Pilobolus

Näheres über diesen Artilleristen unter den Algenpilzen braucht hier sicher nicht gesagt zu werden. Die Bilder 1 und 2 mögen die Ausführungen von Obrist in Heft 5 vom Mai 1965 ergänzen.

2. Ascobolus spec.

Die Fruchtkörper dieses Schlauchpilzes sind weißliche, ungestielte, runde Schüsselchen von wenigen Millimeter Durchmesser, mit dunkler, rauher Oberfläche (Bild 3). Die Oberfläche der Apothecien ist deshalb rauh, weil die reifen Sporenschläuche aus der Fruchtschicht hervorragen. Die Sporen werden im Licht oder bei Berührung abgeschossen, und es ist ein reizvolles Geschehen unter dem Binokular, wenn plötzlich wie auf Befehl die „Geschütze" mit Rückstoß in Aktion treten. Es sieht wirklich so aus, als ob ganze Batterien auf einmal losfeuerten. Die unreifen Sporen sind farblos, langoval und einzellig, die reifen violett bis braun und häufig netzartig ornamentiert (Bild 4, siehe Zeichnung). In den großen Asci befinden sich meistens 8 Sporen.

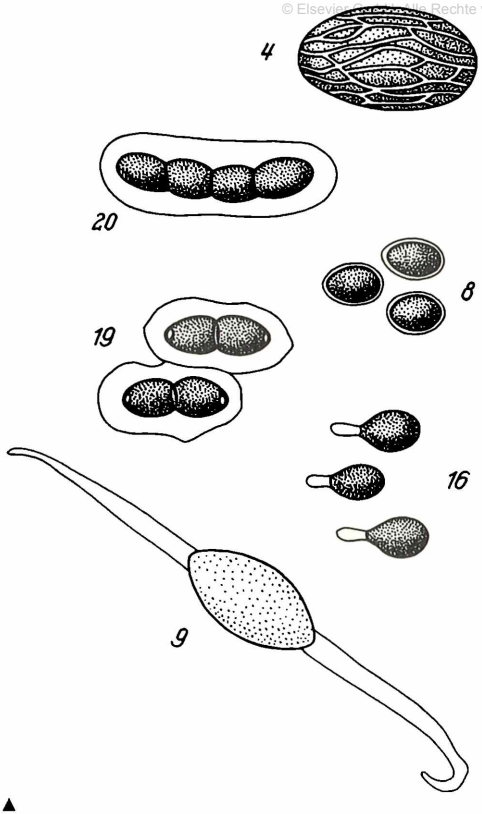
3. Lasiobolus ciliatus

Die gelben, sitzenden, winzigen, verkehrt kegelförmigen Apothecien sind von steifen, dickwandigen, farblosen Borsten umgeben (Bild 5). Die großen Schläuche sind 8sporig, die Sporen liegen in einer Reihe und sind elliptisch-zylindrisch, farblos, einzellig und 20—25×11—14 µ groß (Bild 6).

4. Sordaria fimicola

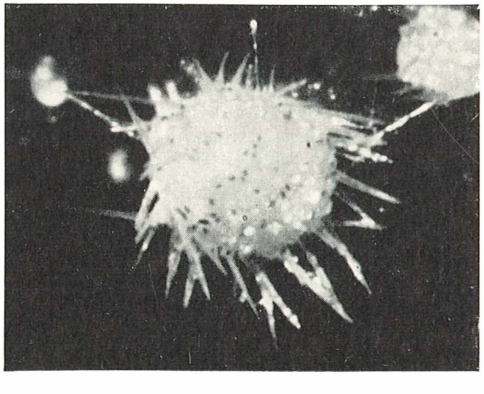
Wie schon erwähnt wurde, wächst dieser Schlauchpilz gerne in das Filterpapier hinein. Seine Perithecien sind birnenförmig, schwarz und kahl (Bild 7). Die zahlreichen Schläuche enthalten 8 elliptische, einzellige, fast schwarze, undurchsichtige, in einer

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.



▲
Bild 4: Reife Ascospore von *Ascobolus*.
Bild 8: Ascosporen von *Sordaria fimicola* mit dünner Schleimhülle.
Bild 9: Spindelförmige Ascospore der Gattung *Podospora* mit zwei langen, am spitz zulaufenden Ende gebogenen Anhängseln. Unreif.
Bild 16: Reife Ascospore aus den vielsporigen Asci von Bild 13.
Bild 19: Zweizellige Ascosporen von *Trichodelitschia bisporula* mit starker Schleimhülle.
Bild 20: Vierzellige Ascospore von *Sporormia* mit deutlicher Schleimhülle.

▼
Bild 5: Apothecium von *Lasiobolus ciliatus*. Vergrößerung etwa 50×.



Reihe liegende Sporen (19—25 × 10—13 µ), die von einer schmalen, hyalinen Schleimhülle umgeben sind (Bild 8, siehe Zeichnung).

5. Podospora spec.

Diese interessante Gattung hat Ascosporen mit einem oder mehreren hyalinen Anhängseln, die sehr lang sein können (Bild 9, siehe Zeichnung). Sie kann als „Hausgattung" der „Kaffeebohnen" gelten, denn meistens findet man bei exakter Untersuchung mehrere Arten, die hier im einzelnen nicht beschrieben werden sollen.

Die dunkelgefärbten, an der Spitze beborsteten oder unbeborsteten *Podospora*-Perithecien sind mehr oder weniger im Mist eingebettet und häufig birnenförmig, was besonders nach Entfernung der deckenden Substratkruste deutlich wird (Bild 10 und Bild 11). Sie haben aber manchmal auch eine annähernd kegelförmige Gestalt (Bild 12). Es gibt Arten mit 4sporigen, 8sporigen, aber auch vielsporigen keuligen Schläuchen (Bild 13).

Die unreifen, oft sehr großen Sporen — *Podospora fimiseda* ca. 50×30 µ — sind hyalin, voll körnigen Plasmas, spindelförmig oder ellipsoidisch und lassen die klebrigen, oft gebogenen und spitz zulaufenden Anhängsel meistens deutlich erkennen (Bild 14 und Bild 15). Mit zunehmender Reife färben sie sich mehr oder weniger dunkelbraun, die an einem oder auch an beiden Enden befindlichen Anhängsel bleiben hyalin (Bild 16, siehe Zeichnung), sind aber fast immer sehr schwer ausfindig zu machen, weil sie leicht abfallen (Bild 17 und Bild 18).

6. Trichodelitschia bisporula

Die Gattung gehört zur Familie der *Pleosporaceae*. Sie findet sich auf Mist recht häufig. Die kleinen, eingesenkten, dunklen Pseudothecien sind flaschenförmig. Sie haben einen kurzen, kräftigen Hals, der mit steifen, schwarzen Borsten besetzt ist. Die zahlreichen, breiten, doppelwandigen Schläuche besitzen je 8 zweizellige, dunkelbraune Sporen, die in der Mitte eingeschnürt, von einer Schleimhülle umgeben und 18—26×7—11 µ groß sind (Bild 19, siehe Zeichnung).

7. Sporormia spec.

Als kleine schwarze Pünktchen erscheinen die Pseudothecien der Gattung *Sporormia* (Familie der Pleosporaceae) auf unserer Mistkultur. Man muß schon mit starker Vergrößerung untersuchen, um sie zu finden. Aber sie sind sehr häufig und fehlen auf kaum einer Kultur.

Die großen, kurzgestielten Asci haben meistens 8 vierzellige, dunkelbraune Sporen, die ebenfalls in eine weite, schleimige Hülle eingebettet sind (Bild 20, siehe Zeichnung) und leicht auseinanderbrechen, so daß sich viele Einzelsporen im Präparat vorfinden.

Die kleine Auslese muß genügen. Es wurde schon gesagt, daß es über die mistbewohnenden Pilze noch vieles zu berichten gäbe. Dies ist aber nicht der Sinn und Zweck der vorliegenden Arbeit. Sie soll vielmehr dazu anregen, daß sich möglichst

---

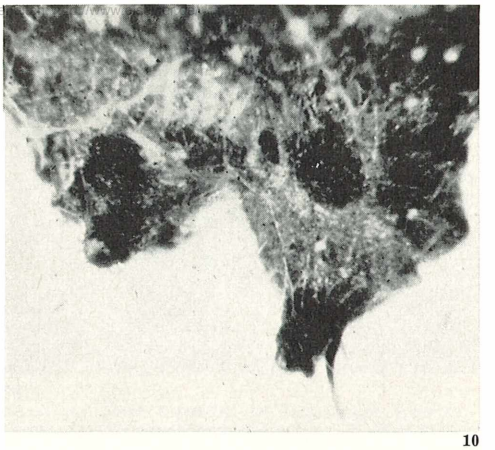
Bild 6: Asci mit Ascosporen von *Lasiobolus ciliatus*.

Bild 7: Birnförmige Perithecien von *Sordaria fimicola*. Vergr. etwa 50×.

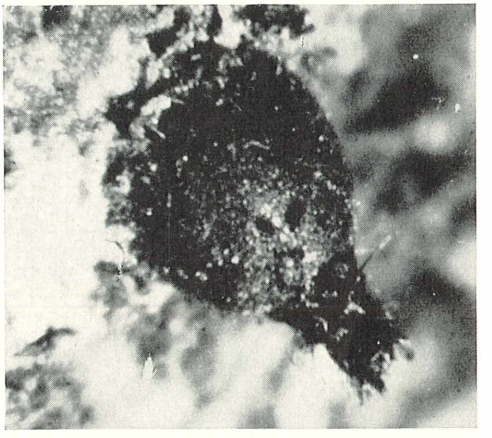
Bild 10: Beborstete Perithecien der Gattung *Podospora*, mit einer Substratkruste bedeckt. Vergr. etwa 50×.

Bild 11: Beborstetes Perithecium der Gattung *Podospora* nach Entfernung der deckenden Substratkruste. Die Birnenform wird deutlich sichtbar. Vergr. etwa 50×.

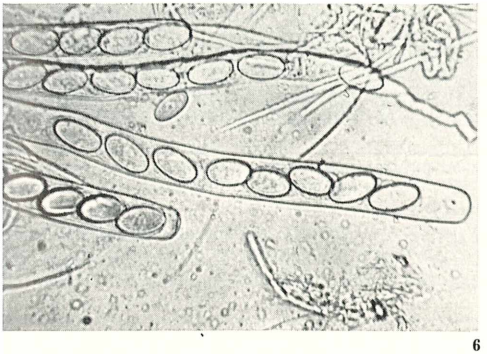
Bild 12: Perithecien einer mehr kegelförmigen Art von *Podospora*. Vergr. etwa 50×.



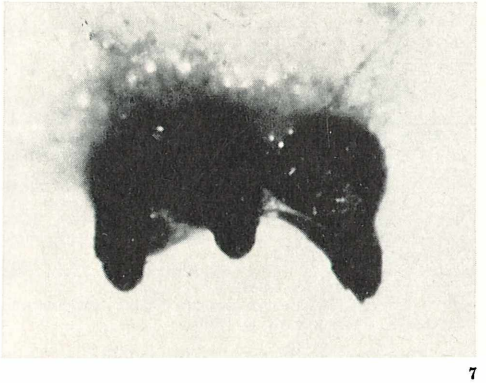
10



11

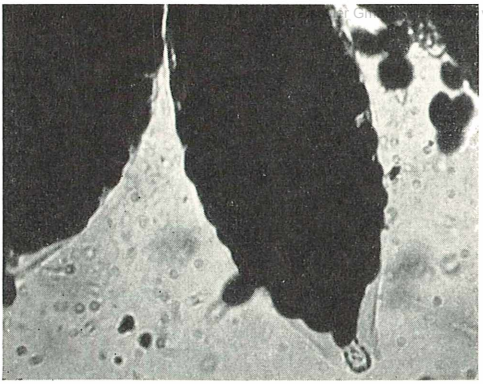


6

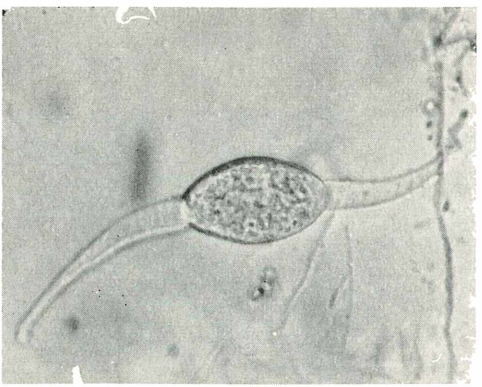


7

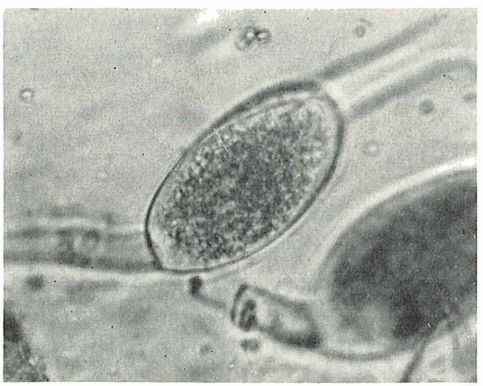
12



13



14

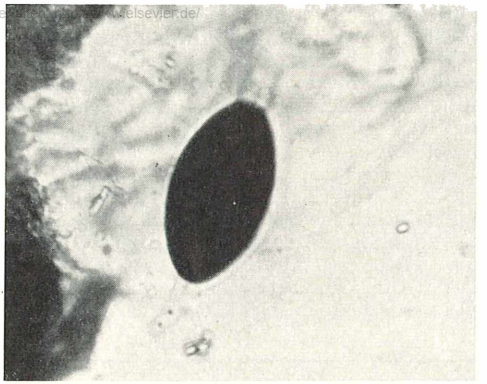


15

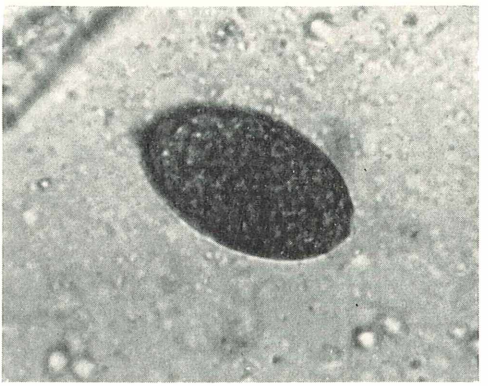
Bild 13: Keulenförmige, vielsporige Schläuche der Gattung *Podospora*.

Bild 14: Unreife Ascospore von *Podospora* mit deutlichen Anhängseln an jedem Ende. Vergr. etwa 600×.

Bild 15: Unreife Ascosporen von *Podospora* mit deutlichen Anhängseln an jedem Ende. Die Sporen sind besonders groß. Vergr. etwa 600×.



17



18

Bild 17: Reife Ascospore von *Podospora* mit gerade noch erkennbaren Anhängseln. Vergr. etwa 600×.

Bild 18: Bei dieser Ascospore von Podospora sind die Anhängsel nicht mehr erkennbar. Die (reife) Ascospore stammt von derselben Pflanze wie die (unreife) von Bild 15. Vergr. etwa 600×.

viele Mikroskopiker auch mit dieser Materie befassen, und vor allem sollte den Lehrern ein erneuter Hinweis gegeben werden, wie leicht und einfach es ist, die Schüler mit wichtigen Vertretern der Algen- und Schlauchpilze vertraut zu machen.

Literaturhinweise:

1. J. A. von Arx und Emil Müller, Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz, Bd. 11, Heft 1. Die Gattungen der amerosporen Pyrenomyceten, Bern, Kommissionsverlag Buchdruckerei Büchler & Co., 1954.
2. R. W. G. Dennis, British Cup Fungi and their Allies, Ray Society 1960.
3. H. Gams, Kleine Kryptogamenflora, Bd. II a, M. Moser Ascomyceten, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1963.
4. E. Gäumann, Die Pilze, Birkhäuser Verlag, Basel und Stuttgart, 1964.
5. W. Obrist, Mistbewohnende Pilze, Mikrokosmos, 54. Jahrg. Heft 5, 1965.

Verfasser: Dr. H. Itzerott, Grünstadt/Pfalz, Bükkelhaube 7.

KURT LERCH

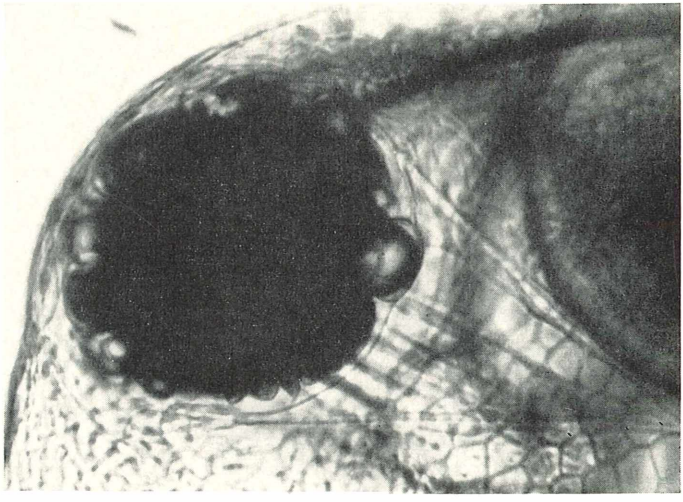
Das Auge des Wasserflohs

Das Auge des Wasserflohs ist nicht nur ein interessantes mikroskopisches Untersuchungsobjekt, es ist auch sehr leicht zu beschaffen: Wer keine Gelegenheit hat, Wasserflöhe selbst zu fangen, kann sie ganz billig in jeder Aquarienhandlung kaufen. Als Komplexauge ist das Wasserflohauge gänzlich anders aufgebaut als das Kameraauge des Menschen und der Wirbeltiere. Es ähnelt mehr den Facettenaugen der Insekten, unterscheidet sich aber auch von ihnen.

Beim „Gemeinen Wasserfloh" *(Daphnia pulex)* können wir das Auge schon ohne optische Hilfsmittel als schwarzen Punkt im Kopf des Tieres sehen. Nimmt man eine Lupe oder ein Mikroskop mit schwacher Vergrößerung zu Hilfe, so lassen sich um den Pigmentkern die stark lichtbrechenden Linsen der Augenkegel (Ommen) erkennen. Bei mittlerer Vergrößerung sehen wir die Augenmuskeln und den Sehnerv. Das gesamte Auge ist von einem dünnen Häutchen überzogen, welches kegelförmig nach dem Gehirn zu verläuft. Beim lebenden Tier ist das Auge fast ständig in lebhafter Bewegung. Weitere Einzelheiten, insbesondere der gewebliche (histologische) Aufbau, lassen sich nur sichtbar machen, wenn man ein Tier nach den Vorschriften der mikroskopischen Technik präpariert, mit einem Mikrotom in dünne Schnitte zerlegt und Präparate anfertigt.

Das Bild 2 zeigt einen Querschnitt durch das Komplexauge. Man sieht deutlich drei von den 22 miteinander verwachsenen Augenkegeln im Längsschnitt mit den Linsen am Außenrand. Das die Augen umhüllende dünne Häutchen ist am Außenrand der Linsen deutlich zu erkennen. In die Zellen zwischen den Augenkegeln sind schwarze Pigmente eingelagert, welche einen lichtdichten Abschluß der Augenkegel

Bild 1: Das Auge des Wasserflohs ist aus vielen Einzelaugen zusammengesetzt. Jeder Augenkegel besitzt eine eigene Linse. Mikrofotografisch ist ein Wasserflohkopf ein schwieriges Objekt, aber am frischen, noch lebenden Präparat erkennt man den Bau des Auges wenigstens in seinen Grundzügen ohne Mühe.



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

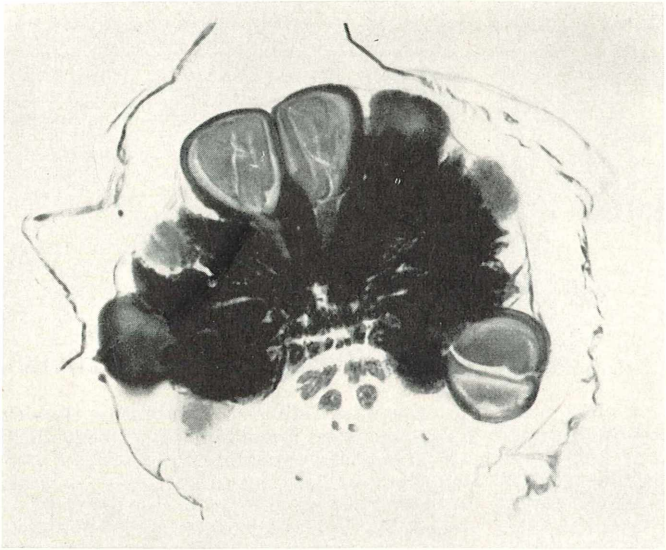


Bild 2: Zum Studium des feineren Baues braucht man Schnitte. Dieser Querschnitt zeigt drei von den 22 Augenkegeln.

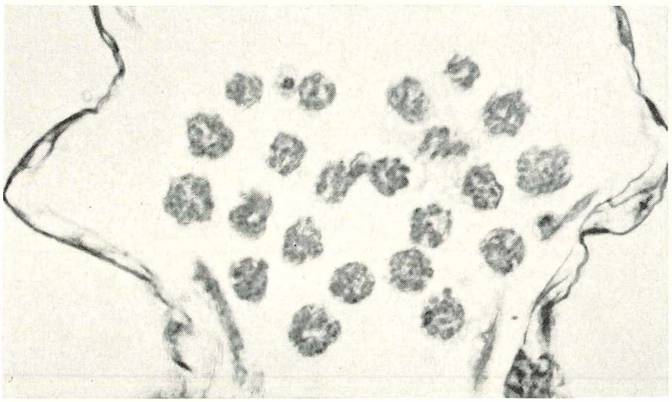


Bild 3: Ein Querschnitt durch den Sehnerv. Es sind 22 Nervenfaserbündel zu erkennen: eines für jeden Augenkegel.

gegeneinander gewährleisten. Die pigmentierten Zellen sind dicht um die Augenkegel gelagert. Außerdem verläuft zwischen jeweils zwei Augenkegeln eine dicht pigmentierte Membran.

Einen Querschnitt durch den Sehnerv zeigt Bild 3. Man erkennt deutlich 22 Nervenfaserbündel, woraus man schließen kann, daß jeder Augenkegel ein Nervenfaserbündel besitzt.

Die Pigmentierung ist hier nicht mehr vorhanden.

Mikrofotografie im Ultraviolett-Bereich ohne Quarzoptik

Kodak-Fotoplatten mit hohem Auflösungsvermögen eignen sich für Kontakt-Mikrofotografie im UV-Bereich von 2300 bis 3650 Ångström. Das hohe Auflösungsvermögen des Filmmaterials erlaubt Vergrößerungen bis zu 1000 mal ohne sichtbares Korn. Negative werden hergestellt, indem die Objekte auf Fotoplatten plaziert und mit monochromatischem UV-Licht bestrahlt werden. Die resultierenden Negative werden mit normalen Mikroskoplinsen auf die gewünschte Größe vergrößert. Ausschlaggebend für den Erfolg ist, daß die Belichtung mit gerichtetem Licht erfolgt, daß die Objekte selbst keine Linsenwirkung zeigen, und daß sie so nahe wie möglich an die empfindliche Schicht gebracht werden, da die Auflösung der Distanz zwischen Schicht und Objekt direkt proportional ist.

Die Methode eignet sich dazu, in kürzester Zeit Absorptionsphänomene von sehr vielen Zellen gleichzeitig dokumentarisch festzuhalten. Die mit diesem Verfahren erreichbare Tiefenschärfe ist wesentlich größer als bei Aufnahmen durch Mikroskopoptiken.

(F. P. McWhorther und Ch. M. Leach „Science" 152 (1966), 757 f.)

Klaus Vosbeck

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

MICHAEL HÄUSLER

Fluoreszenzmikroskopie für jedermann?

Manche Stoffe können durch Bestrahlen zum Selbstleuchten angeregt werden. Man bezeichnet diese Eigenschaft als Fluoreszenz. Sie kann in der Mikroskopie sehr gut für Beobachtungszwecke ausgenützt werden.

Für die Anregung von Fluoreszenz kommt das UV-Licht oder das Blaulicht in Frage. Anregungen zum Selbstbau von leistungsfähigen UV-Lichtquellen wurden in der letzten Zeit im MIKROKOSMOS mehrmals veröffentlicht (GÖKE, VORNATSCHER). Weniger bekannt ist jedoch, daß jede Niedervoltlampe für die Blaulichtfluoreszenz verwendet werden kann. Blaulicht ist langwelliger als das UV-Licht, verhält sich aber hinsichtlich der Erregung von Fluoreszenz genauso wie das UV-Licht.

Es hat gegenüber UV-Licht den Vorteil, daß als Reflektor der normale Planspiegel benützt werden kann und daß die übliche Kondensoroptik und gewöhnliches Objektträgermaterial voll blaulichtdurchlässig sind.

Der zweite wesentliche Vorteil: das konzentrierte blaue Erregerlicht schädigt lebende biologische Objekte nicht oder nur geringfügig.

Ein Nachteil des Blaulichtmikroskopes ist es, daß wegen der totalen Absorption des Blaulichts durch das Sperrfilter die Beobachtung blauer Fluoreszenzfarben nicht möglich ist. Dieser Nachteil wirkt sich jedoch bei den meisten fluoreszenzmikroskopischen Untersuchungen nicht stark aus.

Wir wollen an Hand der Abbildung erläutern, wie jedes normale Lichtmikroskop zu einem Blaulichtfluoreszenzmikroskop ausgebaut werden kann.

In den Strahlengang der Niedervoltleuchte muß bis zum Objekt ein Erregerfilter eingeschaltet werden, um das Licht von dem niederfrequenten Strahlungsanteil (grün, gelb, rot) zu befreien. Damit wird die Beobachtung der Fluoreszenz überhaupt erst möglich. Läßt ein mangelhaftes Erregerfilter noch etwas niederfrequentes Licht durch, dann überdeckt dieses Licht die schwache Fluoreszenzstrahlung.

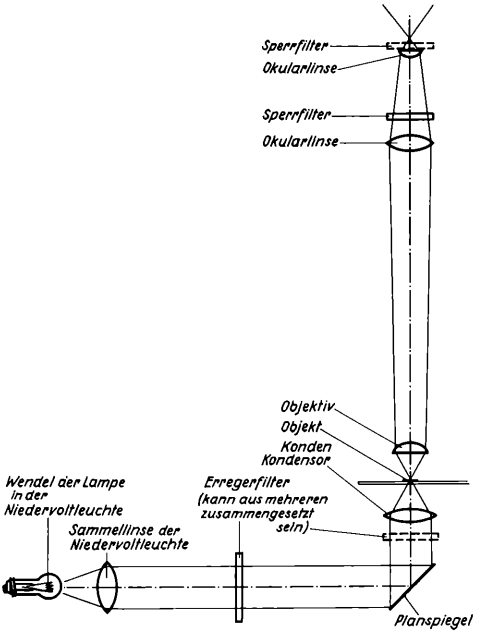
Als günstig haben sich folgende Filterzusammenstellungen erwiesen:

BG 3 1,5 mm + BG 12 1,5 mm + BG 38 1,5 mm
BG 3 4 mm + BG 38 2,5 mm
BG 12 4 mm + BG 38 2,5 mm

Bei der Einstellung des Erregerlichts achtet man darauf, daß der Lichtstrahl bei voll geöffneter Leuchten- und Kondensorblende möglichst gleichmäßig auf den beobachteten Ausschnitt des Objekts gerichtet ist. Zur Umlenkung des Lichtbündels nur Planspiegel benutzen.

Damit wir im Objekt die schwache Fluoreszenzstrahlung beobachten können, muß das starke blaue Erregerlicht nach dem Durchtritt durch das Objekt möglichst voll-

Bild: Strahlengang in einem einfachen Fluoreszenzmikroskop.



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

ständig absorbiert werden. Dazu wird ein Sperrfilter entweder auf die Lichtblende im Okular gelegt oder auf das Okular gesteckt. Im ersten Fall hat man den Vorteil, daß störende Eigenfluoreszenz an den Kittflächen der Augenlinse ausgeschaltet werden kann.

Eine zusätzliche Forderung an das Sperrfilter ist, daß es das Fluoreszenzlicht nicht schwächen darf. Recht brauchbar ist für diesen Zweck das Filter OG 1 2 mm.

Bei eingeschalteten Erreger- und Sperrfiltern muß das Gesichtsfeld völlig dunkel erscheinen, wenn kein Objekt im Strahlengang vorhanden ist. Die günstigste Einstellung des Erregerlichts kann man leicht mit einem geeigneten Testpräparat (z. B. Briefmarkenpapier) überprüfen.

Die angegebenen Filter können von der Firma JENAer Glaswerke Schott & Gen. Mainz bezogen werden.

Zum Schluß sei darauf hingewiesen, daß alle Quecksilberbrenner mit Klarglaskolben ausgezeichnete Blaulichtquellen sind und sich daher sehr gut für die Blaulichtfluoreszenzmikroskopie eignen.

Literaturhinweise:

1. Göke, Mikrokosmos 51, 248, 1962.
2. Vornatscher, Mikrokosmos 52, 252, 1963.
3. Strugger, Fluoreszenzmikroskopie und Mikrobiologie, 1959.

Verfasser: Dipl.-Ing. Michael Häusler, 1 Berlin 19, Sensburger Allee 15

KLEINE MITTEILUNGEN

Eine Azan-ähnliche Färbung mit Kernechtrubin als Kernfarbstoff

Die von M. Heidenhain 1915 ausgearbeitete Azanfärbung gehört auch heute noch zu den schönsten, zuverlässigsten und detailreichsten Färbungen in der tierischen Histiologie. Sie war ursprünglich als spezifische Bindegewebsfärbung gedacht, hat sich aber auch als anspruchsvolle Übersichtsfärbung allgemein durchgesetzt. Sehr geschätzt wird die Azanfärbung bei der Darstellung von Drüsenelementen. Da die Originalmethode von Heidenhain recht zeitraubend ist, hat es nicht an Versuchen gefehlt, sie zu vereinfachen und abzukürzen. Die Zahl der bekanntgegebenen Modifikationen ist kaum mehr zu übersehen — abgesehen davon, daß in manchen Instituten Abänderungen der ursprünglichen Methode benützt werden, die nie veröffentlicht wurden und deren „Rezepte" nur mündlich und brieflich weitergegeben werden.

Die Verwendung des Farbstoffes Kernechtrubin an Stelle von Azocarmin kürzt die Färbung wesentlich ab, die Resultate sind aber der „echten" Azanfärbung durchaus vergleichbar.

Arbeitsgang:

1. Kernechtrubin 5 min
2. Abspülen in destilliertem Wasser
3. 1% Phosphormolybdänsäure 2 min
4. Abspülen in destilliertem Wasser
5. Anilinblau-Orange G 5 min
6. Kurzes Abspülen in destilliertem Wasser
7. Differenzieren in 96% Alkohol
8. 100% Alkohol, Xylol, Einschluß

Lösungen:

Kernechtrubin (Chroma 10937) 0,1% in 1% Essigsäurelösung, Anilinblau-Orange G (Stammlösung) : 0,5 g Anilinblau wasserlöslich +2 g Goldorange G werden in 100 g destilliertem Wasser gelöst. Nach Zusatz von 8 ml Eisessig wird die Lösung aufgekocht und nach Erkalten filtriert. Zur Färbung wird die Stammlösung mit der ein- bis dreifachen Menge destillierten Wassers verdünnt.

Empfehlenswerte Schnittdicke: 5 μ. Geeignete Fixierungen: Bouin, Carnoy, Susa. Nach chromsäurehaltigen Fixiergemischen ergibt die Färbung schlechtere Resultate

Jakob Zbären

Eine neue Färbung für das kollagene Bindegewebe

Die Färbung ist besonders geeignet für Orange mit ganz zarten Bindegewebszügen. Die feinen Bindegewebsfäserchen (z. B. um die Nierentubuli) stechen vom übrigen Gewebe in einem sehr klaren Farbton ab. Ich empfehle eine Schnittdicke von 3—7 μ.

Das Ergebnis ist nach Carnoy- und Bouin-fixierten Präparaten gleich. Die Zellgrenzen in der glatten Muskulatur werden besonders deutlich sichtbar in Präparaten, die nach Carnoy fixiert worden sind. Nach Helly-Fixierung sind die Kerne schlecht sichtbar. Bei der Heidenhainschen Susa-Fixierung erhält das Präparat einen Gelbstich.

Dargestellt wird:

Kollag. Bindegewebe	=	schön blau
Kerne	=	gelb
Cytoplasma	=	grau — leicht (trüb) gelb. Differenzierung der Haupt- und Belegzellen in der Magenschleimhaut, Nierentubuli.
Erythrocyten	=	leuchtend gelb, blaß n. Carnoy
Becherzellen	=	blau
Bürstensäume (Niere)	=	graublau — grau.

Erforderliche Lösungen:

I Martiusgelb 0,2 g (Chroma 11010)
Eisenalaun 4 g
Dest. Wasser 100 ml, kalt lösen.
Eisenammoniumsulfat oder Eisenalaun in violetten Kristallen, d. h. nicht verwittert.

II Phosphorwolframsäure 5% gig wässerig oder Phosphormolybdänsäure

III Anilinblau-Orange G-Lösung nach Heidenhain:
oder Baumwollblau 0,5 g (Chroma 10191)
Orange G 2 g
Dest. Wasser 100 ml
Eisessig 8 ml
Anilinblau Wasserlöslich
Lösung bis zum Sieden erhitzen, nach Erkalten filtrieren.

Durchführung der Färbung:

Entparaffinieren und Einbringen der Schnitte in Wasser.

1. Färben in I 5—10 min
2. Abspülen mit Leitungswasser
3. Beizen in II 2—5 min.
4. Abspülen mit dest. Wasser

5. Färben in III 5 min., evtl. länger
6. Abspülen mit Leitungswasser
7. Abspülen mit 80%igem Alkohol
8. Abspülen mit 90%igem Alkohol
9. Alkohol abs ca. 3 min.
10. Terpineol ca. 3 min.
11. Xylol, Einschluß in Caedax, Malinol oder Eukitt.

Jakob Zbären

Ein neues Labor- und Forschungsmikroskop

Das Optische Werk Wilhelm Will KG, Wetzlar-Nauborn, stellt ein neues Mikroskop vor, das Modell BX 200.

Das Stativ ist die Weiterentwicklung des Mikroskopmodells BX 100, das seit einer Reihe von Jahren gefertigt wird.

Das neue Stativ bietet eine Reihe wesentlicher Vorteile, die die tägliche Laborarbeit erleichtern und beschleunigen.

Die 6 V/15 W Niedervoltleuchte ist im Fuß eingebaut. Die Lampenwärme wird nach außen abgeleitet, ohne das Präparat zu beeinflussen.

Die Lampe ist mittels Spezialsockel vorzentriert. Sie braucht nach dem Wechseln nicht mehr justiert zu werden. Das Instrument ist stets einsatzbereit.

Die Bedienungsknöpfe für Bildeinstellung und Objektverschiebung sind tiefliegend und coachsial angeordnet. Die Arme können beim Mikroskopieren entspannt auf dem Tisch aufliegen.

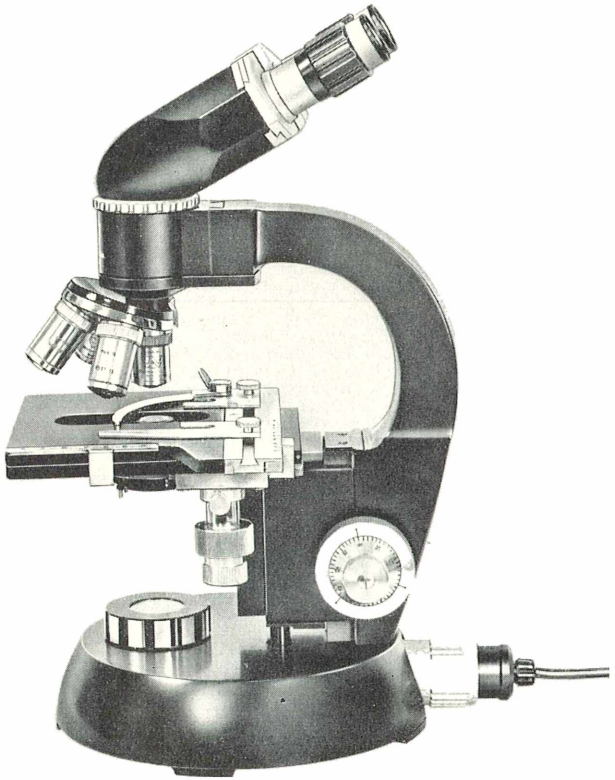
Bildeinstellung und Objektverschiebung lassen sich mit einer Hand betätigen, so daß die andere für Notizen und Zählstriche frei bleibt.

Grob- und Feineinstellung wirken nur auf den Tisch. Das Stativ ist völlig starr, denn Oberteil und Fuß sind fest miteinander verbunden. Dadurch ist die Einblickhöhe stets gleich, auch schweres Zubehör (Kamera etc.) kann die Scharfstellung nicht beeinflussen.

Die Objektive sind untereinander abgestimmt. Beim Vergrößerungswechsel bleibt das Bild erhalten. Das trifft auch für später ergänzte Objektive zu.

Zubehör für Hellfeld- und Dunkelfeldarbeiten, Phasenkontrasteinrichtung, polarisationsoptisches Zubehör und mikrofotografische Ausrüstung stehen gleichfalls zur Verfügung.

Hans Jürgen Schmidt



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

Gerd von Wahlert: Teilhard de Chardin und die moderne Theorie der Evolution der Organismen. 45 Seiten. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1966, Preis 8,50 DM.

Keine Theorie der Biologie hat bisher zu solchen weltanschaulichen Auseinandersetzungen geführt wie die Abstammungslehre. Im letzten Drittel des 19. Jahrhunderts prallten herkömmliche kirchliche Lehre und Biologie heftig aufeinander. Beide Seiten verstiegen sich im Eifer des Gefechtes zu unhaltbaren Argumenten, bis eine Besinnung eintrat und man einsah, daß einerseits Zitate aus der Heiligen Schrift und den Kirchenvätern nicht naturwissenschaftliches Tatsachenmaterial, dieses andererseits nicht die christliche Heilslehre widerlegen können.

In neuerer Zeit ist die Diskussion um die weltanschauliche Bedeutung der Abstammungslehre durch die posthume Veröffentlichung des Werkes des Jesuitenpaters Teilhard de Chardin wieder aufgeflammt. Der Jesuitenorden hat immer wieder Naturwissenschaftler von Rang hervorgebracht, die versuchten, Lehre und Denkweise der katholischen Kirche in Einklang mit den Naturwissenschaften zu bringen. Teilhard de Chardin war ein bedeutender Paläontologe mit großen Verdiensten um die Urmenschenfunde auf chinesischem und südafrikanischem Boden. In seinen weltanschaulichen Schriften, besonders in „Der Mensch im Kosmos" (Le Phènomen humain) versuchte er in einer mitreißenden Deutung, das christliche Heilsgeschehen als Ziel und Sinn der biologischen Evolution darzustellen. Als weltanschaulich-philosophischer Deutungsversuch großartig! Aber Teilhard de Chardin will sein Buch als naturwissenschaftlichen Beweis verstanden haben! Dazu konnten die Naturwissenschaften nicht schweigen. Gerd von Wahlert hat in seinem nach einem Vortrag gedruckten Buch die von dieser Seite notwendige Kritik zusammengestellt. Er verkennt die großartige Geistesleistung nicht, versucht aber aufzuzeigen, wo bei Teilhard de Chardin naturwissenschaftlich Belegbares aufhört und metaphysische Spekulation anfängt, und wo den Naturwissenschaften fremde Denkkategorien benutzt werden.

Wer sich mit den Gedankengängen Teilhard de Chardins auseinandersetzen will, wird mit Gewinn v. Wahlerts Buch heranziehen. Es kann aber nicht den rechten Eindruck von Teilhard de Chardin für den vermitteln, der ihn nicht selbst gelesen hat. Aber das lag auch nicht in der Absicht des Autors. Dr. Gottfried Schubert

Hans-Christian Burck: Histologische Technik. Leitfaden für die Herstellung mikroskopischer Präparate in Unterricht und Praxis. Taschenbuchformat, 144 S., 38 Abb. und 8 Tafeln. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1966, Preis DM 8,80.

Das Büchlein ist, wie der Verfasser selbst in seinem Vorwort darlegt, nicht als „Handbuch en miniature", beispielsweise als Ersatz für den „Romeis" gedacht. Es erhebt keinen Anspruch auf Vollständigkeit.

Die technische Entwicklung hat auch das ehrwürdige Gebiet der Mikro-Technik, namentlich der mikroskopischen Histologie erfaßt. So wurde nicht nur der traditionelle Stoff neu erfaßt und zusammengestellt, sondern auch durch die Fortschritte der letzten Jahre ergänzt. Das Hauptgewicht liegt auf der Präparationstechnik, wobei soweit auf die Einzelheiten eingegangen wird, daß nach diesen Vorschriften mit der praktischen Arbeit begonnen werden kann. Sinngemäß entfällt eine Darstellung des optischen Inventars, es stehen dem Interessenten hierzu eine Reihe anderer guter Unterlagen zur Verfügung.

Der Leitfaden gliedert sich in folgende Kapitel:

Die chemischen Bausteine der Gewebe
(Wasser, Salze, Proteine, Lipide, Sterine, Kohlehydrate, chemischer Aufbau der Zelle);
Material und Entnahme;
Native Untersuchungen
(Supravitalbeobachtung, Gewebezüchtung, Vitalfärbung, Isolierungsmethoden, Rekonstruktionen, Korrosions- u. Injektionspräparate);
Fixierung
(Grundbegriffe, Theorie des F.-Vorganges, Richtlinien, Reine Fixier-Mittel, Fixierungsgemische, Übersicht nach Untersuchungsziel, Kontrastieren, Beurteilung der endgültigen Fixierung, Konservierung, Auswaschen;
Entkalken und Erweichen;
Einbettung
(Entwässern und Härten, Paraffinmethode, Celloidineinbettung, Gelatineeinbettung, Carbowachseinbettung, Plexiglaseinbettung, Gefriertrocknung);
Schneidetechnik
(Mikrotome, Mikrotommesser, Schneidetechnik und Aufkleben);
Behandlung vor und nach dem Färben;
Färbung
(Farben und Farbstoffe, Theorie des Färbevorganges, Färbevokabular);
Physikalische und physiko-chemische Färbemethoden
(Kernfärbungen, Plasmafärbungen, Übersichtsfärbungen, Bindegewebfärbungen, Darstellung d. elast. Fasern, Silberimprägnation, Färbungen f. Neurohistologie, Färbungen f. Blutzellen, Färbungen z. Darstellung von Fett, Glykogen, Schleim, Fibrin, Keratin, Kalk, Amyloid);
Histochemie
(Pigmentnachweis, Adrenalinnachweis, Insulinnachweis, Eisenreaktion, FEULGEN-Reaktion, PAS-Reaktion, Methylgrün-Pyronin-Färbung, Saure Mucopolysaccharide, Enzymhistochemische Reaktionen);
Fluoreszenzmikroskopie;
Anhang
(Gefahren im histologischen Labor, Übersicht über die Farbstoffe, Geschichtliche Übersicht, Literaturhinweise);
Sachverzeichnis.

Der Liebhaber-Mikroskopiker wird zweifellos feststellen, daß etliche Geräte und Verfahren für ihn nicht in Frage kommen, teils weil sie Laboratoriumsausrüstung erfordern, teils aus finanziellen Gründen. Dies zeigt, daß es dem Verfasser nicht nur darum ging, Verfahren und Vorgänge zu erläutern, er wollte darüber hinaus dem technischen Personal von Instituts-Laboratorien, sowie Studenten, welche histologische Arbeiten durchzuführen haben, die nötigen Handgriffe und Unterlagen vermitteln. Dies bedeutet keineswegs, daß sich dieser Leitfaden nicht für den Mikroskopiker eignet, welcher nur aus Liebhaberei auf diesem Gebiet arbeitet. Es lohnt sich auf jeden Fall, die Kapitel der Zellchemie, Nativ-Untersuchungen, Fixierung und Einbettung, Färbungen und Nachweise zu studieren. Sie enthalten zusammen eine Fülle von Erkenntnissen und Erfahrungen, die nicht nur für die Histologie, sondern für das gesamte Gebiet der mikroskopischen Technik allgemein Gültigkeit haben. Ernst Woessner

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Mit freundlicher Genehmigung

RUPERT LENZENWEGER

Zellteilung bei der Zieralge Micrasterias

Wer sich mit Zieralgen einmal eingehend beschäftigt hat, den lassen diese fast kitschig schönen Einzeller gewöhnlich nicht mehr los. Glücklich, wer in der Nähe eines Moores wohnt und sich jederzeit Material beschaffen kann. Die Schönheit der Zieralgen wurde im Mikrokosmos schon oft gerühmt. Sie sind aber, was wenige wissen, auch biologisch aufschlußreich.

Die meisten Arten der Zieralgengattung *Micrasterias* sind einerseits durch eine für einzellige Algen ungewöhnliche Größe, andererseits auch durch eine außerordentlich differenzierte Gestalt charakterisiert. Dadurch können wir in sehr eindrucksvoller Weise die Bildung der Form im Laufe einer Zellteilung beobachten: Die Vertreter der Gattung *Micrasterias* sind beliebte Objekte zum Studium dieses Phänomens. Ganz allgemein sind die *Micrasterias*-Zellen im Umriß rund oder oval mit tiefer Mitteleinschnürung und zwei oder vier seitlichen symmetrischen Einschnitten, wodurch die Zellen in Lappen unterteilt werden. Der Mittellappen weist stets eine von den Seitenlappen abweichende Gestalt auf. Die Seitenlappen enden vielfach in Zähnchen oder erscheinen durch seichte Einschnitte an den Rändern gezackt. Für meine Beobachtungen von Zellteilungsprozessen stand mir *Micrasterias thomasiana var. notata* (Grönblad) zur Verfügung, die unter normalen Lebensbedingungen eine Länge von 230—250 μ und eine Breite von 200—220 μ hat und in schwach sauren Lebensräumen häufig zu finden ist (Bild 1). Als weiteres besonderes Merkmal können die entlang des Mitteleinschnittes an jeder Zellhälfte erkennbaren drei zitzenförmigen Anschwellungen gelten.

Um genügend frisches Material für meine Beobachtungen zu bekommen, sammelte ich, begünstigt durch die milde Witterung während des heurigen Winters, bereits anfangs Februar Grundschlamm aus einem Graben eines kleinen Moores, von dem mir bereits von früheren Untersuchungen her bekannt war, daß *Micrasterias thomasiana var. notata* darin oft in größeren Mengen zu finden ist. Dieser Schlamm wurde in ein

Bild 1: Die Zieralge *Micrasterias thomasiana var. notata*. 100×

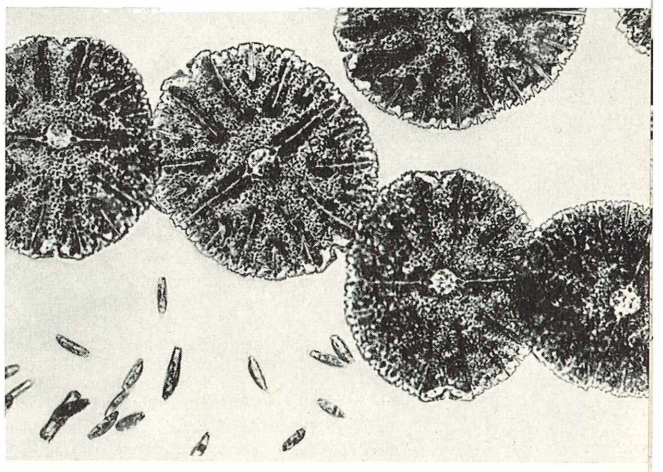
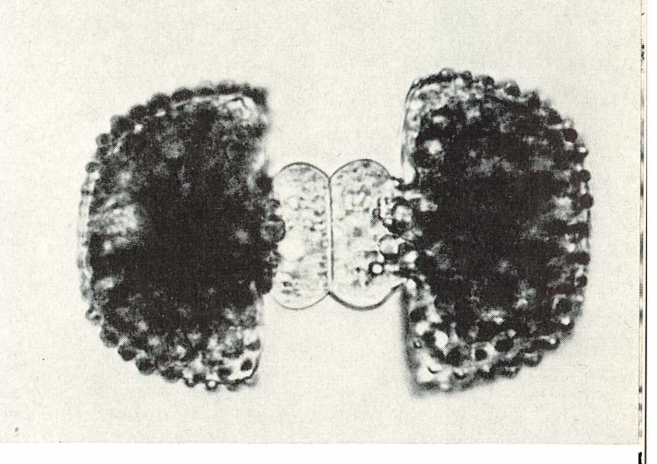


Bild 2: Zieralge *Cosmarium margaritiferum*, Zellteilung. 600×



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

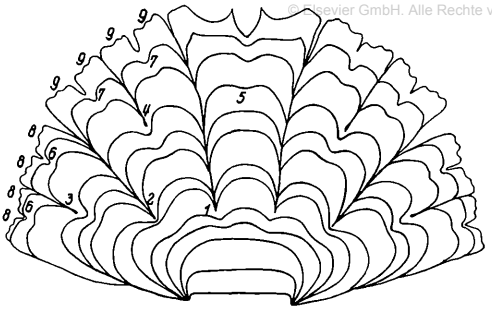


Bild 3: Verschiedene Stadien der Formbildung in Zeitabständen von 15—20 Minuten.

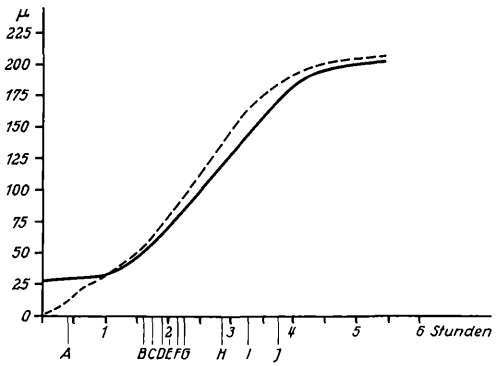


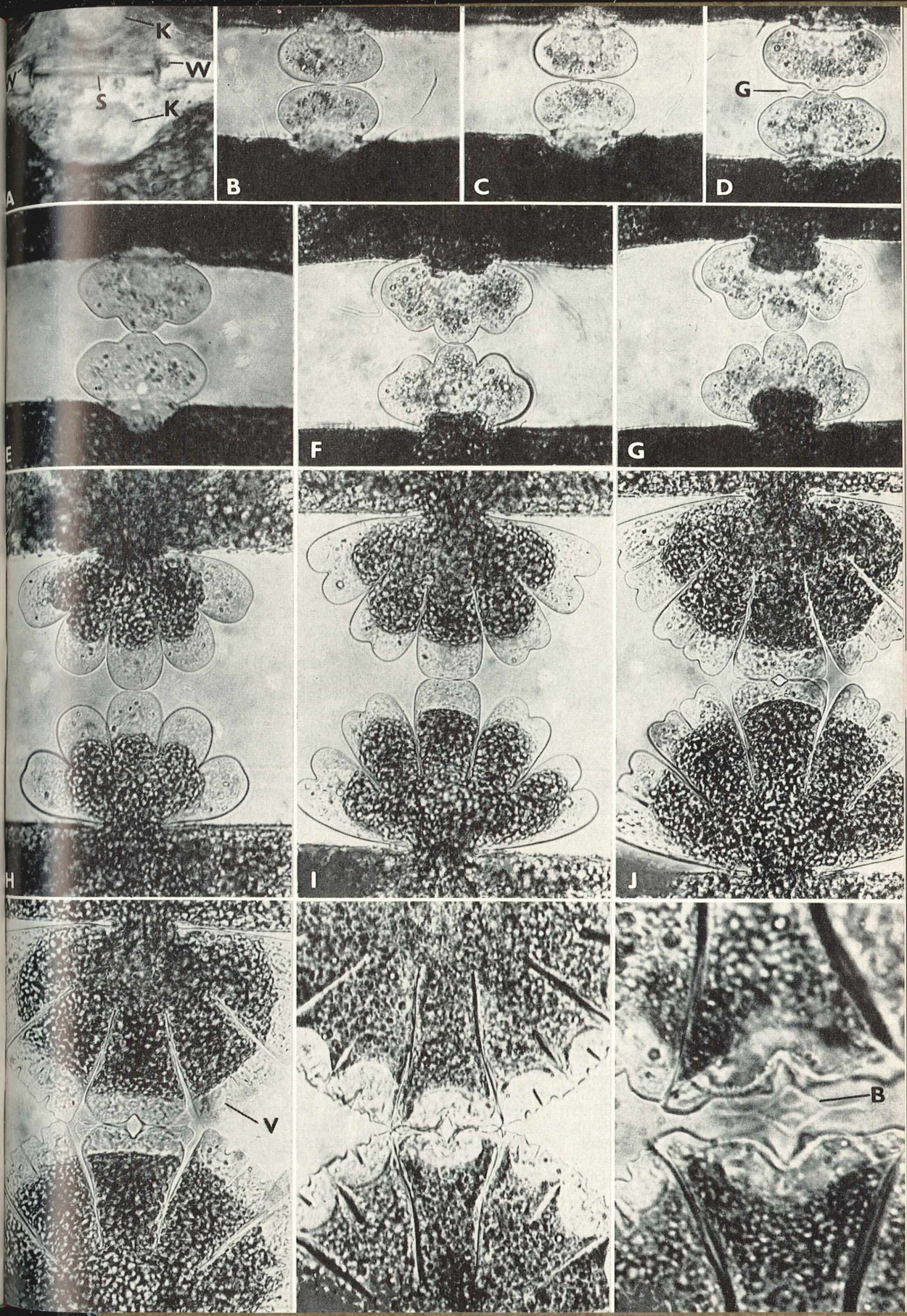
Bild 4: Graphische Darstellung des Wachstumsverlaufes während einer Zellteilung, Erklärung im Text.

Kulturgefäß, ein weithalsiges Glas von ungefähr 100 ccm Inhalt, gegeben und an ein helles Fenster gestellt. Schon nach einigen Stunden war der am Boden des Gefäßes abgelagerte Schlamm von einer grünen Algenschicht bedeckt, die sich auch tatsächlich als Massenauftreten der gesuchten Zieralge erwies. Unter den günstigen Lebensbedingungen setzte alsbald auch eine rege Teilungstätigkeit ein, so daß ausreichend teilungsfähiges Algenmaterial zur Verfügung stand. Diese üppige Entwicklung hielt ungefähr 10 Tage lang an, dann kam es zu einer Stagnation und anschließend auch zu einem leichten Rückgang der Algenvegetation. Dieselbe Erscheinung trat ungefähr parallel auch im natürlichen Biotop auf, wovon ich mich bei einem neuerlichen Besuch des Moores überzeugen konnte. Im folgenden soll der Ablauf einer Zellteilung bei *Micrasterias thomasiana var. notata* kurz beschrieben werden.

Die Zellteilung

Der eigentlichen Zellteilung geht eine Teilung des Zellkerns (Mitose) voraus. Die beiden daraus hervorgehenden Zellkerne sind in den an der Verbindungsstelle der beiden Halbzellen (Isthmus) gelegenen chloroplastfreien Raum eingewandert, nachdem an dieser Stelle der Chloroplast noch etwas weiter eingezogen oder eingerückt wurde als im normalen Zustand. Der plasmatische Inhalt der beiden Halbzellen ist bereits durch eine dünne Wand (Septum) getrennt (Stadium A, K = Zellkerne, S = Septum, W = Ringwulst). Die Ausbildung dieses Septums erfolgt unmittelbar neben dem Ringwulst, der um den Isthmus herum verläuft. Beim nachfolgenden Auseinanderweichen der beiden Halbzellen verbleibt dieser Ringwulst bei einer der beiden Zellhälften, während ihn die andere Hälfte erst im Verlaufe des weiteren Zellteilungsprozesses vegetativ ergänzt. Im Stadium A (siehe Bildtafel) ist dieser Wulst als Erhebung an der Grenze zwischen der alten Zellmembran und der Bildungsmembran (Erstlingsmembran, Primärmembran), die aus dem Septum hervorgeht, erkennbar. In der weiteren Folge kommt es zur Bildung zweier Bläschen, die durch Aufwölbung der Bildungsmembran entstehen, wobei sich die beiden alten Zellhälften stetig voneinander entfernen. In diesem Frühstadium sind die aneinanderliegenden Scheitel der beiden Bläschen noch fast gerade. Erst im weiteren Verlauf nimmt mit Einsetzen des Breitenwachstums die Berührungsfläche der beiden Bläschen rasch ab und es bildet sich ein spitzwinkeliger Einschnitt. Das Cytoplasma in den Bläschen erscheint granuliert mit vereinzelt eingelagerten, stark lichtbrechenden Körnchen und zeigt eine heftige Strömungsbewegung. Die Zellkerne wandern nun ebenfalls bereits in die neuen Zellhälften ein. Auch die im ganzen Verlauf der Zellteilung die heranwachsende Zellhälfte schützend umgebende Gallertschicht ist bereits deutlich erkennbar (siehe Stadium B und Stadium D, G = Gallertschicht). Die bisher am Scheitel ganzrandigen Bläschen beginnen sich nun in der Mitte vorzuwölben. Aus dieser Anschwellung bildet sich später der Mittellappen, und es kommt hier bereits zur ersten Formdifferenzierung. Bis zu diesem Stadium zeigen fast alle Desmidiaceen einen annähernd gleichen Verlauf der Zellteilung (Bild 2; Stadium C der Bildtafel). Fast gleichzeitig beginnen sich aber auch die seitlichen Lappen zu differenzieren, und die Einschnitte zwischen diesen und dem sich bildenden Mittellappen werden rasch spitzwinkeliger (Stadium D und E der Bildtafel). Auch an den schrägen Seiten bilden sich seichte Einbuchtungen, die sich allmählich „vertiefen". Die beiden Zellkerne sind nun ganz in die neuen Zellhälften eingewandert, und auch der Chloro-

Bildtafel: Verschiedene Stadien der Zellteilung bei *Micrasterias thomasiana var. notata*, Erklärung im Text, Stadien A und M 630× (Ölimmersion), Stadien B bis L 300×.


K
W
S
K
A
B
C
G
D
E
F
G
H
I
J
V
B

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

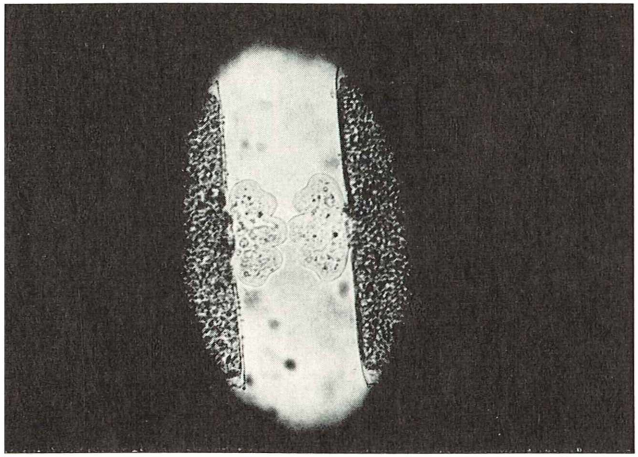


Bild 5: Linsenförmige Gallerthülle, durch Tusche sichtbar gemacht, ungefähr 2 Stunden nach Beginn der Zellteilung, 150×

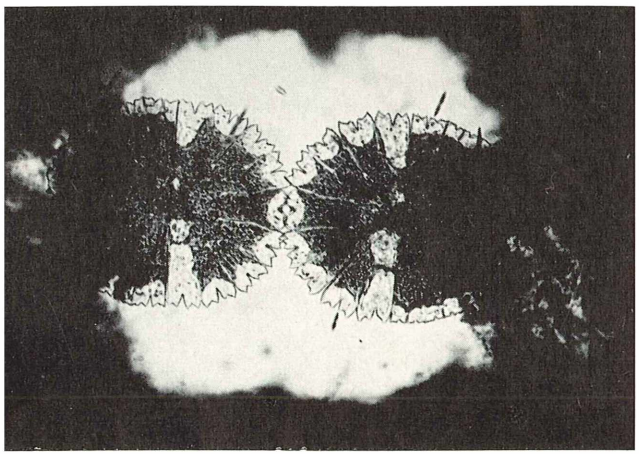


Bild 6: Dieselbe Gallerthülle wie in Bild 5 nach weiteren 3 Stunden. 50×

plast der ursprünglichen Halbzelle beginnt in die junge Zellhälfte einzudringen (Stadium F der Bildtafel). Zwischen Stadium A und Stadium F liegt ein Zeitraum von ungefähr 1 Stunde und 45 Minuten.

Die Formbildung geht nun bereits so weit, daß die Seitenlappen deutlich erkennbar sind. Im Stadium H der Bildtafel sind die Einschnitte zwischen den Lappen bereits sehr deutlich ausgeprägt. Diese Einschnitte entstehen durch einen örtlich eng begrenzten Stillstand des Wachstums, wogegen die angrenzenden Zellpartien weiterwachsen. Etwa ab Stadium H beginnen sich die Seitenlappen einzubuchten und werden herzförmig. Die Chloroplasten sind schon weit in die heranwachsenden Zellhälften eingedrungen, haben die Zellkerne zunächst seitlich umflossen und schließlich gänzlich verdeckt. In dieser Etappe beginnt sich auch der Mittellappen am Scheitel einzukerben und gegen die Enden zu keilförmig zu verbreitern. An den Seitenlappen bilden sich weitere Einschnitte (Stadium I und J der Bildtafel). Das zwischen den Chloroplasten und den Zellrändern gelegene Plasma geht allmählich von der Granulierung stellenweise in eine eigentümliche spiralig-fädige Struktur über. Diese plasmatischen Gebilde sind im Gegensatz zu der granulierten und heftig turbulenten Umgebung recht formbeständig. Aus diesen Plasmagebilden entstehen in der weiteren Folge durch Zusammenschluß mehrerer solcher Elemente vakuolenähnliche Bläschen (siehe Stadium K der Bildtafel, *V* = vakuolenähnliches Bläschen). Die Randzacken werden zunächst andeutungsweise, allmählich aber immer deutlicher herausgebildet. Die jungen Zellhälften haben nun fast bereits ihre endgültige Größe erreicht, die beiden Zellen hängen aber immer noch an den Mittellappen aneinander, wobei die Zellebenen etwas zueinander verdreht sind (Bildtafel, Stadium L). Der Zeitraum zwischen Stadium A und Stadium L beträgt ungefähr 5 Stunden.

Die eigentliche Formbildung ist nun fast beendet, lediglich die Zacken an den Zellrändern spitzen sich noch etwas zu. Die bisher strukturlose Zellmembran wird allmählich derber und dicker. Innerhalb der Bildungsmembran entsteht nun die endgültige Dauermembran. Das Abstreifen der Bildungsmembran können wir beim Auseinanderwandern der fertigen Zellen deutlich verfolgen (Stadium M der Bildtafel, *B* = abgestoßene Bildungsmembran zwischen den Mittellappen der beiden Zellen). Der chloroplastenfreie Raum am Isthmus der ausgewachsenen Zellen wird erst zu einem noch späteren Zeitpunkt gebildet.

Durch Ineinanderzeichnen der einzelnen Phasen der Zellteilung ist die Formbildung recht anschaulich zu erkennen (Bild 3). Die zeitlichen Abstände zwischen den eingezeichneten Stadien betragen 15—20 Minuten. Die Numerierung der Einschnitte bezieht sich auf die Reihenfolge ihrer Entstehung. Zur Veranschaulichung des Wachstums der sich bildenden Halbzelle sind das Längenwachstum (punktierte Linie) und das Breitenwachstum (ausgezogene Linie) in ihrem Verlauf in Bild 4 als Kurven dargestellt. Auf der Abszisse sind neben der Zeit in Stunden auch einige Stadien, die den Abbildungen der Bildtafel entsprechen, aufgetragen. Von der Ordinate können die dazugehörigen Größen in μ abgelesen werden. Zur Festlegung des Längenwachstums wurde der jeweilige Abstand der beiden ursprünglichen Halbzellen in Abständen von 10 Minuten gemessen und zum selben Zeitpunkt auch die entsprechende Gesamtbreite der heranwachsenden Zellhälfte er-

mittelt. Aus dem Verlauf der beiden Kurven ist ersichtlich, daß das Breitenwachstum später einsetzt als das Längenwachstum. Aus dem etwas unterschiedlichen Ansteigen der beiden Kurven ist zu entnehmen, daß der Längenzuwachs rascher erfolgt als der Breitenzuwachs. Die allmähliche Verlangsamung des Wachstums in beiden Richtungen beginnt annähernd gleichzeitig und verläuft parallel (etwa bei Stadium L der Bildtafel). Es ist dazu noch zu bemerken, daß die Beobachtungen bei Zimmertemperatur gemacht wurden und die so ermittelten Zeiten nicht exakt denen in der freien Natur entsprechen.

Die Gallertschicht und die Gallerthülle

Während des Zellwachstums wird die Bildungsmembran von einer bei *Micrasterias thomasiana var. notata* deutlich erkennbaren Gallertschicht umgeben, deren Umriß im wesentlichen dem der heranwachsenden Zellhälfte entspricht (siehe Stadium D der Bildtafel). Ihre Bildung erfolgt schon sehr bald, und ich konnte deren Entstehung schon im frühesten Stadium (Stadium A) verfolgen. Sie wird anscheinend von der Bildungsmembran selbst abgesondert, da sie zu der alten Zellmembran keinerlei Kontakt aufweist, sondern an der Grenze zwischen der Bildungsmembran und der alten Zellmembran endet. Neben dieser relativ eng anliegenden Gallertschicht wurde auch die Ausbildung einer Gallerthülle beobachtet, allerdings konnte sie nur bei Anwendunng des Tuscheverfahrens sichtbar gemacht werden. Diese Gallerthülle wird sehr wahrscheinlich von Poren, die entlang der Mitteleinschnürung der alten Halbzellen liegen, abgesondert. Anfänglich ist sie flach spindelförmig (Bild 5), wird dann aber mit zunehmender Größe der heranwachsenden Zellhälften immer umfangreicher (Bild 6). Dieser Gallerthülle kommt wahrscheinlich in erster Linie eine Schutzfunktion zu, und sie verhindert offensichtlich das vorzeitige Auseinanderreißen der sich teilenden Zellen. Deren erstaunlich kompakter Zusammenhalt ist wohl auf die Gallerthülle zurückzuführen.

Literaturhinweise

1. Fott, B.: Algenkunde, Jena 1959.
2. Kiermayer, O., u. J. Jarosch: Die Formbildung von Micrasterias rotata und ihre experimentelle Beeinflussung, Zeitschrift „Protoplasma", Band LIV, 1962, Heft 3.
3. Rieth, A.: Jochalgen, Stuttgart, Franckh 1961.
4. Schömmer, F.: Kryptogamen-Praktikum, Franckh 1949.

Verfasser: Rupert Lenzenweger, Schloßberg 16, A 4910 Ried i. I., Oberösterreich

---

EBERHARD SCHICHA

Eine Kehrmaschine für Blütenstaub

Zipfelkäfer leben von Pollenkörnern

Eine kleine Gruppe unscheinbarer Käfer ist in letzter Zeit „berühmt" geworden: die Malachiiden, auch Zipfel- oder Blasenkäfer genannt, da sie zwischen Kopf und Vorderbrust (Prothorax) sowie zwischen Hinterbrust (Metathorax) und Hinterleib (Abdomen) ausstülpbare Hautblasen besitzen. Die Männchen vieler Arten verfügen über sekretabscheidende Organe (Excitatoren), und der Geschmack dieses Sekrets baut die anfängliche Paarungsunlust der Weibchen ab — ein im Tierreich bisher völlig unbekannter Vorgang (Matthes 1964).

Wovon leben diese schönen bunten Tiere, wie ernähren sie sich? In der Gefangenschaft neigen die Zipfelkäfer zum Kanibalismus — aber auf der „normalen" Speisekarte dieser Tiere dürften Artgenossen selten oder gar nicht stehen.

Neuere Beobachtungen im Freiland und in unserem Institut kürzlich durchgeführte Darmuntersuchungen zeigten, daß die meisten der in unserem Gebiet untersuchten Malachiiden überwiegend Pollenfresser sind, wenn sie auch hin und wieder tierische Zukost zu sich nehmen. Für die Mehrzahl ließen sich bestimmte Gräser als Hauptfraßpflanzen ermitteln. So besucht *Malachius bipustulatus* neben dem Knäuelgras *(Dactylis glomerata)* vor allem den Wiesenfuchsschwanz *(Alopecurus pratensis)*. Bei diesem Käfer untersuchte ich die Mundteile und ihre Tätigkeit bei der Aufnahme des Windpollens.

© Urban & Fischer GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

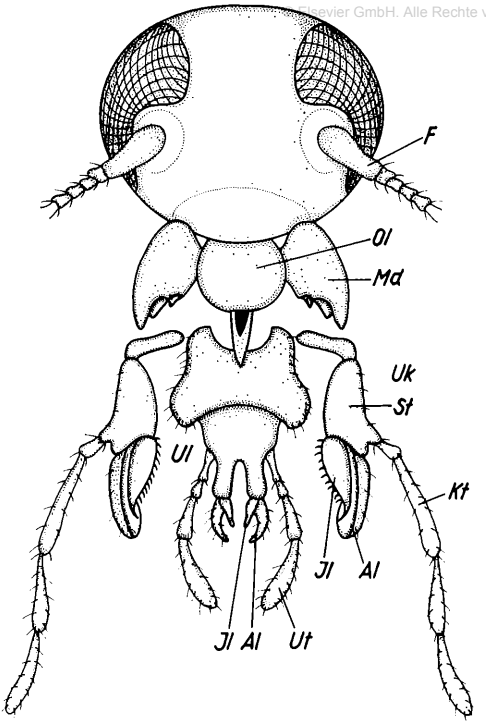


Bild 1: Die Mundteile der Küchenschabe gelten bei den Zoologen als Musterbeispiel kauender Mundwerkzeuge. *Md* Oberkiefer (Mandibeln), *Uk* Unterkiefer (Maxillen), *Ul* Unterlippe (Labium), *St* Stamm, *Kt* Kiefertaster, *Al* Außenlade, *Il* Innenlade, *Ut* Unterlippentaster, *Ol* Oberlippe (Labrum), *F* Fühler.

Die Zipfelkäfer besitzen kauende Mundwerkzeuge. Sie sind, wie bei allen Insekten des kauenden Typs, paarig (Bild 1). Kauende Insektenmundwerkzeuge bestehen aus Oberkiefern (Mandibeln), Unterkiefern (Maxillen) und der Unterlippe (Labium), die ursprünglich paarig angelegt wird, aber im Laufe der Embryonalentwicklung zu einem einheitlichen, symmetrischen Gebilde verschmilzt. Am Unterkiefer lassen sich mehrere Abschnitte unterscheiden. Der Stamm trägt den mehrgliedrigen Kiefertaster und zwei Kauladen, nämlich die Außenlade (Galea) und die Innenlade (Lacinia). Auch von der Unterlippe entspringen zwei Lippentaster. Die Oberkiefer (Mandibeln) werden schließlich von der unpaaren Oberlippe (Labium) überdacht, die nicht zu den eigentlichen Mundwerkzeugen gehört, sondern einen Teil der Kopfkapsel darstellt.

Auch bei *Malachius bipustulatus* sind die beiden Oberkiefer harte Chitingebilde, die übrigen Mundwerkzeuge aber weichhäutig. In ganz bestimmtem Bewegungsrhythmus wirken alle diese Teile zusammen, um die Nahrung (Blütenstaub von Gräsern) einzukehren und zu zerkneten.

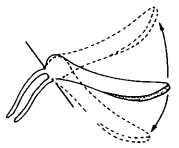
Überraschend war die Entdeckung besonders gestalteter Borsten, wie man sie von den Mundteilen der Insekten bisher noch nicht kannte. Sie kehren den Blütenstaub der Fraßpflanzen ein, damit er dann von den Mandibeln zerknetet werden kann. So findet man auf der Innenlade des Unterkiefers und den Seitenflächen der Unterlippe einen völlig neuartigen Borstentyp: Mit einem S-förmigen Basalabschnitt setzen diese Borsten gelenkig im Chitin der Mundteile an; der freie Teil ist löffelförmig ausgebildet, weshalb wir dieses wichtige Element der Mundwerkzeuge „Löffelborsten" nennen (Bild 2, 4, 6, 7).

Ebenso wichtig für die Nahrungsaufnahme der Zipfelkäfer sind die auf der Außenlade des Unterkiefers stehenden Trompetenborsten, die ihren Namen der trompetenartigen Verbreiterung ihres Spitzenabschnittes verdanken (Bild 3, 4, 5, 6). Diese Trompetenborsten sind es auch, die es den Malachiiden ermöglichen, den glatten und mehligen Blütenstaub von Gräsern zu bewältigen (Bild 5, 6, 7). Der Blütenstaub insektenblütiger Pflanzen ist klebrig und kann daher von besonders strukturierten Borsten, wie sie z.B. Bienen besitzen, leicht festgehalten werden. Der Blütenstaub unserer Gräser ist dagegen trocken und glatt; Insekten können ihn nur schwer festhalten und einsammeln. Spuren von leicht verharzenden, öligen Stoffen finden sich allerdings auch an Gräserpollen („Kittstoffreste").Auch dem Blütenstaub der Hauptfraßpflanzen unseres *Malachius bipustulatus* haften solche klebstoffartigen Substanzen an. Sie und die glatte Form der Pollenkörner ermöglichen es den Trompetenborsten, als Pollensammler in Funktion zu treten. Ihre vertieften Endflächen schmiegen sich den Blütenstaubkörnern an, und die Kittstoffreste (auch durch Wasser oder Speichel ersetzbar) wirken als adhäsionsfördernde Kontaktflüssigkeit.

Beobachtungen am lebenden Tier und an naturgetreu konstruierten Modellen führten zu folgenden Ergebnissen:

▶
Bild 3: Trompetenborste mit verbreiterter und vertiefter Endplatte.

▼
Bild 2: Löffelborste. Die Borste ist mit einem besonderen Basalkörper gelenkig im Chitin befestigt. Die Pfeile und die gestrichelten Umrisse deuten die Bewegungsmöglichkeiten der Borsten an.



GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

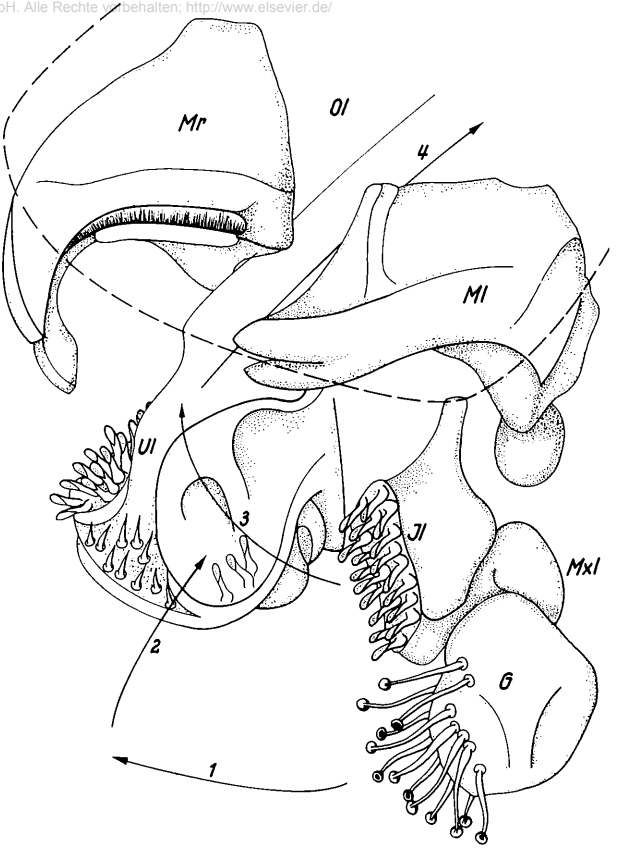


Bild 4: So verwirrend die Mundwerkzeuge des Zipfelkäfers *Malachius bipustulatus* beim ersten Blick aussehen mögen: Die vielen Einzelteile arbeiten bei der Nahrungsaufnahme in fein abgestimmter Ordnung zusammen. Zeichnung nach einem maßstabgerechten Tonmodell (250 : 1). *Ol* Oberlippe (Labrum) — gestrichelt; *Mr* und *Ml* rechter und linker Oberkiefer (Mandibeln); *Mxl* linker Unterkiefer (Maxille) — rechter nicht gezeichnet; G Außenlade (Galea); *Il* Innenlade (Lacinia); *Ul* Unterlippe (Labium) — links Löffelborsten nur angedeutet; Kiefer- und Lippentaster (Palpen) nicht gezeichnet. *(1)* Tupf- und Raffbewegung. *(2)* Rückziehen der Außenlade in Kontakt mit seitlichen Labiumflächen. *(3)* Weitertransport des Blütenstaubes durch Innenlade in Praeoralhöhle. *(4)* Transport durch Spiel der Mandibeln sowie Ober- und Unterlippe.

Zum Aufnehmen des Blütenstaubes senkt *Malachius bipustulatus* den Kopf, bis die Kiefer- und Lippentaster (Palpen) die Nahrung berühren können. Dann werden die Außenladen der Unterkiefer so weit wie möglich vorgestreckt, wobei sich die beiden Unterkiefer gleichzeitig parallel vorbewegen. Die Außenlade erreicht mit ihren Trompetenborsten den Pollen. Wie mit einem Pinsel, den man in Mehl taucht, wird (oft 2—3mal) getupft, wonach die mit Pollen behafteten Laden zurückgezogen werden (Bild 4, 5): Sie führen in gestreckter Stellung eine Raffbewegung zur Mitte hin aus (Bild 4), treffen sich auf der Mittellinie und führen ihre Rückbewegung in der Richtung nach hinten. So schaffen die Laden den an ihren Trompetenborsten haftenden Blütenstaub gemeinsam bis vor die Unterlippe, wonach sie seitlich, in inniger Berührung mit den Löffelborstenfeldern der Unterlippe, an dieser vorbeigleiten. Dabei streifen die mit Blütenstaub behafteten Trompetenborsten durch die Löffelborstenfelder (Bild 6). Die vorher der Unterlippe anliegenden Löffelborsten werden dadurch in ihren Gelenken aufgestellt und streifen mit ihren nach innen gerichteten Löffelseiten wie eine steife Bürste den Blütenstaub vom Unterkiefer (Bild 4). Der nunmehr zwischen den Löffelborsten der Unterlippe befindliche Blütenstaub wird durch die Kehrwirkung der ebenfalls mit Löffelborsten besetzten Innenladen der Unterkiefer zwischen die Mandibeln geschoben: Beim erneuten Vorwärtsgleiten des ganzen Unterkiefers bewegen sich dessen Innenladen, sich seitlich abspreizend und etwas drehend, von schräg unten nach oben über die seitlichen Flächen der Unterlippe (Bild 4). Ihre Löffelborsten sind dabei in Bewegungsrichtung gestellt und streifen den Blütenstaub von den Löffelborstenfeldern der Unterlippe, deren Löffelborsten niedergeklappt werden und den festgehaltenen Pollen freigeben (Bild 7). Die abgespreizten „Löffel" der Innenladen kehren nun den Blütenstaub zwischen die vorderen Abschnitte der schmalen Kauflächen (Molarflächen) der Mandibeln in die vordere Mundhöhle (Präoralhöhle), so daß die Nahrung in einem „höheren Stockwerk" in den Wirkungsbereich der Mandibeln gelangt.

Damit ist der Blütenstaub „eingekehrt", die Nahrung wird in der Folge zwischen den Mandibeln verknetet und gleichzeitig

© Elsevier – Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de

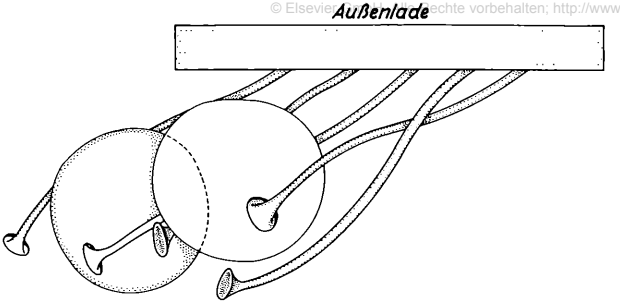


Bild 5: Trompetenborsten tupfen Pollenkörner auf. Die Borsten sitzen auf der Außenlade des Unterkiefers. Zeichnung halbschematisch.

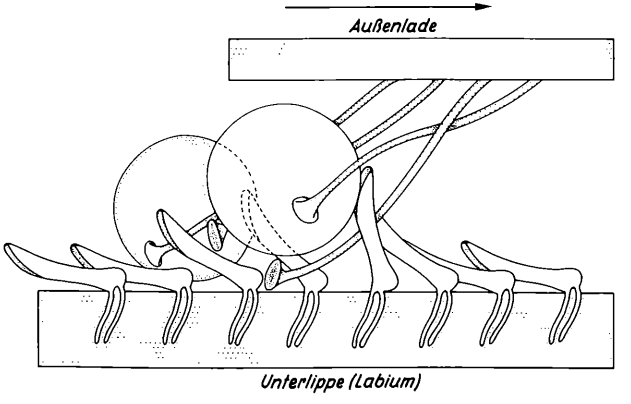


Bild 6: Die Pollenkörner werden abgestreift. Die Trompetenborsten werden durch die Löffelborstenreihen der Unterlippe gezogen (Pfeil!); die Löffelborsten stellen sich beim Durchgleiten auf und streifen den Pollen von den Trompetenborsten ab; danach schnellen sie in die Ausgangslage zurück und geben den Pollen für den Weitertransport frei.

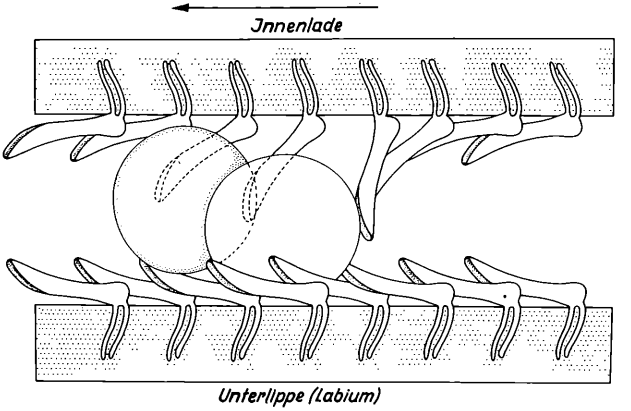


Bild 7: Die Löffelborsten befördern den Pollen weiter. Die Löffelborsten der Innenlade gleiten durch die Löffelborstenreihen der Unterlippe und streifen dort den Pollen ab. Die Löffelborsten der Innenlade stellen sich auf, die der Unterlippe dagegen legen sich an; danach schnellen die Innenladen-Löffelborsten in die Ausgangslage zurück (Pfeil=Bewegungsrichtung der Innenlade).

durch das Spiel der sich in besonderer Weise gegeneinander bewegenden Mandibeln sowie durch synchrone Rückbewegungen von Ober- und Unterlippe bis zum Schlund weitertransportiert.

Wenn auch die Mundwerkzeuge der Käfer im allgemeinen recht gleichförmig gebaut sind, und nur wenige Arten starke Abwandlungen zeigen, so lassen sich doch bei eingehender und detaillierter Untersuchung sicher eine Fülle spezialisierter Anpassungen an den Nahrungserwerb entdecken, ganz davon abgesehen, daß man bisher kaum versucht hat, den ganzen Funktionskomplex „Nahrungsaufnahme" zu erfassen und darzustellen.

Literaturhinweis:

MATTHES, D. (1964): Die Reizorgane der männlichen Zipfelkäfer — Mikrokosmos 53, 103—111.

Verfasser: Eberhard Schicha, Zoologisches Institut der Universität Erlangen-Nürnberg, Erlangen, Universitätsstr. 19.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de
FRIEDER SAUER

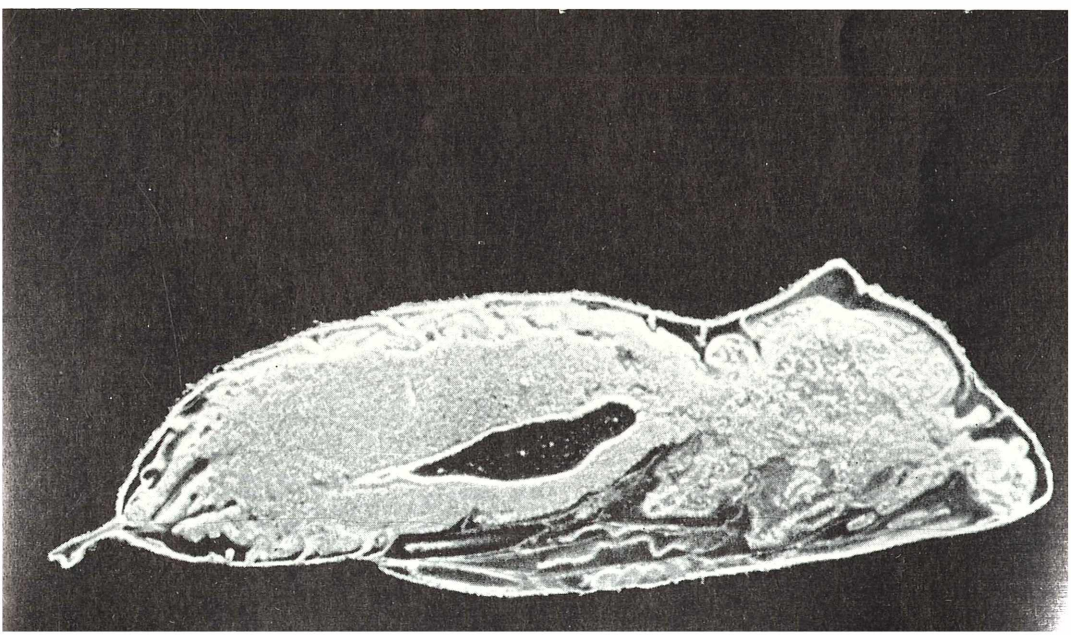
Die Gefrierätztechnik in der Makrofotografie

In Mikrokosmos 54, S. 128, Heft 4, 1965, ist eine prachtvolle Aufnahme einer sich teilenden Hefezelle abgebildet, die damals die Bewunderung aller Mikroskopiker erregte. Die Zelle war mit der neuen Technik der Gefrierätzung präpariert und unter dem Elektronenmikroskop aufgenommen worden. Viele mögen damals bedauert haben, daß diese elegante Technik nur dem Elektronenmikroskopiker zur Verfügung steht.

Frieder Sauer zeigt, daß die Gefrierätzung auch in einem ganz anderen Größenbereich zu schönen Resultaten führt. Bei der Fotografie im Lupenbereich bedarf es zur Gefriertrocknung keiner großen Apparatur: Ein Kühlschrank genügt!

Die Gefrierätzfixation wurde 1959 von H. Moor als elektronenmikroskopische Präparationsmethode eingeführt. Er kühlte die Gewebsprobe so rasch ab, daß das in ihr enthaltene Wasser glasig erstarrte, schnitt sie an und ließ einige hundert Moleküllagen Wasser absublimieren. Je nach Wassergehalt des Gewebes entstand dabei eine Reliefstruktur, von der ein Hüllenabdruck genommen wurde. Der Abdruck wurde durch Schrägbedampfen mit Schwermetallen kontrastiert und elektronenmikroskopisch abgebildet. Nach dem Auftauen kehrte ein Teil der Zellen zum normalen Leben zurück und bewies damit, daß die Gefrierätztechnik ein durch keinerlei Fixationsartefakte verändertes Gewebe der Beobachtung zugänglich macht.

Bild 1: Puppe des Tagpfauenauges am Tag nach der Verpuppung. In der Brust sind keine Strukturen sichtbar, der Hinterleib ist mit Fettkörper angefüllt, der Darm ist sackförmig und stark gefüllt, unter den Segmenten des Rückens liegen Muskelsegmente. (Alle Aufnahmen auf Agfacolorfilm, der eine reiche farbliche Differenzierung sichtbar macht.)



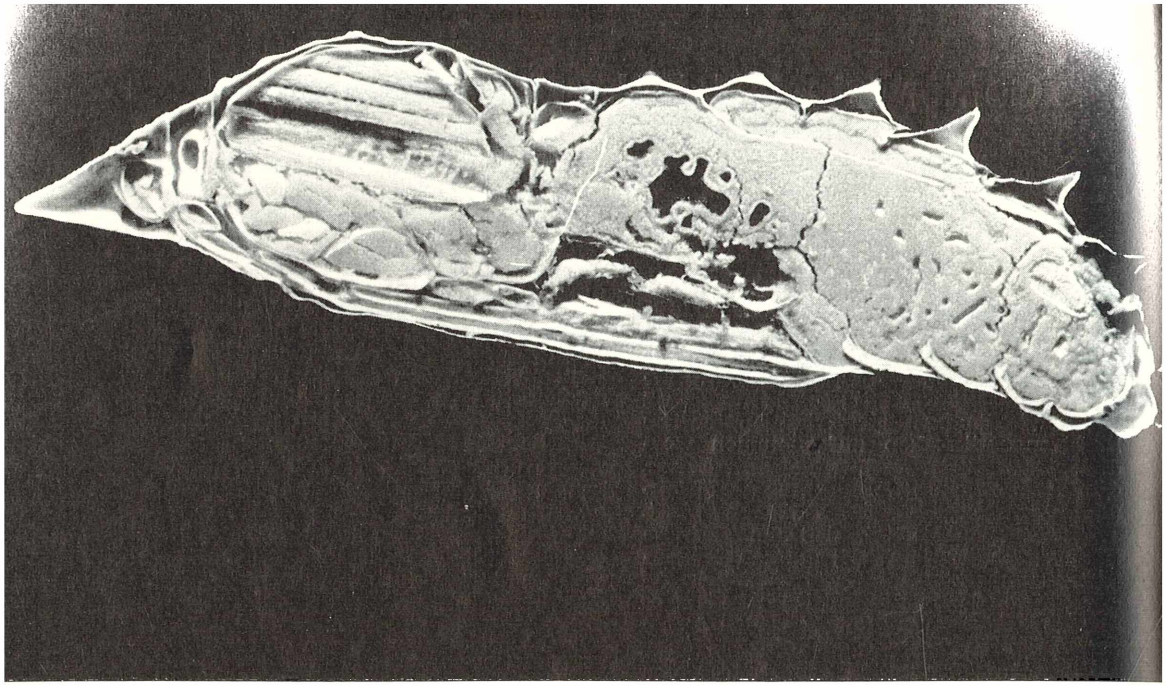


Bild 2: Nach drei Vierteln der Verwandlungsdauer ist die Brust bereits mit Flugmuskulatur angefüllt, das Auge ist vorhanden, der Wassergehalt dieser Organe ist noch sehr hoch. Der Fettkörper ist von einem Kanalsystem durchzogen, das sich zu Beginn der Puppenruhe ausbildet und zu ihrem Ende wieder verschwindet. Die Hinterleibsmuskulatur ist erhalten geblieben, der Darm noch gefüllt und stark deformiert.

In der Makrofotografie ist die Gefrierätzung sehr viel einfacher, da hier ein mikrokristallines Gefüge im Eis nicht stört. Man darf daher langsam abkühlen. Außerdem kann man im Auflicht beobachten und braucht daher keinen Hüllenabdruck.

Ich habe mit der Gefrierätzung die Umwandlungen in der Puppe des Tagpfauenauges *(Inachis io)* fotografiert. Dazu wurden Raupen vom Tag des Abkriechens an und Puppen in verschiedenem Reifegrad im Tiefkühlfach eines Kühlschranks in eventuell gefärbte Eis- oder Paraffinblöcke eingefroren, deren Form ich aus Aluminiumfolie faltete. Die gut durchgefrorenen Blöcke wurden nun in normaler Gefriermikrotomtechnik angeschnitten * und in das Tiefkühlfach zurückgebracht, wo sich im Laufe von Stunden und Tagen das Gewebeprofil heraushob. Es wurde dann im streifenden Licht des Elektronenblitzes rasch fotografiert, ohne Gelegenheit zum Auftauen zu bekommen, durch das die Proben zerstört würden. Die Proben durchlaufen während der Trockenzeit, die erst nach Wochen beendet ist, ein Stadium der besten Wiedergabemöglichkeit, später treten Verkrümmungen und Zerreißungen auf, die den Vorteil der Gefrierätzung, keinerlei Schrumpfung oder Lageveränderungen von Gewebsteilen zu erzeugen, hinfällig machen.

Die Methode dürfte überall da interessante Ergebnisse zeigen, wo das Material schneidbar ist und die Gewebe unterschiedlich viel Wasser enthalten. Auch an Planarien habe ich sie mit Erfolg erprobt.

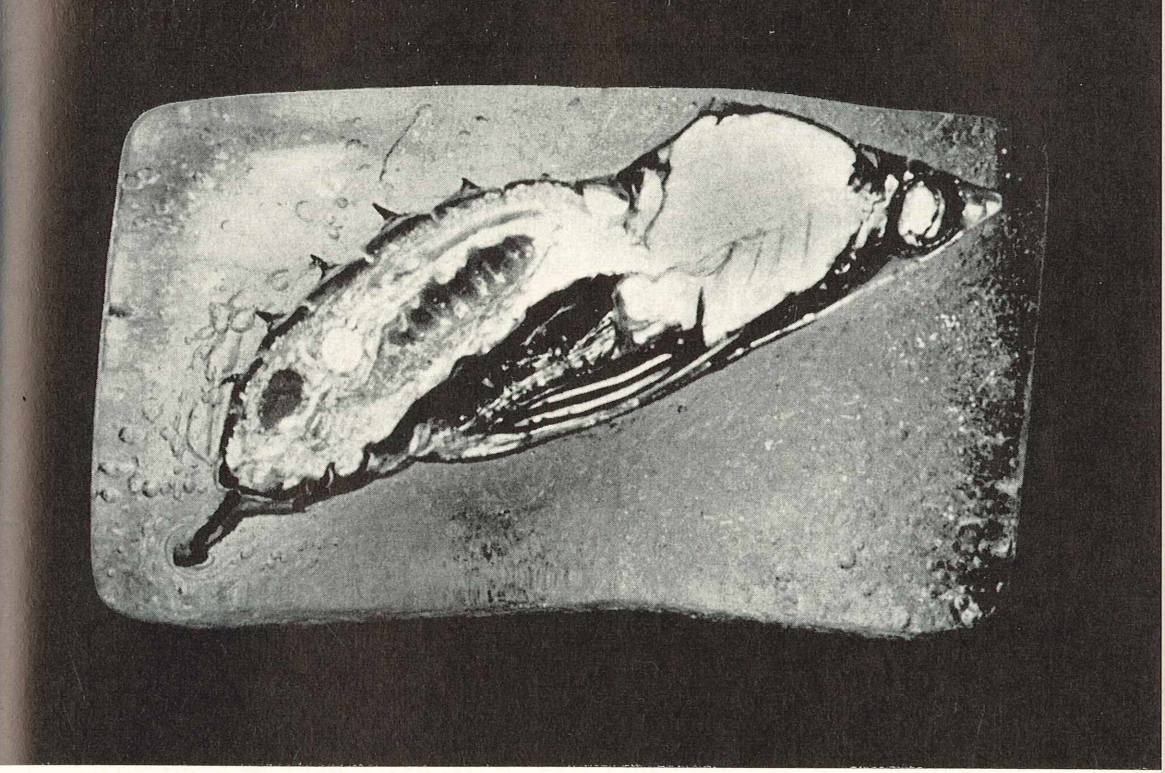
Verfasser: F. Sauer, Physiologisch-Chemisches Institut der Universität München, 8 München, Goethestr. 33

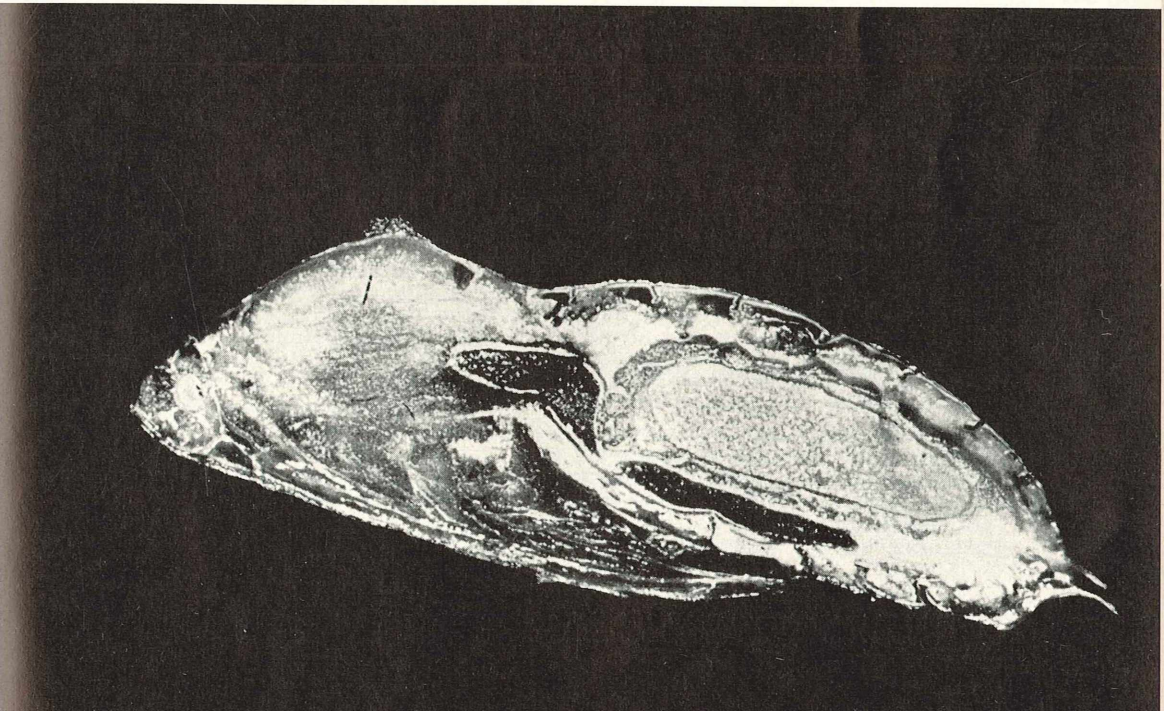
* Einigermaßen geübte Mikroskopiker müßten solche Blöcke auch ohne Gefriermikrotom mit einem kräftigen, sehr scharfen Skalpell schneiden können.

▶

Bild 3: Am Tag des Ausschlüpfens ist die Flugmuskulatur sehr dicht geworden, der Darm in seinem vorderen Teil durch Spangen segmentiert (er ist von Blätterkost auf Nektar umgestellt worden). Sein hinteres Ende ist noch gefüllt. Im stark verkleinerten Fettkörper ist der neu entstandene Hoden angeschnitten.

Bild 4: Eine von Schlupfwespen (Ichneumoniden) parasitierte Puppe am Tag nach der Verpuppung. Die Larve des Parasiten liegt im kaum ausgebildeten Fettkörper und klemmt den Darm ab. Ihr Darm ist prall gefüllt, der Farbe nach zu urteilen nicht mit Fett, sondern mit Hämolymphe.





© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/
FRANZ MIHELČIČ

Bärtierchen

III. Vermehrung, Verbreitung, Bestimmung *

1. Vermehrung der Bärtierchen

Tardigraden vermehren sich durch Eier, also geschlechtlich. Diese werden teils frei, teils in der abgestreiften Kutikula zur Zeit der Häutung abgelegt. Dabei legen die Scutechinisciden ihre Eier stets in die abgestreifte Kutikula; bei den Macrobiotiden legen einige Arten ihre Eier frei ab, andere legen sie in die Kutikula.

Eier, die in die abgestreifte Kutikula abgelegt werden, haben eine glatte Oberfläche; die frei abgelegten dagegen sind größtenteils mit verschieden geformten Auswüchsen versehen. Es gibt aber auch (bisher) eine Art, die glatte Eier frei legt (*Hypsibius antarcticus*). Eier ohne Auswüchse legen fast alle Arten der Gattungen *Hypsibius* und *Milnesium*, dann die Gattungen *Parechiniscus, Echiniscus, Pseudechiniscus*. Eier mit Auswüchsen legen fast alle *Macrobiotus*-Arten (ausgenommen die oben angeführte) und einige Arten aus der Gattung *Hypsibius*.

Die Form der Eierauswüchse ist ein wichtiges Artenmerkmal und ist zur Bestimmung mancher Arten (so bei vielen *Macrobiotus*-Arten) unbedingt notwendig. Einige Eierauswüchse bringt Tafel I.

Die jungen Tiere der Familie *Macrobiotidae* sind im allgemeinen den erwachsenen Tieren ähnlich; sie unterscheiden sich von ihnen in der Größe und in der unvollkommenen Ausbildung der Geschlechtsmerkmale. Auch sind die Makroplakoiden noch nicht vollständig ausgebildet.

Während des Wachstums streifen die Tierchen öfters ihre alte Kutikula ab: sie häuten sich. Dabei entfernen sie die kutikularen Bildungen verschiedener Körperteile: Die Mundteile, Teile des Vorderdarms, der Mundhöhle (die Wand), die Stilette, die Stilettträger, die Schlundkopfauskleidung, die Aussteifung und den Innenbelag des Ösophagus („Speiseröhre"), die Krallen und die Auskleidung des Enddarmes.

Zur Zeit der Häutung nehmen die Tiere keine Nahrung auf. Die ganze Häutung dauert 3 bis 9 Tage.

Die neuen Teile (Mundteile, Krallen usw.) werden durch die Tätigkeit besonderer Drüsen gebildet (Mund- und Krallendrüsen).

Bei Scutechinisciden mit seitlichen und rückenseitigen Körperanhängen wird die Zahl der Anhänge nach jeder Häutung größer.

Aber nicht nur durch Wachstum kommt es zur Häutung; es sind auch andere Ursachen bekannt, so z. B. Häutung als Antwort auf Schädigung, bei hungernden Tieren usw.

2. Verbreitung der Bärtierchen

Tardigraden sind überall zu finden. Es gibt aber Gegenden der Erde, aus denen sie bisher nicht gemeldet wurden. Unsere Kenntnisse über ihre Verbreitung sind eben noch zu lückenhaft; stellenweise hat man wohl auch nach Tardigraden noch gar nicht gesucht. Bisher wurden fast ausschließlich die Moose als Tardigradenlebensstätte untersucht. Wo Moose spärlich oder gar nicht zu finden waren, schloß man, es gäbe dort keine Tardigraden.

Bärtierchen kommen im Wasser (Süß- und Salzwasser) und auf dem Lande vor. Sie leben in Moosen, Flechten, in der Streu, in Polster- und Rosettenpflanzen, in Grasrasen und im Boden. Damit die Tardigraden in irgendeinem der oben aufgezählten Substrate vorkommen, dieses also zur Tardigradenlebensstätte werden kann, müssen einige Voraussetzungen erfüllt sein:

a. Es muß ein Substrat sein, das Lückensysteme ausbildet.
b. Es muß entsprechende Feuchtigkeit gesichert sein.
c. Es muß genügende Durchlüftung, also

*) Teil I ist in Mikrokosmos 53, 267, H. 9, 1964, erschienen, Teil II in Mikrokosmos 53, 375, H. 12, 1964.

© Biologiezentrum Linz/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Versorgung mit Sauerstoff gewährleistet sein

d. Es muß entsprechende Nahrung vorliegen.

Als Transportmittel kommen vor allem der Wind, das Regenwasser, das Schmelzwasser bei der Schneeschmelze, verschiedene Tiere (Vögel, Schnecken, Tausendfüßer, Milben usw.) in Frage. Aber auch der Mensch kann mit Moos, Flechten und Streu Tardigraden von einem Ort zum anderen übertragen.

3. Sammeln und Untersuchen der Tardigraden

Wassertardigraden können wir, wenn es sich um die im Sande lebenden Arten handelt, zugleich mit dem Sande vom Boden ausschöpfen oder sie mit einer Pipette herausfischen. Man gräbt zuerst eine Mulde im Sande und schöpft das angesammelte Wasser samt dem Sande ab. Die auf Wasserpflanzen lebenden Tardigraden (Algen, Moose, höhere Pflanzen) gewinnen wir, indem wir die Pflanzenteile pflücken und sie in einem Gefäß auswaschen. Tardigraden auf untergetauchten Stengeln, Steinen, Baumstrünken, Ästen usw. schaben wir zugleich mit dem Überzug dieser Teile ab.

Am besten untersucht man die Wassertardigraden sofort nach der Entnahme; wenn das nicht möglich ist, fixieren wir sie mit Formalin (5 bis 10%).

Die in Moosen, Flechten usw. lebenden Tardigraden gewinnen wir, indem wir die entsprechenden Pflanzen von der Unterlage lösen und sie in Papiersäckchen aufbewahren. Zu sammeln sind trockene Pflanzen. Sie dürfen nicht geschüttelt werden, weil die Tardigraden im trockenen Zustande leicht herausfallen. Plastiksäckchen sind ungeeignet, weil das feuchte Substrat nicht trocknet, sondern zu schimmeln beginnt.

Nasse Moose müssen wir leicht in Papier einfassen, nicht ausdrücken. Landmoose läßt man dann langsam austrocknen; sie können danach längere Zeit auf die Verarbeitung warten. Handelt es sich aber um Wasserpflanzen, empfiehlt es sich, sie sofort zu untersuchen. Andernfalls müssen wir die nassen Pflanzen ausdrücken und das so gewonnene Wasser mit neutralisiertem Formalin mischen (siehe oben).

Die Menge der zur Untersuchung entnommenen Moose, Flechten usw. soll nicht zu klein sein. Ich entnehme jedesmal ein handtellerbreites Stück des Materials, das ich untersuchen will. Jede Probe soll genau beschriftet werden. Anzuführen sind Fundort und Lebensbedingungen (trocken, feucht, sonnig, schattig, auf dem Boden, auf Baumstrunk, auf Stein, Mauer, Baum, Fels usw.).

Auch bei Fallaub, das wir auf Bärtierchen untersuchen wollen, nehmen wir eine tüchtige Portion mit. Fallaub kommt als Lebensstätte für Tardigraden erst im Frühjahr nach dem Laubfall in Betracht. Im Winter wurde es gut durchfeuchtet und auch schon von verschiedenen Tieren angegriffen, vor allem aber so zusammengepreßt, daß zwischen einzelnen Teilen Hohlraumsysteme entstanden sind, in denen sich das Wasser als Tropfen, Häutchen oder Säulchen sammeln kann. Dazu haben sich auch schon verschiedene Pflanzen, die den Tardigraden als Nahrung dienen, angesiedelt (Algen, Pilze, Bakterien usw.).

Bei Bodenproben müssen wir das Substrat gut verdünnen. Es ist gut, wenn wir zuerst mit der binokularen Lupe nach Tardigraden suchen und sie nachher auf den Objektträger bringen.

Zur Untersuchung entnehmen wir die Bärtierchen mit einer Pipette aus dem Wasser, in dem wir Moose, Flechten, Streu oder Boden ausgewaschen haben. Wir bringen sie auf den Objektträger und versuchen zuerst, das lebende Tier zu beobachten. Wichtig ist, bevor wir das Tier töten oder es mit Milchsäure durchsichtig machen, besonders die Form und Lage der Stilette, der Augen usw. festzustellen und zu notieren. Dazu eignen sich auch die fixierten Tiere im Formalin (im Alkohol werden sie undurchsichtig). Milchsäure und verschiedene Präpariermittel lassen nämlich die Stilette und die Augen verschwinden.

Dauerpräparate stellen wir her, indem wir die Tierchen zuerst im destillierten Wasser gut auswaschen (sonst entstehen im Präpariermittel Kristalle), auf den Objektträger einen genügend großen Tropfen der Faureschen Lösung geben, das Tierchen in den Tropfen übertragen und mit einem Deckglas abdecken.

Das Züchten von Tardigraden ist schwierig. Meistens begnügt man sich mit Uhrglasschälchen, in die man in genügender Menge Wasser und einige Moosblätter gibt. Dann wird das Gläschen mit einem zweiten (umgekehrten) zugedeckt. Es ist angebracht, auf den Boden der Gläschen ein wenig Detritus (z. B. feinen Sand) zu geben, damit die Tiere sich leichter bewegen können. Die Temperatur soll 10° C nicht übersteigen.

4. Das System der Tardigraden und ihre Bestimmung

Die Stellung der Tardigraden im System der Tiere ist heute noch nicht sicher. Manche Forscher zählen sie zu den Gliederfüßern, andere zu den Würmern, dritte geben ihnen eine Mittelstellung und fassen sie in einer eigenen Gruppe zusammen (wie z. B. Ramazzotti 1962).

Die Gliederung der Tardigraden sieht dann folgendermaßen aus (nach dem Vorschlag Ramazzottis):

© Elsevier – Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Ordnung	Unterordnung	Familie	Gattung
I. Heterotardigrada	Arthrotardigrada	Halechiniscidae	*Halechiniscus* *Pleocola* *Actinarctus* *Tetrakentron* *Styraconyx* *Batyechiniscus*
		Batillipedidae	*Batillipes* *Orzeliscus*
		Stygarctidae	*Stygarctus*
		Oreellidae	*Oreella* *Echiniscoides* *Archechiniscus*
	Echiniscoidea	Echiniscidae	*Echiniscus* *Parechiniscus* *Pseudechiniscus* *Mopsechiniscus*
II. Mesotardigrada		Thermozodiidae	*Thermozodium*
III. Eutardigrada		Macrobiotidae	*Macrobiotus* *Haplomacrobiotus* *Hypsibius* *Itaquascon*
		Milnesiidae	*Milnesium*

Die Gattung *Echiniscus* hat vier Untergattungen, und zwar: *Echiniscus, Bryochoerus, Bryodelphax* und *Hypechiniscus.*

Die Gattung *Hypsibius* hat vier Untergattungen: *Hypsibius, Calohypsibius, Isohypsibius* und *Diphascon.*

Bestimmungsschlüssel der in Mitteleuropa lebenden Tardigraden

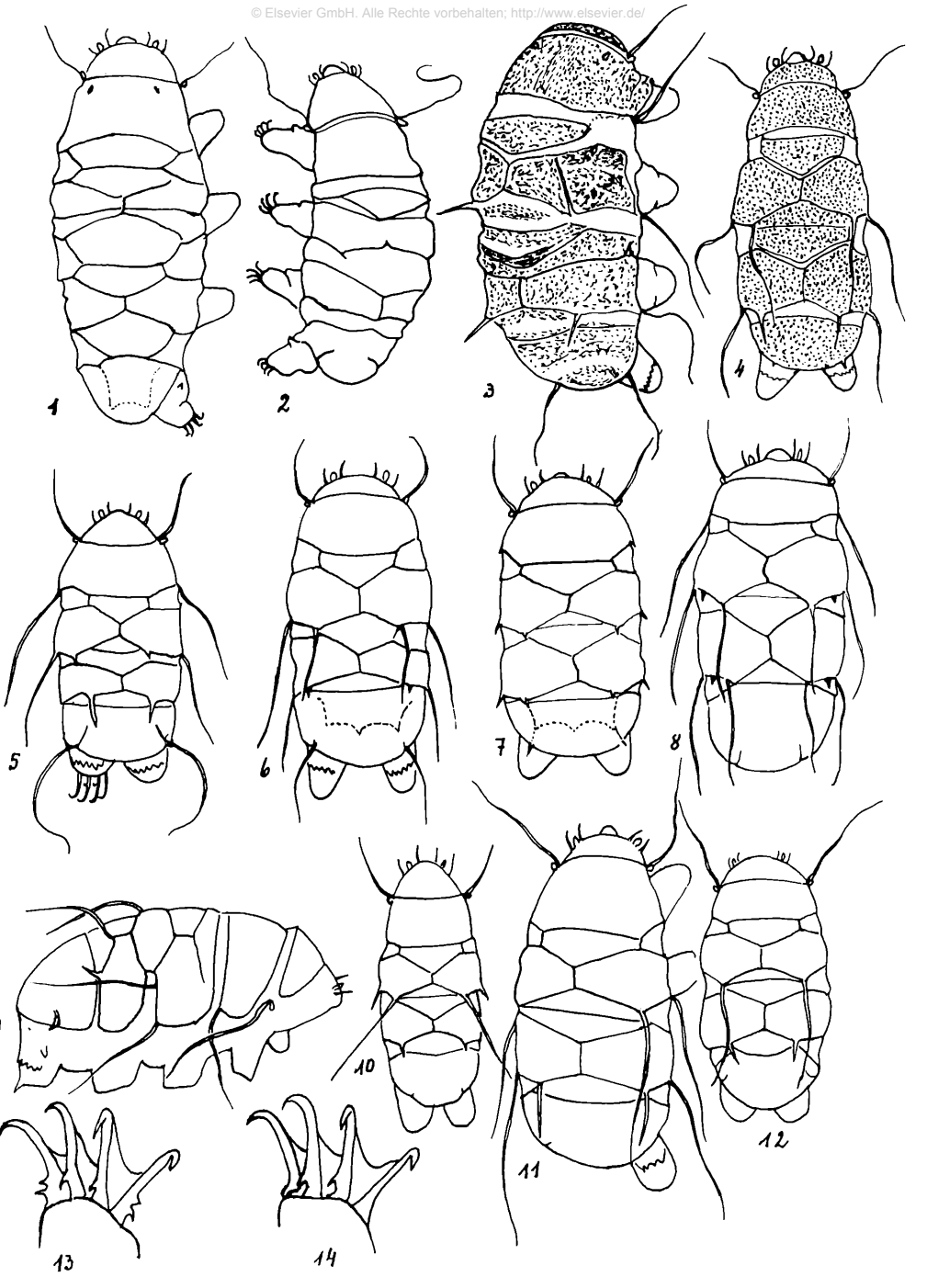
In diesem Bestimmungsschlüssel wird vor allem auf die in Moosen, Flechten, Streu, Boden und Süßwasser lebenden, häufigen und weit verbreiteten Tardigraden Rücksicht genommen. Wer sich genauer mit Tardigraden befassen will, dem wird spezielle Literatur empfohlen (Ramazzotti, Marcus, Miheličič).

I. Ordnung: Heterotardigrada

Am Kopfe Kopfanhänge (samt dem Cirrus A); im Schlundkopf sind die Plakoiden nicht voneinander getrennt; die Krallen sind bis zur Basis voneinander getrennt. Die Krallen auf kleinen Papillen, ohne Zehen; ohne Cirrus medialis; stets mit Dorsalpanzerung; einzelne Platten gut ausgebildet (außer bei *Parechiniscus);* mit 4 Krallen — 2. Familie: *Echiniscidae*

1. Rückenpanzerung ist im Hinterteil des Körpers stärker ausgeprägt und die einzelnen Platten sind schärfer umrissen als im Vorderteil; am 4. Beinpaar stets ohne Dornfalte — *Parechiniscus*
2. Rückenpanzerung auf der ganzen Rückenfläche gut ausgebildet; am 4. Beinpaar stets eine Dornfalte — 3
3. Rückenpanzerung besteht aus einer Kopfplatte, einer Schulterplatte, zwei paarigen Rumpfplatten (1. und 2. Rumpfplatte), drei unpaaren Zwischenplatten (dabei kann die 3. nur angedeutet sein oder gar fehlen) — *Echiniscus*

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



Tafel 1: Bärtierchen der Untergattungen *Bryodelphax* und *Echiniscus*. Erklärung in der Bestimmungstabelle.

Copyright © 1966 Elsevier Science Publishers B.V. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

a. die Zwischenplatten sind ungeteilt — Untergattung *Echiniscus s. str.*

b. die 1. und 2. Zwischenplatte quergeteilt — Untergattung *Bryodelphax*

Rückenpanzerung: neben Kopf-, Schulter- und zwei paarigen Rumpfplatten noch eine ungeteilte oder in der Mitte längsgeteilte Platte zwischen der 2. Rumpf- und der Endplatte — *Pseudechiniscus*

III. Ordnung: Eutardigrada

Der Kopf ist ohne Anhänge, wie wir sie bei Heterotardigrada kennen; höchstens sind Kopfpapillen vorhanden. Der Schlundkopf hat Makro- und oft auch Mikroplakoiden oder ist ohne solche. Die Doppelkrallen bestehen aus einem Haupt- und einem Nebenast.

1. Der Kopf hat keine Kopfanhänge oder Papillen; der Schlundkopf besitzt Makro- und oft auch Mikroplakoiden. Haupt- und Nebenast der Krallen sind basal oder höher verwachsen — *Macrobiotidae*
2. Der Kopf besitzt Kopfpapillen (6 + 2); der Schlundkopf ohne Makroplakoiden; bei beiden Doppelkrallen eines Beines ist der Hauptast vom Nebenast getrennt — *Milnesiidae*

In den folgenden Tabellen wollen wir uns mit einigen in Mitteleuropa verbreiteten Tardigraden bekannt machen. Im Bestimmungsschlüssel sind die auffälligen Merkmale angeführt.

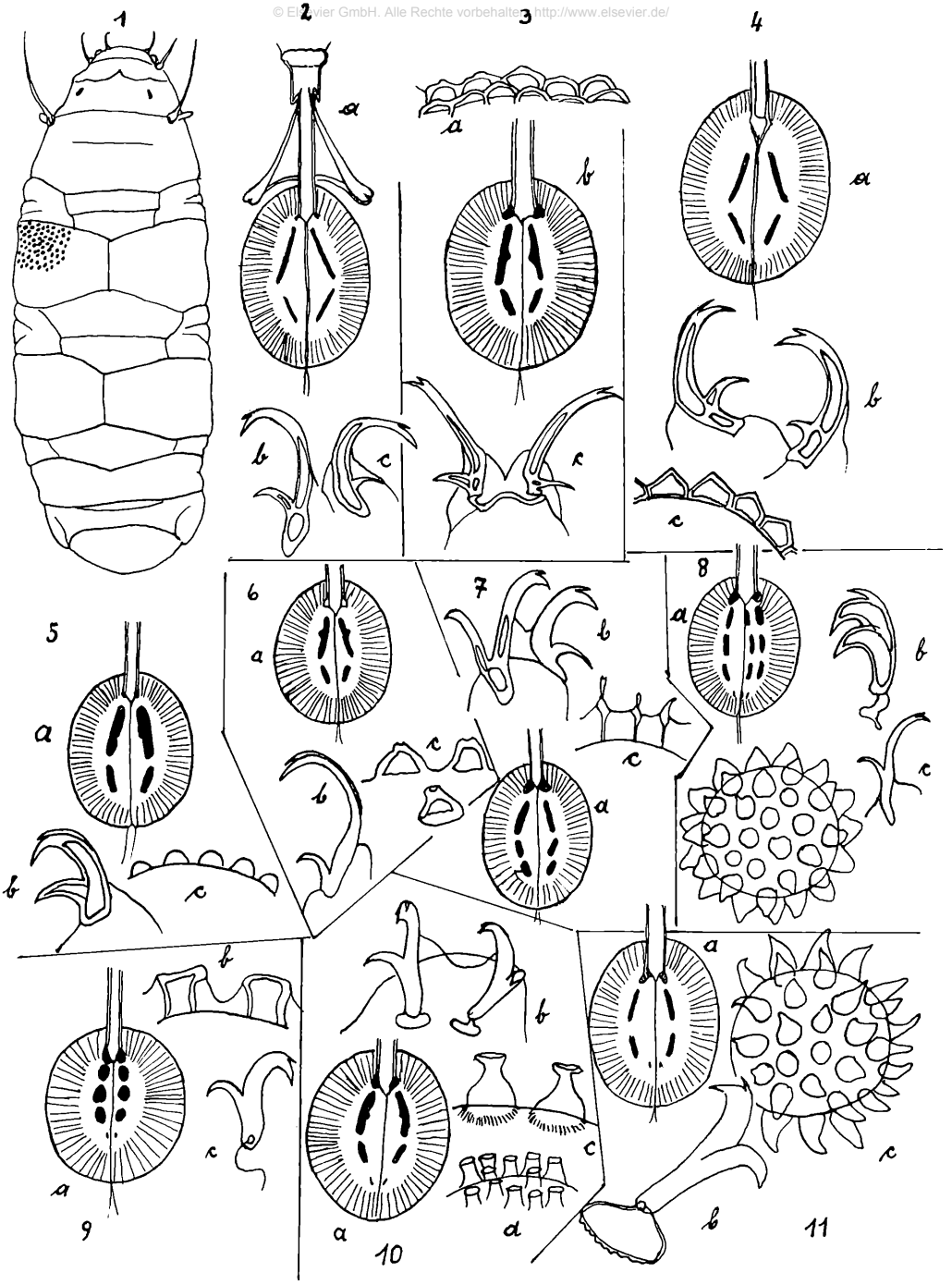
Untergattung Bryodelphax (Tafel I)

Am 4. Beinpaar keine Dornfalte — *E. (B.) parvulus* (Abb. 1)

Untergattung Echiniscus (Tafel I)

1. ohne jegliche Rückenanhänge, außer am Kopf; Cirrus A ist sehr lang. Skulptur aus Sechsecken — *E. (E.) wendti* (Abb. 2)
   mit Rückenanhängen — 2
2. der Körperanhang bei E ist ein langes Haar . — 3
   der Körperanhang bei E fehlt oder ist ein kurzer Dorn — 4
3. die Lateralanhänge bei C und D sind gleichlange Dorne — *E. (E.) quadrispinosus* (Abb. 3)
   die Lateralanhänge bei C und D fehlen — *E. (E.) testudo* (Abb. 5)
   der Lateralanhang C ist lang, D ist kurz — *E. (E.) merokensis* (Abb. 6)
4. die Lateralanhänge B, C, D und der dorsale D sind kurze Dornen — *E. (E.) spinulosus* (Abb. 7)
   die Lateralanhänge bei B, C und D sind lange Haare; die Skulptur besteht aus Polygonen, die einen Kreis umschließen — 5
5. die beiden dorsalen Anhänge bei C und D sind gleich lange, lange Dornen — *E. (E.) granulatus* (Abb. 4)
   einer von beiden Dornen ist lang (kann langer Dorn oder langes Haar sein), der andere ist ein kurzer Dorn — 6
6. neben B, C und D sind noch kurze Spitzchen — *E. (E.) spitzbergensis* (Abb. 8)
   solche Spitzchen fehlen — 7
7. die lateralen Anhänge bei B, C und D sind Haare, die dorsalen bei C sind ebenso Haare, die bei D Dornen; die Dornfalte mit 6 und mehr Zähnchen . . . . . — *E. (E.) blumi* (Abb. 9)
   die lateralen Anhänge bei B fehlen; die dorsalen bei C sind meist Haare, können aber auch Dornen sein, aber immer länger als die bei D; die bei D sind kurze Dornen. Die Dornfalte aus weniger als 5 Zähnchen — *E. (E.) trisetosus* (Abb. 11)
   es ist nur ein Paar lateraler Anhänge vorhanden (bei C oder D) — *E. (E.) bisetosus* (Abb. 10)

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



Tafel 2: Bärtierchen der Gattungen *Pseudechiniscus* und *Macrobiotus*. Erklärung in der Bestimmungstabelle.

es sind nur dorsale Anhänge und keine lateralen vorhanden — *E. (E.) canadensis* (Abb. 12)

Gattung Pseudechiniscus (Tafel II)

Bei uns ist nur eine Art weit verbreitet.

Cirrus bei A einfaches Haar; Skulptur feine Granulation; keine Lateralanhänge außer am Kopfe; der Körper ist schmal und lang; lang sind auch die Beine; die Innenkrallen mit kleinen Spitzchen — *Pseudechiniscus suillus* (Abb. 1)

Familie Macrobiotidae (Tafel II)

1. Beide Krallen (Doppelkrallen) eines Beines sind sich gleich in Größe und Form; beide Äste einer Doppelkralle sind ähnlich gebaut . . . . . — *Macrobiotus*
   beide Krallen (Doppelkrallen) eines Beines sind in Bau und Größe verschieden und asymmetrisch aufgesetzt. Im Schlundkopf stets Makroplakoiden — *Hypsibius*

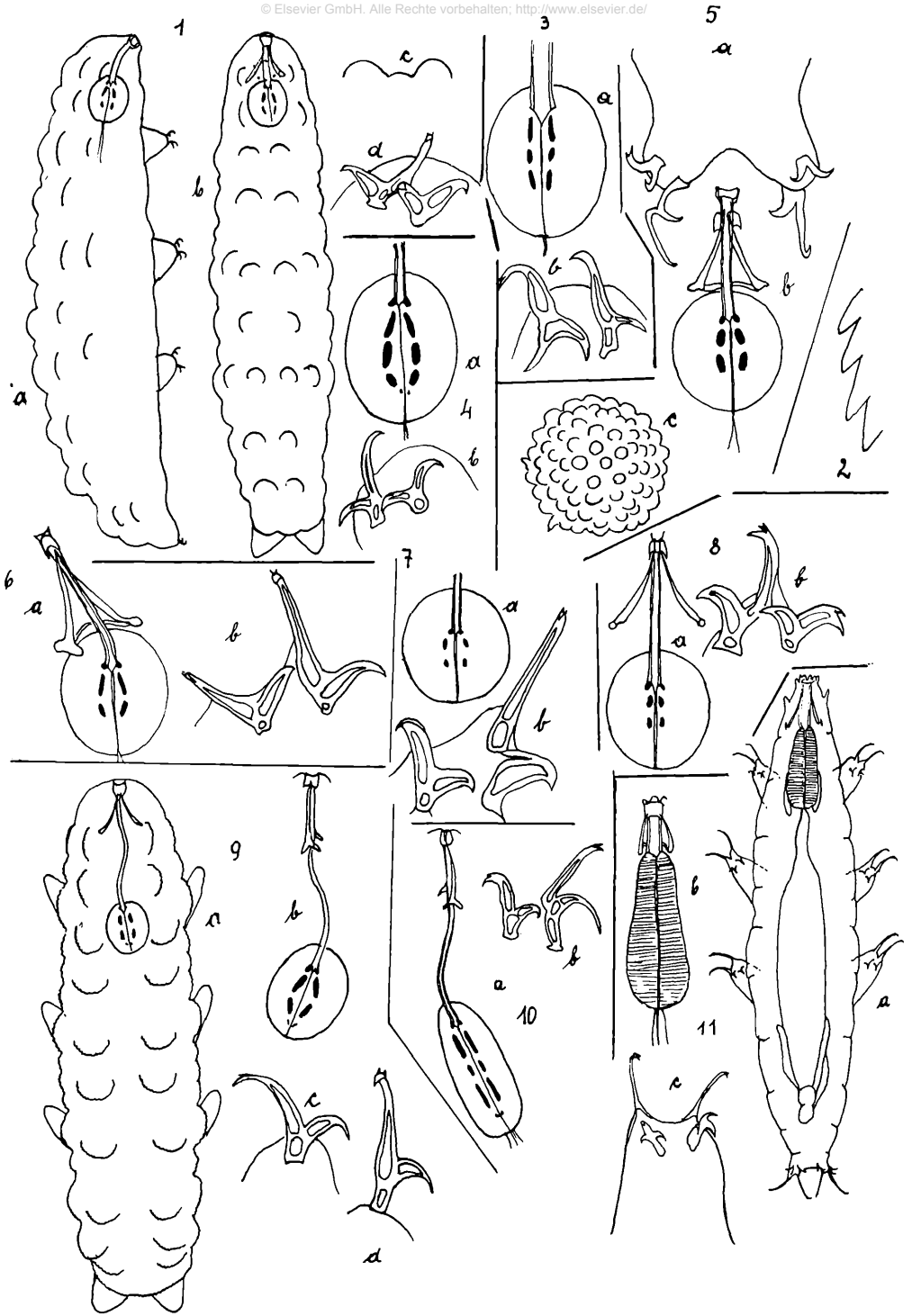
Gattung Macrobiotus (Tafel II)

1. Wasserformen . . . . . — 2
   Landformen (in Moosen, Flechten u.a.m.) — 8
2. der Hauptast jeder Doppelkralle merklich länger als der Nebenast . . . . . — 3
   der Hauptast nicht viel größer als der Nebenast — 7
3. Eier glatt, in die alte Kutikula abgelegt . . — *M. macronyx* (Abb. 2)
   Eier mit verschiedenförmigen Auswüchsen versehen; frei abgelegt — 4
4. die Auswüchse berühren sich basal . . — 5
   die Auswüchse berühren sich basal nicht — 6
5. Eier groß (120 μ), Krallen lang und schlank, der Hauptast dünn; Größe des Tieres fast 1 mm . . . . . — *M. ambiguus* (Abb. 3)
   Eier kleiner, die Krallen kürzer, der Hauptast dick und gebogen — *M. ampulaceus* (Abb. 4)
6. klein, Eiauswüchse stumpfe Kegel . . . — *M. ferdinandi* (Abb. 5)
   groß (bis 1 mm), manchmal mit 2 Zipfeln auf dem Rücken, zwischen Bein III und IV; Eiauswüchse kurze, gerundete Kegel — *M. dispar* (Abb. 6)
7. Eiauswüchse Stäbchen, die von einer hyalinen Zone umgeben sind; klein, mit 3 Makroplakoiden — *M. hastatus* (Abb. 7)
   Eiauswüchse anders — 8
8. mit 3 Makroplakoiden — 9
   mit 2 Makroplakoiden — 11
9. Makroplakoiden Stäbe . . . . . — 10
   Makroplakoiden Körner; klein, Eiauswüchse eierbecherförmig — *M. intermedius* (Abb. 10)
10. Eier mit Auswüchsen, die abgestutzte Kegel sind . — *M. richtersi* (Abb. 8)
    Eier mit zwiebelkuppelförmigen, auf ihrer Oberfläche punktierten, oder mit feinen Papillen versehenen, an der Basis sich berührenden Auswüchsen — *M. harmsworthi* (Abb. 9)
11. Eiauswüchse wie bei *M. intermedius;* das Tier groß (800 bis 1000 μ); das 1. Makroplakoid fast doppelt so lang wie das 2., sieht wie gebrochen aus; die Krallenäste einer Kralle fast in der Mitte vereinigt . . . . . — *M. hufelandi* (Abb. 11)
    Eiauswüchse denen bei *M. harmsworthi* ähnlich oder mit einer Spitze versehen; Makroplakoide dicke Stäbe; das 1. nicht gebrochen — *M. echinogenitus* (Abb. 12)

Gattung Hypsibius (Tafel III)

1. Mundröhre ist kurz, d. h. durch keine biegsame Schlundröhre verlängert, steif und kurz (halb so lang wie der Schlundkopf) — 2

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



Tafel 3: Bärtierchen der Gattungen *Hypsibius* und *Milnesium*, der Untergattungen *Calohypsibius*, *Isohypsibius*, *Hypsibius*, *Diphascon*.

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

Mundröhre ist durch eine biegsame Schlundröhre verlängert; sie ist so lang wie der Schlundkopf	Untergattung *Diphascon*
2. Krallen mit fest verwachsenen Krallenästen; der Basalteil ist nicht biegsam; klein . . . . . Krallen, bei denen der Hauptast biegsam mit dem Basalteil verbunden ist	*Calohypsibius* 3
3. die Basalkralle ist winkelig gebogen; d. h. die Nebenkralle bildet mit dem Basalteil einen rechten Winkel . der Nebenast verläuft im Bogen von der Basalkralle	*Isohypsibius* *Hypsibius*

Untergattung Calohypsibius (Tafel III)

1. Die Körperoberfläche mit zahlreichen Körnchen bedeckt, die frei stehen, d. h. sie vereinigen sich nicht in Gruppen es bilden sich größere Warzen; auch kleinere Plättchen	*C. ornatus* (Abb. 1) *C. verrucosus* (Abb. 2)

Untergattung Isohypsibius

1. Oberfläche des Körpers mit Buckeln Oberfläche des Körpers glatt	2 3
2. Buckel gerundet, 2 oder 3 Makroplakoiden	*H. (I.) tuberculatus* (Abb. 3)
Buckel mammillär, 2 bis 3 Makroplakoiden	*H. (I.) franzi* (Abb. 4)
3. mit 3 Makroplakoiden und Mikroplakoid; Schlundkopf oval; das 3. Makroplakoid etwas länger als das 1.	(Abb. 5) *H. (I.) prosostomus*
meist 2 stabförmige, selten körnerartige Makroplakoiden; kein Mikroplakoid; Mundröhre breit; das Tier ist groß; hat lange Beine	*H. (I.) augusti* (Abb. 6) (Süßwasser)

Untergattung Hypsibius (Tafel III)

1. Epidermis gefärbt (graubraun, rotbraun, violett); 2 körnerartige Makroplakoiden, ohne Mikroplakoid; der Hauptast der längeren Kralle dünn; der Basalteil derselben länger als die Nebenkralle	*H. (H.) oberhäuseri* (Abb. 7)
Epidermis farblos (hyalin)	2
2. Makroplakoiden gleich oder fast gleich lang Makroplakoiden verschieden lang	3 4
3. Schlundkopf oval, Makroplakoiden 2 dünne Stäbe; Mikroplakoid vorhanden; das Tier ist mittelgroß (300—500 μ); in feuchten oder nassen Standorten	*H. (H.) dujardini* (Abb. 8)
Makroplakoiden 2 breite Stäbe, an den Enden oft eckig; der Schlundkopf kurz-oval, fast kreisrund; mit großem Augenpigment; bei der großen Kralle sind der Basalteil und der Nebenast gleich lang	*H. (H.) pallidus* (Abb. 9)
4. Makroplakoiden sind 2 breite Stäbe, die an den Enden gerundet sind; der Schlundkopf ausgesprochen oval; Augenpigment vorhanden oder fehlt	*H. (H.) convergens* (Abb. 10)

Untergattung Diphascon (Tafel III)

1. Epidermis rauh und mit niedrigen, gerundeten Buckeln versehen; Schlundröhre länger als der Schlundkopf	*H. (D.) bullatus* (Abb. 11)
Epidermis glatt, ohne Buckel; ohne Augenpigment; der Schlundkopf länglich-oval (schmal), Schlundröhre (der biegsame Teil) so lang wie der Schlundkopf; Makroplakoiden verschieden lang (das 3. das längste)	(Abb. 12)

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

Familie Milnesiidae (Tafel III)
Gattung Milnesium

Merkmale der Familie; ohne Körperanhänge

Miln. tardigradum
(Abb. 13)

Literatur
Systematik und Bestimmungsschlüssel:
Marcus, E., 1936: Tardigrada, in: Das Tierreich, 66. Walter der Gruyter, Berlin und Leipzig.
Ramazzotti, G., 1962: Il Phylum Tardigrada, Mem. Ist. Ital., Idrob., Bd. 14. Pallanza.
Morphologie:
Marcus, E., 1929: Tardigrada, in: Bronn's Klassen und Ordnungen, 5. Leipzig.
Biologie und Ökologie:
Mihelcic, F., 1950: Zur Physiologie und Ökologie der Tardigraden, Arch. Zool. Ital., 35.
Mihelcic, F., 1954: Zur Ökologie der Tardigraden, Zool. Anz. 153.
Mihelcic, F., 1963: Können die Tardigraden im Boden leben? Pedobiologie.
Mihelcic, F.: Die Tardigraden in der Verrottung der Streu (im Druck).
Verfasser: Dr. F. Mihelčič, St. Johann im Walde, Post Lienz. Osttirol (Österreich)

NORBERT RIEDER

Anatomie einer Muschel

Feinbau der Kugelmuschel Musculium

Muscheln sind „niedere" Tiere, von ihrem Leben und Bau haben höchstens einige Feinschmecker, die gerne Austern essen, eine vage Vorstellung. In Wahrheit sind Muscheln, so träge sie nach außen hin wirken, interessante Tiere. Sie sind recht kompliziert gebaut, und es fällt uns nicht ganz leicht, uns in ihre Anatomie hineinzudenken. Mikroskopische Schnitte durch kleine Muscheln ergeben aufschlußreiche und schöne Präparate.

Zur Einführung in die mikroskopische Anatomie der Muscheln eignen sich besonders gut die verschiedenen Arten der Kugelmuscheln (Sphaeriiden). Sie sind alle sehr klein. Nur eine Art *(Sphaerium rivicola)* erreicht etwas über zwei Zentimeter; die anderen sind meist kleiner — so die Muscheln der Gattung *Pisidium,* die zum Teil nur Senfkorngröße erreichen (Mikrokosmos **52,** 181—185: „Unsere kleinsten Muscheln", von Claus Meier-Brook). Entsprechend ihrer geringen Größe, die es gestattet, die Tiere ganz zu fixieren, haben diese Muscheln eine sehr zarte, mit wenig Kalk durchsetzte Schale; wählt man ein saures Fixationsmittel (z. B. Bouin), so kann man eine besondere Entkalkung umgehen. Ein weiterer Vorteil dieser Muscheln: In beinahe jeder kleinen Wasseransammlung, zum Teil sogar in Pfützen, finden wir Vertreter aus dieser Familie; die Materialbeschaffung ist also ganz problemlos. Da sie sich im Bau nur unwesentlich unterscheiden, ist eine genauere Bestimmung der einzelnen Arten, die übrigens ziemlich schwierig und daher dem Spezialisten vorbehalten ist, für unsere Zwecke nicht notwendig. Ferner sind diese Tiere leicht in Glasschalen von 10 cm Durchmesser und 5 cm Tiefe zu halten, wenn man zu starke Verdunstung des Wassers und direkte Son-

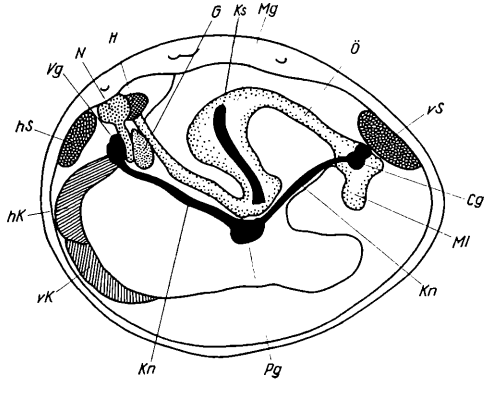


Bild 1: Bauplan einer Kugelmuschel. Entfernt zu denken sind Mitteldarmdrüse und die Kiemen der rechten Seite. Es bedeuten: *vS* vorderer Schließmuskel; *hS* hinterer Schließmuskel; *Cg* Cerebralganglion; *Pg* Pedalganglion; *Vg* Visceralganglion; *Kn* Konnektive; *Ml* Mundlappen; *G* Gonade; *vK* vordere Kieme; *hK* hintere Kieme; *N* Niere; *H* Herz, umgeben vom Perikard; *Ö* Schlund; *Mg* Magen; *Ks* Kristallstiel; genauere Erklärung im Text.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

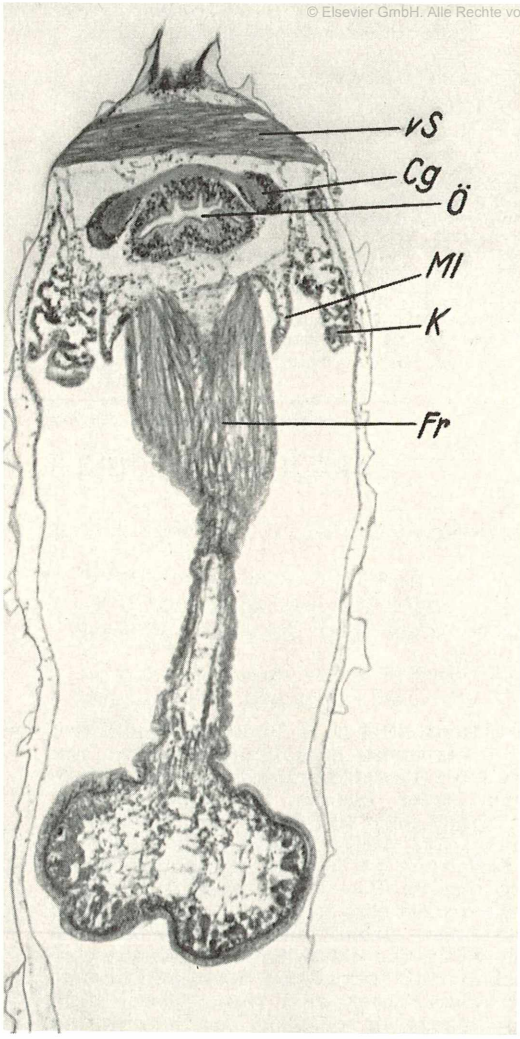


Bild 2: Querschnitt durch die Kugelmuschel *Musculium lacustre*. Deutlich zu sehen sind vorderer Schließmuskel *(vS)*, Fußretraktor *(Fr)*, Cerebralganglion *(Cg)*, Schlund *(Ö)*, die hinteren Ausläufer der Mundlappen *(Ml)* und die Kiemenansätze *(K)*.

neneinstrahlung verhindert und für moderndes Laub o. ä. als Nahrungsgrundlage sorgt.

Vor der Verarbeitung halten wir die Tiere etwa einen Tag in filtriertem Wasser vom Fundort, um sicherzugehen, daß keine Sandkörner mehr enthalten sind, die die Schneide des Messers beschädigen könnten. Fixiert werden die Tiere im Gemisch Bouin, das auf etwa 70° C erhitzt wurde (15 Teile gesättigte wäßrige Pikrinsäurelösung, 5 Teile Formol, 1 Teil Eisessig). Dadurch werden sie sofort abgetötet, und das Fixationsgemisch dringt rasch ein. Die Fixationszeit dehnen wir auf mindestens vier Tage aus, damit der Kalk ganz sicher gelöst ist. Mit einer feinen Nadel können wir prüfen, ob noch Widerstand zu spüren ist. Anschließend wird in Alkohol entwässert und in üblicher Weise mit Paraffin durchtränkt.

Bei den vorliegenden Präparaten liegt die Schnittdicke bei 15 μ. Gefärbt wurde teils mit Azan, teils mit Hämatoxylin nach Heidenhain.

Bevor wir uns nun die einzelnen Schnitte betrachten (es handelt sich um *Musculium lacustre)*, wollen wir an einer Schemazeichnung den Bauplan einer Kugelmuschel kennenlernen. Zur genaueren Orientierung sei auf den oben erwähnten Artikel von Meier-Brook oder einschlägige Lehrbücher (z. B. Kaestner) verwiesen. Innerhalb der beiden Schalen, die durch den vorderen und den hinteren Schließmuskel *(vS, hS)* und das Schloßband zusammengehalten werden, liegen zu beiden Seiten des Tieres je eine vordere und eine hintere Kieme *(vK, hK)*. Zwischen ihnen befindet sich gleich unterhalb des Schlosses die geknäuelte Mitteldarmdrüse *(Md)*, die in der Übersichtszeichnung weggelassen ist, darunter der Magen-Darmkanal, der etwa S-förmig das Tier durchzieht. Am Beginn, Ende und Knie dieses S liegen die drei Nervenknoten (Cerebral-, Pedal- und Visceralganglion; *Cg, Pg, Vg)*. Um den Enddarm sind Geschlechtsorgane, Herz und Nieren angeordnet. Das Ganze wird nach unten vom muskulösen Fuß abgeschlossen.

In den ersten beiden Fotos sehen wir einen Schnitt vom vorderen Schließmuskel zum Gehirn-(Cerebral-)ganglion und dem Fuß. Deutlich sind die querliegenden Muskelfasern des vorderen Schließmuskels *(vS)* und des Fußretraktors *(Fr)* mit den darinliegenden Zellkernen zu bemerken. Darunter folgt das Cerebralganglion *(Cg)* oder, besser gesagt, *die* Cerebralganglien, da sie ja paarig angelegt sind und zusammen mit der dazwischenliegenden Kommissur halbkreisförmig den Schlund, den Ösophagus *(Ö)* umgeben.

Im Querschnitt des Schlundes sehen wir deutlich die Wimpern, die dem Nahrungstransport dienen; noch schöner zeigt sich dieses Wimperepithel allerdings im Bild 4, im Magenquerschnitt. Hier kann man außerdem zwei weitere Merkwürdigkeiten des Muschelmagens erkennen: seine Gliederung in zwei Etagen, hier mit I und II bezeichnet, die der Sortierung und Weiterverarbeitung des Nahrungsbreies dienen, und den sogenannten Kristallstiel *(Ks)*, der aus Fermenten in fester Form besteht, sich an seinem vorderen Ende auflöst — wobei er seine Enzyme abgibt — und vom hinteren Ende her nachwächst. Auf die Bedeutung der beiden Etagen näher einzugehen und die Funktion des Muschelmagens zu erläutern, würde hier zu weit führen. Verwiesen

sei nochmals auf die entsprechenden Lehrbücher.

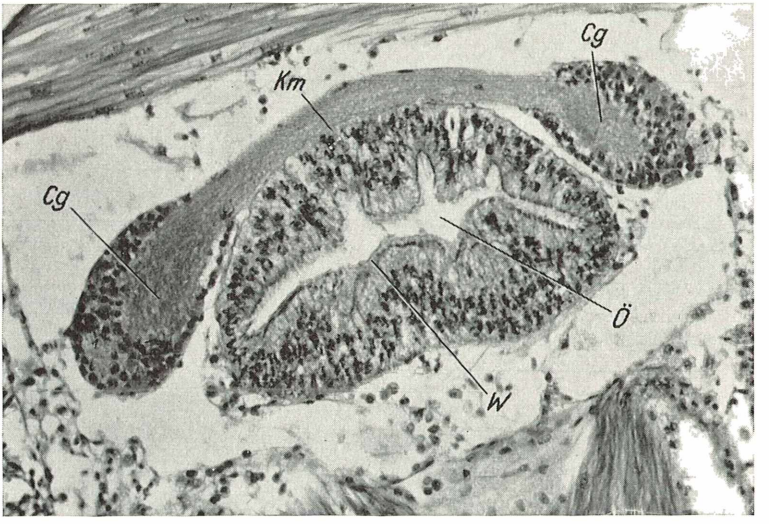
Erwähnt sei jedoch die schlauchartige, vielfach gewundene Mitteldarmdrüse *(Md)*, die der Resorption der vorverdauten Nahrung dient. Im Querschnitt sehen wir diese Schläuche im Bild 5, auf das wir nochmals zurückkommen werden.

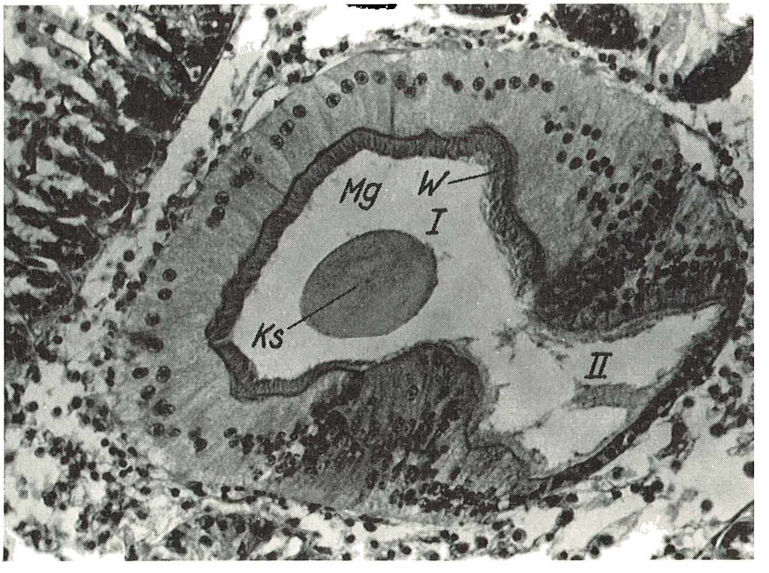
Etwas genauer wollen wir uns mit den Geschlechtsorganen und der Fortpflanzung unserer Muscheln befassen. Die Geschlechtsorgane, die im hinteren Drittel des Tieres etwas unterhalb des Darmes liegen (Bild 6), haben bei den Kugelmuscheln Doppelfunktion, sie erzeugen also Eier *(Ei)* und Spermien *(Sp)* im selben Organ, eine bei Mollusken häufige Erscheinung. Auf Grund dieser Doppelfunktion nennt man dieses Organ auch Zwitterdrüse. Deutlich erkennen wir die reifen Spermien und Eier, die an verschiedenen Orten der Keimdrüse liegen (Bild 6 und 7). Nach der Befruchtung

▼

Bild 3: Schnitt durch das Cerebralganglion *(Cg)*, die die beiden Hälften verbindende Kommissur *(Km)* und den Schlund *(Ö)* mit seinem Wimperbesatz *(W)*.

Bild 4: Magenquerschnitt. Man sieht die zwei Etagen *(I* und *II)* des Muschelmagens *(Mg)*, das Wimpernkleid *(W)* und den Kristallstiel *(Ks)*, der Fermente in fester Form enthält.





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

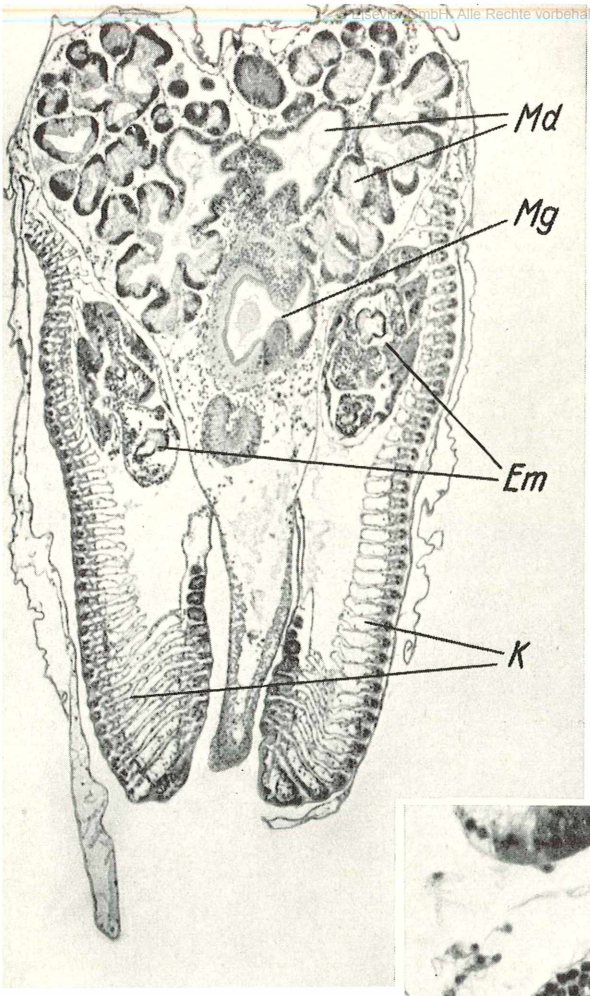


Bild 5: Querschnitt durch das ganze Tier. Getroffen sind Magen *(Mg)*, die Schläuche der Mitteldarmdrüse *(Md)*, die Kiemen *(K)* und, in sie eingenistet, zwei Embryonen *(Em)*.

Bild 6: Geschlechtsorgane. Im oberen Teil der Zwitterdrüse finden wir reife Spermien *(Sp)* inmitten von verschiedenen Spermienentwicklungsstadien. Im unteren Teil dagegen sind Eireifungsstadien zu finden *(Ei)*.

© Biologie in unserer Zeit GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

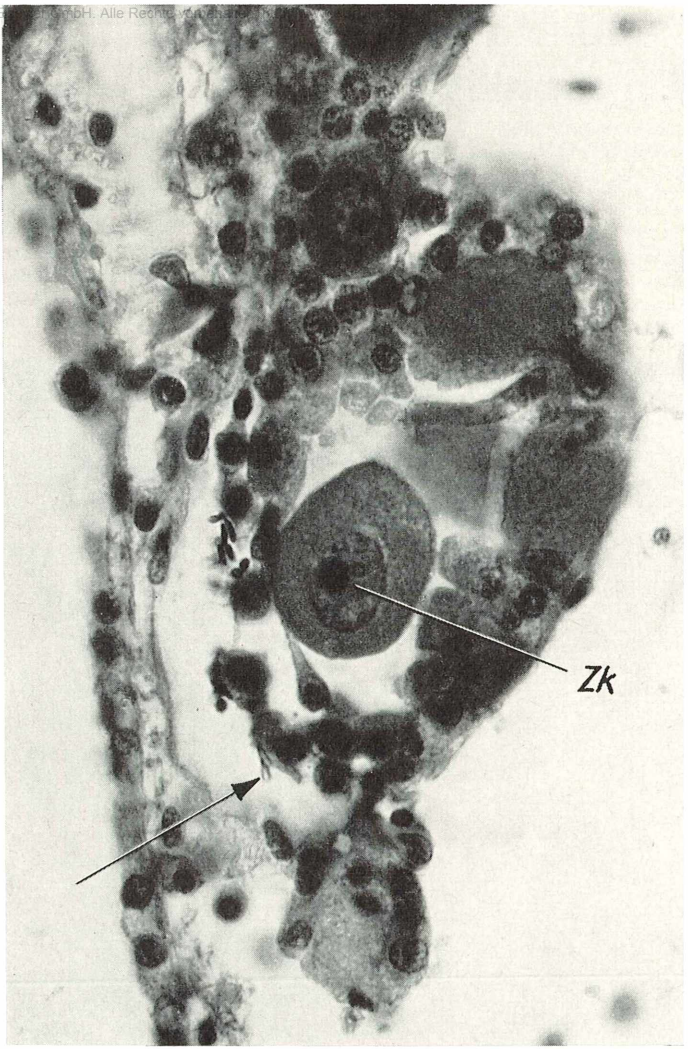


Bild 7: Nochmals verschiedene Eireifungsstadien. Beim Ei in der Mitte deutlich der Zellkern (*Zk*). An einem Spermium (Pfeil) ist deutlich der Aufbau in Kopf, Mittelstück und Schwanzteil zu erkennen.

nisten sich nun die Eier im Interlamellarraum der inneren Kiemen ein, wo sie, von Wucherungen umgeben, in richtigen Bruttaschen liegen. Hier wachsen die Tiere gut geschützt zu Jungmuscheln heran (Bild 5). Brutpflegende Tiere haben oft weniger Nachkommen als Tiere, die ihren Nachwuchs sich selbst überlassen; *Sphaerium* z. B. erzeugt nur 10—16 Nachkommen in jeder Brut, während andere Muscheln gewaltige Mengen von Eiern oder Larven hervorbringen, von denen ein Großteil bereits im frühesten Stadium, also ohne das Larvenstadium überschritten zu haben, zugrunde geht.

Literaturhinweise

1. Kaestner, Alfred: Lehrbuch der Speziellen Zoologie, verschiedene Auflagen.
2. Meier-Brook, Claus: Unsere kleinsten Muscheln, Mikrokosmos 52, pp. 181—185, 1963.
3. Stresemann, Erwin: Exkursionsfauna, Wirbellose I, 1961.

Verfasser: N. Rieder, 753 Pforzheim, Genossenschaftsstr. 52

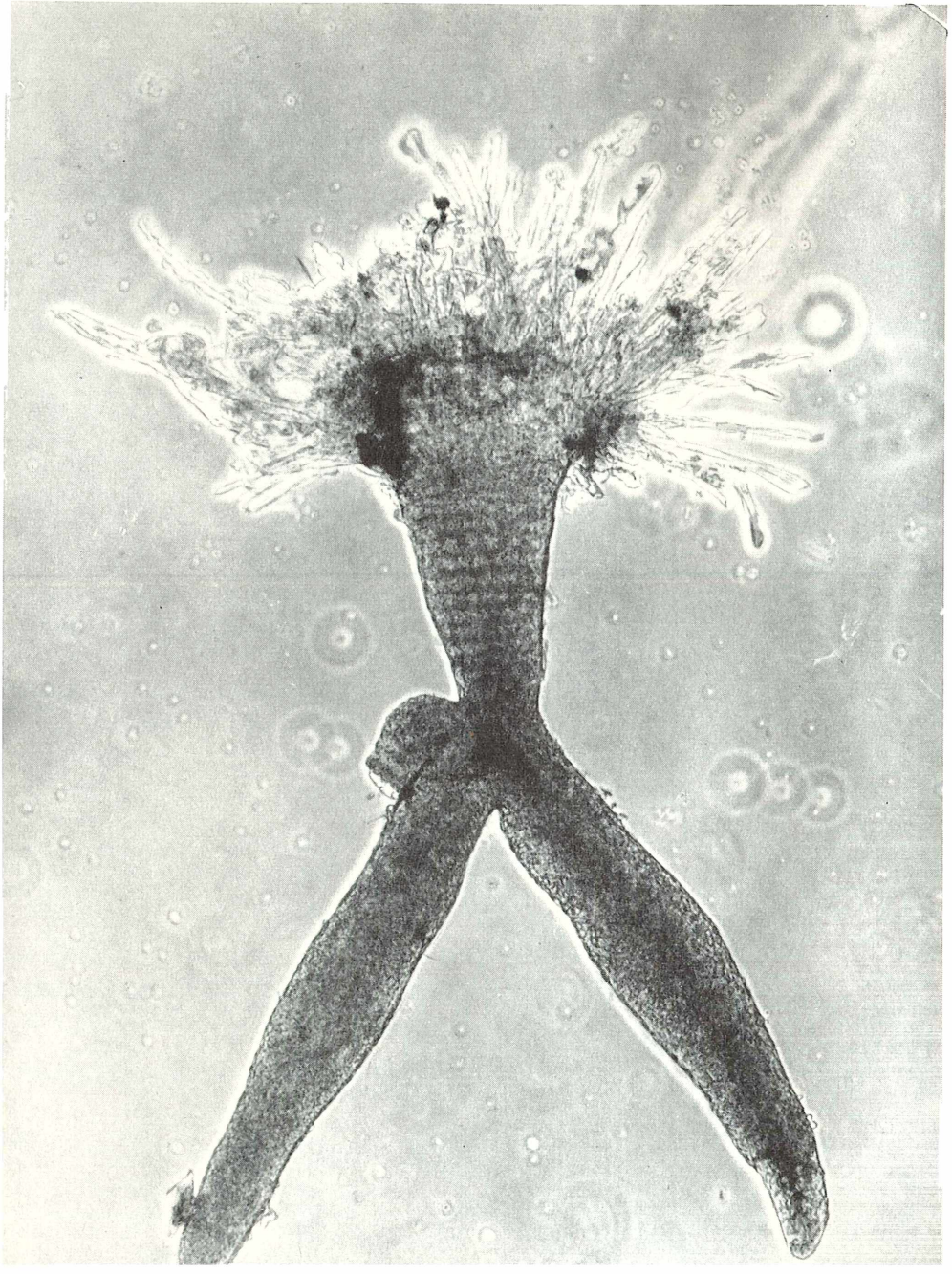
© Elsevier GmbH, Urban & Fischer Verlag

HANS SCHELOSKE — DIETER MATTHES

Ein parasitischer Pilz

Selbst dem gewiegtesten Mikroskopiker wird es nicht gelingen, zu erraten, was für einen Organismus dieses mit Phasenkontrast-Optik aufgenommene Mikrofoto darstellt. Das „Objekt" stammt von der Bauchseite eines Wasserkäfers, des in unseren Tümpeln sehr häufigen *Helochares lividus*, der kürzlich im Mikrokosmos (55, 225, H. 8, 1966) als Träger zweier Sauginfusorien bereits vorgestellt wurde. Das weißliche, 0,2 bis 1 mm große, am Vorderende büschelförmig

Bild: Ein seltsamer Parasit: ein Pilz auf einem Wasserkäfer



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

gestaltete Gebilde ist ein Pilz aus der Ordnung *Laboulbeniales*. Er heißt *Zodiomyces vorticellarius*. Die Laboulbenien sind höhere Pilze *(Euascomycetes)*, die festgeheftet auf Land- oder Wasserinsekten leben und als Parasiten mittels ihres Fußes dem Wirt Nahrung entziehen, ohne aber tiefer in das Wirtsgewebe einzudringen. Um aufrecht wachsen zu können, besitzt unser *Zodiomyces* zwei lange Fortsätze, mit denen er sich auf seiner Käferunterlage abstützt. Links von jener Stelle, wo diese beiden Anhänge wie ein umgekehrtes „V" am Körper des Pilzes entspringen, kann man auf dem Foto noch ein kleines Anhängsel erkennen: den Fuß, mit dem der Parasit auf seinem Wirt festgeheftet ist und mit dem er sich ernährt. Verdeckt unter den fädigen „Hyphen" des Vorderendes sitzen auf dünnen Stielen ovale Gebilde (Perithecien), in denen die für höhere Pilze charakteristischen Fortpflanzungskörper (Ascosporen) gebildet werden.

Verfasser: cand. rer. nat. Hans Scheloske, Priv.-Doz. Dr. Dieter Matthes, Zoologisches Institut der Universität Erlangen-Nürnberg, Erlangen, Universitätsstr. 19

FRANZ BUKATSCH

Farbumschläge in Blütenblättern — unter dem Mikroskop verfolgt

Farbumschläge in Blütenblättern unter der Einwirkung von Säuren oder Alkalien sind bekannt; Versuche dazu gehören zu den Standardexperimenten in biologischen Arbeitsgemeinschaften. Jede Hausfrau weiß, daß Rot- und Blaukraut sich nur durch die Art der Zubereitung unterscheiden. Das Phänomen bis in die Zelle hinein zu verfolgen, ist didaktisch aufschlußreicher als der nur makroskopische Versuch.

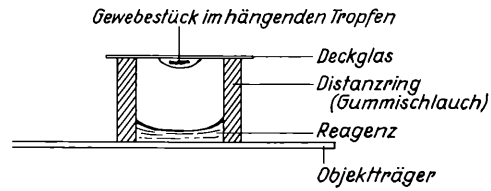
In der Familie der Rauhblattgewächse *(Borraginaceen)* gibt es blaublühende Gattungen, deren Blütenknospen rosa sind: als Beispiel diene das Vergißmeinnicht *(Myosotis)*, Lungenkraut *(Pulmonaria)* oder der Natterkopf *(Echium)*. Die letztgenannte Pflanze blüht vom Frühsommer bis in den Spätherbst und ziert mit seinen an borstiger Achse aufrechten, strahlend-blauen Blütenkerzen die Eintönigkeit manches Trockenhanges oder Schutt- und Sandfeldes. Der Name stammt von der an Lippenblüten erinnernden Form der trichtrigen Blumenkrone, aus der die zweispaltige Narbe gleich einer Schlangenzunge aus geöffnetem Rachen hervorragt.

Ein Gewebestückchen der hellblauen Blumenkrone zeigt bei schwacher mikroskopischer Vergrößerung mehrere Zellschichten: oben die mit langen, einzelligen Haaren versehene farblose Epidermis, darunter eine eigenartig lockere, dem Schwammparenchym der Laubblätter vergleichbare Schicht gefärbter Zellen. Sie enthalten im Zellsaft blaues Anthocyan und sind wie die Teile eines aufgelockerten Puzzlespiels angeordnet; den unteren Abschluß bildet wieder eine farblose Epidermis.

Daß die Rosafärbung der Blütenknospen nur auf einer Reaktionsverschiebung des Zellsaftes bei gleichem Anthocyan beruht, läßt sich durch eine einfache Anordnung zeigen, die im Schnitt in Bild 1 wiedergegeben ist:

Aus einem Stück Gartenschlauch von etwa 1,5 cm lichter Weite schneiden wir mit scharfem Messer (evtl. Rasierklinge) zwei flache (1 cm hohe) Ringe, die wir mit etwas Vaseline oder Uhu auf je einem Objektträger zentral ankleben. So entsteht ein flaches Gefäß mit durchsichtigem Boden. Den oberen Abschluß bildet ein Deckglas mit dem Objekt im hängenden Wassertropfen. In den ersten Ring bringen wir einige Tropfen konz. Essigsäure („Eisessig") oder starker Salzsäure und legen das Deckglas

Bild: Mikrogaskammer zur Prüfung der Einwirkung gasförmiger Reagenzien auf Schnitte oder Gewebestücke.



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

mit dem blauen Gewebestückchen auf. Unter dem Einfluß der Säuredämpfe beobachten wir eine allmähliche Umfärbung des Zellinhaltes nach rot bei schwacher (50—100facher) Vergrößerung. Dies deutet darauf hin, daß der Zellsaft in den Knospen sauer ist. Übertragen wir nunmehr das Objekt im hängenden Tropfen mit dem Deckglas auf den Ring des zweiten Objektträgers, den wir mit etwas Salmiakgeist zuvor beschickt haben, so tritt abermals in dem Maß, wie die Ammoniakdämpfe die Reaktion nach dem Alkalischen verschieben, eine rückläufige Farbänderung ein, die in diesem Fall besonders eindrucksvoll ist, da man im selben Präparat gleichzeitig alle Farbnuancen nebeneinander beobachten kann, wie sie in meinem Beitrag „Anthocyane-Betacyane" als „Farborgel" in verschiedenen Reagenzgläsern beschrieben sind (MIKROKOSMOS Heft 3, 1966, S. 87).

Die Umfärbung beginnt an den Rändern mit violett, dann blau. Allmählich breitet sich die Reaktionsänderung gegen das Gewebsinnere aus: die noch rot gefärbte Zone wird immer kleiner, etwa wie die Öffnung eines Fotoapparates bei allmählichem Schließen der Irisblende. Während die violette und blaue Zone nach innen fortschreitet, folgt ein grüner, schließlich gelber Saum nach, der auf Zersetzung des Anthocyans in allzu alkalischem Milieu zurückzuführen ist (vgl. MIKROKOSMOS 1966, Heft 3, S. 88, Tab. 1). Wer kein Mikroskop zur Hand hat, mag das konzentrisch fortschreitende Farbenspiel auch mit einer starken Lupe (etwa 10×) beobachten, kann dann allerdings die Vorgänge in einzelnen Zellen nicht verfolgen.

Es liegt nahe, diese Vorgänge in der Mikrogaskammer auch an anderen blaugefärbten Blütenblättern, etwa Gartenrittersporn, Glockenblume, Lobelie usw. zu untersuchen. Im Prinzip ergeben sich die gleichen Effekte, wenn auch oft nicht so klar gezont. Naheliegend ist die Verwendung der an allen Wegrainen häufig blühenden Sterne der Wegwarte *(Cichorium intybus)*, doch erwies sich das Blütenblau hier außerordentlich empfindlich. Aus noch unbekannten Gründen bleicht die Farbe der Strahlenblüten schon nach kurzer Zeit in der Vase völlig aus, ohne daß ein besonderer Chemikalieneinfluß vorliegt. Die Beobachtung verdiente weitere Untersuchung und sei hier als Anregung an den Schluß gesetzt.

Verfasser: Prof. Dr. F. Bukatsch, München.

ZUR EINFÜHRUNG IN DIE MIKROSKOPIE

SIEGFRIED HOC

Chemische Zauberkünstler

Autotrophe Bakterien

Bakterien sind recht eigenartige Organismen, die oftmals einen sehr spezialisierten Stoffwechsel haben. Ihre Stoffwechselleistungen beim Abbau organischer Substanz sind unentbehrlich für den Stoffkreislauf auf der Erde, ohne den höheres Leben nicht möglich wäre. Schon bei „normalen", heterotrophen Bakterien fällt ein Vergleich mit der Stoffwechselphysiologie höherer Tiere und Pflanzen oft schwer — Bakterien weichen in Physiologie und Feinbau so sehr von allen anderen Lebewesen ab, daß man neuerdings diskutiert, ob man sie nicht als besondere, eigenständige Gruppe der Gesamtheit der übrigen Organismen (Tieren wie Pflanzen) gegenüberstellen sollte. Besonders seltsam aber muten uns Bakterien an, die die Energie für ihre Lebensprozesse weder aus dem Abbau organischer Stoffe noch durch Verwertung der Lichtenergie gewinnen. Diese „chemoautotrophen" Bakterien gewinnen Energie durch Oxydation anorganischer Substrate: Stickstoff-, Eisen- oder Schwefelverbindungen. Woher stammen diese Stoffwechselkünstler? Sind sie aus photoautotrophen oder heterotrophen Organismen hervorgegangen oder stellen sie gar Überreste eines zu Beginn des Lebens weiter verbreiteten Typs des Energiegewinns durch Lebewesen dar? Wir wissen es nicht. Jedenfalls aber sind die chemoautotrophen Bakterien nicht nur physiologisch interessant, sondern auch wirtschaftlich ungemein wichtig.

Als PASTEUR im Jahre 1862 nachwies, daß die Oxydation von Alkohol zu Essigsäure durch Mikroorganismen verursacht wird, tauchte bald der Gedanke auf, auch andere Oxydationsvorgänge, wie z. B. die aus der Ackerbauchemie bereits bekannte Oxyda-

tion von Ammoniak zu Nitrat im Boden, seien biologischen Ursprungs. Die biologische Natur des Nitrifikationsvorganges wurde zuerst im Jahre 1877 durch Versuche von SCHLÖSSING und MUNTZ nachgewiesen. Sie ließen durch lange, mit Sand und Kalk gefüllte Röhren Wasser sickern und zeigten, daß im Wasser enthaltenes Ammoniak nach mehrtägigem Durchsickern verschwunden und statt dessen Nitrat nachzuweisen war. Eine Behandlung des Röhreninhaltes mit Hitze oder Chloroform stoppte den Nitrifikationsprozeß ab, und Ammoniak passierte unverändert die Röhren. Damit war der Beweis für die Richtigkeit der PASTEURschen Anschauung erbracht. Doch dauerte es noch etwa 15 Jahre, ehe es gelang, die Erreger der Nitrifikation zu isolieren und die Vorbedingungen für ein tieferes wissenschaftliches Eindringen zu schaffen.

Jeder lebende Organismus benötigt Material zum Aufbau neuer Zellsubstanz, und Stoffe, die als Energiequelle für diesen Stoffwechsel und andere Leistungen der Zelle dienen. Natürlich sind die synthetischen Fähigkeiten der einzelnen Mikroorganismen recht verschieden, doch lassen sich zwei Gruppen unterscheiden. Die größere Gruppe bezeichnen wir als „heterotroph". Diese Organismen, zu denen die überwiegende Mehrzahl der Bakterien und Pilze gehört, decken ihren Kohlenstoffbedarf aus organischen Verbindungen, nehmen Stickstoff entweder aus anorganischen oder organischen Stoffen auf und gewinnen die für die synthetischen Prozesse notwendige Energie durch die Oxydation energiereichen organischen Materials.

Die andere Gruppe, die „autotrophen" Mikroorganismen, schließt eine geringere Anzahl farbloser, grüner und sog. Purpurbakterien und einzellige Algen ein. Es sind Organismen, die ihren Kohlenstoffbedarf durch die Verarbeitung von Kohlendioxid decken können und ihren Stickstoffbedarf aus anorganischen Verbindungen wie Nitrat und Ammoniak befriedigen. Zur Energiegewinnung stehen diesen Mikroorganismen zwei Möglichkeiten offen: Sie verwerten entweder die Energie des Sonnenlichtes, um Kohlensäure in ähnlicher Weise wie die höheren Pflanzen zu reduzieren, oder sie erzielen den Energiegewinn bei der Oxydation anorganischer Substrate (sog. Chemosynthese, im Gegensatz zur Photosynthese, bei der Lichtenergie verwertet wird).

Stickstoff

WINOGRADSKY, dem die Mikrobiologie wesentliche Erkenntnisse verdankt, konnte nachweisen, daß auch die nitrifizierenden Organismen autotrophe Bakterien sind. Chemisch und biologisch vollzieht sich die Nitrifikation in zwei Stufen, wobei als Zwischenglied Nitrit auftritt:

$$2\,NH_3 + 3\,O_2 \rightarrow 2\,HNO_2 + 2\,H_2O + 79\,kcal$$
$$2\,HNO_2 + O_2 \rightarrow 2\,HNO_3 + 21{,}6\,kcal$$

Die erste wird von sog. Nitritbildnern durchgeführt, deren Hauptart *Nitrosomonas europaea* ist, die zweite durch den Nitratbildner *Nitrobacter winogradskyi*. Beide Reaktionen verlaufen unter erheblichem Energiegewinn, wodurch CO_2 (Kohlendioxid) in Zellsubstanz umgeformt werden kann. Gegen organische Stoffe sind sie z. T. außerordentlich empfindlich. Das war auch der Grund, weshalb ihre Züchtung erst verhältnismäßig spät gelang.

Nitrit, das nach der obigen Formel als Zwischenprodukt der Nitrifikation auftritt, erscheint unter natürlichen Verhältnissen nicht im Boden, da *Nitrosomonas*- und *Nitrobacter*-Arten immer vergesellschaftet sind und eine für die Pflanze schädliche Nitritkonzentration im allgemeinen nicht aufkommen kann. Vom energetischen Standpunkt her ist dies recht verständlich; denn die Oxydation von Nitrit zu Nitrat liefert wesentlich weniger Energie als die von Ammoniak zu Nitrit. Der nitritverarbeitende *Nitrobacter* muß demnach zur Gewinnung einer bestimmten Energiemenge einen größeren Stoffumsatz durchführen als der ammoniakverarbeitende *Nitrosomonas*.

Eisen

Die Bakterien der Nitrifikation sind nach der obigen Definition chemoautotroph, denn sie gewinnen ihre Energie aus der Oxydation anorganischer Substrate. Zur gleichen Gruppe gehören die Eisenbakterien, meist fadenförmige Mikroorganismen, die in eisenhaltigen Gewässern leben. Der energieliefernde Vorgang besteht in der Oxydation von Eisen(II)-carbonat zu Eisen(III)-hydroxid:

$$4\,FeCO_3 + O_2 + 6\,H_2O \rightarrow 4\,Fe(OH)_3 + 4\,CO_2 + 64{,}8\,kcal\,.$$

Die auffallendste Eigentümlichkeit der Eisenbakterien ist die Eisenhydroxid-Anhäufung um die Zellen, die zu einer braunen oder rostroten Färbung Anlaß gibt. Die Bakterien liegen unauffällig in der Eisenhydroxidmasse, die unter Umständen bis 500mal so schwer sein kann wie die Bakterienzellen, die diesen Niederschlag produzierten. Eine merkwürdige Art ist *Gallionella ferruginea*. Diese Zellen geben das Eisenhydroxid so ab, daß ein langes, gewundenes, schmales Band gebildet wird, das der Zelle als Stiel dient. Die Zellen sind nierenförmig, und das Eisenhydroxid scheint nur von der konkaven Zellwand abgeschieden zu werden.

Es ist verständlich, daß die chemoautotrophen Mikroorganismen wegen ihres

eigenartigen Stoffwechsels an streng aerobe Verhältnisse gebunden sind: Sie können nur gedeihen, wenn Sauerstoff vorhanden ist. Natürlich sind die chemoautotrophen Erscheinungen noch viel weiter verbreitet als hier dargestellt werden konnte. Bei der Betrachtung des Schwefelkreislaufs werden wir nochmals darauf zurückkommen.

Bakterien mit Chlorophyll

Wir wenden uns zunächst anderen autotrophen Bakterien zu, die die Kohlensäure mit Hilfe der Photosynthese assimilieren. Alle diese Bakterien sind charakteristisch gefärbt. Sie besitzen Chlorophyll, sog. Bacteriochlorophyll, das diffus in der Zelle verteilt ist. Während die Färbung der grünen Bakterien dem Chlorophyll entspricht, ist diese bei anderen durch das Vorherrschen purpurroter oder braungelber Carotinoide verdeckt. So unterscheiden wir bei den photosynthetisch arbeitenden autotrophen Bakterien im allgemeinen zwei Gruppen, die als grüne Bakterien und Purpurbakterien (Familie *Thiorhodaceae)* schon früh das Interesse der Mikrobiologen beanspruchten.

Als autotrophe Organismen sind diese Bakterien befähigt, in rein anorganischen Medien zu leben; sie fordern für ihr Wachstum Lichtenergie und verwerten als Kohlenstoffquelle CO_2. In dieser Beziehung stimmen sie mit der Photosynthese höherer Pflanzen und Algen überein, doch tritt im Gegensatz zu diesen bei den Bakterien kein freier Sauerstoff als Produkt der Photosynthese auf, vielmehr sind sie streng anaerob, können also nur in Lebensräumen gedeihen, in denen sich kein Sauerstoff findet. Diese Feststellung brachte recht große Verwirrung in die Vorstellung vom Mechanismus der Photosynthese. VAN NIEL gelang es aber schließlich, zu zeigen, daß die Reduktion des CO_2 bei den photosynthetisch arbeitenden Bakterien durch die gleichzeitige Oxydation von Schwefelwasserstoff bewirkt wird. Wo auch immer diese Bakterien in der Natur gefunden werden, wirkt Schwefelwasserstoff als Wasserstoffspender. Seine Oxydation (= in diesem Falle Wasserstoffentzug) zu elementarem Schwefel ist mit der Reduktion von CO_2 zu organischen Kohlenstoffverbindungen fest verknüpft:

$$CO_2 + 2\,H_2S \xrightarrow{\text{Licht}} (HCOH) + H_2O + 2\,S$$

Eine überraschende Ähnlichkeit mit der klassischen Photosynthese-Reaktion der grünen Pflanzen ist offensichtlich:

$$CO_2 + 2\,H_2O \xrightarrow{\text{Licht}} (HCOH) + H_2O + O_2$$

CO_2 wird in beiden Beispielen durch Reduktion in Zellmaterial übergeführt. Das reduzierende Agens ist bei den photoautotrophen Bakterien H_2S, bei den grünen Pflanzen dagegen H_2O.

Schwefel

Als „Schwefelbakterien" wurden zum ersten Male von WINOGRADSKY 1888 chemosynthetisch und photosynthetisch arbeitende Mikroorganismen zusammengefaßt, die anorganische Schwefelverbindungen oxydieren können. Dabei handelt es sich um eine Bakteriengruppe von sehr heterogener Zusammensetzung in morphologischer und verwandtschaftlicher Hinsicht. Ihre Abgrenzung ist daher nur biologisch zu werten. Schwefel ist in der Natur weit verbreitet, sowohl in freier als auch in gebundener Form. Es ist eines der lebensnotwendigen Elemente und bildet daher einen wesentlichen Bestandteil jeder pflanzlichen und tierischen Zelle. Bei der Zersetzung organischen Materials wird der organisch gebundene Schwefel, z. B. aus den Aminosäuren Cystin und Methionin, durch heterotrophe Mikroorganismen in H_2S überführt. Die dabei beteiligten Organismen sind im Boden und im Wasser weit verbreitet. Obwohl dieser Vorgang für den Boden eine gewisse Bedeutung besitzt, spielt er dennoch keine wesentliche Rolle im natürlichen Kreislauf des Schwefels.

Die eigentliche Quelle der auf dem Grund stehender Gewässer stattfindenden Schwefelwasserstoffbildung und -anhäufung ist nicht die Eiweißzersetzung, sondern die Zerstörung der im Wasser gelösten Sulfate durch das Bakterium *Desulphovibrio desulfuricans.* Diese Zerstörung ist eine Sulfatreduktion und ist unter dem Namen Desulfurikation bekannt. Das obligat anaerobe Bakterium oxydiert zum Energiegewinn organische Stoffe mit Hilfe des Sulfatsauerstoffs, etwa nach der Reaktion:

$$2\,CH_3CHOHCOOH + Na_2SO_4 \rightarrow 2\,CH_3COOH + 2\,CO_2 + 2\,H_2O + Na_2S$$

So kann es durch Zersetzung des Na_2S zu ganz beträchtlichen Ansammlungen von H_2S kommen; dafür ist das Schwarze Meer ein gutes Beispiel. In Reinkultur bildet *Desulphovibrio* bis 2500 mg Schwefelwasserstoff pro Liter Nährlösung, eine Konzentration, die für andere Organismen Gift ist. Im Gegensatz zum Erdboden, wo naturgemäß die H_2S-liefernde Desulfurikation fehlt (Durchlüftung!), findet sich in Gewässern eine reiche Flora von Schwefelbakterien, welche H_2S-Oxydationen zu ihrem Spezial-Stoffwechsel gemacht haben. Die am besten bekannten Arten gehören zur Gattung *Beggiatoa,* lange, fadenförmige Mikroorganismen, die unter aeroben Bedingungen in H_2S-haltigen Lösungen elementaren Schwefel in den Zellen speichern. Ist der H_2S der Lösung verbraucht, so verschwinden die Schwefeltröpfchen des Zell-

innern, und es läßt sich Sulfat im Medium nachweisen.

Beggiatoa lebt chemoautotroph und gewinnt die für die Lebensprozesse notwendige Energie aus der Umsetzung von Sulfiden, wobei Schwefel als Reserveprodukt gespeichert werden kann:

$$2\,H_2S + O_2 \rightarrow 2\,H_2O + 2\,S + 122\ \text{kcal}$$
$$2\,S + 3\,O_2 + 2\,H_2O \rightarrow 2\,H_2SO_4 + 282\ \text{kcal}$$

Eng mit den anaeroben sulfatreduzierenden Bakterien vergesellschaftet, findet man häufig die bereits oben erwähnten photosynthetisch arbeitenden Bakterien, als deren Hauptvertreter *Chromatium* (purpur) und *Chlorobium* (grün) genannt seien. Sie ermöglichen eine ähnliche Umsetzung wie *Beggiatoa,* doch auf einem ganz anderen Wege. Auch diese Organismen können teilweise den Schwefelwasserstoff bis zur Schwefelsäure oxydieren:

$$2\,CO_2 + H_2S + 2\,H_2O \xrightarrow{\text{Licht}} 2\,(HCOH) + H_2SO_4$$

Außer H_2S und elementarem Schwefel werden auch Thiosulfate und Sulfite sowohl von farblosen wie von Purpurbakterien oxydiert, doch spielen diese Stoffe mengenmäßig nur eine kleine Rolle im Gesamtkreislauf des Schwefels.

Unter besonders günstigen Bedingungen vermehren sich die Schwefelbakterien so stark, daß das entsprechende Gewässer, z. B. durch Purpurbakterien, deutlich gefärbt wird. Eine solche Massenentwicklung kann dazu führen, daß sich elementarer Schwefel am Grunde des Gewässers anhäuft. So wird beispielsweise von einem afrikanischen Kleinsee (etwa 100 m^3 Wasser) berichtet, der jährlich etwa 100 Tonnen Schwefel produziert, der regelmäßig von den Anwohnern „geerntet" wird.

Mikrobiologisch gebildeter Schwefel verschiedener Herkunft hat gegenüber dem Schwefel des Sulfats, aus dem er über den Weg der Desulfurikation und Sulfidoxydation entstanden ist, eine andere Isotopenzusammensetzung. Das gleiche gilt gegenüber vulkanischem oder meteorischem Schwefel. Der Unterschied ist auf eine bevorzugte Aufnahme von S^{32} durch Mikroorganismen zurückzuführen. Somit scheint es möglich zu sein, aus der Isotopenzusammensetzung des Schwefels auf den Ursprung eines Schwefellagers zu schließen.

Tatsächlich hat man derartige Untersuchungen an Schwefellagern verschiedenen geologischen Alters durchgeführt und dabei festgestellt, daß Schwefellager mit einem Alter von über 800 Mill. Jahren ausnahmslos ein „meteorisches" bzw. „vulkanisches" Isotopenverhältnis aufweisen. Lagerstätten mit „biologischem" Verhältnis wurden bis zu einem Alter von 800 Mill. Jahren nachgewiesen.

Diese Befunde besagen, daß eine biologische Schwefelbildung in größerem Ausmaße schon 300 Millionen Jahre vor der Zeit stattfand, aus der wir unsere ältesten fossilen Funde besitzen (Kambrium 500 Millionen Jahre).

Neben den bereits erwähnten Bakterienarten ist noch die Gattung *Thiobacillus* zu nennen, deren Schwefelumsetzungen denen der *Beggiatoa*-Arten weitgehend entsprechen. Einzelne Arten dieser Gattung beanspruchen großes Interesse, vor allem *Thiobacillus thiooxydans,* der in gewisser Beziehung einer der bemerkenswertesten lebenden Organismen ist. Dieses Bakterium ist obligat autotroph und muß somit seine Zellbestandteile aus rein anorganischem Material aufbauen. Durch die Oxydation

$$2\,S + 3\,O_2 + 2\,H_2O \rightarrow 2\,H_2SO_4 + 141\ \text{kcal}$$

produziert es höhere Konzentrationen an Säure als irgendein anderer bekannter Organismus. Es ist extrem säuretolerant, denn noch in über 5%iger Schwefelsäure zeigt es ungestörte physiologische Aktivität, ja es kann selbst über 10%ige Schwefelsäure bilden! Dieses Verhalten unterscheidet *T. thiooxydans* von allen anderen Schwefelbakterien. Durch sein Vorkommen im Ackerboden spielt es unter Umständen eine bedeutende Rolle in der Pflanzenernährung, vor allem bei der Überführung schwefellöslicher Phosphate in pflanzenaufnehmbare Form. *T. thiooxydans* kann dazu verwendet werden, den pH-Wert alkalischer Böden zu verbessern. Hier ist es im allgemeinen nur notwendig, dem Boden elementaren Schwefel zuzusetzen. Durch die einsetzende Schwefelsäurebildung tritt nicht nur eine Neutralisation des Bodens ein, auch die physikalischen Bodenverhältnisse werden durch die Ausflockung von Kolloiden weitgehend verbessert. Diese Bakterienart hat aber auch eine negative wirtschaftliche Bedeutung. Die physiologischen Eigenschaften von *Thiobacillus thiooxydans* führen nämlich dazu, daß er, vor allem an Beton, ernsthafte Korrosionen verursachen kann.

Verfasser: Siegfried Hoc, 8061 Bergkirchen b. Dachau

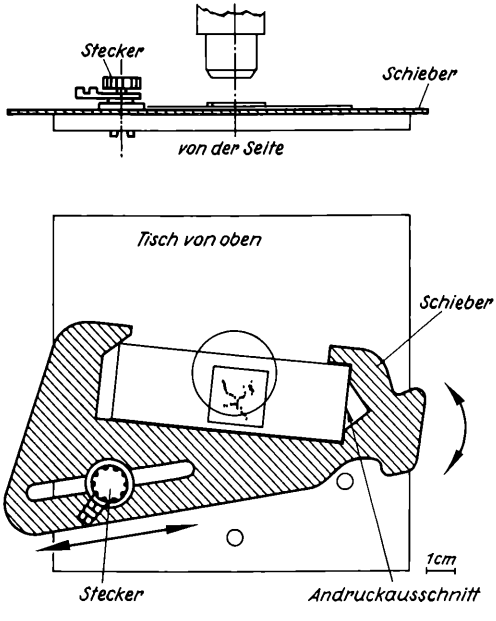
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

ERNST HIPPE

Eine einfache Objektführung

Bei Beobachtungen an lebendem, sich bewegendem Plankton ist es sehr erwünscht, eine Hand für die Scharfeinstellung frei zu haben und mit der anderen Hand den Objektträger gezielt verschieben zu können, ohne daß eine Objektträger-Klemmfeder in den Wassertropfen oder ans Deckglas gerät. Diese Forderung erfüllt natürlich ein Kreuztisch mit einem Trieb, der auch rasche Verschiebungen des Objektes gut gestattet. Ein solcher Tisch oder Zusatz ist allerdings recht teuer und steht daher manchem Liebhaber nicht zur Verfügung. Für viele Anwendungen genügt aber eine Objektführung, die man sich mit einer Laubsäge (Metallsägeblatt!) selbst herstellen kann. Eine solche Einrichtung sei hier am Beispiel des Kosmos-Mikroskopes „Humboldt" erläutert.

Bild: Einfache Objektführung beim Kosmos-Mikroskop „Humboldt".



Aus 1,5 mm dickem Aluminiumblech sägt man einen „Schieber" aus, wie er im Bild schraffiert zu erkennen ist. Er wird nach Herausnehmen der Klemmfedern auf den Mikroskop-Tisch gelegt und umgreift einen normalen Objektträger so, daß er ihn bei Verschiebungen mitnimmt. In eines der beiden freigewordenen Löcher im Tisch wird von oben ein „Stecker" eingeführt, der dem Schieber in seinem Schlitz als Dreh- und Verschiebepunkt dient. Dieser Schlitz zeigt in Richtung des entgegengesetzten Endes des Schiebers, das so geformt ist, daß man es mit zwei Fingern gut anfassen kann (auf dem Bild rechts). Der Schieber besitzt noch einen dreieckigen „Andruckausschnitt", in den der Zeigefinger gelegt werden kann, um den Objektträger an der Gegenseite fest anstoßen zu lassen. Dadurch vermeidet man Rucke beim Verschieben, die bei stärkeren Vergrößerungen stören könnten. Man könnte auch einen federnden Anschlag für den Objektträger anbringen.

Als Stecker dient z. B. ein „Anoden-Spreizstecker" (in Radiogeschäften erhältlich) mit einer evtl. federnden Unterlegscheibe über dem Schieber. Dieser Stecker läßt sich nach dem Einführen im Tisch durch Anziehen seiner Schraube festklemmen, auch mit etwas Druck auf den Schieber. Dadurch läßt sich der Schieber gut bewegen, ohne daß er zu locker sitzt.

Bei geeigneten Abmessungen des Schiebers kann man jeden Punkt des Objektträgers in die optische Achse bringen, so daß man auch größere Objekte oder z. B. mehrere Wasserproben nebeneinander auf einen Träger bringen kann, was für ein rasches Durchmustern vorteilhaft ist. Anstelle des Objektträgers läßt sich auch ein gleichgroßes Mikroaquarium einsetzen.

Dieser Schieber ist mir seit Jahren unentbehrlich geworden. Eine ähnliche Halte- und Führungsvorrichtung hat sich auch bei einem Taschenmikroskop (Hensoldt TAMI) bewährt und ermöglicht dort überhaupt erst ein bequemes Beobachten von lebendem Plankton.

Verfasser: E. Hippe, 6078 Neu Isenburg 2, Am Forsthaus Gravenbruch 48.

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

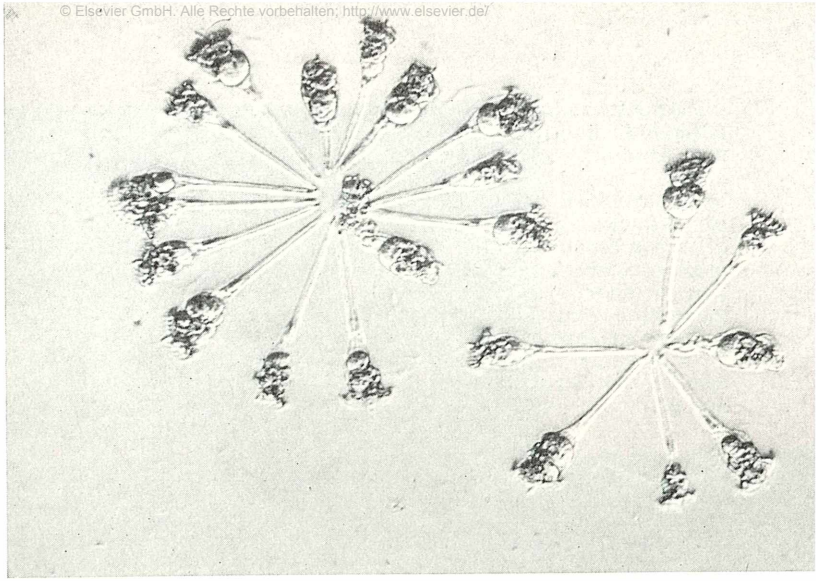


Bild 1: Zwei Kolonien des Rädertieres *Conochilus* bei schwacher Vergrößerung in schiefer Beleuchtung

MARTIN DECKART

Fast wie Volvox...

Das koloniebildende Rädertier Conochilus

Koloniebildung kennen wir von vielen Arten einzelliger Pflanzen und Tiere: Wenige oder viele Individuen bleiben in fest gefügten, gesetzmäßig angeordneten Verbänden beisammen. Die berühmte Kugelalge Volvox kann man als Übergang von einer Kolonie einzelliger Flagellaten zum echten Vielzeller auffassen.

Viel seltener ist Koloniebildung bei höher organisierten Vielzellern. Die Kolonien des Rädertieres Conochilus sehen auf den ersten Blick fast wie Volvox aus, obwohl sie keinerlei verwandtschaftliche Beziehungen zur Kugelalge haben.

Als sehr frischgebackener Biologielehrer legte ich großen Wert darauf, meinen Schülerinnen Lebewesen zu zeigen, die an der Grenze zwischen Mehrzellern und Einzellern stehen und einen Übergang darstellen könnten. Die bloß theoretische Besprechung kann die eigene Anschauung nicht ersetzen, glaubte ich damals, und diese Überzeugung ist mir bis heute geblieben.

Bei einem Schulausflug — es mögen 45 oder 50 Jahre her sein — kamen wir in der Nähe von Schloß Carlsruhe in Oberschlesien an einen Fischteich, dessen Wasser getrübt war von Unmengen kleiner, dem bloßen Auge gerade noch sichtbarer Kugeln. Ein Glas zum Mitnehmen war aufzutreiben, allerdings keine Lupe zur genauen Betrachtung. Aber was konnte das schon anderes sein als die „Kugelalge" *Volvox*? Da hatten wir ja ein wunderbares Zwischenglied zwischen Einzellern und Vielzellern!

Das Glas wurde mitgenommen und bei einer Schülerin, deren Vater eine Brauerei hatte, über Nacht auf Eis gestellt, damit die Kugeln am nächsten Morgen in der Biologiestunde in Mikroprojektion vorgeführt werden konnten. (Die Mikroprojektion bewerkstelligte ich damals mit dem vorhandenen Lichtbildprojektor — Bogenlampe 30 Ampere! — und bekam tatsächlich erkennbare Bilder.) Eine kurze Einweisung behandelte mit einigen Zeichnungen *Volvox* — diese räumlich und biologisch wohlorganisierte Kolonie von einzelligen Geißeltierchen — als „Zwischenglied".

Die Mikroprojektion funktionierte fabelhaft, aber wir alle waren sehr enttäuscht, denn die Lebewesen des Bildes sahen (bis auf die Kugelgestalt) ganz anders aus als meine Zeichnungen.

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

Inzwischen kam mir eine (zunächst recht dunkle) Erinnerung, daß ich während meines Studiums einmal ganz von weitem etwas über koloniebildende Rädertiere gehört hatte. Ich wußte nun gottlob, womit ich wahrheitsgemäß aus meiner queren Situation herauskommen und sie sogar noch positiv auswerten konnte. Ich sagte etwa: Das Wunderwerk *Volvox* ist der Zusammenschluß Tausender ganz einfacher einzelliger Lebewesen zu einem Organismus. Was ihr hier (durch meinen Irrtum) seht, das ist der Zusammenschluß vieler hochkomplizierter vielzelliger Organismen zu einem Ganzen — in einer Harmonie, wie wir Menschen sie in jahrtausendlangem Zusammenleben noch immer nicht fertig bekommen haben. Ob ich verstanden wurde, kann ich (nach 45 Jahren) nicht sagen.

Es handelte sich um das koloniebildende Rädertier *Conochilus hipporrepis*, das ich bis heute nicht wieder lebend gefunden habe. Jetzt trat es (keineswegs in solchen Mengen wie damals) an einigen wenigen Tagen im Plankton unseres Freibades auf, dann war es auch dort wieder verschwunden. Sicher ist es häufiger anzutreffen, nur mir war es nicht mehr geglückt, die Rädertierkugeln zu finden. Ich konnte die Kolonien nun beobachten und im Mikroskop unter leichter Zusammendrückung fotografieren. Außerdem konnte ich die wenigen vorhandenen Tiere mit der Pipette einzeln aus dem Vorratsglas herausholen und in einer kleinen Küvette „anreichern". Dort waren sie ungestört und in freier Bewegung zu beobachten und zu fotografieren.

Die einzelnen Rädertiere sitzen in einer Gallertkugel, die junge Kolonien fast völlig einhüllt, so daß nur das Räderorgan und Sinnesorgane der völlig ausgestreckten Tiere herausragen. Je älter die Kolonien werden, desto kleiner wird die Gallerthülle. Bei üblicher zentraler Hellfeldbeleuchtung ist sie nicht zu sehen, bei etwas schiefer Beleuchtung erscheint sie angedeutet, prächtig kommt sie heraus bei Phasenkontrastbeleuchtung. Doch muß man sich klar sein, daß im Mikropräparat die Tiere etwas eingequetscht sind und dadurch die Gallerthülle größer erscheint als sie tatsächlich ist. Richtig wiedergegeben ist sie nur bei den freibeweglichen Tieren in der Küvette.

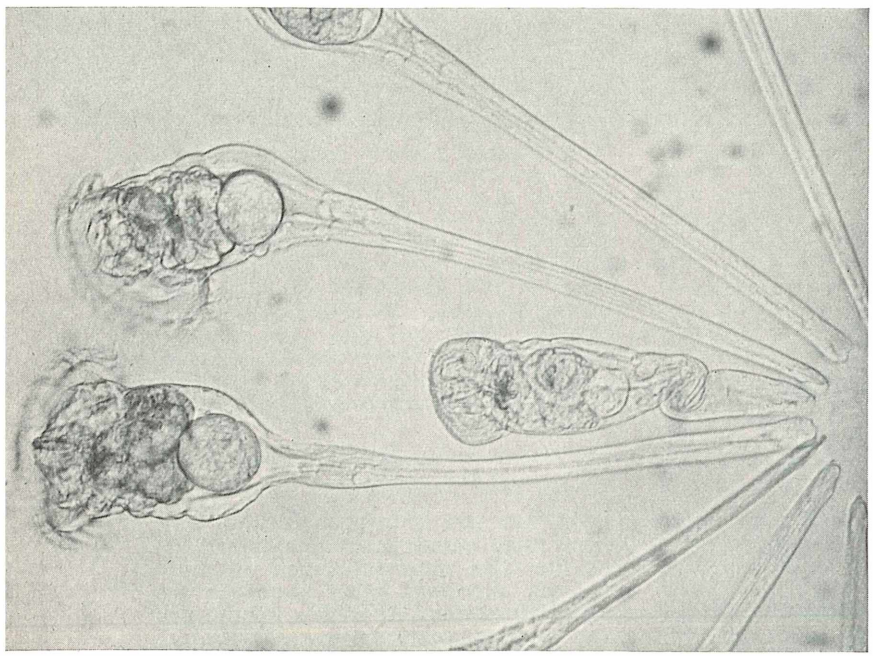


Bild 2: Drei Einzeltiere von *Conochilus*. Zwei Individuen sind ausgestreckt, eines hat sich zusammengezogen. Vergrößerung etwa 300fach.

Eine stärkere Vergrößerung im Hellfeld läßt viele Einzelheiten erkennen, auch Eier. Wie aber aus einem Ei nicht nur ein einzelnes Tier wird, sondern eine so regelmäßig aufgebaute Kolonie von etwa 50 Tieren, konnte ich in der kurzen Zeit, in der *Conochilus* im Plankton auftrat, nicht beobachten und erkennen.

Verfasser: Martin Deckart, Bad Tölz, Gudrunstraße 9

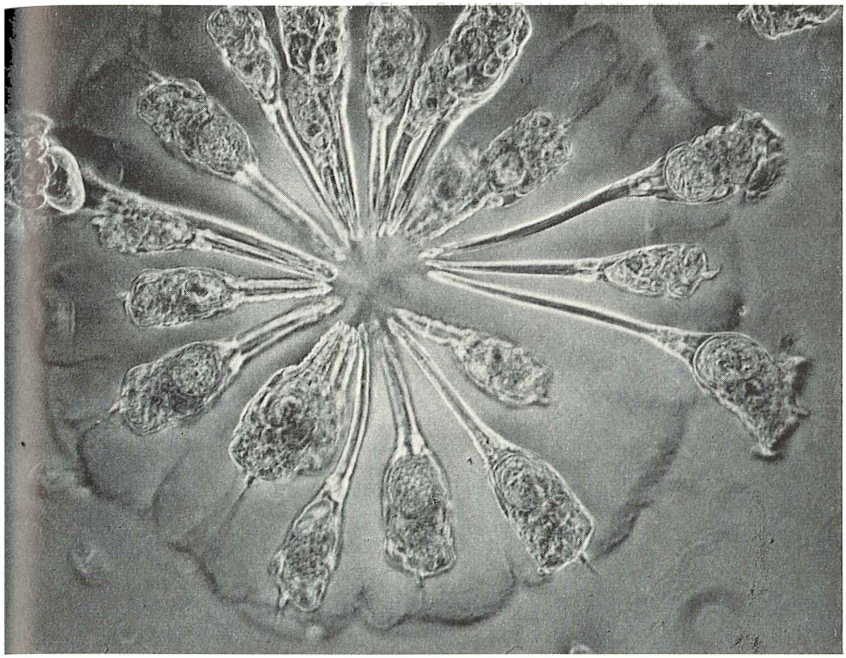
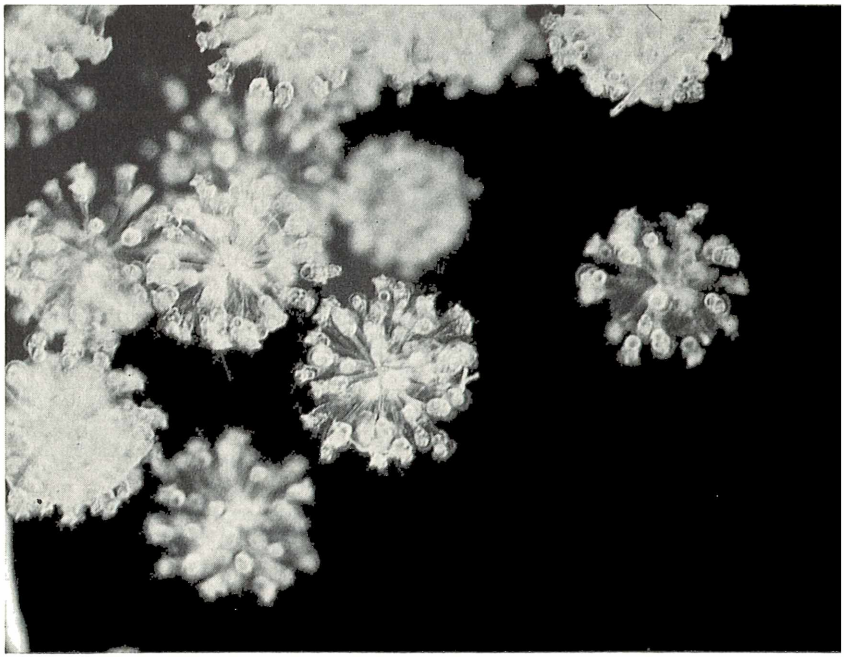


Bild 3: Die Phasenkontrastaufnahme läßt die Gallerthülle gut erkennen. Vergrößerung etwa 150fach.

Bild 4: Küvettenaufnahme bei etwa 40facher Vergrößerung. Die Kolonien sind hier frei beweglich und erscheinen daher nicht wie Sterne (wie im Mikro-Präparat), sondern als Kugeln. Alle Einzeltiere haben ihr Räderorgan ausgestreckt. Summar f/24 mm.



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

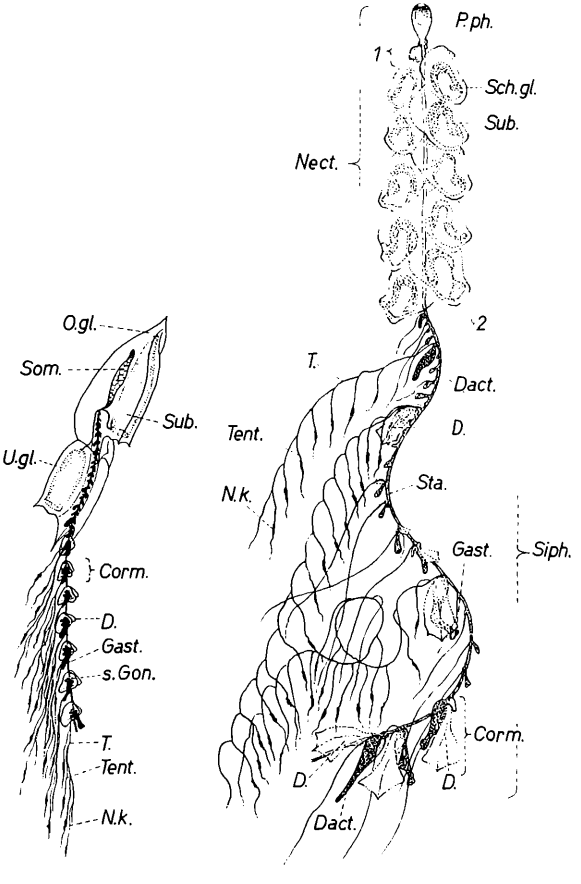
FRANZ LUDWIG

Schwebende Schönheit

Die Staatsquallen und ihr Schwebeorgan

Das Planktonnetz gehört zur Standardausrüstung der meisten Mikroskopiker. Die winzigen Organismen, die damit erbeutet werden, haben, so verschieden sie auch sind, eines gemeinsam: sie können sich schwebend im freien Wasser halten. Die bizarren Formen, die viele Plankter auszeichnen, die Fortsätze, Borsten, Stacheln, Dornen, Haare dienen der Erhöhung des Formwiderstandes — daß sie den Mikroskopiker ästhetisch sehr befriedigen, ist eine erfreuliche Begleiterscheinung.

Eine ganz andere Methode zum Schweben haben die Staatsquallen „erfunden" — sie besitzen einen „eingebauten Luftballon". Nur ein kleiner Teil der Mikroskopiker wird Gelegenheit haben, die Gasflasche einer Siphonophore selbst zu untersuchen — Bilder und Text dieses Aufsatzes mögen als Ersatz dafür dienen.



Erklärung der Abkürzungen in den Bildern

1 — Wachstums- und Knospungszone für das Nectosom; *2* — Wachstums- und Knospungszone für das Siphosom; *az.Gr.* — azidophile Granula; *Ch.l.* — Chitinlamelle; *Corm.* — Cormidium; *D.* — Deckblatt; *Dac.* — Dactylozoid (Taster); *Dr.z.* — Drüsenzelle; *Ent.'* — Entoderm des Pneumatocodons; *Ekt.''* — Ektoderm des Luftsacks; *Gast.* — Gastrozoid; *G.dr.* — Gasdrüse; *G.vas.* — Gastrovaskularsystem; *K.* — Kern; *L.s.* — Luftsack; *Nect.* — Nectosom; *N.k.* — Nesselköpfchen; *O.gl.* — Oberglocke; *P.* — Porus; *Pig.* — Pigment (Melanin); *P.ph.* — Pneumatophore; *R.z.* — Riesenzelle; *Sch.gl.* — Schwimmglocke; *Sept.* — Septum; *Siph.* — Siphosom; *s.Con.* — sessiler Gonophor; *Som.* — Somatocyste; *St.* — Stützlamelle; *Sta.* — Stamm; *Sub.* — Subumbrella (Glockenhöhle); *T.* — Tentakel; *Tent.* — Tentille; *Tr.* — Trichter; *U.gl.* — Unterglocke.

Links:
Bild 1: Übersichtsbild einer Staatsqualle der Gruppe *Calycophora (Diphyes appendiculata).* In der Oberglocke ist der Saftbehälter (Somatocyste) mit den Öltropfen deutlich zu erkennen. Der Auftrieb erfolgt aber ausschließlich durch die Gallertmassen der beiden Schwimmglocken und der Deckblätter. Das spezifische Gewicht dieser Elemente ist geringer als das des Seewassers (nach W. JACOBS, 1937).

Rechts:
Bild 2: Übersichtsbild einer Staatsqualle der Gruppe *Pneumatophora (Halistemma pictum).* Der Schwimmapparat besteht bei diesen Formen aus den mehr oder weniger zahlreichen Schwimmglocken des Nectosoms und dem an der Spitze sitzenden Pneumatophor. Die Gallertmassen der Schwimmglocken sind stark reduziert (nach E. METSCHNIKOFF).

Das griechische Wort Plankton wurde zuerst von dem Meeresbiologen Victor Hensen 1887 in die Wissenschaft eingeführt. Es heißt wörtlich übersetzt „das passiv Treibende". Später hat Ernst Haeckel (1890) unter diesem Begriff alle frei im Wasser (pelagisch) lebenden Organismen zusammengefaßt, die infolge ihrer mehr oder weniger geringen Eigenbeweglichkeit leicht von Wasserströmungen verdriftet werden können. Die Größe der Organismen spielt hierbei keine Rolle: Zum Plankton werden nicht nur mikroskopisch kleine Organismen gezählt, sondern auch metergroße Medusen und Quallen.

Warum schweben Planktonorganismen?

In der Definition von Ernst Haeckel kommt auch die auffallendste Eigenschaft der Planktonorganismen zum Ausdruck: Das Schwebevermögen im freien Wasser.

Die physikalisch-chemischen Faktoren, von denen das Schwebevermögen abhängt, sind sehr komplexer Natur. Eigenschaften der Organismen selbst und des umgebenden Mediums stehen in enger Beziehung zueinander. Es ist das Verdienst W. Ostwalds, diese Zusammenhänge in einer klaren und übersichtlichen Form dargestellt zu haben. Seine klassisch gewordene, 1902 aufgestellte „Planktonformel" lautet:

$$\text{Sinkgeschwindigkeit} = \frac{\text{Übergewicht}}{\text{Formwiderstand} ** \times \text{innere Reibung}}$$

W. Ostwald ging bei seinen Überlegungen von einer Voraussetzung aus, die eigentlich einen Sonderfall darstellt: Er betrachtete das Schweben als einen Sinkvorgang von außerordentlich geringer Geschwindigkeit:

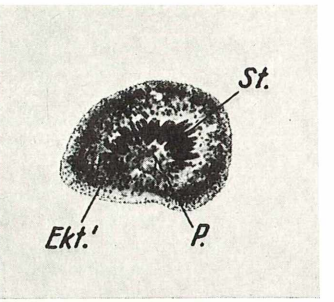
$$\text{Schweben} = \text{Sinkgeschwindigkeit} \to 0 .$$

Das Flottieren an der Grenzschicht zwischen Wasser und Luft (hier herrschen wegen der Oberflächenspannung andere Bedingungen) oder an temperatur- oder dichtebedingten Sprungschichten innerhalb des Wasserkörpers hat er zunächst bewußt außer Betracht gelassen. Ebenso die Auswirkungen vertikaler und horizontaler Wasserbewegungen (Turbulenz).

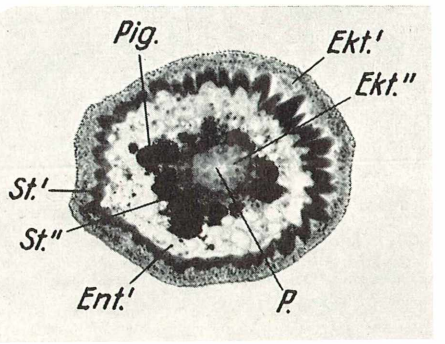
Trotz dieser Einschränkungen hat die Formel allgemeinen Aussagewert: Damit ein Organismus von geringer Eigenbeweglichkeit schweben kann, muß der Quotient aus Übergewicht und innerer Reibung × Formwiderstand ein Minimum werden.

Für die Organismen bieten sich zwei Möglichkeiten: Entweder sie vergrößern ihren Formwiderstand (z. B. durch Ausbildung von bizarren Schwebefortsätzen oder Haaren) oder sie verringern ihr Übergewicht.

Da der Formwiderstand nie unendlich werden kann, wird das Schwebevermögen in den meisten Fällen durch die Reduzierung des Übergewichts erreicht. Hierzu dient besonders häufig die Abscheidung von mächtigen und massigen Gallerthüllen. Sie bedeuten eine enorme, durch Wasseraufnahme verursachte Volumenzunahme



3



4

Bild 3 bis 10: Querschnitte durch einen etwa 2 mm langen Pneumatophor von *Halistemma*. Das Tier wurde am 30. 10. 1964 in der Bucht von Villefranche s. M. (Côte d'Azur) gefangen. *Histologische Technik:* Fixierung nach Bouin, Paraffinschnitte (5 μ), AZAN-Färbung.

Bild 3: Tangentialer Anschnitt des Pneumatophoren-Porus (durchbrochene Linie). Beachtenswert ist die kräftige Stützlamelle (des Pneumatocodons) mit den strahlenförmig angeordneten Fortsätzen, die als Ansatzstellen für die Muskulatur dienen (Sphincter). 23×

Bild 4: Apikaler (scheitelwärtiger) Abschnitt des Pneumatophors. Der Porus ist hier besser zu erkennen. Die schwarzen Flächen in der Mitte sind die mit Pigmentgranula angefüllten Entodermzellen der Luftsackwandung. 123×

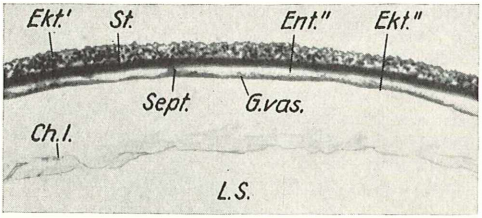
* Jeder im Wasser schwimmende Körper erfährt einen Auftrieb, der dem Gewicht des von ihm verdrängten Wassers entspricht. Das Übergewicht wird also als Differenz der spezifischen Gewichte von Organismus und Wasser definiert:
$$\text{Übergewicht} = \varrho_{\text{Org.}} - \varrho_{H_2O}$$

** Der Formwiderstand der Planktonorganismen hängt von ihrer Gestalt und der Beschaffenheit ihrer Oberfläche ab.

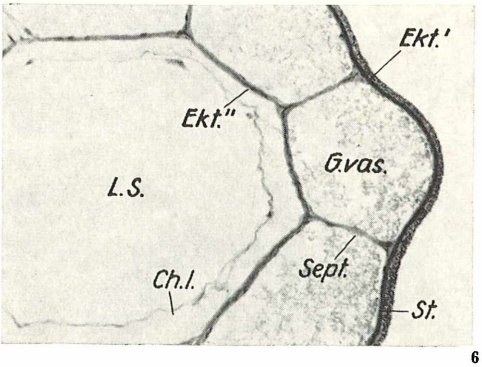
*** Die innere Reibung oder Viskosität charakterisiert das umgebende Medium. Für den Biologen ist interessant, daß sich dieser Faktor umgekehrt proportional zur Temperatur verhält.

bei gleichbleibendem Gewicht, also eine Verringerung des spezifischen Gewichts.

Nicht selten werden aber spezifisch leichtere Substanzen als Wasser (Gase oder Flüssigkeiten, z. B. Öle) in Zellvakuolen oder Körperabschnitten der Organismen eingelagert. Flüssigkeiten haben eine sehr geringe Kompressibilität. Die sog. „Flüssigkeitsschweber" sind also unabhängig von Druckänderungen. Sie befinden sich in allen Tiefenstufen hydrostatisch im Gleichgewicht. Völlig anders ist es bei den „Gasschwebern". Diese Organismen können sich mit einer bestimmten Gasmenge nur in



5



6

Bild 5: Das obere Drittel des Pneumatophors wird vollständig vom Luftsack ausgefüllt. Das Gastrovaskularsystem zwischen Pneumatocodon- und Luftsackwandung ist erst als feiner Spalt zu erkennen. Auffallend ist die geringe Dicke der Luftsackwandung. 350×

Bild 6: Mittlerer Abschnitt des Pneumatophors (kurz oberhalb der Gasdrüse). Auf diesem Querschnitt ist deutlich zu erkennen, daß der gasgefüllte Luftsack von einem „Flüssigkeitsmantel", dem Gastrovaskularsystem, umgeben ist. Es ist in diesem Bereich bereits gut entwickelt und wird durch Septen in acht Kammern gegliedert. 123×

einer engbegrenzten Tiefenregion aufhalten. Ein Tiefer- oder Höhersteigen bewirkt infolge der Druckänderung eine Änderung des Gasvolumens und damit des spezifischen Gewichts. Damit sich diese Organismen in einer bestimmten Tiefe überhaupt hydrostatisch im Gleichgewicht halten können, müssen sie Einrichtungen zur Regulierung des Gasvolumens besitzen. Wie dieses Problem im Speziellen gelöst sein kann, soll nun am Beispiel der Siphonophoren erläutert werden.

Die Siphonophoren

Die Siphonophoren (die Röhren- oder Staatsquallen) sind eine sehr vielgestaltige Gruppe der Hohltiere. Diese rein marinen Planktonorganismen gehen aus einer sog. Siphonula-Larve hervor, deren Wachstums- und Knospungszonen fortlaufend neue Knospen bilden. Es entstehen auf diese Weise Kolonien, die nach Ansicht der meisten Forscher als Hydropolypenstöcke mit festsitzenden Medusenknospen * anzusprechen sind. Die Vollkommenheit der Anpassung an die freischwimmende Lebensweise zeigt sich am besten an der Ausgestaltung des Schwimmapparates, dessen verschiedenartige Struktur die Staatsquallen in zwei Gruppen teilt:

Bei der ersten Unterordnung, den *Calycophora,* übernehmen ein oder zwei mund- und tentakellose Medusen das Schweben (Bild 1). Bei der zweiten Unterordnung, den *Pneumatophora,* finden wir dagegen (neben den mehr oder weniger zahlreichen Schwimmglocken des Nectosoms) als „hydrostatisches Organ" eine sog. Gasflasche, den Pneumatophor (Bild 2).

An dem Schwimmapparat hängt der Stamm, ein schlauchförmiger Polyp von der Länge der Kolonie. Er erzeugt durch eine zweite Wachstums- und Knospungszone die eigentlichen Glieder der Kolonie, die zu sog. Personengruppen (Cormidien) zusammengefaßt sind. Jedes Cormidium setzt sich aus spezialisierten und dementsprechend umgestalteten Polypen zusammen: Freßpolypen (Gastrozoide) mit je einem Fangfaden, Geschlechtspolypen (Gonozoide) mit den Geschlechtsmedusen und nesselkapselzellenbewehrte Taster (Dactylozoide). Eine umgewandelte Meduse, das Deckblatt, umhüllt jede Personengruppe.

Mit dieser kurzen Beschreibung wollen wir uns begnügen. Leider vermag sie nichts von der märchenhaften Schönheit dieser Organismen auszudrücken, auf deren glasklaren, schimmernden Körpern nicht selten weißlich opalisierende, blaue, rote oder gelbe Zeichnungen aufleuchten. Oder von der Eleganz der Bewegungen, mit der die Schwimmglocken die bis zu mehrere Meter lang werdenden Kolonien wie zarte Girlanden hinter sich herziehen.

Das hydrostatische Organ: der Pneumatophor

Das eigentliche hydrostatische Organ der *Pneumatophora,* die oben sitzende Gasflasche, stellt eine — allerdings um 180°

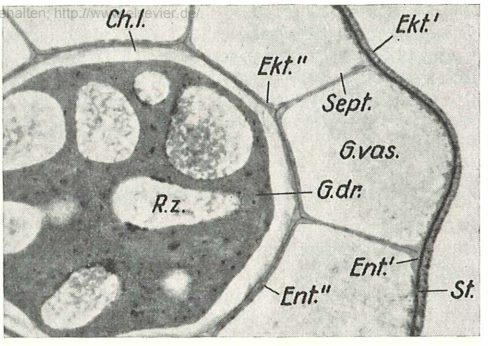
* Polyp und Meduse sind verschiedene Formen der Hohltiere. Polypen sitzen fest, Medusen leben meist planktisch. Oft stehen Polypen und Medusen bei einer Art in Generationswechsel: Die festsitzenden Polypen vermehren sich ungeschlechtlich, an ihnen entstehen durch Knospung Medusen, die sich dann ablösen und Geschlechtsprodukte — Eier und Samen — erzeugen. Aus den befruchteten Eiern gehen dann wieder die ungeschlechtlichen Polypen hervor.

gedrehte — Meduse dar, der die Gallertmassen des Schirms weitgehend fehlen. Sie besteht im einfachsten Fall aus einer äußeren Exumbrella (Schirmoberseite), dem Pneumatocodon und einer inneren subumbrellaren Begrenzung, die den Pneumatosaccus oder Luftsack umschließt. Beide Wände haben gewöhnlich eine zweischichtige Struktur und sind reich mit Muskulatur versorgt, was besonders für den Pneumatocodon gilt.

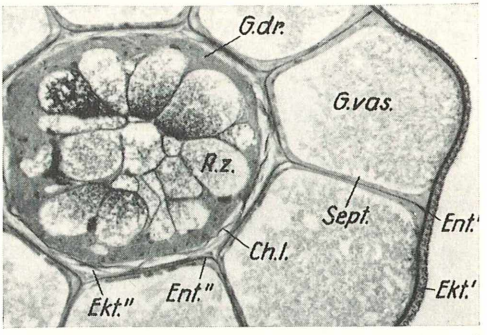
Zwischen beiden Teilen befindet sich ein Gastrovaskularraum (ein flüssigkeitsgefüllter Hohlraum), der bei komplizierteren Gasflaschentypen durch senkrecht verlaufende Septen in mehrere Räume untergliedert werden kann (Bild 6).

Die ursprüngliche obengelegene Öffnung des Luftsacks ist meistens zu einem feinen Pôrus reduziert, der noch durch einen Sphincter (Schließmuskel) verschlossen werden kann (Bild 3). Die Pneumatophoren der Gattung *Forskalia* und *Agalma* sind sogar ganz verschlossen. Hier ist eine Reduktion des Gasvolumens nur beschränkt durch die Kontraktion der Luftsack- und Pneumatocodonmuskulatur möglich.

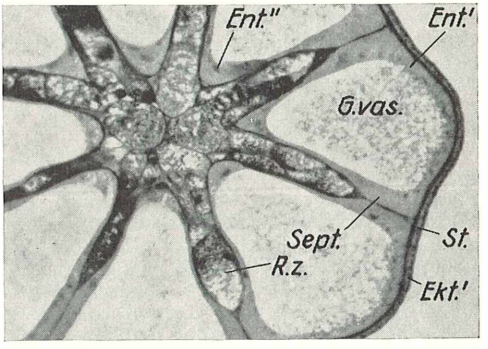
Der von einer Chitinlamelle ausgekleidete Luftsack endet basal in den „Trichter", einer engen Öffnung zu dem darunter liegenden Abschnitt des Gastrovaskularsystems (Bild 10). Die Trichterepidermis (Ektoderm der Subumbrella) ist zweischichtig, weil sich von unten her über die Chitinlamelle ein sehr kompaktes Gewebe aus drüsenartigen Zellen schiebt. Es bildet in seiner Gesamtheit die konusförmige Gasdrüse, die den Luftsack nach unten hin pfropfenartig abschließt (vgl. Bild 7, 8 u. 9). Daß die unregelmäßig gestalteten, 20 bis 30 μ großen Gasdrüsenzellen eine rege Stoffwechselaktivität besitzen, läßt sich an dem sehr dichten, mit azidophilen Granula angefüllten Cytoplasma erkennen (Bild 11). Eine weitere Besonderheit der Gasdrüse sind die mit lockerem und klüftigem Cytoplasma ausgestatteten, keulenförmigen Riesenzellen, deren Funktion noch unbekannt



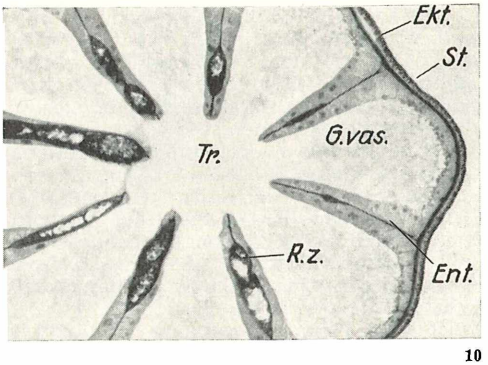
7



8



9



10

Bild 7: Schnitt durch den oberen Teil der Gasdrüse. Die weniger dichten (hellen) Bezirke innerhalb des eigentlichen Drüsengewebes sind Anschnitte der kolbenförmigen Enden der sog. Riesenzellen. 123×

Bild 8: Schnitt durch die mittlere Region der Gasdrüse. 123×

Bild 9: Basaler Abschnitt der Gasdrüse (kurz vor der Mündung in den „Trichter"). Das Drüsengewebe ist fast vollständig durch die Riesenzellen ersetzt worden. Deutlich ist zu erkennen, wie sie sich in die Septen hinein vorschieben. 123×

Bild 10: Schnitt durch die „Trichterregion". Der unter dem Trichter liegende basale Abschnitt des Gastrovaskularraums stellt die Verbindung zwischen den acht Kammern des oberen Systems her und mündet direkt in das Gastralsystem des Stammes. 123×

ist. Man vermutet, daß sie ebenfalls an der Gassekretion beteiligt sind. Bei *Halistemma* enden sie in den Septen (Bild 9 u. 10). Sie können aber auch, wie bei dem etwas primitiven Pneumatophor von *Rhizophysa*, frei in den Gastrovaskularraum hineinragen.

Aufgabe und Funktion des Pneumatophors

Man kann sich durch die Abtrennung des Pneumatophors leicht davon überzeugen, daß in den meisten Fällen der ganze Tierstock von dem Pneumatophor getragen wird. Dies gilt vor allem für die *Anecta* (Siphonophoren der Unterordnung *Pneumatophora*, denen die Schwimmglocken des Nectosoms und die Deckblätter fehlen), zu denen auch die bekannte Portugiesische Galeere, *Physalia physalis*, und die blau bis violett schillernde Segelqualle *Vellela* gehört. Bei beiden ist der Pneumatophor so mächtig entwickelt, daß er über die Wasseroberfläche hinausragt (Floßprinzip). Langsame Schlingerbewegungen sorgen dafür, daß die 4 bis 30 cm langen Pneumatophoren ständig benetzt werden. Sie würden sonst sehr schnell austrocknen.

Auch bei den meisten anderen Formen ist das Gasvolumen so bemessen, daß ein leichter Auftrieb die Organismen dicht unter der Wasseroberfläche schweben läßt. Auf diese Weise wird verhindert, daß sie von gefangenen Beutetieren in die Tiefe gezogen werden. Eine Regulierung des Schwebevermögens ist also relativ selten notwendig. Nur bei Reizung, wie sie bei direkter Berührung ausgelöst wird, erfolgt eine Gasabgabe, die dann eine rasche Flucht in die Tiefe ermöglicht.

Die Gasabgabe wird durch die Pneumatophorenmuskulatur unterstützt. Durch den dabei auftretenden Überdruck kann das Gas sogar in den Trichter gedrückt werden, was sich dann deutlich an einer basalen Ausbuchtung der Gasblase erkennen läßt (Bild 12 b). Der eigentliche Gasaustritt erfolgt sehr schnell: Eine Kontraktionswelle der Muskulatur preßt einen Teil des Gases durch den oberen Porus nach außen (Bild 12 c).

Eine entleerte Gasflasche kann sich innerhalb von wenigen Minuten wieder neu füllen. Als Ort der Gasproduktion wurde schon früh die Gasdrüse erkannt (C. Chun, 1897). Unter dem Mikroskop läßt sich an den leeren Gasflaschen sehr schön beobachten, wie sich hier zu Beginn des Sekretionsprozesses kleine Bläschen bilden, die sehr schnell größer werden und zusammenfließen (Bild 12 d). Eine Regulierung des Gasvolumens durch Gassekretion kann auch dann in wenigen Minuten erfolgen, wenn durch Überdruck die Gasflasche zusammengepreßt wird (W. Jacobs, 1937).

Über die Zusammensetzung des Gases ist noch nicht viel bekannt. Nur der 350 bis 1000 ml fassende Pneumatophor von *Physalia* liefert die für eine genaue Analyse notwendige Gasmenge. Wie die Tabelle zeigt, kam es zu den unterschiedlichsten Ergebnissen. Dies liegt wahrscheinlich daran, daß die Gasfüllungen in dem auf dem Wasser schwimmenden Pneumatophor durch Ventilations- und Diffusionsvorgänge allmählich mit gewöhnlicher Luft ausgetauscht werden. Heute ist bekannt, daß primär Kohlenmonoxid (CO) in der Gasdrüse gebildet wird. Die Gasdrüse weist eine hohe Konzentration an Folsäure auf. Es handelt sich nach J. W. Wittenberg (1962) um N^{10}-Formylderivate der Tetrahydrofol- und der Tetrahydroptoryltriglutaminsäure. Diese Derivate sind die Träger der C_1-Einheiten, die als Kohlenmonoxid ausgeschieden werden.

Übersicht

Gasabgabe und Gasneubildung in dem Pneumatophor dürften (wenn notwendig) bei den meisten *Pneumatophora* die vorherrschende Methode zur Regulierung des spezifischen Gewichts sein. Wie ist es aber bei den Vertretern der Gattungen *Forskalia* und *Agalma*, die keinen Porus zur Gasabgabe besitzen? Es zeigte sich, daß diese Formen auch ohne Pneumatophor das Schwebevermögen regulieren können. Hierzu dienen vor allem die zahlreichen gallertigen Deckblätter und die mächtig ausgebildeten Schwimmglocken des Nectosoms. Sie sind interessanterweise in diesen speziellen Fällen leichter als Seewasser, so daß sie nach ihrer Abtrennung zur Wasseroberfläche treiben! Die Deckblätter sorgen auch bei den als Eudoxien abgeschnürten, ältesten Cormidien zunächst für ein ausreichendes Schwebevermögen, bis später neugebildete Schwimmglocken diese Aufgabe übernehmen. Die Pneumatophoren dienen nur zur Aufrichtung des Nectosoms.

Ähnliche Verhältnisse finden wir auch bei den *Calycophora*. Die Vertreter dieser Unterordnung haben, dank der relativ großen Schwimmglocken, auch ein ausgezeichnetes Bewegungsvermögen. Früher glaubte man, die Öltropfen in dem Saftbehälter (Somatocyste) der Oberglocke sorgten für den notwendigen Auftrieb. Dies hat sich aber nicht bestätigt. Allein die Gallertmassen der Schwimmglocke und der Deckblätter sind für das Schwebevermögen verantwortlich.

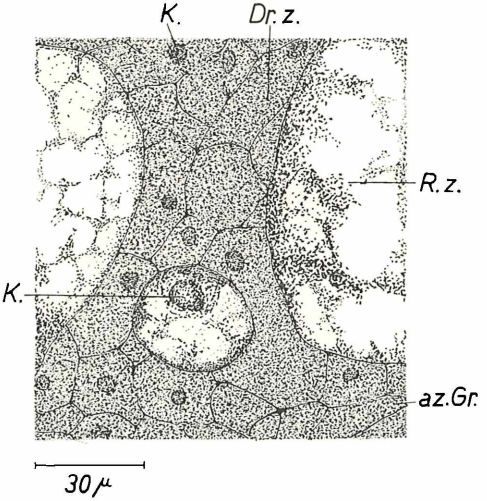
An den in völliger Ruhe durch das Wasser schwebenden Siphonophoren wird sehr schön demonstriert, daß ihre stabile Gleichgewichtslage ausschließlich von der Verteilung der „leichten" und „schweren" Körperabschnitte abhängt.

Für uns Mitteleuropäer ist es leider nicht einfach, lebende Siphonophoren zu Gesicht zu bekommen. Diese Tiere sind hauptsächlich in den warmen subtropischen und tro-

Tabelle: Gasanalysen bei der Blasenqualle *Physalia physalis* (Werte in %).

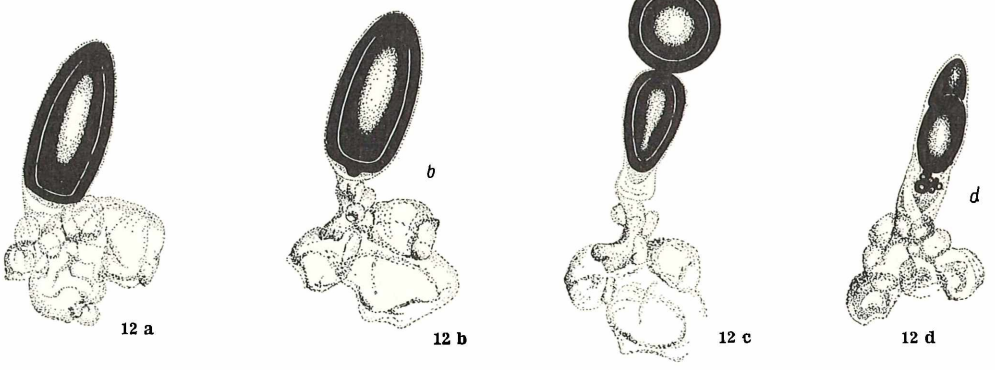
Gas	A. de Quatrefages, 1854	T. Schloessing u. J. Richard, 1896	L. Hyman, 1940	G. O. Mackie	J. W. Wittenberg, 1960
Sauerstoff O_2	17,8	12,2—15,1	7,5—13,5	17,2—17,7	15—20
Kohlendioxid CO_2	—	0—1,7	—	0,03—0,07	+
Kohlenmonoxid CO		—	—	—	0,5—13
Stickstoff N_2		Rest (im gleichen Verhältnis wie in Luft)	85—91	Rest (im gleichen Verhältnis wie in Luft)	Rest (im gleichen Verhältnis wie in Luft)
Edelgase (Argon)	?		1,5		

pischen Gewässern beheimatet und nur die großen Formen, wie *Physalia* und *Vellela*, können gelegentlich bis in die subarktischen Gebiete verdriftet werden. Aber schon das Mittelmeer hat eine relativ reichhaltige Siphonophorenfauna. Besonders in der kalten Jahreszeit werden sie nach heftigen Weststürmen in Küstenbuchten zusammengetrieben und können dann von kleinen Booten aus oder schwimmend leicht eingesammelt werden. Die Tiere dürfen nicht unmittelbar berührt werden. Nicht, weil bei diesen kleinen Mittelmeerformen das Nesselgift gefährlich werden könnte (dies ist nur bei der großen *Physalia* der Fall. Vorsicht! Nicht zu nahe heranschwimmen, da diese Tiere ihre bis zu 30 m (!) langen Fangfäden oft netzartig im Wasser ausbreiten, um so ein größeres Gebiet abfischen zu können), sondern weil die zarten Formen bei der geringsten mechanischen Beanspruchung leicht zerfallen. Vor allem die Schwimmglocken und die Deckblätter werden abgeworfen. Mit einem Eimer oder einer großen Plastiktüte können sie aber, bei einiger Vorsicht, unversehrt aus dem Wasser geschöpft werden. Leider bleiben diese hochinteressanten und herrlichen Planktonorganismen in Aquarien nicht sehr lange am Leben.



▲ Bild 11: Ausschnitt aus dem Gasdrüsengewebe.

▼ Bild 12: Gasaustritt und Gassekretion bei *Halistemma*. Die Gasblasen erscheinen infolge der Doppelbrechung im Durchlicht schwarz. *a*: Normale Gasfüllung; *b*: Unmittelbar vor dem Gasaustritt; *c*: Gasaustritt; *d*: Einsetzende Gassekretion, Neufüllung des Gasflasche. (Nach Aufnahmen von W. Jacobs, 1937.)



Literaturhinweise:
1. Chun, C.: Über den Bau und die morphologische Auffassung der Siphonophoren. Verh. zool. Ges. 7, 48, 1897.
2. Chun, C.: Zur Morphologie der Siphonophoren. 2. Über die postembryonale Entwicklung von Physalia. Zool. Anz. 10, Nr. 263 u. 264, 557—561 u. 574—577, 1897.
3. Garstang, W.: The morphology and relations of Siphonophora. Quart. J. micr. Sc. 87, 103—201, 1947.
4. Hyman, L.: The invertebrates: Protozoa through Ctenophora. 1. Auflage, 1940.
5. Jacobs, W.: Das Schweben der Wasserorganismen. Ergebn. Biol. 11, 131—218, 1935.
6. Jacobs, W.: Beobachtungen über das Schweben der Siphonophoren. Z. vergl. Physiol. 24, 583 bis 601, 1937.
7. Ostwald, W.: Zur Theorie des Planktons. Biol. Centralblatt 22, Nr. 19 u. 20, 596—605 u. 609—638, 1902.
8. Trégouboff, G. et M. Rose: Manuel de planctonologie méditerranéenne. Centre national de la recherche scientifique, Paris 1957.
9. Wittenberg, J. B.: The source of carbonmonoxide in the float of the portuguese Man-of-war, Physalia physalis L. J. exp. Biol. 37, 698 bis 705, 1960.
10. Wittenberg, J. B., J. M. Noronha, and M. Silverman: Folic acid derivatives in the gas gland of Physalia physalis L. Biochem. J. 85, 9—15, 1962.

Verfasser: Franz Ludwig, Zoologisches Institut der Universität, 74 Tübingen, Hölderlinstr. 12

RUPERT LENZENWEGER

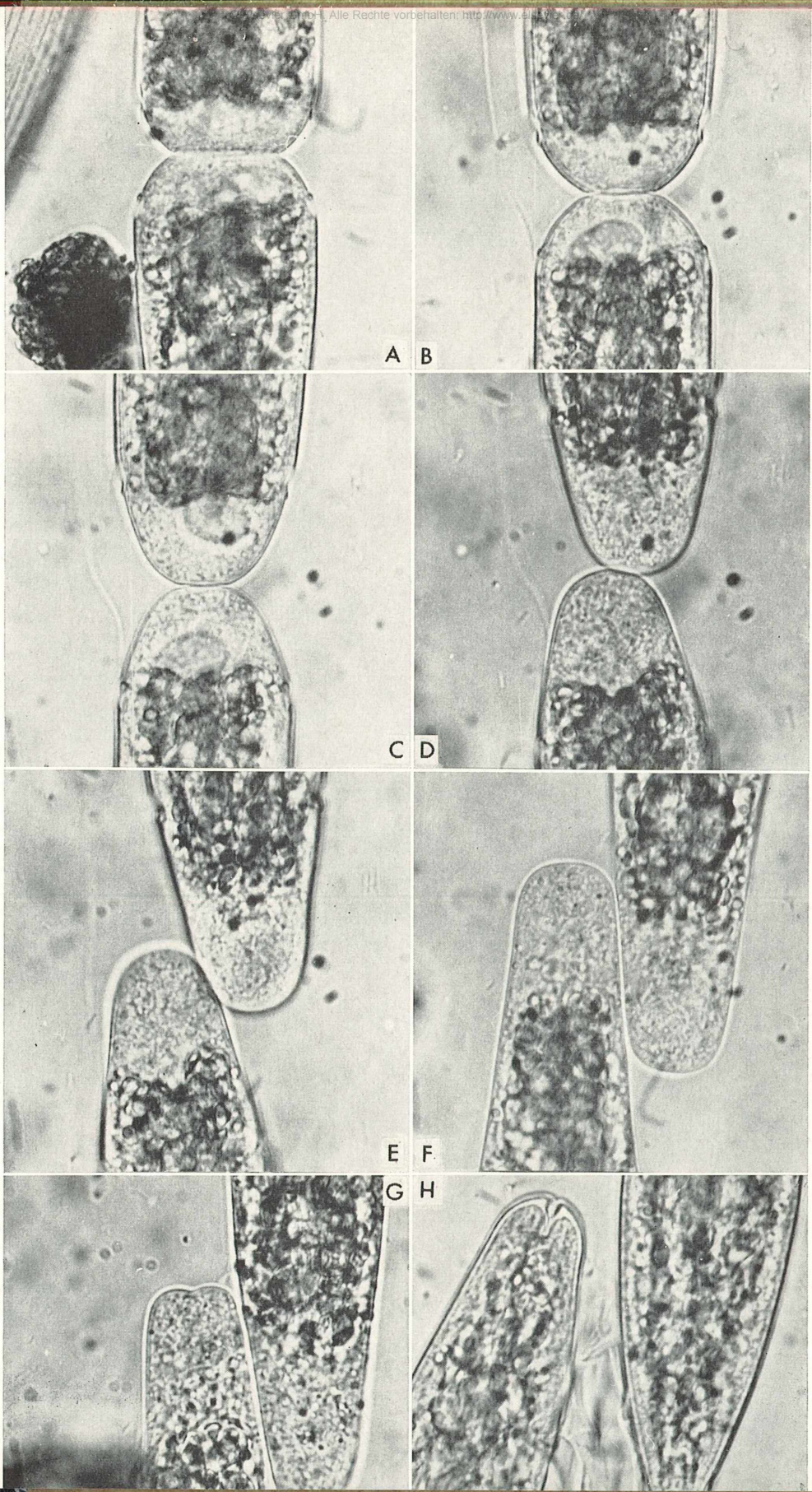
Die Zellteilung bei der Zieralge Tetmemorus granulatus

Im Mikrokosmos **55**, 289—293, H. 10, 1966, habe ich den Verlauf einer Zellteilung bei einer *Micrasterias*-Zelle beschrieben. Ergänzend soll hier der Ablauf der Teilung bei der Zieralge *Tetmemorus granulatus* geschildert werden. Schon beim bloßen Betrachten der den Teilungsverlauf der *Micrasterias*-Zelle wiedergebenden Bilderreihe sieht man, daß die beiden Teilungsprodukte bis zu ihrer vollständigen Ausbildung miteinander verbunden bleiben und erst in der Endphase, nach der Bildung der Dauermembran, auseinanderwandern. Diese Erscheinung ist bei der Teilung der meisten Desmidiaceenzellen zu beobachten (so z. B. bei den Gattungen *Cosmarium, Xanthidium, Staurastrum).* Verfolgt man hingegen den Verlauf einer Zellteilung bei *Tetmemorus granulatus,* einer langgestreckten, weckenförmigen Desmidiacee, so zeigt sich, daß er in den Anfangsphasen ganz analog erfolgt (Stadien A, B und C). Mit zunehmendem Wachstum der jungen Halbzellen wird jedoch deren Berührungsfläche sehr rasch kleiner, und plötzlich beginnen die Zellen sich gegeneinander seitlich zu verschieben (Stadium D), so daß im weiteren Teilungsverlauf die beiden Zellen seitwärts gegeneinander wachsen, ohne, wie etwa bei einer *Micrasterias*-Zelle, den gegenseitigen Abstand der ursprünglichen Halbzellen weiter zu vergrößern. Die Einschnitte an den Zellenden, die für die Gattung *Tetmemorus* typisch sind, beginnen sich etwa bei Stadium G zu bilden. Das Abstreifen der Bildungsmembran kann in den Endphasen sehr gut beobachtet werden (Stadium H). Um festzustellen, daß diese seitliche Verlagerung der beiden Zellen nicht etwa durch den Druck des Deckglases verursacht wurde, habe ich mehrere Teilungen ohne Auflegen eines Deckglases verfolgt, diese Erscheinung konnte jedoch immer wieder beobachtet werden. Die Ausbildung einer Gallerthülle war nicht zu erkennen. Dieses eigentümliche seitliche Abrutschen läßt sich zum Teil vielleicht dadurch erklären, daß die *Tetmemorus*-Zellen vorwiegend in die mitunter sehr kompakte Gallertmasse der Desmidiaceenlager eingebettet sind, die durch ihre Zähigkeit ein ungestörtes Längenwachstum erschwert und durch einen in der Längsachse wirkenden Druck die sich teilende Zelle seitlich verschiebt. Ein vorzeitiges Auseinanderwandern der noch nicht fertig ausgebildeten Teilungsprodukte wird fast regelmäßig auch bei manchen Arten der Gattung *Euastrum* beobachtet (z. B. *Euastrum oblongum* und *Euastrum ansatum).*

Verfasser: R. Lenzenweger, Schloßberg 16, 4910 Ried i. Innkreis, Oberösterreich

Bildtafel: Phasen der Zellteilung bei der Zieralge *Tetmemorus granulatus.* Vergr. 500×.

© Biodiversity Heritage Library, Alle Rechte vorbehalten; http://www.biodiversitylibrary.org/

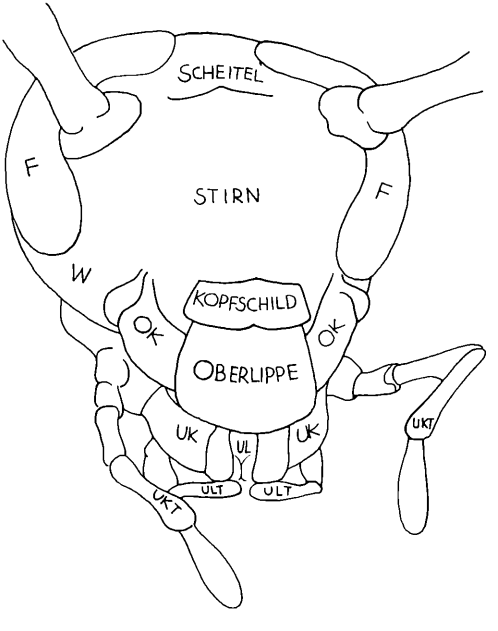


© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier
HEINZ SCHNEIDER

Insektengesichter unter der Lupe

Zu Säugetieren und Vögeln, zu Fröschen und Fischen hat der Tierfreund eine Beziehung. Wir glauben, wenn auch oft zu Unrecht, diese Tiere verstehen zu können. Insekten aber sind uns fremd, ja unheimlich. Dennoch bieten gerade sie dem Mikroskopiker viele ungewohnte, reizvolle Formen.

Die Insekten übertreffen an Artenzahl alle anderen Klassen des Tierreiches. Sie besiedeln fast alle Lebensräume und beuten die unterschiedlichsten Nahrungsquellen aus. Für den Menschen sind sie als Schädlinge, Krankheitsüberträger, Parasiten oder auch als „Nützlinge" wichtig. Wir Biologen und Mikroskopiker betrachten diese Gliedertiere aber nicht nur unter dem Gesichtspunkt des möglichen Nutzens oder Schadens: Wir versuchen vielmehr, ihre Formenmannigfaltigkeit zu ordnen und die vielfältigen Lebensbeziehungen zu erfassen. Gerade dabei wird uns bewußt, wie fremd uns die Insekten eigentlich sind. Selbst wenn wir uns Vertreter der bekanntesten Arten vorzustellen versuchen, können wir meist nur ihre äußere Gestalt erfassen und — bestenfalls — den Bau der Mundwerkzeuge beschreiben. Wer von uns kann sich aber ein Bild davon machen, wie das betreffende Insekt in die Welt schaut, welche Porträtwirkung es entfaltet, wenn es zehn bis dreißigfach vergrößert Auge in Auge vor uns steht? Es lohnt sich schon um dieses Eindrucks willen, die Gesichter der Insekten einmal unter der Lupe zu besehen. Nicht nur der Wunsch, eigenwillige Formen zu betrachten, findet dabei Erfüllung; die Gesichter verraten uns auch viel über die Lebensweise ihrer Träger, und nicht zuletzt gibt bei vielen Arten die Morphologie des Kopfes und der Augen wichtige Hinweise zur Bestimmung. Aus der Vielfalt der Objekte wollen wir hier zehn Beispiele herausgreifen und unter solchen Aspekten betrachten.



Den Anfang machen wir am besten mit dem Vertreter einer stammesgeschichtlich alten Insektengruppe, mit einer Schabe. Wenn wir die Ansicht gewinnen wollen, die Bild 1 zeigt, müssen wir unser Versuchstier auf die Bauchseite drehen. Schaben tragen nämlich den Kopf so weit nach vorn geneigt, daß das Gesicht fast dem Boden zugekehrt ist; sie sind „hypognath". Schon beim ersten Hinsehen fallen uns die großen Facettenaugen auf, die dort, wo die Fühler eingelenkt sind, tiefe Einbuchtungen aufweisen. Da die Fühler vor allem Träger des Tast- und Geruchsinnes sind, gehen wir nicht fehl, wenn wir die Schaben als besonders leistungsfähig in diesen Sinnes-

◄ ►

Bild 1: Bei der Schabe können wir besonders gut die Bauelemente der Kopfkapsel und die Mundteile unterscheiden. Durch die Chitinisierung des Kopfschildes und der Oberlippe erkennen wir sogar den Verlauf der Tracheen. In der Kopfskizze bedeutet F = Facettenauge, OK = Oberkiefer, UK = Unterkiefer, UKt = Unterkiefertaster, UL = Unterlippe, ULt = Unterlippentaster, W = Wange.

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

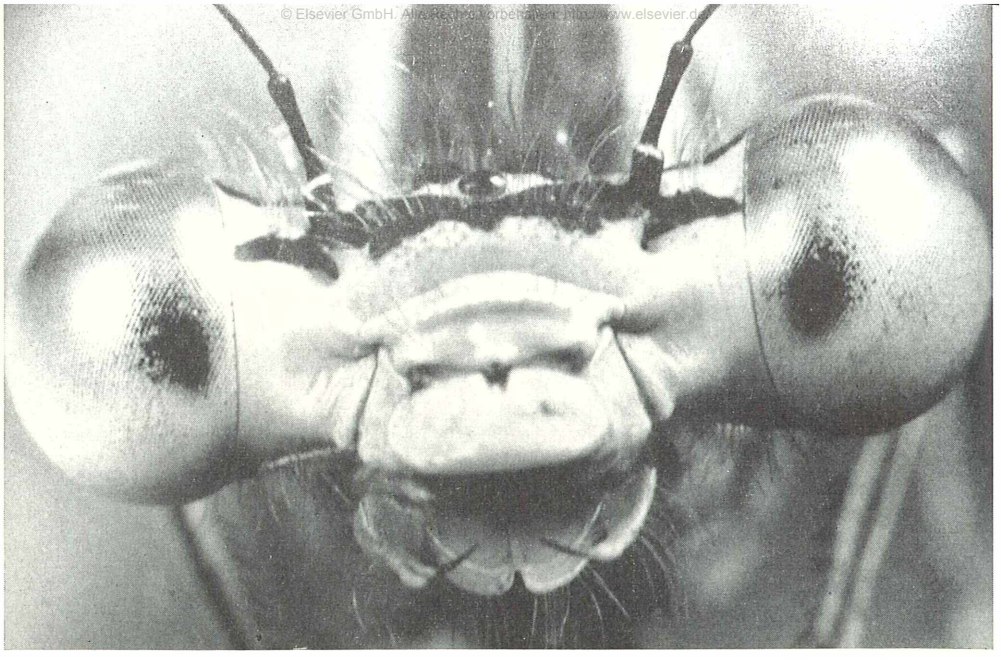


Bild 2: Die beiden dunklen Flecken in den Facettenaugen der Kleinlibelle *Enallagma* spec. sind die sog. Pseudopupillen. Sie kommen durch Lichtbrechung im dioptrischen Apparat zustande.

bereichen ansehen. Bei genauer Beobachtung erkennen wir, daß der Kopf unseres Insekts keine einheitliche Kapsel darstellt, sondern durch Nähte in verschiedene Abschnitte gegliedert ist. Die Skizze orientiert uns über den Verlauf dieser Nähte, sowie über die Anordnung der Mundwerkzeuge. An der Ansatzstelle der Antennen etwa verläuft die Trennaht zwischen Scheitel- und Stirnregion. Nach unten folgt auf die Stirn der Kopfschild und auf diesen die Oberlippe. Letztere verdeckt den Blick auf die gezähnte Schneide der Oberkiefer; dagegen sind die Unterkiefer samt ihren Tastern gut sichtbar. Von der Unterlippe erkennen wir im Bild lediglich die Taster und zwischen den Kauflächen der Unterkiefer durchscheinend die Zungenregion.

Dieser Grundtypus des Insektenkopfes erscheint nun bei den einzelnen Ordnungen, Familien und Gattungen mannigfach abgewandelt. Besonders die Mundteile, also Oberlippe, Oberkiefer, Unterkiefer und Unterlippe können je nach Lebensweise im einzelnen umgestaltet, verlängert oder auch reduziert sein. Auf diese Weise entstehen dann Gesichter von ganz charakteristischem Gepräge.

Manche Physiognomie, so z. B. die der Kleinlibelle *Enallagma* spec. (Bild 2) wirkt auf uns durch ihre zwingende Komik. Das kann aber nicht darüber hinwegtäuschen, daß der Träger dieses scheinbar frohgemuten Gesichts ein Räuberleben führt. Die nadelspitzen Kiefer lassen keinen Zweifel daran.

Da wir uns an der Schabe die Gliederung des Kopfes erarbeitet haben, fällt uns die Beurteilung des Libellenporträts nicht schwer: Am offenen Mund sind Ober-

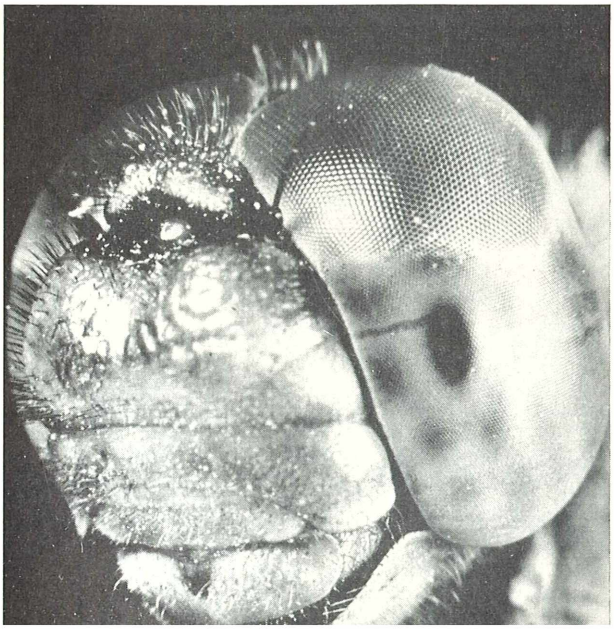


Bild 3: Bei der Heidelibelle *(Sympetrum vulgatum)* erkennen wir besonders deutlich die Zweiteilung der mächtigen Facettenaugen.

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

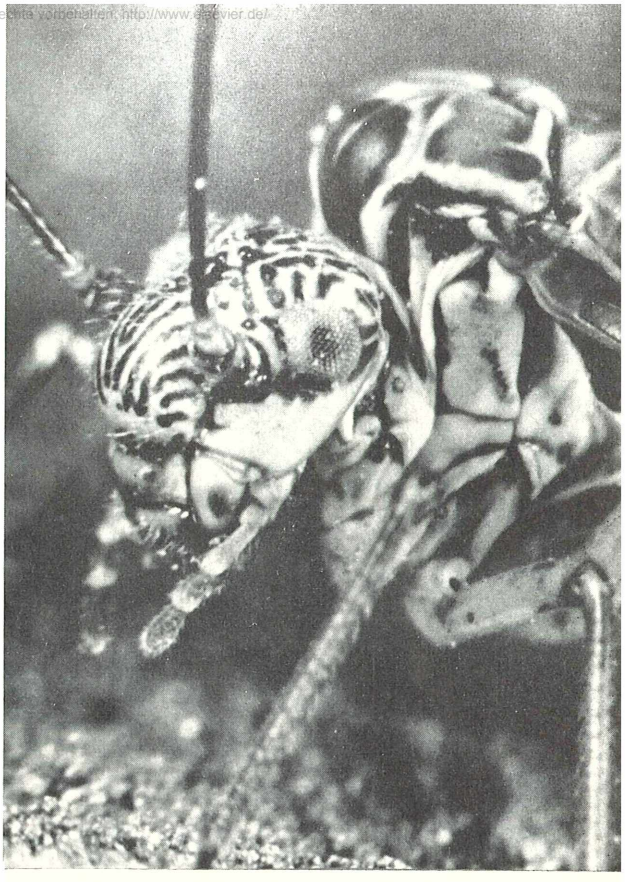


Bild 4: Die Holzlaus *Psococerastis gibbosa* trägt auf dem vorgewölbten Kopfschild eine auffallende Streifenzeichnung.

und Unterlippe zu erkennen. Die Enden der Oberkiefer sind auch hier durch die Oberlippe verdeckt; frei sichtbar sind dagegen die Unterkiefer. An dem breit ausladenden Kopf mit den halbkugeligen Facettenaugen springen der Kopfschild und die darunter liegenden Mundteile schnauzenartig vor. Das verleiht diesem Gesicht seine besondere Note. An den kleinen, borstenförmigen Fühlern sehen wir, daß bei den Libellen der Geruchsinn nur untergeordnete Bedeutung hat. Libellen sind ausgesprochene Augentiere. Es heißt, daß Kleinlibellen auf 60 cm Entfernung eine Beute ausmachen können. Weit größer noch ist aber die Leistungsfähigkeit des Großlibellenauges. Dieses soll im Extremfall aus etwa 28 000 Einzelaugen zusammengesetzt sein und seinem Träger auf vier (Heidelibellen) bis acht Meter (Mosaikjungfern) Entfernung Informationen über die Umwelt vermitteln. Unter der Lupe fällt uns sogleich die eigenartige Zweiteilung dieser gewaltigen, fast den ganzen Kopf einnehmenden Komplexaugen auf (Bild 3). Sie kommt dadurch zustande, daß im oberen Augenabschnitt die Einzelaugen weit größer sind als im unteren. Da sich das Bild der Umwelt im Facettenauge mosaikartig aus den von den Einzelaugen entworfenen Teilbildchen zusammensetzt, muß das von den Facetten des oberen Augenabschnitts gelieferte Bild weit gröber sein als dasjenige, das in der unteren Hälfte des Facettenauges entsteht. Dementsprechend dient die obere Augenhälfte vornehmlich der Fernorientierung, also dem Wahrnehmen und Anfliegen der Beute, während die untere Augenpartie das Ergreifen und Fressen des Opfers überwacht. In Übereinstimmung mit dieser anatomischen Besonderheit ihrer Augen fliegen Großlibellen ihre Beute stets von unten an. Wir können jederzeit demonstrieren, wie eine Großlibelle die Beute verzehrt. Die gefangene Libelle ergreift nämlich jede Fliege, die wir ihr reichen und beginnt sie ohne weiteres zu fressen. Daß sie selbst an den Flügeln festgehalten wird, scheint ihren Appetit nicht im geringsten zu schmälern. Über die Bedeutung der drei Punktaugen, welche die Libellen und viele andere Insekten auf dem Kopf tragen, weiß man heute noch wenig. Da solche Punktaugen nur bei geflügelten Insekten wohl ausgebildet sind, bei Larven und fluguntüchtigen Tieren aber unentwickelt, bzw. mehr oder weniger rückgebildet sind, wird u. a. ange-

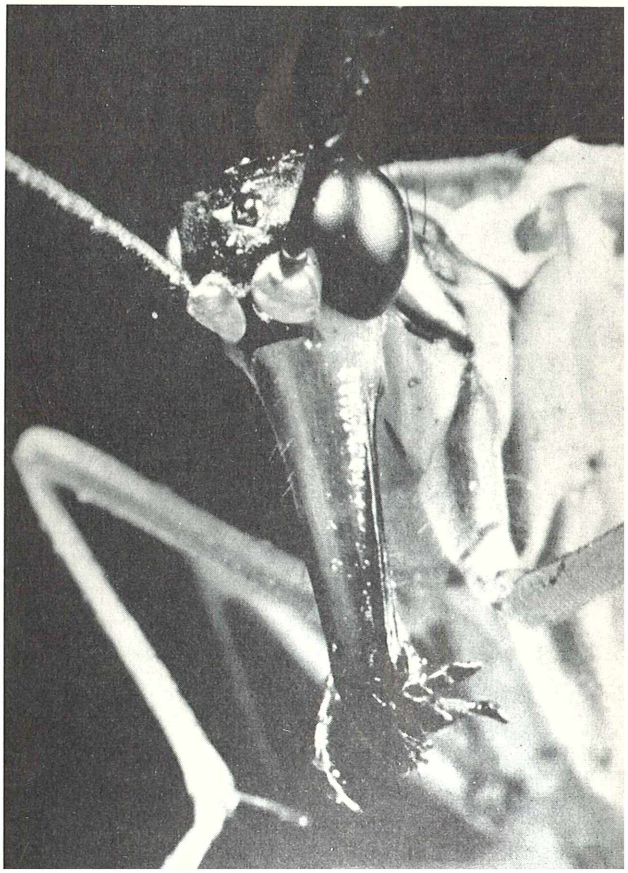


Bild 5: Skorpionsfliegen tragen ihre Beißwerkzeuge und Taster auf einem langen Schnabel. Sie sind vorwiegend Aasfresser.

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

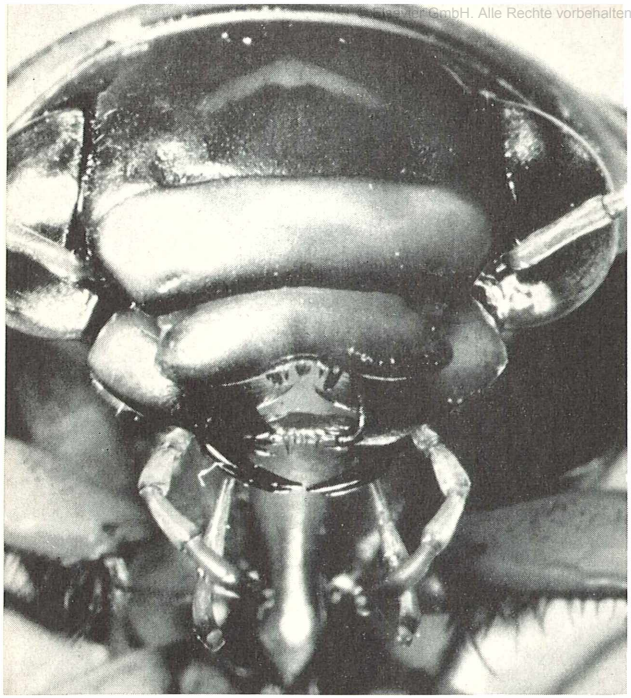


Bild 6: Die spitzen Ober- und Unterkiefer kennzeichnen den Gelbrand als Räuber.

nommen, daß die Punktaugen gewisse, für den Flug notwendige Bewegungsreaktionen stimulieren.

Wir haben am Beispiel der Kleinlibelle bereits erlebt, wie sehr Proportionsverschiebungen am Kopfskelett den Typus einer Insektengruppe zu prägen vermögen. So kommt z. B. das „Familiengesicht" der Holz-, Staub- und Bücherläuse dadurch zustande, daß der obere Abschnitt des Kopfschildes, der Postclypeus, ungewöhnlich stark nach vorn gewölbt ist (Bild 4). Wer sich dieses Merkmal einmal eingeprägt hat, kann daran Holzläuse jederzeit erkennen, ganz gleich, ob er geflügelte oder flügellose Arten oder gar nur Larven vor sich hat.

Eine ganz extreme Längenausdehnung zeigt der Kopfschild bei den Skorpionsfliegen (Bild 5). Dieser bildet zusammen mit den ebenfalls verlängerten Basalteilen der Unterkiefer und Unterlippe den Schnabel, an dessen Ende die kurzen Oberkiefer und die Taster der unteren Mundteile sitzen. Dem unvoreingenommenen Beobachter erscheint dieser sonderbare Schnabel wie ein Werkzeug für subtile Arbeit. Er hält deshalb die Skorpionsfliegen leicht für besondere Nahrungsspezialisten. Allen verbürgten Beobachtungen zufolge erscheint aber die Ernährungsweise der Panorpiden keineswegs sensationell. Die Tiere vermögen wahrscheinlich nur tote oder verletzte Insekten zu verzehren. In der Gefangenschaft lassen sie sich außerdem mit rohem Fleisch, mit Apfel- und Kartoffelstückchen füttern.

Als echte Raubinsekten erkennen wir in den Bildern den Gelbrandkäfer (Bild 6) und die Gemeine Wespe (Bild 7). Der Gelbrand kann als ein Laufkäfer angesehen werden, der zum Wasserleben übergegangen ist. Die Anpassungen an den neuen Lebensraum treten auch in seinem Porträt in Erscheinung. Vor allem fehlen ihm die für Laufkäfer typischen Körpereinschnitte. Der Kopf ist tief in die Vorderbrust eingesenkt und kann kaum bewegt werden. Erhalten geblieben ist das Räubergebiß der Laufkäfervorfahren, dessen spitze Oberkiefer und Unterkieferaußenladen in Bild 6 deutlich zu erkennen sind.

Wenn wir von der gelb-schwarzen Zeichnung absehen, finden wir im Wespengesicht viel Ähnlichkeit mit der Honigbiene. Wir vermissen allerdings die Spezialisierung der Mundwerkzeuge, welche die Biene als Blumeninsekt ausweist. Da die kleine Oberlippe bei beiden Tieren den Blick auf die oberen Mundteile freiläßt, erkennen wir schon ohne Eingriff, daß die Oberkiefer bei der Wespe statt der einfachen Schneide kräftige, spitze Zähne tragen. Vielleicht haben wir schon gesehen, wie Wespen mit Hilfe dieser Werkzeuge Holz zur Baustoffbereitung von Planken, Pfählen und Telegrafenstangen abspänen; vielleicht auch, wie sie sich ungeniert beim Mittagstisch einstellen und mit Hilfe eben derselben Kiefer sich einen Anteil von unserer Fleisch- oder Fischportion abschneiden. Wir können uns dann des Eindrucks nicht erwehren, daß diese Kieferzangen auch vollendete Mordwerkzeuge sind. Das trifft auch wirklich zu, denn Faltenwespen schätzen zwar Süßigkeiten sehr, hauptsächlich aber machen sie Jagd auf andere Insekten, von deren Fleisch sie sich und vor allem ihre Brut ernähren. Wenn im Herbst der blühende Efeu eifrig von Schwebfliegen besucht wird, sind diese Räuber besonders leicht auf ihren Beutezügen zu beobachten. Wir können uns dann leicht davon überzeugen, daß selbst eingefangene Wespen noch im Fangglas Fliegen und Bremsen anfallen. Sie töten ihr Opfer durch einen Stich, zergliedern die Beute und formen aus ihren genießbaren Teilen binnen kurzer Zeit einen leicht transportablen Fleischklumpen.

Wie sehr die Lebensweise eines Insekts und der Bau seiner Mundwerkzeuge aufeinander abgestimmt sein können, erkennen wir, wenn wir auch die im Porträt nicht sichtbaren Mundteile einer Wespe untersuchen und einen Vergleich mit den entsprechenden Mundgliedmaßen einer Honigbiene anstellen. Wir sehen, daß bei den Faltenwespen wie bei der Biene die Unterkiefer und die Unterlippe als Lecksaugrüssel eine funktionelle Einheit bilden. Die einzelnen Teile sind jedoch bei der Wespe bedeutend kürzer und anders strukturiert als bei der Biene; außerdem sind die Kiefertaster normal, d. h. wie beim

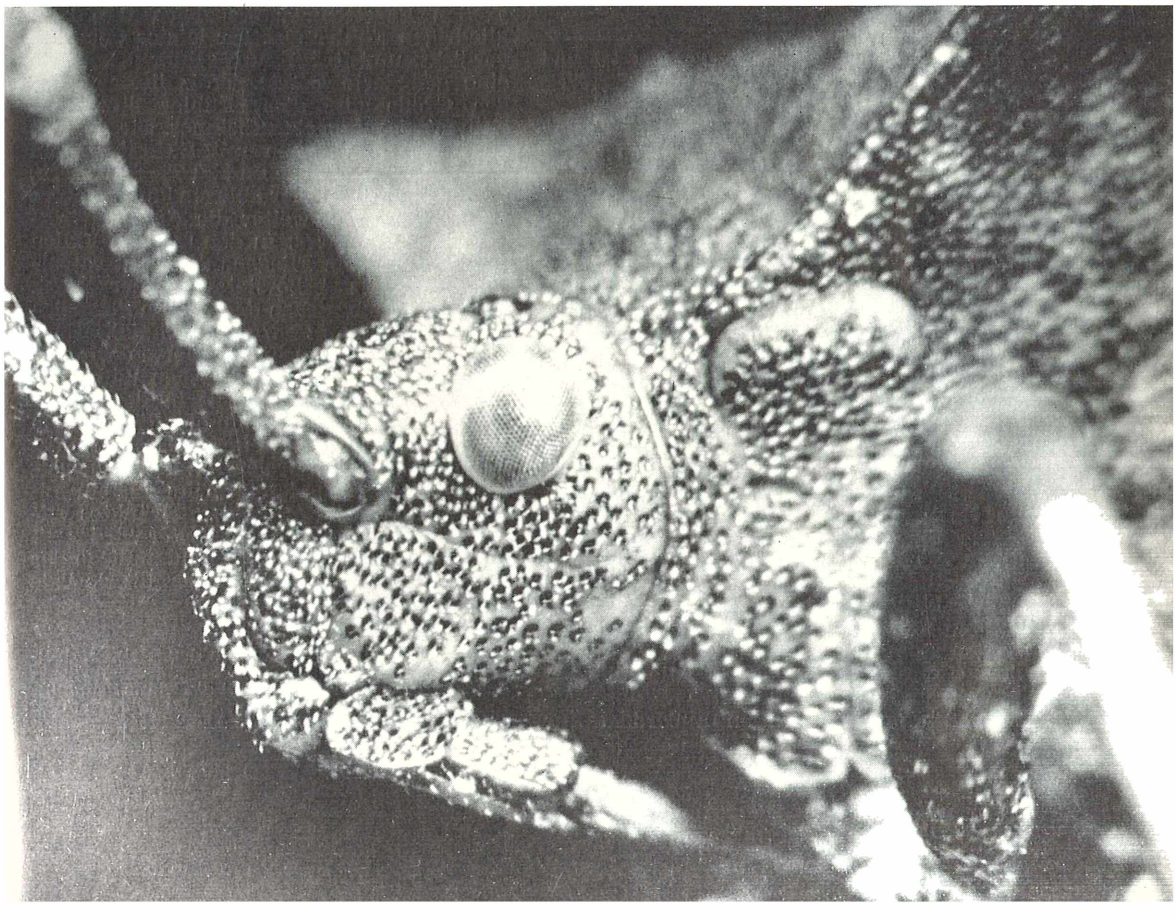
© Elsevier GmbH. Alle Re

nicht spezialisierten, beißenden Typ gestaltet. Daher können Wespen nur Blüten mit freiem oder wenig geborgenem Nektar ausbeuten. Allerdings können sie dank ihrer kräftigen Oberkiefer Früchte benagen. Honigbienen dagegen sind Blütenspezialisten.

Ebenfalls zum Saugen eingerichtet sind die Mundteile der Schnabelkerfe. Das Gesicht dieser Insekten erhält durch den in der Ruhe bauchwärts eingeklappten Stechrüssel sein eigenes Gepräge, so daß auch der entomologisch Ungeschulte sich mit einem Blick davon überzeugen kann, daß er in dem trägen Insekt mit den hochgefalteten Hinterleibsrändern keinen Käfer, sondern eine Wanze vor sich hat. Unser Foto zeigt *Mesocerus marginatus*, eine der häufigsten einheimischen Rand- oder Lederwanzen (Bild 8). Sie ist durch den nahezu viereckigen Kopf und die vorspringenden, nach innen zu Dornen ausgezogenen Fühlerhöckerchen gekennzeichnet. Die Grundfarbe von Kopf und Körper ist bräunlich; erscheint aber durch eine dichte schwarze Punktstrichstruktur dunkler ge-

Bild 7: Die Faltenwespe *Vespula vulgaris* ist durch den Bau ihrer Mundwerkzeuge sowohl zum Blütenbesuch als auch zur Insektenjagd befähigt.

Bild 8: Wanzen sind jederzeit an dem bauchwärts eingeklappten Stechrüssel zu erkennen. Die Randwanze *Mesocerus marginatus* ist ein Pflanzensauger.



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

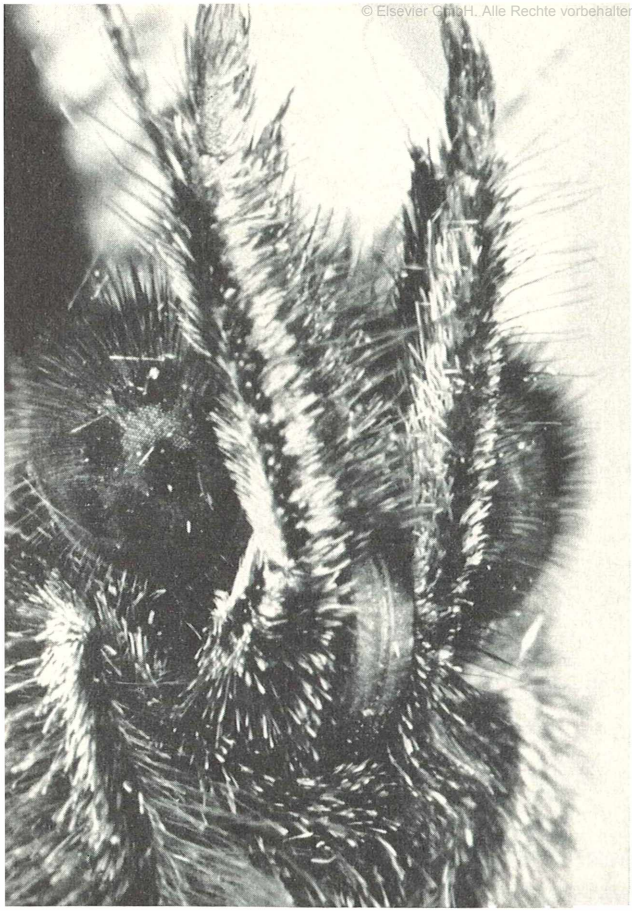


Bild 9: Beim Tagpfauenauge *(Vanessa io)* sind selbst die Facettenaugen behaart. Durch die Lupe sehen wir in der regelmäßig polygonal gefelderten Cornea die kleinen Facetten.

tönt. Von den Mundwerkzeugen sehen wir am lebenden Tier nur den aus der Unterlippe bestehenden Schnabel. In ihm gleiten die zu Stechborsten umgebildeten Ober- und Unterkiefer. Nur diese Kiefer dringen beim Stechen in das Gewebe ein. Der Schnabel bleibt als Führungsleiste außerhalb der Wunde und wird beim Vordringen der Stechborsten wie ein Mückenrüssel nach hinten abgewinkelt. Der Speichel und die erbohrte Nährflüssigkeit werden voneinander getrennt in einem von den Unterkieferstechborsten gebildeten Doppelrohr geleitet. Wenn wir unser Versuchstier auf den Rücken drehen, finden wir die Oberlippe. Sie verschließt die Schnabelrinne an der Basis.

Das Gesicht der Schmetterlinge ist vor allem durch den in der Ruhe zur Spirale eingerollten Saugrüssel gekennzeichnet. Dieser besteht aus einer linken und einer rechten Hälfte. Anatomisch lassen sich diese beiden Rüsselhälften von den Außenladen der Unterkiefer herleiten. Alle übrigen Mundteile sind weitgehend verkümmert, so daß ohne Präparation außerdem nur noch die Taster der Unterlippe erkennbar sind. Beim ruhenden Tagpfauenauge (Bild 9) sehen wir vom Rüssel nur einen kleinen Abschnitt. Die Seitenansicht der Rüsselspirale wird von den hochaufgerichteten Putzpfoten verdeckt. Durch einen kleinen Kunstgriff können wir den Falter aber veranlassen, uns seinen Saugapparat in voller Länge vorzuführen: Wir halten das Tier mittels einer weichen Pinzette an den Flügeln fest und benetzen seine Füße mit Zuckerwasser. Sogleich erscheint der Rüssel, um die Flüssigkeit aufzusaugen; denn der Falter besitzt an den Füßen Geschmacksorgane, die ihm melden, daß er Futter berührt hat.

Wie beim Tagpfauenauge und seinen Verwandten sind auch bei den Fliegen die Fußspitzen Sitz der Geschmacksempfindung. Die Tiere können deshalb schon beim Umherlaufen beurteilen, ob die Dinge, auf denen sie sich gerade bewegen, genießbar sind oder nicht: Haben die Geschmacksrezeptoren Eßbares ausgemacht, so klappt der Rüssel aus und betupft die Nahrung, um sie dann aufzusaugen. Diese Reflexgebundenheit der Nahrungsaufnahme machen wir uns wiederum zunutze, wenn wir ein Fliegengesicht eingehend studieren wollen. Am besten fangen wir für unseren Versuch eine der großen Brummfliegen, die sich bisweilen in unserer Wohnung einstellen. Unter der Lupe fallen uns am Kopf des Tieres außer den großen Facettenaugen sogleich die dreigliedrigen Fühler auf. Ihr letztes Glied ist verdickt und trägt auf seiner Oberseite eine gefiederte Borste. Trotz ihrer geringen Größe sind diese Fühler Sitz eines hochentwickelten Geruchsinnes. Dieser zeigt dem Fliegenweibchen mit Sicherheit den Weg zu Fleisch, Käse und zu Tierkadavern, an denen es seine Eier ablegen kann. Unsere Lupe verrät uns weiter die Artzugehörigkeit des Brummers: In den meisten Fällen zeigt sie uns ein Fliegenantlitz mit rotgelbem, schwarz beborstetem Untergesicht. Das sind Kennzeichen der Blauen Schmeißfliege *(Calliphora erythrocephala)*. Nach dieser ersten Betrachtung sperren wir unsere Fliege in ein Glasröhrchen und bringen sie so auf einige Zeit in den Kühlschrank. Wenn der Brummer kälteklamm geworden ist, kann er uns fürs erste nicht entwischen. Wir befreien ihn dann aus seinem Gefängnis und setzen ihn auf ein mit Obstsaft oder Zuckerwasser getränktes Filterblatt. Sobald die Lebensgeister wieder erwachen, beginnt dann die Brummfliege das Papier zu besaugen. Dabei vergißt sie jede

▶

Bild 10: Die Fliegen besitzen in den kleinen, dreigliedrigen Fühlern hochentwickelte Geruchsorgane. Mit ihrer Hilfe wittert die Blaue Schmeißfliege *(Calliphora erythrocephala)* Fleisch und Tierkadaver, an die sie ihre Eier ablegt.

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

Fluchtregung, so daß wir ihre Tätigkeit in Muße beobachten können (Bild 10). Deutlich erkennen wir jetzt den stempelförmigen Rüsselkörper mit seinen Saugpolstern. In der Mitte trägt er ein Gelenk, um das er wie ein Taschenmesser der Länge nach zusammengeklappt werden kann. Was wir vom Rüssel in der Profilansicht sehen, sind samt und sonders Teile der Unterlippe, lediglich die hochgerichteten Taster gehören zu den Unterkiefern. Wollen wir Genaueres über Bau und Funktion der Fliegenmundteile erfahren, so müssen wir zum Mikroskop greifen. Im Präparat finden wir dann die durch Halbringe versteiften Speichelgänge der Saugpolster, in die das Speichelrohr einmündet. Dieses ist die umgewandelte Innenlippe (Hypopharynx). Im vorderen Rüsselabschnitt zeigt das Präparat die Oberlippe, die als Nahrungsrohr die verflüssigten Speisen aufnimmt.

Unsere Betrachtung ließe sich noch mit vielen Objekten weiter fortsetzen und vertiefen. Zur Anregung jedoch mögen die bisher vorgeführten Beispiele genügen. Abschließend sei noch erwähnt, daß Fliegen besonders reizvolle Objekte für unsere Untersuchungen abgeben. Proportionsveränderungen innerhalb der Bestandteile der Kopfkapsel, Abwandlungen des Rüssels, der Fühlerform und der Behaarung haben nämlich bei diesen Insekten die abenteuerlichsten Gesichter geprägt.

Literaturhinweise

1. Braun, R.: Tierbiologisches Experimentierbuch. Stuttgart 1959.
2. Eidmann, H.: Lehrbuch der Entomologie. Berlin 1941.
3. Lengersdorf, F. u. Mannheims, B.: Das kleine Fliegenbuch. München 1951.
4. Schiemenz, H.: Die Libellen unserer Heimat. Stuttgart 1957.
5. Schoenichen, W.: Praktikum der Insektenkunde. 3. Aufl., Jena 1930.
6. Schneider-Orelli, O.: Entomologisches Praktikum. 2. Aufl., Aarau 1947.
7. Schremmer, F.: Wespen und Hornissen. Die Neue Brehm-Bücherei, Nr. 298. Wittenberg 1962.
8. Weber, H.: Grundriß der Insektenkunde. 3. Aufl., Stuttgart 1954.

Verfasser: Dr. Heinz Schneider, Landau/Pfalz, Pädagogische Hochschule

---

ERNST WOESSNER

20 Jahre Mikroskopische Gesellschaft Zürich

Die Mikroskopische Gesellschaft Zürich wird 20 Jahre alt — kein hohes Alter, aber doch Anlaß zur Freude: Mikroskopiker sind Individualisten, die nur schwer unter einen Hut zu bringen sind, und wenn eine solche Gesellschaft nach 20 Jahren noch immer wächst und gedeiht, so kann man das als sehr gutes Zeichen für die Einsicht, Toleranz und Aktivität der Mitglieder werten.

1946 begann Dr. Max Frei-Sulzer — Gründungs- und heutiges Ehrenmitglied — in der Volkshochschule Zürich die heute noch bestehenden „Kurse für praktische Mikroskopie“ durchzuführen. Schon der erste Kurs brachte persönliche Kontakte zwischen Teilnehmern und Dozent, und so konstituierte sich nach Kursende die „Gesellschaft zur Förderung der Mikroskopie“. Dr. Frei sorgte unermüdlich für Instrumentarium, Material und Untersuchungsthemen.

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

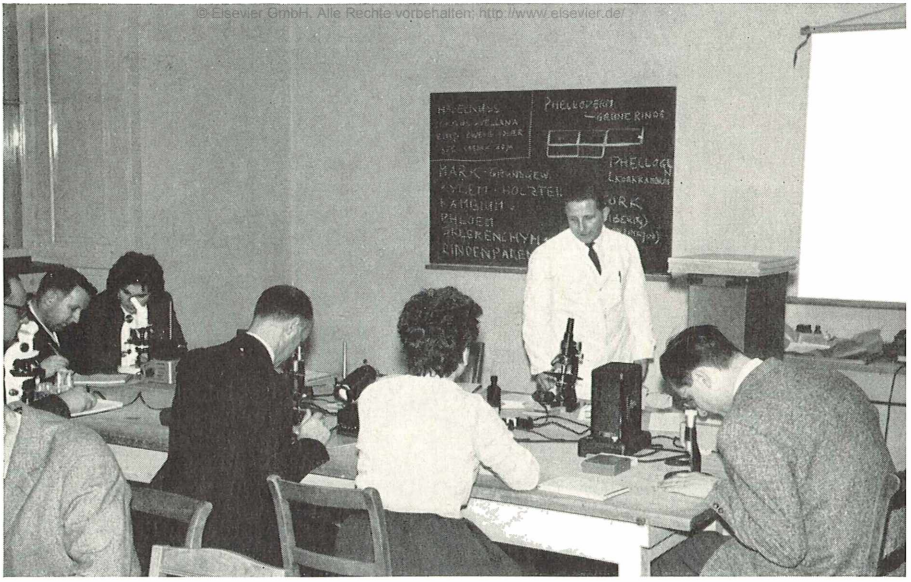


Bild: Bei den Arbeitsabenden im Kurslokal werden alle Gebiete behandelt, die dem Liebhabermikroskopiker zugänglich sind.

Durch die Volkshochschulkurse erhielt die Gesellschaft laufend Zuwachs, und so konnte sie 1949 eine Geschäftsstelle errichten, die an die Mitglieder nahezu alles vermittelte, was mit Mikroskopie zu tun hat: Glaswaren, Chemikalien, Untersuchungsmaterial, Dauerpräparate und eine Lesemappe mit 16 Zeitschriften naturwissenschaftlich-mikroskopischen Inhalts. Im gleichen Jahr erschien die erste Nummer unseres Mitteilungsblattes, die „Mikroskopischen Nachrichten".

1950 bestand die Gesellschaft schon aus 80 Mitgliedern, eine Neuorganisation war nötig; es entstand die heutige „Mikroskopische Gesellschaft Zürich". Noch immer aber fehlte ein geeignetes Lokal für Geschäftsstelle, Kurse und Arbeitsabende. Die Stadtbehörde wies 1951 der Gesellschaft ein Kurs- und Arbeitslokal zu, in dem wir noch heute regelmäßig arbeiten. Es entstand eine Bibliothek, eine umfangreiche Präparatesammlung, die Chemikalien- und Gerätelager wurden erweitert. Fachvorträge, Exkursionen und Besichtigungen machten die Gesellschaft und ihre Arbeit weiteren Kreisen bekannt.

Steigende Mitgliederzahlen und damit eine günstige Finanzlage ermöglichten es 1958, die ersten gesellschaftseigenen Mikroskope zu kaufen. Bis dahin mußten die Mitglieder ihre eigenen Instrumente zu den Arbeitsabenden mitbringen. Heute stehen für Kurse und Arbeitsgemeinschaften Mikroskope, Mikrotome, Projektions- und Beleuchtungseinrichtungen sowie Fachliteratur ausreichend zur Verfügung.

Seit Jahren bemüht sich die Gesellschaft — mit Erfolg — um Kontakte, Erfahrungs- und Schriftenaustausch mit anderen Vereinigungen von Mikroskopikern: der Mikrographischen Gesellschaft Wien, der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg, der Mikrologischen Gesellschaft Bern, dem Quekett Microscopical Club in London und der Micoscopical Society New York. Besonders freundschaftlich sind die Beziehungen zu den Stuttgarter Mikroskopikern und zum Mikrokosmos. Die in den Züricher Arbeitsgemeinschaften gewonnenen Erfahrungen werden regelmäßig im Mikrokosmos veröffentlicht und dadurch Tausenden von Liebhabermikroskopikern zugänglich gemacht.

Die Arbeit der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich erstreckt sich auf alle Gebiete, die dem Liebhabermikroskopiker überhaupt zugänglich sind. Die Themen einiger Arbeitsabende mögen das belegen: „Die mikroskopische Untersuchung der primären Wurzel", „Schrillorgane der Heuschrecken", „Foraminiferen", „Embryo-Untersuchungen". Länger dauernde Kurse behandeln umfassende Gebiete wie etwa „Anatomie der Blütenpflanzen".

Heute hat die Gesellschaft etwa 150 Mitglieder. Wir hoffen, durch intensive Werbung, vor allem aber durch Leistungen, die wir den Mitgliedern bieten, diese Zahl weiter steigern zu können.

Verfasser: E. Woessner, Kirchensteig 19, CH-8152 Glattbrugg (Schweiz)

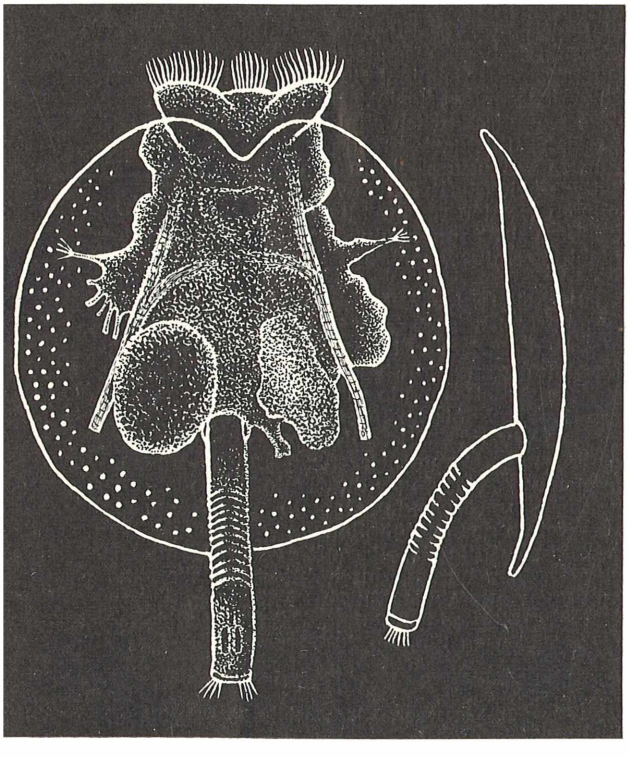
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

DETLEV RÜHMANN

Die Kehrseite mikroskopischer Objekte

Die übliche mikroskopische Präparationsmethode — Einschluß des Objektes zwischen Objektträger und Deckglas — hat sich seit über 100 Jahren bewährt. Sie hat aber einen Nachteil: flache oder unregelmäßig geformte Objekte bekommen wir fast immer nur von einer Seite zu sehen; die Seiten- oder Rückansicht bleibt uns verborgen. Wir sollten stets versuchen, auch die „andere Seite" zu sehen.

Bild 1: Das Rädertier *Testudinella patina* in Rückenlage (links) und in Seitenansicht (rechts). Der oberflächliche Betrachter wird die Seitenansicht kaum einmal zu sehen bekommen.



Bei hydrobiologischen Anfängerkursen bemerkt man immer wieder, daß Anfänger sich das mikroskopische Bild einprägen, sich danach eine fertiggefügte Vorstellung vom Aussehen des betreffenden Objektes machen und es dabei bewenden lassen. Es ist aber außerordentlich wichtig, auch die „Rückansicht" und die „Seitenansicht" mancher Organismen kennen zu lernen. Allerdings ist es nicht ganz leicht, einen einzelnen Gegenstand unter dem Mikroskop zu drehen oder in eine bestimmte Lage zu bringen, um ihn von verschiedenen Seiten betrachten zu können. Besonders bei Mikroorganismen, die weich und leicht verletzlich sind, erfordert dies Geduld, Übung und Fingerfertigkeit und führt oftmals nicht sofort zum gewünschten Erfolg. Schließlich aber gelingt es doch, und dann bleibt die Überraschung zumeist nicht aus. Viele Objekte legen sich bei unbeeinflußtem Ablagern im flüssigen Medium regelmäßig auf eine bestimmte Seite, die Bauch- (Ventral-)seite oder die Rücken- (Dorsal-)seite. Mit dem sich dann bietenden Bild wollen wir uns aber nicht zufrieden geben. Uns interessiert auch die Kehrseite!

Unsere kleine Bildübersicht demonstriert einige Beispiele. Einzelne Plankter, die ausreichende Bewegungsfreiheit unter dem Deckglas haben oder im hängenden Tropfen beobachtet werden können, drehen und wenden sich beim Schwimmen. Dem (zeichnenden) Beobachter kommt dies dann besonders zustatten, wenn die Bewegungen nicht zu schnell erfolgen. Gegebenenfalls kann die Unruhe unter dem Deckglas durch Zugabe von etwas Quittenschleim oder leichtem Betäubungsmittel gehemmt werden. Erleichtert werden entsprechende Beobachtungen begreiflicherweise durch die Benutzung eines Stereo-Mikroskops. Daß der Anfänger nicht versäumen sollte, gelegentlich fixiertes Material in seine Untersuchungen einzubeziehen, um sonst bewegliche Objekte in Ruhe betrachten zu können, sei als Rat am Rande vermerkt.

Daß es sich beispielsweise bei der Alge (Flagellat) *Eudorina* um eine Gallertkugel

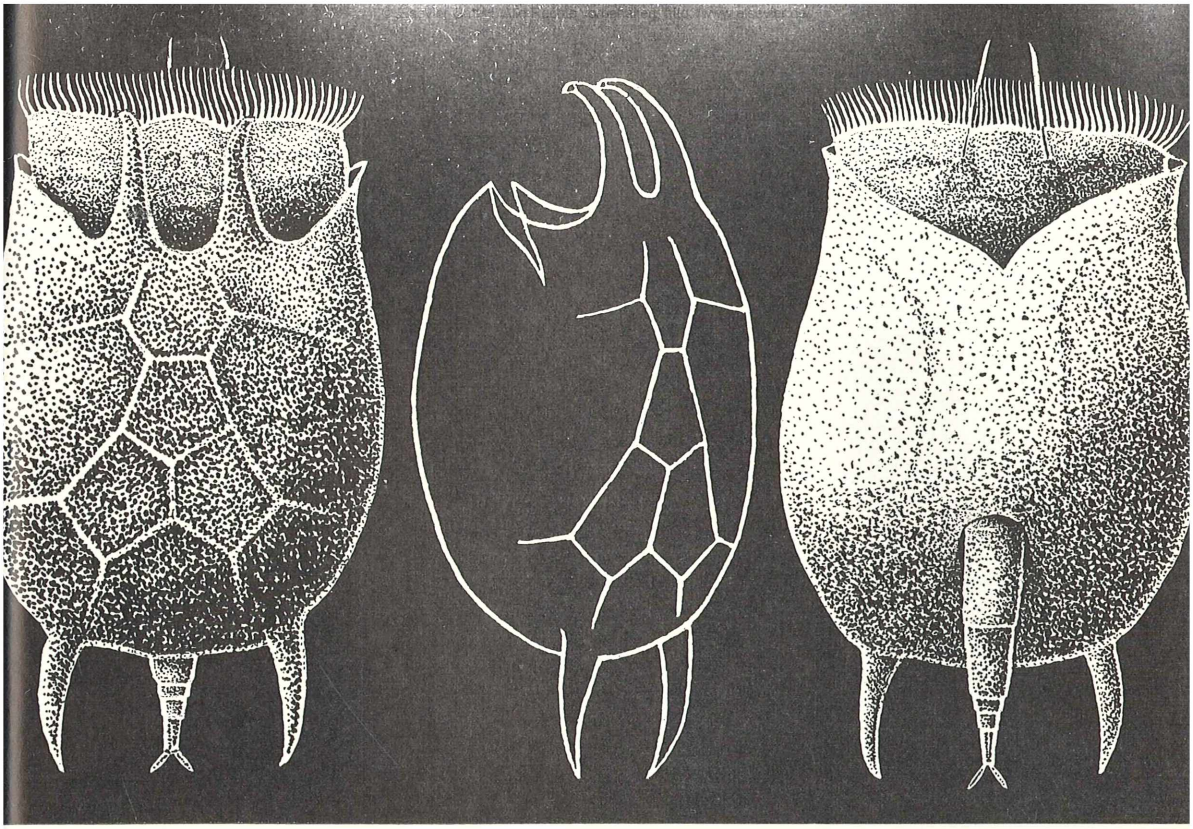


Bild 2: Drei verschiedene Rädertierarten? Nein, nur drei Ansichten desselben Rädertieres *(Platyias quadricornis)*. Rücken-, Seiten- und Bauchansicht.

handelt, ist uns zumeist nach wenigen Beobachtungen klargeworden, daß ein *Pediastrum* ein scheibenförmiges Gebilde darstellt, haben wir bald erkannt. Schwieriger schon ist es, ohne Literaturhinweise die Gestalt von *Gonium pectorale* klar zu erkennen.

Bild 1 zeigt das Rädertier *Testudinella patina*, wie es sich in Rückenlage im mikroskopischen Bild darbietet. Wir können es also von der Bauchseite betrachten und erkennen unterhalb der Panzermitte die rundliche Öffnung, aus der das Tier den „Fuß" herausstrecken kann. Stände uns nur diese Darstellung zur Verfügung, müßte die Frage ungeklärt bleiben, ob unser Rotator kugelig oder scheibenförmig gebaut ist. Eine Seitenansicht zu erhaschen (rechts auf der Abbildung), ist ohne besondere Hilfsmittel zumeist ein glücklicher Zufall.

Das Rädertier *Platyias quadricornis* fällt in unseren Fangproben durch seinen stark gekörnelten Panzer auf (Bild 2). In der Literatur ist vielfach lediglich die Rücken-

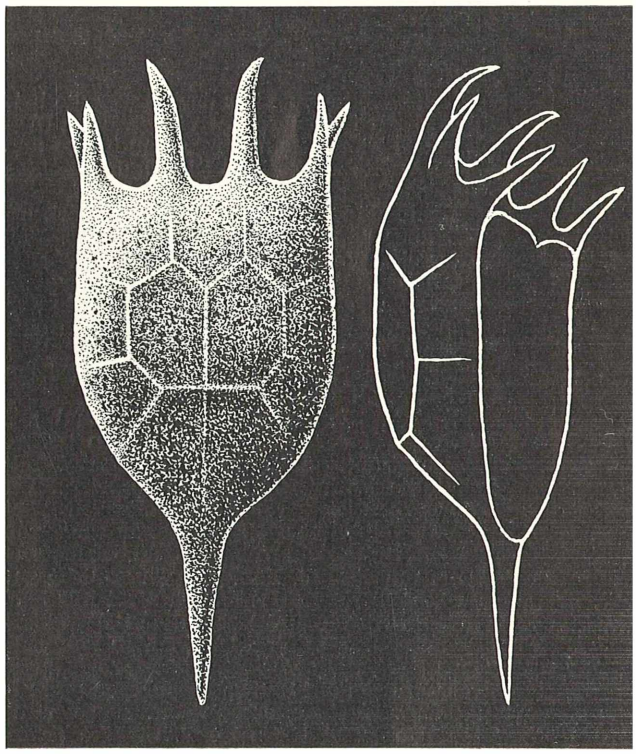


Bild 3: Das Rädertier *Keratella cochlearis*, rechts in Seitenansicht.

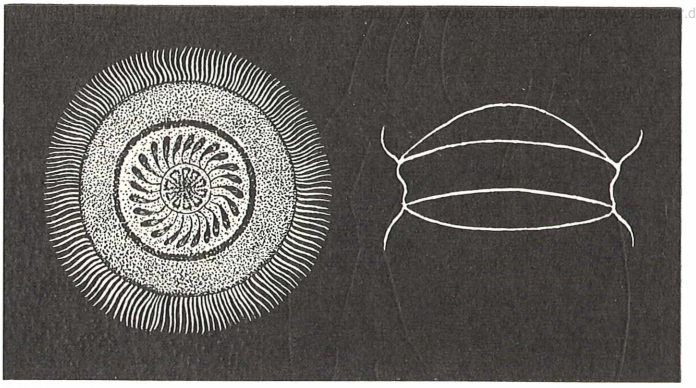


Bild 4: Die Polypenlaus *Trichodina*, rechts in Seitenansicht.

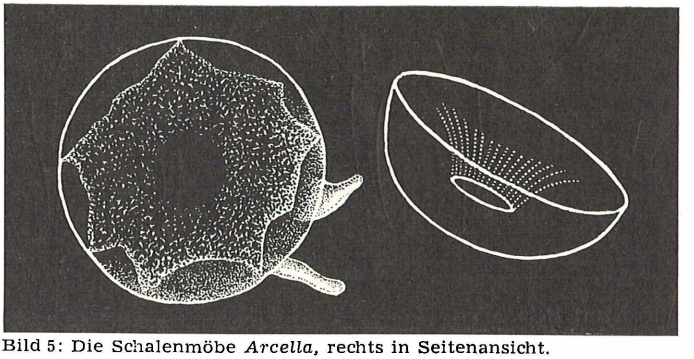


Bild 5: Die Schalenmöbe *Arcella*, rechts in Seitenansicht.

seite abgebildet, an der der Panzer die beiden starken Vorderdornen trägt. Beim Drehen des Tieres kamen mir Bauchseite und Lateralseite zu Gesicht. Die Figuren zeigen sie.

Beide Rädertiere kommen zwar verbreitet, aber zumeist nur vereinzelt vor. Viel öfter sind Vertreter der Gattung *Keratella* zu finden. Bild 3 zeigt den Panzer von *Keratella cochlearis* in der bekannten Bauchlage, die Seitenansicht gibt uns eine genauere Vorstellung von diesem Gebilde. Panzeröffnungen für einen „Fuß" besitzen die Keratellen nicht.

Zwei weitere Beispiele — diesmal aus dem Reich der Einzeller — mögen unsere Betrachtung abrunden. Hochentwickelt sind die Wimpertierchen (Infusorien). Ihr Körperbau ist aus nur einer einzigen Sicht kaum vorstellbar. Zur Untersuchung von Wimpertieren ist die Lebendbeobachtung ganz unerläßlich. Falls die Tiere nicht gar zu schnell durch das Gesichtsfeld huschen, können wir sie leicht von allen Seiten kennenlernen. Die unter dem Namen Polypenlaus bekannten Vertreter dieser Tierklasse schmarotzen auf Süßwasserpolypen und Fischen, sind aber auch im Plankton vertreten. Unser Bild 4 zeigt *Trichodina (scorpaenae?)* in Aufsicht — so zeigt sich das Tier fast immer auf dem Objektträger; rechts daneben ist die Seitenansicht gezeichnet (hier bei wurden die Zilienreihen nur angedeutet).

Weit verbreitet ist die Schalenmöbe *Arcella*, die in mehreren Arten unsere Gewässer bewohnt. In Aufsicht bietet sie dem Betrachter das Bild einer kreisförmigen Scheibe (Bild 5). Falls es uns gelingt, das Tierchen zu wenden, erkennen wir die Form des Gehäuses besser.

Die angeführten Beispiele zeigen, wie wichtig „körperhaftes" Sehen beim Mikroskopieren ist. Die Stereoeinrichtung am Mikroskop kann uns das Betrachten zwar erleichtern, ist aber nicht unbedingte Voraussetzung. — Die Zeichnungen wurden nach eigenen Beobachtungen angefertigt. Von einer Darstellung der Organismen im gleichen Größenverhältnis mußte aus technischen Gründen abgesehen werden.

Verfasser: Detlev Rühmann, 2 Hamburg 70, Pillauerstr. 4 B

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

KARL LÖFFLATH

Das überdimensionale Lebendpräparat

Ein Aquarienmikroskop

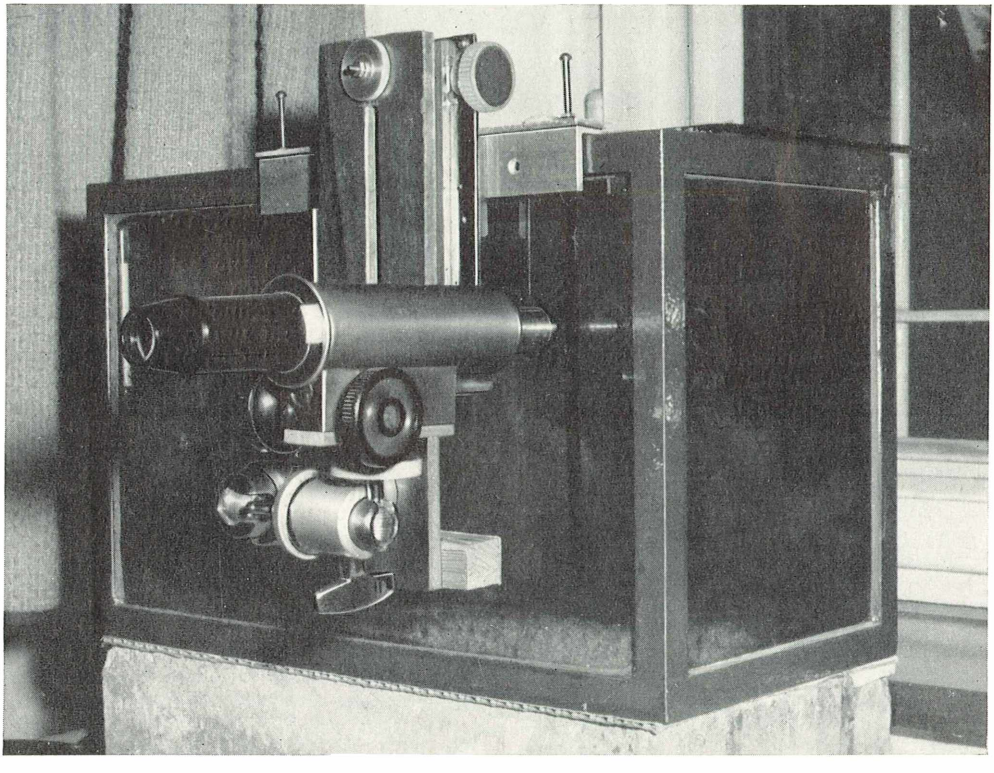
Karl Löfflath ist nicht nur ein hervorragender Mikrofotograf — unsere Leser haben seine Bilder schon oft bewundern können —, er hat auch einen Beruf, der ihn voll in Anspruch nimmt. Nun hat er ein Verfahren gefunden, das es ihm ermöglicht, „so zwischendurch" zu mikroskopieren. Wir empfehlen die elegante Methode allen, die gleich ihm unter Zeitnot leiden.

Karl Löfflaths Aquarium-Mikroskop ist aber mehr als eine „Notlösung". Sein Aufsatz zeigt, daß mit dem Aquarium-Mikroskop viel ausgedehntere biologische Beobachtungen möglich sind als nur auf dem Objektträger.

Seit längerer Zeit steht ein Aquarium mit angehängtem Mikroskop (Bild 1) in meinem Arbeitsraum. Nun kann ich jederzeit schnell, sozusagen im Vorübergehen, einen Blick ins Mikroskop werfen, ohne daß ich vorher etwas herrichten und später wieder wegräumen muß.

Es ist nicht die ersparte Mühe, die mich daran so freut, sondern einfach die Möglichkeit, in jeder freien Minute mal kurz in den Mikrobereich schauen zu können.

Bild 1: Das Aquarium-Mikroskop ermöglicht auch dem berufstätigen Mikroskopiker langfristige biologische Beobachtungen.



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

Bild 2: Das Wimpertierchen *Lionotus*. Zu dieser Aufnahme wurde das Tier aus dem Aquarium herausgefangen und auf dem Objektträger fotografiert.

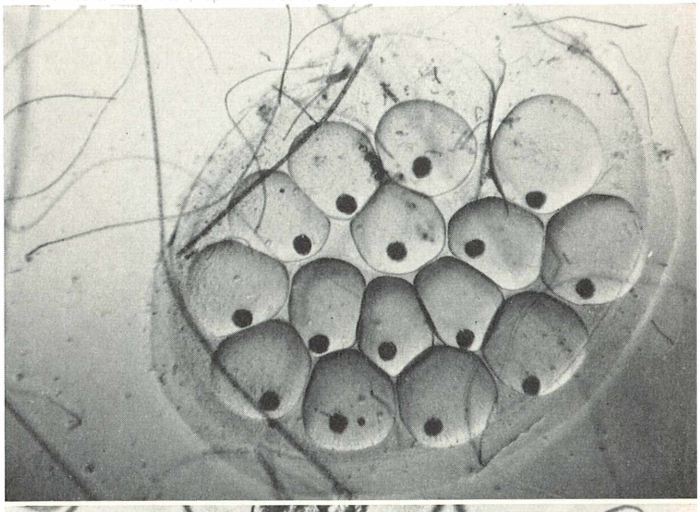
Es ist eine ganz andere Art der Beobachtung als nur ein einmaliges, aber vielleicht dafür längeres Mikroskopieren. Das Verlockende daran ist, daß ich ein und dasselbe Objekt immer wieder sehen kann und dabei Lebensvorgänge, Teilungs- und Wachstumsfortschritte untersuchen kann, die sich beim normalen Mikroskopieren gar nicht so leicht und so störungsfrei verfolgen lassen.

Als Beispiel möge dienen, was ich kürzlich beobachten konnte: An der Glaswand des Aquariums war das Wimpertier *Lionotus* (Bild 2) vielfach anzutreffen. Mit Vergnügen habe ich den eleganten, schlängelnden Bewegungen dieser Tiere auf ihrer immerwährenden Nahrungssuche zugesehen. Mit dem Mikroskop bin ich einem der Tiere „auf den Fersen" geblieben und habe seinen Weg verfolgt. Es war ein Spaziergang ohnegleichen! Immer neue interessante Dinge rückten ins Blickfeld: Begegnungen mit anderen Tieren, mit den Artgenossen, dann mit solchen die sich als Feinde erwiesen. Plötzlich geriet ich an zwei Exemplare von *Lionotus*, die sich anschickten, die Konjugation einzuleiten. (Das ist ein recht selten anzutreffender Vorgang bei dieser Tierart!) Die beiden Tiere blieben fast unbeweglich am gleichen Platz. Sie neigten die schnabelförmigen Halsenden einander zu und vereinigten diese immer tiefer ineinander, bis die bei *Lionotus* typische Torbogenstellung erreicht war. Das Mikroskop konnte nun so eingestellt bleiben. Nach einiger Zeit, ich kam während meiner Arbeit gerade wieder in die Nähe, warf ich schnell einen Blick durchs Mikroskop. Augenblicklich fiel die Veränderung, das Fortschreiten der Konjugation, auf. Der ganze Vorgang dauerte etwa 8 Stunden. Mein „Lebendpräparat" konnte während dieser langen Zeit nicht eintrocknen, sich nicht durch Sauerstoffmangel oder Anhäufung von Stoffwechselausscheidungen nachteilig verändern, wie es in der quetschenden Enge zwischen Deckglas und Objektträger meistens der Fall ist.

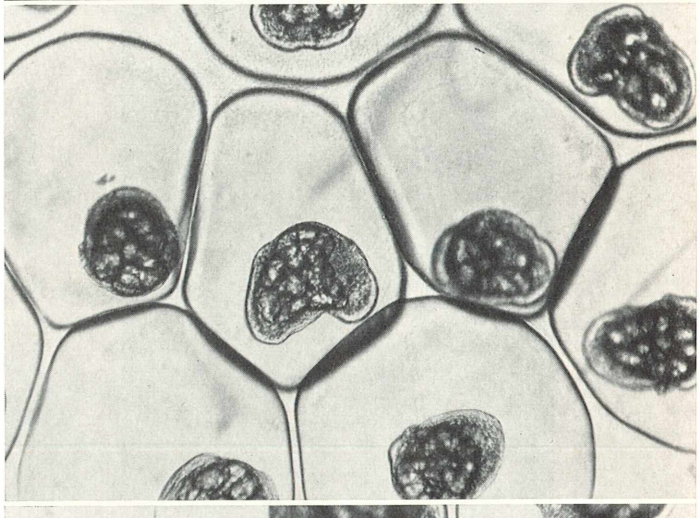
Wie sieht das „Anhängemikroskop" aus, wie wirkt es? Wie Bild 1 zeigt, reitet das

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

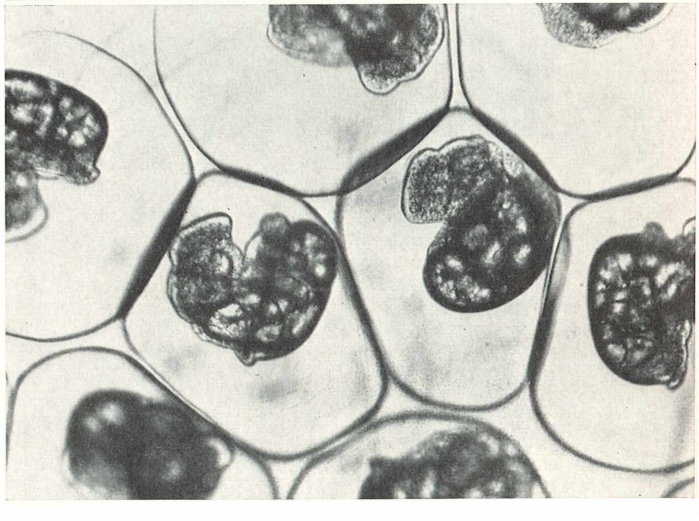
Bild 3 a—3 c: Schneckenlaich an der Aquarienwand.



3 a: Das Gelege ist etwa 2 Tage alt.



3 b: Das Gelege nach 5 Tagen.



3 c: Das Gelege nach 9 Tagen. Die Embryonen haben ihre Häuschen ausgebildet und kriechen als richtige kleine Schneckchen in ihren Eiern umher.

Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

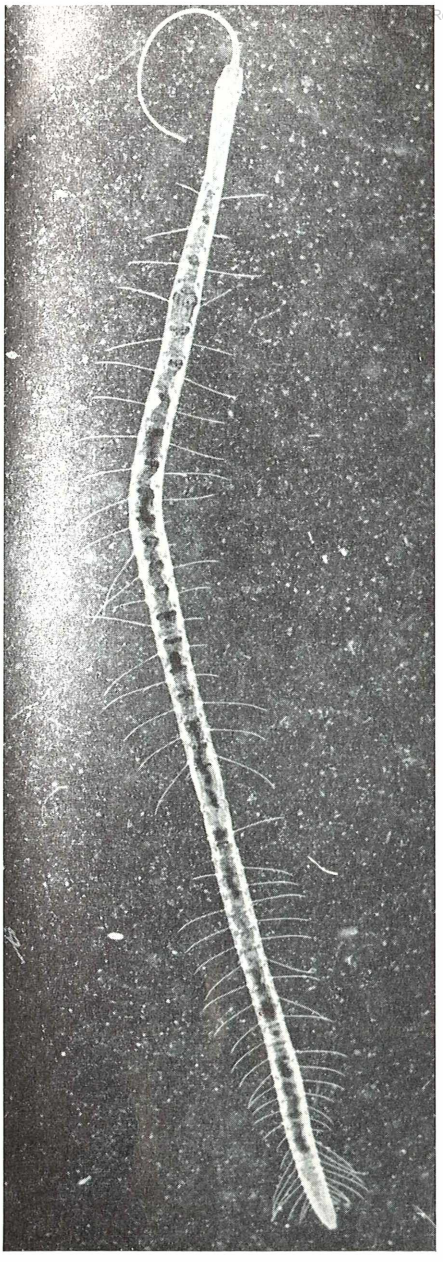


Bild 4: Der glasartig durchsichtige Borstenwurm *Stylaria lacustris*. Aufnahme an der Aquarienwand.

Mikroskop wie eine Allwegbahn auf dem Aquariumrand. Dieser Rand ist fein geglättet und mit einem Tesastreifen überzogen. Das Mikroskop läßt sich daher (mit dem unteren Ende mittels einer Querleiste auf der Glaswand abgestützt) ganz leicht hin und herschieben, ohne dabei wackelig zu sein, und die auf die Glasinnenseite eingestellte Schärfenebene bleibt auch bei allen Bewegungen gut erhalten. So kann das Mikroskop über die „Präparatebene" geführt werden, ähnlich wie man, umgekehrt, das Präparat beim normalen Mikroskop mittels der Tischverschiebung führt. Bei der überdimensionalen Größe des Lebendpräparates (die ganze Aquarienwand ist das „Präparat") kommt das einem recht ausgedehnten mikroskopischen Spaziergang gleich.

Die Bewegung in der Senkrechten erfolgt mittels eines Laufbodens, den meine alte Plattenkamera hergeben mußte. Im Zusammenspiel von senkrechter und seitlicher Bewegung kann also jeder beliebige Punkt an der Aquariumscheibe unter das Mikroobjektiv genommen werden. Daß das Gerät leicht auf alle vier Seiten des Beckens umgehängt werden kann, erhöht seinen Anwendungsbereich. Es wäre vielleicht daran zu denken, es durch Schieneneinsätze auch an andere Glasbeckenwände anzuhängen, sofern diese dünne, gleichmäßige Scheiben haben.

Wenn man das Gerätefoto genau ansieht, dann fällt sicher der im Wasser eingetauchte, schmale, schwarze Stab auf, der etwa 15—20 mm von der Beckenwand entfernt ist. Ein kleiner Magnet hält diesen Stab senkrecht und macht alle Bewegungen der Mikroskopführung genau mit. Dieser Stab ist die Dunkelfeldblende, die, wenn sie etwas seitlich gestellt wird, Schräglicht erzeugt. Die Stabform ermöglicht bei allen Senkrechtbewegungen, daß er in seiner ganzen Länge dieselben Wirkungen hat. Die Seitenbewegungen macht der Stab sowieso mit, da er am Schlittenkopf mit einem Magneten befestigt ist. (Wie praktisch ein Magnet sein kann, erweist sich sofort im Gebrauch. Er stammt aus einem Magnetseifenhalter!)

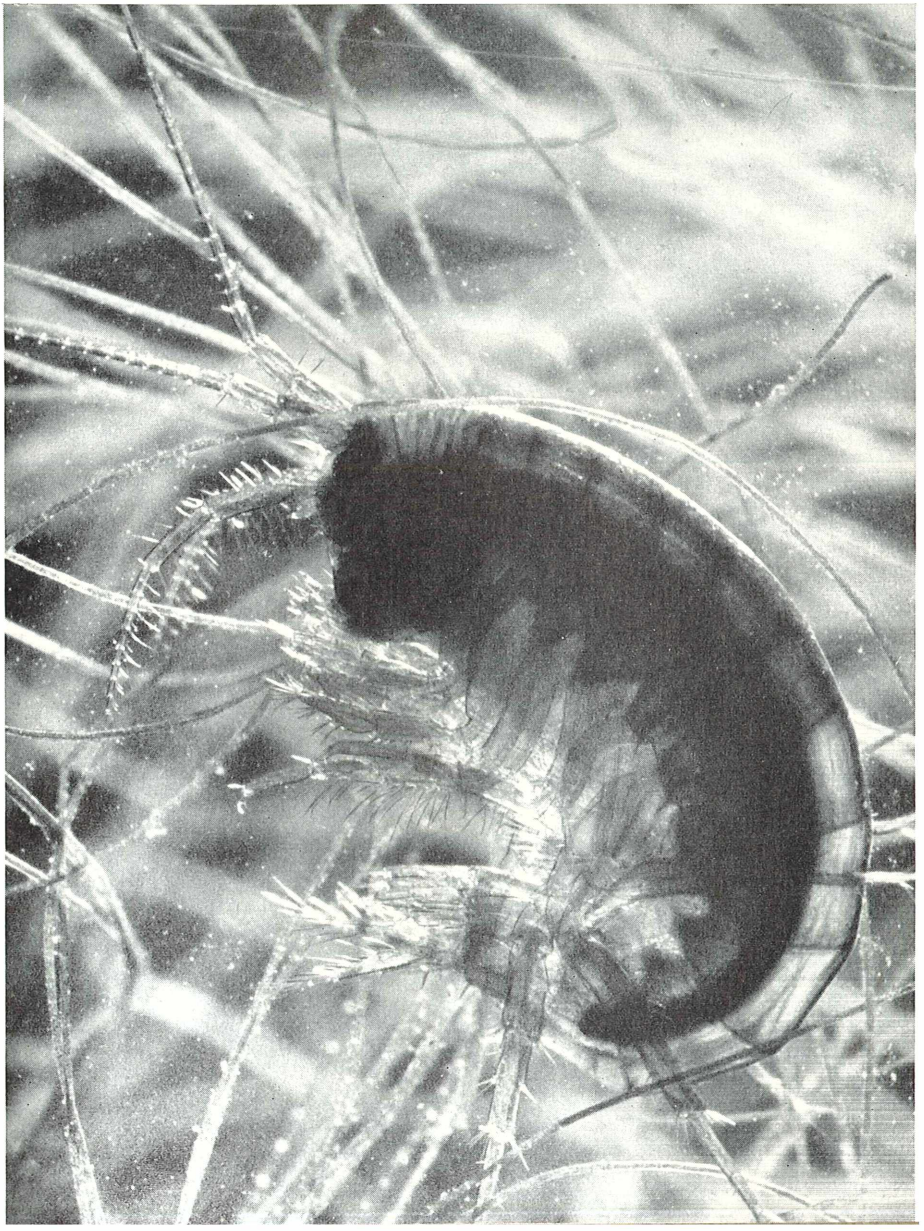
Woher stammt das Wasser im Becken? Aus einem Weiher, dessen guter Besatz mit Mikroorganismen bekannt war. Ein paar Pflanzen, Steine mit Algenbewuchs habe ich gleichfalls mitgenommen und in das vorher blitzblank gereinigte Glasbekken gegeben. Im Bodensand stecken ein paar Wasserpestzweige. Schon nach wenigen Tagen zeigte sich der erste Anflug von Algen auf den Glasscheiben, der sich bald verdichtete. Gleichzeitig siedelten sich Trompetentiere, Sohalenamöben, Glockentierchen, Pantoffeltierchen, Kieselalgen, Zieralgen usw. an. Mit jedem Tage wurde die Besiedelung reichhaltiger. Daß ich auch eine Schnecke mitgeschöpft hatte, fiel mir erst auf, als ich an der Glaswand verstreut, einige Schneckeneigelege in Form zartrosa schimmernder, flacher Gallertkuchen fand (Bild 3 a—c). Seßhafte Objekte an der Glaswand sind selbstverständlich ideale Beobachtungsmöglichkeiten für das Aquarium-Mikroskop.

In 5—10 Tagen reifen die Schneckeneier zu kleinen Schnecken mit Häuschen heran. Sie dabei zu beobachten, festzustellen,

wann die ersten Drehbewegungen im Ei beginnen, wann die Augenpunkte erscheinen, das Pulsieren des Herzbläschens zu bemerken ist, wann der Mund sich öffnet und zuletzt die noch winzig kleine Raspelzunge (Radula) erscheint, ist immer eine Freude. Leider muß man dann die Schnekken aus dem Aquarium entfernen, denn es sind arge Räuber, die alles mit ihrer unaufhörlich tätigen Raspelzunge vernichten, was sich auf der Glaswand angesiedelt hat.

Über die optischen Verhältnisse wird der interessierte Leser vielleicht etwas erfahren wollen: Verwendet wurde ein normaler Mikroskoptubus mit 170 mm Auszugslänge. Okular 10×, das Objektiv 10fach (wahlweise 3,5×), was einer Gesamtvergrößerung von 100fach entspricht. Mit einem Okular 15× läßt sich die Vergrößerung noch auf 150× steigern, damit ist aber die Grenze erreicht, wenn man noch auf gute Auflösung Wert legt. Das genügt auch völlig, da es sich um eine Übersichtsbeobachtung handelt. Die Auflösung ist jedenfalls so, daß z. B. die Geißel der *Parenema* sehr gut zu sehen ist. Die manchmal verschiedene Dicke des Aquariumglases wird durch Veränderung der Tubuslänge ausgeglichen. Interessiert ein Objekt besonders und soll noch stärker vergrößert werden, so muß man zur normalen Mikroskopie zurückgehen. Dabei erweist sich das Aquarium-Mikroskop als sehr dienlich. Es markiert auf die bequemste Art die Stelle, an der sich das Abkratzen lohnt.

Bild 5: Der Bachflohkrebs *Gammarus pulex* gab ein kurzes Gastspiel im Aquarium.



Copyright © Urban & Fischer Verlag; Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

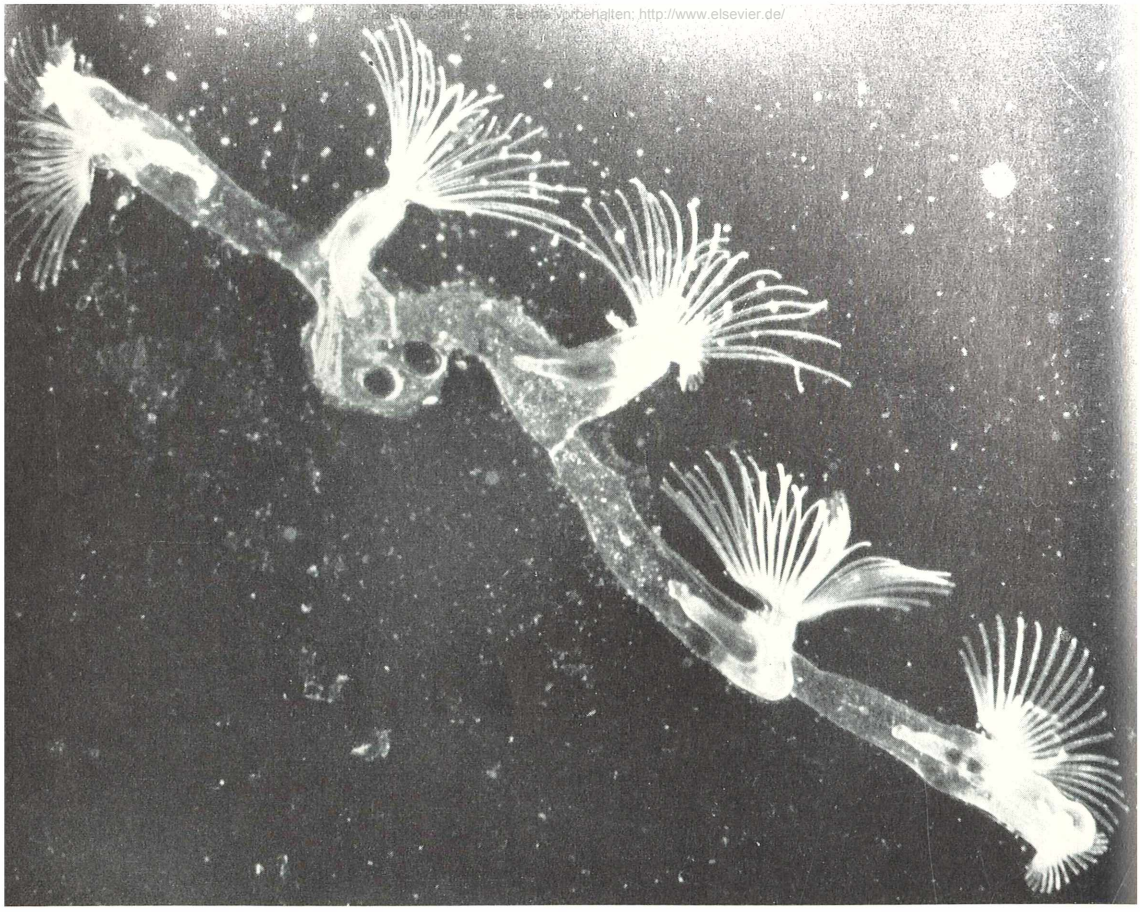


Bild 6: Aus einem Moostier-Statoblasten an der Aquariumwand keimte eine junge *Plumatella*-Kolonie.

Über das Beschatten des Aquariums wäre noch etwas zu sagen. Das Aquarium soll Tagesbeleuchtung haben; es soll so viel Licht bekommen, daß die Algenbildung nicht völlig unterbunden wird, andererseits aber auch nicht zuviel, da sonst die Glaswände undurchsichtig werden. Gar nicht gut ist, wenn zeitweilig voller Sonnenschein in das Becken fällt. Mit dieser Methode hatte ich Erfolg: Das Aquarium wird oben mit einem Pappkarton so abgedeckt, daß der überstehende Teil des Kartons genügend Schatten auf das Becken wirft und dennoch so viel Licht herein läßt, daß man trotz der Abdeckung beobachten kann und die Pflanzen die nötige Lichtmenge bekommen.

Bild 4 zeigt den Borstenwurm *Stylaria lacustris*. Dieser kleinste Oligochaet, dem man fast überall begegnet, ist so außerordentlich durchsichtig, daß man die feinsten Einzelheiten deutlich beobachten kann: Die Organe, die Blutgefäße, die Segmente, die Muskeln in ihrem Zusammenspiel bei Bewegungen des Tieres, die Peristaltik des Darmes. Schöner kann man das alles nirgends demonstriert bekommen.

Ein Vergnügen besonderer Art kann man erwarten, wenn Larven der Chironomiden (Zuckmücken) im Aquarium sind. Sie kleben ihre Röhren an die Glaswände. Wie in einem Schaupräparat, das aufgeschnitten und mit einer Sichtscheibe versehen ist, kann man das Leben und Treiben der Larven beobachten: Wie sie in ihren Röhren durch gleichmäßig schlängelnde Bewegungen einen Wasserstrom mit Futter durch ihre Röhren ventilieren, wie sie sich ab und zu aus der Röhre herausstrecken und die Umgebung kreisförmig abweiden, wie sich die Tiere in ihrer engen Röhre umwenden.

Einen Bachflohkrebs *(Gammarus pulex)* habe ich für ein kurzes Gastspiel ins Aquarium gesetzt, um ihn etwas kennen zu lernen. Bevor ich ihn wieder in seine alte Wasserstelle brachte, mußte er sich fotografieren lassen (Bild 5).

Wenn man das Glück hat, daß an der Aquariumwand festgeklebte Statoblasten von Moostierchen zum Auskeimen kommen, dann darf man eines großartigen Erlebnisses gewärtig sein (Bild 6).

Zwei Statoblasten von *Plumatella* keimten aus, wuchsen zu schönen Kolonien und blieben viele Wochen wohl erhalten im Glasbecken. Wieviel an Einzelheiten dabei

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

Bild 7: Die neuen Statoblasten sind wie an einem Strang aufgereiht.

zu beobachten war, mag das Bild 7 allein schon zeigen, auf dem die heranreifenden neuen Statoblasten, auf einem Strang aufgereiht, gut zu erkennen sind. Deutlich sind auch die Muskelstränge abgebildet, die das Hereinholen der Tentakelkrone ins Körperinnere bewerkstelligen. Moostierchen auf diese Art längere Zeit zusehen zu können, ist eine feine Sache.

Besucher, die einen Blick durchs stets bereite Okular werfen, fallen schier auf den Rücken vor Erstaunen — und ahnen plötzlich, warum jemand so verrückt sein kann und sich jahrzehntelang mit dem unappetitlichen Schlamm- und Wasserzeug beschäftigen mag.

Verfasser: Karl Löfflath, München 54, Feldmochingerstr. 35

BÜCHERSCHAU

Sitte, P.: Bau und Feinbau der Pflanzenzelle, eine Einführung. 232 Seiten, 102 Abbildungen u. 6 Tabellen. Kartoniert DM 28,—. Gustav Fischer Verlag, Jena und Stuttgart, 1965.

Fast genau 300 Jahre sind seit der Entdeckung der Zelle durch Hooke vergangen, aber erst seit 130 Jahren ist man über den zellulären Bau aller Lebewesen unterrichtet. Heute begegnet man auf Schritt und Tritt neuen morphologischen und biochemischen Einzelheiten — aber eine handliche Zusammenfassung der weit verbreiteten Ergebnisse, gerade der pflanzlichen Zellforschung, fehlte. Das vorliegende Buch schafft Abhilfe, es ist eine echte Einführung: Man erhält auf knappem Raum, unterstützt von vielen Fotos, instruktiven Schemazeichnungen und Formeln einen guten Überblick über Methoden und Ergebnisse mikroskopischer und submikroskopischer Forschungen an Zellkernen, Plasma, Plasmaeinschlüssen und Zellwand. Trotzdem umfaßt das Buch mehr als der Titel verspricht, denn die Funktion der Zellbestandteile wird in die Darstellung soweit mit einbezogen, daß die Strukturen auch in ihrer Bedeutung verstanden werden können. Die Beschränkung auf das Wesentliche erleichtert dabei die Durcharbeitung, dem stärker Interessierten helfen 18 Seiten Literaturangaben weiter.

Eine klare Sprache und die methodische Darbietung kommen nicht nur dem Anfänger zugute; die Materie und die Diskussion noch offener Fragen machen die Lektüre auf vielfache Weise anregend.

Der Bedeutung des Buches sollte man durch einen etwas dauerhafteren Einband Rechnung tragen. Dr. K. Freytag

Brauner und Bukatsch: Das kleine pflanzenphysiologische Praktikum. Anleitung zu bodenkundlichen und pflanzenphysiologischen Versuchen für Hoch-, Ober- und Fachschulen. 7. Aufl., herausgeg. von Prof. Dr. Franz Bukatsch. VIII, 288 S. mit 150 Abb. Gustav Fischer Verlag Jena, 1964. Preis 26,60 DM.

Nachdem 1929 die 5. Auflage des 1903 aus der Feder von Detmer hervorgegangenen Werkes in der Bearbeitung von L. Brauner erschienen war, verstrichen über 3 Jahrzehnte bis zur Neubearbeitung durch den unseren Lesern wohlbekannten Münchener Botaniker Prof. F. Bukatsch (1959/61, 6. Aufl.). In dieser Zeit hatte wie in anderen Teilgebieten der Pflanzenkunde die Physiologie bedeutende Fortschritte gemacht, die berücksichtigt werden mußten. Ferner wurde das Buch so umgestaltet, daß es nicht nur für das pflanzenphysiologische Hochschulpraktikum unentbehrlich ist, sondern auch den allgemeinbildenden höheren und den Fachschulen gute Dienste leistet. Neu einbezogen wurden u. a. die Papierchromatographie, Fluoreszenzmikroskopie und Tüpfelanalyse. Da Bukatsch sich be-

müht hat, das Mahnwort seines Lehrers Molisch „Je einfacher das Experiment — desto schöner ist es" in die Tat umzusetzen, eignen sich sehr viele Versuche auch zur Ausführung durch den Liebhaberbotaniker.

Für den Mikroskopiker recht interessant ist schon das 1. Kapitel: Der Boden als Substrat der Pflanzen. Als Beispiel sei Versuch 15 erwähnt. Unter der Überschrift „Stickstoffbindung" beschäftigt er sich 1. mit Mikroben in Lebensgemeinschaft mit den Wurzeln höherer Pflanzen (Mykorrhiza der Nadelbäume und Orchideen sowie Bakterienknöllchen der Schmetterlingsblütler), 2. mit *Azotobacter*, einem frei im Boden lebenden Stickstoffbinder. Angegeben sind (wie bei den übrigen Versuchen) die nötigen Geräte, Materialien und die Versuchsdauer. Illustration durch Zeichnungen (mit Angabe der Vergrößerung!) wäre hier und in anderen Fällen erwünscht.

Im ganzen sind in den 10 Kapiteln 251 Versuche, etwa die Hälfte mit Abbildungen, beschrieben; sie umfassen die verschiedenen Gebiete der Physiologie einschließlich der Pflanzenanalyse. Zu begrüßen sind die zahlreichen Hinweise auf speziellere Literatur. Das 11. Kapitel bietet sehr wertvolle Vorschriften und Anregungen für das praktische Arbeiten sowie Tabellen, so z. B. Nährlösungsrezepte, Ausführungen über Wägung, Messung des pH-Wertes, Kältemischungen, Dunkelfeldmikroskopie, mikroskopische Messungen, Rezepte für Reagenzien, Einsatz der Kleinbildkamera zur Dokumentation, eine Übersicht über Filme und Bildreihen des Praktikumstoffes.

Nach dieser gründlichen Neubearbeitung konnte sich Prof. Bukatsch in der 7. Auflage auf verhältnismäßig wenige Berichtigungen und Ergänzungen, u. a. Versuche mit Gibberellin, beschränken. Leider war es ihm nicht möglich — um den Rahmen des Buches nicht zu sprengen —, „dem berechtigten Wunsch, die Physiologie der Mikroorganismen stärker zu betonen", in größerem Umfang zu entsprechen. Immerhin wurden auch hier einige Einfügungen vorgenommen, so über etwaige Verwendung von Leuchtbakterien als Indikatoren für Luftverunreinigung durch schädliche Gase, über die Kultur von Fruchtkörpern aus den Sklerotien des Mutterkorns und die Kultur des Pilzpartners von Flechten-Apothezien. Dadurch hat das Werk auch für den Mikroskopiker an Wert noch gewonnen.

Prof. Dr. W. J. Fischer

Fraser, James: Treibende Welt (eine Naturgeschichte des Meeresplanktons). Reihe: „Verständliche Wissenschaft", Band 85. 151 Seiten. Springer-Verlag, Berlin 1965. Preis 7,80 DM.

Die umfangreichere englische Originalausgabe „Nature adrift" wurde von I. und G. Hempel für die deutsche Fassung gestrafft. Die Kürzungen betreffen in der Hauptsache den Text, an den Zeichnungen und Fotografien wurden kaum Abstriche vorgenommen. Gewiß ist das Büchlein kein Handbuch um Planktonorganismen des Meeres zu bestimmen, die Vielzahl der sehr sauber gezeichneten Vertreter des Zoo- und Phytoplanktons jedoch gestattet einen gründlichen Überblick über die Lebewesen der Unterwasserwelt. Schon allein der Abschnitte über die Formen des Planktons wegen könnte das Büchlein allen am Leben im Meer interessierten Lesern ohne jeden Vorbehalt empfohlen werden. Darüber hinaus behandelt J. Fraser detailreich eine Reihe von Fragen, die mit der „treibenden Welt" verbunden sind: wie die Myriaden von Organismen im Meer leben, wie sie voneinander abhängen und unsere Existenz beeinflussen. Einleitend werden die Geschichte und die teilweise raffinierten Methoden der Planktonforschung behandelt. Nach dem Sprichwort „alles Fleisch ist Gras" folgt dann die Schilderung des „Gras des Meeres", des Phytoplanktons, das durch die Photosynthesetätigkeit die Grundnährstoffe der Tiere erzeugt. Zeitlebens planktontisch lebende Tiere, die nur auf dem Larvenstadium frei schwebenden Formen und Fischlarven werden in den Kapiteln 4 bis 7 geschildert. Weitere Abschnitte bringen die geographische und jahreszeitliche Verbreitung des Planktons in Abhängigkeit von den Bedingungen der Umwelt, von Temperatur und Strömung, vom Jahresgang und von der Tiefe. Ausführlich werden die Nahrungskette im Meer und die sehr aktuellen Beziehungen zwischen Plankton und Fischerei dargelegt. Da viele Planktonformen streng vom Salzgehalt, von der Temperatur oder dem Nährstoffgehalt eines Gebiets abhängig sind, werden „Leitformen" angeführt, die, wenn sie passiv verdriftet werden, Rückschlüsse auf die Herkunft und die Bewegungen der betreffenden Wassermassen zulassen. In dem Kapitel „Verhalten" sind verschiedene Dinge, z. B. das Leuchten, tagesperiodische Wanderungen und das Schweben zusammengefaßt. In den beiden Schlußkapiteln über das Plankton als vitaminreiche Nahrung und über Düngungsversuche im Meer wird auf die Möglichkeiten und Grenzen hingewiesen, diese Nahrungsquellen für den Menschen intensiver auszuschöpfen, wobei jedoch immense Schwierigkeiten zu überwinden wären.

Heinz Streble

Reploh, H., und H.-J. Otte (Herausgeber): Lehrbuch der Medizinischen Mikrobiologie. 2. Aufl., 556 Seiten mit 82 Abbildungen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1965. Preis 48,— DM.

Das Lehrbuch enthält folgende Beiträge: J. Kathe: Historische Entwicklung der medizinischen Mikrobiologie (11 Seiten). — A. Winkler: Systematik und Morphologie der Bakterien (13 Seiten). — H. Eyer: Grundzüge der Bakterienphysiologie (16 Seiten). — A. Bauerndfeind: Bakteriengenetik (12 Seiten). — H.-J. Otte: Grundlagen der Infektions- und Immunitätslehre (17 Seiten). — W. Müller-Ruchholz: Immunopathologie (13 Seiten). — W. Ritzerfeld und M. Kienitz: Die Bakterienflora des gesunden Menschen (21 Seiten). — H Reploh: Grundzüge der allgemeinen Epidemiologie und Seuchenbekämpfung (13 Seiten). — H. Gärtner: Schutzimpfungen (27 Seiten). — L. Grün: Desinfektion, Sterilisation und Desinfektion (15 Seiten). — G. Linzenmeier: Chemotherapie (18 Seiten). — H. Eyer, G. Linzenmeier, G. Schierz: Bakteriologische und serologische Technik (30 Seiten). — Fr. W. Brauss: Blutgruppen. Blut- und Serummerkmale, Bluttransfusion (10 Seiten). — H. Brandis: Bakteriophagen und Lysotypie (10 Seiten). — H.-J. Otte: Kokken (30 Seiten). — W. Wundt: Enterobacteriaceae (33 Seiten). — H. Knothe: Brucellaceae (16 Seiten). — H. Knothe: Pseudomonasgruppe (7 Seiten). — H. Gärtner: Corynebacteriaceae (12 Seiten). — H. P. R. Seeliger: Infektionen durch Listeria monocytogenes (5 Seiten). — H. Reploh: Grampositive, sporenbildende Stäbchen. Anhang: Laktobazillen (16 Seiten). — W. Herrmann und O. Schriever: Mycobacteriaceae — Säurefeste Stäbchen (17 Seiten). — F. A. Lentze: Actinomycetaceae (9 Seiten). — J. Kathe: Borrelien — Leptospiren (12 Seiten). — F. Fegeler: Treponemen (6 Seiten). — F. Weyer: Erkrankungen durch Rickettsien (20 Seiten). — H. P. R. Seeliger: Erkrankungen durch Pilze (12 Seiten). — A. Westphal: Erkrankungen durch Protozoen (14 Seiten). — A. Erhardt: Würmer als Krankheitserreger (16 Seiten). — R. Haas und G. Maass: Erkrankungen durch Viren. — Das Lehrbuch behandelt die wichtigsten Gebiete der Mikrobiologie, die ein Medizinstudent beherrschen sollte. Leider wird ein häufiger Fehler der „Vielmännerbücher" auch hier nicht vermieden: Eine Reihe von Phänomenen und Begriffen wird von mehreren Autoren wiederholt behandelt (L-Formen- Salmonella-Antigene, Allergie u. a.). Die Bakteriensystematik ist außer im Titel lediglich durch eine Tabelle von einer Seite Umfang gewürdigt. Das Kapitel über Kokken ist stark mit hypothetischen Gedanken durchsetzt, die nicht durch Experiment und klinische Behandlung gesichert sind, und enthält überdies eine unzumutbare Zahl von Fehlern. — Im übrigen ist das Werk als Lehrbuch für den Studenten gut geeignet. Die Ausstattung ist solide. Dr. J. Müller, Freiburg

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

Gut geschützt: Der Vegetationskegel

Beim Aufbrechen der Knospen im Frühjahr wird uns die sinnvolle Vorbereitung und Vorsorge der Natur deutlich. Wie auf ein Signal — oft ist eine bestimmte Wärmesumme dafür ausschlaggebend — beginnt die Entwicklung des in der Knospe verborgenen Vegetationskegels. Die erste Anlage einer Knospe erfolgt bereits im Sommer des vorherigen Jahres; sie geht je nach Witterung und Pflanzenart auf einem bestimmten Stadium in die Winterruhe. Mit steigender Temperatur im Frühjahr erst beginnt dann die weitere Entwicklung der schon angelegten Blatt- und Blütenanlagen, die zur eigentlichen Entfaltung eines neuen Sproßabschnittes oder einer Blüte führt. Aber auch jetzt ist an der Sproßspitze und in neu angelegten Achselknospen ein Vegetationskegel vorhanden, der die ganze Vegetationsperiode hindurch tätig sein kann.

Worin besteht die Tätigkeit eines solchen Vegetationskegels? Als embryonales Gewebe (Meristem) bildet er fortwährend neue Zellen. Die Zellteilungen, die von wenigen Initialzellen an der Spitze des Vegetationskegels ausgehen (das ist der Vegetationspunkt), führen zu einer bestimmten Zahl und Anordnung von Zellen, die in mehreren Schichten übereinanderliegen. Dabei stehen die Zellen räumlich gesehen meist auf Lücke, im Gegensatz zu den aus einem sekundären Meristem entstehenden Zellen, wie zum Beispiel beim sekundären Dickenwachstum, wo die aus dem Kambium gebildeten Zellen in Reihen hintereinander liegen und damit ihre Entstehung durch tangentiale Teilungen verraten. Beim Vegetationskegel dagegen liegen die neu gebildeten Zellen in einzelnen Schichten, sie entstehen hier vor allem durch senkrecht zur Oberfläche verlaufende, durch „antikline" Teilungen der Initialen, weniger durch „perikline" Teilungen (parallel zur Oberfläche, tangential).

Da die Zahl der eigentlichen Initialzellen gering ist — bei den Moosen und Farnen findet man sogar meist nur eine einzige Initiale, die sogenannte Scheitelzelle — müssen die entstehenden Zellen durch weitere Teilungsschritte noch vermehrt und unterteilt werden. Bei den eigentlichen Blütenpflanzen sind die Initialzellen in mehreren Stockwerken angeordnet. Nur die innerste Gruppe teilt sich außer antiklin auch periklin, sie bildet das Corpus-Gewebe. Die Mantelschichten (Tunica) umschließen dieses Corpusgewebe, sie entstehen ausschließlich durch antikline Teilungen und bedingen somit eine fortlaufende Vergrößerung der Oberfläche.

Die äußerste Tunica-Schicht wird später zum primären Abschlußgewebe, zur Epidermis; sie wird auch als Protoderm (gleich Dermatogen) bezeichnet (vergleiche die schematische Darstellung, Bild 1). Die inneren Tunica-Schichten (Periblem) bilden die spätere Rinde. Die Zahl der Tunica-Lagen ist bei den einzelnen Pflanzen recht unterschiedlich. Nur eine einzige Tunica-Schicht findet sich zum Beispiel bei vielen Einkeimblättrigen und bei Kakteen. Mehr als die Hälfte der Pflanzenarten besitzt dagegen zwei Tunica-Schichten. Drei bis fünf Lagen weisen die Vegetationskegel der Rosengewächse, der Korbblütler und, unter anderem, der in flachem Wasser gedeihenden Tannenwedel auf.

Bei den Wasserpflanzen ist der Vegetationskegel besonders leicht zu präparieren; so eignet sich zum Beispiel *Elodea*, die seit ungefähr 100 Jahren aus Kanada eingebürgerte Wasserpest, dazu, den Vegetationskegel zu demonstrieren. Bild 2 zeigt einen Mikrotomschnitt durch einen Vegetationskegel von *Elodea canadensis*. Deutlich zu erkennen sind zwei Tunica-Schichten und im Innern das zentrale Corpus-Gewebe. Die Grenze zwischen Tunica-Schichten und Corpus-Gewebe ist manchmal nicht scharf erkennbar. Die Initialbereiche der einzelnen Schichten liegen übereinander an der Spitze, sie sind im Bild nicht gesondert auszumachen, jedoch sind die Zellkerne der im Vegetationspunkt liegenden Zellen relativ groß und stark anfärbbar.

Kurz unterhalb des Vegetationspunkts beginnen bereits die ersten Höcker der Blattanlagen, die von der ersten Tunica-

Lage umkleidet sind, aber vor allem durch perikline Teilungen in der zweiten Tunica-Schicht gebildet werden (vergleiche Bild 2). Die Lage der Zellen und der Abstand von der Oberfläche ist dabei der wichtigste Differenzierungsfaktor. Neben der Erstarkung und der Ausdifferenzierung der Gewebe des zukünftigen Sprosses erfolgt eine auffällige Streckung der zwischen den Blattanlagen liegenden Stengelabschnitte (Internodien). Die Blattanlagen selbst weisen schon sehr früh ein starkes Wachstum auf, das dem der Stengelspitze vorauseilt, so daß die etwas älteren Blattanlagen den Vegetationskegel ganz umhüllen und die jüngeren Blatthöcker überdecken, umschließen und damit schützen.

Das Wachstum der Blätter erfolgt in erster Linie im Bereich des Unterblattes, auch dann noch, wenn die Blattspitze bereits fertig ausdifferenziert ist. Dieser Basis-Nachschub wirkt noch lange über das Knospenstadium hinaus bis zur vollen Ausgestaltung der Blätter. Die Anzahl der Blattanlagen, die gleichzeitig auf gleicher Höhe des Vegetationskegels gebildet werden, richtet sich nach der Größe des einzelnen Blatthöckers im Vergleich zu dem gesamten Umfang eines Kegels.

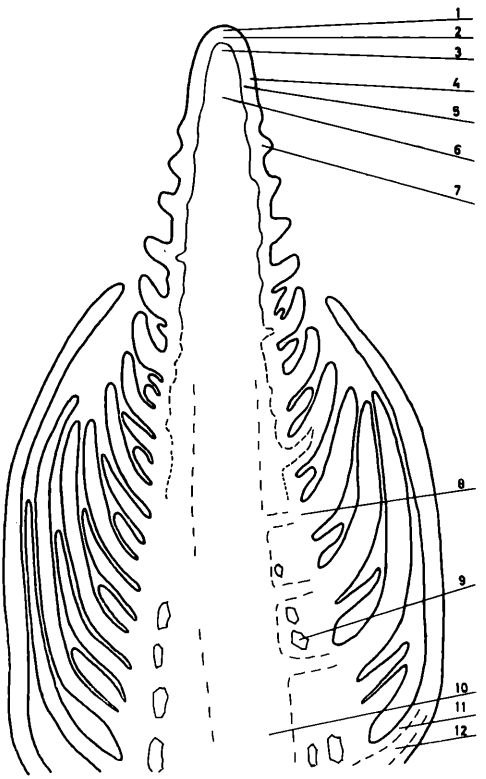
Bei *Elodea* sind die Blatthöcker relativ klein, so daß auf engem Raum recht viele Höcker gebildet werden können. Dies erkennt man später am Sproß an der wirteligen Blattstellung. Bei der Wasserpest sind es meist drei-zählige Wirtel, die alternierend, also im Wechsel stehen. Das läßt sich mit einigem räumlichen Vorstellungsvermögen sogar aus der Fotografie ablesen. Die Blattanlagen rechts sind zentral getroffen. Sie sind mehrschichtig und man erkennt bei ihnen den sich entwickelnden Anschluß der Leitbahnen an den Zentralzylinder. Die Blattanlagen der linken Seite sind allesamt noch zweischichtig und nur randlich getroffen. Dazwischen finden sich auf beiden Seiten die vorne oder hinten liegenden Anlagen gerade noch angeschnitten.

Das Corpus-Gewebe bleibt länger meristematisch als die Tunica-Schichten. Die sich in die Länge streckenden Zellen teilen sich meist längs, seltener quer, so daß allmählich ein Gewebe aus langgezogenen Zellen entsteht, ein Prosenchym, das zum Procambium wird und auch dann noch meristematisch bleibt. Hieraus werden die ersten Leitbündel gebildet. Der Prozeß beginnt im allgemeinen mit der Bildung von Siebröhren, um der Sproßspitze die Zufuhr von Assimilaten zu ermöglichen. Sehr früh weiten sich die ersten größeren Interzellularen; sie sind auf der Fotografie bereits zu erkennen.

So ist der Vegetationskegel ein anschauliches Beispiel für die Differenzierungs- und Entwicklungsprozesse, die hier versteckt und geschützt in einer Knospe ablaufen und deren Ergebnisse man oft erst viele Monate später zu sehen bekommt.

Verfasser: Siegmar-Walter Breckle, Botanisches Institut der Landwirtschaftlichen Hochschule Stuttgart-Hohenheim.

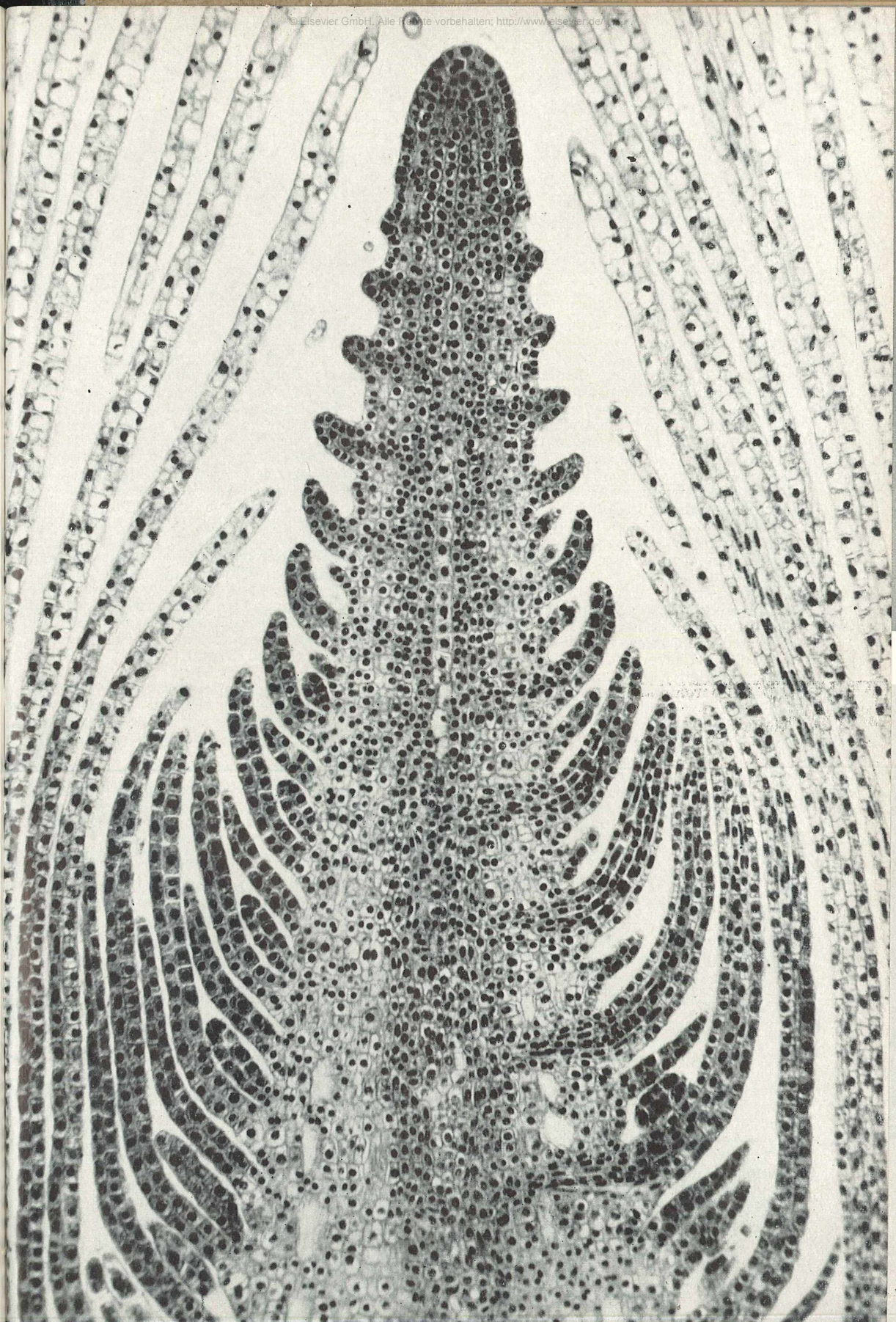
Bild 1: Schematischer Längsschnitt durch den Vegetationskegel der Wasserpest *Elodea*. 1 = Protoderm-Initialen; 2 = Periblem-Initialen; 3 = Plerom-Initialen; 4 = äußere Tunica-Schicht (Protoderm oder Dermatogen); 5 = innere Tunica-Schicht (Periblem); 6 = Corpus-Gewebe (Plerom); 7 = Blatthöcker; 8 = erster Anschluß der späteren Blattleitstränge an den Zentralzylinder; 9 = Interzellulare; 10 = Zentralzylinder; 11 = Blatt-Epidermis; 12 = Mesophyll (Zwischenschichten des Blattes).



▷

Bild 2: Längsschnitt durch den Vegetationskegel von *Elodea canadensis*. Präparat von J. Lieder, Aufnahme H. Streble. Schnittdicke 8—10 µm, Färbung mit einer Kernechtrot-Kombination. Zur Technik: Sproßspitzen der Wasserpest werden für zwei Tage zur Fixierung in ein Alkohol-Formol-Eisessig-Gemisch gelegt (Dest. Wasser 200 ml; 96% Alkohol 100 ml; 40% Formalin 30 ml; Eisessig 5 ml). Beim Hochführen der Objekte durch die Alkoholreihe für die Paraffineinbettung wird dem 96%igen Alkohol eine Spur Eosin zugesetzt. Die Stücke färben sich hier kräftig rot und lassen sich so beim Schneiden sehr gut orientieren.

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



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

Schwebende Larven: Drei Planktonformen aus Helgoland

Samen oder Früchte der Landpflanzen sind oft mit Fortsätzen, Haaren oder anderen Vorrichtungen versehen, die es ermöglichen, daß sie vom Wind verschleppt werden: Die Pflanzen sorgen so für die Verbreitung der Art. Festsitzende, im Wasser lebende Tiere stehen vor demselben Problem — Ausbreitung der Art trotz fehlender oder geringer Eigenbeweglichkeit. Eine häufige, bei ganz verschiedenen Tiergruppen auftretende Lösung sind planktisch lebende Larven, die von Wasserströmungen verfrachtet werden.

Im Meer gibt es zahlreiche Tiere mit festsitzender Lebensweise. Ihre Verbreitung über größere Gebiete erfolgt oft durch freibewegliche Larvenstadien, die man zu bestimmten Zeiten im Plankton finden kann.

Die Phoroniden oder Hufeisenwürmer sind eine kleine, nur im Meer lebende Tiergruppe. Sie gehören zu den Tentaculaten, den Tentakelträgern. Äußerlich sehen die Tiere wie „Würmer" aus; sie leben in engen Chitinröhren im Böden oder bohren sich Gänge in weichen Stein und alte Muschel- und Schneckenschalen. Sie besitzen eine Tentakelkrone, die sie aus der Röhre herausstrecken und deren Wimpern einen Wasserstrom erzeugen: Die Tiere sind Strudler, die sich von kleinen, im Wasser schwebenden Organismen ernähren. Der Darmkanal ist U-förmig, Mund und After liegen dicht beisammen. Selbst ein Blutgefäßsystem ist vorhanden.

Viele Arten der Hufeisenwürmer bilden eine sog. Actinotrocha-Larve (Bild 1 und 2), die bis über 1 mm groß werden kann. Schon 1845 wurde sie im Helgoländer Plankton von H. MÜLLER entdeckt, fast 10 Jahre bevor die erwachsenen Phoroniden beschrieben wurden.

Der Mund liegt unter dem großen, mützenartigen Kopflappen, der eine Scheitelplatte trägt. Der Magen führt in einen kurzen Darm, der am Hinterende mündet. Eine bewimperte Tentakelreihe und ein kräftiger Wimperring um das Hinterende dienen der Fortbewegung. Wenn die Actinotrocha zum Bodenleben übergeht, werden die Primärtentakel durch sekundäre ersetzt und eine bauchseitige Ausstülpung wächst sehr rasch zum eigentlichen Wurmkörper aus, in die dann der Darm U-förmig hineinzieht.

Nicht festsitzend, aber doch recht langsam sind die Seeigel. Wie die anderen Stachelhäuter haben sie planktische Larven. Die Pluteuslarven der Seeigel, im Unterschied zum Ophiopluteus der Schlangensterne als Echinopluteus bezeichnet, sind bizarre Gebilde. Während des Sommers findet man im Nordseeplankton unter günstigen Bedingungen große Mengen Plutei von *Echinocardium cordatum*. Anders als diese schlanke Form ist die Larve von *Psammechinus* (Bild 3 und 4) recht groß und breit gebaut. Nach oben ragen lange Fortsätze, von Skelettnadeln gestützt. Wimperbänder treiben den Körper langsam vorwärts. Das Innere ist aufgeteilt in verschiedene Abschnitte der Leibeshöhle und des Darmes.

Der noch zweiseitig symmetrische Bau geht während der Metamorphose verloren. Sie beginnt mit der Bildung einer seitlichen Imaginalscheibe, der Larvenkörper wird stark reduziert. Nur ein Teil der larvalen Organe wird vom jungen Seeigel übernommen.

Wie schon bei der Actinotrocha findet man auch hier eine Anzahl im Hellfeld dunkler, im Dunkelfeld heller Punkte. Dabei handelt es sich um kleine Öltröpfchen. Sie dienen wohl als Reservestoff, aber auch der Verringerung des spezifischen Gewichtes.

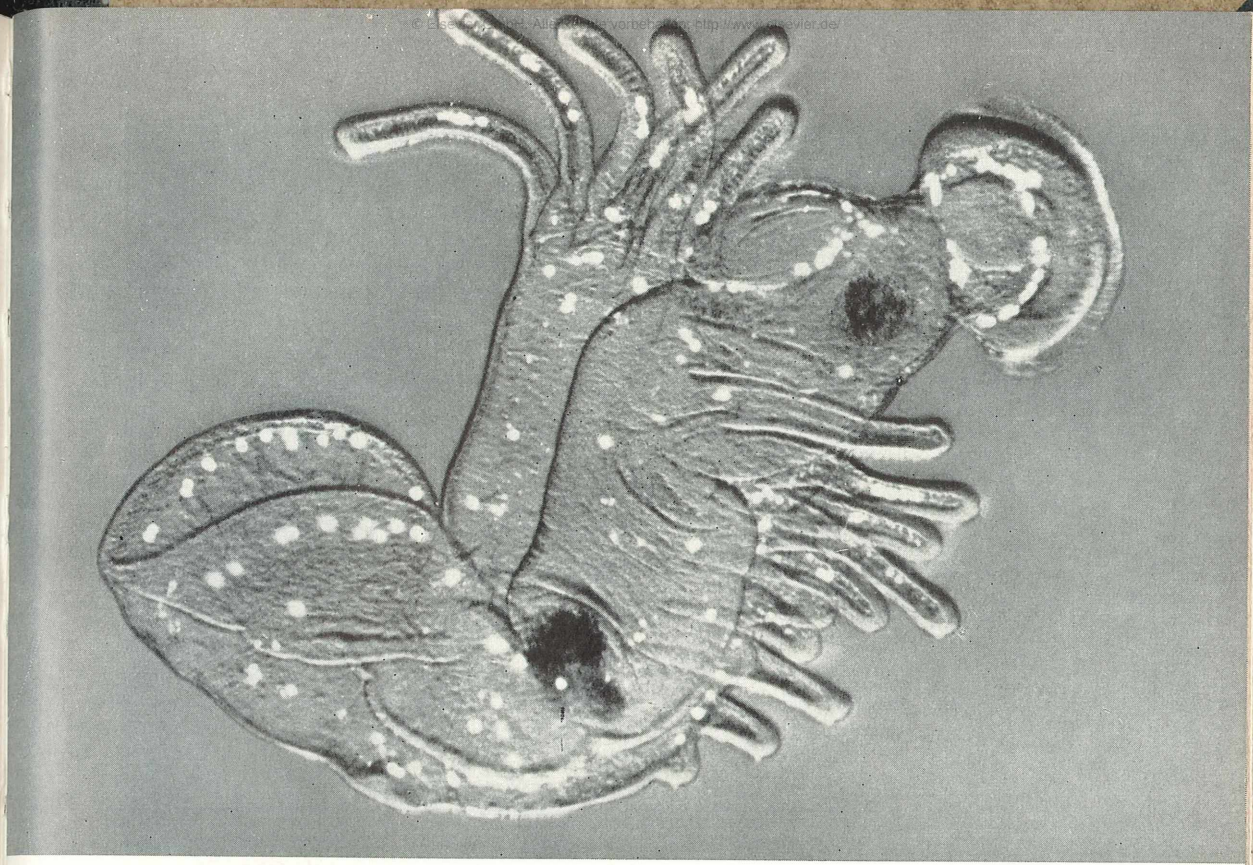
Bild 5 zeigt eine Larve der Zylinderrose *Cerianthus*. Diese Anthozoe (Korallentier)

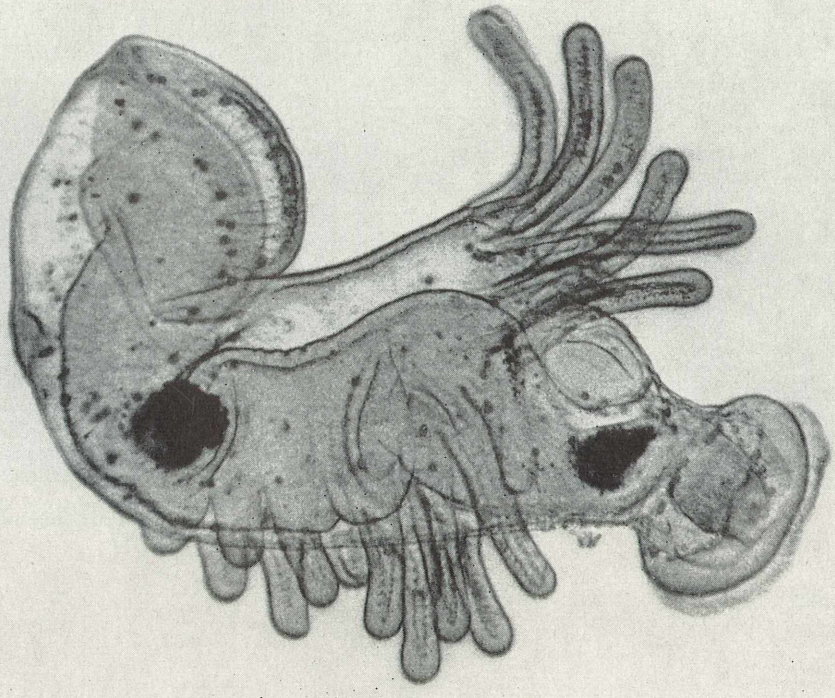
▶

Bild 1: Actinotrocha (Larve eines Hufeisenwurms). Bei schrägem Auflicht ergibt sich ein reliefartiges Bild. Die hellen Punkte sind Öltröpfchen.

Bild 2: Actinotrocha im Durchlicht. Die großen dunklen Flecke sind Nahrungspartikel. Deutlich erkennt man den kräftigen Wimperring am Hinterende.

© Biologiezentrum Linz/Austria, download unter http://www.biologiezentrum.at/





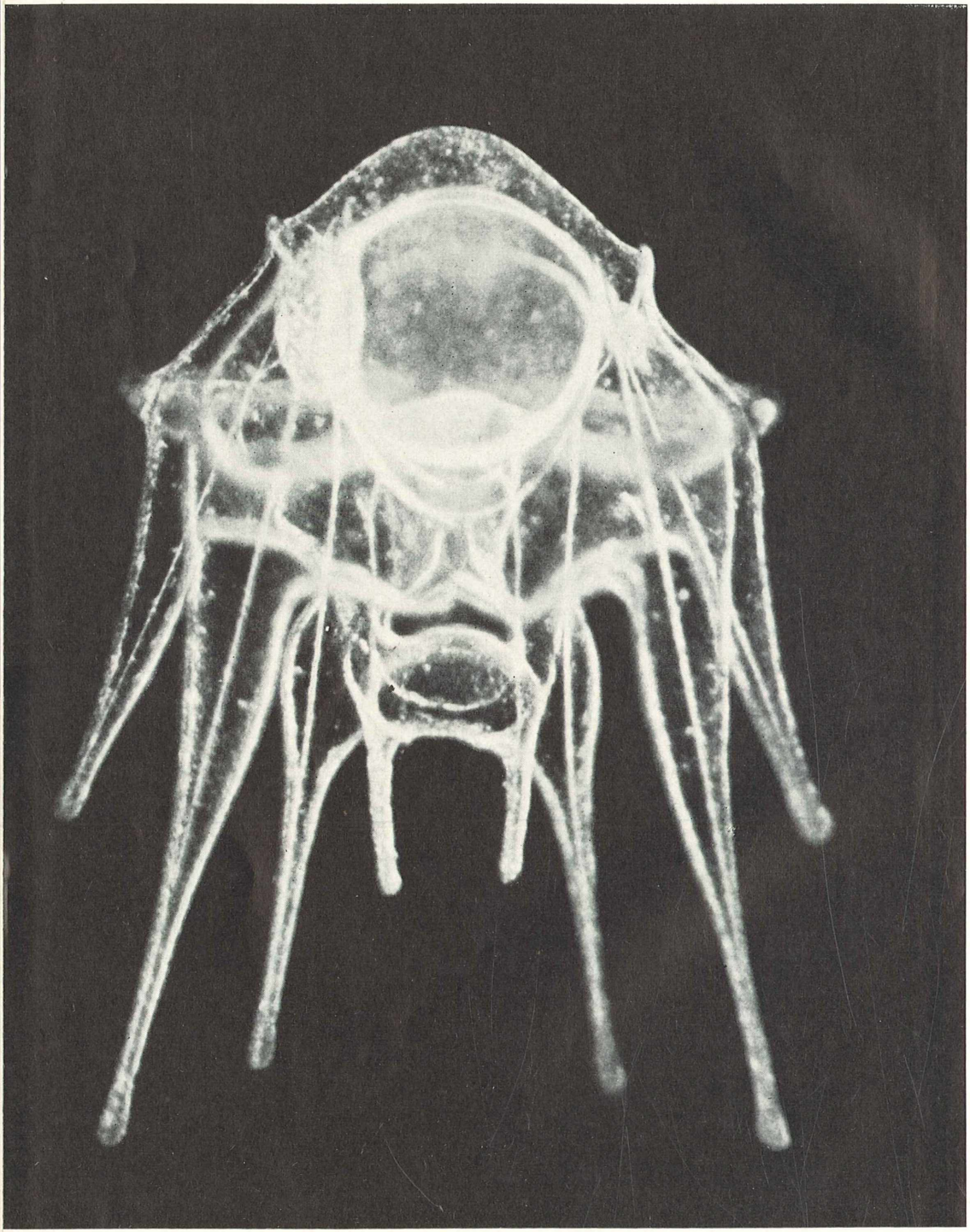


Bild 3: Pluteus (Seeigel-Larve) von *Psammechinus miliaris* im Dunkelfeld. Lange Skelettstäbe stützen die Schwebefortsätze.

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

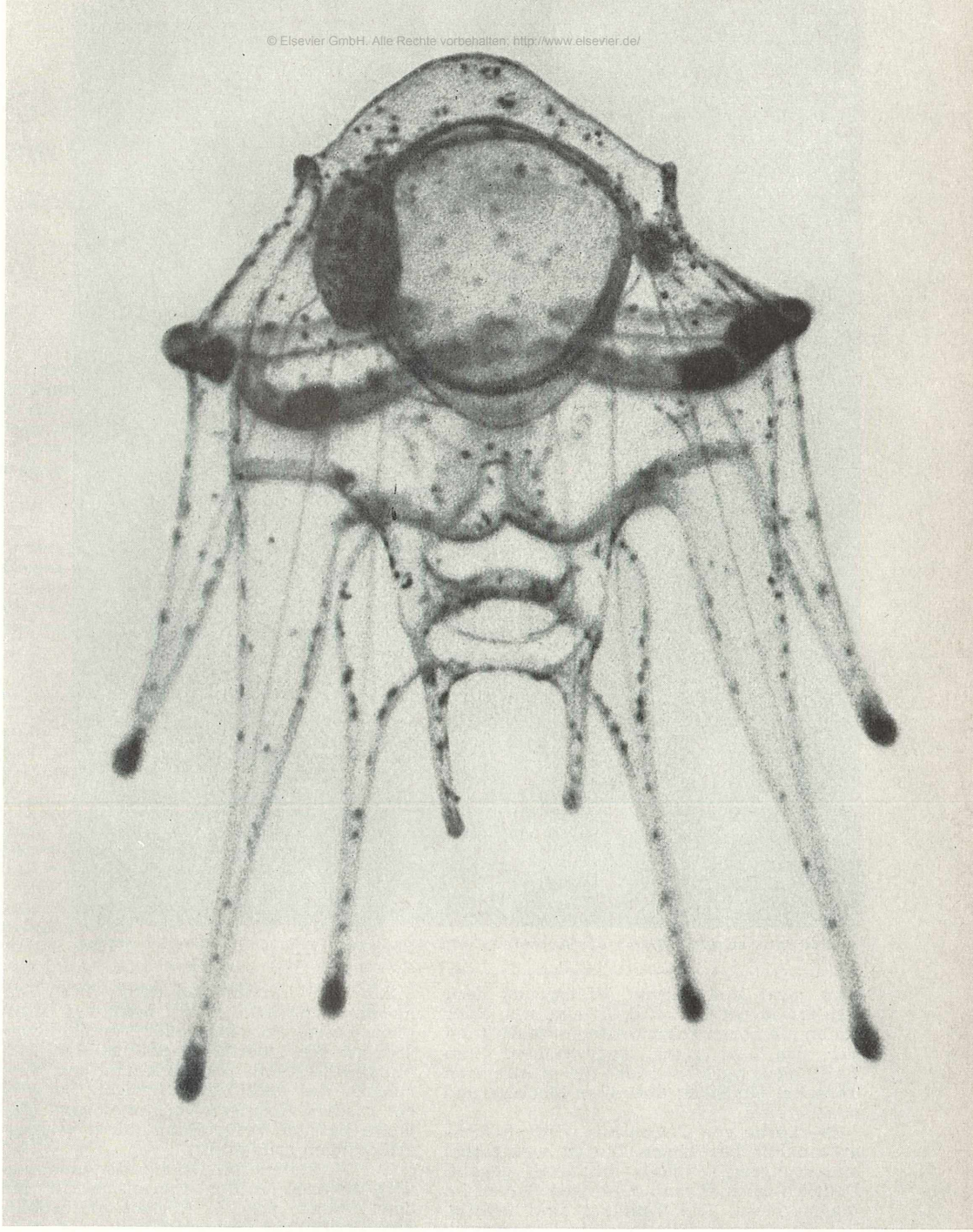


Bild 4. Pluteus im Hellfeld.

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

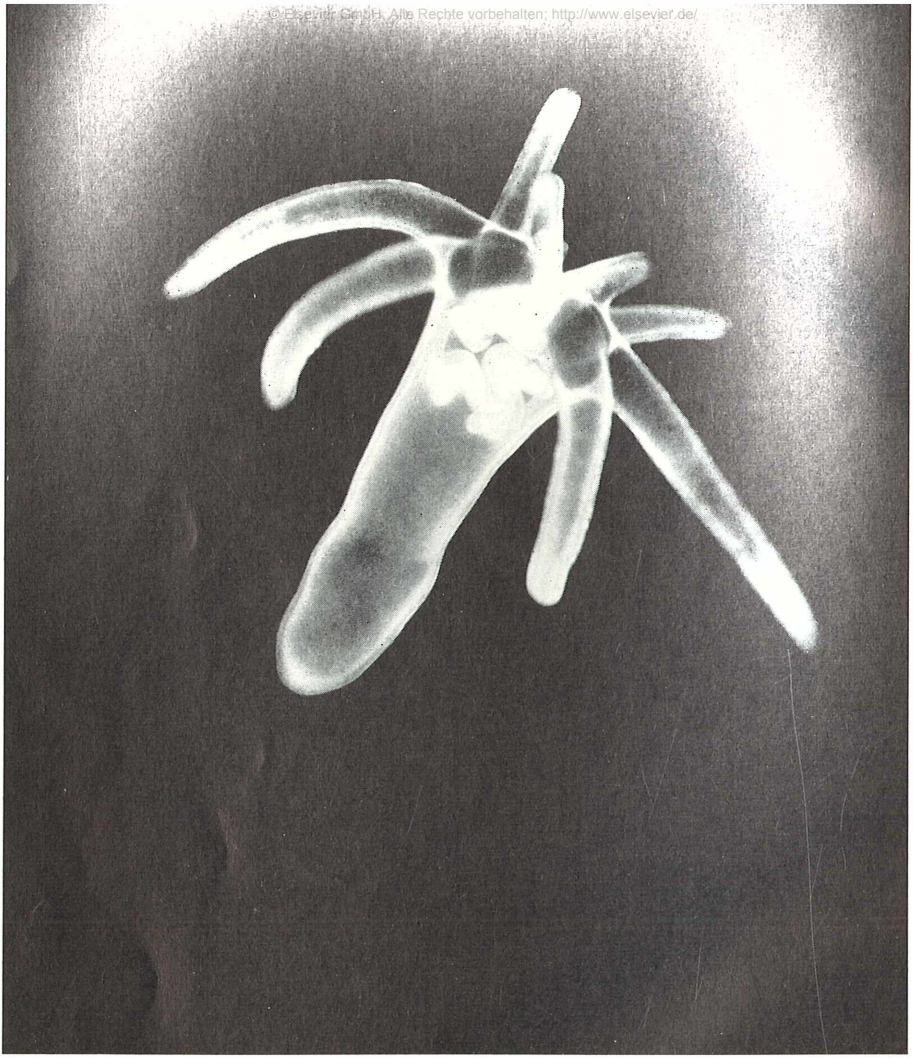


Bild 5: Synarachnactis-Larve der Anthozoe *Cerianthus lloydi*. Im Inneren die ersten Septen.

sitzt nicht auf hartem Untergrund fest, sondern steckt im Sand. In eine mit einer festen Membran ausgekleideten Röhre kann sich das Tier rasch zurückziehen. Zum Nahrungserwerb werden die zahlreichen Tentakel ein Stück über dem Meeresgrund ausgebreitet.

Die Larve von *Cerianthus* wird als Synarachnactis bezeichnet. Sie ist wenigstens andeutungsweise noch bilateral gebaut. Deutlich erkennt man die ersten Septen im Mageninnern. Die Tentakel sind kräftig. Bei Berührung zieht sich die Larve stark zusammen. Nach einiger Zeit im Plankton geht das Tier zum Bodenleben über.

Alle drei Larven sind durch ihren Bau an das planktische Leben besonders angepaßt. Lange Fortsätze oder Tentakel vergrößern die Oberfläche und so den Reibungswiderstand. Fetteinlagerungen verringern das spezifische Gewicht. So wird ein rasches Absinken verhindert und eine weite passive Verbreitung durch Meeresströmungen ermöglicht.

Zur Aufnahmetechnik für die hier wiedergegebenen Bilder verweisen wir auf den Aufsatz von G. Rüppell „Mikroblitz und Dunkelfeld — auch für Amateure“ in Heft 11, 1965 des Mikrokosmos.

Verfasser: O. Larink, 23 Kiel, Hegewischstr. 3

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/ ROLF LEHMANN

Embryologische Untersuchungen am Bergmolch

I. Beschaffung, Aufzucht und Beobachtung der Keime

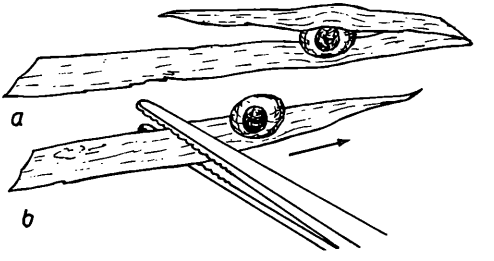
Im Jahre 1935 erhielt der in Stuttgart geborene, in Freiburg lehrende Zoologe Hans Spemann den Nobelpreis für seine entwicklungsphysiologischen Forschungen, die heute zum festen Bestandteil des Lehrgebäudes der Zoologie und Embryologie geworden sind. Bevorzugtes Objekt Spemanns war der Molchkeim, an dem jeder Mikroskopiker die grundlegenden Prozesse der Keimesentwicklung verfolgen kann.

Die in diesem Heft beginnende Aufsatzserie vermittelt Anleitungen und Hinweise zur Untersuchung des Molchkeimes, die für biologische Schülerarbeitsgemeinschaften ebenso wertvoll sind wie für den Amateurbiologen. Der Interessierte wird an Hand dieser Serie schon im kommenden Frühjahr mit eigenen Arbeiten beginnen können.

Da die Embryonalentwicklung der meisten Amphibien (Lurche: Frösche und Molche) außerhalb des mütterlichen Körpers abläuft, eignen sie sich besonders gut zum Studium entwicklungsgeschichtlicher und entwicklungsphysiologischer Probleme. So dienen auch heute die Amphibien in den Laboratorien der ganzen Welt als bevorzugte Untersuchungsobjekte. Aber ebenso eignen sie sich für den Amateur und für die Schule als dankbare und lehrreiche Objekte, die leicht zu beschaffen und ohne besonderen Aufwand zu halten sind. Am Beispiel des Bergmolches *(Triturus alpestris)* wollen wir die Entwicklung des Embryos bis zur freischwimmenden Larve untersuchen. Doch bevor mit der Beobachtung begonnen werden kann, müssen Molcheier beschafft werden.

Die Bergmolche leben im März/April in sauberen, stehenden oder langsam fließenden Gewässern. Sie sind sowohl im Flachland als auch in Höhenlagen über 1000 m ü. M. anzutreffen. Die Molche kommen in Wald- und Wiesentümpeln, Parkteichen, Gewässern auf Friedhöfen, Bombentrichtern und Freibädern vor. Nach einer Faustregel beginnt die Laichzeit, wenn im Frühjahr die Wassertemperatur $+10^{\circ}$ C übersteigt. Je nach jahreszeitlicher Witterung und geographischer Lage des Fundortes endet die Laichperiode zwischen Mitte Juni und Ende Juli. Die Bergmolchweibchen legen ihre Eier an verschiedenen Wasserpflanzen ab, indem sie mit den Hinterbeinen ein Blatt zusammenfalten und jeweils ein Ei in eine Falte legen (Bild 1 a). Die Eier sind außen von einer Klebhülle umgeben, die die Blattfalten zusammenhält. Es gibt nun verschiedene Möglichkeiten, Molcheier zu sammeln. Einmal können sie von den Pflanzen in den Molchgewässern abgelesen werden oder von Grashalmen, die zusammengebündelt zum Ablaichen ins Wasser gehängt wurden. Steht aber kein Molchteich in unmittelbarer Nähe zur Verfügung, ist es besser, einige Molche zu fangen und in geeignete Behälter zu setzen. Das kann entweder ein eingerichtetes Aquarium oder eine Plastikschüssel sein, die nur mit Leitungswasser gefüllt ist. Die Wassermenge soll mindestens 1,5—2 l pro Tier betragen. Es sind zwei Dinge zu beachten: 1. Um zu verhindern, daß die Molche ihr kleines Gewässer verlassen, müssen die Behältnisse gut abgedeckt sein. Molche können an senkrechten Glaswänden hochklettern und sich durch kleinste Spalten zwängen! 2. Zwischen Wasserspiegel und Abdeckplatte muß ein mindestens 10 cm hoher Luftraum vorhanden sein, um das Atmen der Tiere zu gewährleisten. Ferner ist daran zu denken, daß die Molche während der Laichzeit reichlich Futter brauchen. Tubifex und kleine Regenwürmer bis 4 cm Länge werden gerne gefressen.

Bild 1 a und b: *a* Das Molchei klebt in der Falte eines Grashalmes. *b* Das Ei wird mit der Pinzette in Pfeilrichtung abgestreift.



© Franckh GmbH. Alle Rechte vorbehalten. www.franckh.de

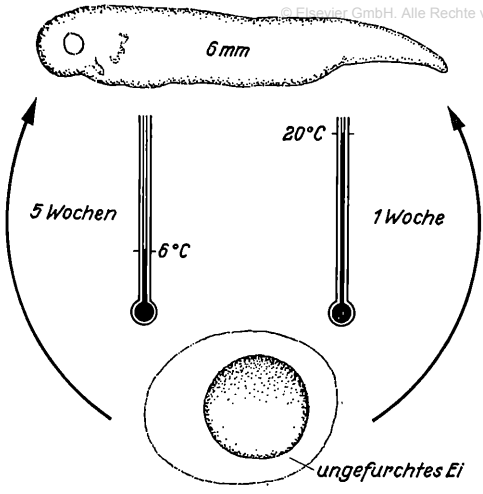


Bild 2: Die Entwicklungsgeschwindigkeit ist von der Temperatur abhängig.

Wieviele Molche soll man fangen? Es genügen schon drei bis vier Pärchen, um eine ausreichende Eizahl zur Verfügung zu haben, denn ein Weibchen legt im Verlaufe einer Laichzeit mindestens 100 Eier. Die weiblichen Bergmolche sind etwas größer (ca. 11 cm) als die männlichen (ca. 8 cm). Ein sicheres Unterscheidungsmerkmal ist der schwarz-gelb gebänderte Rückenkamm, der auch außerhalb der Laichzeit — allerdings viel niedriger — über den ganzen Rücken der Männchen zieht, den Weibchen dagegen fehlt. Wer die Bergmolche noch nicht kennt, kann sich in Bestimmungsbüchern leicht Auskunft holen (Kosmos-Naturführer MERTENS, Kriechtiere und Lurche).

Erfahrungsgemäß legen die im Zimmer aufgezogenen Molche weniger Eier als die im Freiland gehaltenen. Daher ist die beste Möglichkeit, Molche zu halten, ein kleines Freilandbecken. Es reicht im einfachsten Falle eine Kunststoffwanne aus, die im Garten bis auf einen mehrere Zentimeter überstehenden Rand eingegraben wird. Selbstverständlich muß auch das Freilandbecken sorgfältig abgedeckt werden (z. B. mit einem engmaschigen Drahtgitter). Der Ort muß vor direkter Sonneneinstrahlung geschützt sein. Der Boden der Wanne wird mit gewaschenem Sand und einigen großen und kleinen Steinen versehen. Zur Eiablage hat sich auch in diesem Fall ein Bündel aus etwa 20—30 Grashalmen bewährt, die mit einem Perlonfaden zusammengebunden so im Wasser schwimmen, daß sich die Halme unmittelbar unter der Wasseroberfläche befinden. Bevor die Molche, die im Tümpel gefangen wurden, in das neue Becken eingesetzt werden, kontrollieren wir sie auf etwa anhaftende Egel. Besonders zu Beginn des Frühjahres sind Molche oft mit Egeln befallen. Bevorzugt sitzen die Egel in der Kloakenregion und in der Nähe der Beinansätze. Mit einer Pinzette sind sie leicht zu entfernen. — Welche der vier Möglichkeiten (Naturteich, Aquarium, Plastikschale, Freilandbecken) zu bevorzugen ist, bleibt jedem selbst überlassen. Molcheier gibt es in jedem Falle!

Ist der Zuchtteich eingerichtet und mit Molchen besetzt, sind schon nach kurzer Zeit die ersten Eier zu finden. Das Ablesen der Eier von Grashalmen ist zeitsparender als z. B. von den Blättern der Wasserpest. Der zusammengefaltete Grashalm, an dem meistens mehrere Eier sitzen, wird zuerst auseinandergezogen. Jetzt kleben die Eier nur noch an einer Seite fest. Dann wird der Halm mit einer Hand am breiten Ende festgehalten, während Daumen und Zeigefinger der anderen Hand die Eier abstreifen. Dabei läuft die Kante des Daumennagels mit leichtem Druck gegen den Zeigefinger über den Grashalm. Mit einer groben anatomischen Pinzette (Branchen innen geriffelt) lassen sich mehrere Eier an Blattober- und -unterseite in einem Arbeitsgang abstreifen (Bild 1 b). Die Eier werden zunächst in einem Gefäß gesammelt, das mit Wasser gefüllt ist. Die innerhalb von 24 Stunden abgelegten Eier sind entweder noch ungefurcht oder haben gerade die ersten Furchungsstadien erreicht. Da die Molchembryonen erst das richtige Alter für unsere Beobachtungen erreicht haben, wenn sie 6 mm lang sind, müssen sie bis dahin sauber aufbewahrt werden. Dazu werden die Eier gleich nach dem Ablesen folgender Prozedur unterworfen: 1. Durch Schütteln in 70% Äthylalkohol nicht länger als eine Minute waschen. 2. Dreimal gründlich mit Leitungswasser abspülen. Der Alkohol soll Protozoen und Rädertiere abtöten, die sich leicht in unerwünschter Zahl vermehren und die Eioberfläche besiedeln. Die so vorbehandelten Eier kommen in Zuchtschalen, die mit Leitungswasser halb gefüllt sind. Geeignet sind Petrischalen mit 8 cm Durchmesser. Sie sollen höchstens je 20 bis 30 Eier enthalten. Jede Schale wird mit dem Datum des Ablesetages versehen. Die Eier können bei Zimmertemperatur oder im Kühlschrank (nicht unter +6° C) aufbewahrt werden. Da die Entwicklungsgeschwindigkeit temperaturabhängig ist (Bild 2), hat es der Beobachter in der Hand, die Entwicklung beliebig oft zu beschleunigen oder zu verzögern. Werden die Eier täglich abgelesen und bei gleichbleibender Temperatur aufgezogen, so enthält die zeitliche Reihenfolge der Schalen eine Entwicklungsreihe vom ungefurchten Ei bis zur 6 mm langen Larve. Diese Reihe bietet den Vorteil, daß die älter werdenden Kei-

Copyright © Gustav Fischer Verlag, Stuttgart. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

me stets mit jüngeren Keimen, von denen täglich neue in das Untersuchungsalter eintreten, verglichen werden können. Das Wasser in den Zuchtschalen ist wöchentlich zweimal zu erneuern. Bei diesem Arbeitsgang werden fehlentwickelte Eier, die meist durch ein trübes Aussehen zu erkennen sind, rücksichtslos ausgelesen. Schlechte Eier verpilzen und stecken bei Unachtsamkeit auch gesunde Eier an. Es ist selbstverständlich, daß Tiere, die nicht mehr benötigt werden, an den Fangort zurückgebracht werden. Junge Larven sollen angefüttert und erst ab 15 mm Körperlänge ausgesetzt werden.

Nach diesen Vorbereitungen kann die Beobachtung endlich beginnen. Schon mit einer Handlupe lassen sich Einzelheiten erkennen. Besser ist es jedoch, wenn eine 8—16fache Vergrößerung eines Binokulars zur Verfügung steht. Es kommt jetzt darauf an, den Zeitpunkt abzupassen, zu dem der Keim 6 mm lang ist. Bei 20° C dauert die Entwicklung vom ungefurchten Ei bis zum 6 mm Keim etwa 1 Woche (Bild 2). In dieser Zeit vollziehen sich am Keim charakteristische Vorgänge, die als Furchung, Blastulation, Gastrulation und Neurulation bezeichnet werden. Weitere Einzelheiten über die Frühentwicklung können in dem gut illustrierten Aufsatz von SCHNEIDER (1964) nachgelesen oder mit der ausführlichen Entwicklungstafel von KNIGHT (1938) verglichen werden.

Durch tägliche Kontrolle der Keime überzeugen wir uns vom Fortgang der Entwicklung. Die Beobachtungsergebnisse werden stets aufgeschrieben. Bereits nach 4 Tagen (bei 20° C) ist das sogenannte Schwanzknospenstadium erreicht. Der Name bezieht sich auf die Schwanzanlage, die zu diesem Zeitpunkt knospenförmig auswächst. In den folgenden 2 Tagen nimmt der Schwanzfortsatz stark an Länge zu. Anfangs sieht der Keim, von der Seite betrachtet, noch stark gekrümmt aus (Bild 3 a), später streckt sich der ganze Körper. Jetzt heißt es aufpassen! Der Keim liegt zwar weiterhin gekrümmt in der engen Eihülle, aber nun von der Rüken- oder Bauchseite aus betrachtet (Bild 3 b). Da die Länge des Keimes in der Eihülle nicht direkt gemessen werden kann, müssen andere Anhaltspunkte herangezogen werden. Drei Merkmale lassen das gewünschte Entwicklungsstadium erkennen: 1. Am Keim, der vorher bräunlich-gelblich aussah, sind deutlich einige schwarze Pigmentzellen zu sehen. Sie sind fein verzweigt. 2. Hinter dem Auge erheben sich drei etwa gleich kurze Fortsätze, die dicht nebeneinander in einer schrägen Linie von vorn unten nach hinten rückenwärts liegen. 3. Am Schwanz hebt sich oben und unten ein schmaler Flossensaum ab.

Um die Keime von jetzt ab exakt beobachten zu können, entfernen wir die Eihüllen. Dazu sind zwei nadelspitze Pinzetten (Bild 5 a) notwendig (sogenannte Uhrmacherpinzetten sind sehr teuer; es ist biller, eine „normale" spitze Pinzette selbst nachzuschleifen). Das Enthüllen der Molcheier wird unter Leitungswasser in einer Petrischale (8 cm ⌀) ausgeführt. Die einzelnen Arbeitsgänge werden unter dem Binokular verfolgt. Das Ei wird so ausgerichtet, daß die Lücke zwischen Schwanzspitze und Kopf des Keimes vom Betrachter wegge-

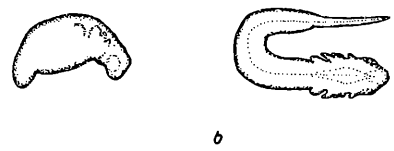


Bild 3 a und b: *a* Rückenkrümmung bei der gebogenen Schwanzknospe. *b* Seitliche Krümmung bei der gestreckten Schwanzknospe.

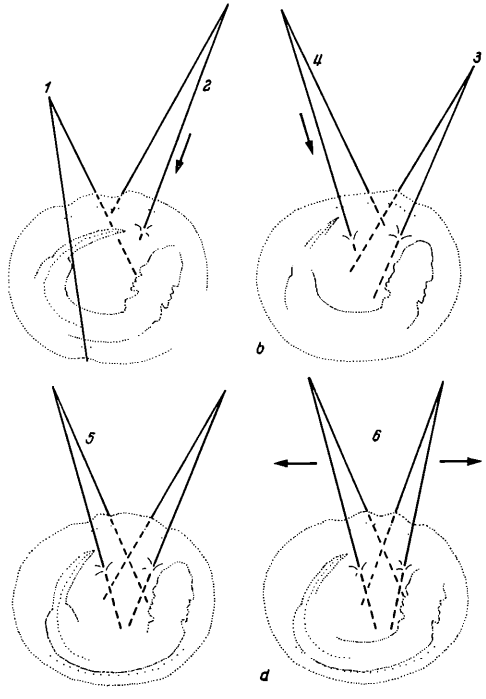
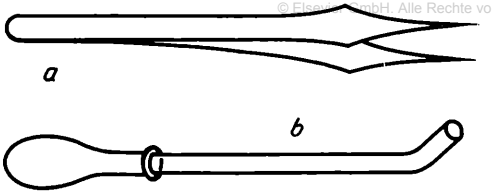


Bild 4 a bis d: Enthüllen der Molchkeime. Pinzetten durch Striche symbolisiert, unterbrochene Linie in oder hinter dem Ei. Die Pfeile geben die Richtung an, in die die Pinzetten geführt werden. Die Ziffern bezeichnen die Reihenfolge der Arbeitsgänge. *1* links Ei festhalten, *2* rechts einstechen, *3* rechts zusammendrücken, *4* links einstechen, *5* links zusammendrücken, *6* beide Pinzetten blitzschnell auseinanderziehen.

© Fischer GmbH. Alle Rechte vorbehalten.



5 a u. b

Datum	Körperlänge mm	Temp. °C	Kiemen
8.7.66	6,0	20°	drei kleine Fortsätze
9.7.	knapp 7	20,5°	mittlerer Fortsatz länger
			1. Ast 2. Ast 3. Ast
10.7.	8,0	20°	erste Verzweigung der Äste
11.7.	8,5	21°	Nebenäste zweigen ab
			1. 2. 3. Hauptast

6

Bild 5 a und b: *a* nadelspitze Pinzette, *b* gebogene Glaspipette mit Gummihütchen.
Bild 6: Beispiel für ein Beobachtungsprotokoll.

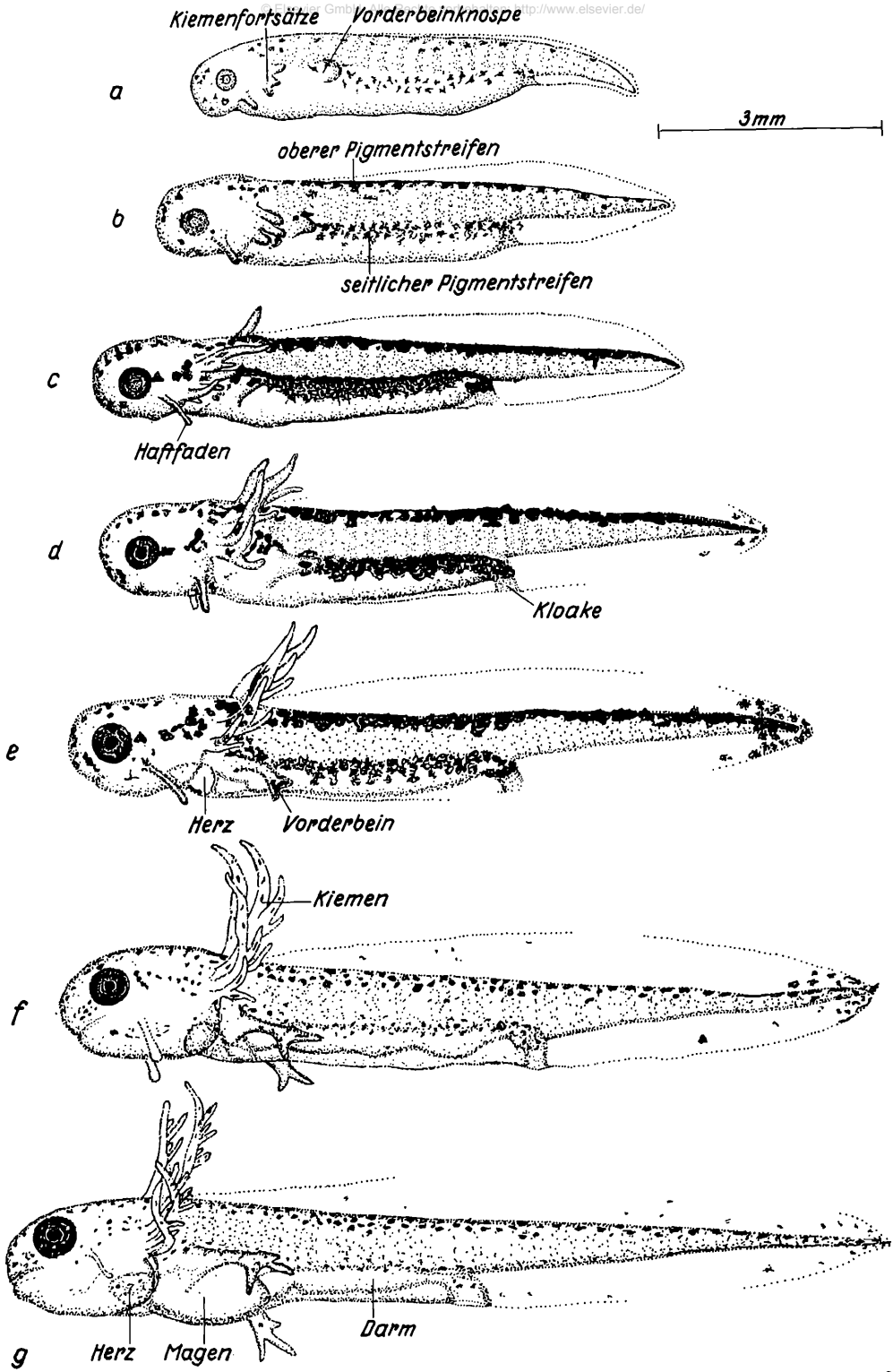
richtet ist (Bild 4 a). Das Enthüllen wird in sechs Schritten ausgeführt (Bild 4 a—d). Für das Gelingen dieser Operation ist es wichtig, daß beide Pinzetten nach dem Zusammendrücken blitzschnell auseinandergezogen werden (Bild 4 d). Bei richtiger Ausführung liegt der enthüllte Keim unverletzt in der Schale. Auf keinen Fall dürfen die sechs Arbeitsgänge zu langsam und zaghaft ausgeführt werden, da der Keim sonst leicht aus dem Einstichloch herausquillt, oder die Eihüllen reißen nicht weit genug auf, so daß der Keim in der engen Öffnung stecken bleibt und zerreißt. Da sich ältere Keime leichter enthüllen lassen als jüngere, sind für den ersten Versuch 8 bis 9 mm lange Larven zu empfehlen.

Nachdem so mehrere Keime enthüllt wurden, werden sie mit einer Pipette in kleinere Schalen übertragen (4 cm ⌀). Ist die Glaspipette am unteren Ende etwas abgebogen (Bild 5 b), rutscht der Keim nicht so leicht heraus. Auch die enthüllten Keime werden in Leitungswasser aufgezogen. Um jeden einzelnen Keim in seiner Entwicklung zu verfolgen, erhält jede Schale und damit jeder Keim eine Nummer. Weiter gehört zu einer ordentlichen Beobachtung eine gute Protokollführung. Dazu schlage ich vor, die täglichen Beobachtungsergebnisse in Form einer Tabelle aufzuschreiben (Bild 6). Es ist nicht notwendig, alle Veränderungen gleichzeitig zu verfolgen, sondern zunächst die Entwicklungsgänge einiger Merkmale herauszugreifen (z. B. Kiemen, Pigmentierung und Haftfaden). Die Länge der Larven läßt sich mit einem Stück Millimeterpapier messen, das unter der Glasschale liegt. Die Längenangabe an Stelle einer zeitlichen Altersangabe charakterisiert sehr gut ein bestimmtes Entwicklungsstadium, da die Organentwicklung mit dem Längenwachstum in Zusammenhang steht. Eine zeitliche Altersangabe ist nur sinnvoll in Verbindung mit einer Angabe der Temperatur. Aber schon bei Temperaturschwankungen im Laufe der Entwicklung ist eine Zeitangabe ungenau und genügt nicht. — In dem gewählten Beobachtungszeitraum, in dem die Keime von 6 auf 12 mm wachsen, brauchen sie nicht gefüttert zu werden, da sie von ihren Dottervorräten leben. Erst zwischen 11 und 12 mm Länge beginnt die Nahrungsaufnahme. Als Futter eignen sich mit einer Schere kleingeschnittene Tubifex (1—2 mm lange Stückchen). Nur der Wasserwechsel in den Zuchtschalen ist nicht zu vergessen. Alle drei Tage sind die Schalen gründlich auszuwaschen. Die Keime bekommen frisches Wasser zur Deckung ihres Sauerstoffbedarfs. Welche Entwicklungsabläufe können nun im einzelnen innerhalb der Zeit beobachtet werden, in der der 6 mm lange Keim auf das Doppelte seiner Länge heranwächst? Sehen wir uns der Reihe nach einzelne Entwicklungsvorgänge an.

Pigmentmuster: Beim 6 mm langen Keim beginnt gerade die Synthese des schwarzen Farbstoffes Melanin. Die Zellen, die dazu befähigt sind, bilden fein verästelte Ausläufer. Es ist schon zu erkennen, daß die Pigmentzellen in zwei Streifen angeordnet erscheinen. Das eine Streifenpaar liegt auf dem Rücken zu beiden Seiten der Medianlinie, das andere seitlich (Bild 7 a). Einige Pigmentzellen sind auch am Kopf zu erkennen. Bei einer 7 mm langen Larve treten die beiden Pigmentstreifenpaare deutlich hervor (Bild 7 b). Ist die Larve noch etwas älter geworden (8 mm), scheinen alle Pigmentzellen ineinanderzufließen (Bild 7 c). Die Pigmentzellen sind so weit ausgebreitet, daß sie mit ihren Fortsätzen ineinander greifen. Auf dem Rücken treten sie enger zusammen als an der Körperseite. Nachdem sich die Pigmentzellen so weit ausgebreitet haben, ziehen sie sich wieder zusammen, in den Seitenstreifen mehr als auf dem Rücken (Bild 7 e). Die seitlichen Streifen sehen deutlich heller aus als die Rückenstreifen (10 mm). Wie die 11 mm lange Larve zeigt (Bild 7 f), ballen sich die Pigmente aber auch im Rückenstreifen. Deutlich geballt sind die Pigmentzellen, wenn die Larve eine Länge von 12 mm erreicht hat (Bild 7 g). Diese Veränderung der Pigmente heißt morphologischer Farbwechsel. Er ist regelmäßig zu beobachten.

Bild 7 a bis g: Entwicklung der Molchkeime. *a* 6 mm, *b* 7 mm, *c* 8 mm, *d* 9 mm, *e* 10 mm, *f* 11 mm, *g* 12 mm.

Elsevier GmbH, http://www.elsevier.de/



Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

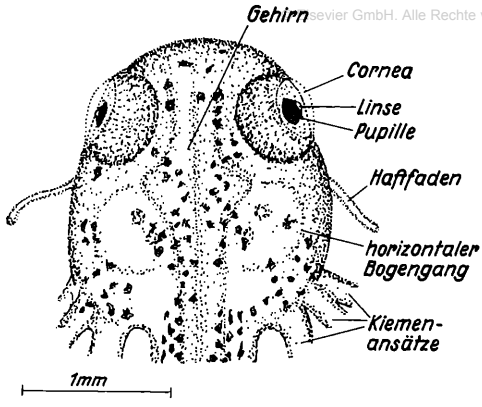


Bild 8: Aufsicht auf den Kopf der 11 mm langen Larve.

Kiemen: Schon längst sind dem Beobachter mehrere Fortsätze aufgefallen, die im hinteren Kopfbereich heranwachsen. Etwas hinter den Augen liegen dicht beieinander drei etwa gleich lange Fortsätze (Bild 7 a). Während die drei Fortsätze rasch an Länge zunehmen, zweigen bereits kleine Nebenäste ab (Bild 7 c). Bei einer 9 mm Larve tragen alle drei Kiemenäste kurze Verzweigungen (Bild 7 d). Bis zur 12 mm langen Larve haben sich an jeder Kopfseite drei mehrfach verzweigte Kiemenbüschel entwickelt. Die Nebenäste sitzen in zwei Reihen nach hinten gerichtet (Bild 7 e—g).

Haftfaden: Bei den größeren Larven (9—11 mm) fällt ein weiterer langer Fortsatz auf, der zu beiden Seiten des Kopfes vor den Kiemen seinen Ursprung hat. Es handelt sich hierbei um die Haftfäden. Mit ihnen kann sich die junge Larve an Pflanzen, Steinen oder anderen Substraten festheften. Die Enden der Haftfäden sondern ein klebriges Sekret ab. So kann sich die Larve zum Beispiel auch an einer glatten Glaswand anheften. Verfolgt man den Entwicklungsgang rückwärts (9—6 mm Larven), so zeigt sich, daß sich die Haftfäden aus je einem kleinen Fortsatz entwickelt haben, der unter dem Auge schräg nach hinten seinen Ursprung hat. Die Haftfäden sind ein larvales Organ, das nur ganz kurze Zeit in Funktion ist und sich schon bei der 12 mm-Larve wieder zurückbildet (Bild 7 g) und bald darauf verschwunden ist.

Vorderbeine: Mit den Haftfäden kann sich die Larve aufrecht halten. Bei der 12 mm-Larve sind die Vorderbeine lang genug, diese Aufgabe zu übernehmen. Beim genaueren Hinsehen ist zu erkennen, daß erst zwei Zehen ausgebildet sind und die dritte Zehe gerade angedeutet ist. Im Verlauf der Entwicklung wächst eine weitere Zehe aus, so daß insgesamt vier Zehen am Vorderfuß vorhanden sind, während am Hinterfuß, dessen Entwicklung aber erst viel später einsetzt, stets fünf Zehen ausgebildet sind. Der Entwicklungsgang der Vorderbeine läßt sich wie die Entwicklung des Haftfadens am besten vom ausgebildeten Organ zurück verfolgen (Bild 7 g—a). Bereits bei der 10 mm langen Larve deutet sich am Ende des Beinfortsatzes ein kleiner Spalt an. Bei der jüngeren Larve ist der Fortsatz noch sehr kurz (9—8 mm), der aus einem Hügel auswächst (7 mm). Bei der 6 mm-Larve ist die Beinanlage eine flache Knospe, die hinter den Kiemenfortsätzen liegt und vom seitlichen Pigmentstreifen überzogen wird.

Auge: Während bei der 6 mm-Larve das Auge ohne schwarze Pigmentzellen noch sehr undeutlich erscheint (Bild 7 a), tritt es mit zunehmender Melaninsynthese klar hervor. Besonders gut läßt sich die zunehmende Pigmentierung des Auges beobachten, die vom Rande her beginnt (7 mm). Hat die Larve 9 mm erreicht, sieht das Auge tief schwarz aus (Bild 7 d). Je nach Beleuchtung der Larve tritt die Pupille verschieden deutlich hervor. Schauen wir auf die Kopfoberseite einer 11 mm großen Larve, sind die sehr großen schwarzen Augäpfel, die glasklare, etwas vorgewölbte Cornea und die Linse zu erkennen (Bild 8).

Gestalt: In der Zeit, in der die Larve ihre anfängliche Länge von 6 mm verdoppelt, treten merkliche Veränderungen der Körperproportionen auf. Wie lassen sich solche Unterschiede feststellen? Unter der Glasschale, in der sich die Tiere befinden, liegt ein Stück Millimeterpapier. Der Boden der Schale soll möglichst dünn sein. Entsprechend den Quadraten des Millimeterpapiers liegt neben dem Binokular ein ebenfalls mit Quadraten versehenes Stück Zeichenpapier. Die Größe dieser Quadrate hängt von dem gewählten Vergrößerungsmaßstab ab. Weiterhin ist es zweckmäßig, den Larvenkörper gedanklich in drei Abschnitte zu teilen: Kopf, Rumpf, Schwanz. Der Kopf reicht bis zu einer gedachten Verbindungslinie zwischen den hinteren Kiemenansätzen und schließt das Herz mit ein. Der Rumpf reicht bis an das Ende der Kloakenspalte, darauf folgt der Schwanz. Die Länge und Breite der Larve, die mit dem Millimeterpapier gemessen werden, überträgt man auf das Zeichenpapier. Bild 9 zeigt ein Beispiel. Daraus ist abzulesen, daß bei einer 12 mm langen Larve im Vergleich zur 6 mm-Larve der Rumpf ca. 1,4mal, der Kopf ca. 2mal und der Schwanz ca. 4mal länger geworden sind. Die Längenzunahme der Larve beruht also in diesen Entwicklungsstadien vorwiegend auf einem Wachstum des Schwanzes.

Im Zusammenhang mit dem enormen Wachstum des Schwanzes bildet sich der Flossensaum aus. Bei der 6 mm-Larve ist er gerade als ein schmaler Saum angedeutet, der in der Medianlinie des Rückens

etwa in der Körpermitte beginnt und um die Schwanzspitze herum an der Unterseite des Schwanzes entlang bis an die Kloakenanlage zieht. Während der Flossensaum immer höher wird, verlagert sich sein Anfang immer weiter in der Mittellinie des Rückens nach vorn. Schließlich beginnt er am Kopf zwischen den Kiemenanlagen. Der Schwanz der Larven wird durch den breiten Flossensaum zu einem wirklichen Ruder- und Steuerorgan. Besonders beim Beutefang muß das Tier blitzschnell und gezielt auf seine Beute losschießen können. Wie lebenswichtig die normale Ausbildung des Schwanzes ist, zeigen Tiere, bei denen der Schwanz infolge von Entwicklungsstörungen nach einer Seite abgebogen ist. Diesen Larven ist es fast oder ganz unmöglich, einen Wurm zu fangen, da der gebogene Schwanz wie ein dauernd seitlich festgestelltes Schiffsruder wirkt, so daß sich die Tiere ständig im Kreis bewegen. Nur durch Zufall können sie einmal Beute erhaschen.

Die 6—12 mm langen Molchlarven sind ein gutes Beispiel für die Beobachtung von Entwicklungsvorgängen. Sie lassen uns die Entstehung und Differenzierung von Körperteilen miterleben, aber auch die Rückbildung eines gerade ausgebildeten Organs verfolgen.

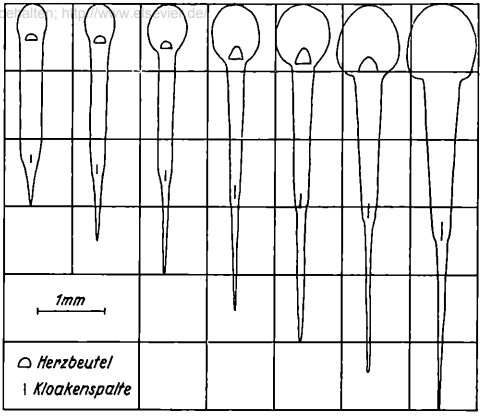


Bild 9: Längenzunahme der Larven von 6 bis 12 mm, Faustskizze.

Literaturhinweise:
1. Frommhold, E.: Wir bestimmen Lurche und Kriechtiere Mitteleuropas. Neumann Verlag, Radebeul, 1959.
2. Hellmich, W.: Die Lurche und Kriechtiere Europas. Winters naturwissenschaftliche Taschenbücher Bd. 26. C. Winter, Universitätsverlag, Heidelberg, 1956.
3. Knight, F. C. E.: Die Entwicklung von Triton alpestris bei verschiedenen Temperaturen, mit Normentafel. Roux' Archiv 137, 461—473 (1938).
4. Schneider, H.: Entwicklungsgeschichte des Bergmolches. Mikrokosmos 53, 16—25 (1964).

Verfasser: Dr. R. Lehmann, 78 Freiburg i. Br., Zoologisches Institut der Universität, Katharinenstraße 20

RUDOLF LINDAUER

Einfache Dauerpräparate von kleinen Milben

Hat man genügend kleine (parasitische) Milben zur Verfügung, so kann man zur Herstellung von Dauerpräparaten nach einer der bekannten Methoden verfahren. Hat man jedoch nur wenige oder nur ein einziges Tier der betreffenden Art, so wird es sehr schwierig, davon verläßlich ein Dauerpräparat herzustellen: Die sehr kleinen Objekte gehen gar zu leicht bei der Präparation verloren. Die folgende Methode ist sehr einfach und zuverlässig — die Milben liegen mit vollkommen gestreckten Beinen im Harzeinschluß. Bei Beginn der Präparation müssen die Tiere aber noch leben. Die Methode ist außerdem sehr zeitsparend.

Ausführung

Man bringt die Milben in einem kleinen Tropfen Wasser auf die Mitte eines sauberen Objektträgers, fügt einen großen Tropfen einer 20%igen Jakutinlösung hinzu und läßt das Ganze staubgeschützt (Petrischale, Schachteldeckel) einige Zeit ruhig liegen, bis die Milben reglos geworden und tadel-

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

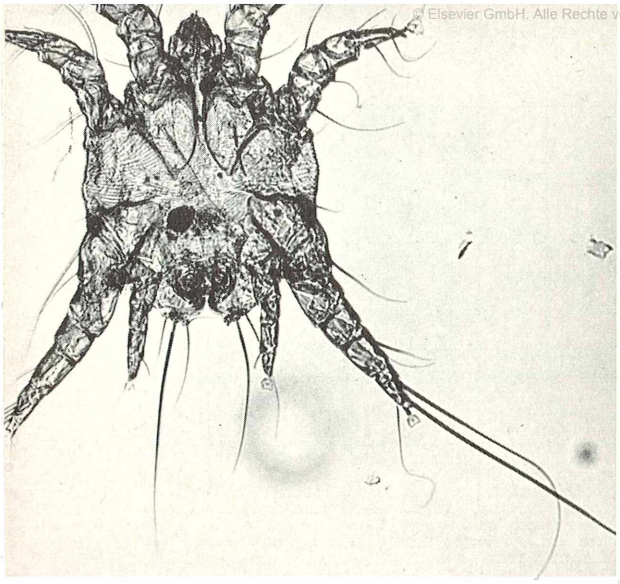


Bild 1: Ohrmilbe der Katze *(Otodectes cynotis)*. Jakutin-Präparation. Scharfeinstellung auf Körperoberfläche. Vergr. 120fach.

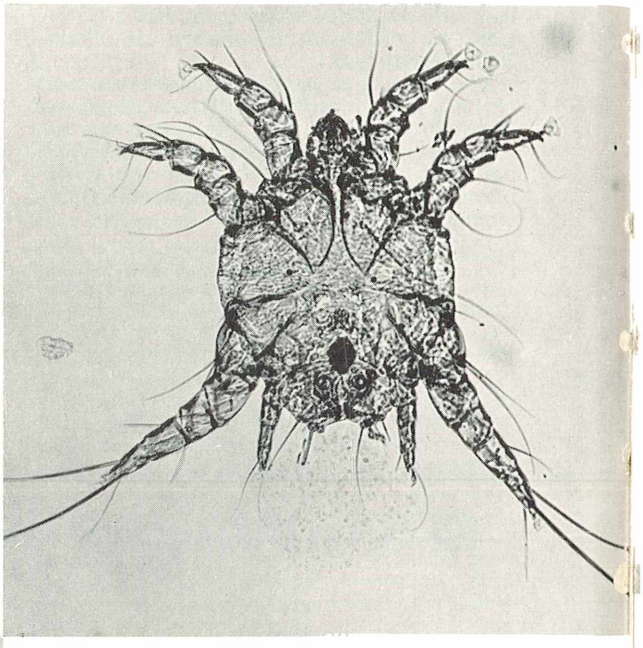
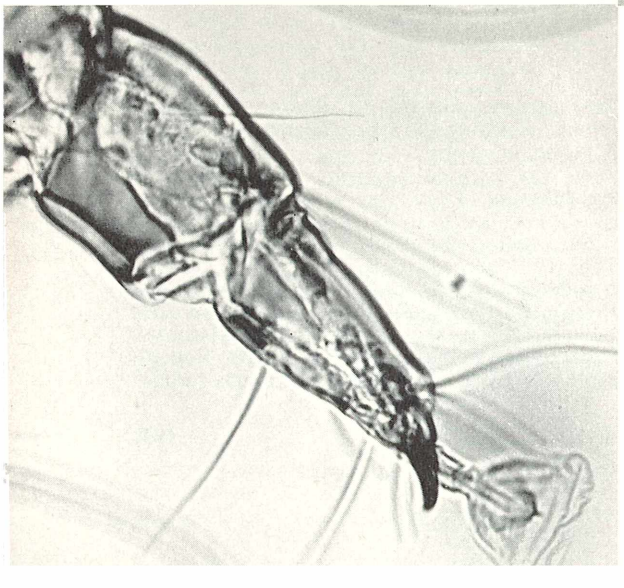


Bild 2: Ohrmilbe der Katze. Jakutinpräparation. Das Bild zeigt ein anderes Individuum als Bild 1 und eine andere Schärfenebene. Vergr. 120fach.

Bild 3: Ohrmilbe der Katze, Hinterbein mit Haftscheibe. Jakutin-Präparation. Vergr. 840fach.



los ausgestreckt sind. Das dauert gewöhnlich 1—3 Stunden. Danach zieht man die Jakutinlösung mit einem schmalen Streifen Filtrierpapier so weit wie möglich ab. Unter Lupenkontrolle muß man allerdings darauf achten, daß die Milben nicht mit aufgesogen werden. Jetzt läßt man die restliche Flüssigkeit staubgeschützt bei Zimmertemperatur verdunsten und schließt die Milben in einem der gebräuchlichen Einschlußharze ein. Handelt es sich um Milben in tierischen Sekreten (z. B. Ohrmilben, Luftsackmilben bei Vögeln), so ist es zweckmäßig, die Milben aus dem Sekret zuerst herauskriechen zu lassen — unter der Wärme- und Lichteinwirkung einer starken elektrischen Lampe kann man das beschleunigen. Das restliche Sekret entfernt man mit einem Streifen feuchtem Filtrierpapier.

Die Jakutinlösung ist eine 20%ige wäßrige Lösung des käuflichen Jakutin-„flüssig"-Merck. Sie ist nicht lange haltbar und soll immer frisch hergestellt werden.

Das Ergebnis dieser sehr einfachen Methode zeigen die Bilder von einer Milbe im Ohr der Katze. Die Beine wurden nicht irgendwie gerichtet, die Streckung erfolgte durch die Jakutineinwirkung.

Verfasser: Dr. Rudolf Lindauer, 843 Neumarkt, Schindlerstraße 6

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

Wer war Kg.?

Bildnis-Medaille zu Ehren Kützings an seinem 80. Geburtstag (8. Dez. 1887), sc. A. Scharff, Wien. Ein Komitee von namhaften Botanikern hatte zur Sammlung für die Herstellung der Medaille aufgefordert. Abbildung der Medaille mit freundlicher Genehmigung von Herrn Prof. Dr. Zaunick.

Wer immer sich heute beruflich oder nebenberuflich mit Algen beschäftigt, wird oft genug der Autorenabkürzung Kg., Ktz., Kz. oder Kütz. begegnet sein. So liest man beispielsweise in Bestimmungsbüchern *Ulothrix zonata* Kg., *Epithemia sorex* Kz. oder *Navicula cryptocephala* Kütz. Wer war „Kütz."?

1960 erschien das Buch „Friedrich Traugott Kützing, 1807—1893, Aufzeichnungen und Erinnerungen" *, ein Lebensbericht, der auf persönlichste Weise Auskunft über einen bedeutenden Naturforscher des 19. Jahrhunderts gibt. Vom Lebensweg dieses Mannes dürften bisher die wenigsten Algologen Genaueres gewußt haben, da biographische Notizen an wenig auffälliger Stelle veröffentlicht wurden. Erst 60 Jahre nach Kützings Tod wurde das verschollene Manuskript der Autobiographie aufgefunden und später mit ausführlicher Kommentierung und Würdigung des wissenschaftlichen Werkes von R. H. Müller und Rudolph Zaunick herausgegeben.

Kützing wurde 1807 in dem etwa 20 km östlich des Kyffhäusers gelegenen Ritteburg an der Unstrut geboren. Der Vater besaß dort eine Mühle. Die Mutter starb mit 40 Jahren, kurz vor der Geburt des 16. Kindes. Friedrich Traugott war das 8. Kind dieser Ehe. Von den vielen Geschwistern erreichten nur drei das 30. Lebensjahr. Obwohl das Leben des Vaters „eine Kette ununterbrochener Arbeit und schwerer Sorgen" war, bewahrte sich der Müllerssohn manche herzliche Erinnerung an seine Kindheit bis ins hohe Alter. Über seine Schulbildung schreibt er: „Ich habe nie eine andere Schule besucht als die Dorfschule in Ritteburg", aber er fügt hinzu, die vielen absichtslosen Streifereien des Dorfjungen „an den Wasserufern, in den Feldern, Wiesen, Triften und Gärten, das Krebsen und Fischen in unserm Mühlgraben — das alles gab mir Gelegenheit, mich mit einer sehr reichen Tier- und Pflanzenwelt, als auch mit geographischen und andern Naturbildern bekannt zu machen".

1822 erhielt er eine Apothekerlehrstelle im nahegelegenen Artern. 1823 wechselte er als Lehrjunge nach Aschersleben, wo er sich in Praxis und Theorie tüchtig bildete. Jede freie Stunde nutzte er im Sommer zum Botanisieren, und in den Winternächten studierte er chemische und botanische Werke aus der Büchersammlung seines Lehrherren.

Es ist rührend und auch aufschlußreich, zu lesen, daß sich der Lehrjunge kalligraphischen Übungen unterwarf, um die Standgefäße der Apotheke schön etikettieren zu können, dabei aber „durch unmittelbare Anschauung der Drogen eine über-

* Johann Ambrosius Barth-Verlag, Leipzig (1960). Lebensdarstellungen deutscher Naturforscher, herausgegeben von der Deutschen Akademie der Naturforscher Leopoldina durch Rudolph Zaunick, Nr. 8. Mit 2 Bildnissen, 4 Abbildungen und 1 Karte.

aus sichere Kenntnis in der Warenkunde" erwarb. Hier äußert sich bereits eine starke graphische Begabung, die er in seinen Mannesjahren dazu nutzte, die Abbildungen seiner systematischen Werke eigenhändig in Kupfer zu stechen bzw. zu lithographieren. „Hatte ich denn nicht von mir selbst das Zeichnen gelernt? Warum sollte ich denn nicht auch das Gravieren lernen? Ich war ja von Haus aus ein ‚selfmade man', und das ‚help yourself' hatte ich seit meiner frühen Jugend geübt".

1828 wurde KÜTZING Gehilfe in Magdeburg und 1830 ging er nach Schleusingen, wo er sich neben den Phanerogamen bereits den Kryptogamen „von den Farnkräutern an bis zu den Algen und Pilzen" widmete. 1831 ging es nach Tennstedt an die Apotheke. Da er in der botanischen Wissenschaft bereits mit Veröffentlichungen hervorgetreten war und über einige Ersparnisse verfügte, durfte er es wagen, sich um eine Freistelle an der Universität Halle zu bewerben. Sie wurde ihm gewährt und war mit einer Anstellung als Assistent des von ihm verehrten Pharmazieprofessors SCHWEIGGER-SEIDEL verbunden. In Halle kam KÜTZING 1832 an, als dort gerade die Cholera wütete. Er verließ die Universität und die Stadt Halle wieder nach 3 Semestern. Bei der Aufzeichnung seiner Eindrücke und Meinungen über Persönlichkeiten und Verhältnisse an der Universität äußert er sich freimütig und selbstbewußt. Mit persönlicher und fachlicher Kritik an einigen Professoren hält er nicht hinter dem Berge, während er zu anderen ein herzliches, ja freundschaftliches Verhältnis hatte. Der Zoologe NITZSCH beispielsweise förderte KÜTZINGS Diatomeenstudien und schlug den jungen Forscher als Mitglied der Naturforschenden Gesellschaft vor. Daneben wurde fleißig publiziert und auch die wirtschaftliche Seite des Lebens nicht außer acht gelassen. KÜTZING wußte sich durch Stundengeben bei Medizinstudenten und an der höheren Töchterschule sowie durch Herausgabe des Algenherbars „Algae aquae dulcis" und der „Synopsis Diatomearum" manche Einnahmequelle zu erschließen.

1835, der studierte Pharmazeut hatte bereits eine gut dotierte Stellung in der Eilenburger Apotheke bezogen, gelang dem Siebenundzwanzigjährigen die Beobachtung, „daß die Substanz des Bacillarienkörpers aus Kieselsäure gebildet sei. Meine Freude über diese Entdeckung, deren Wichtigkeit ich augenblicklich tief fühlte, war so groß, daß ich den ganzen Tag vor Aufregung nichts weiter vornehmen konnte". Hand aufs Herz, wer von uns wußte, daß es KÜTZING war, der die Kieselsäurenatur der Diatomeenschalen erkannte?

Bereits im Dezember 1834 hatte KÜTZING eine Abhandlung „Über die vegetabilische Natur der Hefe" an die „Annalen der Physik und Chemie" gesandt, die leider bei dem Redakteur spurlos verschwand, obwohl ALEXANDER VON HUMBOLDT und CHRISTIAN GOTTFRIED EHRENBERG von dem Inhalt dieses Manuskriptes wußten. Durch das Nichterscheinen der Arbeit ging KÜTZING der Priorität bei der Aufklärung der Hefegärung verlustig. Erst 1837 wurde sein zweites Manuskript über das Thema „Microscopische Untersuchungen über die Hefe und Essigmutter, nebst mehreren andern dazugehörigen vegetabilischen Gebilden" im „Journal für praktische Chemie" abgedruckt, jedoch nun erst nach dem Erscheinen der Publikationen über den gleichen Gegenstand von DE LATOUR und von TH. SCHWANN.

Von nicht minderer Bedeutung ist KÜTZINGS Auffassung des Artbegriffes, die er 1856, also drei Jahre vor dem Erscheinen von DARWINS Werk „Über die Entstehung der Arten" in einer eigenen Abhandlung darlegte. Wesentlich ist ihm, daß „die Art niemals einen andern als relativen Werth in der Wirklichkeit besitzen" könne. „Wie weit die höhere Pflanzen- und Tierwelt an dieser Anschauungsweise partizipierte, habe ich auf sich beruhen lassen, obschon meine Anschauungen in den DARWINschen Ansichten zuletzt ihren Gipfelpunkt erreichen mußten."

In einer großen Zahl algologischer, vor allem auch sich mit den Kieselalgen befassender Arbeiten hat KÜTZING Standardwerke geschaffen. Die Liste sämtlicher Veröffentlichungen beläuft sich auf 54 Titel. Mehr als 3000 Tafeln wurden von ihm selbst lithographiert. Zudem war er ein äußerst fleißiger Sammler von Algen, und er hat dieses Material mustergültig geordnet und aufbewahrt — man möchte sagen: mit der Akkuratesse des gelernten Apothekers. Seine umfangreichen, wertvollen Sammlungen haben sich bis jetzt in Antwerpen, Leiden und London erhalten und werden sachgemäß verwaltet.

Ganz außerordentlich wurden KÜTZINGS systematische Kenntnisse durch eine fast achtmonatige Reise nach Dalmatien, Italien und in die Schweiz erweitert. Er unternahm sie 1835 mit finanzieller Unterstützung der Akademie der Wissenschaften in Berlin, zu der ihm ALEXANDER VON HUMBOLDT die Tore geöffnet hatte. Zweifellos war diese Reise das reichste innere und äußere Ereignis im Leben KÜTZINGS, wenn auch ihr Bericht mit den trockenen Worten schließt: „Meine Reise hatte 7½ Monate gedauert. Sie hatte mich etwa 400 Tlr. gekostet." Mehr als die Hälfte der gesamten Biographie entfällt auf ihre Schilderung. Auch die musischen Erlebnisse und die im Süden geschlossenen Freundschaften haben den jungen Forscher sehr gefördert, lernte er doch in Triest BIASOLETTO kennen, der

ihn nach Venedig und Padua begleitete, und in Padua MENEGHINI.

Von da ging es über Ferrara, Bologna und Florenz nach Rom und von hier nach Neapel. Auf der Rückreise von Italien — das war damals wohl Ehrensache — wurde der Gotthard zu Fuß bezwungen. In der Schweiz verweilte KÜTZING in Bern, wo ein Bruder von ihm eine Pianofortefabrik unterhielt.

Wieder daheim in Deutschland angekommen, fand er noch im Jahre 1835 eine Anstellung, jedoch nicht als Apotheker, sondern als Lehrer der Chemie und Naturgeschichte an der Realschule in Nordhausen. In dieser Stadt südlich des Harzes blieb er bis zu seinem Tode. Die Nordhäuser Zeit, in deren Beginn auch seine Heirat fiel, brachte nicht nur weitere Arbeiten über Algen, der Schulmann KÜTZING veröffentlichte auch ein Lehrbuch der Chemie und ein „Compendium der gesammten Naturgeschichte".

Ehrungen und Anerkennungen wurden ihm reichlich zuteil. 1837 promovierte er zum Dr. phil. an der Universität Marburg, 1842 erhielt er den Professorentitel und wurde zum Mitglied der „Leopoldina" ernannt. Zur Feier seines 80. Geburtstages schließlich, am 8. Dezember 1887, ließ ein Komitee namhafter europäischer Botaniker eine Bildnis-Medaille zu seinen Ehren prägen. Daß er auch im höchsten Alter an wissenschaftlichen Forschungen Anteil nahm, ersehen wir aus dem letzten Satz seiner Selbstbiographie: „Besonders wichtig ist SCHWENDENERS Entdeckung, daß die Flechten aus einer Verbindung der Ascomycetenkeime mit Algen — Protococcus — entstehen (1869)."

Wenn man heute das Lebenswerk KÜTZINGS überblickt, so beeindruckt vor allem die Tatsache, daß es von einem Autodidakten neben der Berufsarbeit, der Arbeit des Apothekers und später des Lehrers, geleistet wurde. Den Beruf hat KÜTZING durchaus als seine eigentliche, dem Gelderwerb dienende Tätigkeit sehr ernst genommen: „Diese wissenschaftlichen Arbeiten machten mir daher auch keine Anstrengung, sie waren mir vielmehr Erholung für die amtliche Tätigkeit in der Schule." Und an anderer Stelle bekennt er: „Ich ging nicht darauf aus, Ruhm oder Schätze zu erwerben, wohl aber meine tiefe Neigung zu den Naturwissenschaften zu befriedigen. Die Arbeit war mir daher nicht nur Bedürfnis, sondern auch der höchste Genuß."

Verfasser: Dr. Lothar Kalbe, Rostock, Finkenbauer 16

OTTO WOELKE

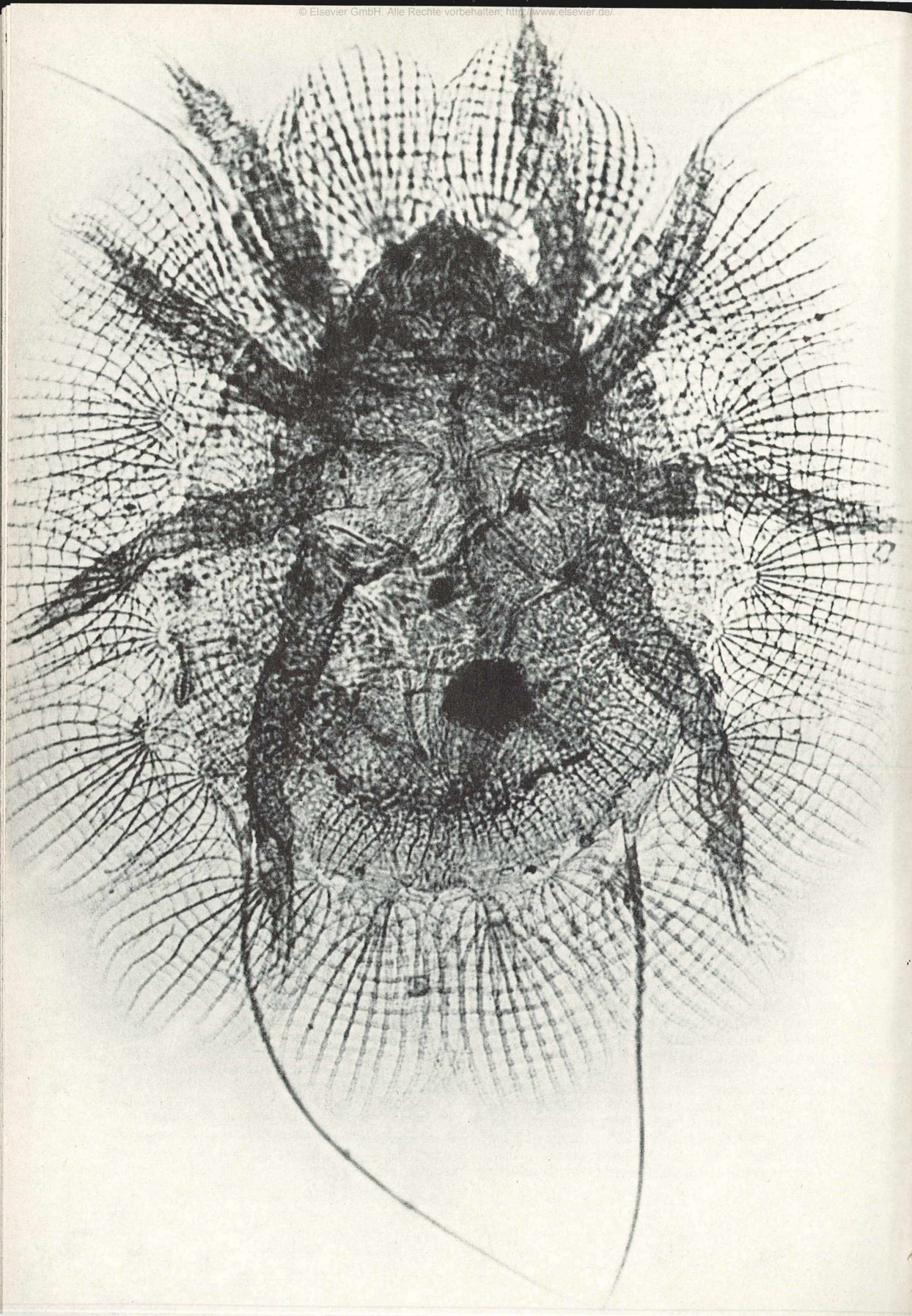
Milben-Schönheiten in Moos und Humus

Die Oribatiden leben im Moos, im Humus des Waldes, an mit Moosen und Flechten bewachsenen Baumstümpfen und Bäumen, in vermodertem Holz, unter herumliegenden Holzabfällen und im Sphagnum der Moore. Man findet sie überall da, wo Abfälle und Pflanzenstoffe mit genügender Feuchtigkeit vermodern und von Pilzfäden durchzogen werden. In diesem Pilzmyzel finden wir in den Monaten März/April die Nymphen der *Cepheus*-Arten mit ihren Stachel- und Blätterkränzen in großen Mengen. Diese Nymphen gehören zu den schönsten Tieren unter den Milben. *Ommatocepheus ocellatus* (MICH.), den unsere Aufnahme zeigt, wird von einem Kranz großer, blattartiger Anhänge umgeben, die mit gitterähnlichen Adern durchzogen sind. Da die älteren Nymphen die Rückenhäute der früheren weiter mit sich tragen, sind sie mit mehreren Blätterkreisen bedeckt und sehen dann unter dem Mikroskop sehr reizvoll aus. Ihre Lebensgewohnheiten sind noch wenig bekannt. Sie sind etwas über einen Millimeter groß und leben von Pilzsporen. Ob das die einzige Nahrung sämtlicher Oribatiden ist, weiß man noch nicht. Doch harmlose Pflanzenfresser scheinen alle zu sein; auch die, die wir auf Blättern und Zweigen antreffen, nähren sich nur von dem Pilzbefall, ohne an den Pflanzen Schaden anzurichten. Wer sich mit Milben befassen will, den weise ich auf das neue Buch in der Reihe „Einführung in die Kleinlebewelt" hin: Hirschmann, Kluger, Woelke: Milben (Acari), Kosmos-Verlag, Stuttgart 1966, DM 12,80.

Verfasser: Otto Woelke, 58 Hagen, Södingstraße 5

Bild auf S. 372: Die Milbe *Ommatocepheus ocellatus*.

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



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

Hinweise zur Präparation von Moosen

Bei jeder mikroskopischen Präparation sind Ordnung und Sauberkeit unerläßliche Vorbedingungen. Wer sein Mikroskop, sein Präparierbesteck und seine Reagenzien vernachlässigt und verschmutzen läßt, darf sich über schlechte Ergebnisse seiner Arbeiten nicht wundern.

Peinliche Ordnung ist schon beim Sammeln der Moose geboten. Moose von verschiedenen Standorten (Felsen, Kiesel- oder Kalkunterlage, Nadelwald, Birkenwald, Moor oder Erlenbruch) werden nicht nur getrennt gesammelt und beschriftet, wir werden vielmehr auch festhalten, auf welchen Unterlagen die verschiedenen Arten wachsen (Wurzeln, frische oder morsche Baumstümpfe, Waldboden, Rinde usw.).

Moose können wir das ganze Jahr über sammeln, auch im Winter, wenn nur der Boden schnee- und eisfrei ist. Es gibt Arten, die nur im Winter fruchten und deren Fruchtstände wir daher zu jeder anderen Jahreszeit vergebens suchen würden.

Zur Exkursionsausrüstung gehören vor allem viele Plastikbeutel in verschiedenen Größen. Die vielbelächelte Botanisiertrommel ist beim Pflanzensammeln heute durch den Plastikbeutel völlig verdrängt worden. Die Pflanzen (nicht nur Moose, sondern auch alle höheren Blütenpflanzen) bleiben im Plastikbeutel ungewöhnlich lange frisch.

Mit Ausnahme der Lebermoose können wir alle Moose trocknen und sie trocken fast beliebig lange bis zur endgültigen Präparation aufbewahren. In Wasser gebracht, quellen sie wieder auf und können dann mit einem alkoholhaltigen Konservierungsmittel gehärtet werden.

Eine gute Lupe sollte uns stets begleiten. Ich warne aber vor dem Versuch, allein mit einer Lupe eine Moosart bestimmen zu wollen. Dazu ist, wenn Exaktheit angestrebt wird, unbedingt ein Mikroskop nötig.

Zur Untersuchung von Moosen brauchen wir ein Mikroskop, das Vergrößerungen von 20—600fach zuläßt. Ein Kondensor ist zwar nicht unbedingt erforderlich, aber nur mit ihm können wir die Leistungsfähigkeit des Mikroskopes wirklich ausnützen, und nur der Kondensor führt das Licht so, daß wir gute mikroskopische Bilder erhalten. Die stärkeren Vergrößerungen brauchen wir zur Untersuchung von Blattzellen und — beispielsweise — zur Untersuchung von Astblattquerschnitten der feineren *Sphagnum*-Arten. Das Kosmos-Mikroskop Humboldt genügt den Ansprüchen des Moosforschers vollauf.

An Glasgeräten genügen für Moosuntersuchungen die im mikroskopischen Labor ohnedies vorhandenen Petrischalen, Färbezylinder und Präparategläser. Zum Sammeln, Aufbewahren und Versenden von Material eignen sich die modernen Tablettengläser mit vollkommen dicht schließender Kunststoffkappe ganz vorzüglich.

Lebermoose und solche Laubmoose, die auf zarte Details untersucht werden sollen, werden am besten sofort lebensfrisch in Flüssigkeit konserviert. Dazu eignet sich die Strasburgersche Flüssigkeit (gleiche Raumteile 96%ige Alkohol, Glyzerin und destilliertes Wasser). Die Strasburgersche Flüssigkeit ist nicht nur ein ausgezeichnetes Aufbewahrungsgemisch für Pflanzen, bei Moosen kann man sogar damit fixieren. Die Objekte werden — durch den Glyzerin- und Wassergehalt — nicht allzu hart. Die folgende vollständige Entwässerung — zum Einschluß in Caedax oder Malinol — kann gleich mit dem absoluten Alkohol beginnen. Der Arbeitsgang bis zum Harzeinschluß ist also bei Anwendung Strasburgerscher Flüssigkeit denkbar einfach: Strasburgersche Flüssigkeit (einige Tage, Monate, selbst Jahre schaden nicht), absoluter Alkohol (je nach Dicke der Schnitte oder Größe der Objekte 10 Minuten bis 1 Stunde), Terpineol (½ Stunde), Caedax oder Malinol. Zum Schneiden müssen die Objekte eine geeignete Konsistenz aufweisen: Sie dürfen weder knochenhart noch butterweich sein. Alkoholhärtung hat sich seit über hundert Jahren bei tierischen und pflanzlichen Objekten bewährt. Genaue Untersuchungen sind nur am Schnitt möglich, wobei es bei den Moosen keineswegs eines Mikrotoms bedarf; bei ausreichender Übung kann jedermann sehr brauchbare

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

Handschnitte mit dem Rasiermesser herstellen.

Pflege und Behandlung des Rasiermessers setzen wir hier als bekannt voraus. Sie ist in STEHLI, Mikroskopie für Jedermann, ausführlich beschrieben. Wichtig für den Mikroskopiker: Nur ein ganz einwandfreies, tadellos abgezogenes Rasiermesser liefert brauchbare Schnitte.

Im allgemeinen liefert die bekannte Handschneidetechnik — Einklemmen des Objekts zwischen Holundermark- oder Korkstückchen — auch bei Moosen befriedigende Resultate. Sind besonders dünne Schnitte erwünscht oder steht nur wenig oder besonders zartes Material zur Verfügung, so empfehle ich die Glyzeringelatine-Methode: Auf ein Blatt Papier wird etwas verflüssigte Glyzeringelatine aufgetropft. Über Nacht läßt man die Gelatine antrocknen, legt dann das Objekt (Blatt oder Stengelstückchen) darauf und übergießt mit weiterer Glyzeringelatine. Das von der Glyzeringelatine völlig eingeschlossene Objekt kommt dann zur Härtung des Gelatineblocks in absoluten Alkohol (Isopropylalkohol genügt). Zur völligen Durchhärtung muß man pro Millimeter Blockstärke einen Tag rechnen. Solche Gelatineblöcke weisen eine zum Schneiden ganz ausgezeichnet geeignete Konsistenz auf; sie sollten aber nie austrocknen, sondern stets unter Alkohol aufbewahrt und auch unter Alkoholbenetzung geschnitten werden. Auch bei der Gelatinemethode wird man zweckmäßig zum Einklemmen des Gelatineblokkes während des Schneidens Holundermark oder Kork verwenden.

Verfasser: Robert Caus, Weidenau (Sieg), Bismarckstraße 29

HANS NAUMANN

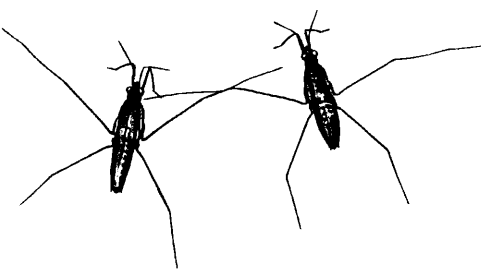
Angeborene Tarnkappen

Beobachtungen an Wasserläufern

Wir kennen bei Tieren viele Einrichtungen, die ihren Trägern Schutz gegen bestimmte Feinde gewähren. Bei den Insekten sind die auf das Auge wirkenden Sichtschutz- oder Verbergetrachten besonders weit verbreitet und fesseln uns in hohem Maße. Sie bezwecken häufig eine Doppelwirkung (bei Raubinsekten), nämlich Verfolgern so wenig wie möglich aufzufallen (protektive Schutztrachten) und die eigene Tarnung im Dienste des Nahrungserwerbes (aggressive Schutztrachten). Dazu sind oft noch gewisse in engstem Zusammenhang mit den Schutztrachten stehende schützende Verhaltensweisen zu beobachten, die die Schutztrachten Augentieren und Bewegungssuchern gegenüber mitunter überhaupt erst zur vollen Wirkung kommen lassen. Alle diese Einrichtungen bezeichnet man zusammengefaßt als Schutzanpassungen. Sie retten zweifellos vielen solchen Tarnkünstlern das Leben und erweisen sich neben vielen anderen Faktoren zu ihrem Teile mit als arterhaltend.

Freilich ist der absolute Wert aller Schutzanpassungen im Hinblick auf die Erhaltung der Art seit der Entdeckung der Mimikry durch BATES (1861) lange Zeit hindurch, oft ohne jede Kenntnis der Lebensgewohnheiten der betreffenden Tiere, eifrig und vorbehaltlos verfochten und meist auch noch stark übertrieben worden. Ja, man bezeichnete alle Schutzanpassungen allgemein und vollkommen irreführend nur als Mimikry. So mußte es kommen, daß die ganze Schutzanpassungslehre schließlich in Mißkredit

Bild 1: Wasserläufer (*Gerris odontogaster* Zett.) auf dem Wasser laufend. (Aufn. L. KASTER, aus JORDAN.) Vergr. 1 : 3.



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

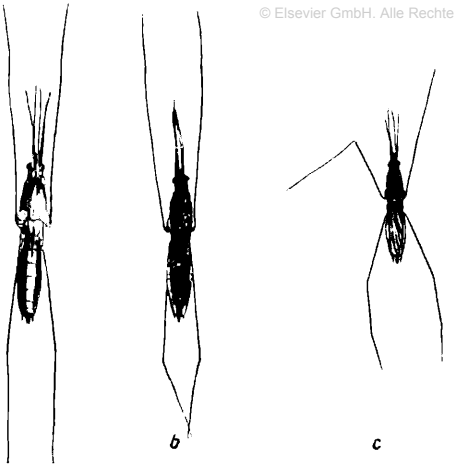


Bild 2: *a* Wasserläufer *(Limnoporus rufoscutellatus)* in einer durch Klopfen auf die Brust ausgelösten Akinese. Rückenlage. Etwas vergrößert. *b* Wasserläufer *(Limnoporus* spec.) in kataleptischer Akinese, die dadurch ausgelöst ist, daß mit einer Pinzette rückenseitig auf die Brust des Tieres geklopft wurde. Etwas vergrößert. *c* Wasserläufer *(Limnoporus* spec.) in spontan angenommener, kataleptischer Ruhestellung an der Glaswand des Aquariums sitzend. (Aufn. F. STEINIGER.)

geriet, ja, von manchen Forschern noch in neuer Zeit (HEIKERTINGER 1953) gänzlich abgelehnt wurde.

Nun gibt es unter den wasserlebenden Schnabelkerfen *(Rhynchota, Heteroptera)* einige heimische Arten, denen der Fluchtreflex und die Schnelligkeit in ihren Bewegungen teilweise oder ganz fehlen, und die daher besonders schutzbedürftig sind. Und gerade diese Wanzen verfügen über vorzügliche Tarnungsmöglichkeiten und zeigen auch noch sinnreiche und hochinteressante schützende Verhaltensweisen.

Es sind das viele Wasserläufer *(Gerridae)* und unsere beiden Skorpionswanzen *(Nepidae)*, nämlich die Stabwanze oder Wassernadel *(Ranatra linearis)* und der Wasserskorpion *(Nepa rubra)*. Da alle diese Wanzen nirgends selten sind und ihre Beobachtung im Freien wie auch im Aquarium keine Schwierigkeiten bereitet, ist es reizvoll, diesen Schutzanpassungen vorerst bei den in wenigstens einer Art überall vorkommenden Wasserläufern einmal nachzugehen.

Beobachtungen an Wasserläufern bieten sich dem Mikroskopiker geradezu an: Wen von uns zöge es im Frühjahr, Sommer und Herbst nicht an jedem Wochenende an die Tümpel und Weiher der Umgebung?

Wohl jeder aufmerksame Naturfreund kennt diese stabförmigen, langbeinigen Kerlchen (Bild 1), die sich auf der Oberfläche jedes stehenden Gewässers vom Frühjahr bis in den späten Herbst hinein tummeln und hat sie, wenn auch nur flüchtig, beobachtet, aber zunächst nichts von irgendeiner Sichtschutztracht an den Tieren bemerkt. Im Gegenteil: Sie fallen trotz ihres stabförmigen Körpers und ihrer unscheinbaren Färbung auf der einförmigen freien Wasserfläche jedem sofort auf, auch wenn sie sich ruhig verhalten. Dafür wird aber die Unmöglichkeit, sich hier irgendwie gegen Sicht zu tarnen, durch einen wohlausgebildeten Fluchtreflex voll ausgeglichen. Selbst Augentiere und immer wachsam, wissen die Wasserläufer ihren größeren Verfolgern (Schwimmvögeln u. a.) in wilden ungeordneten Sprüngen und dabei wendig und geschickt fast immer zu entkommen. Wer schon einmal versucht hat, einen der großen Wasserläufer mit dem Netz zu fangen, weiß selbst, wie schwierig das ist.

Nun verbringen aber die Wasserläufer nicht etwa ihr ganzes Leben ausschließlich auf der Wasseroberfläche, wie man immer liest. Sie halten sich vielmehr zeitweise, oft sogar lange Zeit hindurch, auf dem Trockenen auf. In den heißen Mittagsstunden, bei Regen und starkem Wind und auch bei Eintritt der Dunkelheit ziehen sie sich von der freien Wasserfläche in das Pflanzengewirr der Uferregion zurück, klettern oft an den Pflanzen hoch oder gehen auch (zur Überwinterung) gänzlich an Land. Bisweilen bringt sie auch ein wilder letzter Sprung bei der Flucht aufs Trockene.

Sobald aber die Tiere die freie Wasserfläche verlassen haben, müssen sie sich, wollen sie unentdeckt bleiben, irgendwie tarnen. Und da kommt ihnen hier im zusammengeschwemmten Detritus zwischen den Pflanzen der Uferregion ihre Stabform und ihre dieser Umgebung durchaus angeglichene (homochrome) Färbung zugute. Sie lassen die Wasserläufer für jedes Auge völlig verschwinden (passive Tarnung).

Geraten sie aber, etwa durch einen Sprung, vom Wasserspiegel aufs Trockene, oder sind sie an Pflanzen emporkletternd zur Ruhe gekommen, ist die Gefahr, einem Verfolger sofort aufzufallen, wieder sehr groß, weil ihnen jetzt der Fluchtreflex fehlt. So flink und wendig die Tiere mit ihren langen dünnen Beinen auf dem Wasserspiegel sind, so unbeholfen, ungeschickt und langsam zeigen sie sich auf festem Untergrund. Keinem Vogel oder anderem insektenfressenden Bewegungssucher würden sie hier entkommen.

So gehen sie auf festem Boden oder auf Pflanzen in der Täuschung ihrer Verfolger noch einen Schritt weiter und verfallen in Katalepsie (Starrsucht), wie zuerst (1921) R. W. HOFFMANN bei *Limnotrechus lacustris* beobachtet und F. STEINIGER (1933) auch noch bei anderen Gerriden nachgewiesen und eingehend untersucht hat. Die Katalepsie tritt spontan ein, wird aber auch durch Be-

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

rührungs- oder Erschütterungsreize (Niederfallen nach dem Sprung u. a.) ausgelöst. Tiefe Temperatur fördert die Neigung zur Katalepsie und verlängert ihre Dauer. Die charakteristischen Merkmale dieses physiologischen Zustandes, der verschiedene Grade erreichen und auch experimentell ausgelöst werden kann, sind u. a. völlige Bewegungslosigkeit, Unempfindlichkeit gegen Verletzungen und Berührungsreize und als Hauptmerkmal die „wächserne Biegsamkeit". Man kann nämlich die Gliedmaßen des kataleptischen Insekts (im Experiment) nach einem anfangs geringen Widerstand wie weiche Drähte „wächsern biegsam" in jede beliebige Richtung bringen, wobei sie die künstlich gegebene Stellung eine Zeitlang beibehalten.

Nun begnügen sich aber die Tiere nicht immer mit dieser „akinetischen" Verhaltensweise, sondern kombinieren sie nicht selten noch mit einer Schutzstellung, die im Zusammenhang mit der Stabform ihres Körpers steht und die Schutzwirkung zweifellos wesentlich erhöht. Dazu stellen sie nämlich die Beine parallel zur Längsachse des Körpers und diesen selbst (auf Pflanzen) in der Längsrichtung des Pflanzenteils möglichst noch auf der Schattenseite ein, wohl eine der „geschicktesten" Tarnmethoden (Bild 2). Jetzt kommt in Verbindung mit ihrer Stabform, ihrer unauffälligen Färbung und dem unübersichtlichen, oft fleckigen Untergrund eine so ausgeprägte „protektive Phytomimese" (schützende Ähnlichkeit mit Pflanzenteilen) zustande, daß der in kataleptischer Ruhestellung verharrende Wasserläufer vor Entdeckung durch Augentiere wohl immer bewahrt bleibt. Man braucht nur selbst einmal zu versuchen, einen auf einer Pflanze sitzenden kataleptischen Wasserläufer zu finden oder ihn am Boden dort wieder zu finden, wo man ihn hat hinspringen sehen. Gerade da ist es auch für den Geübten nur reiner Zufall, wenn man ein solches mimetisches Tier unter den vielen hier herumliegenden Zweigstückchen und sonstigen Pflanzenresten aufspürt. So kommt es wohl auch, daß die kataleptischen Tiere auf dem Boden oder auf Pflanzen selbst von sorgfältigen Beobachtern immer übersehen wurden, und daß man in der einschlägigen Literatur immer wieder liest, daß die Wasseroberfläche ihr ausschließlicher Lebensraum sei und sie nur zur Überwinterung an Land gingen.

Die Tarnungsmöglichkeiten der waffenlosen und auf dem festen Boden fluchtunfähigen Wasserläufer und ihr kataleptisches Verhalten lassen eindeutig erkennen, daß es eben doch Schutzanpassungen gibt, die für ihre Träger auch tatsächlich von ökologischem Nutzen sind. Freilich kann die Schutzwirkung immer nur bedingt (relativ) sein, wie ja bei allen Schutzanpassungen überhaupt. Eine absolute Schutzwirkung kommt niemals zustande.

Literaturhinweise:

1. Steiniger, F. (1933): Die Erscheinungen der Katalepsie bei Stabheuschrecken und Wasserläufern. Zeitschr. f. Morph. u. Ökol. d. Tiere **26**, S. 591—708.
2. Steiniger, F. (1938): Warnen und Tarnen im Tierreich. Berlin.
3. Bruns, H. (1952): Warn- und Tarntrachten im Tierreich. Stuttgart (Kosmos-Bibliothek).
4. Jordan, K. H. C. (1952): Wasserläufer. Wittenberg (Die Neue Brehm-Bücherei. H. 52).
5. Bruns, H. (1958): Schutztrachten im Tierreich. Wittenberg (Die Neue Brehm-Bücherei. H. 207). Mit weit über 100 Literaturangaben.

Eine Heidenhain-Hämatoxylinfärbung ohne Differenzieren

Das Verfahren wurde als Schnittmethode für Gewebekulturen ausgearbeitet. Die Gewebsstücke werden zuerst in physiologischer Salzlösung gespült, 5 Minuten in Carnoyscher Lösung fixiert und je 2mal in Äthylalkohol und destilliertem Wasser abgespült. Dann wird 20 Minuten in einer Lösung aus 5 g Eisenalaun in 100 ml destilliertem Wasser gebeizt und nochmals 5 Minuten in destilliertem Wasser gespült. Zum Färben (10 Minuten) wird 1 g Hämatoxylin in 20 ml 95% Äthylalkohol gelöst und mit destilliertem Wasser auf 200 ml aufgefüllt; diese Stammlösung wird zum Gebrauch mit der 25fachen Menge destillierten Wassers verdünnt. Nach Färben und kurzem Waschen mit fließendem Leitungswasser (5 Minuten) wird wie üblich entwässert, aufgehellt und in Harz eingeschlossen.

Auch ungereifter Farbstoff (s. Romeis, Mikroskopische Technik, 15. Aufl., S. 159 ff., München 1948 und 1964) ist verwendbar. Vom Spülen vor der Färbung hängt deren Stärke wesentlich ab. Der Wegfall des Differenzierens bedeutet eine wesentliche Vereinfachung.

Ergebnis: Plasma blaugrau, Kerne blauschwarz, Membranen, Kernkörperchen und Chromosomen schwarz.

(G. I. Malinin, Stain Technol. 41, 193—194, 1966.)
Pfeiffer

KURT LERCH

Das histologische Häutchenpräparat

Beispiel: Das Mesenterium

Nicht immer braucht man zu Untersuchungen in der tierischen Histologie ein Mikrotom. Die Altmeister der Histologie verstanden es, aus alkoholgehärtetem Material tadellose Rasiermesserschnitte zu fertigen, und sie beherrschten die einfachste und dennoch aufschlußreiche Technik, das Zupf- und Quetschpräparat. Viele Liebhaber machen aus der Not eine Tugend und eignen sich die Handfertigkeit an, die man in modernen, mit allen Apparaten ausgestatteten Laboratorien nicht mehr braucht. Eine Methode aber scheint in Vergessenheit zu geraten — zu Unrecht, denn gerade sie kann dem Amateur und dem Studenten einen Weg zum Verständnis des Feinbaus tierischer Gewebe weisen: Das Häutchenpräparat.

Das Mesenterium in der Bauchhöhle von Säugern läßt sich relativ leicht zur Herstellung eines mikroskopischen Präparates verwenden. Histologisch besteht es aus einer bindegewebigen Membran, in welche u. a. elastische Fasern und Fettzellen eingelagert sind. Sie wird von zahlreichen Blutgefäßen (Kapillaren, Arteriolen und Venolen) durchzogen und ist auf beiden Seiten mit einer einfachen Lage platter, polygonaler Zellen (Peritonealepithel) bedeckt. Besonders zwischen den Darmschlingen ist das Mesenterium so dünn, daß man nur kleine Stückchen mit einer Schere herauszuschneiden braucht, um sie als Häutchenpräparat mikroskopisch untersuchen zu können. Im ungefärbten Präparat kann man jedoch nicht viel erkennen. Mit Hilfe von spezifischen Färbungen lassen sich aber die folgenden Strukturelemente darstellen:

a. Zellgrenzen des Peritonealepithels
b. Zellkerne
c. Elastische Fasern
d. Fettzellen

Im Prinzip läßt sich das Mesenterium von sämtlichen Tieren zur Herstellung eines Präparates verwenden. Hauptsächlich kommen aber die kleinen Laboratoriumstiere in Betracht (z. B. weiße Mäuse), die leicht zu beschaffen sind. Dem getöteten Tier wird die Bauchhöhle aufgeschnitten, das Mesenterium an der Wurzel abgetrennt und mit dem gesamten Darm entnommen. Für die meisten Färbungen ist eine Fixierung erforderlich. Das gebräuchlichste Fixierungsmittel ist eine 10%ige Formalinlösung, die besonders die Fettzellen gut erhält. Man fixiert ca. 1 bis 2 Stunden. Danach spült man gründlich mit Leitungswasser aus.

Zellgrenzen des Peritonealepithels

Zur Darstellung der Zellgrenzen verwenden wir frisch entnommenes, *nicht* fixiertes Mesenterium. Man schneidet zwischen einer Darmschlinge ein Stück heraus, spült es kurz mit einer ½%igen Silbernitratlösung ab und legt es dann für ca. 20 Minuten in frische ½%ige Silbernitratlösung. Das Mesenterium soll dann weißlich aussehen. Da-

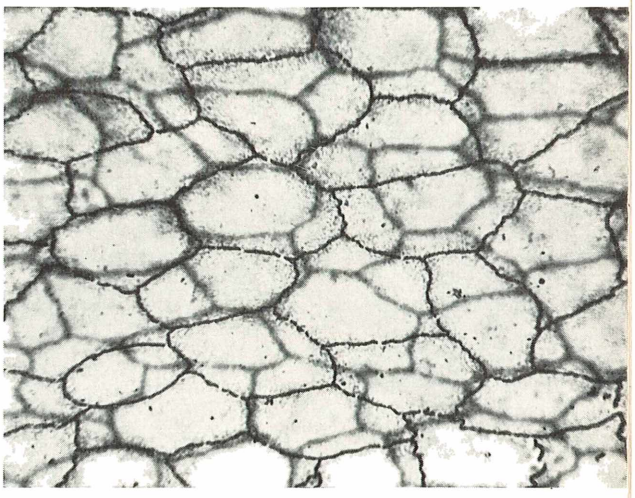
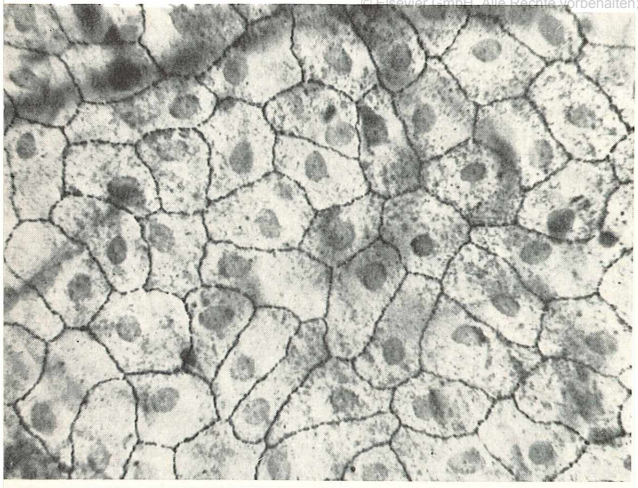


Bild1: Mesenterium der Katze, Silberimprägnation. Die Zellgrenzen der oberhalb der bindegewebigen Membran liegenden Epithelzellen sind scharf abgebildet, die der unterhalb liegenden Epithelzellen schimmern undeutlich durch. Vergr. ca. 600fach.

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



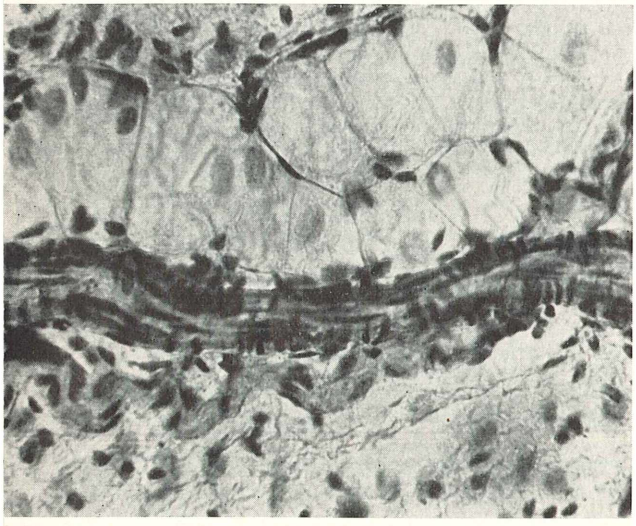


Bild 2: Mesenterium der Katze, Silberimprägnation und Kernfärbung mit Hämalaun. Vergr. ca. 600fach.

Bild 3: Mesenterium der Ratte, Hämalaun. Vergr. ca. 600fach. Die Zellkerne der verschiedenen im Mesenterium enthaltenen Zellarten sind blau gefärbt. Durch ihre typische Anordnung in den Blutgefäßen kann man den Verlauf der Kapillaren und feinsten Venen und Arterien erkennen. Das Foto zeigt eine Arteriole, darunter geschlängelt eine Kapillare und darüber Fettzellen, bei denen jedoch das Fett selbst herausgelöst ist.

Bild 4: Elastische Fasern aus dem Mesenterium der Ratte, Orcein. Vergr. ca. 600fach.

nach spült man es gründlich mit destilliertem Wasser ab, legt es ausgebreitet in eine Petrischale mit destilliertem Wasser und setzt es dem Sonnenlicht aus, wo es sich nach ca. 20 bis 30 Minuten bräunlich verfärbt.

Hat das Häutchen einen tabakbraunen Farbton angenommen, wird es nochmals kurz mit frischem destilliertem Wasser abgespült, mit Igelstacheln oder Glasnadeln auf eine Korkplatte aufgespannt und durch die aufsteigende Alkoholreihe (40—60—80—90—96—100%) bis in Xylol gebracht, worin es mindestens eine halbe Stunde verbleiben soll. Zuletzt schneidet man mit einer Schere kleine Stückchen zurecht, legt sie faltenfrei auf einen Objektträger und deckt mit Balsam ein. Die Zellgrenzen sind schwarz bis dunkelbraun auf hellbraunem Untergrund zu sehen. Bei dieser Methode kann nach der Einwirkung des Sonnenlichtes noch eine Kernfärbung angeschlossen werden, so daß neben den Zellgrenzen noch die Zellkerne dargestellt sind.

Zellkerne

Will man die Zellkerne anfärben, so schneidet man ein Stück fixiertes Mesenterium aus einer Darmschlinge heraus und bringt es nach dem Abspülen mit Leitungswasser zunächst für einige Minuten in destilliertes Wasser. Dann färbt man ca. 10 Minuten mit saurem Hämalaun nach P. Mayer und spült danach gründlich mit Leitungswasser aus, bis der rötliche Farbton nach blau umschlägt. Anschließend wird das Mesenterium ebenfalls auf eine Korkplatte aufgespannt und wie oben angegeben entwässert und eingedeckt.

Bei diesem Präparat sind die Zellkerne blau gefärbt. Durch ihre besondere Anordnung in den Kapillaren, Arteriolen und Venolen kann man diese Blutgefäße gut erkennen.

Elastische Fasern

Zur Färbung der elastischen Fasern verwendet man ebenfalls fixiertes Material. Man bringt zunächst ein herausgeschnittenes Stück Mesenterium in destilliertes Wasser und anschließend für 30 bis 60 Minuten

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

Bild 5: Fettzellen aus dem Mesenterium der Ratte, Sudan III. Vergr. ca. 600fach.

in eine Orcein-Farblösung nach TAENZER-UNNA. Nach der Färbung spült man kurz mit destilliertem Wasser ab und differenziert mit 96%igem Alkohol, bis der Untergrund farblos ist und die elastischen Fasern isoliert hervortreten.

Weitere Behandlung wie oben. Man braucht aber das Häutchen nicht durch die ganze aufsteigende Alkoholreihe durchzuführen, sondern kann es gleich über absoluten Alkohol in Xylol bringen.

Die elastischen Fasern sind rötlich-bräunlich gefärbt. Auch bei dieser Methode kann man eine Kernfärbung anschließen.

Fettzellen

Für die Färbung der Fettzellen wird grundsätzlich mit Formol fixiertes Material verwendet. Ein herausgeschnittenes, gut gespültes Stück Mesenterium wird kurz in 50%igen Alkohol getaucht und dann 10 bis 15 Minuten in einer Sudan-III-Lösung nach DADDI gefärbt. Danach spült man wieder kurz mit 50%igem Alkohol ab.

Will man eine Kernfärbung anschließen, so bringt man das Häutchen in destilliertes Wasser und färbt 10 Minuten mit Hämalaun. Danach wird gründlich mit Leitungswasser gespült.

Da wegen der Löslichkeit des Fettes in Alkohol kein Balsam zum Eindecken verwendet werden kann, muß dieses Präparat mit Glyceringelatine eingedeckt werden.

Zunächst schneidet man im Wasser mit einer Schere passende Stückchen zurecht und überträgt diese mit Hilfe eines Spatels auf den Objektträger, wo sie faltenfrei ausgebreitet werden. Mit Fließpapier saugt man dann das Wasser vorsichtig ab, gibt einen Tropfen warme, flüssige Glyceringelatine auf das Häutchen und legt ein ebenfalls angewärmtes Deckglas darauf. Jeder Druck auf das Deckglas — etwa zur Entfernung von Luftblasen — sollte möglichst vermieden werden, da man dadurch die Fettzellen zerstört und das Fett aus dem Gewebe austritt.

Das Präparat zeigt die Fettzellen orange und die Zellkerne blau gefärbt.

Herstellung der Farblösungen

Saures Hämalaun nach P. Mayer

1 g Hämatoxylin wird in 1000 ml destilliertem Wasser gelöst. Hierzu gibt man genau 0,2 g Natriumjodat ($NaJO_3$) und 50 g chemisch reinen Kalialaun und löst beide Salze unter mehrmaligem Umschütteln. Dann gibt man 50 g Chloralhydrat und 1 g krist. Zitronensäure zu. Der zunächst bläulichviolette Farbton schlägt dabei in rotviolett um. Wird die Farblösung gut verschlossen in Jenaer Glas aufbewahrt, ist sie lange brauchbar.

Orcein nach Taenzer-Unna

1 g Orcein wird in 100 ml 70%igem Alkohol gelöst. Anschließend 0,7 ml konz. Salzsäure (HCl) zusetzen.

Die Farblösung ist sofort gebrauchsfertig.

Alkoholische Sudan-III-Lösung nach Daddi

0,2 bis 0,3 g Sudan-III werden in einem Erlenmeyerkölbchen mit 100 ml heißem 70%igem Alkohol übergossen, mehrmals umgeschüttelt und dann gut verschlossen für einige Stunden in den Paraffinschrank (60° C) eingestellt. Danach läßt man die Lösung erkalten und filtriert.

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

HEINZ APPELT

Das Köhlersche Beleuchtungsverfahren in der Mikroskopie

Über das Köhlersche Beleuchtungsverfahren ist in der Literatur viel geschrieben worden, und es erscheint deshalb unnötig, darüber zu berichten. Daß es trotzdem geschieht, hat seinen Grund: Immer wieder wird nach dieser Einstellung der mikroskopischen Beleuchtung gefragt.

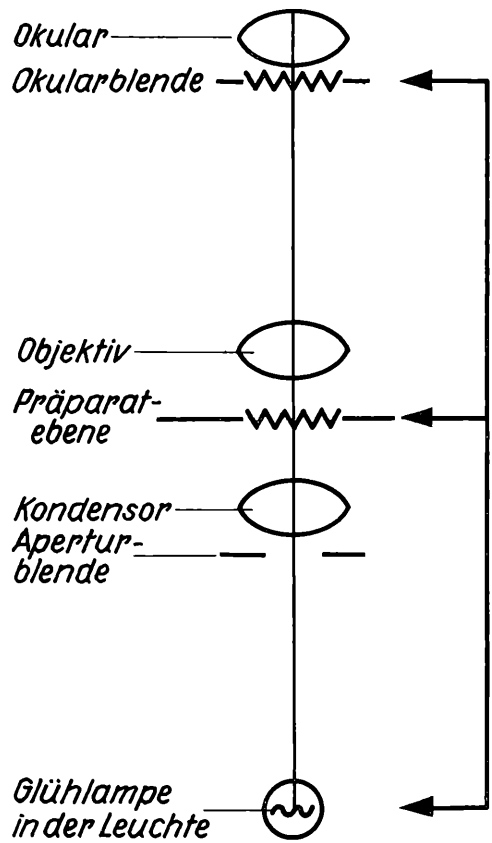
In den Laboratorien der Institute und bei vielen Mikroskopikern ist nur wenig über Beleuchtungsmethoden in der Mikroskopie bekannt. Gewöhnlich wird der Kollektor der Leuchte und der Kondensor am Mikroskop solange verstellt, bis ein einigermaßen helles Bild im Sehfeld des Mikroskopes zustandekommt, und damit hat sich die Einstellung erledigt. Man hört dann oft Klagen, daß trotz der teuren Geräte das mikroskopische Bild nicht besonders gut sei. Das Mikroskop könne deshalb nicht viel taugen. Daß nur eine mangelhafte Einstellung der Beleuchtung die Ursache des schlechten mikroskopischen Bildes ist, wird vielen Mikroskopikern erst klar, wenn sie einmal die Vorteile ordnungsgemäßer Einstellung der Beleuchtung kennenlernen.

In früheren Zeiten hat man gewöhnlich mit Tageslicht mikroskopiert. Die Kondensoren waren deshalb auf Unendlich entsprechend der unendlich weit entfernten Sonnenlichtquelle korrigiert. Wenn man mit einer in kurzer Entfernung aufgestellten Mikroskopierleuchte arbeiten wollte, mußte zur Anpassung an die kurze Entfernung der Lichtquelle eine Zusatzlinse in den Strahlengang eingeschaltet werden. Mikroskope aus der Zeit des ersten Weltkrieges sind noch so ausgestattet.

Heute beleuchtet man fast nur noch mit künstlichen elektrischen Lichtquellen. Dadurch ist man unabhängig von der wechselnden Helligkeit des Sonnenlichtes. Vielfach ist die elektrische Lichtquelle in das Mikroskop eingebaut.

Falls unser Mikroskop nur ein einfaches Gerät ist, das weder eine elektrische Lichtquelle noch einen Kondensor besitzt, dann kann man allerdings nur mit dem Spiegel das Licht irgendeiner Lichtquelle auf das mikroskopische Präparat reflektieren. Alle für eine exakte Beleuchtung nötigen Voraussetzungen fallen dann weg. Einfache mikroskopische Arbeiten bei geringen und mittleren Vergrößerungen im Durchlicht-

Bild 1: Schema der kritischen oder Abbeschen Beleuchtung. Die Wendel der Lampe wird in der Präparatebene und in der Blendenebene des Okulars abgebildet.



Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

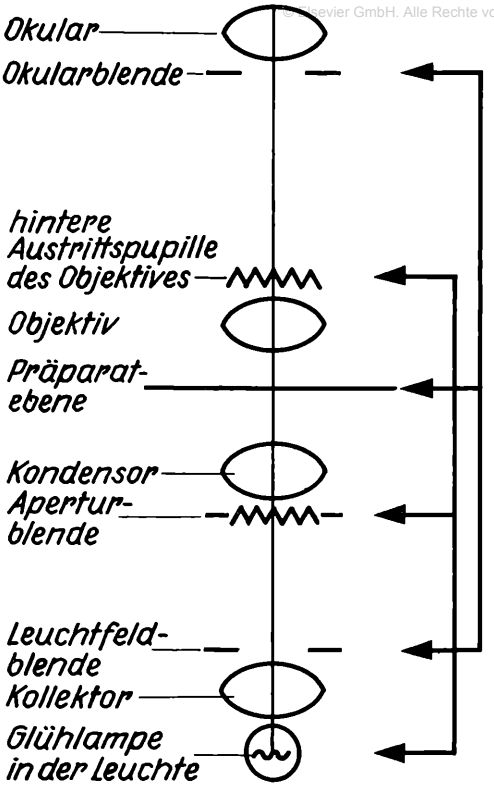


Bild 2: Schema der Köhlerschen Beleuchtung. Die Wendel der Lampe wird auf der zugezogenen Aperturblende und in der Austrittspupille des Objektives abgebildet. Die Leuchtfeldblende erscheint in der Präparatebene und in der Blendenebene des Okulares.

Hellfeld sind mit diesen einfachen Geräten aber noch möglich.

Eine exakte Beleuchtung setzt eine gewisse Mindestausrüstung voraus, wenigstens einen Kondensor unter dem Mikroskoptisch, der in der Höhe verstellt werden kann.

Man unterscheidet zwei klassische Beleuchtungsarten:

1. Die vielfach an einfacheren Geräten angewandte kritische oder Abbesche Beleuchtung.

Kennzeichnend dafür ist, daß die Wendel der Glühlampe mit Hilfe des Kondensors in der Präparatebene des Mikroskopes abgebildet wird. Man sieht dann im mikroskopischen Bild die Abbildung der Lampenwendel, die sich durch Einschalten einer Mattscheibe in den Strahlengang soweit zerstreuen läßt, daß sie bei der Beobachtung nicht mehr stört. Kritische Beleuchtung wird bei einfachen Beleuchtungseinrichtungen gern angewendet, z. B. bei Ansteckleuchten. Durch Verändern der Entfernung der Leuchte vom Mikroskop oder durch Heben und Senken des Kondensors wird die Wendel der Glühlampe im Sehfeld abgebildet. An der Leuchte ist gewöhnlich eine Filtereinsteckvorrichtung vorhanden, in die man eine Mattscheibe einstecken kann. Diese kann auch in den Blendenhalter des Kondensors eingelegt werden.

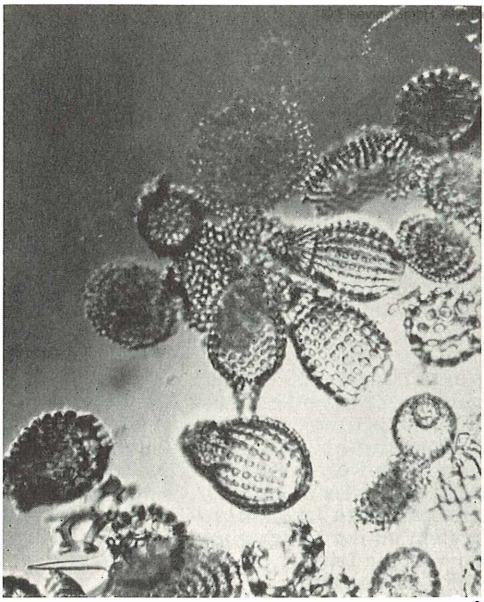
2. Für schwierigere Untersuchungen, zum Beispiel im Phasenkontrast und besonders bei der Mikrofotografie, erweist sich die kritische Beleuchtung vielfach als unzureichend. A. Köhler schuf deshalb ein neues Beleuchtungsverfahren, das nach ihm benannt ist. Dieses genügt allen Anforderungen bei jeder Untersuchungsmethode. Zur Herstellung des Köhlerschen Beleuchtungsverfahrens ist eine entsprechende apparative Ausstattung nötig.

Man braucht dazu eine elektrische Leuchte, die in der Regel mit einer Niedervoltlampe über einen Transformator an das Lichtnetz angeschlossen ist, ferner ein Beleuchtungssystem an der Leuchte und mikroskopwärts davon eine Irisblende. Das Linsensystem an der Leuchte nennt man Kollektor, und die Irisblende an der Leuchte heißt Leuchtfeldblende.

Am Mikroskop braucht man zur Herstellung Köhlerscher Beleuchtung ein Linsensystem, das unter dem Mikroskoptisch angeordnet ist, meist aus mehreren Linsen besteht und in der Höhe verstellt werden kann, entweder durch Zahn und Trieb oder durch Verstellung mit der Hand in einer Metallhülse. Dieses Linsensystem heißt Kondensor. Unter dem Kondensor muß eine zweite Irisblende vorhanden sein, die man Aperturirisblende nennt.

Durch sinnvolle Benutzung dieser Beleuchtungseinrichtungen gelingt es, ein gleichmäßig beleuchtetes und überstrahlungsfreies Sehfeld zu erhalten. Unter Sehfeld versteht man die kreisförmige Fläche, die im Präparat ausgeleuchtet wird und die man beim Einblick ins Mikroskop sieht.

Nach Köhler wird verlangt, daß durch den Kollektor die Lampenwendel auf der Aperturirisblende des Kondensors abgebildet wird. Der Kondensor wiederum bildet die Leuchtfeldblende im Präparat ab. Kondensor und Mikroskopobjektiv bilden die Aperturblende in der Austrittspupille des mikroskopischen Objektives ab. Unter Austrittspupille des Objektives versteht man die hell erleuchtete Kreisfläche in der okularwärts liegenden Linsenöffnung des Mikroskopobjektives, die man dann sehen kann, wenn man das Okular aus dem Tubus entfernt und in den Mikroskoptubus hineinblickt, an dessen unterem Ende das Objektiv angeschraubt ist. Das Objektiv entwirft ein reelles Bild des Präparates in der Okularblendenebene. Die in die Präparatebene abgebildete Leuchtfeldblende wird mit dem Präparat zusammen dort abgebil-



3

Bild 3—7: Eine Bildfolge aus Bode, Mikrophotographie für Jedermann (Kosmos-Verlag, Stuttgart), zeigt die Einstellung der Köhlerschen Beleuchtung.

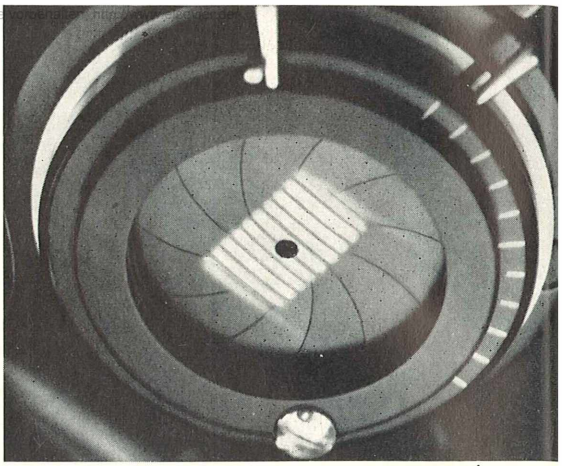
Bild 3: Zunächst richtet man das Licht der Niedervoltleuchte in beliebiger Einstellung auf den Mikroskopspiegel und stellt das Objekt scharf ein.

Bild 4: Die Niedervoltleuchte wird so zentriert, daß ihre Wendel scharf auf der zugezogenen Aperturiris des Kondensors zu sehen ist.

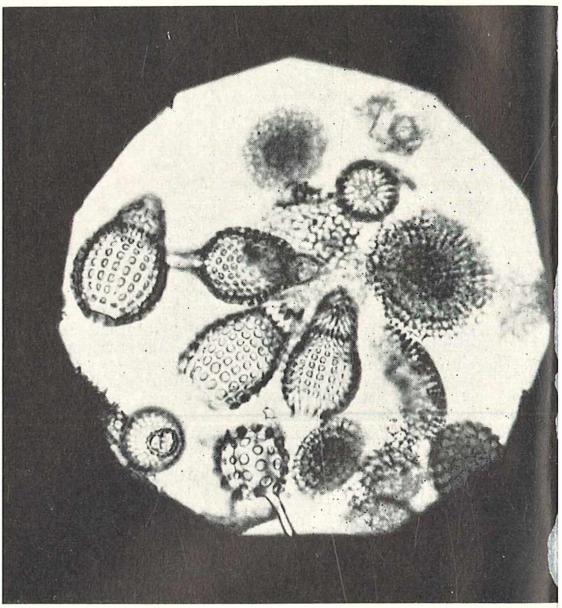
Bild 5: Die Leuchtfeldblende wird fast ganz geschlossen und durch Höhenverstellung des Kondensors scharf im Sehfeld abgebildet.

Bild 6: Durch Spiegelbewegung oder durch Zentrierung des Kondensors bringt man das Bild der Leuchtfeldblende in die Mitte des Sehfeldes.

Bild 7: Die Leuchtfeldblende wird nun so weit geöffnet, daß sie hinter den Rändern des Sehfeldes verschwindet.



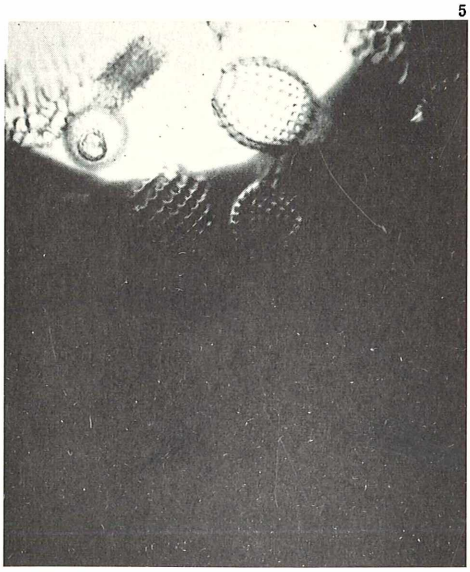
4

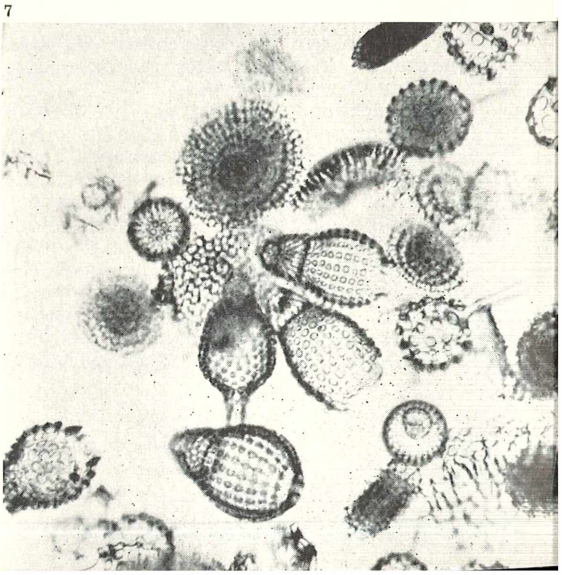


6

7

5





det und mit der Okularlinse des Okulares wie mit einer Lupe vergrößert betrachtet.

Wie kann ich nun in der Praxis die Köhlersche Beleuchtung einstellen?

1. Man schaltet die Glühlampe ein und richtet ihr Licht auf die Planspiegelseite des Mikroskopspiegels, verstellt diesen solange, bis man beim Einblick ins Mikroskop ein helles Sehfeld bekommt und stellt das Präparat scharf ein.

Nun erst beginnt die eigentliche Einstellung der Köhlerschen Beleuchtung.

2. Durch Fokussieren, d. h. durch Vor- oder Rückwärtsstellen des Kollektors oder durch Verschieben der ganzen Leuchte entlang der optischen Achse — vielfach ist die Leuchte durch ein Schienensystem mit dem Fuß des Mikroskopes verbunden — muß man nun bei geöffneter Leuchtfeldblende ein scharfes Bild der Glühlampenwendel auf der zugezogenen Aperturblende am Kondensor zustandebringen. Das gelingt meist sehr leicht. Man sieht dann, wie auf den Blendenlamellen der Aperturblende eine geschlängelte Lichtlinie entsteht, die der Glühlampenwendel entspricht.

3. Nun öffnet man die Aperturiris ganz und schaut ins Mikroskop hinein. Dann zieht man die Leuchtfeldblende am Kollektor zu. Man sieht dann, wie das Bild der Leuchtfeldblende als Lichtfleck unscharf im Präparat erscheint. Der Lichtfleck liegt in der Regel nicht in der Mitte des Sehfeldes. Das Sehfeld außerhalb des Lichtfleckes ist schwach beleuchtet.

Nun verstellt man den Kondensor unter dem Mikroskoptisch in der Höhe so lange, bis das Bild der Leuchtfeldblende ganz scharf wird. Es ist dann ein helles, kreisförmiges Feld im sonst wenig beleuchteten Sehfeld vorhanden. Gewöhnlich sind die Ränder des hellen kreisförmigen Feldes farbig. Das ist der Fall, weil die Linsen des Beleuchtungssystems nicht erstklassig optisch korrigiert sind, was auch meist nicht nötig ist.

Es gilt nun noch, das Bild der Leuchtfeldblende in die Mitte des Sehfeldes zu bringen. Das ist ganz einfach zu erreichen. Man verstellt den Spiegel ein wenig oder dreht an den Zentrierschrauben des Kondensors, wenn man einen zentrierfähigen Kondensor besitzen sollte.

Noch etwas ist unbedingt zu merken:

Wichtig ist, daß in Verbindung mit einem Kondensor *nur* der Planspiegel verwendet werden darf. Der Hohlspiegel wird nur dann angewendet, wenn man ohne Kondensor arbeitet, was hin und wieder bei geringen Vergrößerungen geschieht, wo ein Kondensor das Sehfeld nicht mehr ausleuchtet. Wenn man versehentlich den Kondensor mit Hohlspiegel verwendet, läßt sich das Bild der Leuchtfeldblende nicht scharf einstellen.

Zum Schluß öffnet man die Leuchtfeldblende so weit, daß ihre Ränder gerade hinter den Rändern des kreisförmigen Sehfeldes verschwinden. Dadurch bewahren wir das mikroskopische Bild vor Überstrahlungen und somit vor Verschleierungen.

4. Zuletzt müssen wir die Aperturblende richtig einstellen. Dazu nehmen wir nun das Okular aus dem Tubus heraus und blicken in den Tubus hinein auf die Hinterlinse des Objektives. Der dort sichtbar werdende Lichtkreis vergrößert und verkleinert sich, wenn man die Aperturblende betätigt. Wenn sich der Rand der Linsenöffnung des Objektives mit den Rändern der dort abgebildeten Aperturblende deckt, dann entspricht die Beleuchtungsapertur der Apertur des Objektives. Dann ist die Auflösungsfähigkeit des Objektives am besten, d. h., die Fähigkeiten des Objektives hinsichtlich der Darstellung kleinster Partikel im Präparat sind voll ausgenutzt. Meist erscheint aber das Bild im Mikroskop in dieser Stellung überstrahlt. Man empfindet es subjektiv schärfer und deutlicher, wenn man die Aperturblende soweit schließt, daß ihre Öffnung nur etwa $^2/_3$ der Öffnung der Hinterlinse des Objektives ausmacht, was in Wirklichkeit aber nur mit einem gewissen Verlust an Auflösungsvermögen zu erreichen ist.

Man muß nun diese Köhlersche Einstellung regelrecht durchexerzieren und alle Handgriffe mehrmals und mit verschiedenen Objektiven einstudieren. Diese Mühe lohnt sich. Sie ist nicht größer als die Mühe, die man beim Ausprobieren jeder neuen Film- oder Fotokamera aufzuwenden hat. Und man wird erstaunt sein, welche Leistung das verwendete Mikroskop nun bietet.

Zum Schluß noch ein Hinweis: Die Höhenverstellbarkeit des Kondensors ist nicht zur Helligkeitsregulierung des mikroskopischen Bildes bestimmt. Wird das versucht — man erreicht eine Abdunkelung, wenn man den Kondensor senkt —, dann entfernt man sich von den Grundsätzen Köhlerscher oder auch Abbescher Beleuchtung. Man verschlechtert damit das mikroskopische Bild und wertet die Fähigkeit des Mikroskopes nicht aus. Zur Abdunklung des Sehfeldes müssen Graufilter oder Mattscheiben in den Blendenhalter des Kondensors eingelegt werden, oder es kann auch — soweit vorhanden — die Helligkeit am Regeltrafo der Niedervoltleuchte eingestellt werden. Bei der Farbfotografie ist allerdings zu bedenken, daß damit auch die Farbtemperatur des Lichtes sich ändert. Man muß dann entsprechend den Dekamiredwerten Blaufilter verschiedener Helligkeit in den Strahlengang einfügen, um diese Änderung wieder auszugleichen.

Verfasser: Dr. H. Appelt, Ravensburg, St. Elisabethenkrankenhaus

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

Reichenbach-Klinke, H. H.: Krankheiten und Schädigungen der Fische. G. Fischer Verlag, Stuttgart 1966. 389 Seiten mit 330 Abb. und 2 farbigen Tafeln. Preis DM 74,—

Die Fischzucht und die Bemühungen, Seen und Gewässer für das Leben der Fische rein zu halten, werden vielfach als Bestrebungen irregeleiteter Phantasten oder als Wunschträume zur Befriedigung von Hobbies abgetan. Dabei wird nicht berücksichtigt, daß der Fisch — und nicht zuletzt der Süßwasserfisch — eine wertvolle Eiweißquelle darstellt und in vielen Entwicklungsländern für weite Teile der Bevölkerung wesentlicher Bestandteil der Ernährung ist. Wenn auch in diesen Gebieten erst kleine Ansätze zur planmäßigen Zucht vorliegen, so wird die Zukunft hier doch sicher noch eine steigende Nutzung der tropischen Gewässer bringen.

Immer aber, wenn wir bestimmte Tiere oder Pflanzen in größerer Menge auf eine oder wenige Arten beschränkt (Monokulturen) zusammenbringen, treten vermehrt Schäden an den Individuen auf. Es ist das Verdienst des Verfassers, mit dem vorliegenden Werk ein unentbehrliches Nachschlagewerk geschaffen zu haben, mit dessen Hilfe alle pathologischen Veränderungen an den Fischen, die durch Bakterien, Pilze, Protozoen, „Würmer", Arthropoden oder durch äußere Einflüsse, Gifte etc. entstehen, erkannt werden können. Die Darstellung berücksichtigt dabei vorwiegend die Fische des Süßwassers, wobei Seefische nur gelegentlich mit herangezogen werden.

Es ist dem Verlag besonders dafür zu danken, daß er dieses Werk mit so vielen Abbildungen und hier wieder mit zahlreichen Fotografien ausgestattet hat. Der Anfänger und weniger Bewanderte kann gerade mit Hilfe dieser „Dokumente" einen zu bearbeitenden Fall besser analysieren und schließlich auch wirksame Bekämpfungsmaßnahmen einleiten, bevor der gesamte Bestand eines Sees oder Zuchtbetriebes vernichtet ist. Die Gefahr der Ausbreitung von Krankheitserregern ist naturgemäß bei Fischen besonders groß, da sich Wirt und Parasit im gleichen Milieu befinden und jeder „Keim" sehr leicht und rasch seinen Wirt finden kann.

In einer Neuauflage sollten allerdings einige Abbildungen durch bessere oder instruktivere ersetzt werden. Als wahllos herausgegriffene Beispiele seien erwähnt: Abbildungen *7*, *21* Mitte, *44* rechts, *49* unten (es fällt schwer, säurefeste Stäbchen aus dieser Mischinfektion erkennen zu wollen), *53* oben, *112* (Cryptobien — Trypanoplasmen sind nicht einmal zu ahnen), *144* steht auf dem Kopf, *155 b*, *159*.

Die verschiedentlichen Wiederholungen von Abbildungen dürften nicht unbedingt erforderlich sein: *21* Mitte gleich *23*, *21* oben gleich *123*, *45* oben gleich *97*, *8* gleich *211*, wobei Abb. *8* auf dem Kopf steht.

Die Technik der Farbwiedergabe von guten Vorlagen ist heute zu einer solchen Vollkommenheit entwickelt, daß es dem Rezensenten schwer fällt, alle Vorlagen für die Farbtafel 2 als optimal anzusehen. Ein wissenschaftliches Werk soll zwar im Hinblick auf die Abbildungen kein Kunstwerk darstellen, aber doch das beste bringen, was ein Wissenschaftler mit den ihm meist nur zur Verfügung stehenden primitiven Einrichtungen (aus Geldmangel fast ausschließlich Kleinbildformat 24×36 mm) und ohne entsprechendes Personal herzustellen in der Lage ist. — Das Fehlen von Vergrößerungsangaben bei sehr vielen mikroskopischen Abbildungen erschwert zumal dem weniger bewanderten Leser das Vergleichen.

Wertvoll ist die Zusammenstellung der häufigsten Parasiten (einschließlich einiger Pilze) der wichtigsten Nutzfische. — Die Güte des Papiers und die vielen Abbildungen trösten den Privatkäufer allerdings wohl kaum über den recht hohen Preis. — Trotz dieser kleinen „Schönheitsfehler" ein gelungenes Werk, das jedem Interessenten warm empfohlen werden kann.

Priv.-Doz. Dr. Werner Frank, Stuttgart-Hohenheim

Foster, W. D.: A history of parasitology (Geschichte der Parasitologie). 202 Seiten, 15 Tafeln. E. S. Livingstone Ltd., Edinburgh and London, 1965; Preis: 35 Sh.

Der Verfasser spürt in einer ausführlichen Darstellung der Entdeckungsgeschichte der wichtigsten parasitären Krankheiten nach, insbesondere des Menschen, obwohl auch der große Leberegel, Babesien u. a. mit berücksichtigt werden. Für den auch historisch interessierten Naturwissenschaftler ist das Buch eine Fundgrube für unbekannte und wenig bekannte Details. Der Verfasser scheut sich auch nicht, menschliche Unzulänglichkeiten selbst bei seinen eigenen Landsleuten offen darzulegen (z. B. bei der Schlafkrankheits-Arbeitsgruppe in Uganda/Afrika); er stellt auch den Starrsinn anerkannter Autoritäten bei der Behauptung einer einmal gefaßten wissenschaftlichen Meinung heraus, wodurch es z. B. bei der Erarbeitung des Lebenskreislaufes der Schistosomen zu einer regelrechten Stagnation gekommen ist und der Zyklus des Parasiten wahrscheinlich erst Jahre später aufgeklärt werden konnte.

Auf 28 Seiten gibt der Verfasser einen Überblick der parasitologischen Erkenntnisse vom Altertum bis etwa 1850. In weiteren Kapiteln werden dann folgende Parasiten abgehandelt, speziell im Hinblick auf ihre Biologie (bis etwa zum Jahr 1920): Cestoden (Bandwürmer), *Fasciola hepatica*, Schistosomen *(Bilharzia)*, *Trichinella spiralis*, Hakenwurm, *Wuchereria bancrofti* (Filarien), *Dracunculus medinensis* (Medinawurm), *Trypanosomen*, *Entamoeba histolytica*, *Babesia bigeminum* (die korrekte und gebräuchliche Schreibweise dürfte allerdings *B. bigemina* lauten) und Plasmodien (Malaria).

Es ist schade, daß sich der Verfasser, wie er in seinem Vorwort schreibt, als Mikrobiologe nicht für kompetent genug hält, auch die neueren Entdeckungen auf diesem wichtigen und interessanten Gebiet darzustellen, und es ist zu hoffen, daß auch diese Lücke eines Tages geschlossen wird.

Dem deutschen Leser fällt an verschiedenen Stellen des Textes die unkorrekte Schreibweise der Namen und Begriffe auf, die man vielleicht bei einer Neuauflage korrigieren sollte. So auf Seite 58 der Geburtsort von Theodor Bilharz, der nicht in Sigmoringen, sondern in Sigmaringen geboren wurde. An mehreren Stellen wird der bekannte Helminthologe Küchenmeister erwähnt, dessen Name durch Weglassen des Umlauts sehr entstellt wird. Die Umlaute scheinen überhaupt für den Verfasser ein Problem zu sein, da er sie einmal wegläßt und im gleichen Satz auch wieder anbringt; Seite 19 . . . „Über lebende Würmer . . ." Auch sollten geographische Namen wie Munich oder Danube möglichst nicht in Übersetzung gebracht werden, obwohl der Leser heute diese Worte als gegeben hinnimmt.

Von solchen kleinen Schönheitsfehlern abgesehen, stellt das Buch eine wesentliche Bereicherung unseres Wissens dar.

Priv.-Doz. Dr. Werner Frank, Stuttgart-Hohenheim

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

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

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

BUCHBINDE-WERKSTÄTTE
KARL VOGLER
MAINZ-WEISENAU
HEILIGKREUZWEG 98

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