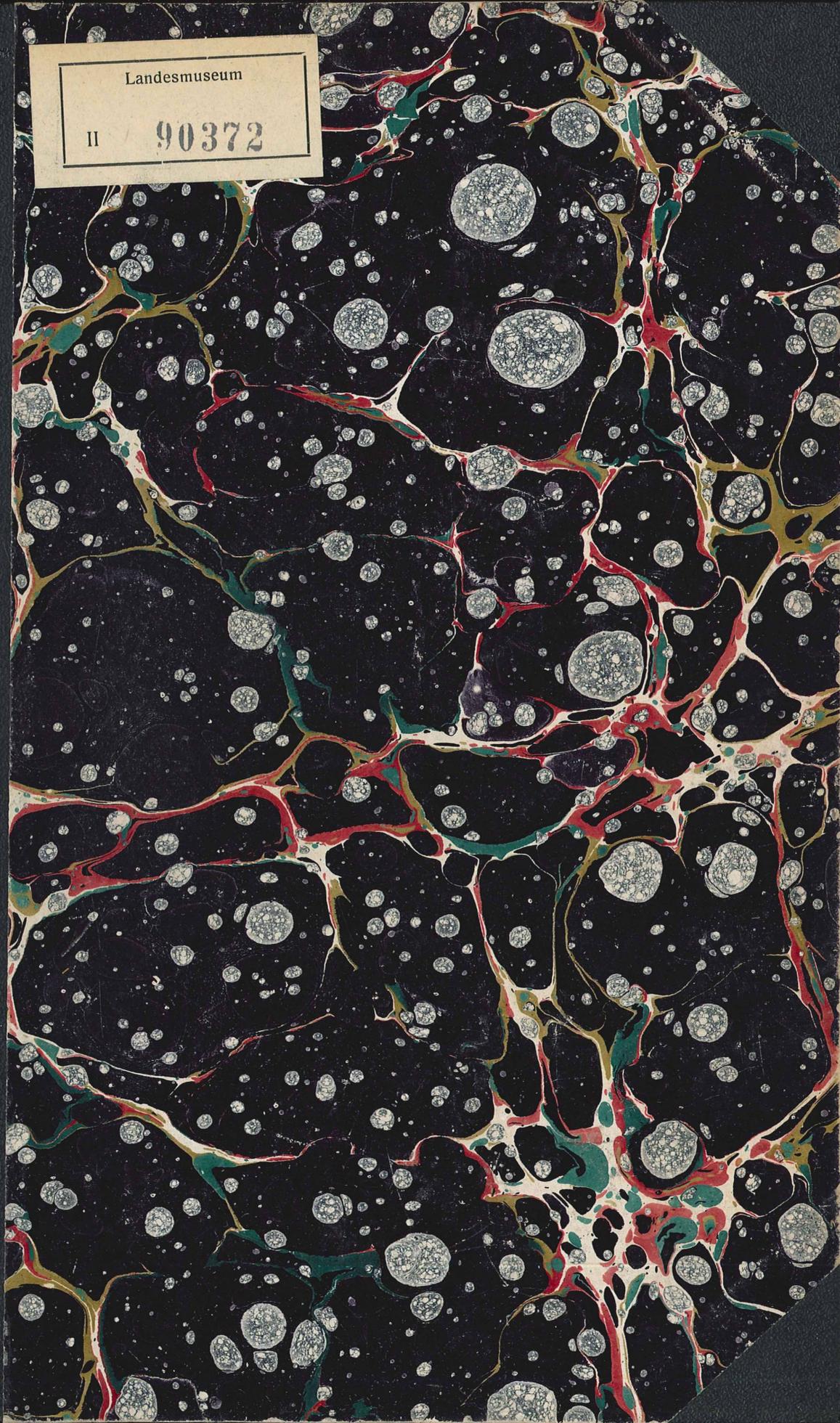
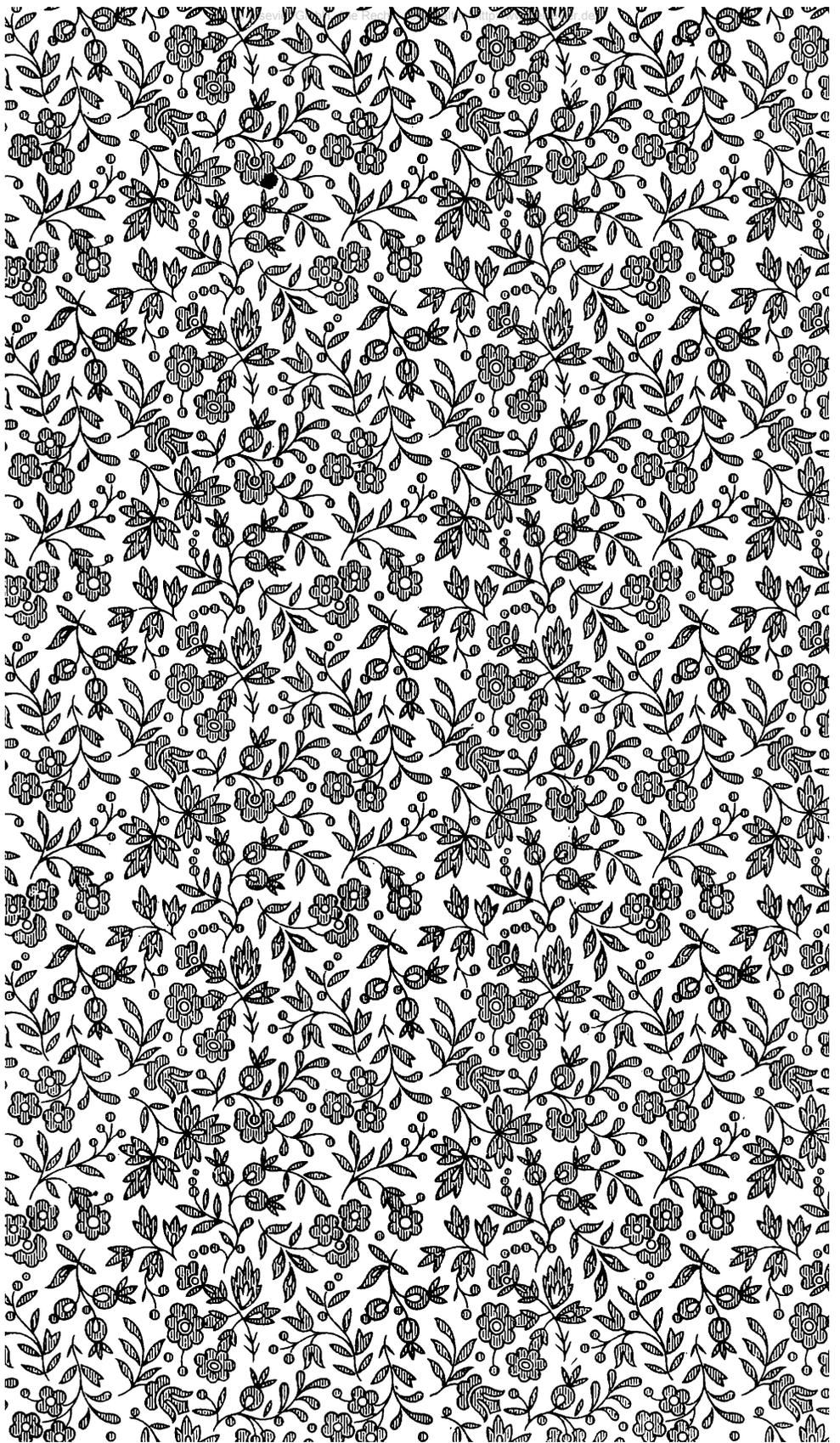


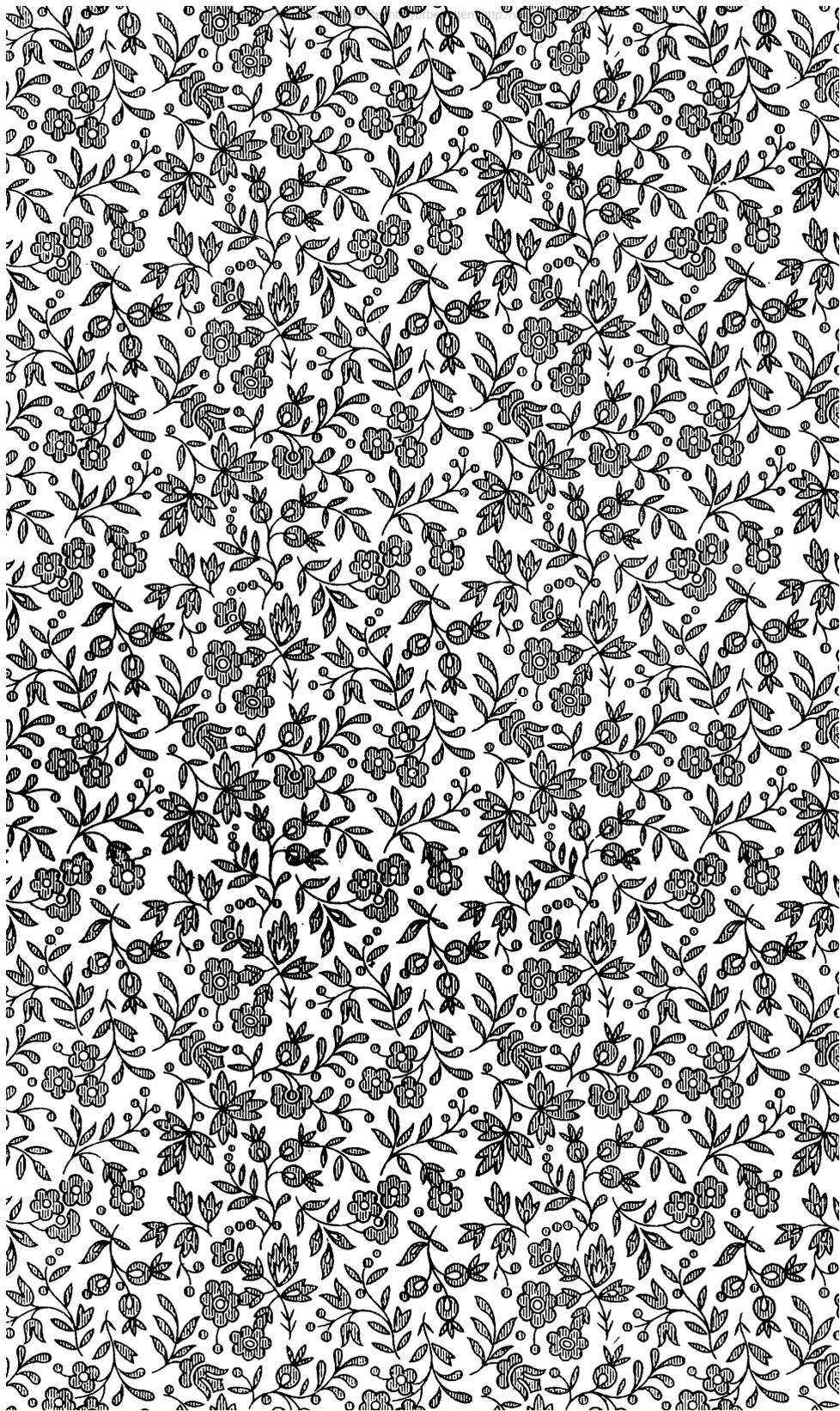
Landesmuseum

II

90372









# Mikrosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikro-  
biologie, Mikrochemie und mikroskopische Technik

Band IX

1915/16

**Mit diesem Jahrgang erhielten die Abonnenten  
kostenlos die Buchbeilage:**

**Prof. Dr. W. Migula, Die Spaltalgen. Ein  
Hilfsbuch für Anfänger bei der Bestimmung  
der am häufigsten vorkommenden Arten,  
nebst einer kurzgefaßten Anleitung zum  
Sammeln und Präparieren.**

Verlags-GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.fer.de/

# Mikrosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikro-  
biologie, Mikrochemie u. mikroskopische Technik

Vereinigt mit der

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie

Unter Mitarbeit

von

Kreisarzt Dr. E. Veintker, Düsseldorf; Dr. Julius Donau, Graz;  
Prof. Dr. A. Herzog, Sorau; Prof. Dr. P. Lindner, Berlin; Prof.  
Dr. W. Migula, Eisenach; Dr. Peter Pooth, Freiburg (Schweiz);  
Prof. Dr. W. Scheffer, Berlin; Dr. Fr. Sigmund, Teschen; Dr.  
Georg Stehli, Stuttgart; Dr. G. Steiner, Zürich; Privatdoz. Dr.  
O. Sunmann, Bern; Prof. Dr. Max Wolff, Eberswalde; Prof.  
Dr. O. Zacharias, Plön (Holstein) u. v. a.

herausgegeben

von

Hanns Günther

---

Neunter Jahrgang :: 1915/16

G. S. Vandenberg 16

Linné a. D.

Naturhistorische Abteilung.



---

Franch'sche Verlagshandlung, Stuttgart

# Inhaltsverzeichnis.

Mit \* versehene Arbeiten sind illustriert.

- Alkoholnachweis bei Gärung.** Von Dr. Ad. Reib. 199.
- Algen, Über die Kultur von.** Von W. Migula.  
 1. Das Einsammeln der Algen. 161.  
 2. Die Einrichtung der Kulturgefäße. 162.  
 3. Die Kultur von Meeresalgen. 163.  
 4. Die Cyanophyceen. 182.  
 5. Die Diatomazeen. 206.  
 6. Die Grünalgen. 229.  
 7. Kulturen im hängenden Tropfen. 244.
- Algen, Einfache Mittel zur Erzielung von Fortpflanzungsorganen bei.** Von H. Freund. 93.
- Anfänger-Anleitungen f. u. Mikroskopie.**
- Aquarien, Über die goldige Wasserblüte unserer.** Von W. Roth.\* 1, 45, 60.
- Aquarienmaterial f. u. Mikroaquarien.**
- Arthropoden, Fang und Präparation von.** Von Anton Krausse.\* 266.
- Arthropodenfauna im Moos, Fang, Konservierung und Präparierung der.** Von C. Willmann.\* 225.
- Asparagus officinalis, Über Kernerschmelzungen in der Sproßspitze von.** 338.
- Aufstellung des Mikroskops, Über eine praktische Neuerung in der.** 290.
- Bakterien, Über die Anwendung von Spiegelfondenoren zur Untersuchung von.** Von D. Heimstädt. 171.
- Bakterien, Leuchtende f. u. Leuchtbakterien.**
- Bakterienkolonien, Die Zählung von.** 224.
- Bakteriologische Luftuntersuchungen in geschlossenen Räumen.** Von Alb. Piesch.\* 325.
- Bazillenchemiter.** Von Ad. Reib. 265.
- Beleuchtungsanordnung für Mikrophotographie u. Projektion, Die Selbstanfertigung einer einfachen.** Von H. Koppe.\* 221.
- Bildermappe, Aus unserer.\*** 112, 136.
- Blütenknospen, Über.** Von H. Vohwag.\* 33.
- Blutlymphdrüsen, Bau und Entwicklung der.** 28.
- Briefe an die Redaktion.** 25\*, 55, 238, 251, 287, 338.
- Bücherschau.**
- Archiv für Hydrobiologie und Planktonkunde.** 28, 220.
- Besser, Hans, Raubwild und Dickhäuter in Deutschland.** 220.
- Bölsche, W., Der Mensch der Zukunft.** 106.
- Der Stammbaum der Insekten.** 294.
- Brodmann-Behe, Chr., Brackwasserstudien.** 252.
- Chodat, R., Monographie d'algues en culture pure.** 252.
- Dörr, N., Mikroskopische Färbungsformen.** 76.
- Fendrich, Anton, Kriegs- und Friedenskalender auf das Jahr 1916.** 220.
- Floerke, R., Gepanzerter Ritter.** 132.
- Gohlke, Kurt, Die Brauchbarkeit der Serumdiagnostik für den Nachweis zweifelhafter Verwandtschaftsverhältnisse im Pflanzenreich.** 340.
- Goldschmidt, R., Die Nektare.** 340.
- Günther, Hanns, Durch Belgien.** 155.
- Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie und Hydrographie.** 324.
- Jansenius, H. S., Mikrographie des Holzes der auf Java vorkommenden Baumarten.** 324.
- Kahn, Fritz, Die Milchstraße.** 76.
- Koltzsch, R., Pflanzenphysiologie.** 238.
- v. Künden, Die Assimilationstätigkeit bei Schmetterlingspuppen.** 294.
- Lipschütz, A., Warum wir sterben.** 105.
- London, Fach, Vor Adam.** 106.
- Loth, Notgenüsse.** 56, 294.
- Mayer, P., Einführung in die Mikroskopie.** 132.
- Müller, Afr. Leop., Das Gedächtnis und seine Pflege.** 220.
- Nagel, D., Die Romantik der Chemie.** 76.
- Oppel, H., Leitfaden für das embryologische Praktikum.** 200.
- Palladin, W. S., Pflanzenanatomie.** 28.
- Pascher, A., Die Süßwasserflora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz.** 76.
- Reiner, Jul., Friedrich Niehische, der Immoralist und Antichrist.** 340.
- Riedel, W., Kriegsmäßige Vermessungskunde in der Schule.** 294.
- Schmid, Bastian, Biologisches Praktikum für höhere Schulen.** 324.
- Unsere Fachschulen.** 76.
- Wachs, S., Neue Versuche zur Wolffschen Einsenregeneration.** 219.
- Weincent, Ernst, Die gesteinsbildenden Mineralien.** 200.
- Weule, R., Vom Herbst zum Herbst.** 132.
- Wirth, Albrecht, Deutsche Geschichte für das deutsche Volk.** 324. f.
- Chemie, mikroskopische f. u. Mikrochemie.**
- Chemikalienflaschen, Verschluss für.** 224.
- Chemischer Verbindungen, Mikroskopische Studien über die Kristallformen.** Von P. Pooth.\* 273, 317, 330.
- Dichten, schwach rinnender Glas- oder Porzellan-gefäße, Ein gutes Mittel zum.** 293.
- Diapositive f. u. Projektionsdiapositive.**
- Dunkelfeld-Untersuchungen, Reinigung der Objektträger und Deckgläser für.** 131.
- Elektrische Untersuchungen unter dem Mikroskop, Ein Objektisch für.\*** 224.
- Erbse, Wurzel, Kernstudien an.** Von P. R. Schürhoff. 201 (f. a. S. 251).
- Euglena viridis, Einfache Versuche mit.** Von Max Dettli. 216.
- Färbung verblichener Schnittpräparate, Die Neu-** 338.
- Färbungen pflanzenanatomischer Präparate, Erfahrungen mit.** Von Wilhelm Schmidt. 328.
- Fangen von Feldmäusen und Maulwürfen, Das.** Von Max Dettli.\* 177.
- Farbiger Schnee.** 55.
- Farbstoffe in Tablettenform für mikroskopische Zwecke, Über.** Von E. Weintter. 303.
- Feuchten Kammer, Eine einfache Methode zur Herstellung einer.** 218.
- Frosch, Einfache histologische Studien an.** Von E. Schild.\* 146.
- Gärung, Alkoholnachweis bei.** Von Ad. Reib. 199.
- Gehirn, Verfahren zur Färbung der Gliafasern, Gliakörnchen der Stützgewebezellen und des glösen Zellplasmas im menschlichen.** 28.
- Gelatine als Deckgläserdeck.\*** 131.

**Goldige Wasserblüte** unserer Aquarien, Über die.

Von W. Roth.\* 1, 45, 60.

**Golgi-Verfahrens**, Eine Vereinfachung des. 105.

**Gram-Färbung**, Eine Modifikation der. 27.

**Haaren**, Mikroskopisches von den. Von Ab. Reiz. 208.

**Heteropoden**, Verfahren zum Studium der Histologie der. 106.

**Hydra**, Konservierung von. 27.

**Hydrararinen**, Verfahren zur Konservierung von. 290.

**Hydrobiologie** auf Grenzwaclit. Von J. W. Fehlmann. 113.

**Hydrozoen**, Einiges aus der Entwicklungsgeschichte der. Von C. W. Schmidt.\* 40.

**Infsusorien**, Mit bloßem Auge sichtbare. Von May Dettli.\* 243.

**Infsusorien**, Ein einfaches Verfahren zur Erleichterung der Lebensbeobachtung der. 338.

**Infsktenflügel** Blut?, Enthalten die. 250.

**Infsktenpräparate**, Die Herstellung einfacher. Von G. Stehli.\* 99.

**Kakao** und der Schokolade, Mikroskopisches vom. Von P. Booth.\* 259.

**Kartoffel**, Untersuchungen an den Stärkekörnern der. Von Hanns Günther.\* 172, 197.

**Kartoffelstärke**, Ein neues Färbeverfahren für. 131.

**Kautschuk-Schimmelpilze** und ihre Kultur. Von Ab. Reiz. 192.

**Kern- und Zellteilung**, Das schönste tierische Objekt zum Studium der. 219.

**Kernstudien** an Erbsenwurzeln. Von P. N. Schürhoff. 201 (s. a. S. 251).

**Kernverschmelzungen** in der Sproßspitze von *Asparagus officinalis*, Über. 338.

**Kladozieren**, Beobachtungen über Saisonvariationen bei. Von Otto Hartmann.\* 63.

**Knochenschiffen**, Die Herstellung von. 322.

**Kommißbrot** unserer Feinde, Vom. 130.

**Kondensor**, Verbindung mit selbstangefertigtem Polarifator. 55.\*

**Krinoïden** (Seelilien), Zum Studium der Regeneration der. 75.

**Kristallformen** chemischer Verbindungen, Mikroskopische Studien über die. Von P. Booth.\*

I. Die Herstellung der Kristalle. 274.

II. Die Herstellung der Präparate. 275.

III. Untersuchungen in gewöhnlichem Licht. 275, 317.

IV. Untersuchungen in polarisiertem Licht. 330.

**Kristallstudien** mit dem Polarisationsmikroskop.

Von P. Mehner.\* 86 (s. a. S. 131).

**Lackstudien** mit dem Spiegelkondensator. Von P. Booth. 59.

**Lebendes Material** im Glase. Von R. Hübschmann. 267.

**Leguminosenmaterial**, Fixierung von embryonalem. 27.

**Leuchtbakterien** im Eigenlicht, Das Photographieren von. Von E. Schild.\* 14.

**Lichtbilder** s. u. Projektionsdiapositive.

**Lichtfiltern** ohne Spekroskop, Die Prüfung von. Von P. Mehner.\* 291.

**Lichtquelle** für mikrophotographische Zwecke, Die Fahrradlaterne als. 288.

„Liquido Faure“ und sein Ersatz. Von J. W. Fehlmann. 295.

**Luftuntersuchungen** in geschlossenen Räumen, Bakteriologische. Von Ab. Pietzsch.\* 325.

**Lupe**, Wirkungsweise und Handhabung der. Von W. Kaiser.\* 17.

**Markschneidensfärbung**, Verfahren zur. 105.

**Meteoriten**, Mikroskopische Studien an. Von Sigm. Schertel.\*

1. Gurtite. 188.

2. Ein intermediärer Chondrit. 189.

3. Weiße Chondrite. 209.

4. Graue Chondrite. 209.

5. Kohlige Chondrite. 209.

6. Kugelförmige Chondrite. 210.

7. Kristallinische Chondrite. 249.

8. Mesofiberite. 249.

9. Graphitite. 250.

10. Pallastite. 250.

**Methylenblaufärbung** an Wasserasseln, Versuche mit. Von E. Degner.\* 227.

**Mikroaquarien**, Beobachtungen an meinen. Von R. Hübschmann. 267.

**Mikrochemie**, Aus dem Gebiet der Pflanzen-. Von D. Tunnmann.\*

I. Gesichtliches und Umgrenzung des Gebiets. 12.

II. Das Untersuchungsmaterial. 13.

III. Allgemeine Bemerkungen über die Reagentien. 49.

IV. über die Ausführung mikroschem. Reaktionen. 50.

V. Die Mikrosublimation. 66.

VI. Direkte Kristallisation. 90.

VII. Aufhellungs-, Quellung- und Bleichmittel. 91.

VIII. Magerationsverfahren. 92.

IX. Polarisation. 92.

X. Dauerpräparate und ihre Anfertigung. 126.

XI. Nachweis anorganischer u. organischer Stoffe. 149.

**Mikrochemische Nachweis** wichtiger organischer Pflanzenstoffe, Der. Von D. Tunnmann.\*

1. Der Nachweis der Zuckerkohle. 213.

2. Nachweis einiger Pflanzenäuren. 214.

3. Der Nachweis der Fettäuren, Öle und Fette. 235.

4. Nachweis von Gerolsen und Saccharosen. 247.

5. Der Nachweis des Inulins. 257.

6. Der Nachweis des Glycerins. 258.

**Mikrophotogramme**, Über die Verwendung von Kollifilms zur Herstellung gewisser. Von A. Bliva. 339.

**Mikrophotographie** und Projektion, Die Selbstanfertigung einer einfachen Beleuchtungsrichtung für. Von J. Koppe.\* 221.

**Mikrophotographieren** auf Waschlapppapier, Über das. Von Einar Raumann.\* 29.

**Mikrophotographische Zwecke**, Die Fahrradlaterne als Lichtquelle für. 288.

**Mikrophotographischen Apparats**, Die Selbstanfertigung eines. Nebst Anleitung zum Gebrauch. Von Al. Czepa.\*

I. Theoretisches. 77.

II. Der Apparat. 107.

III. Vorbereitungen zur Aufnahme. 133.

IV. Die Aufnahme. 156.

V. Die Fertigstellung der Bilder. 174.

**Mikroskope**, Reinigung im Innern verstaubter. 224.

**Mikroskopie** für Anfänger.

I. W. Kaiser, Wirkungsweise und Handhabung der Lupe und des Präpariermikroskops.\* 17.

II. W. Kaiser, Wirkungsweise und Handhabung des zusammengesetzten Mikroskops.\* 35.

III. W. Kaiser, Die Anfertigung einfacher mikroskopischer Präparate.\* 70.

IV. G. Stehli, Die Herstellung einfacher Infsktenpräparate.\* 99.

V. E. Schild, Untersuchung und Präparation von Schneidungen.\* 124.

VI. E. Schild, Einfache histologische Studien am Frosch.\* 146.

VII. Hanns Günther, Untersuchungen an den Stärkekörnern der Kartoffel.\* 172, 197.

VIII. E. Schild, Die Herstellung einfacher Pflanzenquerschnittpräparate.\* 262.

IX. Hanns Günther, Das Zeichnen mikroskopischer Objekte.\* 280, 305.

**Mikroskopierlampe**, Eine neue. 224.

**Mikroskopierlampe**, Die Selbstanfertigung einer elektrischen. Von R. Vietsch.\* 31.

**Mikroskop**, Über eine praktische Neuerung in der Aufstellung des. 290.

Mikroskops, Wirkungsweise und Handhabung des zusammengesetzten. Von W. Kaiser.\* 35.

Moos, Färg, Konservierung und Präparierung der Arthropodenfauna im.\* 225.

Muskelfasern der Wirbellofen, Verfahren zum Studium des feineren Baues. 105.

Muskelspindeln des Menschen, Untersuchung der. 56.

Mylorhiza, Die. Von E. Sieghardt.\* 137, 168.

Mylorhiza, Zur Ableitung und Schreibweise des Wortes. 199.

Myxomyceten, Das Studium der. Von W. Migula.
 

- I. Die Entwicklung von der Spore bis zum Plasmodium. 81.
- II. Die Fruchtkörper- und Zystenbildungen. 120.
- III. Das Präparieren und Sammeln der Schleimpilze. 144.

Negrischen Tollnuttkörperchen im Hirngewebe, Nachweis der. 74.

Nematoden, Fortpflanzung und Keimzellenbildung bei. 105.

Nervensystems, Die Herstellung von Präparaten des. Von W. Schneider.\* 239.

Neufärbung verblühter Schnittpräparate, Die. 338.

Objektiv für elektrische Untersuchungen, Ein.\* 224.

Operationsvorrichtung, Über eine einfache Mikro.\* 323.

Orangeverfahren für einfachere pflanzenanatomische Präparate, Über ein vereinfachtes. Von W. Schmidt. 329.

Orchideenblüten, Mikroskopische Untersuchungen an. Von H. Pfeiffer.\* 101.

Paraffinblöcken, Ein neues Verfahren zur Orientierung von. 26.

Parasitenkunde, Praktikum der. Von E. W. Schmidt.\*
 

- I. Protozoen.
  1. Parasit. Mykropoden. 117.
  2. Parasit. Flagellaten. 140.
  3. Parasit. Ziliaten. 143.
  4. Die Methobif der Blutuntersuchung auf Parasiten. 164 (s. a. S. 238 und S. 251).
  5. Parasit. Sporozoen. 165.
  6. Culex und Anopheles als Überträger tierischer und menschlicher Malaria. 166 (s. a. S. 238 und S. 251).
  7. Sprochäten. 183.
  8. Köstbden. 185.
  9. Gregarinen. 185.
- II. Würmer.
  1. Trematoden. 211 (s. a. S. 250).
  2. Cestoden. 233.
  3. Nematoden. 245.

Pfeffer und seinen Verfälschungen, Mikroskopisches vom. Von P. Booth.\* 96.

Pflanzenanatomische Präparate, Über ein vereinfachtes Orangeverfahren für einfachere. Von W. Schmidt. 329.

Pflanzenanatomischer Präparate, Erfahrungen mit Färbungen. Von W. Schmidt. 328.

Pflanzenmikrochemie, Aus dem Gebiet der. Von D. Tunmann (s. a. u. Pflanzenstoffe).\* 12, 49, 66, 90, 126, 149.

Pflanzenschnittpräparate, Die Herstellung einfacher. Von E. Schild.\* 262.

Pflanzenstoffe, Der mikrochemische Nachweis wichtiger organischer. Von D. Tunmann.\* 213, 235, 247, 257.

Photographieren von Leuchtbackterien im Eigenlicht, Das. Von E. Schild.\* 14.

Pilzen für Schausammlungen, Konservieren von. 27.

Pilzstudien an Pferdemeist. Von H. Bachmann.\*
 

- I. Allgemeines. 20.
- II. Phykomyceten. 21, 71, 100.
- III. Astomyceten. 128.
- IV. Basidiomyceten. 129.
- V. Literatur. 130.

Pipetten, Eine praktische Vorrichtung zum Füllen und Entleeren von.\* 289.

Planarien, Studien über Regeneration bei. 28.

Plankton, Über eine neue Filtrier- und Fixiervorrichtung für. Von C. M. Lüttgens.\* 25.

Plautsche Präparatenverschlusskanne, Die. Von Hanns Günther.\* 32.

Polarisationsmikroskop, Kristallstudien mit dem. Von B. Meßner.\* 86 (s. a. S. 131).

Polarisiertem Licht, Gute Objekte für Untersuchungen in. 289.

Präparate, Die Anfertigung einfacher mikroskopischer. Von W. Kaiser. 70.

Präparaten-Verschlußkanne, Die Plautsche. Von Hanns Günther.\* 32.

Präpariermikroskop benützen zu können, Ein einfaches Hilfsmittel, um das gewöhnliche Mikroskop als. Von H. Behrend.\* 293.

Präpariermikroskop, Wirkungsweise und Handhabung des. Von W. Kaiser.\* 17.

Projektion, Die Selbstanfertigung einer einfachen Beleuchtungsvorrichtung für Mikrophotographie und. Von H. Koppe.\* 221.

Projektions-Diapositiven, Zur Ausrüstung von. Von M. Herzog.\* 178, 255.

Protoplasmaströmung, Zum Studium der. 288.

Protozoen und Sölenateren, Über das Verhalten einiger. Von E. W. Schmidt.\* 314.

Radiieren, Mikroskopisches vom. Von W. Scheffer. 52.

Rana fusca, Querschnitt des Auges der Larve von. (Mikrophotogr.) 112.

Rana temporaria, Einfache histologische Studien an. Von E. Schild. 146.

Regeneration bei Arinoiden. 75.

Regeneration bei Planarien. 28.

Reinigung im Inneren verstaubter Mikroskope. 224.

Reinigung der Objektträger und Deckgläser für Dunkelfeld-Untersuchungen. 131.

Rollfilm zur Herstellung gewisser Mikrophotogramme, Über die Verwendung von. Von H. Klima. 339.

Saisonvariationen bei Kladoceren, Beobachtungen über. Von Otto Hartmann.\* 63.

Schimmelpilze s. u. Pilzstudien und u. Kautschuk.

Schimmelpilzen, Die Herstellung mikroskopischer Präparate von. Von W. Migula. 310.

Schleimpilze s. u. Myxomyceten.

Schneckenlungen, Untersuchung und Präparation von. Von E. Schild.\* 124.

Schnee, Farbiger. 55.

Schneekristalle (Zeichnungen in 20fach. Vergr.). 136.

Schokolade, Mikroskopisches vom Kakaó und der. Von P. Booth.\* 259.

Schriftfälschungen, Über die mikroskopische Untersuchung von. Von W. Scheffer.\* 57.

Schriftfälschungsnachweis, Ein typischer Fall von. Von R. Schmutz.\* 272.

Schülerübungen, Winke für mikrobiologische. Von W. Hirsch.
 

- III. Wie soll Phytopathologie in der Schule gelehrt werden?
  - IV. 1. Die „Phytopathologische Histologie des Menschen- und Säugtierkörpers“. 189.
  2. Beiträge zum Unterricht in der Phytopathologie.
  3. Anschauungsmaterial von Sporenpilzen. 192.

Sida crystallina, Unreifes Weibchen von (Mikrophotogr.) 112.

Spaltöffnungsapparate der Pflanzen, Über die. Von H. Pfeiffer.\* 278.

Spaltöffnungsapparate s. a. u. Transpirationsorgane.  
 Spiegelkondensor, Lachstudien mit dem. Von P. Booth. 59.  
 Spiegelkondensoren zur Untersuchung von Bakterien, Über die Anwendung der. Von D. Heimstädt. 170.  
 Spirohäten, Eine Schnellfärbung für. 55.  
 Stacheln sehen kann, Was man mit dem Mikroskop am. Von R. Matthaei.\* 253 (s. a. S. 287 u. S. 288).  
 Stärkekörner s. u. Kartoffel und u. Kartoffelstärke.  
 Stängelchen unter dem Mikroskop, Ein. Von Max Dettli. 216.  
 Tardigraden, Das Sammeln und Präparieren der. 27.  
 Taufschede. 288, 322.  
 Tee und seinen Verfälschungen, Mikroskopisches vom. Von P. Booth. 203  
 Teichmuschel, Präparierung des Nervensystems der. 27.  
 Termiten, Studien am Sehorgan der. 218.  
 Thymus, Die Histogenese der. 27.  
 Thymus, Zum Studium der. 55.  
 Transpirationsorgane der Pflanzen, Die. Von R. H. Francé.\* 296.  
 Trypanosomen aus Kulturen, Behandlung von. 27.

Uhrgläsern, Das Arbeiten mit. 132.  
 Umbelliferen, Mikroskopische Studien zur Systematik der. Von H. Pfeiffer.\* 334.  
 Urostyla grandis, Beiträge zur Naturgeschichte von. Von G. Stolz †.\* 4, 193.  
 Wärmeschränke, Billige. Von Hanns Günther.\* 155.  
 Wärmeschränke, Billige. Von P. Booth. 223.  
 Wärmeschrank, Ein brauchbarer. 290.  
 Warum sterben wir? 105.  
 Wasserasseln, Versuche mit Methylblaufärbung an. Von E. Degner.\* 227.  
 Wasserblüte unserer Aquarien, Über die goldige. Von W. Roth.\* 1, 45, 60.  
 Wassermilben, Verfahren zur Konservierung von. 290.  
 Zählung von Bakterienkolonien, Die. 224.  
 Zeichenhilfe (Mikroskopmeter). 199.  
 Zeichentische, Die Selbstanfertigung eines.\* 25.  
 Zeichnen mikroskopischer Objekte, Das. Von Hanns Günther.\* 278, 305.  
 Zellteilung, Das schönste tierische Objekt zum Studium der Kern- und. 219.  
 Zimt und seinen Verfälschungen, Mikroskopisches vom. Von P. Booth. 9.  
 Zöleraten, Über das Verhalten einiger Protozoen und. Von E. W. Schmidt.\* 314.

## Verfasserverzeichnis.

Mit \* verfehene Arbeiten sind illustriert.

**Bachmann, H.**, Pilzstudien an Pferdemiß\* 20, 71, 100, 128.  
**Behrend, H.**, Ein einfaches Hilfsmittel, um das gewöhnliche Mikroskop als Präpariermikroskop benutzen zu können\* 293.  
**Belutter, E.**, Über Farbstoffe in Tablettenform für mikroskopische Zwecke 303.  
**Czapa, Alois**, Die Selbstanfertigung eines mikrophotographischen Apparats nebst Anleitung zum Gebrauch\* 77, 107, 133, 156, 174.  
**Degner, E.**, Versuche mit Methylblaufärbung an Wasserasseln\* 227.  
**Fehlmann, F. W.**, Hydrobiologie auf Grenzwaich 113.  
 —, „Liquido Faure“ und sein Ersatz 295.  
**Francé, R. H.**, Die Transpirationsorgane der Pflanzen\* 296.  
**Freund, H.**, Einfache Mittel zur Erzielung von Fortpflanzungsorganen bei Algen 93.  
**Günther, Hanns**, Gelatine als Deckglaseratz 131.  
 —, Über eine einfache Mikro-Operationsvorrichtung\* 323.  
 —, Die Pflautsche Präparaten-Verschlußfanne\* 32.  
 —, Untersuchungen an den Stärkekörnern der Kartoffel\* 172, 197.  
 —, Billige Wärmeschränke\* 155 (s. a. S. 223).  
 —, Das Zeichnen mikroskopischer Objekte\* 278, 305.  
**Hartmann, Otto**, Beobachtungen über Saisonvariationen bei Mollusken\* 63.  
**Heimstädt, D.**, Über die Anwendung der Spiegelkondensoren zur Untersuchung von Bakterien 170.

**Herzog, M.**, Zur Ausrüstung von Projektionsdiapositiven\* 178, 255.  
**Hirsch, W.**, Winke für mikrobiologische Schülerübungen 38, 189.  
**Hübshmann, R.**, Lebendes Material im Glase 267.  
**Kaiser, W.**, Die Anfertigung einfacher mikroskopischer Präparate\* 70.  
 —, Wirkungsweise und Handhabung der Lupe und des Präpariermikroskops\* 17.  
 —, Wirkungsweise und Handhabung des zusammengesetzten Mikroskops\* 35.  
**Koppe, H.**, Die Selbstanfertigung einer einfachen Beleuchtungsvorrichtung für Mikrophotographie und Projektion\* 221.  
**Krausse, Ant.**, Fang und Präparation von Mikroarthropoden\* 266.  
**Lohweg, H.**, Über Blütenknospen\* 33.  
**Lüttgens, C. M.**, Über eine neue Filtrier- und Fixiervorrichtung für Plankton\* 25.  
**Matthaei, R.**, Was man mit dem Mikroskop am Stacheln sehen kann\* 253 (s. a. S. 287 u. 288).  
**Mcquar, P.**, Kristallstudien mit dem Polarisationsmikroskop\* 86, 131.  
 —, Die Prüfung von Lichtfiltern ohne Spektroskop\* 290.  
**Mtgula, W.**, Die Herstellung mikroskopischer Präparate von Schimmelpilzen 310.  
 —, Das Studium der Mykomyzeten 81, 120, 144.  
**Raumann, Einar**, Über das Mikrophotographieren auf Gaslichtpapier\* 29.  
**Dettli, Max**, Das Fangen von Feldmäusen und Maulwürfen\* 177.

**Dettli, Max,** Mit bloßem Auge sichtbare Infusorien\* 243.

—, Ein Tänzchen unter dem Mikroskop 216.

**Pfeiffer, D.,** Über die Spaltöffnungsapparate der Pflanzen\* 278.

—, Mikroanatomische Studien zur Systematik der Umbelliferen\* 334.

—, Mikroskopische Untersuchungen an Orchideenblüten\* 101.

**Pfeisch, Alb.,** Bakteriologische Luftuntersuchungen in geschlossenen Räumen\* 325.

**Pliva, A.,** Über die Verwendung von Rollfilms zur Herstellung gewisser Mikrophotogramme 339.

**Booth, P.,** Lackstudien mit dem Spiegelkondensator 59.

—, Mikroskopische Studien über die Kristallformen chemischer Verbindungen\* 273, 317, 330.

—, Mikroskopisches vom Kakao und der Schokolade\* 259.

—, Mikroskopisches vom Pfeffer und seinen Verfälschungen\* 96.

—, Mikroskopisches vom Tee und seinen Verfälschungen 203.

—, Mikroskopisches vom Zimt und seinen Verfälschungen\* 9.

**Reich, Ad.,** Alkoholnachweis bei Gärung 199.

—, Bazillenchemiker 266.

—, Mikroskopisches von den Haaren 209.

—, Kautschuch-Schimmelpilze und ihre Kultur 192.

**Roth, W.,** Über die „goldige Wasserblüte“ unserer Aquarien\* 1, 45, 60.

**Scheffer, W.,** Mikroskopisches vom Radieren 52.

—, Über die mikroskopische Untersuchung von Schriftfälschungen\* 57.

**Schertel, Sigm.,** Mikroskopische Studien an Meteoriten\* 186, 209, 249.

**Schild, E.,** Die Herstellung einfacher Pflanzenschnittpräparate\* 262.

**Schild, E.,** Das Photographieren von Leuchtbakterien im Eigenlicht\* 14.

—, Einfache histologische Studien am Frosch\* 146.

—, Untersuchung und Präparation von Schneckenlungen\* 124.

**Schmidt, E. W.,** Einiges aus der Entwicklungsgeschichte der Hydrozoen\* 40

—, Praktikum der Parasitenkunde\* 117, 140, 164, 183, 211, 233, 245.

—, Über das Verhalten einiger Protozoen und Zölienteraten\* 314.

**Schmidt, Wilh.,** Erfahrungen mit Färbungen pflanzenanatomischer Präparate 328.

—, Über ein vereinfachtes Orangeverfahren für einfachere pflanzenanatomische Präparate 329.

**Schneider, Wilh.,** Die Herstellung von Präparaten des Nervensystems\* 239.

**Schmuck, R.,** Ein typischer Fall von Schriftfälschungsnachweis\* 272.

**Schürhoff, P. R.,** Kernstudien an Erbsenwurzeln 201 (s. a. S. 251).

**Steghardt, E.,** Die Mykorrhiza\* 137, 168 (s. a. S. 199).

**Stehli, G.,** Die Herstellung einfacher Insektenpräparate\* 99.

**Stolz, G. (+),** Beiträge zur Naturgeschichte von *Urostyla grandis*\* 4, 193.

**Zunmann, O.,** Aus dem Gebiet der Pflanzenmikrochemie\* 12, 49, 66, 90, 126, 149.

—, Der mikrochemische Nachweis wichtiger organischer Pflanzenstoffe\* 213, 235, 247, 257.

**Viets, R.,** Die Selbstanfertigung einer elektrischen Mikroskopierlampe\* 31.

**Willmann, E.,** Fang, Konservierung und Präparierung der Arthropodenfauna im Moos\* 225.

# Mikrokosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 1

## Über die „goldige Wasserblüte“ unserer Aquarien.

Von Dr. Wilhelm Roth.

Mit 15 Abbildungen.

Sei, wie das zauberisch glänzt und gleißt. Als ob flüssiges Gold über den Wasserspiegel ausgegossen wäre, leuchtet es dem entzückten Auge entgegen, das sich nur schwer von dem prächtigen Anblick loszureißen vermag. Doch ist es nicht der harte, blendende Glanz des klingenden Metalls, der den Blick des Beobachters immer wieder anzieht, sondern ein sammetweiches, leuchtendes Strahlen, das ihn namentlich im abendlichen Dämmerlicht unwiderstehlich gefangen nimmt.

Wenn wir aber nach diesem Golde haschen, so zerfließt uns die zarte Goldhaut in der habgierigen Hand wie eine Seifenblase; und auch der Naturfreund, der diese herrliche Naturerscheinung mit bewaffnetem Auge zu enträtseln sucht, wird anfänglich einer großen Enttäuschung nicht entgehen.

Die ungezählten Wunder des Mikroskops, die uns selbst in den unscheinbaren Kreidestäubchen wunderbar geformte Naturgebilde erkennen lassen, lassen uns in der magisch leuchtenden „goldigen Wasserblüte“, die schon das unbewaffnete Auge entzückt, eigentlich von vornherein Lebewesen von strahlender Pracht vermuten.

Wie arg sind wir aber enttäuscht, wenn wir einen Tropfen des flüssigen Wasserergoltes unter dem Mikroskop betrachten. Zahllose Luftbläschen verschiedener Größe und Gestalt, unverkennbar durch ihren schwarzen, scharf abgesetzten Rand und den starken Lichtreflex, das ist alles, was wir sehen, wenn wir ein paar Infusorien ansnehmen, die sich in diesem Zergarten von spiegelnden Luftkugeln tummeln. Von dem prächtigen Goldglatze, der unser Auge so sehr entzückte, ist unter dem Mikroskop nichts mehr zu erblicken.

Schaut man jedoch genauer hin, so wird der suchende Blick bald auf die Spur eines Lebe-

wesens gelenkt, das wir mit der Entstehung der rätselhaften Naturerscheinung in Zusammenhang bringen müssen. Wenn wir nämlich das Objektiv tiefer auf die Luftblasen einstellen, so tritt ein schwacher, gelblicher Farbenton aus ihrem Innern hervor, der bei scharfer Einstellung und stärkerer Vergrößerung in regelmäßiger Weise in bienenwabenhöhlenartige, gegen den Rand der Blase hin in optischer Beziehung etwas verzerrte Zellen eingeteilt erscheint (Abb. 1). Dieser Befund drängt uns die Vermutung auf, daß das, was wir suchen, offenbar in diesen Luftblasen versteckt liegt, und legt uns gleichzeitig den Gedanken nahe, daß die gelbe, wohl von irgendeinem pflanzlichen oder tierischen Lebewesen herrührende Farbe vielleicht durch die glänzenden Luftkugeln in so intensiver Weise reflektiert wird, daß ein gelber Metallganz entsteht und somit der leuchtende Goldton unserer Aquarienvasserblüte einfach auf einen optischen Knalleffekt hinausläuft.

Daß die Sache indessen nicht so einfach liegt, wird die nachstehende Schilderung des zwar unscheinbaren, aber höchst merkwürdigen Lebewesens, um das es sich hier handelt, zeigen, dessen Lebenslauf noch in mehr denn einer Beziehung in geheimnisvolles Dunkel gehüllt ist.

Um die in den Luftbläschen infolge der Strahlenbrechung in für die genauere Beobachtung störender Weise verborgenen, kleinen Lebewesen deutlicher zur Ansicht zu bringen, legen wir ein Deckgläschen auf den Wassertropfen. Im Nu verschwinden die zahllosen Luftbläschen völlig oder vereinigen sich zu größeren Luftinseln, und nun ist das Bild ein ganz anderes. Die wabenförmige Zelleinteilung ist mit den Luftblasen ebenfalls in die Brüche gegangen (eine gelegentlich unter günstigen Bedingungen vorkommende Ausnahme zeigt die weiter unten

genauer beschriebene Abb. 3); dafür sehen wir nun aber im Gesichtsfelde zahllose gelbgefärbte, äußerst kleine Kügelchen, die in der Größe

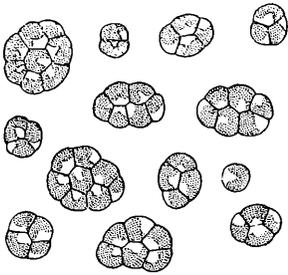


Abb. 1. In Luftblasen eingeschlossene Kolonien der „goldigen Wasserblüte“.

roten Blutkörperchen gleichen und deren Durchmesser sich, wie die nachträglich vorgenommene Messung ergibt, in der Tat auf höchstens 6—8  $\mu$  beläuft.

Nach wenigen Augenblicken kommt Leben in die Gesellschaft. Als ob sie sich erst an die Freiheit gewöhnen müßten, fangen die aus ihrem Luftgefängnis entwichenen Kügelchen an, sich langsam um sich selbst zu drehen, wobei sie nach kurzer Zeit zitternde und hüpfende Bewegungen ausführen. Bei Anwendung einer starken Vergrößerung können wir wahrnehmen, daß gleichzeitig eine erhebliche Gestaltsveränderung eintritt.

Diese Veränderung, sowie auch die verschiedenen von den einzelnen Kügelchen ausgeführten Bewegungen, können wir namentlich dann gut studieren, wenn es uns gelingt, eine ursprünglich den Inhalt einer größeren Luftblase bildende Kolonie intakt zu erhalten.<sup>1)</sup> Dies ist mir beispielsweise in dem in Abb. 3 wiedergegebenen Falle in vorzüglicher Weise gelungen. Die sich in einem Zeitraum von wenigen Minuten abspielenden verschiedenen Stadien der Gestaltsveränderung und der Bewegung der ganzen Kolonie sowie der einzelnen Individuen habe ich mit Hilfe des Zeichenapparats skizziert.

Die in Abb. 3 (a) dargestellte, soeben von der umhüllenden Luftblase befreite Kolonie zeigt nach wenigen Augenblicken insofern eine Gestaltsveränderung, als sie durch Aufquellen einer vorher nicht sichtbaren, die einzelnen, dicht aneinander liegenden Kügelchen umhüllenden Haut beträchtlich an Umfang zunimmt, während

die Kügelchen sich bereits langsam zu drehen beginnen (b). Während dann die Schleimhülle noch stärker aufquillt und die wabenartige Einteilung rasch verschwindet, sehen wir das eine oder andere Tierchen hüpfende Bewegungen ausführen, und es hat den Anschein, als ob es bemüht sei, sich von der klebrigen Masse loszulösen und die Freiheit zu gewinnen. Gleichzeitig streckt sich das kleine Wesen in die Länge (c), wobei wir deutlich bemerken, daß es aus zweierlei Substanzen besteht, einer gelbgefärbten, augenscheinlich derberen und einer fast durchsichtigen, die öfters am öboide, d. h. kriechende, fast einem Zerfließen ähnliche Bewegungen zeigt (d). Nach höchstens 2—3 Minuten haben sich sämtliche Individuen der Kolonie in der beschriebenen Weise verändert (e und f). In diesem Augenblick schlüpft bereits das erste Tierchen aus dem sich immer mehr verflüssigenden Schleimklümpchen heraus (g und h), um im Nu aus dem Gesichtsfeld zu verschwinden, ein Beispiel, dem die anderen in kurzer Zeit folgen.

Die große Beweglichkeit, mit der sich die kleinen Durchbrenner aus dem Staube machen, deutet schon darauf hin, daß sie mit einem besonderen Bewegungsapparat ausgerüstet sind. Und in der Tat entdecken wir bei günstigen Beleuchtungsverhältnissen und starker Vergrößerung am vorderen Ende<sup>2)</sup> des mit Jodlösung abgetöteten Schwärmers eine während der Bewegung unsichtbare, feine Geißel.

Es handelt sich demnach bei unsern kleinen Freunden offenbar um Geißeltierchen oder Flagellaten,<sup>3)</sup> deren charakteristische Eigen-

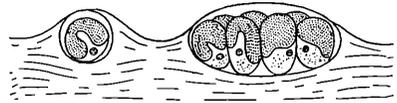


Abb. 2. Seitliche Ansicht zweier in Luftblasen eingeschlossener Kolonien der „goldigen Wasserblüte“; schematisch.

schaften nachstehend näher beschrieben werden sollen.

Das meist länglich oval bis birnförmig gestaltete Tierchen (Abb. 4 a, b, c), das gelegent-

<sup>2)</sup> Bei fast allen Geißeltierchen entspringt die Geißel — es können deren auch mehrere sein — am vorderen Körperende. Das Tierchen bewegt sich durch peitschenähnliche Schwingungen der Geißel vorwärts. Der Antübige ist leicht dazu geneigt, die Geißel als ein am hinteren Körperende sitzendes Schwänzchen anzusehen, was zu Mißdeutungen bezüglich der Bewegungsrichtung Veranlassung geben kann (vgl. Abb. 5, Pfeil).

<sup>3)</sup> Von flagellum = Geißel.

<sup>1)</sup> Dazu muß man das Deckglas äußerst vorsichtig auflegen. Abb. 2 zeigt eine derartige, von einer Luftblase eingeschlossene, sieben sich gegenseitig wabenförmig abplattende Individuen enthaltende Kolonie in schematischer Darstellung von der Seite gesehen.

sich aber auch in völlig kugelförmiger Form herum schwimmt (f), zeigt, wie bereits oben angedeutet, schon bei schwacher Vergrößerung in der

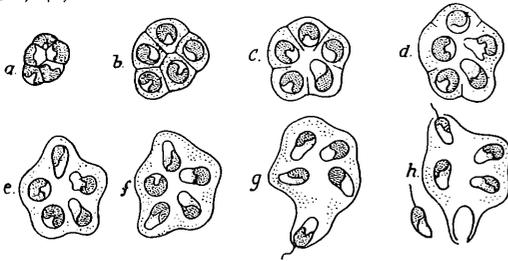


Abb. 3. Auflösung einer Kolonie nach Entfernung der Luftblase; näheres im Text.

vorderen Hälfte eine gelbgefärbte, scharf abgegrenzte Stelle, während der übrige Körper farblos und am hintern Ende vollständig durchsichtig erscheint. In der eigentlichen Körpersubstanz sind unter günstigen Bedingungen ein kleiner, runder, etwas dunkler gefärbter Zellkern (zk) und eine mehr oder minder große, helle, kontraktile Vakuole (cv) sichtbar, ferner eine Anzahl kleiner, stark lichtbrechender Körnchen (Nahrungskörperchen?) (nk). Die am vordern Körperende sitzende, ungefähr die Länge des ganzen Körpers erreichende Geißel ist äußerst fein und nimmt gegen die Ansatzstelle hin nicht an Dicke zu.

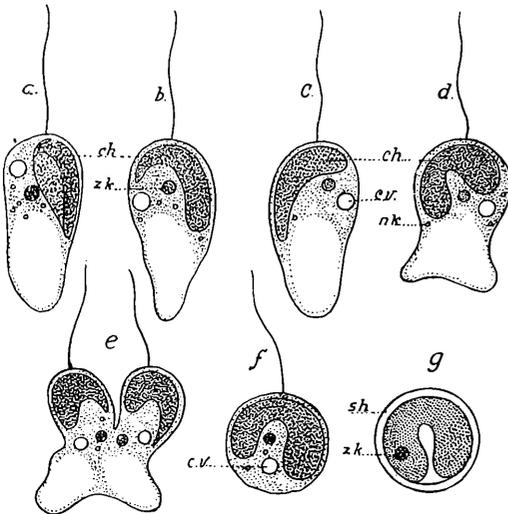


Abb. 4. Geißelschwärmer der „goldigen Wasserblüte“, a b c d verschiedene Formen solcher Schwärmer; e in Teilung befindlicher Schwärmer; f fuaeltiger Schwärmer; g ruhender Schwärmer; ch Chromatophor; nk Nahrungskörperchen; zk Zellkern; cv kontraktile Vakuole; sh Schleimhülle.

Unser besonderes Interesse nimmt der in die Körpersubstanz eingelagerte gelbe Körper in Anspruch, der immer deren äußerster Schicht anliegt und bei den verschiedenen Individuen

auffallend verschiedene Gestalt und Größe besitzt. Meist stellt er eine seitlich liegende, ziemlich dicke Platte dar (Abb. 4a), die bei stärkerer Entwicklung das ganze Vorderende schalenförmig umfaßt (Abb. 4b) und oft lappenartig eingeschnitten ist (Abb. 4d). Diese Farbstoffplatte, die man auch als Chromatophor<sup>4)</sup> bezeichnet, ist für die Bestimmung der systematischen Stellung unseres Geißeltierchens von großer Bedeutung. Sie weist uns darauf hin, daß wir es mit einem Vertreter der Chrysomonadinen<sup>5)</sup> zu tun haben, die sich alle durch das Vorhandensein derartiger, meist gelber Farbstoffplatten — fast ausnahmslos sind es allerdings ihrer mehrere — auszeichnen.

Auf eine Bestimmung der Art werde ich indessen erst weiter unten näher eintreten. Hier möchte ich vorerst eine überraschende Erschei-

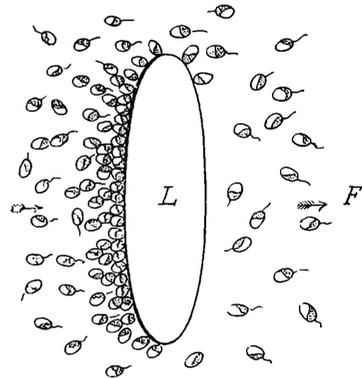


Abb. 5. Darstellung der positiven Phototaxis der Geißelschwärmer und ihrer Ansiedlung am Rande einer Luftblase. L Luftblase, F Fenster, → Bewegungsrichtung der Schwärmer.

nung, die sich dem Beobachter dieses interessanten Geißeltierchens schon bei der ersten Untersuchung aufdrängt, erwähnen.

Nach wenigen Minuten verschwinden nämlich die zahllosen Schwärmer spurlos aus dem Gesichtsfeld, und beim Verschieben des Objektträgers gelingt es uns oft nur in weitem Umkreise, einige vereinzelte Individuen zu entdecken. Erst wenn wir das ganze Präparat mit einem schwach vergrößernden Objektiv absuchen, machen wir die interessante Beobachtung, daß unsere Flagellaten fast samt und sonders bis an den äußersten Rand des Deckgläschens der Fensterseite, d. h. dem Lichte, zugestrebt sind.

4) = Farbstoffträger.

5) Von chrysos = Gold und monas = Einheit, Monade. Diese Bezeichnung hat mit dem Goldglanz unserer Wasserblüte nichts zu tun, sondern deutet einfach auf die gelben Chromatophoren hin.

Sie zeigen also in ausgesprochenem Maße das, was der Fachmann als positive Phototaxis<sup>6)</sup> bezeichnet.

Aber nicht nur das Licht übt eine große Anziehungskraft auf die kleinen Lebewesen aus, gleichzeitig suchen sie auch die Luft zu erreichen, was man am besten bei den unter einem Deckgläschen eingeschlossenen Tierchen sieht.

Daß sie mit Begierde die Luft auffuchen, ergibt sich nicht so sehr daraus, daß sich die Schwärmer am äußersten Rande des Deckgläschens, wo das Wasser direkt die Luft berührt, anhäufen, denn dort ist es eben ja auch am hellsten, sondern hauptsächlich aus dem Umstand, daß sich zahlreiche Individuen auf ihrem Wanderzuge nach Luft und Licht am Rande der da und dort im Präparat eingeschlossenen Luftinseln ansiedeln. Bemerkenswerterweise geschieht dies immer nur an derjenigen Seite, auf die sie auf ihrem Zuge nach der Lichtquelle stoßen und die nach dieser hinweist (Abb. 5). Ueinstellen und vorübergehend sieht man ein Geißeltierchen auf der dem Lichte zwar näher gelegenen, aber von ihm abgewandten Seite Station machen.

Es ist ein äußerst reizendes Schauspiel, die

<sup>6)</sup> Von phos, photos = Licht und taxis = Stellung. Phototaxis = Abhängigkeit der Stellung tierischer und pflanzlicher Organismen vom Licht. Positiv phototaktisch, wenn vom Lichte angezogen, negativ phototaktisch, wenn das Licht fliehend, also die Dunkelheit aufsuchend.

kleinen Dinger sich gegenseitig die hellsten und luftigsten Plätzchen am Rande der durch das Deckgläschen plattgedrückten Luftblase streitig machen zu sehen, während, wie bereits erwähnt, die gegenüberliegende Seite des Deckgläschens, die ihnen, wenn sie gleichzeitig mit ihrem vorderen Ende mit der Luft in Berührung sein wollen, nicht erlaubt, nach dem Lichte hinzublicken (wenn ich mich so ausdrücken darf), unbesezt bleibt.

Nach einiger Zeit tritt unter den reihenweise neben- und übereinander angeordneten Geißeltierchen, denen es gelang, dauernd Posten zu fassen, ein völliger Ruhezustand ein, wobei sie allmählich die Form einer Kugel annehmen, eine Form, die wir übrigens, wie bereits oben erwähnt, hier und da auch bei schwimmenden Tierchen finden, nur mit dem Unterschied, daß beim ruhenden Tierchen die Geißel verloren geht, dafür aber eine kaum sichtbare Schleimschicht abge sondert wird (Abb. 4g).

Dann aber geschieht mit den scheinbar schlummernden kleinen Wesen etwas gar Wunderliches. An der Grenze des Jenseits wie traumverloren einer schönern Zukunft harrend, würde der Poet sagen, gleiten sie, wie sich die Seele vom Körper löst, in ein neues, lichtvolles Dasein hinüber.

Wie sich die Sache in Prosa macht, das hat vor mir und viel genauer ein anderer beobachtet und geschildert. Davon wird später noch die Rede sein. (Fortf. folgt.)

## Beiträge zur Naturgeschichte von *Urostyla grandis*.

Von Prof. Dr. G. Stolz †. \*)

### I.

Mit 17 Abbildungen.

Daß man von den Infusionstierchen bisher mehr eine systematische Beschreibung, die der Einordnung der Tiere ins System dient, als eine eigentliche Lebensbeschreibung oder Naturgeschichte kennt, wie sie wohl von den höheren Tieren, besonders den Wirbeltieren, vorhanden ist, darf kaum wundernehmen, da diese niederen Tiere zunächst für die Allgemeinheit zu wenig Interesse haben;

dann aber auch, weil sie wegen ihrer Kleinheit nicht mit bloßem Auge beobachtet werden können, sondern besondere Instrumente nötig machen, deren Benutzung erst eine längere Übung voraussetzt. Der Beobachtung der Protozoen stellen sich also gewisse Schwierigkeiten entgegen. Hat man diese aber überwunden, so zeigt sich alsbald, daß es doch lohnt, sich solchen Studien zu widmen, daß die Aufmerksamkeit des Beobachters gefesselt wird und daß schließlich manche Infusorien auch für die Allgemeinheit ein größeres Interesse haben, als man zunächst annehmen konnte. Diese Tiere, die auf niederster Stufe stehen und eigentlich nur eine einzige Zelle darstellen, zeigen nämlich so komplizierte Lebenserscheinungen, als wären sie höher organisiert. Und diese Erscheinungen sind bei ihnen so deutlich zu beobachten und schon bei geringer Vergrößerung so genau zu erkennen und zu verfolgen, daß sie sich zu-

\*) Herr Prof. Dr. Stolz, einer unserer ältesten Mitarbeiter, hat uns diesen Beitrag kurz vor seinem Tode übersandt. Der zweite Teil der Arbeit, der in einem der nächsten Hefte erscheinen wird, ist leider nicht mehr ganz fertiggestellt worden, da der Tod dem unermüdeten Forscher die Feder aus der Hand nahm und ihn damit auch an der Weiterführung seines Plans, später die Lebensgeschichte von *Gastrostyla* und anderen Infusorien zu schreiben, hinderte. Vielleicht nimmt einer unserer Leser die Arbeit des Entschlafenen auf und führt sie weiter. Im Interesse der Wissenschaft wie der Liebhaber-Mikroskopie sind solche „Biographien“ einzelner Protozoen-Arten sehr zu begrüßen.  
Ann. d. Ned.

gleich als die Grundlagen zur Erkenntnis der Organismen überhaupt auszuweisen, auf deren Anschauung und Einsicht daher ganz besonders die biologische Wissenschaft aufbauen darf und muß. Dazu kommt, daß diese Tiere sich in ihrem Tun nicht wie höhere Tiere durch die Gegenwart des Beobachters stören und beeinflussen lassen.

Unter denjenigen Infusorien, die hier in erster Linie in Betracht kommen, nehmen die höchst organisierten Ziliaten und von diesen wieder die Hypotrichen *Urostyla* und *Gastrostyla* die hervorragendste Stellung ein.

Deshalb scheint mir eine Naturgeschichte dieser Tiere im biologischen Interesse wünschenswert und sogar notwendig. Ich will daher in Ermangelung bereits vorhandener Beschreibungen im folgenden meine eigenen Beobachtungen über *Urostyla grandis* zusammenstellen.

*Urostyla grandis* findet sich bald mehr, bald weniger häufig in stehendem Süßwasser mit Teichlinsen und Algen zusammen. Man trifft das Tierchen aber auch in Infusionen. Daß es darin zu leben vermag, ist infowegen wichtig, als es sich gerade dadurch zur Massenzüchtung eignet und damit eine andauernde Beobachtung seiner Lebenserscheinungen ermöglicht. Die Gestalt des Tierchens ist, wenn es noch wenig Nahrung aufgenommen hat, länglich eiförmig (etwas mehr als doppelt so lang wie breit), am Kopfbende leicht verschmälert, am hinteren Ende etwas abgerundet und dann dort noch häufig kurz zugespitzt (vgl. Abb. 1). Doch ändert sich die äußere Form oft bis zur Kugel (z. B. durch Nahrungsaufnahme), so daß man eigentlich von einer bestimmten Gestalt kaum sprechen kann, zumal auch das junge Tier meist recht lang und schlank und nach hinten stark zugespitzt erscheint. Die Farbe ist bei auffallendem Licht gelblich, bei durchfallendem wasserhell durchsichtig. Die Größe beträgt etwa 150 bis 300  $\mu$  und auch mehr, so daß die Tiere also mit der Lupe schon erkennbar sind. Der Rücken ist stark gewölbt, nach hinten mehr wie nach vorn, der Bauch flach und mit mehreren schlecht zu zählenden Reihen starker Zilien (Zirren) besetzt, die auch am Rande ringsum stehen, den Rücken aber freilassen (s. Abb. 2). Dann fallen besonders die Stirnzirren und die Afterzirren auf, die ziemlich kräftig erscheinen, sowie die am Munde stehenden, das Peristom bildenden, kammförmig parallel gestellten Zirren, die dem am vorderen Ende bis zur Mitte reichenden Munde das Aussehen eines geschlossenen, gezähnten Krokodilraches geben (adoraler Wimperbogen). An der anderen Seite des Mundes befindet sich eine undulierende Membran, die bei den kugelförmig aufgeblähten Tieren besonders gut zu erkennen ist. Schwimmt das Tier in einem freien Tropfen auf dem Objektträger, so kehrt es meist den Rücken nach oben, den Bauch mit den Zirren nach unten, also den Mund ebenfalls nach unten. Die Mundöffnung ist vorne breit gerundet und spitzt sich nach der Mitte des Körpers zu.

Liegt das Tier mit dem Hinterende auf dem Beobachter zu, so ist links vom Beobachter die linke Seite des Tieres; an dieser Seite sieht man nahe dem Rande, etwa am Ende des Peristoms, einen hellen Punkt, der ab und zu verschwindet und in Zwischenräumen von etwa 15 Sekunden wieder erscheint. Dies ist die kontraktile Vakuole,

ein kugliger Hohlraum, der mit ausgeschiedener, wässriger Flüssigkeit gefüllt wird, die er dann in bestimmten Abständen rhythmisch pulsierend nach außen entleert. Zu diesem Hohlraum führen zwei Kanäle, die gewöhnlich nicht zu sehen sind, aber z. B. dann deutlich erscheinen, wenn das Tier unter dem Deckglas einem gelinden Druck ausgesetzt wird.

Die Masse, aus der der Körper des Tieres besteht, ist gallertartig, schleimig, weich, zäh, fadenziehend, klebrig und elastisch. Im Innern als Entoplasma weicher und flüssiger und nach außen als Ektoplasma zäher und fester. Das Ektoplasma bedeckt das weichere Innere und schützt es, ist aber nach außen hin ohne eine eigentliche Oberhautschicht. Das Plasma besteht aus kleinsten Fetttropfchen und anderen Körperchen, auch Kristallen, die in eine scheinbar homogene schleimige Grundmasse eingebettet sind. Die Kristalle liegen meist im Ektoplasma und sind doppeltbrechend, so daß man sie im polarisierten Lichte wie glitzernde Funken aufleuchten sieht. Außerdem kann man unter besonders günstigen Umständen schon am lebenden Tiere, manchmal sogar am vollgefressenen, an der linken Seite, nahe der Wimper, eine Reihe von 8—10—12 hellen Kügelchen unterscheiden, die miteinander in Verbindung zu stehen scheinen und den Zellkern (Nukleus) darstellen, der also hier aus vielen Teilen besteht, so daß es aussieht, als sei eine Kette von Kernen vorhanden (vgl. Abb. 3). Sehr häufig indessen bleibt der Kern am lebenden Tiere dem Beschauer verborgen, obgleich er stets vorhanden ist. Durch Reagenzien kann er aber immer nachgewiesen werden, indem man das Tier tötet und färbt.

Die Tatsache, daß das Plasma weich und beweglich und das Tier ohne eigentliche Oberhaut ist, macht die große Veränderlichkeit der Körperform und die leichte Beweglichkeit und Geschwindigkeit des Körpers, der sich ausgiebig zu biegen und zu schmiegen vermag, ohne weiteres verständlich.

Aus dem Plasma heraus entstehen auch die Zilien oder Zirren, die kurze, haar- oder borstenförmige Gebilde darstellen, von denen meist ein Teil, seltener alle zugleich, sich in fortwährender hin- und herschlagender, nicht kriechender Bewegung befinden und vermittelt deren das Tier sich weiterbewegen, d. h. schwimmen, kriechen, laufen, gleiten, klettern, sich drehen und wälzen kann. Aber auch zum Taften und Heranstrudeln von Nahrung dienen sie. Die Fortbewegung von *Urostyla* geschieht ziemlich langsam und ruhig, manchmal rückwärts, aber meist vorwärts, wobei das Tier mit dem Munde schnüffelnd und wie nach Nahrung suchend umhertastet. Meist bewegt sich, wie gesagt, nur ein Teil der Zirren, bald die einen, bald die andern, wie es der gewünschten Bewegung entspricht, während die Mundzirren immer tätig bleiben. Vermittels der Bauchwimpern, die es wie Füße benutzt, kriecht das Tier auf im Wasser befindlichen festen Körpern (Haaren, Zoogloen, Algen, Pflanzenresten, sonstigem Detritus usw.) umher und vermag dabei den Körper in außerordentlichem Maße zu biegen, zu wölben und hochzukrümmen (vgl. Abb. 4).

Während seiner Bewegung im Wasser ist *Urostyla* dauernd in einen Schleimmantel gehüllt, den man sichtbar machen kann, wenn man

einige Tiere in ein Tröpfchen chinesisches Zusche bringt. Gern scheinen sie nicht hineinzu schwimmen, denn sie versuchen immer wieder, ins Helle zu kommen. Schwimmen sie aber hindurch, so sieht man, wie sie einen schleimigen Faden mit Zuscheförpchen hinter sich herziehen. Auch an den Seiten sondern sie Schleim ab, und wenn mehrere sich an einer Stelle zusammenfinden, so bildet sich sehr bald aus Schleim und Zusche ein schwarzer Ballen, um den und durch den die Tiere dann ihr „Spiel“ treiben.

Auch scharfgerandete, aber wasserklare Sarkodetropfen werden zeitweilig abgeschleiden, mit denen die Tiere, wie mit Blasen an den Seiten des Körpers behaftet, umherzuschwimmen. Die Blasen können wieder verschwinden, aber auch wieder entstehen. Ihre Flüssigkeit mischt sich aber mit derjenigen der Umgebung nicht, sondern hebt sich am Rande scharf davon ab und besitzt auch andere Lichtbrechung.

Die Nahrung von *Urostyla* besteht meist aus anderen Infusorien, aber auch Nädertiere werden angefallen und selbst die eigene Art wird nicht verschont, denn *Urostyla* ist ein sehr gefräßiges Tier, ein richtiges Raubtier der Kleinlebewelt. Es frißt gerne *Kolpidien* und *Paramäziden*, welchen Vorgang man bei der Größe der Tiere sehr schön beobachten kann. Auch *Chilodon*, *Coleps*, *Colpoda* und *Glaucoma* werden gefressen, ja vereinzelt sogar *Euglenen* und *Diatomeen* und gelegentlich ausnahmsweise auch *Vortizellen*. Die Nahrung wird hineingewürgt und hineingesaugt, denn man kann oft genug beobachten, daß sich vor dem eingeschluckten Infusor ein scheinbar leerer, abgegrenzter Raum befindet, in dem es sich noch lange bewegt. Wenn genügend *Kolpidien* vorhanden sind, so wird der Körper völlig damit vollgepfropft. Oft kann man 30 und mehr *Kolpidien*, die dann als Kugeln erscheinen, im Leibe von *Urostyla* zählen, aber immer noch ist der Räuber nicht gesättigt und immer noch findet ein weiteres *Colpidium* Platz, trotzdem der Körper von *Urostyla* schon ganz gerundet ist und an der Oberfläche lauter Beulen herausgedrückt sind, so daß das Tier aussieht, wie ein gestrickter Sack, den man nach Möglichkeit mit Ballen vollgepfropft hat (vgl. Abb. 5). Im übrigen scheinen die Tiere bei ihrer Ernährung wesentlich dem Zufall überlassen zu sein, da sie nur blindlings umhertasteten und als Beute lediglich solche Infusorien erfassen, an die sie zufällig mit dem Maul stoßen und die dann ruhig liegen bleiben und nicht etwa sich eilig bewegen und vorbeischlüpfen, oder gar durch hastige Bewegung den Räuber zurückschrecken. Ein Vorteil für die *Urostylen* ist dabei, daß sowohl *Kolpidien* wie *Paramäziden* sich gern zu Haufen sammeln und sich dann verhältnismäßig ruhig verhalten, so daß der Räuber, der sich mit Vorliebe in der Nähe solcher Massen aufhält, dort stets reiche Beute findet. Bei *Paramäziden*, die ja meist ebenso lang, oft sogar länger sind als die *Urostylen*, die aber sehr gern verzehrt werden, nimmt das Verschlucken viel mehr Zeit in Anspruch und kostet große Kraftanstrengung. Bewältigt wird der Bissen aber doch, und es ist höchst interessant, zu sehen, wie er ruckweise hineingewürgt wird (vgl. Abb. 5a und 5b). Im Innern wird dann das Pantoffeltierchen zu einer Kugel zusammengedrückt und oft bald ein neues in Angriff genommen. Man

findet nicht selten drei solcher Kugeln in einem *Urostyla* (Abb. 5c). Auch kleinere Exemplare wagen sich an große *Paramäziden* (Abb. 6) und werden dann von diesen im Tropfen umhergezogen, ohne daß sie deshalb loslassen. Oft genug können sie aber die Beute nur etwa zur Hälfte in ihrem kleineren Körper unterbringen (vgl. Abb. 7) und müssen sie dann schließlich doch wieder fahren lassen; gelegentlich halten sie sie aber trotzdem fest und schwimmen dann mit der zum Teil herausragenden Beute (s. Abb. 8) lange im Tropfen umher. Nicht selten fassen auch zwei *Urostylen* dasselbe *Paramäzium* an verschiedenen Enden an und schlingen, soviel sie vermögen, hinein (s. Abb. 9). Sie zerran dann einander hin und her, bis schließlich die eine Partei das eingeschluckte Stück wieder herausgibt, so daß die andere die Beute verschlingen kann. Einmal hatte ein Tier ein *Paramäzium* zu  $\frac{3}{4}$  eingeschluckt und ein zweites das restliche Viertel, ohne daß trotz langen Hin- und Herbewegens eines nachgeben wollte. Endlich gelang es dem ersten aber doch, das zweite zu ermüden und ihm das letzte Viertel zu entreißen. In diesem Augenblick packte ein gerade vorbeikommendes drittes *Urostyla* das noch hervorragende Viertel an, laugte es ein, zerrte mit frischen Kräften daran herum, zog dem ermüdeten ersten die sauer erworbenen  $\frac{3}{4}$  wieder aus dem Schlunde heraus und verschlang sie schnell. An losgelassener Beute scheint eine gewisse Witterung haften zu bleiben, welche andere Räuber derselben Art sogleich anzieht, wenn sie in die Nähe kommen.

Sehr interessant ist es auch, wenn ein *Paramäzium* gefressen wird, das sich steif und gerade hält und sich durchaus nicht zur Kugel ballen will (s. Abb. 10). Dann geschieht es nicht selten, daß das Opfer unter dem Würgen und Drücken des Räubers durch dessen Ektoplasma hindurchgedrückt wird, an der Seite mit der Spitze hervortritt und nach einigen Bemühungen, unterstützt durch den Druck des *Urostyla*, völlig herauskommt und wegschwimmt. Sogar ein mitten in einem *Urostyla* verkürzt liegendes *Paramäzium*, das sich noch fortwährend um seine Achse drehte, hatte schließlich, vielleicht infolge dieser anhaltenden Drehung, eine Öffnung gebohrert, durch die es herauskam, kurze Zeit ruhig liegen blieb und dann weiter schwamm. Im Kulturtropfen drängen sich oft neu eingesetzte *Paramäziden* so dicht an den Rand, daß sie mit einem Ende an-trocknen. Faßt dann ein *Urostyla* das freie Ende und schluckt es ein, so kann der Räuber trotz aller Anstrengungen sein Opfer weder losreißen noch zerreißt und muß, wenn er sich lange genug geplagt hat, das eingeschluckte Ende wieder freigeben.

Manchmal sieht ein *Urostyla*, wenn es ein großes *Paramäzium* gefressen und in sich zur Kugel geballt hat, gedunsen und durchsichtig aus, wie eine Seifenblase, so daß man die dichtere und etwas dunklere Kugel im Innern liegen sieht (Abb. 10a). Bei solchen Tieren kann man in geeigneter Lage die Bauchziren ziemlich gut sehen und auch erkennen, daß sich an der einen Mundseite statt der Ziren eine schwingende Membran befindet.

In Ermangelung anderer Infusorien wird die eigene Art in Form von kleineren Tieren oder auch von Zysten gern als Nahrung genommen.

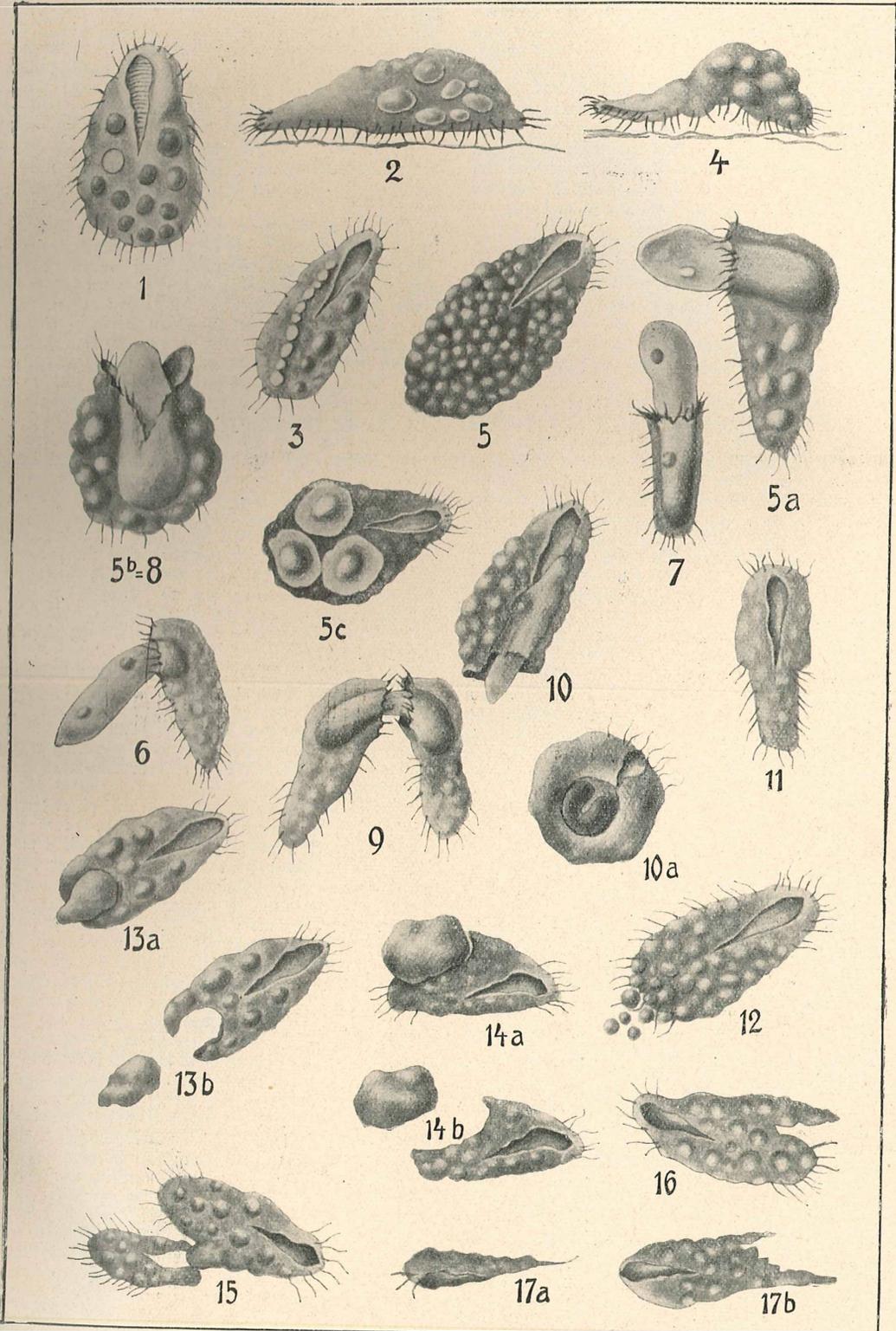


Abb. 1-17. Wie *Urostyla grandis* sich fortbewegt und frisst; Erläuterungen der einzelnen Abbildungen im Text.

Gelegentlich sah ich, daß bei einer solchen erfolgten Teilung eines *Urostyla* das eine Tochtertier von einem großen Freißer verschluckt wurde. Ein anderes mal war die Teilung noch nicht vollendet, als das eine Tochtertier verschluckt wurde; das zweite Tier hing dem Räuber noch lange am Teilungsfadern aus dem Maule heraus, ohne daß er es trotz vieler Mühe beseitigen konnte. Wird von einem *Urostyla* ein anderes Tier derselben Art gepackt und eingeschluckt, das zu groß ist, als daß es ganz bewältigt werden könnte und das infolgedessen wieder freigegeben wird, so bleibt dessen verschluckt gewesener Teil noch lange schmaler und scharf gegen den anderen Teil abgesetzt (Abb. 11).

Auch Zysten der eigenen Art werden gefressen, besonders so lange sie noch ziemlich weich sind, oder wenn ein Teil des Plasma, wie es manchmal vorkommt, durch irgendwelche Umstände in gut begrenztem Zusammenhang aus der Zyste herausgetreten ist.

Vortizellen werden nur ausnahmsweise verschluckt und schließlich meistens wieder herausgegeben, da *Urostyla* den Faden, mit der jene festhängen, nur selten abzureißen oder zu zerreißen vermag. Von einem mit langem Faden freischwimmenden Glockentierchen war der Körper verschluckt worden; der Faden aber hing lang heraus und zog sich ab und zu spiralförmig zusammen. Als *Urostyla* den Faden nach längerer Bemühung nicht beseitigen konnte, gab es die Vortizelle wieder heraus, die kurze Zeit liegen blieb und dann weiter schwamm.

Besonders interessant ist es, wenn ein *Urostyla* ein *Chilodon uncinatus* angreift. Dieses kleine Tierchen, das am Bauche ganz flach, am Rücken hochgewölbt ist, scheint sich mit der Bauchseite an Glase festhängen zu können. *Urostyla* versucht nun zwar ziemlich lange, es loszureißen, vermag es aber nicht und schwimmt endlich davon. Kommt dann ein anderes *Urostyla* an dem *Chilodon* vorbei, so packt es dieses ebenfalls sofort an, gerade als ob das erste eine Witterung an ihm zurückgelassen hätte. So packen oft mehrere *Urostylen* nacheinander zu und bemühen sich erfolglos, das kleine Insekt loszureißen. Wie schon erwähnt, scheint eine solche Witterung an allen wieder ausgetretenen Tieren zu haften.

Auch die rückweisen Schlingbewegungen beim Verschlingen (z. B. von Kospidien oder Paramazien) scheinen auf benachbarte *Urostylen* anregend zu wirken, so daß diese oft das Opfer vom anderen Ende her angreifen oder auch wohl den Räuber selbst anfallen, allerdings meist ohne Erfolg.

Sehr hübsch sieht es aus, wenn man hungrige *Urostylen* mit solchen Kospidien oder Paramazien füttert, denen man vorher chinesische Tische gegeben hat, und die nun voller kleiner schwarzer Kugeln und Punkte sind.

Je mehr die *Urostylen* fressen, desto dunkler erscheinen sie im durchfallenden Lichte. Sind sie voller Kospidien, die sich zu Kugeln abgerundet haben, so rücken diese allmählich nach hinten; sie werden dabei durch den Verdauungsakt immer mehr ausgefressen und immer kleiner, bis sie am Hinterende des *Urostyla* anfangen und dort nach und nach einzeln oder klumpenweise nach außen entleert werden (Abb. 12). Dies geschieht etwa in der Mitte des Hinterrandes auf der Rückenseite,

und zwar immer ziemlich an derselben Stelle, so daß man dort einen Ausführungsangang annehmen hat, der aber nicht sichtbar ist. Bei kleineren Nahrungsbällen (von Kospidien herrührend) geschieht die Entleerung ziemlich leicht. Es gehen dann lockere, gelegentlich traubenförmige Granulationen ab, die entweder liegen bleiben oder erst nach längerer Zeit an dem vom Tiere abgeforderten Schleim hängen, um später durch Abstreifen an Gegenständen beim Schwimmen entfernt zu werden.

Wenn Paramazien gefressen worden sind, so ist die nach hinten rückende Kugel der unverdaulichen Reste verhältnismäßig groß und läßt sich nicht so leicht entfernen; das Tier muß sich vielmehr große Mühe geben, sie loszuwerden. Es bleibt dann ziemlich auf derselben Stelle und rückt unruhig hin und her, bis es endlich den Ballen so weit vorgehoben hat, daß es ihn hinausdrücken kann (Abb. 13a). Dies gelingt aber nicht, ohne daß gleichzeitig eine ziemlich Menge Plasma mit abreißt und ein großer Riß am Hinterteile entsteht, so daß das Hinterende zwei Seitenzipfel bildet (Abb. 13b), an denen sich der Ballen noch lange hält; er kann erst mit vieler Mühe durch Hin- und Herschwimmen und Abreiben an anderen Körpern beseitigt werden. Die ziemlich gefährlich aussehende Prozedur scheint dem Räuber trotz des großen Risses im Körper nicht zu schaden. Das Plasma schließt sich ziemlich schnell durch Erhärtung nach außen hin ab. Das Tier aber schwimmt wie gewöhnlich umher, frißt auch bald wieder und nimmt nach und nach seine geschlossene Gestalt wieder an.

Ein anderes Tier war eine mitten auf dem Rücken durch Paramazienreste gebildete große Beule mit dem daranhängenden Plasma ab (Abb. 14a und b) und schwamm dann flott weiter, nachdem es vorher eine Zeitlang ziemlich ruhig gelegen und nur mit dem Körper hin- und hergerückt hatte.

Bei solchen Tieren, die die Gestalt einer durchscheinenden Seifenblase mit innen sichtbarer Paramazienkugel angenommen haben, zerfließt meist nach andauerndem Hin- und Herrücken der halbe Hinterleib in eine schleimige Flüssigkeit und wird mit der Kugel zugleich abgestoßen. Auch in diesem Falle regeneriert sich das Tier allmählich wieder. Überhaupt besitzen die *Urostylen* ein bedeutendes Regenerationsvermögen, was man auch noch durch andere Versuche bestätigt findet. Bringt man nämlich ein Tier unter ein Deckglas und übt einen gelinden Druck darauf aus, so daß das Tier als dünne, breite Platte erscheint, so nimmt es beim Nachlassen des Drucks sogleich seine frühere Gestalt wieder an und schwimmt bald ruhig weiter. Selbst wenn der Körper durch zu starken Druck gerissen ist, wird der Schaden beim Nachlassen des Drucks in ziemlich kurzer Zeit beseitigt. Man erkennt hierbei zugleich, daß das Plasma außerordentlich zäh ist. Es gelingt nämlich manchmal, das Tier durch einen auf die Körpermitte ausgeübten Druck so fest anzupressen, daß das Ektoplasma an dieser Stelle durchbrochen wird und ein Loch entsteht, an dessen Rändern ein Teil des Plasmas am Glase festklebt. Läßt der Druck nach, so dauert es lange Zeit, ehe das Tier sich trotz größter Anstrengung losreißt oder den Plasmastrang, der es festhält, zerreißen kann,

selbst wenn dieser nur ein ganz dünnes Fädchen ist. Ist das Tier aber losgekommen, so schließt sich die Wunde bald, und die frühere Gestalt wird wieder hergestellt.

Wird das Tier unter dem Deckglas nur mäßig gedrückt, so kann man nicht selten die zwei zur Wakuole führenden Kanäle, die parallel zur Längsachse, der eine nach vorn, der andere nach hinten, verlaufen, entstehen und vergehen (pulsieren) sehen.

Wenn sich bei den Urostylen auch Gastrostylen befinden, deren Form viel weniger veränderlich ist, so fallen diese, wenn kein anderes Futter vorhanden ist, gern die ersteren an und versuchen, sie einzuzüchtigen. Es gelingt ihnen dann wohl, einen Teil spitzzipflig auszzuziehen und einzu-

schlucken (Abb. 15), indessen können sie wegen der Zähigkeit des Plasmas nichts abreißen und müssen ihr Opfer bald wieder freilassen. Dann bleibt dieser Zipfel am Urostyla noch längere Zeit deutlich erhalten (Abb. 16).

Abgerissene, mehr oder weniger große Stücke bewegen sich mit Hilfe ihrer Zilien im Tropfen umher. Größere Stücke mit Kern regenerieren sich dabei wieder, kleinere, ohne Kern, gehen allmählich zugrunde (Abb. 17a und b).

Verdunstet das Wasser langsam, oder bringt man eine abtötende Substanz zum Tropfen — etwa Essig- oder Zitronensäure —, so zerfließen die Urostylen vollständig, und es bleibt nur ein mehr oder weniger körniges Gerinsel zurück.

## Mikroskopisches vom Zimt und seinen Verfälschungen.

Von Dr. Peter Pooth.

Mit 2 Abbildungen.

Der Zimt kommt in zwei Formen im Handel vor, in manchmal ziemlich langen zusammengerollten Stangen, die man als Stangenkaneel bezeichnet, und in Gestalt eines mehr oder weniger feinen, aromatisch duftenden Pulvers. Gewonnen wird der Zimt vom Zimtbaum, und zwar stellt er dessen getrocknete, vom äußeren Periderm befreite Rinde vor. Nach Güte und Herkunft unterscheidet man drei Haupthandelsarten. Die feinste ist der Zeylonzimt, den man schon äußerlich an den vielfach ineinander gerollten, dünnen, leichtzerbrechlichen bräunlichgelben Stangen erkennt. Diese vornehmste Sorte, die man erhält, wenn man die innere Bastrinde der jüngeren Zweige von *Laurus Cinnamomum* L. löst und trocknet, findet man vorzugsweise in den Apotheken. Im Haushalt wird hauptsächlich der chinesische Zimt benutzt, der durch Abschälen der älteren Zweige der *Cinnamomum Cassia*-Blume gewonnen wird. Die geringste Sorte ist der Malabarzimt, der in wenig gerollten, bald längeren, bald kürzeren rotbraun gefärbten Stücken in den Handel kommt und im wesentlichen aus den nur flüchtig geschälten Rinden minderwertiger Zimtarten besteht. Zur Fabrikation des Zimtpulvers werden vorwiegend die beim Schälen und Trocknen des Stangenzimts abfallenden kleineren Stücke, die man „Chips“ nennt, benutzt, und zwar öfters alle drei Sorten durcheinander.

Die mikroskopische Untersuchung des Zimts ist eine Beschäftigung, deren sich der Nahrungsmittelchemiker des öfters unterziehen muß. Dabei kommt hauptsächlich das Pulver in Betracht, das, wie übrigens fast alle pulverförmigen Ge-

würzarten, ungemein häufig verfälscht wird, und zwar vielfach in so raffinierter Art, daß schon langjährige Übung dazu gehört, die Verfälschung zu erkennen.

Die folgenden Zeilen sollen uns mit den mikroskopischen Methoden bekannt machen, die den Fachmann befähigen, derartige Verfälschungen aufzudecken. Indessen sei von vornherein betont, daß die Kenntnis dieser Methoden uns noch nicht befähigt, ein Zimtpulver einwandfrei zu beurteilen, denn um ein abschließendes Urteil fällen zu können, genügt die einfache Beobachtung im Mikroskop keineswegs. Vielmehr müssen noch chemische Untersuchungen hinzutreten, insbesondere Aschenanalysen und ähnliches mehr.

Um uns zunächst ein Bild von der Struktur der Zimtrinde zu verschaffen, besorgen wir uns aus einer Apotheke etwas Zimt in Stangen- und Pulverform. Da der anatomische Bau der verschiedenen Zimtarten ziemlich große Übereinstimmung zeigt (vgl. Abb. 1 u. 2), kann ich mich hier auf allgemeinere Angaben beschränken.

Als erstes Präparat stellen wir einen Querschnitt durch eine Zimtstange her. Das Schneiden des ziemlich spröden Materials ist manchmal recht schwierig. Da wir jedoch in den weitaus meisten Fällen genötigt sind, das Präparat aufzuhellen, so können wir uns das Schneiden durch vorheriges Durchfeuchten eines Stückchens Zimt erleichtern. Eine gute Aufhellungsmöglichkeit für fast alle Gewürze ist eine Lösung von Chloralhydrat in Wasser, und zwar im Verhältnis 8:5. In dieser Chloralhydratlösung lassen wir einige zentimetergroße Stückchen Stangen-

zint eine Zeitlang liegen und versuchen dann, möglichst dünne Querschnitte herzustellen. Zur Beobachtung unter dem Mikroskop betten wir sie in etwas Wasser ein, bedecken mit einem Deckgläschen und wenden 90—100fache Vergrößerung an. Wir werden dann zunächst eine dünne Außenschicht ziemlich derbwandiger, flacher Korkzellen erblicken,<sup>1)</sup> auf die das mit Steinzellen durchsetzte Parenchym der Mittelrinde folgt. Eine fortlaufende Kette von Steinzellen und Bastfaserbündeln trennt das Parenchym der Mittelrinde vom Bastparenchym, das von Markstrahlen mehrfach durchbrochen wird. Im Bastparenchym liegen an verschiedenen Stellen die N- und Schleimzellen eingebettet, die bisweilen sehr kleine Kristalle von oxalsaurem Kalk enthalten.

Bei einem Tangential- oder einem Längenschnitt, der auf die gleiche Weise hergestellt wird, treten die Steinzellen und Bastfaserbündel, sowie die Siebröhren, die das Bastparenchym durchziehen, besonders schön hervor. Die leitenden Gewebe sind braun gefärbt, während die Bastfasern und Siebröhren ungefärbt erscheinen.<sup>2)</sup>

Sind wir über den anatomischen Bau der Zimtrinde im klaren, so gehen wir an die Beobachtung des Zimtpulvers heran. Um ein Präparat herzustellen, helfen wir etwas Zimtpulver in Chloralhydrat auf und bringen eine Spur davon in einen auf einem Objektträger befindlichen Tropfen Wasser oder Glycerin. Bei etwa 100facher Vergrößerung betrachtet, zeigt uns das Präparat deutlich die isolierten, langgestreckten Bastfasern und Siebröhren, untermischt mit Steinzellen, deren Wände von verästelten Porenkanälchen durchzogen sind, und mit parenchymatösem Gewebe; ferner sehen wir Zellen, die Stärke oder Schleim enthalten, andere, die mit einer bräunlichen Masse angefüllt sind und je nach der Qualität des Pulvers hier und da auch Korkzellen (vgl. Abb. 1 u. 2).

Es empfiehlt sich, recht viele derartige Pulverpräparate herzustellen und einige Zeichnungen davon zu machen, damit man sich das Bild des unverfälschten Materials recht genau einprägt. Um Dauerpräparate zu erhalten, schließt man entweder in Glyceringelatine oder in Kanadabalsam nach vorhergehender Entwässerung ein.

Auf welche Weise kann nun das Zimtpulver

<sup>1)</sup> Haben wir echten Zeylonzint erhalten, so fehlen die Korkzellen gänzlich.

<sup>2)</sup> Wollen wir die Präparate aufbewahren, so brauchen wir sie nur in Glyceringelatine einzuschließen. Bessere Dauerpräparate erhalten wir jedoch, wenn wir die Schnitte entwässern und sie dann in Kanadabalsam einlegen.

verfälscht werden? Zunächst dadurch, daß man eine edlere Sorte mit einer minderwertigeren vermischt, ein Fall, zu dessen Erkennung unbedingt langjährige Übung und vor allem eingehende Kenntnisse des anatomischen Baues der verschiedenen Zimtarten gehört, den wir daher nicht in den Bereich unserer Untersuchungen ziehen können. Ebenso schwer erkennbar sind Verfälschungen durch fremde Rinden. Aber die Reihe der Fälschungsmittel ist damit noch lange nicht erschöpft, hat man doch im Zimtpulver u. a. gemahlenes Sandelholz, Mandelklee, Mehl, Zwieback, geriebene Brotkrumen, Matta (= Hirsespelzenmehl), Zucker, Ocker, Sand und — selbst gemahlenes Zigarrenkistenholz feststellen können, woraus sich ohne weiteres ergibt, daß die Musterkarte der Zimtfälscher recht reichhaltig ist.

Um uns mit dem Aussehen verfälschten Zimts bekannt zu machen, pfuschen wir am besten den Herrn Fälscher ein wenig ins Handwerk und fälschen unsere Präparate selbst. Da wir ja zu unserer eigenen Belehrung arbeiten, übertreiben wir die Fälschung zuerst etwas, damit wir das Verfälschungsmittel gut erkennen können, und mischen etwa gleiche Teile Zimtpulver und Fälschungsmittel (eine der oben angeführten Substanzen) in einem kleinen Porzellanmörser recht innig miteinander. Sind wir später etwas geübt geworden, dann können wir den Prozentatz der Verfälschung nach und nach immer weiter herabsetzen und uns so überzeugen, daß einem geschulten Auge selbst geringe Mengen Fremdkörper kaum entgehen.

Wir beginnen mit dem Hirsespelzenmehl, der sog. Zimmatta, stellen uns eine Mischung aus gleichen Teilen Matta und Zimtpulver her und betrachten ein wenig davon in einem Tröpfchen Glycerin bei etwa 100facher Vergrößerung. Wer das Bild des unverfälschten Pulvers noch im Gedächtnis hat, wird auf den ersten Blick erkennen, daß hier etwas „faul in Staate Dänemark“ ist. Neben den Gewebeteilen des echten Zimtpulvers liegen allerlei fremde Zellen und Zellstücke, z. B. von Treppengefäßen durchsetztes Parenchym, mit einem roten Farbstoff angefüllte Zellen der Fruchthaut der Spelzen, Kleberzellen, Stärkemehlförmchen, wellenwandige Tafelzellen und verholzte, durch Lüpfel charakterisierte Fasern. Das Mikroskop verrät uns also die grobe Verfälschung auf den ersten Blick.

Ebenso ist eine Mischung von Zimtpulver und gemahlenem Sandelholz leicht als verfälscht zu erkennen. Zunächst fällt die leuchtend rote Färbung der Sandelholzteilchen auf, ferner sind

die sechseckigen, mit Hoftüpfeln versehenen Gefäße, die eigentümlich geformten Bastzellen, die

erkennen. Ähnliche Merkmale besitzt auch das Laubholz, doch sind dessen Gefäße auf der ganzen Oberfläche getüpfelt, während das Nadelholz nur eine oder zwei Reihen Tüpfel zeigt.

Diese Untersuchungen leiten uns zu einem scheinbar idealen Zimtpulververfälschungsmittel, zu den geriebenen Zigarrenkistenbrettchen, hinüber. Aber auch diese Verfälschung ist nicht schwer zu erkennen, denn dem zur Fabrikation der Zigarrenkisten benützten Holz von *Cedrela odorata* L. sind Gefäße eigentümlich, deren Tüpfel sechseckig besetzt sind; ferner finden sich in den Markstrahlen vielfach Zellen, die große Kristalle von Kalziumoxalat enthalten. Alle diese Merkmale fehlen dem Zimtpulver gänzlich!

Daß man Zusätze von Mehl, geriebenem Zwieback oder Brotrinden ohne weiteres unter dem Mikroskop herausfinden kann, ist selbstverständlich. Ebenso liegt die Sache bei der Verfälschung mit Ocker, dessen Körnchen unter dem Mikroskop als dunkle, undurchsichtige, mehr oder weniger scharfkantige Brocken erscheinen. Sind

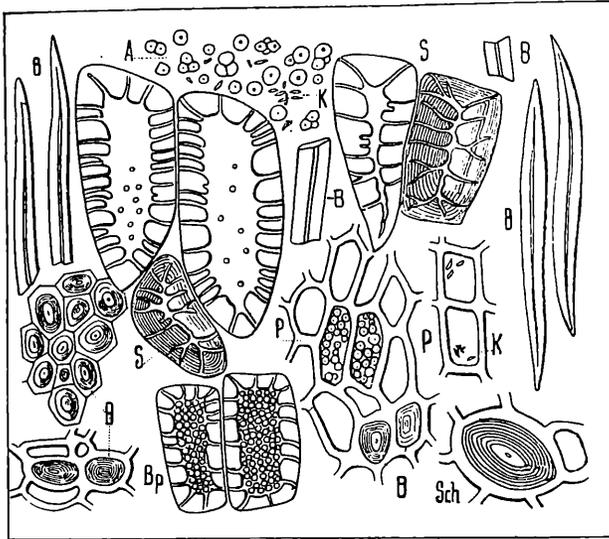


Abb. 1. Gewebeteile des Zeylonzimts.  
A Stärkeförner, B Bastfasern, K Kristalle, S Steinzellen, P Parenchym,  
Bp Bastparenchym mit Inhaltstoffen, Sch Schleimzellen.  
(Nach Erdmann-König, Warenkunde.)

breiten Parenchymzellen ohne weiteres als dem Zimtpulver fremde Elemente erkennbar.

Haben wir uns durch die Beobachtung einer Reihe von verschiedenen weit getriebenen Verfälschungen mit Zimtmatta und Sandelholz eine gewisse Fertigkeit in der Feststellung der beiden Substanzen erworben, so gehen wir weiter und mischen das Zimtpulver mit Mandelkleie, d. h. mit den zerstoßenen Schalen der Mandel Frucht. Diese Schalen sind vor allem durch große, braune, vielfach ovale Zellen mit sehr starken Wandungen charakterisiert; daneben finden sich dünnwandige, mandelförmige, punktierte Zellen und zarte, nicht abrollbare Spiroiden.

Ein Kapitel für sich bilden die Verfälschungen des Zimtpulvers mit verschiedenen Holzarten. Wenn wir diese Verfälschungen nachahmen wollen, stellen wir uns das nötige Holzmaterial am besten so her, daß wir ein Stück des betreffenden Holzes mit einer nicht zu großen Feile bearbeiten, den Feilstaub aufammeln und mit dem Zimtpulver mischen. Nadelholzpulver gibt sich uns unter dem Mikroskop durch die getüpfelten, spindelförmigen Tracheiden und die sich im rechten Winkel kreuzenden Markstrahlen zu

Mikroskop als dunkle, undurchsichtige, mehr oder weniger scharfkantige Brocken erscheinen. Sind

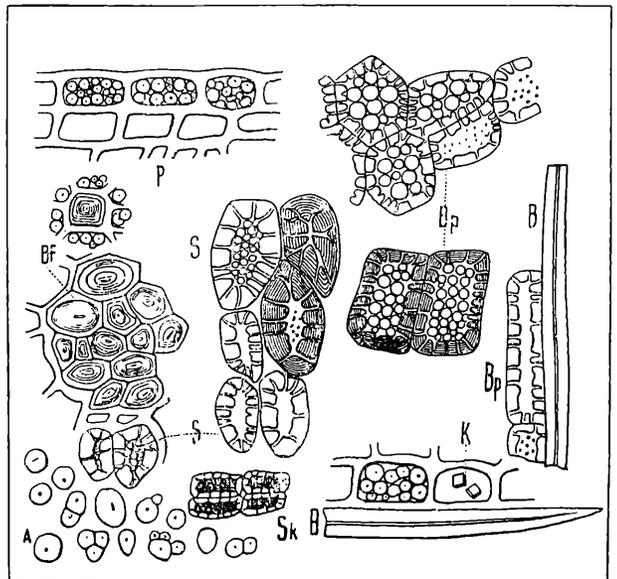


Abb. 2. Gewebeteile des chinesischen Zimts.  
Bf Bastfasern, Sk sklerenchymatische Fortzellen; übrige Bezeichnungen wie bei Abb. 1.  
(Nach Erdmann-König, Warenkunde.)

wir im Zweifel, ob diese Brocken wirklich von Ocker herrühren, so brauchen wir das Zimtpulver nur in einem Gläschen mit ein wenig Wasser aufzuschlämmen. Das mineralische Ockerpulver

sinkt vermöge seiner Schwere zu Boden, während das Zimtpulver an der Wasseroberfläche schwimmt. Stellt man also aus dem auf der Wasseroberfläche schwimmenden Material ein mikroskopisches Präparat her, so müssen daraus die dunklen Brocken ziemlich verschwunden sein.

Will man es zu größerer Gewandtheit in der Untersuchung von Zimtverfälschungen bringen (was ja für den Privatgebrauch hin und wieder wertvoll sein kann), so schlägt man am besten folgenden Weg ein: Nachdem man sich mit den Bildern, die die verschiedenen Zusatzmittel bieten, gehörig vertraut gemacht hat, läßt man von einem Bekannten Mischungen von Zimtpulver mit den verschiedensten Fälschungsmitteln anfertigen und versucht, das angewendete Mittel zu erkennen. Praktisch ist es, vorher einfache Bleistiftskizzen der sich im Mikroskop darbietenden Bilder der verschiedenen Zusätze zu machen, natürlich unter Betonung der besonders hervorstechenden Merkmale. Man wird erstaunt sein, zu sehen, in wie kurzer Zeit man sich in der zuerst so schwierig erscheinenden Kunst, in einem Zimtpulver fremde Beimischungen nach „Art und Nam“ sicher zu erkennen, ausbilden kann.

Sollte es aber dem einen oder anderen meiner Leser einmal passieren, daß ihm eine Handelsware beim Betrachten unter dem Mikroskop verdächtig erscheint, so darf er trotzdem nicht ohne weiteres den Stab über seinen Lieferanten brechen. Denn abgesehen davon, daß der Zwischenhändler bei solchen Verfälschungen in den weitaus meisten Fällen gar nicht der schuldige Teil ist, berechtigt uns eine bloße Betrachtung des fraglichen Materials unter dem Mikroskop noch nicht dazu, es ohne weiteres als verfälscht zu erklären. Dieses schwerwiegende Urteil zu fällen, ist nur der Nahrungsmittelchemiker berechtigt, und zwar erst dann, wenn der Ausfall der chemischen Analyse gleichfalls auf eine Verfälschung hinweist. Ein Zuckerzusatz, den man in solchen Fällen macht, wo man die scharf schmeckenden Rinden alter Zimtbaumäste mit vermahlen hat, kann beispielsweise bei einiger Übung im mikroskopischen Präparat erkannt werden. Immerhin ist dabei eine Täuschung möglich, und unbedingt sicher ist die Anwesenheit von Zucker erst dann, wenn es dem Chemiker gelingt, festzustellen, daß die filtrierte, wässrige Aufschlammung des Zimtpulvers im Polarisationsapparat eine Ablenkung des Lichtes hervorruft.

## Aus dem Gebiet der Pflanzenmikrochemie.

### Eine Anleitung für Anfänger.

Von Privatdozent Dr. O. Tunmann.

#### I. Geschichtliches und Umgrenzung des Gebietes.

Das Studium chemisch-mikroskopischer Reaktionen lag lange Zeit hindurch fast ausschließlich in den Händen der Botaniker; man verfolgte die Einwirkung verschiedener Reagentien auf die Zelle und ihre Inhaltsstoffe, sowie auf die Gewebe. Seit Beginn des 19. Jahrhunderts begegnen wir einer vermehrten Tätigkeit auf diesem Gebiet. 1807 empfahl Link Eisenpulver zum Nachweis von Gerbstoffen in Geweben, 1815 fanden Gault hier und Colin die Jodstärkereaktion, 1821 führte Döbereiner in Jena, wie es scheint, als erster, die Bezeichnung „Mikrochemie“ ein und berichtete über mikrochemische Experimentierkunst, 1838 gab Schleiden die Jodschwefelsäure-Reaktion auf Zellmembranen (Zellulose) an, die v. Mohl weiter verfolgte, 1848 suchte Boedeker Berberin mit Salpetersäure nachzuweisen (wohl der erste Versuch, den Sitz eines Alkaloids zu ermitteln), 1853 veröffentlichte Schacht seine Untersuchungen über Bastfasern, 1857 wurde von Schweizer das wichtige Lösungsmittel für Zellulose (Kupferoxyd-ammoniat) gefunden, 1864 führte Schacht den mikrochemischen Zuckernachweis mit Trommers Re-

agens durch und 1872 folgte, als hervorragendste Tat auf diesem Gebiet, die vollständige Analyse der Meuronkörner durch W. Pfeffer.

Auch Färbungen, die bekanntlich, wenigstens zum Teil, auf chemischen Vorgängen beruhen, wurden frühzeitig angewandt. Göppert und Ferd. Cohn färbten mit Karmin, und die grundlegenden Arbeiten über Zellernfärbungen von Th. Hartig datieren aus den 50er Jahren des vorigen Jahrhunderts. So ist es erklärlich, daß der Begriff „Mikrochemie“ auf die Ausführung chemisch-mikroskopischer Reaktionen an pflanzlichen Objekten beschränkt blieb. Diese Auffassung herrscht auch heute noch bei vielen, vornehmlich älteren Botanikern.

Am Anfang des 18. Jahrhunderts hatte Antonius Leeuwenhoek die Einwirkung chemischer Substanzen aufeinander im mikroskopischen Bilde verfolgt (nach W. Lenz), aber erst seit der Mitte des vorigen Jahrhunderts benutzte man das Mikroskop zu dergleichen Untersuchungen im Bereich der Mineralogie und der Chemie. In der Mineralogie und in der Petrographie wiesen die kleinen, leicht isolierbaren und aus verhältnismä-

fig reinen Substanzen bestehenden Einschlüsse der Gesteine geradezu auf eine mikroskopische Analyse hin. Es leuchtet ein, daß bei diesen Untersuchungen weit eher kristallinische Fällungen entstehen mußten, als in der pflanzlichen Zelle, in der mannigfache Inhaltsstoffe (Zucker, Fette, Schleime) der Kristallisation hinderlich sind.<sup>1)</sup> Bei diesen Arbeiten lag der Schwerpunkt naturgemäß auf den kristallographischen und chemischen Eigenschaften der gefällten Körper. Die kristallographische Seite wurde betont von Boricky und Haushofer, die Chemie trat in den Vordergrund bei Wormsley und Behrens und wird neuerdings vielfach gepflegt, vornehmlich von den Schülern von Behrens und Emich. Boricky nannte seine Arbeiten „chemisch-mikroskopische“, Haushofer „mikroskopische“, während Behrens sich im Anschluß an englische und französische Forscher der aus der Botanik herrührenden Bezeichnung „Mikrochemie“ bediente. Dadurch erhielt die Bezeichnung „Mikrochemie“ etwas Unsicheres und wurde von Botanikern und Pharmakognosten einerseits, von Chemikern und Mineralogen andererseits in verschiedenem Sinn gebraucht. Immerhin verstand man jedoch unter der Bezeichnung Mikrochemie Arbeitsmethoden, die nur mit Hilfe des Mikroskops ausführbar waren.

Die jüngste Zeit brachte auch hierin eine Änderung. Die Arbeiten von Donau, Emich, Pregl u. a., fußend auf der technisch verbesserten Ausbildung der Mikrowagen, schufen in kurzer Zeit eine quantitative Mikrochemie und erreichten das schöne Ziel einer vollständigen Mikroelementaranalyse. Bei den quantitativen Verfahren, die Donau in dieser Zeitschrift schon früher vorzüglich dargestellt hat<sup>2)</sup>, spielt das Mikroskop keine oder doch nur eine untergeordnete Rolle. Es ist somit zur Vermeidung von Mißverständnissen erforderlich, das Gebiet, das sich nur mit pflanzlichen Objekten beschäftigt, bestimmter zu benennen und als Pflanzenmikrochemie zu bezeichnen (Tunmann). Die Mikrochemie schlechthin umfaßt chemische Methoden, die ein Arbeiten mit kleinsten Mengen Substanz bei möglichst geringem Zeit- und Arbeitsaufwand gestatten.

In der Pflanzenmikrochemie wird nicht immer mit kleinsten Mengen gearbeitet, so bei der Lokalisationsermittlung, der Prüfung auf Membranstoffe. Und selbst die qualitative Mikrochemie deckt sich nur zum Teil mit der Pflanzenmikrochemie. Viele Reaktionen gelingen wohl mit gereinigten Lösungen, aber nicht mit Schnitten und Pflanzenfäulen. Schon ein Blick in die Bücher über reine Mikrochemie und Pflanzenmikrochemie zeigt uns mannigfache Unterschiede. In der reinen Mikrochemie ist vorzüglich der qualitative Nachweis an organischen Körpern ausgeübt, der ebenfalls in den schon genannten Arbeiten von Donau eingehend ab-

gehandelt worden ist, während in der Pflanzenmikrochemie naturgemäß organische Verbindungen stark in den Vordergrund treten, zum Teil Körper, die zurzeit einer mikrochemischen Prüfung noch wenig zugänglich sind (Membranstoffe, Schleime u. a.). Diese Unterschiede werden allerdings bei weiterer Erforschung allmählich schwinden.

Gegenwärtig fassen wir unter Pflanzenmikrochemie alle Arbeiten zusammen, die sich direkt mit pflanzlichen Objekten und zwar in einfacher Weise auf dem Objektträger ausführen lassen. Arbeiten, die von schwieriger herzustellenden Zubereitungen (gereinigten Auszügen) ausgehen, liegen uns schon ferner. In dem großen Gebiet der Pflanzenmikrochemie macht sich eine Trennung bemerkbar, so daß man von einer reinen und einer angewandten Pflanzenmikrochemie sprechen kann. „Das vornehmste Ziel der reinen Pflanzenmikrochemie liegt in dem Nachweis der Körper in der Zelle selbst und im Gewebe, sowie in der eingehenden Charakteristik der Zellwände und der organisierten Bestandteile der Zelle. Hauptaufgabe der angewandten Pflanzenmikrochemie ist der tunlichst unmittelbare mit den pflanzlichen Objekten am Objektträger ausgeführte Nachweis der Pflanzenstoffe bei möglichst geringem Aufwand an Zeit und Material“ (Tunmann).

## II. Das Untersuchungsmaterial.

Der Mikrochemiker wird im allgemeinen in pflanzlichen Objekten auf größere Mengen an reagierenden Substanzen rechnen können, als es nach den quantitativen Bestimmungen der Mikrochemie den Anschein hat. Das leuchtet ohne weiteres ein, denn die chemische Reindarstellung (Isolierung) der Pflanzenstoffe ist mit ungemein großen Verlusten verbunden, beträgt doch der Verlust bei der Reinigung der Substanzen oft mehrere 100 Prozent. Zur mikrochemischen Untersuchung kann sowohl lebendes wie getrocknetes Material (Herbarpflanzen und Drogen) dienen; in bestimmten Fällen sind fixierte und gehärtete Pflanzenteile vorzuziehen.

**Lebendes Material** ist bei der Lokalisationsermittlung meist vorteilhafter, denn durch die beim Trocknen (beim Absterben der Zellen) sich abspielenden Vorgänge werden viele Stoffe zersetzt, zuweilen so weit, daß selbst ihre Spaltlinge nicht mehr zu fassen sind. Andere, im Zellsaft gelöste Substanzen durchdringen die organisierten Bestandteile der Zelle (Chromatophoren, Zellkern) oder die Zellmembranen, wieder andere gelangen infolge leichter Flüchtigkeit in benachbarte Zellen und Gewebe, vornehmlich aus Sekretbehältern, wie Maltosakton, Kampfer, Santonin, Capsaicin, Pimpinelli<sup>3)</sup> u. a. Bei jedem Material muß das Vegetationsstadium der Pflanzen und das Alter der zu untersuchenden Organe berücksichtigt werden. Glykoside sind in ausdauernden Gewächsen vor dem Austreiben der Knospen in größeren Mengen aufgespeichert; während der Vegetation erfolgt zuweilen eine Zunahme (Syringin), in an-

<sup>1)</sup> Darin liegt der Grund, weshalb man in der Botanik jahrzehntelang über Farbenreaktionen nicht hinauskam.

<sup>2)</sup> J. Donau, Mikrochemische Arbeitsmethoden, „Mikrocosmos“, Jahrg. 1912/13, S. 81 ff.

—, Arbeitsmethoden der Mikrochemie mit besonderer Berücksichtigung der quantitativen Gewichtsanalyse. „Handbuch der mikroskopischen

Technik“, Bd. IX. 1913, Stuttgart, Franck'sche Verlagsbuchhandlung, geh. M. 2.—, geb. M. 2.80

<sup>3)</sup> In der vorliegenden Arbeit sind mehrfach noch nicht veröffentlichte Befunde mitgeteilt.

deren Fällen nicht (Hesperidin). Zu unreifen Früchten von *Sorbus aucuparia* wird man vergeblich nach Sorbinsäure suchen, deren Nachweis an ansgereiften Früchten prächtig gelingt. Auch ist zu beachten, daß die Literaturangaben, falls nicht ausdrücklich etwas anderes vermerkt ist, sich nur auf gesunde Pflanzen und Pflanzenteile beziehen. Die Glykoside von *Convallaria majalis* werden in der lebenden Pflanze durch Pilze zerstört, und in etiolierten Blättern von *Prunus laurocerasus* schwindet das Blausäureglykosid vollständig.

Viele Pflanzen weisen im Gehalt an Glykosiden und Alkaloiden eine weitgehende Individualität auf, die zu abweichenden Ergebnissen führen kann. Der Makrochemiker hat diese Besunde weit weniger in Betracht zu ziehen, da er bei der Verarbeitung zahlreicher Pflanzen Durchschnittswerte erzielt. Auch die Bodenverhältnisse und ungewöhnliche Witterungsverhältnisse machen sich bei der Untersuchung bemerkbar. Es ist bekannt, daß der Alkaloidgehalt bei Pflanzen unseres Gebiets in kalten und nassen Sommern stark zurückgeht. Ferner können weitgehende Veränderungen im Chemismus bei längerem Einstellen der Versuchspflanzen in Wasser eintreten; leicht zersehbare Alkaloide erleiden Spaltungen und sind nicht mehr nachweisbar. Daher müssen lebende Pflanzen auch in gutem Zustand zur Untersuchung gelangen. Auf diesen Punkt hat man beim Bezug frischer Pflanzen mit der Post zu achten. Die Pflanzen müssen auf dem Transport vor Masse und teilweisem und langsamem Welken geschützt werden. Diese wenigen Hinweise<sup>4)</sup> zeigen den Genüge, wie sorgfältig man stets auf den Zustand der Pflanzen zu achten hat.

Die Ansicht aber, daß lebende Pflanzen unter allen Umständen getrockneten vorzuziehen sind, ist nicht begründet. Neuere, noch nicht veröffentlichte Versuche haben im Gegenteil gezeigt, daß bei nicht wenigen Nachweisen die Benutzung gut ausgetrockneten Materials vorteilhafter ist (Mikrosublimation, unmittelbare Kristallisation). So gelingt der Nachweis des *Pimpinellins* nur mit dem gut ausgetrockneten Pulver der Wurzeln von *Pimpinella*-Arten.

**Konserviertes Material** ist nur in jenen Fällen brauchbar, bei denen das Konservierungsmittel die nachzuweisenden Substanzen nicht herausgelöst hat. In Alkoholmaterial fehlen naturgemäß al-

<sup>4)</sup> Weitere bei D. Lunmann, Pflanzenmikrochemie. 1913, Berlin, Gebr. Bornträger, geh. M. 18.50, geb. M. 20.—.

kohollösliche Substanzen mehr oder weniger vollständig; zuweilen scheiden sie sich beim Trocknen des Alkoholmaterials an der Oberfläche der Pflanzenteile ab und zwar in prächtigen Kristallen (Wanillin, Hydrastin, Alantolaktone u. a.). Das beste und in der Mehrzahl der Fälle brauchbare Konservierungsmittel ist jedenfalls Dampf von Alkohol oder von Formaldehyd. Auf den Boden eines (weithalsigen) gut verschließbaren Gefäßes kommt ein mit der Konservierungsfähigkeit getränkter Wattebausch; die Pflanzenteile werden an einem Faden am Deckel derart befestigt, daß sie nicht mit dem Wattebausch in Berührung kommen.

**Fixiertes und gehärtetes Material**, das bei Zellkernstudien, bei der Untersuchung von Plasma und Chromatoplasten benutzt wird und für mannigfache Färbungen unerlässlich ist, leistet gute Dienste beim Nachweis von Schleimen, Gallerten und Gummis. Zur Fixierung dienen Alkohol (in erster Linie), dann Pikrinsäure-Alkohol, Osmiumsäure, Formolgemische u. a. Durch die Fixierungsmittel entstehen sehr oft Kunstprodukte, und zwar nicht nur bei Zellkernen und Plasma, sondern auch, was weniger bekannt ist, bei schleimigen Substanzen (Schichten- und Wabenbildung).

Die „Mikrokosmos“-Leser werden sich jedenfalls ganz überwiegend mit dem Studium und Nachweis jener Stoffe befassen, über die bereits Untersuchungsbesunde vorliegen. Dabei sind nicht nur die Verfahren selbst, sondern auch die Angaben über den Ort des Auftretens der betreffenden Stoffe im Gewebe (Lokalisation) sorgfältig zu berücksichtigen. Andernfalls kann man leicht zu Fehlschlüssen gelangen, die besonders für Anfänger entmutigend sind. So wird man vergeblich suchen nach Quokol im Holze der Wurzel von *Ononis spinosa*, nach Kumarin im Holze von *Prunus mahaleb*, nach Skulin in den Keimblättern von *Aesculus hippocastanum* u. a. Wer selbständig als Forscher auf unserem Gebiet tätig sein will, der muß die Anatomie der Pflanze völlig beherrschen und mit den Grundlehren der Chemie vertraut sein. Außerdem braucht er zusammenfassende Werke über die Pflanzenstoffe. Die besten Dienste leisten in dieser Hinsicht Czapek's „Biochemie“ und Wehmer's „Pflanzenstoffe“. Das auf pflanzenmikrochemischem Gebiet bisher geleistete ist in meiner „Pflanzenmikrochemie“ in leichtverständlicher Weise ausführlich dargestellt. Es gibt wohl kein Feld der mikroskopischen Tätigkeit, das noch so weite unerforschte Strecken aufweist, wie die Pflanzenmikrochemie.

(Fortsetzung folgt.)

## Das Photographieren von Leuchtbakterien im Eigenlicht.

Von Ewald Schild.

Mit 4 Abbildungen.

Die Kultur von *Bacterium phosphoreum* ist bereits früher im „Mikrokosmos“ (Jahrgang III, S. 1 ff., oder „Neubearbeitung“ S. 307 ff.) besprochen worden. Der vorliegende Artikel soll im Anschluß daran die Herstellung von photographischen Aufnahmen solcher Reinkulturen von Leuchtbakterien im Eigenlicht er-

läutern. Ich habe hierfür diese Versuche orthochromatische (farbenempfindliche) lichtdichtfreie „Sautt“-Platten (Größe 9 × 12) benutzt, doch erzielt man selbstverständlich auch mit anderen hochempfindlichen Plattenarten, z. B. mit Aigax-Extra-Rapid-Platten, gute Erfolge. Was den photographischen Apparat anbelangt, so ist für

unser Zweck eine Kamera mit langem Auszug, Mattscheibe und einem möglichst lichtstarken Objektiv, das gleichzeitig eine ziemlich große Annäherung an den zu photographierenden Gegenstand gestattet, das zweckmäßigste Instrument. — Da wir infolge der geringen Stärke des Bakterienlichts gezwungen sind, stundenlang zu belichten, müssen wir, falls uns nicht etwa eine Dunkelkammer zur Verfügung steht, unsere Aufnahmen während der Nacht ausführen, wobei wir aber darauf achten müssen, jedes störende Nebenlicht (von Fenstern, Türen usw.) sorgfältig zu vermeiden.

Als erstes Objekt wollen wir eine Leuchtbakterien-Strichkultur in einem Reagenzglas photographieren. Wir impfen die Leuchtbakterien zu diesem Zwecke mittels einer sterilen Platinnadel (entweder von leuchtendem Fleisch oder von einer Reinkultur des *Bact. phosphoreum*) in ein steriles, mit schief erstarrter Salzsäurepeptongelatine gefülltes Reagenzglas, und zwar so, daß wir, nachdem wir die Platinnadel in einer Gas- oder Spiritusflamme ausgeglüht haben, mit der erkalteten Nadel das leuchtende Fleisch oder die Reinkultur betupfen, den Wattepfropf des Reagenzglases herausziehen, dessen Hals abglühen, die Nadel vorsichtig so tief als möglich in das Glas einführen, sie auf dem schräg erstarrten Nährboden unter sanftem Druck in Form einer geraden oder einer Zickzacklinie zurückziehen, das Gläschen mit dem Wattepfropf schließen und die Platinnadel vor dem Weglegen wieder sterilisieren. Die so geimpfte Eprovette bewahren wir bei einer Temperatur von 12–16 Grad Celsius in zerstreutem Tageslicht auf. Nach 24 Stunden beginnt die Strichkultur bereits ziemlich stark zu leuchten, und nach 48 Stunden können wir schon zu einer Aufnahme der Kultur schreiten. Dazu kleben wir das Reagenzglas mit einem Stückchen Plastilin auf unserm Arbeitstisch fest, so daß es frei steht (vergl. Abb. 1). Der Impfstrich ist dann seiner ganzen Länge nach sichtbar, was beim Einstellen in ein Reagenzglasgestell nicht der Fall ist. Nimmt man genügend Plastilin, so läßt die Standfestigkeit des Röhrchens nichts zu wünschen übrig. Ich habe diese einfache Befestigungsart sehr häufig angewendet, auch zur Fixierung der bedeutend schwereren Petrischalenkulturen (vgl. unten) und noch nie einen Mißerfolg erlitten. Ist diese Vorarbeit beendet, so hauen wir unsere Kamera auf und stellen zunächst die Umrisse des Röhrchens bei gewöhnlichem Tages- oder Lampenlicht scharf ein. Dann verdunkeln wir das Zimmer und versuchen, nachdem sich unser Auge

an die Dunkelheit gewöhnt hat, den leuchtenden Impfstrich möglichst scharf einzustellen, nötigenfalls unter Zuhilfenahme einer Lupe. Wollen

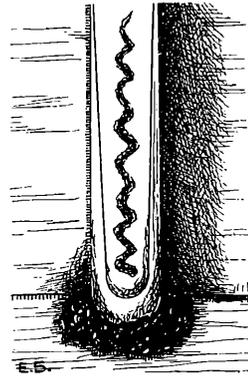


Abb. 1.  
Befestigung  
einer Strichkultur  
mit Plastilin,  
so daß sie frei-  
stehend aufge-  
nommen werden  
kann.

wir außer dem Impfstrich auch das Röhrchen abbilden, so befestigen wir dicht hinter dem Reagenzglas ein weißes Blatt Papier (etwa mit Hilfe eines aufgestellten Buches). Durch die auf diese Weise entstehenden Lichtreflexe heben sich die Umrisse des Röhrchens ziemlich scharf ab.

Nunmehr kann die Aufnahme erfolgen. Wir schließen den Objektivverschluß, schieben die Kassette mit der Platte in die Kamera, öffnen den

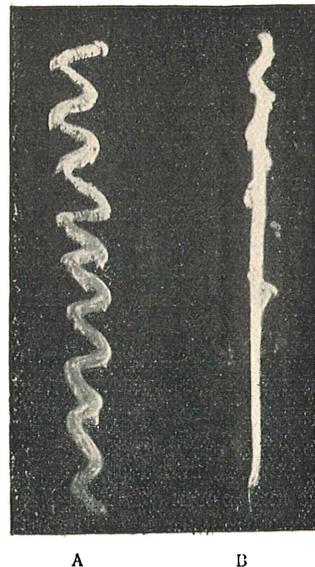
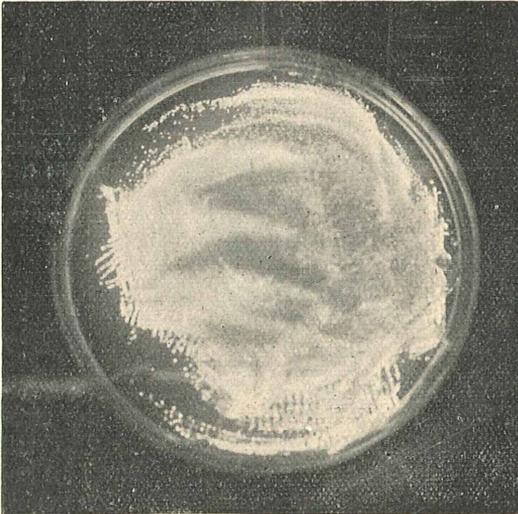


Abb. 2. Strichkulturen von Leuchtbakterien, aufgenommen im Eigenlicht; A 7, B 9 Stunden lang belichtet.

Kassettenschieber, warten eine Weile, bis sich die Schwingungen, in die die Kamera auch bei behutsamster Arbeit gerät, wieder gelegt haben, und öffnen dann den Objektivverschluß, um zu belichten. Wie bereits erwähnt, müssen wir

wegen der geringen Stärke des Bakterienlichtes mehrere Stunden lang belichten.<sup>1)</sup> Die in Abb. 2 A wiedergegebene Photographie einer 48 Stunden alten Strichkultur von *Bact. phosphoreum* im



Schild phot.

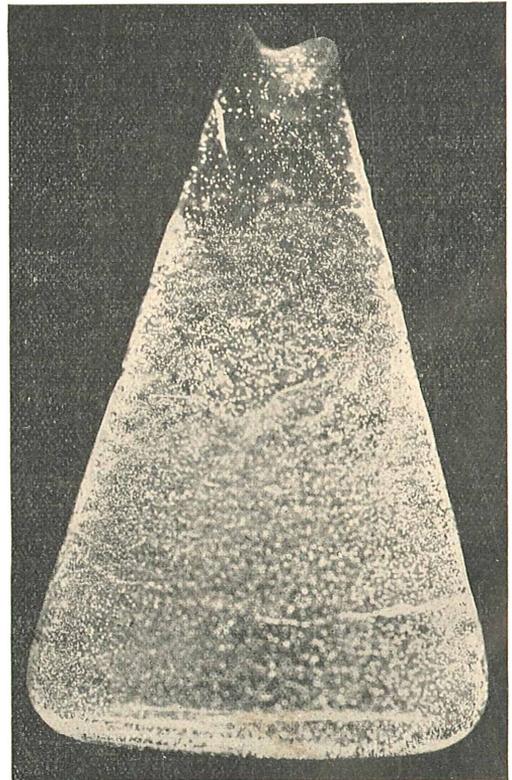
Abb. 3. Schalenkultur von Leuchtbakterien, aufgenommen im Eigenlicht; Belichtungszeit 9 Stunden.

Eigenlicht ist z. B. sieben Stunden belichtet worden, während Abb. 2 B eine neun Stunden lang belichtete Aufnahme einer drei Tage alten Strichkultur zeigt. Bei so langer Belichtung erscheint nicht nur der Impfstrich scharf und deutlich auf der Platte, sondern auch die Umrisse des Nährchens treten klar hervor, wenigstens auf dem Original.

Wollen wir eine Schalenkultur annehmen, so impfen wir die Leuchtbakterien in mit sterilisierter Salzpeptongelatine beschickte Petrischalen, und zwar in der Weise, daß wir eine Spur der Kultur mit der Platinnadel an irgend eine Stelle des Nährbodens bringen und die Bakterien mit einem Drigalskispatel gleichmäßig über die ganze Fläche verteilen (streichen). Eine Verunreinigung der Kultur durch Luftkeime während des Ausstreichens sucht man dadurch zu verhindern, daß man die Deckelschale nur an einer Seite und so wenig wie möglich hebt. Auch diese Kulturen beginnen bereits nach 1—2 Tagen lebhaft zu leuchten. Abb. 3 zeigt z. B. eine drei Tage alte Petrischalenkultur, die bei neunstündiger Belichtung im Eigenlicht aufgenommen

<sup>1)</sup> Bemerkte sei, daß bereits eine Belichtung von 5 Minuten Dauer hinreicht, um unscharfe Bilder von solchen Kulturen zu gewinnen. Ja, sogar eine nur Bruchteile einer Minute dauernde Belichtung genügt schon, um die Platten zu schwärzen; nach der Entwicklung tritt die Schwärzung deutlich hervor.

worden ist. Bei der Herstellung dieser Aufnahmen verfahren wir genau so, wie bei der Aufnahme von Strichkulturen, stellen also die Schale mit Hilfe von Plastiklin senkrecht auf usw. Auf Abb. 3 treten die am Rande der Schalen liegenden Einzelkulturen besonders schön hervor, auch sind die Umrisse der Kulturschale deutlich zu erkennen. Abb. 4 endlich zeigt uns eine der bekannten „Bakterienlampen“, die wir leicht folgendermaßen herstellen können. Wir bringen 40—50 cm<sup>3</sup> Salzpeptongelatine in einen Erlmeyerkolben von 1/2 Liter Inhalt, den wir vorher in einem Heißluftsterilisator keimfrei gemacht haben, und impfen den flüssigen Nährboden, der nicht zu heiß sein darf, in der üblichen Weise an mehreren Stellen mit Leuchtbakterien. Dann schließen wir den Kolben mit einem Wattepfropfen und drehen ihn unter fließendem Wasser schnell um seine Achse, so daß sich die Gelatine gleichmäßig auf der Wandung verteilt. Nach 1—2 Tagen haben sich unzählige *Bact. phosphoreum*-Kolonien gebildet, und der Kolben erstrahlt im hellsten Licht.



Wronsch phot.

Abb. 4. Kolbenkultur von Leuchtbakterien (Bakterienlampe), aufgenommen im Eigenlicht.

# Mikroskopie für Anfänger.

## I. Wirkungsweise und Handhabung der Lupe und des Präpariermikroskops.

Von Dr. W. Kaiser.

Mit 7 Abbildungen.

Alles, was wir mit unseren Augen wahrnehmen, wird durch eine im Auge befindliche Linse<sup>1)</sup> als Bild auf die Netzhaut geworfen. Unsere Nerven bringen das Bild zu den sogenannten „Sehzentren“ unseres Gehirns und so zum Bewußtsein. Auf die Theorie des Sehens soll hier nicht näher eingegangen werden. Nur so viel sei bemerkt, daß die Linse des menschlichen Auges eine bikonvexe Linse ist, d. h. daß sie auf beiden Seiten gewölbt erscheint, auf der einen etwas mehr als auf der anderen, und daß sie ein verkehrtes, verkleinertes Bild der geschauten Gegenstände auf der Netzhaut entwirft. Es ist noch eines der vielen Rätsel der Psychophysik, wieso uns die Gegenstände dennoch aufrecht und in verhältnismäßiger richtiger Größe zum Bewußtsein kommen. Ich sage „verhältnismäßig“, denn hier spielt die Entfernung des Gegenstandes vom Auge eine große Rolle. Eine nahe vor's Auge gehaltene Erbse erscheint uns beispielsweise ebenso groß, wie der viele tausend Kilometer von uns entfernte Mond. Ziehen wir von den Grenzlinsen des betrachteten Gegenstandes gerade Linien zum Auge, die sich hinter der Linse im Auge schneiden, so haben wir einen Begriff vom Sehwinkel. Je größer der Sehwinkel ist, desto größer erscheint uns ein Gegenstand. So kann in dem eben angeführten Beispiel der Sehwinkel des Mondes dem Sehwinkel der Erbse gleich werden. Erst die Erfahrung, unterstützt durch den Tassim und durch die Möglichkeit, unseren Körper zu bewegen und so in verschiedene Beziehungen zu dem Geschauten zu bringen, lehrt uns, die scheinbaren Größen richtig zu werten. Das Kind im Säuglingsalter greift bekanntlich auch nach dem Monde. Je größer der Sehwinkel ist, desto größer kommt der Gegenstand auf der Netzhaut zum Bewußtsein. Da der Mond sehr groß ist, müßte der Sehwinkel, unter dem wir ihn sehen, eigentlich ungeheuer groß sein, aber die große Entfernung von unserem Auge, die geringe der kleinen Erbse macht beide scheinbar gleich. Wir sehen also, daß der Sehwinkel um so größer wird, je größer der Gegenstand und je näher er uns ist und umgekehrt. Nun werden wir begreifen, daß ein Floh, wenn wir ihn nur

nahe genug an unser Auge bringen können, so groß erscheint, wie ein in größerer Entfernung befindlicher Elefant. Leider können wir aber einen Floh nicht so nahe an unser Auge heranbringen, wie es der deutlichen Wahrnehmung aller Einzelheiten wegen nötig wäre, weil dann das von unserer Augenlinse entworfene Bild des Flohes nicht mehr auf, sondern hinter die Netzhaut fällt. Das sog. Akkomodations-(Anpassungs-)Vermögen des Auges<sup>2)</sup> hat eben Grenzen. Der Kurzsichtige kann den Floh in sehr viel geringerer Entfernung noch deutlich sehen, da seine Augenlinse gewölbter ist, als die des Weitsichtigen.

Ältere Leute, deren Akkomodationsvermögen schon recht gering ist, müssen, um nahe Gegenstände deutlich zu sehen, eine konvexe Linse (Brille, Leseglas) vor ihr Auge bringen. Diese Linse wirkt dann zusammen mit der Augenlinse so, als ob die letztere stärker gewölbt wäre, und bewirkt daher, daß auch Bilder naher Objekte noch auf

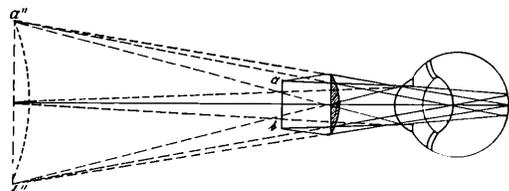


Abb. 1. Gang der Lichtstrahlen bei einer plankonveren Linse; Schema der Lupenwirkung.

die Netzhaut fallen und deutlich gesehen werden. Derselben Kunstgriffes haben sich vermutlich schon die Edelsteingraveur des grauen Altertums bedient. Sie mühen bei der Arbeit linsenförmig geschliffene Edelstein- und Bergkristallstücke vor ihr Auge gebracht haben, sonst hätten sie viele Feinheiten, die wir an den in unseren Museen befindlichen „Kameen“ (Edelsteine mit eingeschnittenen Figuren und einzelheitsreichen Bildern) so sehr bewundern, gar nicht herstellen können.

Auf Griechisch heißt das Kleine: „mikros“, während „skopein“ schauen oder sehen heißt. Deshalb nennt man ein Instrument, das uns gestattet, Kleines, ja sehr Kleines, noch ganz deutlich zu sehen, ein „Mikroskop“. In diesem Sinne ist auch die Linse ein einfaches Mikroskop. „Einfach“ im Gegensatz zu dem später zu besprechenden, komplizierter gebauten, dem gleichen Zwecke noch vollkommener dienenden, zusammengesetzten Mikroskop.

Abb. 1 zeigt den Gang der Lichtstrahlen bei einer Linse oder einem einfachen Mikroskop. Die

<sup>1)</sup> Als Linsen bezeichnet man in der Optik aus durchsichtigem Material, meistens Glas, gefertigte Körper, die, wenn sie wirklich linsenförmig, d. h. in der Mitte dicker als am Rande, sind, Konkavlinsen genannt werden. Ist die Linse dagegen am Rande dicker als in der Mitte (ausgehöhlt), so handelt es sich um eine Konkavlinse. Auf beiden Seiten konvexe Linsen nennt man bikonvex, auf beiden Seiten ausgehöhlt bikonkav. Brillengläser für Kurzsichtige sind oft bikonvex. Auf einer Seite ebene, auf der anderen konvexe Linsen heißen plankonvex. Ihnen entsprechen plankonkave Linsen, die einerseits eben, andererseits konkav sind. Auch konkavkonvexe und konvexkonkave Linsen gibt es, je nachdem die Konkavität oder die Konkavität überwiegt.

<sup>2)</sup> Die Linse des Auges wird beim Sehen je nach der Entfernung des Gegenstandes vorgewölbt oder abgeflacht; dadurch wird die Brennweite geändert. Unter Brennweite versteht man die Entfernung jenes Punktes, in dem sich die meisten von der Linse gebrochenen Strahlen vereinigen (Brennpunkt, Fokus), von der Linse, die ihre Vereinigung bewirkt.

von dem zu betrachtenden Gegenstand a—b ausgehenden Strahlen werden durch die auf einer Seite gewölbte, auf der anderen ebene (Plankonvexe) Linse, an deren Stelle ebenso gut eine beiderseits gewölbte (bikonvexe) benützt werden

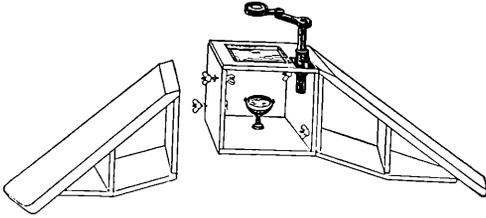


Abb. 2. Das „Rosmos“-Präpariermikroskop, eine Spezialkonstruktion des „Mikrokosmos“ für seine Leser, die mehrere wesentliche Vorzüge besitzt und auf Wunsch gegen Zeitzahlungen geliefert wird.

könnte, gebrochen und von dem an die Linse gehaltenen Auge derartig empfunden, als kämen sie von dem weiter entfernten, aber größeren Gegenstand a"—b". Das vom Auge empfundene Bild ist aufrecht und bloß scheinbar („virtuell“), d. h. es kann so wenig auf einem Schirm aufgefangen werden, wie etwa das Bild eines durch eine Fensterscheibe gesehenen Hauses. Damit ist nicht gesagt, daß die Lupenlinse nicht imstande wäre, ein vergrößertes und umgekehrtes „reelles“ Bild eines kleineren Gegenstandes auf einem Schirm zu entwerfen. Unter den vorliegenden Umständen geschieht dies jedoch nicht. Wir sehen das Objekt vielmehr durch die Lupe wie durch ein Fenster, nur daß das Objekt dem Auge größer erscheint.

Die Vergrößerung einer Lupe hängt von ihrer Wölbung (Konvexität) ab. Je stärker gewölbt die Linse ist, desto stärker ist unter sonst gleichen Umständen die Vergrößerung. Da eine stärker gewölbte Linse auch eine kürzere Brennweite hat, so kann man sagen, daß sich die Vergrößerung einer Lupe umgekehrt verhält wie die Brennweite. Um sehr starke Vergrößerungen zu erhalten, muß man also Linzen von möglichst geringer Brennweite, d. h. sehr starker Krümmung der Flächen, herstellen. Infolgedessen werden die Linzen sehr

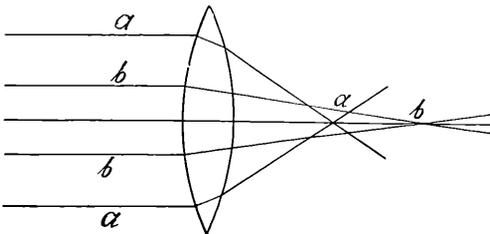


Abb. 3. Schematische Darstellung der sphärischen Aberration.

stark vergrößernder einfacher Mikroskope sehr klein. Leeuwenhoek, der große holländische Mikroskopiker, und andere Forscher jener Zeiten statteten ihre Mikroskope mit Linzen aus, die mehrere 100 mal, ja über 1000 mal vergrößerten, und zum Teil nicht größer waren als ein Hirsekorn. Leeuwenhoek entdeckte damit die Samensäden und die Mundspeichelbakterien. Zu solchen Beobachtungen benötigen wir heute zusammengelegte Mikroskope, während die Lupen und ein-

fachen Mikroskope hauptsächlich zur Betrachtung mäßig kleiner Objekte und bei der Zergliederung größerer als Vorbereitung für die eigentliche mikroskopische Beobachtung verwendet werden.

Als Beispiel eines solchen Präpariermikroskops, wie man diese Instrumente nennt, sei das sehr gut konstruierte „Rosmos“-Präpariermikroskop erwähnt, das wir in Abb. 2 sehen.<sup>3)</sup> An einem höher und tiefer verstellbaren Metallstab ist ein wagerecht stehender Arm, der Lupenträger, angebracht („Stativ“), in dessen Klemmring eine 7fach vergrößernde Lupe hineingesteckt wird. Der Lupenträger befindet sich über einem viereckigen vorn und hinten offenen Holzgestell, dessen obere Fläche eine viereckige, durch eine eingelegte Glasplatte geschlossene Vertiefung enthält. Unter dieser Platte sitzt ein zur Beleuchtung der Objekte dienender Spiegel, der auf der einen Seite hohl, auf der anderen eben ist. Rechts und links sind hölzerne Handauflagen angeordnet, die mit Flügelschrauben an dem Holzgestell befestigt werden und den Unterarm sicher unterstützen, so daß man sehr bequem arbeiten kann. Ein Beispiel wird den Gebrauch dieses Präpariermikroskops erläutern.

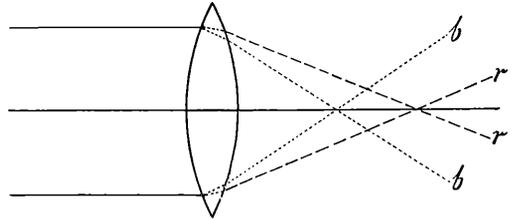


Abb. 4. Schematische Darstellung der chromatischen Aberration; b blaue, r rote Strahlen.

In einem Aquarium sehen wir an der Glaswand kleine, gallertartige Anhäufungen, die sich bei eingehender Betrachtung, bei der wir die Lupe zu Hilfe nehmen, als aus vielen zusammengeklebten Gallertkörnern bestehend entpuppen, wobei jedes einzelne Gallertkorn einen gelblichen Kern zeigt. Wir suchen den Gallertklumpen mittels eines Stechhebers oder dgl. unverfehrt herauszuheben und bringen ihn in einem flachen Uhrgläschen mit etwas Wasser auf die Glasplatte des Präpariermikroskops. Dann stecken wir die Lupe in den Lupenträger, stellen den Planspiegel (der Hohlspiegel wird meist nur bei stärker vergrößernden Lupen oder am Abend bei Lampenlicht benutzt) so ein, daß er das Objekt von unten her beleuchtet und verschieben den Lupenträger so lange in seiner Hülse, bis wir die gelblichen, knäuelartigen Körperchen inmitten der Gallertkörner deutlich sehen. Der einigermaßen Kundige wird alsbald erkennen, daß er Schnefencier vor sich hat, und daß die gelben Kerne Schnefencierhähnen sind.

Wollen wir das Objekt für weitere Untersuchungen vom Schmutz befreien, der ihm meistens anhaftet, oder wollen wir etwa ein einzelnes Ei abtrennen, um es von allen Seiten

<sup>3)</sup> Bezugsquelle: Geschäftsstelle des „Mikrokosmos“. Preis für Abonnenten M 40.—. Wird „Mikrokosmos“-Abonnenten auf Wunsch gegen monatliche Zeitzahlungen von M 5.— geliefert.

untersuchen zu können, so müssen wir unsere Hände, die mit Präpariernadel, Pinsel, oder mit einer in einen Federkiel eingekitteten einzelnen Schweinsborste bewaffnet sind, sehr ruhig halten



Abb. 5. Dreifußlupe.

und jede hastige Bewegung vermeiden. Um dieses Ruhighalten der Hände zu erleichtern, pflegt man an den Präpariermikroskopen Handauflagen anzubringen. Bei dem beschriebenen „Kosmos“-Präpariermikroskop sind die Handauflagen, wie schon erwähnt, so ausgebildet, daß sie den ganzen Unterarm unterstützen. Durch diese Einrichtung wird der bei kleineren Handauflagen nach längerer Arbeit häufig auftretende „Präparierkrampf“ der Hände sicher verhütet.

Nun noch einige Worte über die Optik des heutzutage hauptsächlich, obgleich nicht ausschließlich, als Präparationsmikroskop gebrauchten einfachen Mikroskops. Gewöhnliche Linsen haben zwei Hauptfehler, die man als sphärische und chromatische Abirung (Aberration) bezeichnet.

1. Da die die Linsen begrenzenden Flächen kugelig gestaltet sind, können die Lichtstrahlen, die nach dem Rande der Linse zu gebrochen werden, nicht in demselben Punkt vereinigt werden, wie die durch die Mitte gehenden. Gewöhnliche Linsen haben also keinen Brennpunkt, sondern eine Brennlinie, ja eigentlich einen Brennraum, wie dies Abb. 3 näher erläutert. Die Randstrahlen

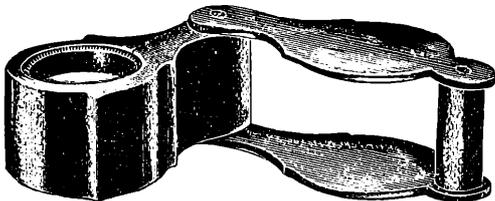


Abb. 6. Aplanatische Lupe, zum Einschlagen eingerichtet.

a—a werden in a näher zur Linse vereinigt, die Zentralstrahlen b in b. Diesem Übelstand sucht man dadurch abzuhelfen, daß man die Randstrahlen durch eine Blende, eine durchlöchernte Metallscheibe, abschneidet. Soll auf diese Weise die

durch die Krümmung der Linsenflächen herbeigeführte sphärische Abirung einigermaßen beseitigt werden, so muß das Loch der Blende sehr klein sein; dadurch wird die Lichtstärke des entstehenden Bildes und damit die Erkennbarkeit der Einzelheiten beeinträchtigt. Ohne Blende dagegen erscheinen die Bilder zwar hell, aber gegen den Rand hin verzerrt und verwaschen.

2. Bei sehr heller Beleuchtung zeigen einfache Linsen die Gegenstände, die man durch sie hindurch betrachtet, mit farbigen Säumen umgeben. Das hängt mit der Tatsache zusammen, daß das weiße Licht, das aus den sog. Regenbogenfarben zusammengesetzt ist, bei der Brechung, auf der ja die Wirkung der Linsen beruht, in seine Teile zerlegt wird. Dabei werden aber die blauen Strahlen stärker gebrochen als die roten. Die blauen Strahlen vereinigen sich infolgedessen näher bei der Linse als die roten, wie es durch Abb. 4 verdeutlicht wird. Diese als chromatische oder farbige Abirung bezeichnete Erscheinung kommt beim einfachen Mikroskop nicht so sehr in Betracht, wie beim zusammengesetzten. Bei letzterem soll nämlich ein reelles Bild des Gegenstandes entwor-

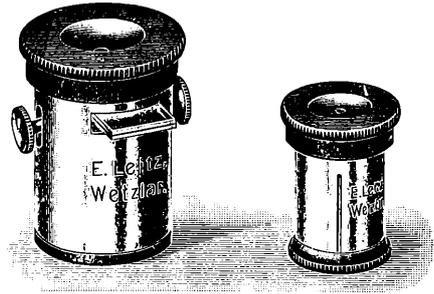


Abb. 7. Taschenmikroskope, auch Augensucher genannt.

fen werden. Infolge der chromatischen Abirung entstehen aber mehrere Teilbilder (ein blaues, ein rotes usw.), die sich nicht ganz decken, während beim einfachen Mikroskop das scheinbare Bild aus verschiedenfarbigen Strahlen von unserm Auge bei nicht zu greller Beleuchtung kaum getrennt wahrgenommen, vielmehr leicht einheitlich zusammengefaßt wird.

Die Korrektur der sphärischen Abweichung nennt man „Aplanasie“; entsprechend konstruierte Lupen heißen „aplanatisch“. Die Verbesserung der chromatischen Abweichung nennt man „Achromasie“, die so verbesserten Lupen „achromatisch“<sup>4)</sup>. Die achromatische Linsen vereinigen aber bloß zwei Farben des Spektrums in einem Brennpunkt, während zur Entstehung eines völlig farblosen Bildes die Vereinigung dreier Farben nötig ist. Dieser Fortschritt gelang erst spät. Wir verdanken ihn Prof. Abbe, dem

<sup>4)</sup> Da es erst 1757 Dollond gelang, durch Verbindung einer konvexen Crown Glaslinse mit einer konkaven Flintglaslinse eine achromatische Linsenkombination herzustellen, während aplanatische Kombinationen von Linsen schon viel früher bei einfachen Mikroskopen im Gebrauch waren, blieb das einfache Mikroskop bis zum Anfang des 19. Jahrhunderts dem zusammengesetzten überlegen.

verstorbenen Direktor der Zeißwerke in Jena, der in seinen „Achromate“ fast vollkommen von der chromatischen Abirung befreite Linsen schuf. Auf Einzelheiten dieser Konstruktion brauchen wir hier nicht einzugehen, da Achromate für den Anfänger schon ihres hohen Preises wegen nicht in Frage kommen.

Wie wir hörten, sind die Aplanate schon vor der Erfindung der Achromate sehr verbreitet gewesen. Diese aplanatischen Linsensysteme bestanden meist aus mehreren plankonvergen Linsen, deren erhabene Flächen oft alle nach innen (dem betrachtenden Auge zu), nie aber umgekehrt gerichtet waren. Die Vereinigung mehrerer Linsen zu einem System liefert erstens eine stärkere Vergrößerung, und zweitens werden dabei die Fehler der einen Linse in bezug auf sphärische Abirung durch eine andere mit entgegengesetzten Fehlern verbessert; man kann dieses System also als einigermaßen aplanatisch bezeichnen. Solche Kombinationen sind auch heute noch im Gebrauch; man findet sie z. B. in den bei allen Optikern erhältlichen Dreifußlupen (Abb. 5), die für einfachere Untersuchungen sehr brauchbar sind. Besser sind natürlich Lupen, die nicht nur aplanatisch, sondern auch achromatisch sind. Steinheil stellte zuerst eine solche Lupe her, indem er eine bikonverge Linse aus Crownglas, dessen Farbenzer-

streuung im Verhältnis zur Brechkraft gering ist, mit zwei konkavkonvergen Linsen aus stark farbenzerstreuendem Flintglas zu einem System vereinigte. Die geringe Farbenzerstreuung der Crownglaslinse wird dann durch die entgegengesetzte Wirkung der stark farbenzerstreuenden Konkavlinsen aufgehoben. Abb. 6 zeigt eine sehr handliche Form einer derartigen Lupe.

Durch Vereinigung entsprechender Linsen kann man auf diese Weise farbenfreie, aplanatische Linsensysteme erhalten, die bis zu 150 mal vergrößern. Der Fokalabstand solcher starker Lupen ist aber für Präparationsarbeiten zu klein; man benutzt derartige kurzbreitweitige Linsensysteme inselbessenen bei Präparierinstrumenten nicht. Dagegen sind sie von Nutzen, wenn man sich schnell über das Vorhandensein von Mikroorganismen (Plankton, Algen usw.) in einem Gewässer orientieren will. Für diese Zwecke hat man sog. Ta-schenmikroskope oder Algenstecher konstruiert, die nichts anderes sind, als stark vergrößernde einfache Mikroskope. In Abb. 7 sind zwei Instrumente dieser Art dargestellt. Das zu untersuchende Objekt (Wassertropfen und dgl.) kommt zwischen zwei schmale Glasplättchen (Objektträger) zu liegen, die in einen seitlich angeordneten Schlitze hineingeschoben werden.

## Pilzstudien an Pferdemiß.

Von Prof. Dr. Hans Bachmann.

Mit zahlreichen Abbildungen.

### I. Allgemeines.

Der Pferdemiß ist zum Studium der Pilze ganz ausgezeichnet geeignet, da es bei einigermaßen günstigen Verhältnissen in kurzer Zeit gelingt, mit allen Haupttypen des Pilzreichs bekannt zu werden. Die Vorbereitungen zu diesen Pilzstudien werden folgendermaßen getroffen: Man verschafft sich frisch gefallenen Mist von gut ernährten Pferden. Durch zahlreiche Versuche hat sich ergeben, daß es nicht gleichgültig ist, welche Nahrung die Pferde aufgenommen haben. Karrengäule, die mit grobem Heu gefüttert werden, liefern einen Mist, der für Pilzstudien ganz ungeeignet ist. Als am besten erweist sich ein Mist, der von Hafernahrung herrührt. Ein wichtiger Faktor ist auch der Zustand der Mistballen. Frisch gefallene, feste und nur von der Darmfeuchtigkeit durchtränkte Ballen sind denjenigen, die auf dem Boden herumgelegen haben und von Harn durchfeuchtet worden sind, vorzuziehen. Ein halbes Dugend dieser Exkrementballen bringt man auf einen vertieften Teller, in den man vorher etwas Wasser gegossen hat, und deckt eine Glasglocke darüber. Diesen Teller stellt

man an einen kühlen Ort, dessen Temperatur 15° C nicht übersteigt, damit die Pilzentwicklung sich nach und nach abspielt. Die geeignetste Zeit für diese Versuche ist die Zeit vom Herbst bis zum Frühjahr. Sehr lehrreich ist es, den Mist aus verschiedenen Ställen zu beziehen und gleichzeitig mehrere Glasglocken mit den verschiedenen Mistproben zu beschicken.

Um sofort einige Pilzarten zum weiteren Studium züchten zu können, sorgt man für sterilisierte Nährböden. In erster Linie sterilisiert man Pferdemißballen in Zylindergläsern, die einen lose aufliegenden oder aufgeschliffenen Deckelverschluß haben. Lose übergreifende Deckel haben den Vorteil, daß sie Luftwechsel gestatten, ohne dem Staub zugänglich zu sein. Diesen Nährboden verwendet man zur ersten Ausfaat der zu studierenden Pilze. Daneben benützt man auch künstliche Nährböden. Sehr gut hat sich ein Nährboden von folgender Zusammensetzung erwiesen:

Salpetersaures Natron	2 Teile
Schwefelsaure Magnesia	1
Phosphorsaures Kali	2
Wasser	1000

Zu diesen Mineralbestandteilen werden zugefügt: Pepton (z. B. 1%) und Rohrzucker (1%). Für viele Pilze genügt schon eine Peptonnährlösung ohne Zucker. Diese Nährlösung wird in kleine Reagenzgläser oder in Erlensmeyerische Kolben abgefüllt und sterilisiert. Sie dient zu Kulturversuchen in flüssigen Nährmedien. Nährlösung von der nämlichen Zusammensetzung wird mit 0,5% Agar-Agar zur Herstellung fester Nährböden verwendet. Hierzu eignen sich besonders Glaschalen von 5 cm Durchmesser und 3 cm Höhe mit lose übergreifendem Glasdeckel. Agar-Agar verwendet man entweder in Pulverform oder in den bekannten langen Faserbündeln, die man in kurze Stücke schneidet.

Die künstlichen Nährböden werden sowohl zur Erzeugung von Reinkulturen zum Weiterstudium des Pilzes, wie zur Lösung physiologischer Fragen benutzt.

Im ersten Falle können die Nährböden rasch zubereitet werden. Zum voraus hat man von der obgenannten Nährlösung einige Kolben von je 500 cm<sup>3</sup> Inhalt sterilisiert. Nun beschickt man z. B. ein Duzend kleiner Glaschalen mit dieser Nährlösung, gibt in jede Schale einige Stücke des geschnittenen Agar-Agars, bedeckt die Schalen und sterilisiert sie eine Stunde in strömendem Dampfe. Nach dem Sterilisieren schüttelt man die warmen Schalen etwas hin und her, damit das Agar-Agar sich mit der Lösung mischt. Nach dem Erkalten wird der Nährboden fest sein.

Für physiologische Zwecke ist es nötig, die exakt zubereitete Nährlösung mit der bestimmten Menge Agar-Agar unter Druck zu sterilisieren und dann die Lösung heiß zu filtrieren. Natürlich müssen die mit der filtrierten Agar-Agar-Nährlösung beschickten Glaschalen noch einmal sterilisiert werden. Für die ersten Ausjaaten kann auch ein Mistdekoht-Nährboden mit Vorteil verwendet werden, der so hergestellt wird, daß man frischen Pferdemiß etwa eine Viertelstunde lang in der drei- bis vierfachen Wassermenge kocht, die Flüssigkeit abfiltriert und das Filtrat dann mit Agar-Agar versetzt.

Als Sterilisationsapparat gebrauche ich seit Jahren mit Vorteil einen mit Filz isolierten Kessel mit konstantem Wasserstand. Wenn man die Kulturgefäße in diesem Kessel zweimal mit Unterbrechung von sechs Stunden je eine Stunde im strömenden Wasserdampf verweilen läßt, so ist die Sterilisation durchaus genügend.

Zur mikroskopischen Beobachtung der Entwicklung einiger Pilze wird man auch Objektträger-Kulturen anlegen. Zu diesem Zwecke schneidet man aus dickem Karton Streifen von Objektträgerbreite und von zwei Dritteln Objektträgerlänge. In der Mitte dieser Streifen wird ein viereckiges Fenster von 15 mm Seitenlänge ausgeschnitten. Die so erhaltenen Kartontümmchen legt man in eine mit Wasser gefüllte Schale, die mit Deckverschluss versehen ist, und sterilisiert sie mit den Kulturflaschen. Auch das Sterilisieren von einigen Brunnenwasser wird nötig sein. Erlehmaherkolben, Reagenzröhrchen u. dgl. werden mit Wattepfropfen versehen. Als Watte eignet sich vorzüglich die schwer benetzbare vegetabilische Wolle.

## II. Phykomyceten.

Schon am zweiten Tage nach der Beschickung der Glasglocken mit Pferdemiß zeigt sich die erste Pilzvegetation. Ich will hier zunächst zwei typische Fälle besprechen, die oft in tadelloser Reinheit auftreten.

### A. Die Gattung Mucor.

Wenn man die Kulturgefäße von Anfang an täglich betrachtet, so sieht man, wie aus den Pferdemißballen feine, weiße Stielchen herauswachsen, die alle nach der Seite, von der her die Lichtstrahlen einfallen, gekrümmt sind. Sie treten oft so zahlreich auf, daß man die Oberfläche des Mistballens mit einem Stoppelfeld vergleichen kann. Nach wenigen Stunden und bevor diese steifen Stielchen die Länge eines Zentimeters überstiegen haben, schmücken sie sich schon mit einem weißen Köpfchen. Die Glasglocke ist auf der Innenseite mit tausend Wassertropfen bedeckt, ein Zeichen, daß der Luftraum mit Wasserdampf gesättigt ist. Das ist eine der Hauptbedingungen eines guten Pilzwachstums. Bald setzt das Längenwachstum ein. Die Stoppeln strecken sich zu wasserklaren, feinen Fäden, von denen jeder mit einem schwarzen Kügelchen abschließt. Um die Wette steigen sie empor, diese dünnen Sporangienträger, und machen erst Halt, wenn das dunkle Sporangium an die Glaswand stößt. Und wenn die Länge dieser kaum  $\frac{1}{20}$  mm dicken Fäden auch 20 cm übersteigt, wenn auch die mit Sporen beladenen Endzellen hind- und herschwanken, der Wasserdruck im Innern ist so groß, daß die Fäden sich kaum biegen, geschweige denn brechen. An vielen Sporangienträgern beobachtet man am Grunde einen silbergrauen Beschlag von feinen Tropfen; dies sind infolge des großen Zell-

saftdruck ausgepreßte Wasserperlen. Diese kräftigen, großen Sporangienträger, die oft das ganze Kulturgefäß anfüllen, gehören *Mucor Mucedo* L., der häufigsten Art der Gattung *Mucor*, an.

Neben diesen robusten Fäden trifft man oft ganz feine Sporangienträger, die eine Länge von 4 cm nur selten überschreiten. Schon beim

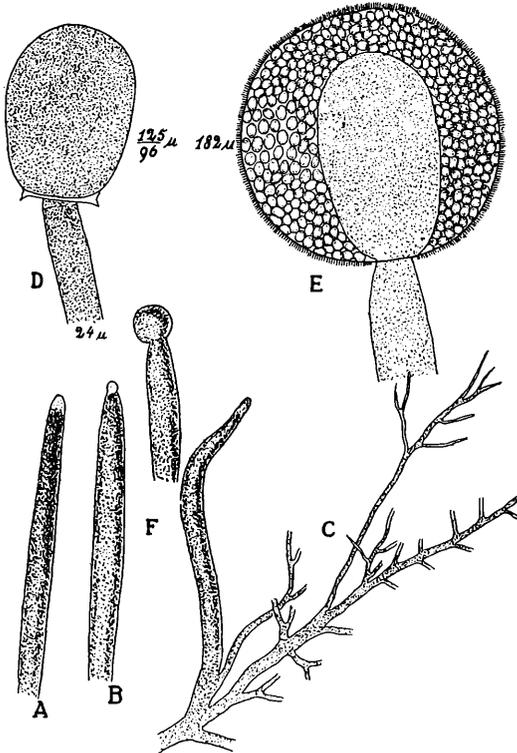


Abb. 1. *Mucor Mucedo*: A, B, C, F Entwicklung des Sporangiums; D Columella nach entleertem Sporangium; E optischer Längenschnitt durch ein Sporangium.

Hervorbrechen aus den Nährböden zeigen sie den feinen Bau. Unmittelbar über dem Nährboden werden bereits die Sporangien angelegt. Faßt man einen Sporangienträger mit der Pinzette, so fühlt man sofort, daß nicht ein einzelner Faden abgehoben wird, sondern ein ganzes Netzwerk von Sporangienträgern. Dieser Pilz ist *Mucor racemosus* Fresenius.

Mit diesen beiden *Mucor*-Arten lassen sich mehrere lehrreiche Versuche anstellen, die uns nicht bloß die Pilze näher kennen lehren, sondern von allgemeinem biologischem Interesse sind. Von besonderem Werte ist dabei, daß sie sich auch im Winter anstellen lassen, wo frisches Pflanzenmaterial spärlich ist; sie liefern auf Wochen hinaus reichliche Beschäftigung.

Um den Entwicklungsgang beider Arten zu studieren, legen wir zuerst Reinkulturen auf dem natürlichen Nährboden, also auf sterilisierten Pferdemist, an. Dazu benötigen wir entweder eine gewöhnliche Präpariernadel oder einen in ein Glasstäbchen gefaßten Platindraht. Nachdem man die Nadel ausgeglüht hat, streicht man sie über ein Sporangium und fährt dann mit der jetzt mit Sporen behafteten Nadel rasch über den sterilisierten Pferdemist. Dabei öffnet man die betreffende Glaschale so wenig als möglich; auch darf man den abgehobenen Glasdeckel ja nicht weglegen, da er sich sonst u. a. mit Sporen des Tischstaubes infiziert. Auf diese Weise werden mehrere Schalen geimpft, damit immer Reinkulturen zu weiteren Versuchen und Aussaaten zur Verfügung stehen. Für *M. Mucedo* wählt man etwa 20 cm hohe Glaszylinder, für *M. racemosus* genügen Schalen von etwa 4 cm Lustraum über dem Nährboden.

Sobald bei *M. Mucedo* das oben erwähnte „Stoppelfeld“ sich zeigt, wird ein Zylinder zur Untersuchung geopfert. Mit der Pinzette hebt man einen der gelblich-weißen, heliotropisch gekrümmten Fäden heraus und bringt ihn in einem Wassertropfen unter das Mikroskop. Schon mit schwacher Vergrößerung sieht man das Pilzmyzel, eine reichlich und fein verzweigte fadenförmige Zelle, die hie und da Querswände aufweist. Ein dichter Protoplasmainhalt tritt besonders da auf, wo die Myzelfäden Ausbuchtungen besitzen.

Aus diesem Myzel erheben sich dicke Schläuche, die mit dichtförmigem Plasma gefüllt sind. Nur die kegelförmige Vegetationsspitze enthält eine hyaline Masse, offenbar deswegen, weil hier das Plasma fortwährend zu Neubildungen verwendet wird. In den ersten Tagen nach der Ausaat gelingt es leicht, solche in die Luft wachsende Pilzfäden zu finden, die zur Sporangienbildung geschritten sind (vgl. Abb. 1 A, B, C, F). Am Ende der kegelförmig zugespitzten Fruchthyphe (so nennt man diese in die Luft wachsenden Pilzfäden) entsteht eine kugelige Erweiterung, die infolge der starken Protoplasmazufuhr rasch heranwächst. Dies ist das Sporangium. Die Sporangiumzelle kann über 200 μ Durchmesser erreichen. Hat sie die volle Größe erlangt, so grenzt sie sich durch eine tief in das Sporangium hineinragende, glockenförmig gewölbte Querswand ab (Columella; Abb. 1 D u. E). Im Plasma zwischen Columella und Sporangienwand werden die Sporen geformt (Abb. 1 E). Zerdrückt man ein junges Sporan-

gium, so sieht man, daß die zur Sporenbildung verwendeten Protoplastmateile in eine dichtförmige Zwischensubstanz eingebettet sind. Sind die Sporangien fertig gebildet und bringt man einen Sporangienträger in einem Tropfen Wasser auf einen Objektträger, so sieht man plötzlich das Sporangium im Wassertropfen schirmartig sich öffnen und die Sporen in eine Fläche ausbreiten. Die Ursache dieser Erscheinung liegt darin, daß die äußere Membran des Sporangiums im Wasser zerfließt, während die oben erwähnte Zwischensubstanz quellbar ist, so daß sie die Sporen auseinandertreibt. Die Außenmembran des Sporangiums ist mit feinen Nadelchen von oxalsaurem Kalk besetzt, die nach der Verquellung im Wassertropfen herumliegen.

Die Keimung der Sporen studieren wir an Objektträgerkulturen, zu denen man die auf Seite 21 beschriebenen sterilisierten Papp-  
rähmchen verwendet. Ein Objektträger wird dreimal durch die Flamme gezogen. Dann legt man ein Papprähmchen darauf. Da der viereckige Ausschnitt eine Seitenlänge von 15 mm besitzt, so nimmt man ein viereckiges Deckglas von 18 mm Seitenlänge, zieht es durch die Flamme und bringt mit einem sterilisierten Glasstäbchen einen Tropfen Nährlösung darauf. Damit der Tropfen nicht zerfließt, fettet man den Deckglasrand ein. Nunmehr werden die Sporen mit einer ausgeglühten Nadel auf den Tropfen gefät, worauf man das Deckglas durch eine rasche Bewegung umwendet und es mit dem jetzt daran hängenden Tropfen auf das Fenster des Papprähmchens legt.

Mißt man die ausgefäten Sporen, so findet man, daß sie bei 3—7  $\mu$  Breite 6—14  $\mu$  lang sind. Es sind ovale oder kugelige Zellen mit einer farblosen, homogenen, dünnen Membran und dichtem, hyalinen, schwach gelblichen Protoplasma.

Die Objektträgerkulturen werden in einer feuchten Kammer aufbewahrt, damit die Papp-  
rähmchen nicht zu stark austrocknen. Als feuchte Kammer kann man einen mit Wasser gefüllten Teller verwenden, in den man die Glaschale umgestülpt hineinstellt, die ihrerseits die Objektträger deckt. Das Ganze wird mit einer Glasglocke zugedeckt. Wer es besser machen will, kauft sich eine große Glaschale mit Glasdeckel und passenden Glasbänkehen. Diese Einrichtung kann bei unseren Versuchen noch vielfache Verwendung finden.

Sechs Stunden nach der Ausfaat zeigt die Objektträgerkultur folgendes Bild. Die Sporen

haben sich stark vergrößert. Ihre Länge ist fast auf das Doppelte gewachsen (20—24  $\mu$ ); der Breitendurchmesser beträgt bis 14  $\mu$ . Diese Volumenzunahme ist namentlich darauf zurückzuführen, daß der Zellsaft stark zugenommen hat und in Form von großen Vakuolen erscheint. Meistens zeigen sich eine zentrale große und mehrere kleinere periphere Vakuolen. Der Keimschlauch, der in den meisten Fällen in der Einzahl auftritt, erscheint gewöhnlich seitwärts. Raum 3  $\mu$  dick, enthält diese schlauchförmige Ausstülpung hyalines Plasma. Auf die mannigfaltigste Weise entstehen Seitenäste, wobei der Fall ungemain häufig ist, daß Seitenäste gerade am Ursprungsorte des Keimschlauches

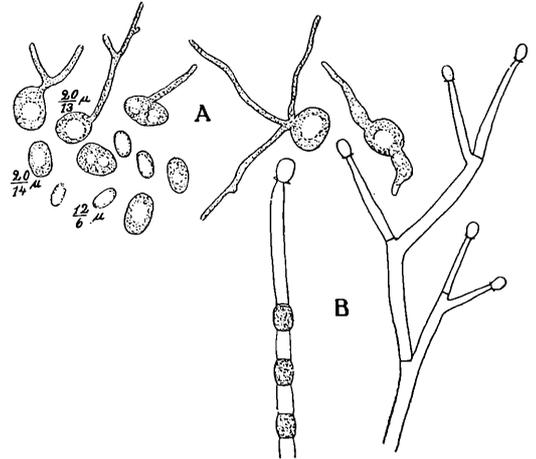


Abb. 2. A Keimung der Sporen von *M. Mucedo*; B rechts: verzweigter Sporangienträger von *M. racemosus*, links: Chlamydo-sporenbildung bei *M. racemosus*. (Nach Brefeld.)

aus der Spore entstehen. Eine Gesetzmäßigkeit der Verzweigung ist nicht zu beobachten. Selten entsteht an den beiden Polen der Spore je ein Keimschlauch (vgl. Abb. 2).

Mit *M. Mucedo* können wir einige lehrreiche physiologische Versuche vornehmen, die ganz vortrefflich geeignet sind, einige wichtige Erscheinungen des Pflanzenlebens in der Schule vorzuführen oder selbst kennen zu lernen.

1. Einfluß des Nährbodens. Um diese Frage zu studieren, richten wir folgende Nährböden in den schon mehrfach erwähnten Glaschalen her:

- |                                  |                |
|----------------------------------|----------------|
| a. Nährlösung                    | ohne Agar=Agar |
| b. "                             | mit            |
| c. Brunnenwasser                 | ohne           |
| d. "                             | mit            |
| e. Nährlösung mit 10% Nährzucker | ohne Agar=Agar |
| f. "                             | 10% " mit " "  |

Säen wir auf diesen Nährboden *M. Mucedo*=Sporen aus, so werden wir finden, daß

zum guten Gedeihen des Pilzes und namentlich zur Entwicklung von Sporangienträgern feste Nährböden nötig sind. Bei den Nährböden a und e entstehen die Lufthyphen erst, wenn das Myzel einen solchen dichten Filz gebildet hat, daß dieser die Rolle des festen Nährbodens übernimmt. Die Schalen a und e zeigen weiter, daß auch die verschiedenen Nährlösungen die Myzelbildung beeinflussen. Im Nährmedium a endet das Myzel in feine Zweige, während die Myzeläste in der zuckerhaltigen Nährflüssigkeit e dick und stumpf enden (Abb. 3). Bei Nährboden c wird man gar keine Vegetation beobachten, während d einige wenige Sporangienträger entwickelt. Die Schalen e und f beweisen, daß

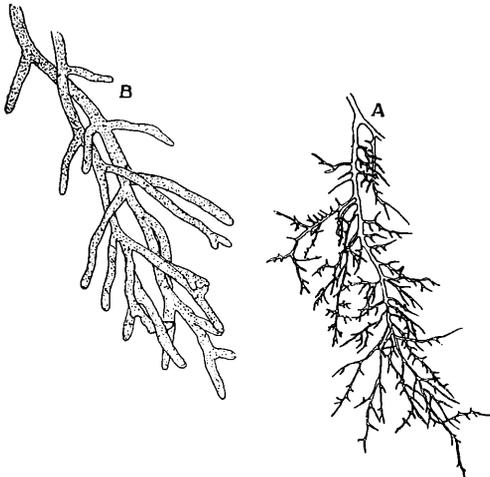


Abb. 3. Myzel von *M. mucedo*: A in Peptonnährlösung, B in Zuckernährlösung gewachsen.

eine Anreicherung des Nährbodens mit Kohlenhydraten keine Vegetationssteigerung des Pilzes zur Folge hat. Natürlich können auch andere Änderungen des Nährbodens in den Kreis der Versuche einbezogen werden, doch ist für größere Versuchsreihen das später zu besprechende *Thamnidium elegans* mehr zu empfehlen, bei dem der Einfluß verschiedener Nährböden noch schärfer hervortritt.

2. Einfluß des Lichtes. Nährboden: sterilisierter Pferdemist. Die mit Sporen beschickte Glaschale wird in eine weite Kristallfischerchale gestellt, in die man mit einigen Tropfen Sublimatlösung versetztes Wasser gegossen hat. Über die Kulturschale stülpt man eine etwa 15 cm weite Glasglocke, damit die Pilzvegetation sich voll entwickeln kann. So setzt man drei Kulturen an. Die eine wird an das Fenster gestellt. Die zweite stellt man unter einen schwarz austapezierten Pappzylinder. Die dritte wird mit einem ebensolchen Pappzylinder be-

deckt, der in  $\frac{2}{3}$  Höhe einen wagerechten Lichtschlitz besitzt. Im zweiten und dritten Kulturgefäß wird sich die üppigste Sporangienträgervegetation entwickeln. Das zweite Kulturgefäß zeigt nach einer Woche einen dichten Wald von gerade aufgerichteten oder nach allen Richtungen gleich orientierten Sporangienträgern. Bei üppiger Vegetation sind die Sporangienträger über 30 cm lang. Im dritten Kulturgefäß sind alle Fäden nach der Einströmungsöffnung des Lichtes hingewendet, was auch bei der Fensterkultur der Fall ist. Nur übertrifft die Üppigkeit der zweiten Kultur die derjenigen, die am Fenster stand, bedeutend. Wachstumshemmung durch das Licht und ausgesprochener Heliotropismus, zwei Erscheinungen, die bei den höheren Pflanzen eine so wichtige Rolle spielen, können also mit *M. mucedo* jederzeit tadellos vorgeführt werden. Der Versuch ist um so wertvoller und einfacher, als hier die Assimilation ganz ausgeschaltet ist.

*M. racemosus*-Kulturen zeigen bedeutend feinere Sporangienträger. Ihr wesentliches Unterscheidungsmerkmal ist die unregelmäßige, traubige Verzweigung, wobei die Äste selber wieder verzweigt sein können. Die Äste sind, wie die Stammzelle, mit kleinen Sporangien abgeschlossen, deren Durchmesser 70  $\mu$  kaum übersteigt. Infolge dieser Verzweigung bildet diese *Mucor*-Art eine richtige „Gestrüppvegetation“. So veränderlich die ganze Verzweigung ist, so veränderlich ist auch die Form der Columella. Die Sporen sind kürzer ellipsoidisch als diejenigen von *M. mucedo* und bei 5–8  $\mu$  Breite 6–10  $\mu$  lang. Was diese Art besonders auszeichnet, das sind die Chlamydosporen, die nicht nur im Myzel, sondern auch im Sporangienträger und in der Columella vorkommen können. An zahlreichen Stellen der Sporangienträger sammelt sich das Myzel zu dichten Ballen und grenzt sich durch eine feste Membran von der übrigen Zelle ab. Dadurch wird das Protoplasma des Sporangienträgers ganz für diese Dauerzellen aufgebraucht. Die Zellmembran der protoplasmaleeren Stellen löst sich auf; damit werden die Chlamydosporen frei. Auf einen Nährboden gebracht, wachsen sie wieder zu Myzel heran oder erzeugen sofort kleine Sporangienträger. Auch diese *Mucor*-Art läßt sich dazu benützen, einen Einblick in die Abhängigkeit der Form vom Nährmedium zu erhalten. Man sät die Sporen dazu, wie oben beschrieben, auf den verschiedensten Nährböden aus. (Fortsetzung folgt.)

# Eine neue Filtrier- und Fixiervorrichtung für Plankton.

Von C. M. Lüttgens. \*)

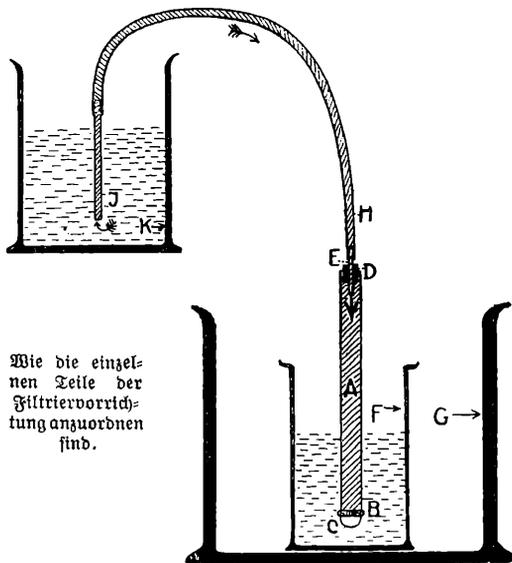
Mit 1 Abbildung.

Das Filter besteht aus einem Glaszylinder A von 21 cm Höhe und  $3\frac{1}{2}$ — $4\frac{1}{2}$  cm innerer Weite, der an beiden Enden etwas verengt und dessen untere Öffnung B durch ein mittels eines Gummiringes befestigtes Stück Seidengaze C geschlossen ist, während im oberen Ende D ein Gummischlauch H mit einer Glasröhre E von 10 cm Länge und 1 cm lichter Weite steckt. Dieser Glaszylinder steht in einem Gefäß F, das etwas niedriger, aber 2—3 mal so breit ist und in einem dritten, noch umfangreicheren Gefäß G steht. Von der Glasröhre E führt ein Gummischlauch H zu einem kurzen Rohr I, das in dem Gefäß K steht. Die Vorrichtung EHI soll als Saugheber wirken. Das Gefäß K ist infolgedessen erhöht anzubringen; der zweckmäßigste Höhenunterschied wird durch Versuche ermittelt.

K enthält das zu filtrierende Planktonmaterial. Der Zylinder A wird durch E mit dem gleichen Wasser gefüllt, wie es sich in K befindet. Dann kneift man den Gummischlauch H dicht über E zu, hebt den Zylinder A ein wenig in die Höhe, so daß das Wasser abläuft, und öffnet H wieder, bevor A sich ganz entleert hat. Die Saugwirkung des ablaufenden Wassers zieht dann das Planktonwasser aus K durch den Schlauch nach A hinein, wo es durch das Filter in das Gefäß F übertritt und zwar mit einer Geschwindigkeit, die dem Höhenunterschied zwischen K und A entspricht, so daß man es in der Hand hat, die Filtriergeschwindigkeit zu regeln. Die in dem Wasser enthaltenen Organismen bleiben natürlich auf dem Filter zurück. Ist der Planktongehalt groß, so kommt es gelegentlich vor, daß der Organismenbrei die Maschen der Seidengaze verstopft. Das Filter wird aber sofort wieder gebrauchsfähig, wenn man den Zy-

linder A etwas anhebt und schnell wieder niederseht.

Die Vorteile dieses Verfahrens liegen darin, daß die Aussonderung des Planktons sozusagen selbsttätig geschieht, und daß die Organismen auf dem Filter nicht austrocknen. Auch läßt sich die Vorrichtung sofort zum Fixieren des auf dem Filter vorhandenen Planktons verwenden. Dazu gießt



Wie die einzelnen Teile der Filtriervorrichtung anzuordnen sind.

man die Fixierflüssigkeit in ein F ähnliches Gefäß, löst den Gummischlauch von E ab und hebt A an, so daß etwas Wasser abläuft. Dann schließt man die Öffnung des Rohres E mit dem Daumen und überführt A in das Gefäß mit dem Fixierungsmittel, das durch das Filter hindurchdringt, sich mit dem Wasser in A mischt und so die Organismen fixiert. Die Menge des in A zu belassenden Wassers und die Konzentration und Menge des Fixierungsmittels sind vorher genau festzustellen, damit nach erfolgter Mischung das richtige Verhältnis herrscht.

\*) Nach Ch. Francotte, Appareil pour la préparation et le triage du plancton. Bull. de l'Inst. Océanogr. Monaco, Nr. 222.

## Briefe an die Redaktion.

Sehr geehrte Redaktion!

Zu dem Heft 10 des VII. „Mikroskopos“-Jahrgangs (S. 239 f.) erschienenen Artikel „Die Selbstanfertigung eines Zeichentisches für das Mikroskop“ möchte ich Ihnen folgende Mitteilung machen. Durch den Artikel angeregt, ließ

ich mir einen solchen Zeichentisch von meinem Schreiner anfertigen, jedoch abgeändert nach folgenden Gesichtspunkten:

1. Die Bildentfernung im Mikroskop beträgt 250 mm, die Länge des Armes meines Abbe-Zeichentischapparats (Zeiß) 125 mm. Um ein genau gleiches

wie das gesehene Bild zu zeichnen, muß sich also die Zeichenfläche 125 mm senkrecht unter dem Spiegel des Zeichenapparats befinden.

2. Jede von 45° abweichende Neigung des Zeichen spiegels erfordert eine entsprechende Neigung der Zeichenfläche, wenn keine Verzerrungen

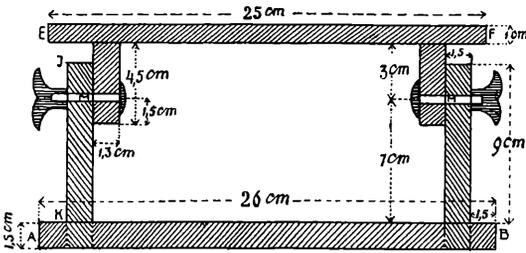


Abb. 1. Längenschnitt durch den Zeichentisch.

aufzutreten sollen. Nun ist der in dem oben erwähnten Artikel beschriebene Tisch ein für allemal in seiner Höhen- und Seitenlage fixiert. Ich habe deshalb am Grundbrett die Anschlagstelle für das Mikroskop weggelassen. Dadurch kann der Tisch sowohl gehoben als auch um 90° in der Wagerechten gedreht werden, so daß Neigungsverschiedenheiten zwischen Spiegel und Zeichenfläche ausgeglichen werden können. Allerdings geht dies nur bei aufrechtstehendem Mikroskop, doch ist diese Unbequemlichkeit schließlich unwesentlich, wenn man die Billigkeit des Tisches (mein Tisch kostete in Eiche fix und fertig 2.— Mark) berücksichtigt.

Zuletzt hätte ich noch zu bemerken, daß die Einstellung der Drehungsachsen nicht so sehr schwierig ist. Auf einem zweiten größeren Brett kann die richtige Stellung für Mikroskop und Zeichentisch durch Marken oder Anschläge festgelegt werden, so daß der Tisch immer noch im Sinne des Originalartikels gebraucht werden kann.

Ich mache Ihnen diese Angaben in der Annahme, daß sich vielleicht andere Teilnehmer für diese Änderungen, die meines Erachtens eine nicht unwesentliche Verbesserung des Apparats bedeuten, interessieren. Wenn Sie es wünschen, bin ich gern bereit, Ihnen die Maße meines Tisches und Mikroskops anzugeben. Diese Maße gehen ja zusammen und sind schließlich für verschiedene Mikroskope verschieden.

Mit vollkommener Hochachtung  
G. J. Koesch.

Wir baten Herrn Koesch um Einsendung der Maßangaben und erhielten daraufhin folgende Zuschrift:

Sehr geehrte Redaktion!

Einliegend übersende ich Ihnen zwei Skizzen meines Zeichentisches, die alle nötigen Maßangaben enthalten (s. Abb. 1 und 2). Ich muß jedoch gestehen, daß der Zeichentisch damals, als der Aufsatz erschien, etwas übereilt angefertigt worden ist. Bei einer Neuverfertigung würde ich folgende Punkte berücksichtigen:

1. Die Ausdehnung BK (vgl. Abb. 2) mit 11 cm ist zu groß; 5 cm genügen vollkommen. In diesem Falle kämen die Träger also in die Mitte der Breitseite zu stehen.

2. Eine quadratische Zeichenfläche wäre zweckmäßiger. Um eine für alle Fälle genügend große Zeichenfläche zu haben, würde ich 25 cm Seitenlänge wählen; darunter wäre wohl zu klein, darüber würde den ganzen Apparat unförmig und unhandlich machen.

3. Würde ich die Drehungsachse des Tisches mindestens 2 cm höher legen als die des Mikroskops, da Höhenunterschiede durch Vor- oder Rückwärtschieben des Tisches ausgeglichen werden können, falls der Tisch im Sinne des Originalartikels gebraucht werden soll.

Dadurch, daß mein Tisch aus Eiche hergestellt ist, daß ferner Träger, Grundbrett und Bei-

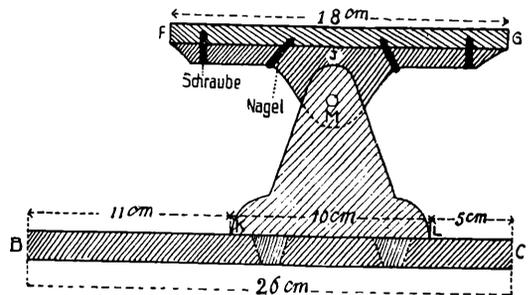


Abb. 2. Querschnitt durch den Zeichentisch.

zeichenfläche mindestens 1 cm dick sind, wird so große Festigkeit erzielt, daß ein Anbringen von Leisten zwischen den Trägern überflüssig ist.

Ich habe mich bemüht, den Tisch auf den beigefügten Skizzen so gut wie möglich darzustellen, doch sind die in diesem Schreiben erwähnten Verbesserungen dabei nicht berücksichtigt. Ich würde mich freuen, wenn meine Ausführungen anderen „Mikrokosmos“-Lesern nützen könnten. Sollte irgend etwas noch unklar sein, so bin ich zu jeder weiteren Auskunft gern bereit.

Hochachtungsvoll  
G. J. Koesch.

## Kleine Mitteilungen.

Ein neues Verfahren zur Orientierung von Paraffinblöcken wird von Harvey im „Journ. of Path. and Bact.“ (Cambridge, Bd. XVIII, Nr. 1) beschrieben. Das Verfahren besteht darin, in den Block ein dünnes Stäbchen aus gefärbtem Paraffin von etwas höherem Schmelzpunkt einzu-

führen, solange das Blockparaffin noch flüssig ist. Das Stäbchen, das etwas länger sein soll als der Block, kann dann leicht einer Seite des Objekts entsprechend gerichtet werden. Ist der Block erstarrt, so schneidet man das überstehende Ende des Stäbchens ab. Da die Orientierungsmarke

den ganzen Blod durchzieht und klar und scharf hervortritt, wird die Orientierung sehr erleichtert.

G. J. Koeckh.

**Eine Modifikation der Gram-Färbung**, die leicht und schnell zu handhaben ist und dabei zuverlässige Ergebnisse liefert, hat Jensen (Berl. klin. Wochenschr., Jahrg. 49, 1912, S. 1663 ff.) angegeben. Man fertigt einen Objektträgerausstrich an, läßt ihn an der Luft trocknen, zieht ihn durch die Flamme und gießt nach der Abkühlung eine 1/2proz. wässrige Methylenblaulösung darauf, die man 15–30 Sekunden einwirken läßt. Hierauf spült man mit Jodjodkaliumlösung (1:2:100) ab und läßt dann das Präparat in einer neuen Menge dieser Flüssigkeit 1/2–1 Minute verweilen. Nach Abspülen mit absol. Alkohol entfärbt man durch Schütteln mit einigen Tropfen absol. Alkohol und färbt dann 15–30 Sekunden mit einer 1 Promill. wässrigen Neutralrotlösung. Hierauf wird mit Wasser abgespült, mit Filtrierpapier abgetrocknet und an der Luft getrocknet. Man kann sofort mit Zimmersion untersuchen oder auch durch Xylol in Dammarharz einschließen. Dr. H. S.

**Die Histogenese der Thymus** untersuchte in Fortsetzung seiner Studien über Blut- und Bindegewebe (vgl. „Mikrokosmos“, VI, 1912, S. 197) Maximow bei Amphibien (Archiv für mikrosk. Anat., Bd. 79, Abt. 1, S. 560 ff.). Fixiert wurde wie früher mit Zenker-Formol, eingebettet in Zelloidin. Zur Färbung wurde besonders Eosin-Azur in einer Zusammensetzung von 16 T. Eosin, 8 T. Azur und 80 T. Wasser gebraucht, das die verschiedenen Zellbestandteile in ausgezeichnete Weise färbt, und zwar Dottereichen und eosinophile Körner hellrot, Myxomatin und Nervenfasern hellrosa, Basichromatin dunkelblau, Nucleolensubstanz violett. Vor allem kann scharf unterschieden werden zwischen Lymphozyten und Epithelien, da das basophile Protoplasma der letzteren dunkelblau, die Epithel- und Mesenchymzellen aber hellrot gefärbt werden. Dr. H. S.

**Zur Fixierung von embryonalem Leguminosenermaterial** wandte Diego (Jahrb. f. wissenschaft. Botanik, Bd. 52, S. 622 ff.) Zueis Gemisch in folgender Zusammensetzung an: 20 g Zinkchlorid + 20 cem Eisessig + 60 cem 50proz. Alkohol. Für aus Samen gezogene Wurzeln fanden folgende Gemische Anwendung: 1. 60 cem 1proz. Chromsäure + 8 cem 2proz. Osmiumsäure + 72 cem destill. Wasser; 2. 10 g Chromsäure + 15 cem Eisessig + 1000 cem Wasser; 3. 10 g Sublimat + 3 g Eisessig + 300 g destill. Wasser. Zur Färbung ist mit Vorteil Heidenhain'sches Eisenalaun-Hämatoxylin bei Nachfärbung mit Eosin-Melkenöl zu verwenden. Letzteres läßt man 20–30 Minuten einwirken und wäscht dann mit Xylol sorgfältig aus. Dr. H. S.

**Zur Behandlung von Trypanosomen aus Kulturen**, deren Färbung bekanntlich Schwierigkeiten macht, hat Ponselle (Compt. Rend. Soc. Biolog. Paris, Bd. 74, S. 1072; f. Zeitschr. für wissenschaft. Mikrosk., Bd. 30, S. 536) folgende Methode für zweckmäßig befunden: Man übergießt das Deckglaspräparat mit einer genügenden Menge eines Gemisches von 50 cem absol. Alkohol + 10 Tropfen Jodtinktur, läßt 5 Minuten einwirken, wäscht mit absol. Alkohol aus und läßt trocknen. Dann bringt man auf das Präparat einige Tropfen irgendeines Serums (z. B. des

auf 56° erwärmten Serums vom Pferde), läßt wieder 5 Minuten einwirken und wäscht mit dest. Wasser aus. Hierauf wird mit verdünnter Giemsa-Lösung (1 Tropfen auf 1 cem dest. Wasser neutral!) 15–30 Minuten gefärbt, mit dest. Wasser ausgewaschen und getrocknet. Dr. H. S.

**Hydren konserviert man**, indem man eine Anzahl Individuen in ein Abdampfgeschälchen mit wenig Wasser bringt, so daß sie die Tentakeln gerade noch austrecken können, ohne sich zu berühren. Haben sie sich vollständig ausgestreckt, was meist schon nach wenigen Minuten der Fall ist, so übergießt man sie mit heißem Sublimatalkohol. Darauf behandelt man mit Jodalkohol, färbt in Boraxkarmin und überträgt durch steigenden Alkohol und Xylol in Kanadabalsam. Vor dem Einbetten ist sehr gut zu entwässern, wenn die Präparate gut werden sollen. G. D. Lz.

**Zum Konservieren von Pilzen für Schaulamungen** empfiehlt sich nach Engelle (4. und 5. Jahresbericht d. Niederächs. bot. Vereins, 1913) eine Mischung von 30 g Borax + 50 g Mann + 500 g Wasser + 250 g 95%igem Äthylalkohol + 250 g Glycerin. Es lassen sich darin alle fleischigen Pilze, die sich beim Trocknen verändern, also hierfür nicht geeignet sind, konservieren: Tremellineen, Klavarieten, Agarizineen, fleischige Ascomyzeten (mit Ausnahme der Boletusarten, die dauernd nachfärben). Die in dieser Mischung aufbewahrten Pilze eignen sich auch sehr gut für mikroskopische Untersuchungen. G. D. Lz.

**Das Nervensystem der Teichmuschel** kann man nach Splittköpfer (Zeitschr. für wissenschaft. Zool., Bd. 104, S. 388) präparieren, wenn man frische Tiere in 2–3proz. wässrige Salpetersäurelösung bringt, bis zur Auflösung der Schale darin läßt und dann mit Wasser abspült. Vorteilhaft ist es, die Tiere hierauf noch einige Tage in 40proz. Alkohol zu bringen. Eventl. kann man auch noch mit 1proz. Osmiumsäure nachbehandeln (im Dunkeln), bis eine Schwärzung der Nerven eintritt. Man muß hierauf 24 Stunden im Dunkeln wässern. Um Schnitte anzufertigen, fixiert man in einem Gemisch von 40 Gewichtsteilen Kaliumbichromat, 10 Gewichtsteilen 1proz. Osmiumsäure und 25 Gewichtsteilen Pikrinschwefelsäure nach Reinberg, wäscht aus, entwässert wie gewöhnlich und bettet in weiches Paraffin ein. Gefärbt wird mit Boraxkarmin. Dr. H. S.

**Über das Sammeln und Präparieren der Tarbigraden** gibt Basse (Zeitschr. f. wissenschaft. Zoologie, 80. Bd., S. 260) folgendes an: „Zum Sammeln des Materials bediente ich mich der Methode des Zentrifugierens. Die zerkrümelten Moosteile wurden in einem Standzylinder mit viel Wasser übergossen, und durch längeres Stehen wurden die schwereren Teile am Boden gesammelt. Durch Abgießen der oben schwimmenden Vegetabilien in mehrmaliges Wiederholen hatte ich schließlich in einem kleinen Restschlamm den größten Teil der Lebewesen, Tarbigraden, Rotatorien, Nematoden usw., erhalten. Die reichste Ausbeute ergab Sedimenten.“ — „Um die Tarbigraden in den Zustand der Anisozoen zu versetzen, brachte ich sie in Röhrchen mit ausgekochtem Wasser und schloß die Luft durch eine Nischicht ab. Die besten Konservierungsergebnisse ergab heißer Sublimatalkohol. Ferner verwandte ich mit gutem Erfolge Zenker- und Hermann'sche Lösung. Gefärbt wurde

mit Hämatoxylin, Eosin; beides zusammen oder ersteres mit Pikrin, ferner nach Heidenhain; die Totalpräparate wurden mit Pikrofarmin oder Boraxfarmin gefärbt oder als ungefärbte Glyzerinpräparate untersucht.“ G. D. Vj.

**Um Studien über Regeneration bei Planarien anzustellen,** verfährt man nach Lang (Archiv f. mikr. Anatom., Bd. 79, Abt. 1, S. 361 ff.) folgendermaßen. Wenn möglich, sind frisch gefangene Tiere zu den Versuchen zu verwenden, andernfalls soll man sie nicht länger als zwei Tage in einem Aquarium mit viel Blättern und Futtertieren halten. Operierte Tiere dürfen nicht gefüttert werden, um Infektionen vorzubeugen. Zum Operieren legt man das Tier auf einen Kork, den man, je nachdem sich das Tier zusammenzieht oder zu stark beugt, mehr oder weniger befeuchtet. Unter der Lupe führt man im gegebenen Augenblick mit einem scharfen Messer den gewünschten Schnitt und überträgt die Stücke mittels eines weichen Pinsels in eine Schale mit Brunnenwasser, das man anfänglich täglich und später alle zwei Tage erneuert. Beim Fixieren muß man den richtigen Augenblick abpassen. Am besten übergießt man das Tier mit der Fixierungslösung, wenn es sich nach einer Kontraktion kurze Zeit ruhig verhält, und zwar am vorteilhaftesten von der Seite her, um zu verhindern, daß sich das Tier fest an das Glas heftet. Fixiert wird mit Flemmingscher Lösung (bis zu zwei Tagen) oder mit Sublimat, das auf 60–70° erhitzt ist. Eingebettet wird in Paraffin; zur Färbung verwendet man Hämalaun und Kongorot, oder an Stelle des letzteren Eosin, Pikrofarmin oder nach Fixierung in Flemmingscher Lösung Safranin. Dr. R. S.

**Bau und Entwicklung der Blutlympheindrüsen** studierte v. Schulmacher (Archiv für mikr. Anatomie, Bd. 81, Abt. 1, S. 92) an Material von frisch geschlachteten Schafen. Fixiert wurde

mit Zenker-Formol, Sublimat-Pikrinsäure und Formol-Alkohol, eingebettet in Zelloidin. Zur Färbung wurden Delafields Hämatoxylin und Eosin verwendet, und zwar in stark verdünnten Lösungen. Mit Eosin wurde meist mehr als zwölf Stunden gefärbt und dann ausgiebig, bis zu mehreren Stunden, mit Alkohol differenziert.

Dr. R. S.

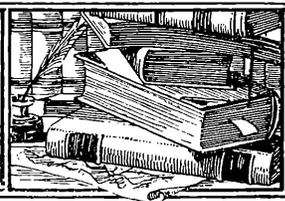
**Um im menschlichen Gehirn neben den Gliafasern und dem glösen Zellplasma die Gliatornchen der Stützgewebezellen färben zu können,** fixiert Eisath (Arch. f. Psychiatrie und Nervenkrankheiten, XLVIII, S. 896) etwa 4 Wochen in einem Gemisch von 1000 Teilen Wasser, 25 Teilen Kaliumbichromat und 15 Teilen schwefelsaurem Natrium; vor Gebrauch sind 150 Teile Formol hinzuzufügen. Man hebt eventuell das Material auf, indem man es auswäscht und in 10%iges Formol bringt. Oder man klebt die fixierten Stücke mit Siegelack auf Kork auf und stellt Schnitte her, die man für beliebige Zeit in 10%ige Formollösung überträgt, um sie vor dem Färben für 30 Sekunden in 0,20%iges mähriges Sublimat zu bringen. Nach sorgfältigem Auswaschen in Wasser färbt man auf dem Objektträger mit einer alten verdünnten Mallorhschen Hämatoxylin-Molybdänsäurelösung (1 Teil Häm., 6–10 Teile Chloralhydrat, 1 Teil 10%ige Phosphormolybdänsäure, 100 Teile Wasser). Es wird nochmals in Wasser ausgewaschen und hierauf in einem jedesmal frisch zu bereiten Gemisch gleicher Teile einer 40%igen Lösung von Gerbsäure in 50%igem Alkohol und einer 20%igen Lösung von Pyrogallussäure in 80%igem Alkohol gebleicht. Es folgt Behandlung mit steigendem Alkohol, Karbolyzol, Xylol und Einschuß in Kanadabalsam. Vorteilhaft ist es, die Schnitte nach Fertigstellung 2–3 Wochen im Lichte aufzubewahren.

Dr. R. S.



## Bücherchau.

Bei der Fülle der eingehenden Neuerscheinungen können wir unvorangehend nur mit Titel, Verlag und Preis aufzählen. Eine Rücksendung nicht besprochener unvorangehent Werke erfolgt nicht.



**Archiv für Hydrobiologie und Planktonkunde.** Herausgegeben von D. Zacharias. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart. Bd. IX, Heft 2 und 3.

Von Wietz ist die Fortsetzung seiner Arbeit über die Hydrafauna von Kamerun erschienen. Meister gibt einen zweiten Beitrag zur Bazillarienfauna von Japan. Eine reich illustrierte Abhandlung über die freilebenden Nematoden der Schweiz von Steinert gibt eine Darstellung mehrerer neuer Arten. Walter beschreibt in Heft 2 eine Süßwasserpalatavie aus dem Nierwaldstättersee. Sonntagmann berichtet in Heft 3 über Chaetoceras zachariasii. Beide Mitteilungen sind interessant, da sie zeigen, wie Meeresorganismen im Laufe der Zeit ins Süßwasser übergehen können. Beiträge zur Kenntnis der Rotatorienfauna liefern: Leistikow (Mönersee: Heft 2) und R. Sacke (Wärten, Mürtenberg, Schellen: Heft 3). Heft 2 enthält biologische Mitteilungen über den Gamminerboden und den Gladower Colbig von Stroede. Klümke berichtet in Heft 3 über mecklenburgische Gewässer. Auf die

wertvolle Literaturzusammenstellung über Algen und Staetaten von Lemmermann in Heft 2, sowie auf die beiden Artikel „Neue Ziele und Aufgaben der Gewässerbiologie“ von D. Zacharias und „Zum Plane eines Forschungsinstituts für Hydrobiologie“ von W. Franz sei besonders aufmerksam gemacht. Beide Biologen vertreten mit großer Wärme und Überzeugung die Notwendigkeit eines groß angelegten Hydrobiologischen Instituts. Dr. S. Bachmann.

**W. J. Palladin, Pflanzenanatomie.** Nach der 5. russischen Auflage übersetzt und bearbeitet von G. Tschislow. 1914, Leipzig, W. G. Teubner, geb. M 4.40, geb. M 5.—

Wir sehen in dieser Übersetzung keine Bereicherung unserer botanischen Literatur, die mehrere Werte besitzt, die in Darstellung und Inhalt dem Palladinschen weit überlegen sind. Übrigens ist das ganze Abbildungsmaterial Palladins anderen deutschen Werken entnommen. Eine so umfangreiche Entlehnung von Abbildungen geht u. G. ein wenig zu weit. S.

# Mit Mikroskop und Kamera Beiblatt zum „Mikrokosmos“

Dieses Beiblatt berichtet über alle Fortschritte der Mikrophotographie und leitet zu mikrophotographischen Arbeiten an; vor allem aber dient es zur Veröffentlichung guter Mikrophotographien mit oder ohne begleitenden Text, die unsere Leser ändern zugänglich machen wollen. Wir nehmen entsprechende Einfendungen gern entgegen. Die Veröffentlichung erfolgt nach Maßgabe des verfügbaren Raumes.

## Über das Mikrophotographieren auf Gaslichtpapier.

Von Einar Naumann.

Mit 2 Abbildungen.

Für mikrophotographische Aufnahmen werden im allgemeinen stets Platten benutzt. Papiere werden zwar dann und wann, z. B. zur photographischen Darstellung ganzer Schnitt-

beiten sind ja im allgemeinen nur sehr geringe Vergrößerungen (bis 100  $\times$ ) erforderlich, und da nun mehrere Papiere gerade bei geringerer Vergrößerung die besten Ergebnisse liefern, so

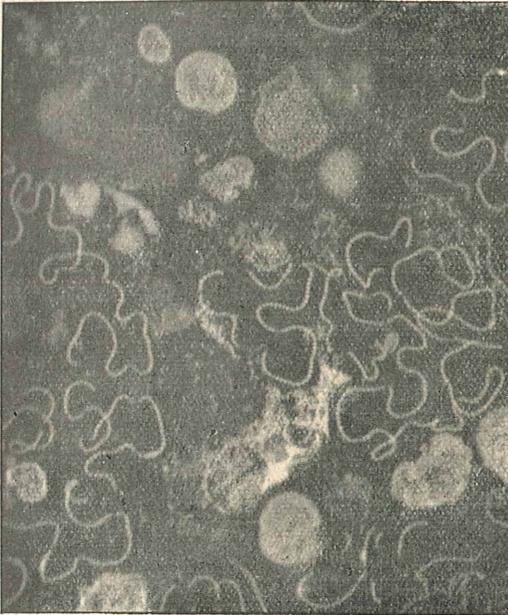


Abb. 1. Anabaena-Coelosphaerium-Plankton. Negativbild auf Gaslichtpapier. Präparation: Netzprobe in Formol-Lyzerin eingeschlossen.

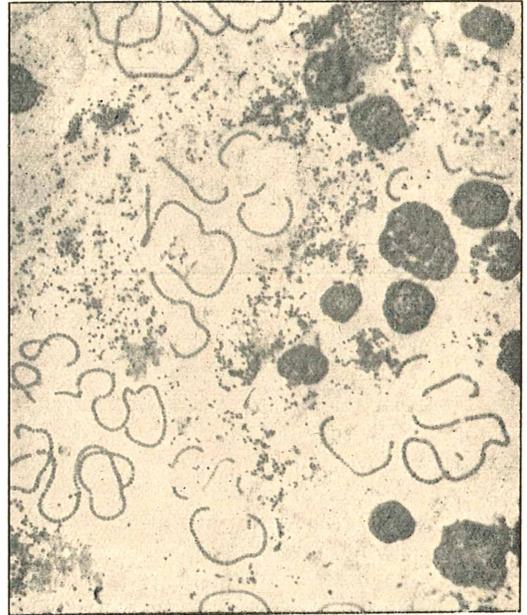


Abb. 2. Anabaena-Coelosphaerium-Plankton. Ohne Umkopieren gewonnenes Positivbild auf Gaslichtpapier. Präparation wie bei Abb. 1.

reihen und ähnliche Aufgaben, gebraucht, ihre Leistungsfähigkeit ist aber meines Erachtens im großen und ganzen nur ungenügend bekannt.

Seit einigen Jahren habe ich an der Süßwasser-Biologischen Station Aneboda in Schweden verschiedene Versuche über die mikrophotographische Darstellung von Planktonorganismen nach vereinfachtem Verfahren durchgeführt und mich dabei immer mehr der Papier-Methode zugewendet. Für derartige Ar-

beit es ohne weiteres verständlich, daß die Papiermethode gerade auf diesem Gebiete gute Dienste leisten kann, zumal beträchtliche Ersparnisse an Zeit und Geld damit verbunden sind.

Da die mikrophotographische Darstellung der Planktonformationen zu den reizvollsten Aufgaben der Mikroskopie gehört, und da hierbei gute Ergebnisse auch mit sehr einfachen Apparaten zu erzielen sind, sei es mir gestattet, an dieser Stelle in aller Kürze einen Überblick über

die von mir seit längerer Zeit erprobten Methoden zu geben.<sup>1)</sup> Sie sind so einfach und dazu so billig, daß ich sie jedem, der sich mit Planktonstudien befaßt, warm empfehlen kann.

Zunächst sei betont, daß die Gaslichtpapiere, die ich zur mikrophotographischen Aufnahme der Planktonorganismen benütze, nicht die hohe Lichtempfindlichkeit der Platten besitzen; somit ist eine besondere Dunkelkammer entbehrlich. Des weiteren sind die Papiere verhältnismäßig billig, so daß man es sich zur Regel machen kann, immer das nächstgrößere Format zu verwenden, als das, welches das fertige Bild haben soll. Steht z. B. eine  $13 \times 18$  cm = Kamera zur Verfügung, so verwendet man auch  $13 \times 18$  cm = Papiere. Man ist dann sicher, durch zweckmäßiges Beschneiden ein gut aussehendes  $9 \times 12$  cm = Bild zu erhalten usw. Um Unschärfe zu vermeiden, legt man zunächst eine Pappscheibe oder eine alte Glasplatte in die Kassette, und darauf dann das Papier, das auf diese Weise glatt und fest liegt. Schleierbildung hat man bei sauberer Arbeit nicht zu befürchten, auch Beleuchtungsfehler kommen bei der relativen Unempfindlichkeit des Papierses selten in Betracht.

Ein Beispiel der mit Gaslichtpapier zu erzielenden Ergebnisse gibt Abbildung 1, die sommerliches *Zyanoophyceen*-Plankton aus einem südschwedischen See darstellt. Das Bild ist in der üblichen Weise mit einem einfachen mikrophotographischen Apparat hergestellt worden, aber direkt auf Gaslichtpapier. Es ist zwar ein Negativ, doch stört das, wenn man sich erst einmal daran gewöhnt hat, kaum. Im Original (bei der Reproduktion auf gewöhnlichem Druckpapier leiden die Feinheiten immer) sind die Negativbilder durch den scharfen Gegensatz der schwarzen und weißen Linien und Flächen weit schöner als gewöhnliche Positivaufnahmen. Dieses Verfahren, das sich zur mikrophotographischen Darstellung der meisten Phytoplankton-Organismen des Süßwassers gut eignet, bezeichne ich kurz als *Dunkelfeldmanier*. Die Belichtungszeit beträgt dabei, falls man mit Sonnenlicht und 100facher Vergrößerung arbeitet, etwa 30 Sekunden; doch muß man eine Mattscheibe in die Blendenöffnung legen.

<sup>1)</sup> Eine ausführliche Darstellung erscheint in der „Internationalen Revue der Hydrobiologie“.

Selbstverständlich lassen sich die Negativbilder aber auch kopieren, was wiederum auf Gaslichtpapier geschieht. Auf diese Weise erhält man dann Positivbilder. Indessen ist es durchaus nicht nötig, sich des lästigen Kopierprozesses zu bedienen, wenn man Positivbilder wünscht, da man die Mikrophotographien auch direkt als Papierpositive herstellen kann.

Das von mir hierfür ausgearbeitete Verfahren benützt gleichfalls Gaslichtpapier, doch ist für die Aufnahme im mikrophotographischen Apparat unbedingt eine starke Lichtquelle (Sonnenlicht oder Bogenlampe) erforderlich, auch dauert die Belichtung beträchtlich länger als bei Negativbildern. Im einzelnen geht man folgendermaßen vor: Nachdem das Bild auf der Mattscheibe scharf eingestellt worden ist, legt man eine Sternblende in die Blendenöffnung des Mikrostops und erzeugt auf diese Weise ein Dunkelfeld. Man prüft, ob die Dunkelfeldbeleuchtung über das ganze Gesichtsfeld gleichmäßig verteilt ist, schiebt die Kassette mit dem Gaslichtpapier ein und belichtet bei etwa 100facher Vergrößerung einige Minuten (bei Sonnenlicht Mattscheibe in die Blende legen). Nach dem Entwickeln erhält man ein Positivbild.

Dieses Verfahren, das sich besonders gut zur Wiedergabe feinsten Einzelheiten gewisser Diatomeen-Formationen eignet, bezeichne ich kurz als *Hellfeldmanier*. Als Beispiel dafür gebe ich in Abb. 2 dieselbe Formation, die Abb. 1 als Negativ zeigt, als direktes Positivbild wieder.

Nach diesen Methoden ist es möglich, mit jeder beliebigen mikrophotographischen Einrichtung ausgezeichnete Bilder auf Gaslichtpapier zu erhalten. Die teuren Platten fallen weg, ebenso das umständliche Kopieren, das vollständig überflüssig ist. Was man darzustellen wünscht, läßt sich unmittelbar photographieren. Somit wird nicht nur an Geld, sondern auch an Zeit ganz gewaltig gespart. Übrigens läßt sich das Verfahren außer auf Planktonorganismen auch auf zahlreiche andere Objekte anwenden, für die man die richtigen Arbeitsbedingungen durch Versuche leicht herausfinden kann. Außerdem gestattet die Hellfeldmethode die direkte Herstellung von Diapositiven verschiedener Art. Darüber gedenke ich später an anderer Stelle näher zu berichten.

# Das Laboratorium des Mikroskopikers

## Beiblatt zum „Mikrokosmos“.

In diesem Beiblatt, das in zwanziger Folge erscheint, veröffentlichen wir Beschreibungen neuer Apparate und Instrumente für sämtliche Zweige der Mikroskopie, um dadurch einen dauernden Überblick über die Fortschritte der Apparatechnik zu geben. Ebenso bringen wir hier Anleitungen zur Selbstanfertigung mikrotechnischer Glühapparate, um unsern Lesern die Vervollständigung ihrer Apparatur auf dem billigsten Wege zu ermöglichen.

### Die Selbstanfertigung einer elektrischen Mikroskopierlampe.

Von K. Diets.

Mit 2 Abbildungen.

Die in Heft 10 des vorigen „Mikrokosmos“-Jahrgangs (S. 198 ff.) von Höppener beschriebene Mikroskopierlampe ist jedenfalls sehr brauchbar, scheint mir aber, da ein Transformator notwendig ist, etwas kostspielig zu sein. Dazu kommt, daß die Lampe, wenn sie wirtschaftlich arbeiten soll, nicht mit Gleichstrom betrieben werden kann. Ihre Verwendbarkeit ist also offenbar beschränkt. Vielleicht interessiert es die „Mikrokosmos“-Leser daher, von einer elektrischen Mikroskopierlampe zu hören, die sich sehr billig herstellen läßt, sowohl mit Gleich- wie mit Wechselstrom brennt und außerdem nur wenig Platz erfordert, während das Grundbrett der Höppenerschen Lampe nicht gerade klein zu sein scheint. Es kommt hinzu, daß bei meiner Lichtquelle, die ich seit längerer Zeit benutze, durch eine zweite Lampe der Arbeitstisch neben dem Mikroskop oder der Zeichentisch beleuchtet werden kann, wobei alle Lampen so angeordnet sind, daß keine direkten Strahlen in das Auge des Arbeitenden fallen.

Wie sich aus den beigefügten Abbildungen ergibt, ist diese „Doppellampe“ so einfach gebaut, daß sie wohl jeder leicht herstellen kann. Die nachfolgende Beschreibung wird das noch näher beweisen. Ein 35×30 cm großes Brett B ist in der Mitte kreisförmig ausgehöhlt, so daß in der Öffnung eine mit einer schwachen Kupfervitriol-Lösung gefüllte Schustertugel S untergebracht werden kann, die unten auf einem kleinen Stühhrett St ruht und oben durch die um ihren Hals gelegte Drahtschlinge D gehalten wird. Da man selten eine gleichmäßig geblasene Kugel bekommt, werden zwischen ihr und dem Holzrand itellenweise schmale Öffnungen bleiben, durch die flüßendes Licht nach vorn gelangen kann. Diese Öffnungen werden durch einen auf das Brett geklebten Tuch- oder Kalikoring R verdeckt.

Um auf dem Arbeitstisch Platz zu sparen, benutzt man zur senkrechten Aufstellung des Brettes B keine Grundplatte, sondern drei oder vier kräftige Eisenwinkel W, wie man sie zur Herstellung kleiner Borde verwendet.

Durch Versuche mit einer Kerze wird festgestellt, in welcher Entfernung und Höhe die Glühlampe L (Abb. 1) hinter der Schustertugel befestigt werden muß, damit der Spiegel des Mikroskops das Maximum an Helligkeit erhält. Zur Befestigung der Glühlampe verwendet man eine passend gebogene Messingröhre M, die so weit ist, daß die Leitungsdrähte bequem hindurchgeführt

werden können. Bei F wird die im rechten Winkel absteigende Fassung für die Glühlampe angebracht, während man am anderen Ende eine mit Schraubenlöchern versehene Platte P anlötet, die zur Befestigung des Röhrenarms am Brett B dient.

Die zur Beleuchtung des Zeichen- und Arbeitstisches bestimmte Lampe L<sub>1</sub> (Abb. 2) wird in der rechten oberen Ecke des Brettes B angeordnet, und zwar in einem Reflektor, den man aus einer Konservendose K passender Größe herstellt. Die Dose wird dazu vom oberen Rande her bis zum Boden aufgeschnitten, die Seitenwand am Boden entlang ein Stückchen abgetrennt und als

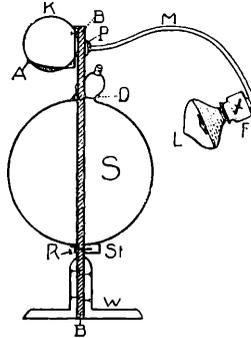


Abb. 1. Die Lampe von der Seite gesehen; schematisch.

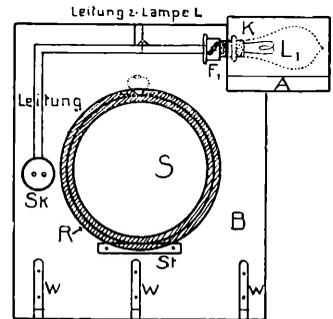


Abb. 2. Die Lampe von vorn gesehen; schematisch.

Schirm nach außen abgebogen. In der durchbohrten Mitte des Bodens wird eine Glühlampenfassung F<sub>1</sub> so festgelötet, daß der größte Teil mit dem Schalter sich, wie Abb. 2 zeigt, außerhalb, das Gewinde mit dem Porzellanring aber innerhalb der Konservendose befindet. Das dem Boden gegenüberliegende offene Ende der Dose wird durch einen passend geschnittenen, aufgelöteten Blechdeckel verschlossen. Der so vorbereitete, innen weiß lackierte Reflektor oder Lampenträger wird dann mit ein paar Schrauben in der rechten oberen Ecke (die ganze Einrichtung ist dabei vor dem Mikroskop stehend gedacht) des Brettes B befestigt.

Die Zuführungsdrähte für den Strom werden in der in Abb. 2 angedeuteten Weise von den Lampen zu einem an einer passenden Stelle des Brettes B angebrachten Steckkontakt Sk geführt,

von dem aus man die Verbindung mit der Zim-  
merleitung durch Stecker und Leitungsschnur be-  
werfstelligt. Als Mikroskopierlampe (die Lampe  
L) verwende ich eine 16kerzige Axial- oder Pro-  
jektorlampe, deren Strahlen infolge der beson-  
deren Anordnung der Leuchtdrähte auf eine mög-  
lichst kleine Fläche vereinigt und nach vorn ge-  
worfen werden. Am besten eignet sich eine an  
der hinteren Hälfte verspiegelte Lampe für unsere  
Zwecke. Wenn eine solche Lampe zu teuer ist, kann  
sich dadurch helfen, daß er die rückwärtige Hälfte  
einer gewöhnlichen Axiallampe mit weißem Lack  
überzieht oder mit Stanniolpapier beklebt. Auf  
diese Weise wird eine Strahlung nach rückwärts  
verhindert und der größte Teil des Lichtes nach  
vorn konzentriert.

Die Lampe L<sub>1</sub> besteht bei mir aus einer 10-  
kerzigen Glühbirne der gewöhnlichen länglichen  
Form, deren Lichtstärke infolge der wagerechten  
Anordnung und der geringen Entfernung der  
Lampe von der zu erhellenden Fläche vollständig  
ausgenutzt wird und deren Leuchtkraft daher voll-

kommen genügt. Empfehlenswert ist es, beide  
Lampen mit Schaltfassungen zu versehen, um sie  
unabhängig voneinander ein- und ausschalten zu  
können.

Die Kosten für die ganze Einrichtung ergeben  
sich aus folgender Zusammenstellung:

2 Fassungen mit Schalter	1.60 Mk.
1 Steckkontakt	0.30
1 Schutzkugell	0.20
3 Eisenwinfel	0.90
Leitungsdraht, Messingrohr, Schrauben usw.	0.50
2 Glühbirnen	3.00 „
	<hr/>
	6.50 Mk.

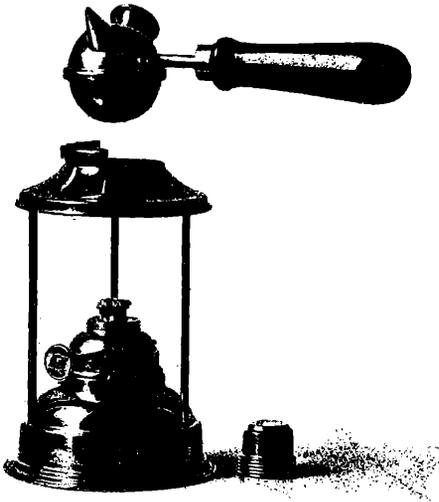
Dabei ist vorausgesetzt, daß man das Brett  
B selbst ausfügen und auch die nötigen Lötarbeiten  
selbst ausführen kann. Ist das nicht der Fall,  
so kommen die geringen Handwerkerkosten hinzu,  
doch wird der Gesamtbetrag auch dann 7 Mark  
kaum übersteigen.

## Die Plautsche Präparaten-Verschlußkanne.

Die zum Umranden (Abschließen) mikrosko-  
pischer Dauerpräparate benutzten Stoffe lassen  
sich ihren Eigenschaften nach in zwei große Grup-  
pen einordnen. In die erste gehören alle Ein-

Dauerpräparate kaum in Frage kommen, der Krö-  
nigische Lack und das venetianische Terpentin. Diese  
schnell erstarrenden Deckglasfritte haben viele Vor-  
züge, doch war das Arbeiten mit ihnen bisher  
ein wenig schwierig, da man den geschmolzenen  
Kitt mit einem Draht oder Glasstab übertragen  
mußte, wobei es, sofern man nicht sehr flink han-  
dierte, häufig vorkam, daß der Kitt schon halb  
erstarrt war, ehe man das Präparat erreichte.  
Die Folge waren schlecht verschlossene Präparate,  
die schnell zugrunde gingen. Diesem Mangel ist  
neuerdings durch eine kleine Erfindung abge-  
holfen worden, die Dr. M. Plaut von der Ver-  
suchsstation Hohenheim jüngst in der „Zeitschr. f.  
wissensch. Mikrosk.“ (Bd. XXX, S. 476 ff.) be-  
schrieben hat. Plaut vermeidet die Übertragung  
durch Draht oder Glasstab ganz, und zwar da-  
durch, daß er den Verschlußkitt in einer kleinen  
Metallkanne besonderer Bauart erwärmt, um ihn  
dann direkt aus der mit einer wärmehaltenden  
Ausgüßdüse versehenen Kanne um das Deckglas  
herumzugießen. Auf diese Weise wird das Um-  
randen so sehr erleichtert, daß es auch dem An-  
fänger ohne weiteres gelingt.

Abgesehen von dieser Verwendungsart, kann  
die Kanne auch noch zum Einbetten zu schnei-  
dender Objekte in Paraffin, zum Einschließen mi-  
kroskopischer Präparate in Glycerinergelatine, zum  
Aufkleben von Samen, Foraminiferen, kleinen In-  
sekten usw. mit venetianischem Terpentin auf Ob-  
jektträger und zum Verkitten bzw. Abdichten von  
Glasgefäßen bei chemischen Versuchen usw. benutzt  
werden. Zur Erwärmung läßt sich jede beliebige  
Heizquelle verwenden. Die beigelegte Abbildung  
zeigt eine Kanne für Spiritusheizung, die samt  
dem zugehörigen Brenner M. 7.— und ohne diesen  
M. 5.— kostet.) Hanns Günther.



Plautsche Präparaten-Verschlußkanne  
für Spiritusheizung.

schlußmittel, die, wie z. B. Kanadabalsam, Asphalt-  
lack, Bernsteinlack und Goldfäze, erst nach längerer  
Zeit, häufig erst nach vielen Tagen, hart werden;  
Die zweite Gruppe umfaßt solche Einschlußmittel,  
die gleich nach dem Aufbringen, oft schon nach  
wenigen Sekunden, erstarrten. Hierher gehören  
u. a. Wachs und Paraffin, die allerdings für

<sup>1)</sup> Bezugsquellen: Metallbrudmeister Otto Strauß, Hohen-  
heim-Plattlingen und B. A. Fraenkel, Frankfurt a. M., Zeit 23.

# Mikrosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 2

## Über Blütenknospen.

Don Prof. Dr. Heinrich Lohwag.

Mit 5 Abbildungen.

Treten nach langer Winterszeit die ersten warmen, sonnigen Tage ein, so werden allenthalben die ersten Wahrzeichen des Frühlings gesucht, und man hört und liest dann regelmäßig Redensarten wie: Die Knospen zeigen sich schon,

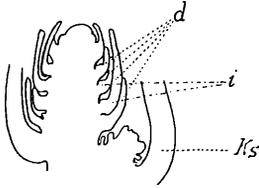


Abb. 1. Längsschnitt durch die Blütenknospe der Birke, gepflückt am 12. 5. 1906. Buchstabenklärung zu sämtlichen Abbildungen im Text.

die Hage hat bereits ihre Kästchen herausgehängt u. ä. Das läßt darauf schließen, daß viele Städter nichts davon wissen, daß die Knospen der Bäume und die Kästchen in der gleichen Größe den ganzen Winter, ja schon im Herbst zu sehen waren. Eine ganz ähnliche, weitverbreitete Unkenntnis herrscht in bezug auf das Längenwachstum der Bäume. Man stelle nur, wie ich es schon oft getan, die Frage: Um wieviel höher liegt der Queraft eines Baumes infolge des Wachstums des Stammes nach zehn Jahren, ein Ast, der sich heute beispielsweise 2 m über dem Boden aus dem Stamme abzweigt? Alle möglichen Längen werden angegeben, und nur selten hört man das Richtige, daß sich der Ast genau in derselben Höhe befindet.

Doch kehren wir zu den Kästchen zurück und untersuchen wir einmal die Frage, wann sie angelegt werden, wenn man sie schon im Herbst vorfindet? Schlägt man in botanischen Schulbüchern nach, so findet man in dem einen die Angabe: „Wie bei allen im ersten Frühjahr blühenden Holzgewächsen werden die Kästchen des Haselstrauchs schon im Herbst angelegt.“ In einem anderen steht zu lesen: „Wenn zur

Zeit der Schneeschmelze die Frühlingssonne die Erde erwärmt, wachsen die im vorhergehenden Herbst angelegten Blütenkästchen des Haselstrauchs in die Länge.“ Ein Dritter behauptet scharf und bestimmt: „Die Staubkästchen werden im Herbst an den Zweigenden angelegt.“ Vorsichtiger ist die Ausdrucksweise eines vierten Verfassers, der schreibt: „Die Staubblütenkästchen der Hage findet man schon im Herbst angelegt.“ Ebenso ein fünfter: „An den braunen Zweigen des Haselstrauchs finden wir bereits im Herbst des Vorjahres neben Knospen Kästchen.“ Dieser Verfasser geht in einem ausführlicheren Buche noch weiter, indem er schreibt: „Bereits vom Juli ab bilden sich

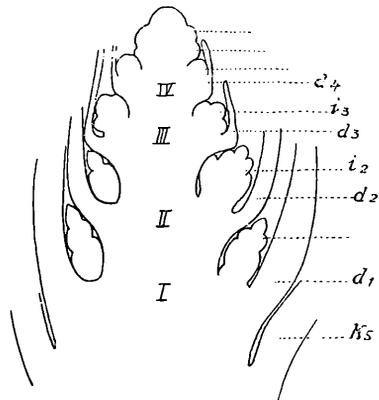


Abb. 2. Längsschnitt durch eine Blütenknospe des Fleders, gepflückt am 22. 6. 1906.

aber in den Blattwinkeln die nächstjährigen Triebe sowie beiderlei Blüten.“

In Wirklichkeit erfolgt die Anlage der Kästchen noch weit früher, sind doch bei der Birke die männlichen Kästchen schon im Juni mehrere Millimeter lang und daher mit freiem Auge sichtbar. Daß sie zu dieser Zeit der Beobachtung leicht entgehen, beruht zunächst auf ihrer Kleinheit und dann auf ihrer grünen Färbung;

auch werden sie von den zu dieser Zeit bereits ausgewachsenen Laubblättern so überschattet, daß sie nur bei genauer Betrachtung der Zweigenden zu sehen sind.

Wenn sich die Knäbchen aber im Juni schon in recht ansehnlicher Größe finden, so muß ihre erste Anlage natürlich noch früher erfolgen. Selbstverständlich lassen sich diese frühesten Entwicklungsstufen nur mit dem Mikroskop an dünnen, mit dem Rasiermesser verfertigten Längsschnitten feststellen. Abb. 1 zeigt den Entwicklungszustand der männlichen Knäbchen unserer Birke, wie er sich mir am 12. Mai 1906 bot. Man sieht zu äußerst die Knospenschuppen Ks, die zu dieser Zeit die Knäbchen noch ganz einhüllen, aber in kurzer Zeit von ihnen im Wachstum so übertroffen werden, daß die Knäbchen frei heraustreten. Innen sind deutlich zwei Knäbchen zu bemerken, von denen das seitlich stehende noch sehr klein ist; d sind die einzelnen Deckblättchen, in deren Achsel die Blüten i gerade als schwache Höcker angelegt werden.

Ein Jahr später erhielt ich zur selben Zeit einen gleich weit vorgeschrittenen Entwicklungszustand. Das ganze in Abb. 1 wiedergegebene Gebilde hat in Wirklichkeit die Größe des Glaskopfes einer Stecknadel. Durch Vergleiche mit späteren Entwicklungsstufen sowie denen verwandter Arten bin ich dazu geführt worden, dieses Stadium für ungefähr 14 Tage alt zu halten. Demnach würde die Anlage der männlichen Knäbchen bei unserer Birke in den letzten Tagen des April oder in den ersten Maitagen erfolgen. Im einzelnen werden diese Zeiten sicherlich jährlichen Schwankungen unterworfen sein, doch lassen die in zwei Jahren gemachten Beobachtungen diese Schwankungen nicht bedeutend erscheinen.

Die männlichen Knäbchen wachsen zu ihrer Größe heran, wobei ihre Deckblättchen jetzt einanderschließen; im Sommer geht deren grüne Farbe in Braun über. In diesem Zustand bleiben sie bis zum nächsten Frühjahr. Zur Zeit der Blüte streckt sich die Achse des Knäbchens stark, so daß zwischen den einzelnen Deckblättchen Zwischenräume entstehen und das im Winter steife Gebilde vom Winde leicht hin und her geschüttelt werden kann. Dadurch fällt der Blütenstaub aus, der dann leicht durch den Wind entführt werden kann.

Die weiblichen Knäbchen, die so klein bleiben, daß die Knospenschuppen sie den ganzen Winter hindurch vollständig einschließen, werden ungefähr einen Monat später angelegt als die männlichen. Bei der Erle, Hopfenbuche

und Pappel erfolgt die Anlage nicht ganz so zeitig, aber doch in den Monaten Mai und Juni.

Diese frühzeitige Anlage ist übrigens durchaus nicht auf Holzgewächse mit so unscheinbaren Blüten, wie sie die besprochenen Windblütler haben, beschränkt. Schon 1877 gab Askenasy an, daß die Anlage der Blüten bei der Süßkirsche im Juli erfolge. Im Jahre 1906 konnte ich bei der verwandten Steinweichselkirsche die Anlage im gleichen Monat verfolgen. Wer die schönblütige japanesische Paulownia tomentosa kennt, die man häufig in unseren Gärten findet, dem wird gewiß schon aufgefallen sein, daß man im Herbst und Winter an den Zweigen zweierlei aufrechte Kerzen unterscheiden kann. Diese Kerzen sind traubige Stände, von denen die einen eiförmige Fruchtkapseln tragen, während die anderen an deren Stelle samtige Knöpfchen besitzen. Diese braunen Knöpfchen sind nichts anderes als die überwinterten Blütenknospen. Der ganze Blütenstand ist also schon im Herbst<sup>1)</sup> in seiner ganzen Größe frei von jeder Bedeckung ausgebildet; dafür hat jede Blüte ihren Pelzrock. Werden sich dann nach der Blütezeit aus den Fruchtknoten die Früchte, so werden die Blütenstände zu Fruchtständen, die sich noch lange auf den Bäumen erhalten.

Die großen traubigen Sträuße der Kastanie verbleiben dagegen den Winter hindurch in den Knospen, obwohl sich auch hier die Anlage schon Ende Juni—Anfang Juli vollzieht. Darin liegt die Erklärung dafür, daß die Kastanien in manchen trockenen Jahren im Herbst noch einmal zur Blüte gelangen. Zu dieser Zeit sind die Blütenstände längst auf der Entwicklungsstufe angekommen, auf der sie über den ganzen Herbst und Winter hin den Frühling erwarten. Und diese herbstlichen Blütensträuße sind nur durch die Günst der Witterung statt erst im Frühling schon jetzt zur Entfaltung gekommen. Dieselbe Tatsache liegt dem Verfahren Johannsens, Flieder durch Äther zum Frühreiben zu bringen, zugrunde. Durch den Ätherrausch wird die Pflanze zur Entfaltung der fertigen Anlagen veranlaßt. Johannsen verlegt daher die Blütenanlage des Flieders in den Juli. Die Blütensträuße des Flieders sind aus Teilblütenständen zusammengesetzt, die in der Achsel eines kleinen Deckblättchens stehen. An den fertigen Sträußen sind die Deckblätt-

<sup>1)</sup> Genauer Ende August. Da bis zum 17. Juli 1907 von einer Anlage nichts zu sehen war, dürfte sie Ende Juli oder Anfang August erfolgen.

chen sehr klein oder fehlen häufig, während sie in den Knospen ihre Achselzuegnisse weit überragen. Dies geht deutlich aus dem in Abb. 2 gezeigten Längsschnitt durch eine Fliederknospe vom 22. Juni (1906) hervor. Ks sind wieder die innersten Knospenschuppen, d die Deckblättchen; in deren Achsel sieht man die Teilblütenstände i,

Bei der Linde z. B. ist im Jahre vorher in den Knospen nicht die geringste Blütenanlage zu bemerken. Hier erfolgt die Anlage erst im Frühling. Immerhin finden wir bei weiteren Untersuchungen die Ansicht Professor von Wettsteins bestätigt, daß die Blütenanlage vieler Gewächse viel früher erfolgt als allge-

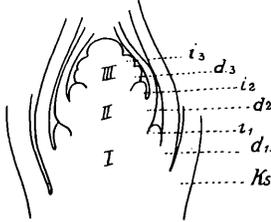


Abb. 3. Längsschnitt durch eine Fliederknospe, gepflückt am 2. 6. 1906.

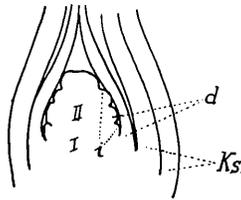


Abb. 4. Längsschnitt durch eine Fliederknospe, gepflückt am 25. 5. 1906.

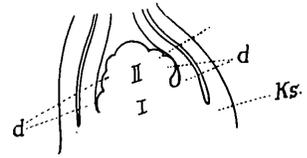


Abb. 5. Längsschnitt durch eine Fliederknospe, gepflückt am 21. 5. 1906.

die bereits in den untersten ältesten Teilen die einzelnen Blüten als Höcker abgliedern. Im ganzen sind schon fünf Stockwerke sichtbar. Abb. 3 vom 2. Juni (1906) zeigt erst drei, Abb. 4 vom 25. Mai desselben Jahres erst zwei Stockwerke. Noch jünger erscheint die Anlage vom 21. Mai (Abb. 5). Man sieht an allen vier Stufen, daß zunächst die Deckblättchen d und ihre achselständigen Teilblütenstände i als ziemlich gleich große Höcker angelegt werden, daß aber binnen kurzer Zeit die Deckblättchen im Wachstum weit vorausseilen. Im Juni sind die Anlagen schon so groß, daß sich schwer ein dünner Mittelschnitt durch das Ganze führen läßt. Infolgedessen sind in dem in Abb. 2 wiedergegebenen Schnitt die untersten Stockwerke nicht ganz mittlings getroffen, so daß dort die Teilblütenstände etwas verzogen erscheinen. Beim Flieder erfolgt die Anlage also auch knapp nach Mitte Mai, so daß man sagen kann: Kaum ist im Mai der Flieder verblüht, so werden schon wieder die Blütenstände für die nächste Blüte angelegt.

Aus diesen Feststellungen darf man aber nicht schließen, daß die Blütenanlage bei allen Holzgewächsen schon im Jahre vorher erfolgt.

mein angenommen wird, und daß die Blütenanlage bei verschiedenen Pflanzen zu recht verschiedenen Zeiten stattfindet.

Hieraus erklären sich nicht nur Erscheinungen wie Frühreiben, zweite Blüte im Herbst u. ä. Es geht daraus auch deutlich hervor, wie verfehlt es ist, als Ursache für den Blütenreichtum verschiedener Bäume in manchen Jahren die Witterungsverhältnisse einiger Wochen oder Monate geltend zu machen. Welche Belichtungs- und Wärmeverhältnisse, welche sonstigen klimatischen Einflüsse den Ansaß von Blüten fördern, läßt sich nur dann feststellen, wenn man die Zeit der ersten Blütenanlage in Betracht zieht. Sind einmal von den Stammscheiteln innerhalb der Knospen Blüten oder Blütenstände angelegt, so können schlechte Verhältnisse die Weiterbildung höchstens hemmen, günstige Verhältnisse sie im besten Falle beschleunigen.

Um Frttümmern vorzubeugen, möchte ich zum Schluß noch betonen, daß die erwähnten Beobachtungen (mit Ausnahme derer von Asken und Johannsen) in den Jahren 1906 und 1907 gemacht wurden, und zwar in Wien, an Gewächsen des botanischen Gartens.

## Mikroskopie für Anfänger.

### II. Wirkungsweise und Handhabung des zusammengesetzten Mikroskops.

Von Dr. W. Kaiser.

Mit 3 Abbildungen.

Wie ich schon sagte, verhindert beim einfachen Mikroskop der geringe Abstand der Lupe vom Objekt bei stärkerer Vergrößerung als etwa zehnmaliger dessen Bearbeitung; auch ist das Gesichtsfeld dieser Instrumente, die sich dem Blick erschließende Fläche, sehr beschränkt. Diesen Uebel-

ständen hilft das zusammengesetzte Mikroskop ab. Solange man keine achromatischen Linsen kannte, war es mehr eine Spielerei, da die infolge der chromatischen Aberration entstehenden farbigen Bilder das Gesamtbild des Gegenstandes entstellten und feinere Einzelheiten ver-

wischten. Seit es aber geglättet ist, achromatische Linsen von hoher Vollkommenheit anzufertigen und sie zu aplanatischen Objektiv-Systemen zu vereinigen, wurde das zusammengesetzte Mikroskop eines der wichtigsten Werkzeuge der Na-

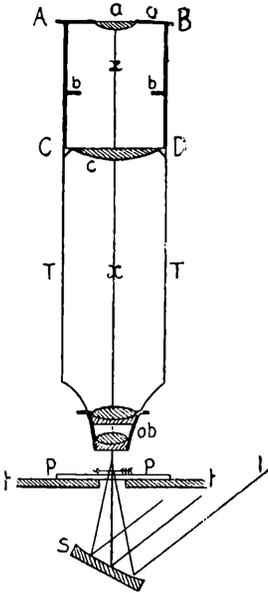


Abb. 1.  
Längsschnitt durch  
ein zusammengesetztes  
Mikroskop in der  
optischen Achse.

turwissenschaft, deren Siegeslauf nicht zum mindesten diesem Instrument zu danken ist.

Abb. 1 zeigt einen Längsschnitt durch die optische Achse eines zusammengesetzten Mikroskops. Als „optische Achse“ bezeichnet man die durch die Mittelpunkte sämtlicher Linsen gelegte gedachte Linie  $x$ ; ob ist das Objektivsystem (kurz Objektiv genannt), das hier aus 2 achromatischen Linsen zusammengesetzt ist. Jede dieser Linsen besteht aus einer bikonvergen Crownglaslinse, die mittels des durchsichtigen Harzes der kanadischen Balsamtanne (*Abies balsamea*), des sog. Kanadabalsams, in die Höhlung einer plankonkaven Flintglaslinse gefittet ist.<sup>1)</sup> Auf dem Objektisch  $t$  liegt ein längliches Glasplättchen, der sog. Objektträger, mit dem zu untersuchenden Objekt  $p$ , das durch den kleinen Pfeil angedeutet wird. Das Objektiv  $ob$  ist an ein innen geschwärztes Messingrohr  $T$ , den Tubus, angeschraubt, in dessen oberer Öffnung das Okular  $ABCD$ , das aus einer kleineren (Augenlinse  $o$ ) und einer größeren Sammellinse (Kollektiv  $c$ ) besteht, zwischen denen eine Blende  $b$  angebracht ist. Ein Spiegel  $s$  wirft die zur Durchleuchtung des Präparats dienenden Lichtstrahlen  $l$  durch die Tischöffnung auf das Präparat. Alle Linsen, der Spiegel und die Blenden müssen gut zentriert sein, d. h., die optische Achse muß sie genau im Mittelpunkt durchsehen. Ist das nicht der Fall, so erhält man unscharfe und verzerrte Bilder.

Die Wirkungsweise des zusammengesetzten Mikroskops wird durch Abb. 2 veranschaulicht. Das

hier mit  $c$  bezeichnete Objektiv entwirft ein reelles, photographierbares Bild des Objekts, wie es durch die von  $a-b$  ausgehenden, punktiert gezeichneten Strahlen angedeutet wird. Diese Strahlen werden durch die hier mit  $d$  bezeichnete Kollektivlinse des Okulars gebrochen, hinter der das vergrößerte Bild  $a_1-b_1$  erscheint. Dieses schon vergrößerte Bild wird durch die Augenlinse  $e$  des Okulars wie durch eine einfache Lupe nochmals vergrößert, und nun als scheinbares Bild betrachtet. Da die gewöhnlich benutzten Okulare (nach dem Erfinder Huyghensche Okulare genannt), die aus mit den planen Seiten dem Auge zugekehrten plankonvergen Linsen bestehen, das vom Objektiv umgekehrt entworfene Bild nicht wieder umkehren, so erscheint das Objekt im Mikroskop verkehrt. Man muß das Präparat also nach rechts verschieben, wenn man ein im Gesichtsfeld zu weit rechts liegendes Objekt in die Mitte bringen will und umgekehrt. Ebenso verfährt man bei Verschiebungen nach unten und oben. An diese Bildumkehrung gewöhnt man sich schnell, so daß man die nötigen Handgriffe ganz mechanisch vornimmt.

Soviel über die Optik des Mikroskops. Nun wollen wir den ebenfalls wichtigen mechanischen Teil betrachten. Zur Erläuterung benutzen

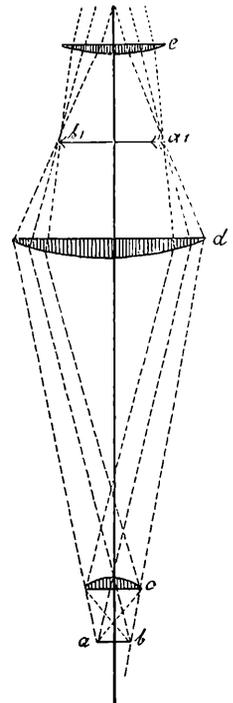


Abb. 2.  
Schematische  
Darstellung der  
Wirkung eines zusammen-  
gesetzten  
Mikroskops.

wir Abb. 3, die uns das bekannte „Kosmosmikroskop“<sup>2)</sup> das sich bei vorzüglicher Konstruktion durch besondere Billigkeit auszeichnet, zeigt. Auf einem

<sup>1)</sup> Der Kanadabalsam erhärtet allmählich und sein Brechungsvermögen steht dem des Glases nahe; er wird deshalb auch zur Einbettung mikroskopischer Präparate benützt.

<sup>2)</sup> Bezugsquelle: Geschäftsstelle des „Kosmos“, Stuttgart, Fitzerstraße 5. Beim Bezug des Kosmos-Mikroskops genießen die „Kosmos“-Abonnenten besondere Vergünstigungen (Preisermäßigung, Teilzahlung usw.), über die die Geschäftsstelle des „Kosmos“ auf Wunsch gern Auskunft gibt.

kräftigen Hufeisenfuß erhebt sich die Säule a, an der der Tubus c so befestigt ist, daß er sowohl durch die Mikrometerschraube d, die sog. feine Einstellung, wie durch die seitlichen Trieb-  
schrauben, die die „grobe“ Einstellung bewirken, auf und ab bewegt werden kann. Im Tubusrohr c ist ein zweites kleineres Rohr, das Okularrohr b, in dem das Okular e steckt, verschiebbar. Das am unteren Tubusende angeschraubte Objektiv o ist auf ein auf dem Objektisch f durch die Klammern festgeklemmtes Präparat gerichtet, das mittels des an dem Arm h allseitig beweglichen, einerseits ebenen, andererseits konvaven Beleuchtungsspiegels h<sub>2</sub> durchleuchtet wird. Die Hülse g dient entweder zur Aufnahme eines sog. „Kondensors“ (Lichtverstärkers), bestehend aus einer oder mehreren halbfugeligen Linsen, oder einer Zylinderblende, eines Metallzylinders, auf den mit verschiedenen großen Öffnungen versehen geschwärzte Metallklappen aufgesetzt werden können, die die zur Beleuchtung dienende Lichtmenge abzustufen gestatten. Andere Mikroskope besitzen an Stelle der Zylinderblende eine aus gegeneinander verschiebbaren Metallplättchen zusammengesetzte, durch Fingerdruck enger und weiter zu stellende „Frisblende“. Die Stativsäule unseres Instruments ist mit einem Gelenk zum Schrägstellen des Stativs versehen, eine sehr bequeme, wenn auch nicht unerläßliche Einrichtung, die die Beobachtung in vielen Fällen außerordentlich erleichtert.

Um Wiederholungen zu vermeiden, wollen wir gleich erwähnen, daß zu jedem besseren Mikroskop mehrere Objektive gehören, und auch meist mehrere Okulare, die, in verschiedener Weise mit einander vereinigt, mehrere Vergrößerungen anzuwenden gestatten. Das ausziehbare Okularrohr ist bei jedem guten Mikroskop mit einer Teilung versehen, die festzustellen gestattet, ob der Tubus die richtige Länge hat. Die Objektive sind nämlich stets auf eine bestimmte Tubuslänge korrigiert, d. h. sie liefern nur bei dieser Tubuslänge die besten Bilder und jene Vergrößerungen, die in der jedem Mikroskop beigegebenen Tabelle angegeben sind. Beim „Kosmos“-Mikroskop muß der Tubus auf 170 mm ausgezogen werden. Bei dieser Tubuslänge ergeben die dem Instrument beigegebenen Okulare (2) und Objektive (2, davon eines auseinander-schraubbar, also 2 Vergrößerungen liefernd), je nach der Zusammenstellung, eine 30-, 50-, 88-, 152-, 194- und 580fache Vergrößerung. Diese Vergrößerungen reichen für die meisten, dem Liebhaber zugänglichen Objekte vollkommen aus. Durch Nachbezug stärkerer Objektive kann man aber auch zu noch stärkeren Vergrößerungen kommen. Das Arbeiten mit dem Instrument gestaltet sich folgendermaßen: Nachdem das Okularrohr soweit ausgezogen worden ist, daß die Tubuslänge 170 mm beträgt (an der Teilung abzulesen!), wird das schwächste vorhandene Okular in den Tubus eingesetzt und das schwächste Objektiv angeschraubt. Dann blickt man in das Okular hinein und dreht den Beleuchtungsspiegel, den man dem Fenster zugeteilt hat, so lange, bis das Gesichtsfeld ganz gleichmäßig hell erleuchtet ist. Im allgemeinen arbeitet man mit zentral in das Objekt einfallendem Licht; schräge Beleuchtung (durch seitlich gestellten Spiegel) kommt nur für einige wenige Objekte in Frage, die wir hier außer Acht lassen können. Durch einige Versuche findet man

die passendste Beleuchtung bald heraus. Bei schwacher Vergrößerung benutzt man den Planspiegel, bei stärkerer den Hohlspiegel. Bei schwachen Vergrößerungen macht sich oft das vom Spiegel aufgenommene Bild der Fensterprossen usw. im Gesichtsfeld bemerkbar. In solchen Fällen müssen der Spiegel oder das Mikroskop so lange verschoben werden, bis die Störung verschwindet und das Gesichtsfeld gleichmäßig hell ist. Auch hier wird man nach einigen Versuchen bald das Richtige treffen.

Nachdem die Beleuchtung geregelt ist, wird das zu untersuchende Objekt, das auf einem Ob-

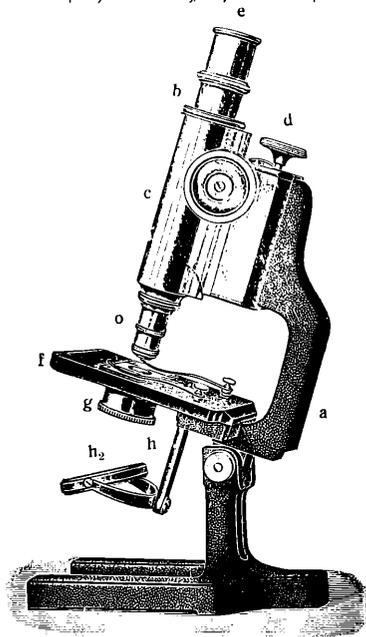


Abb. 3. Das „Kosmos“-Mikroskop, eine Spezialkonstruktion des „Mikroskosmos“ für seine Väter, die bei großer Billigkeit ausgezeichnetes leisten, in zahlreichen Verhältnissen eingeführt ist und auf Wunsch gegen Zeltgehäusen bezogen werden kann.

jektträger liegt, auf den Objektisch gebracht und mit den beiden Objektklammern festgeklemmt. Dann wird der Tubus mit der groben Einstellung (Seitenschraube) vorsichtig soweit herunter oder herauf bewegt, bis das Bild des Objekts dem ständig in das Instrument schauenden Beobachter sichtbar wird. Schließlich bewirkt man mit Hilfe der Mikrometerschraube d noch die sog. Fein-Einstellung, bei der man den Tubus um Millimeterbruchteile verschiebt, bis das Bild völlig scharf erscheint.

Bei stärkeren Vergrößerungen muß das Objektiv dem Präparat oft auf weniger als 1 mm Entfernung genähert werden. Die Einstellung ist dann mit besonderer Vorsicht zu bewirken, damit sich Objektiv und Präparat nicht versehentlich berühren. Beide können dadurch ernstlich beschädigt werden. Dem Anfänger sei besonders geraten, seine Versuche mit ganz schwachen Objektiven (bei Kosmos-Mikroskop Objektiv AB) zu beginnen, und erst zu stärkeren Vergrößerungen überzugehen, wenn er einige Übung in der Handhabung des Instrumentes erlangt hat. Das empfiehlt sich auch

deshalb, weil die schwächeren Objektive ein umfassenderes Gesichtsbild haben, wodurch die erste Orientierung erleichtert wird. Von Wichtigkeit ist sodann noch das Abblenden des Lichtes. Genaue Regeln lassen sich dafür nicht geben, da die Beleuchtung dem jeweiligen Objekt angepaßt werden muß. Bei einiger Übung wird man aber bald

finden, welche Blendenöffnung in jedem Falle anzuwenden ist, um ein scharfes Bild zu erhalten. Im allgemeinen suche man stets mit möglichst enger Blende zu arbeiten. Man wird damit viel weiter kommen als mit strömender Lichtfülle, die alle Konturen im Präparat auslöscht und verwischt.

## Winke für mikrobiologische Schülerübungen.<sup>1)</sup>

### Berichte aus der Praxis des Unterrichts.

Don Oberlehrer Dr. Wilh. Hirsch.

#### III.

Im Heft 5 des 10. Jahrgangs der Zeitschrift „Aus der Natur“ hat Prof. Sorauer, der bekannte Pflanzenpathologe, einen Aufsatz „Wie soll Phytopathologie in der Schule gelehrt werden?“

erscheinen lassen, der für die Lehrer der Naturwissenschaften, insbesondere für diejenigen, die in den Oberklassen der höheren Lehranstalten biologische Übungen abhalten, von hohem Interesse ist. Sorauer geht davon aus, daß die preussischen Lehrpläne von 1901 für den botanischen Unterricht die Forderung aufstellen: „Der Schüler ist mit den wichtigsten Pflanzenkrankheiten vertraut zu machen“ und wirft auf Grund dieser Forderung die Frage auf, nach welchen Gesichtspunkten die Auswahl des Stoffes stattfinden solle, welches also die wichtigsten Pflanzenkrankheiten seien. Unzweifelhaft will der Lehrplan nicht die wissenschaftlich bedeutendsten, sondern die praktisch wichtigsten Fälle behandelt wissen, denn „es handelt sich darum, den Schüler für das praktische Leben vorzubereiten, damit er lernt, im Kampf ums Dasein allen Fähigkeiten gegenüber gewappnet dazustehen“ Und in diesem Kampfe ist natürlich die Ernährungsfrage die erste und die Erkenntnis der Gefahren, die der Ernährung drohen, das nächste Erfordernis. Mithin hat die Schule die Verpflichtung, diejenigen Krankheiten zu behandeln, die unsere hauptsächlichsten Kulturpflanzen heimsuchen. Schlägt man aber ein Werk über die Krankheiten der Kulturpflanzen auf, so findet man eine erschreckende Menge „aus welcher der Lehrer nun wiederum eine Auswahl zu treffen hat.“ Hierbei ist aber jetzt nicht nur die wirtschaftliche Wichtigkeit der einzelnen Krankheiten, sondern auch die Möglichkeit der Beschaffung von

Demonstrationsmaterial in Betracht zu ziehen. Nur solche Krankheiten sollen zur Untersuchung gelangen, für die das nötige frische Untersuchungsmaterial leicht herbeigeschafft werden kann, denn „wenn irgendwo die Notwendigkeit besteht, den Schüler mit eigenen Augen die Naturobjekte sehen zu lassen, so ist es bei den Pflanzenkrankheiten der Fall. Und zwar darum, weil die einzelnen Fälle leicht verwechselt werden können. Findet man doch fortwährend, daß Leute, denen täglich kranke Pflanzen in die Hände kommen, also Land- und Forstwirte und Gärtner, die Brandformen des Getreides nicht von Rostbefall unterscheiden können, und im Gemüsegarten Insektenschäden bei ihren Kohlpflanzen mit der Kohlhernie verwechseln.“ Derartige Irrtümer lassen sich nur vermeiden, wenn der Schüler den Schaden, den die Natur angerichtet hat, mit eigenen Augen sieht. Das beste Bildmaterial, die besten Beschreibungen können nur wenig nützen. Wirkliche Erkenntnis verschafft dem Lernenden nur das Selbstsehen, die sich selbst betätigende Hand, die den Ursachen der krankhaften Veränderung des Blattes, des Stammes, der Wurzel mit dem Seziermesser nachspürt.

Die Möglichkeiten zur Beschaffung des nötigen Demonstrationmaterials gibt es ungemein viele. Jedenfalls sind die Schwierigkeiten viel geringer, als sich der Unerfahrene gewöhnlich einbildet. Wo man geht und steht, im Garten und im Feld, in den von Bäumen bestandenen Straßen der Großstadt und ihren gärtnerischen Schmuckanlagen, überall stößt man auf kranke Pflanzen, die man untersuchen, von denen man ausgehen kann. Man muß nur davon absehen, von Anfang an eine systematische Reihenfolge der Krankheiten einhalten zu wollen. Man nehme zunächst zur Belehrung das, was man findet, und runde „am Schluß des Semesters“ die beobachteten Erscheinungen zu

<sup>1)</sup> S. auch Teil I u. II dieser Arbeit auf Seite 5 und 51 des vorjährigen, 8. „Mikroskop“-Jahrgangs.

einem Gesamtbilde ab, das den Schüler unbekannt zur Hauptaufgabe des pathologischen Unterrichts hinführt, nämlich zur Erkenntnis des Begriffs: Krankheit“

Ein überall vorkommendes Unkraut, von dem man ausgezeichnet ausgehen kann, ist z. B. das Hirtentäschelkraut (*Capsella bursa-pastoris*), das man fast immer mit weißgepuberten, verkrümmten Stengeln trifft. „Der weiße Belag, der die Stengel an den oberen Teilen überzieht und zum Verkrümmen bringt, ist der sog. „weiße Rost“ (*Cystopus candidus*), der im Pilzsystem nicht zu den Rosten gerechnet werden kann, sondern zur Familie der Peronosporineen gehört.“ Zu den nächsten Verwandten dieses weit verbreiteten Schädling gehören der Pilz der Krautfäule der Kartoffel (*Phytophthora infestans*) und der falsche Mehltau des Weinstocks (*Peronospora viticola*). Das Hirtentäschelmaterial gibt also Gelegenheit, die Schüler über das Wesen dieser Krankheiten aufzuklären, wobei der Lehrer nicht versäumen wird, die Schüler mit den Bekämpfungsmethoden und Vorbeugungsmethoden bekanntzumachen. Er wird die Wirkung der Kupferverbindungen erläutern, die Apparate, die zur Bekämpfung notwendig sind, vorführen, vielleicht auch nicht unerwähnt lassen, daß durch diese Spritzmittel wieder Blattbeschädigungen hervorgerufen werden.

Jeder Spaziergang an einem Getreidefeld entlang liefert uns Halme, die vom Rost oder Brand befallen sind. Der Schüler, der diese beiden bekanntesten Getreideschädlinge einmal im Freien unter Anleitung des Lehrers gesammelt hat, wird sie später zu jeder Zeit sicher unterscheiden können, besonders dann, wenn ihm im biologischen Praktikum noch die Möglichkeit gegeben wird, am lebenden Material mit Hilfe von Schnitten durch Blatt und Stengel die Ursachen des Rost- oder Brandbefalls mikroskopisch zu ermitteln. „Die Brandkrankheiten führen zur Besprechung der Beizmethoden, die Rosterkrankungen zur Erläuterung des Wirtswechsels der Pilze.“ Schon das Auffinden von Sommer- und Winter sporen wird das Interesse der Schüler lebhaft erregen. Hat der Lehrer zugleich Material vom Berberitzen-Rost (*Aecidium Berberidis*) zur Hand, so wird er nicht unerwähnt lassen, daß es das Verdienst de Barhy war, den Zusammenhang der beiden Pilzformen *Puccinia graminis* und *Aecidium berberidis* nachgewiesen zu haben, eine Tatsache, die nicht nur wissenschaftliche, sondern auch große praktische Bedeutung besitzt, da erst die Erkenntnis der Zusammengehörigkeit der

beiden Pilzformen uns die Möglichkeit gab, diesen Schädlingen unserer Getreide entgegenzutreten. Sorauer schlägt vor, an die Besprechung des Wirtswechsels Betrachtungen über die Entstehung spezialisierter, d. h. an ganz bestimmte Arten von Nährpflanzen angepaßte Formen anzuknüpfen und im Anschluß daran das Wesen der Rassen disposition, vielleicht sogar die vielumstrittene Mytoplasma-theorie, zu erörtern. Weiteres Demonstrationsmaterial für Rostpilze bieten die Roste der Obstgehölze, die in zwei Generationen auftreten. Die erste bewohnt die Kernobstbäume, die andere die Wacholder unserer Wälder.

Die Herbstzeit mit ihrer nassen, kalten, kühlen Witterung, in der die Pflanzen schon im Absterben begriffen sind und den auf sie einstürmenden Krankheiten nur noch schwachen Widerstand leisten können, bringt dem Phytopathologen so viel Material, daß er nur um sich zu schauen braucht, um Demonstrationsobjekte in Hülle und Fülle zu haben. Da finden wir Grasflächen, die stumpf weißpubert sind, und Kleefelder, die ausschauen, als ob man sie mit Mehl bestreut hätte. Hier sind die Mehltauarten, die Erysipheen, an der Arbeit, die entweder nur eine Stelle des Pflanzenorgans mit ihrem weißen haustorienbegabten Myzel über-spinnen oder das ganze Blatt, den ganzen Stengel mit einem zusammenhängenden, erst rein weißen, später gelb- bis braunfleckig werdenden Überzug versehen. Am häufigsten findet man Erysiphe communis (E. Martii); am gefährlichsten ist *Oidium Tuckeri* (*Uncinula necator*), der echte Mehltau des Weinstocks. Rosenliebhaber fürchten besonders den Rosenmehltau, *Erysiphe pannosa* (*Sphaerotheca pannosa*). Alle drei Pilze schädigen die Pflanze schon dadurch, daß sie den befallenen Pflanzenteil der Einwirkung von Luft und Licht entziehen. Dieser Nachteil bedeutet jedoch nichts gegen die direkten Angriffe, die der Pilz vermöge seiner Saugorgane (Haustorien) vollführt. Eine eingehendere mikroskopische Untersuchung dieser Krankheitserscheinungen im Praktikum wird den Schülern volle Klarheit über das Wesen dieser gefährlichen Pflanzenparasiten verschaffen.

Der Unterricht über Pflanzenkrankheiten kann selbst im Winter fortgesetzt werden. Die Baumpflanzungen der Städte, der Wald und im besonderen die Obstgärten liefern auch in dieser Jahreszeit reichlich Material. Maserbildungen, Hexenbesen, Krebsgeschwüre, Rindenbrand, alles Krankheiten, die man häufig

findet, und die das geübte Auge leicht entdeckt, eignen sich nach Sorauer ausgezeichnet zum Studium der nicht parasitären Krankheiten und der tierischen Baumbeschädigungen. Im Anschluß an anatomische und physiologische Studien des Holzes (Übungen im Herstellen von Querschnitten, radialen und tangentialen Schnitten der häufigeren Laub- und Nadelholz-er) wird die Wachstums-geschichte des Stammes behandelt, die, wie Sorauer treffend bemerkt, sehr häufig auch seine Leidensgeschichte ist. Durch solche Studien lernt der Schüler, wie die Schäden, die Witterungs- und Bodeneinflüsse verursachen, von der Natur wieder geheilt werden. Sorauer macht hier besonders auf die Kirschbäume an Chaussees aufmerksam, deren Stämme häufig „stellenweise aufgerissen sind und an diesen Rißstellen jene gelben, harzähnlichen Tropfen oder glasartigen Krusten zeigen, die der Volksmund als Harz bezeichnet. Tatsächlich sind diese Aus-scheidungen des Baumes kein Harz, sondern wasserlösliches Gummi“ Sie verraten uns, daß der Baum an einer schweren Krankheit leidet, die man als „Gummofis“ oder Gummifluß bezeichnet. „Hier handelt es sich um keine parasitäre, sondern um eine physiologische Erkrankung, um einen Schmelzungsprozeß alter, längst festgewordener Gewebe, die einem Enzymüberschuß zum Opfer fallen.“ Schon bei schwacher Vergrößerung erkennt der Schüler, wo die Gummilücken im Holze sich befinden, und mit Salzsäure kann er an Schnitten nachweisen, wo das gesunde Holz in das kranke übergeht.

Im Anschluß an diese Gummiflußstudien kann man das „Parenchymholz“, die Wundschlußgewebe und die „Überwallungs-ränder“ behandeln, da es die Schüler sicher interessiert, wie der Baum auf Wundreize reagiert.

Von den Wundschlußgeweben führt der Weg zu den „Krebsbildungen“ der Bäume, so daß

an Tatsachenmaterial, das sich auch im Winter demonstrieren läßt, kein Mangel ist.

Mit Hilfe der aus solchen und ähnlichen Beobachtungen gesammelten Erfahrungen wird es dem Schüler leicht möglich sein, seine Kenntnisse durch im Unterricht vorgezeigte entsprechend erläuterte Bilder zu vertiefen und so sein Wissen auf diesem Gebiet abzurunden. Dazu „findet der Lehrer in den bereits vorhandenen Atlanten und separaten Unterrichtstafeln genügende Hilfsmittel“ Daneben empfiehlt Sorauer die Benutzung des von der Deutschen Landwirtschaftsgesellschaft herausgegebenen, bei Paul Parey (Berlin) erschienenen Werkes „Pflanzenschutz“, das die häufigsten Krankheiten der landwirtschaftlichen Kulturpflanzen und der Obstbäume (Erkennung, Entstehung, Bekämpfung) an der Hand ausgezeichnete Bilder behandelt und es dem Lehrer ermöglicht, „in kürzester Zeit eine Auswahl seines Stoffes im Anschluß an das ihm zur Verfügung stehende Demonstrationsmaterial zu treffen und die Beschädigungen an den Kulturpflanzen im Bilde vorzuführen“.

Hat der Schüler sich auf diese Weise „eine Anzahl Krankheitsbilder eingepreßt, so hat das eigentliche Studium der einzelnen Krankheitsfälle zu beginnen, und zwar fortschreitend, indem zuerst die Beschreibung der Krankheit nach ihren einzelnen Anzeichen oder Symptomen in Angriff genommen wird. Daran schließt sich die Untersuchung über die Entstehung der Krankheit. Erst nach der Erkenntnis der Ursache ist es möglich, die Heilmittellehre zur Anwendung zu bringen und die Möglichkeit einer Vorbeugung der Krankheiten in Erwägung zu ziehen.“

In den Schlußabschnitten seines Auf-satzes deutet Sorauer an, wie der Lehrer die Einzelerfahrungen zu einem Gesamtbild des Wesens der Pflanzenkrankheit, ja der Krankheit schlechthin, ausbauen kann. Für diesen Teil muß auf das Original verwiesen werden.

## Einiges aus der Entwicklungsgeschichte der Hydrozoen.

Don Dr. W. Schmidt.

Mit 10 Abbildungen.\*)

Hydra, der kleine Süßwasserpolyp, ist allgemein bekannt, und vieles aus seiner Biologie dürfte jedem Naturfreund durch eigene Studien vertraut sein. Anders steht es dagegen mit den marinen Verwandten der Hydra. Diese Formen sind dem Binnenländer nicht ohne weiteres zugänglich, denn sie halten sich auch im Seewasser-Aquarium nur sehr kurze Zeit. Dies ist um so bedauerlicher, als gerade diese Formen in ihrer Lebensweise wie in ihrer Entwicklung viele inter-

essante Erscheinungen zeigen, die sich leicht beobachten lassen. Einige dieser Erscheinungen wollen wir an Hand der beigegebenen Abbildungen besprechen.

Gehen wir von den Hydren aus! Hydra pflanzt sich einmal geschlechtlich fort durch Eier

\*) Die Abb. 2—8 sind mit Zeiß-Obj. A und Ok. 2 aufgenommen, Abb. 10 mit Zeiß-Obj. A und Ok. 4.

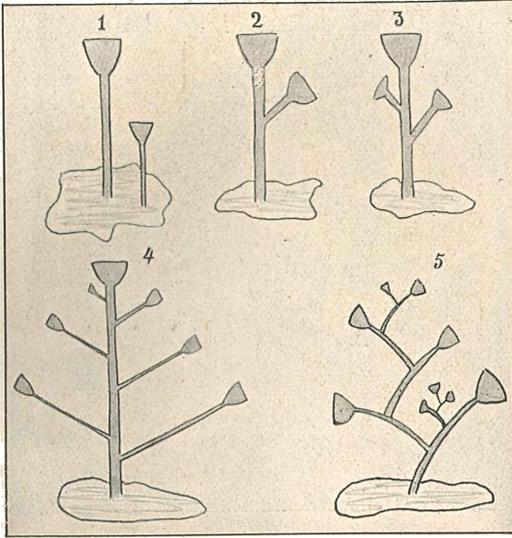


Abb. 1. Schematische Darstellung der Entstehung des Polypenstocks. 1 Einzelindividuen; 2 Verzweigung nur nach einer Seite hin (Pennaria); 3 Verzweigung nach beiden Seiten; 4 Monopodium; 5 Sympodium.

und Samen, die im Ektoderm aus interstitiellen Zellen entstehen, und dann ungeschlechtlich durch Knospung. Haben die Knospen eine gewisse Größe erreicht, so lösen sie sich ab und werden ihrerseits zu Muttertieren. Stellen wir uns nun vor, die Tochtergeneration und die folgenden Generationen blieben in dauernder Verbindung mit dem Muttertier<sup>1)</sup>, so kommen wir zur Bildung eines Polypenstocks, wie er bei vielen marinen

<sup>1)</sup> Ist bei *Hydra fusca* gelegentlich zu beobachten.

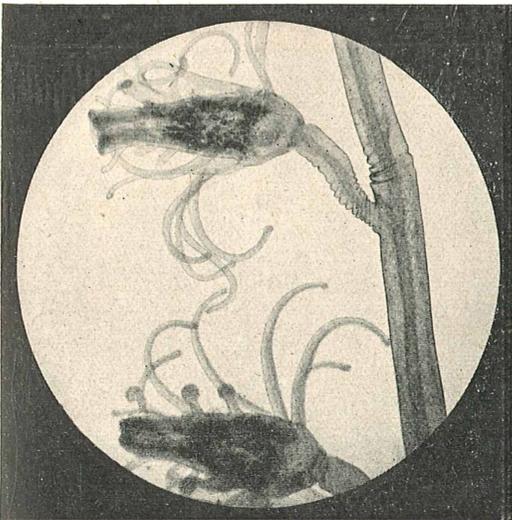
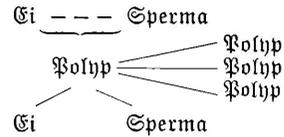


Abb. 2. Pennaria. Die Polypen, die sich durch die Verschiedenartigkeit der Tentakel (kurze gekrümmte oben, ein Ring langer, fadenförmiger unten) auszeichnen, sitzen nur an einer Seite des Hydrotauluss.

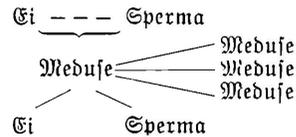
Formen vorhanden ist. Ein solcher Stock sitzt mittels eines Wurzelflechtwerks, der Hydrorhiza, irgendeinem Substrat auf. Meist ist es ein Stück treibendes Holz oder am Boden des Meeres befindliches Gestein; gern werden auch die Hummerkästen oder die Siebelungspfähle der Miesmuscheln benutzt, die oft von einem dichten Polypenteppich umkleidet sind. Besucher von Helgoland werden sich gewiß der schönen Hydrozoenpräparate in der Biologischen Station erinnern. Das in den beigegebenen Abbildungen dargestellte Material stammt hauptsächlich aus der Adria.<sup>2)</sup>

Die marinen Hydrozoen zeichnen sich dadurch aus, daß bei ihnen ein Generationswechsel eintritt. Außer der Polypengeneration gibt es nämlich noch eine zweite: die Medusen, die die geschlechtliche Form repräsentieren. Wir werden später genauer auf deren Entstehung zu sprechen kommen. Eine der beiden Generationen kann u. U. ganz unterdrückt werden. Danach ergeben sich drei Formenreihen der Hydrozoen:

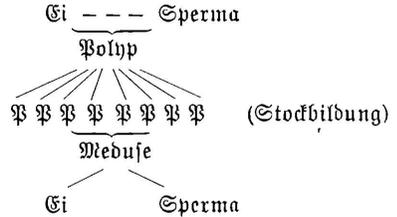
1. Hydrariae:



2. Trachymedusen:



3. Atheticata-Therophora:



Aus der befruchteten Eizelle entsteht nach den Furchungsvorgängen die Planulalarve, die einfachste Larvenform, die sich überhaupt im Tierreich findet. Sie besteht aus zwei Lagen von Zellen: dem Ektoderm und dem Entoderm. Einige der ektodermalen Zellen werden zu Drüsenzellen, andere bilden Nesselkapiteln aus. Die Drüsen dienen zur späteren Anheftung der Planula. Die winzige Larve, die zuerst positiv und später negativ heliotropisch ist, setzt sich nämlich bald an irgendeiner Unterlage fest und bildet dann das Periderm, eine chitinartige Substanz, die ein Schutz- und Stützorgan ist. Schließlich sprossen die Tentakel an der Mundplatte hervor, die also

<sup>2)</sup> Ich bin gern bereit, von dem von mir dort gesammeltem Material Interessenten etwas abzulassen. Diesbezügliche Mitteilungen bitte ich an die Geschäftsstelle des „Mikrokosmos“ zu richten.



Abb. 3. Obelia, Polypotbe, zeigt Periderm und Hydrothef.

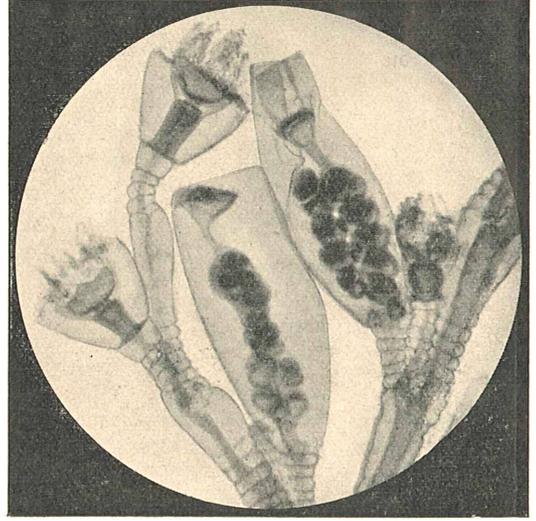


Abb. 5. Laomedea, Hydranthen und Gastrotheca.

ebenso, wie das ganze übrige Tier, aus Ektoderm und Entoderm bestehen.

Ein Polypenstoc kann entweder durch Erheben auf der Hydrorhiza (Abb. 1, 1) oder durch Hervorsprossen aus dem ersten Polypen entstehen. Dieser zweite Fall hat verschiedene Abarten. So kommt es z. B. vor, daß jeder Polyp nur eine Knospungszone hat. In diesem Falle ergibt sich ein Bild, wie es Abb. 1, 2—4 zeigt. Hat jeder Polyp mehrere Zonen, an denen neue Tochterpolypen gebildet werden können, und können auch diese wieder Entelgenerationsen von sich abschneiden, so entsteht ein Monopodium, wie es Plumularia zeigt. Das Gegenstück hierzu ist das Sympodium, an dem alle Achsen gleichwertig sind (Abb. 1, 5).

Am fertig ausgebildeten Stoc kann man fol-

gende Teile unterscheiden. Auf der Hydrorhiza erhebt sich das Astwerk der Kolonie, wissenschaftlich als Hydrotaulus bezeichnet. Am Ende der Stiele sitzen die eigentlichen Polypentiere oder Hydranthen. Ein solcher Polyp ist im Bau eine etwas weiter differenzierte Hydra. Der Magen setzt sich meist in einen Halsteil und einen Rüssel (= Proboscis) fort (vgl. Abb. 4 und 8). Bei einer Reihe von Formen zieht der Polyp in einem in der Form sehr veränderlichen, Hydrothef genannten Becher, in den er sich bei Beunruhigungen zurückzieht (vgl. Abb. 3, 4 und 5).

Neben diesen gewöhnlichen Hydranthen können noch andere Polypenformen ausgebildet werden. Es kommt also zu einem Polymorphismus, der durch Arbeitsteilung bedingt und bei Kolonien bildenden Tieren häufig zu beobachten ist. Das beste

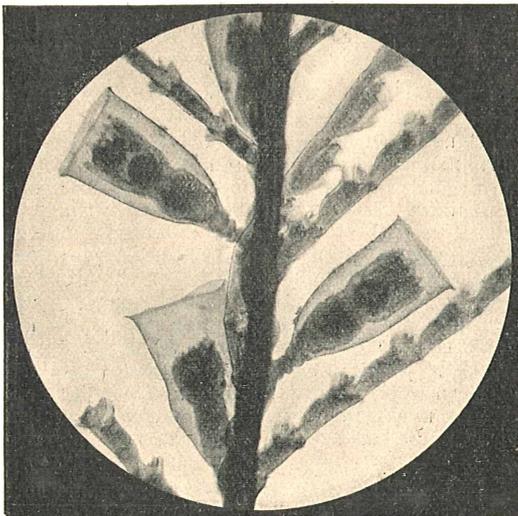


Abb. 4. Plumularia.

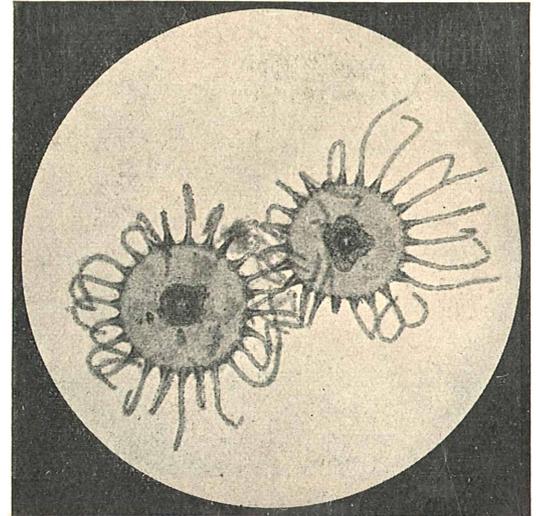


Abb. 6. Obelia, junge Meduse.

und bekannteste Beispiel hierfür bildet die zu den Plumulariden gehörige *Hydractinia echinata*, deren Kolonien die vom Einsiedlerrebs bewohnten Schnecken-shalen besiedeln. Hier finden sich neben den gewöhnlichen Freßpolypen noch Personen, die dem Schutz oder dem Beutefang dienen.

Bei den anderen marinen Hydrozoen tritt nur eine abweichende Form auf, die der geschlechtlichen Vermehrung dient und so verschieden gebaut ist, daß man ihre Zugehörigkeit zum Polypenstoc erst spät erkannte, zumal eine Reihe dieser Formen sich dauernd aus dem Verband der anderen löst. Es sind dies die Medusen, die ein Planktonleben führen, dem sie sich vorzüglich angepaßt haben. Alle Verschiedenheiten des Baues lassen sich aus dieser Anpassung heraus erklären. Wir müssen uns zunächst vorstellen, daß die Längsachse des Tieres stark verkürzt wird. Aus der Zylinderform des Polypen wird so die Schirmgestalt der Meduse. Der lange Leibesraum wird dadurch zum

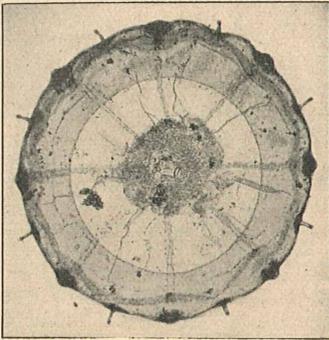


Abb. 7. Trachymeduse.

zentralen Magen der Meduse, der Mundkegel zum Magenstiel oder Manubrium. Die Glocke der Meduse entsteht dadurch, daß die Ränder der Mund-scheibe anwachsen. Nur das Velum, das bei der aktiven Fortbewegung der Meduse eine wichtige Rolle spielt, hat beim Polypen kein Gegenstück. Dem freien und selbständigen Leben der Tiere entsprechend ist das Nerven- und Muskelsystem der Medusen ebenfalls besser ausgebildet, auch findet sich bei ihnen ein Wassergefäßsystem, bestehend aus Radiärkanälen, die durch einen runden Ringkanal zusammengehalten werden. Das wichtigste Organ ist die Gonade, das Geschlechtsorgan, das in vielfacher Anzahl vorhanden ist und entweder dem Magen oder den Radiärkanälen ansieht. Bei der beigegebenen Photographie der Meduse von *Obelia* (Abb. 6) sind die Geschlechtsorgane noch nicht entwickelt; es handelt sich hier um ganz junge Tiere, die bald nach der Loslösung vom Stoc fixiert worden sind. Ebenso ist die in Abb. 7 gezeigte Trachymeduse ein ganz junges Individuum.

Da die Medusen die freie Generation der Polypenkolonie sind, müssen sie naturgemäß aus ihr hervorgehen, und zwar entstehen sie durch Knospung an besonderen Polypen. Betrachtet man einen Polypenstoc, so sieht man des öfteren neben den gewöhnlichen Freßpolypen (Hydranthen) und deren Knospen andersgestaltete Gebilde. Dies sind

die Blastostyle, die der Erzeugung der geschlechtlichen Generation dienen (vgl. Abb. 5). Auch die Blastostyle sind eigentliche und echte Polypoide,

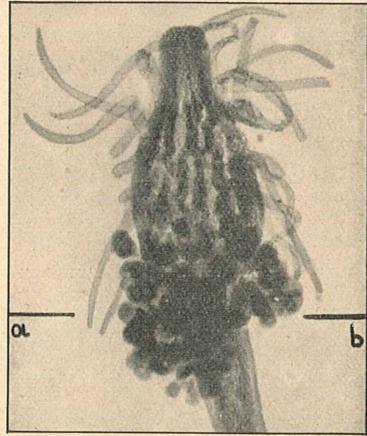


Abb. 8. Clava squamata; a—b Schnittebene von Abb. 10.

doch sind sie stets mehr oder weniger umgebildet. So fehlen ihnen stets die Tentakel, oftmals auch die Mundöffnung, und ihre Gestalt ist mehr schlauchförmig ausgezogen. Die Medusen knospen aus ihnen in der gleichen Weise hervor, wie die Tochtertiere bei der Hydra. Zuerst macht sich nur eine unbedeutende Vorwölbung beider Körperschichten bemerkbar (vgl. Abb. 8 und 9), die ganz allmählich größer wird. Dann setzt die Sonderung

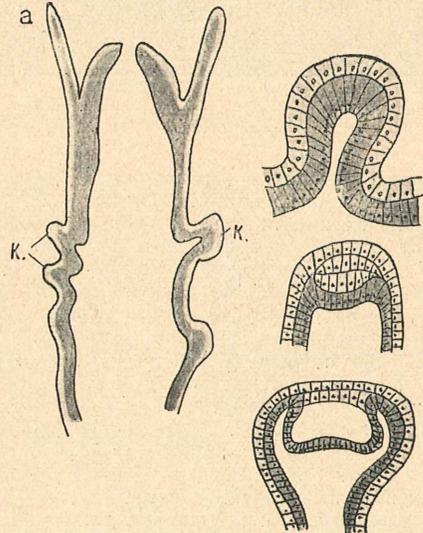


Abb. 9. a Blastostyl mit Knospen; b junge Knospe; c das Ektoderm wird mehrschichtig; d Bildung der Glockenhöhle. Das Entoderm ist dunkel gehalten, das Ektoderm weiß belassen.

des Gewebes ein. Das Ektoderm wird mehrschichtig, wuchert gegen das Entoderm vor und bildet so den Glockentern. Dessen Zellen weichen im weiteren Verlauf der Entwicklung auseinander,

werden wohl auch zum Teil aufgelöst und bilden dadurch die Glockenhöhle. Darauf werden die Radialkanäle, der Schirm und die Tentakel angelegt und zuletzt das Manubrium. Die Verbindung mit dem Blastostyl, die zuerst breit ist, wird im Verlauf dieser Differenzierungen immer kleiner, bis schließlich nur noch ein dünner Stiel übrigbleibt. Durch die Bewegungen, die die Meduse jetzt schon mittels des Schirmes ausführt, wird schließlich auch die letzte Verbindung mit dem Polypen gelöst, und die Meduse beginnt ihr freies Leben, währenddessen sie sich noch weiterhin differenziert und vor allem die Geschlechtsorgane bildet.

Wie wir schon auf Seite 41 hörten, gibt es aber auch eine ganze Reihe mariner Formen, bei denen keine freien Medusen mehr auftreten,

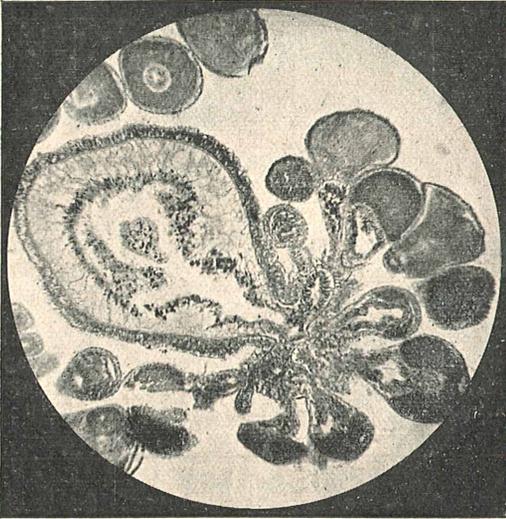


Abb. 10. Schnitt durch Clava squamata mit männlichen Gonophoren.

sondern nur sogenannte Gonophoren (Geschlechtsknospen), die dauernd im Zusammenhang mit dem Stock bleiben und in denen sich die Geschlechtsprodukte bilden. Der Grad der Zurückbildung ist bei den einzelnen Formen verschieden stark. So gibt es Gonophore, die eigentlich typische Medusen sind, da sie alle deren Organe haben, bis auf die Mundöffnung, die nicht zur Ausbildung kommt. Bei anderen wird keine Glocke ausgebildet, sondern die Entwicklung bleibt auf dem Stadium der Glockenkernbildung stehen. Das Manubrium ist auch oft der Träger der Geschlechtsprodukte. Bei den am stärksten zurückgebildeten Formen ist nur ein sackförmiges, mit Geschlechtsprodukten gefülltes Gebilde vorhanden, das als kleine Ausstülpung am Blastostyl sitzt.

Die Entstehung der Gonophoren ist noch nicht geklärt. Weismann sucht sie auf folgende Weise

zu erklären: Die Medusen dienen der Verbreitung der Art über weite Gebiete; aus diesem Bedürfnis heraus entstanden sie aus umgebildeten Polypen. Für die Erhaltung der Art war es aber (vermutlich) nicht günstig, wenn die Keimzellen so langsam ausgebildet wurden. Deshalb differenzierten sich die Keimzellen schon möglichst früh im Stock und wanderten erst später in die Meduse ein, um dort völlig zu reifen. Diese Verkürzung der Ausbildungszeit hinderte aber die Meduse, sich völlig auszubilden. Und je früher die Keimzellen auftreten, desto einfacher ist der Bau der Medusen.

Ob diese Hypothese richtig ist, soll hier nicht erörtert werden. Ich bemerke nur, daß in letzter Zeit Tatsachen bekannt geworden sind, die Beziehungen der Polypenentstehung zur Entstehung der Medusen erkennen lassen. Wer sich dafür interessiert, sei auf die Arbeit von Hadzi verwiesen.

An der Hand der Abbildungen sehen wir uns jetzt noch einige Gonophorentypen an. Sehr weit zurückgebildet sind die Gonophoren bei Clava squamata (Abb. 8), die zu den Thekaten gehört. Die Glockenhöhle ist bis auf einen kleinen Rest verschwunden, der nur als schmaler Spalt in die Erscheinung tritt. Die Tentakel, das Velum, sowie die übrigen Medusenorgane fehlen; dafür sind die Geschlechtszellen sehr stark entwickelt. So weit zurückgebildete Formen werden als Sporosacs bezeichnet, weil sie in der Tat nicht viel mehr sind, als ein mit den Geschlechtsprodukten gefüllter Sack.

Abb. 10 zeigt einen Querschnitt durch Clava squamata, der deutlich den Zusammenhang zwischen Polyp und Gonophor und dessen Bau erkennen läßt. Als Geschlechtszellen werden hier entweder eine große Menge männlicher Produkte oder zwei ziemlich stattliche Eier erzeugt.

Bei den Thekaten tritt eine Komplikation in dem Sinne ein, daß noch eine peridermale Hülle gebildet wird. Infolgedessen hat man hier zwischen dem zentralen Blastostyl, an dem die Gonophoren sitzen, und der äußeren Umhüllung, der Gonothek, zu unterscheiden (vgl. Abb. 5).

Zu bemerken ist dabei, daß die Nomenklatur dieser Gebilde bei ihrer großen Mannigfaltigkeit noch nicht einheitlich durchgeführt ist, und die einzelnen Begriffe noch nicht ganz festgelegt sind. So hat Hertwig eine andere Bezeichnung eingeführt, die man aber mit der hier gegebenen gut vereinigen kann. Er unterscheidet: 1. freie Medusen; 2. medusoide Gonophoren (sessile Medusenanlagen); 3. Sporosacs (ganz zurückgebildete Medusen ohne Ring- und Radialkanäle) und bezeichnet alle Geschlechtstiere als Gonophoren.

Die hier kurz besprochenen Verhältnisse sind hauptsächlich von Götze, Hadzi, Kühn und Weismann untersucht worden. Eine sehr gute Übersicht über die Hydrozoen und eine genaue Darstellung der Anatomie und Biologie gibt D. Steche in seinem Werke „Hydra und die Hydroiden“ (Leipzig, Minckhardt), das bei der vorstehenden Arbeit teilweise benutzt worden ist.

## Über die „goldige Wasserblüte“ unserer Aquarien.

Fortsetzung v. S. 4.

Von Dr. Wilhelm Roth.

Mit 15 Abbildungen.

Ich möchte nicht veräumen, an dieser Stelle darauf hinzuweisen, daß der rätselhafte goldige Glanz unserer Wasserblüte offenbar mit dem bei unserer Sphjromonade beobachteten Drang nach Licht und Luft in einem ursächlichen Zusammenhang steht und zum besseren Verständnis des weiter unten Angeführten die Erörterung einiger besonders auffallenden Eigentümlichkeiten der merkwürdigen optischen Erscheinung vorwegnehmen.

Was mir schon vor Jahren beim Betrachten der „goldigen Wasserblüte“ aufgefallen ist und was sich jedem Beschauer, dem ich sie zeigte, bald bemerkbar macht, ist der Umstand, daß der herrliche Goldglanz nur dann sichtbar ist, wenn man das Aquarium von der Fensterseite aus überblickt, und zwar tritt er um so leuchtender hervor, je schiefser man über den Wasserpiegel hinblickt, d. h. je mehr man sich der Wagerichten nähert. Von der Senkrechten her gesehen, ebenso von der entgegengesetzten, d. h. dem Fenster abgewandten Seite, macht sich unsere Wasserblüte — mit dem Unterschied, daß sie einen bräunlichen Farbenton zeigt — kaum anders bemerkbar, als die bekannte Staubschicht umdeckter Aquarien. Auch von den beiden anderen Seiten des Aquariums her gesehen, ist kaum etwas von dem Goldton zu sehen.

Offenbar spielt also beim Entstehen des Goldglanzes die Lichtbrechung eine große Rolle, wobei sie aber die höchst bemerkenswerte Eigentümlichkeit zeigt, daß die reflektierten Strahlen auf die gleiche Seite, von der sie auf den Wasserpiegel treffen, zurückgeworfen werden. Wenn wir unter gewöhnlichen Verhältnissen das von der Wasseroberfläche reflektierte Licht, mit anderen Worten gesagt: die Spiegelung der Wasseroberfläche, dem Auge sichtbar machen wollen, so haben wir uns auf der der Lichtquelle (dem Fenster) gegenüber liegenden Seite aufzustellen, da die Lichtstrahlen ja in entgegengesetzter Richtung, und zwar unter gleichem Winkel, von dem glatten Wasserpiegel zurückgeworfen werden.

Bei dem vergeblichen Bemühen, die merkwürdige Erscheinung zu erklären, habe ich in der Annahme, daß vielleicht durch entsprechende Anordnung von kleinsten Metallteilchen das Licht in gleicher Richtung reflektiert werde, Versuche mit Goldbronze gemacht.

Schüttet man eine kleine Messerspitze dieses

Metallstaubs auf ein mit Wasser gefülltes Becken, so gelingt es durch klopfende Erschütterungen sehr leicht, eine zusammenhängende, dünne Goldschicht auf dem Wasserpiegel zu erzielen. Diese zeigt aber durchaus normale optische Verhältnisse, d. h. sie verhält sich umgekehrt wie die goldige Wasserblüte. Von der Fensterseite aus gesehen, macht sie sich nur als matte, in dünnen Schichten bräunlich durchschimmernde Goldhaut geltend, während sie von der Zimmerseite aus ihren vollen Glanz zeigt.

In noch größeres Erstaunen als das erwähnte optische Verhalten unserer Wasserblüte, das ich vorläufig noch als ungelöstes Rätsel stehen lassen will, hat mich seinerzeit aber eine andere merkwürdige Beobachtung versetzt. Das Aquarium, in dem bei mir zum ersten Male die goldige Wasserblüte aufgetreten ist, ist so gestellt, daß es von zwei Seiten Licht erhält. Einmal von einem nahegelegenen Fenster aus einer Entfernung von 1 m und dann von einem seitlich gelegenen, etwa  $2\frac{1}{2}$  m entfernten. Man sollte nun meinen, der Goldglanz sei von beiden Richtungen aus, wenn auch vielleicht verschieden stark, sichtbar gewesen. Dem war aber nicht so. Der goldige Glanz machte sich nur von dem nähergelegenen Fenster aus geltend, und selbst als ich dieses zur Ablendung des Lichtes mit dem Laden verschlossen hatte, ließ sich aus der Richtung des entfernten Fensters, durch das nun allein Licht einströmte, anfänglich keine Spur von dem Goldglanz wahrnehmen. Wunderbarerweise aber trat der Goldglanz, wie ich ganz zufällig entdeckte, nach Verlauf von einigen Stunden auf, und zwar ziemlich kräftig. Als ich dann den Laden des nähergelegenen Fensters wieder öffnete, war ich, obschon bereits auf Überwachungen gefaßt, doch sehr erstaunt, nun von dieser Seite aus kaum eine Spur des Goldglanzes wahrzunehmen. Erst gegen Abend stellte sich wieder das frühere optische Verhalten her, d. h. der Goldglanz war wieder von dem nähergelegenen Fenster in voller Pracht sichtbar.

Diese, zum Teil ganz zufällig gemachten Beobachtungen ergeben die merkwürdige Tatsache, daß der Goldglanz unserer Wasserblüte nicht momentan durch einfache Reflexion des Lichtes entsteht, sondern daß er sich erst nach längerer Einwirkung der Lichtquelle entwickelt.

Eine erwähnenswerte, weil das Vorstehende ergänzende, Beobachtung besteht ferner darin,

daß unsere Aquarienwasserblüte nicht zu allen Tageszeiten gleich stark goldig leuchtet und daß der Goldglanz bis zu einem gewissen Grade von der Intensität der Beleuchtung unabhängig ist. Früh morgens, auch wenn es ganz hell ist, macht sich der Goldglanz weniger bemerklich als einige Stunden später, um uns am Abend selbst nach Einbruch der Dämmerung wahrhaft zauberisch entgegenzuleuchten.

Noch rätselhafter wurde mir die Geschichte, als ich einst das Aquarium so gestellt hatte, daß es direkt von der Sonne beschienen wurde. Ich setzte dabei voraus, daß der Goldglanz im direkten Sonnenlicht besonders prächtig erscheinen würde. Ich hatte mich aber arg getäuscht, denn der Goldglanz verschwand binnen kurzer Zeit vollständig, um einem unschönen, grauen Farbenton Platz zu machen. Und nach Entfernung der direkten Bestrahlung dauerte es einige Zeit, bis er wieder zum Vorschein kam.

Endlich machte ich noch einen, für die Erklärung der merkwürdigen Naturerscheinung und für das Verständnis später zu erörternder Tatsache sehr beachtlichen Versuch, der darin bestand, daß ich eine Schale mit der vorsichtig aus dem Aquarium geschöpften Wasserblüte ins Freie stellte. Nach wenigen Stunden war der Goldglanz dauernd verschwunden, und nur noch ein leichter, bräunlicher Anflug auf dem Wasserspiegel deutete auf die Anwesenheit unserer Wasserblüte hin. Wie ich erwartete, kam der Goldglanz auf der in das Zimmer zurückversetzten Schale nach geraumer Zeit wieder zum Vorschein.

Aus den vorstehenden Beobachtungen geht somit vorläufig die bemerkenswerte Tatsache hervor, daß es sich beim Goldglanz der Aquariumwasserblüte um eine Erscheinung handelt, die nur unter gewissen Bedingungen in unseren Zimmeraquarien und — wie ich beiläufig erwähnen möchte — gelegentlich in ähnlichen Verhältnissen siedenden Gewächshäusern zu Tage tritt.

Da auch der Nichtfachmann bei der Bearbeitung eines naturwissenschaftlichen Themas aus naheliegenden Gründen verpflichtet ist, alles was in der einschlägigen Literatur darüber veröffentlicht worden ist, in Berücksichtigung zu ziehen, scheint es mir angezeigt, den Leser über die die vorliegende Frage betreffenden, allerdings sehr spärlichen Veröffentlichungen zu unterrichten.

Ich gestehe offen, daß ich während einer ganzen Reihe von Jahren in der zoologischen und botanischen Literatur, soweit sie mir als Nichtfachmann zur Verfügung stand, nichts über den der vorliegenden Arbeit zugrunde liegen-

den Stoff habe finden können. Auch in den Handbüchern der Aquarientunde wird man irgendwelche Angaben über die wundersame Naturerscheinung, die ich als „goldige Wasserblüte“ bezeichnet habe, weil es sich dabei augenscheinlich um eine jener Vegetationen von niederen Wasserpflanzen handelt, die sich auf der Oberfläche des Wassers entwickeln und die man gemeinhin „Wasserblüten“ nennt, vergeblich suchen. Selbst in Lamperts „Leben der Binnengewässer“, das eine hübsche Schilderung der „Wasserblüte“ nebst einer Aufzählung aller derjenigen Lebewesen, die sie zustande bringen können, enthält, wird die prächtigste aller „Wasserblüten“, die „goldige“, nicht erwähnt.

Später fand ich ganz zufällig in Prof. Englers „Natürlichen Pflanzenfamilien“ (1900, S. 153, Abb. 107) ein Flagellat abgebildet, dessen auffallende Ähnlichkeit mit dem oben als Erzeuger der „goldigen Wasserblüte“ beschriebenen Lebewesen unverkennbar war. Aber auch in diesem Werke war der in seiner Art einzig dastehende Goldglanz nicht erwähnt.

Dann fiel mir eine vorzügliche Arbeit M. Woronin<sup>1)</sup> in die Hände, in der der Verfasser einen „höchst eigentümlichen, Chromophyton<sup>2)</sup> rosanoffii<sup>3)</sup> benannten Organismus“ beschreibt, der in vielen Punkten mit dem von mir beobachteten Geißeltierchen übereinstimmt, wenn er sich auch in anderen davon unterscheidet.

Woronin hat das von ihm entdeckte Geißeltierchen im Jahre 1876 in der Nähe von Wiborg gefunden und gibt des näheren an, daß „an warmen, hellen, sonnigen Tagen die glatte, ruhige Wasseroberfläche vieler Moortümpel und Pfützen mit einem leichten gelben oder etwas bräunlichen Staubanflug bedeckt“ gewesen sei.

Daß Woronin den Goldglanz an Ort und Stelle nicht wahrnehmen konnte, ergibt sich leicht unter Hinweis auf die von mir weiter oben beschriebene, mit der „goldigen Wasserblüte“ im Freien gemachte Beobachtung. Daß er aber auch im Zimmer in einer am Fenster aufgestellten Schale den herrlichen Goldglanz nicht bemerkte, obwohl er den Anflug viel schärfer wahrnahm, namentlich wenn er die Wasseroberfläche nicht von oben, sondern etwas schräg von der Seite (!) betrachtete, rührt sehr wahrscheinlich daher, daß er bei der am Fenster aufgestellten

<sup>1)</sup> Botanische Zeitung, 1880, Nr. 37 und 38.

<sup>2)</sup> Von chroma = Farbe; phyton = Pflanze.

<sup>3)</sup> Nach dem verstorbenen russischen Botaniker S. Rosanoff benannt, der schon früher auf dem Viktoriabassin in St. Petersburg einen ähnlichen Anflug gefunden und Woronin unter dem Mikroskop die Schwärmzellen geseigt hatte.

Schale nicht in der Lage war, die Wasseroberfläche von der Fensterseite aus zu übersehen.

Die „Staubkörper“, wie Woronin die Flagellatenkolonien nennt, unterscheiden sich von

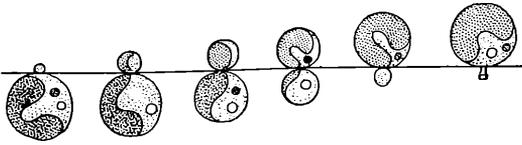


Abb. 6. über die Wasserfläche emporsteigende Chromophyton-Zelle. (Schematisch nach Woronin.)

den meinigen, wie eine große Anzahl von Abbildungen ergibt, durch auffallend unregelmäßige Formen (er bezeichnet sie als biskuit-, wurm-, perlschnurförmig usw.) und durch ihre beträchtlichere Größe, die auf einer viel größeren Anzahl von Schwärmzellen beruht. Dieser Umstand läßt sich vielleicht dadurch erklären, daß sich Woronins Staubkörper nicht im völlig „windstillen“ Aquarium, sondern im Freien entwickelt haben, wo möglicherweise durch leichte Luftbewegungen kleinere Kolonien zu größeren vereinigt worden sind.

Daß die einzelnen Kolonien in Luftblasen, die bei meinen Kulturen nicht zu erkennen sind, eingebettet liegen, gibt er nicht an, hebt aber, allerdings mehr beiläufig, hervor, daß „die kleineren Staubkörper Stropfschen oder im Wasser suspendierten Luftbläschen sehr ähnlich sehen“. Die Vergleichung mit Stropfschen ergibt, daß Woronin jedenfalls nicht an das wirkliche Vorhandensein von Luftblasen dachte, und es ist auch sehr gut denkbar, daß seine durchschnittlich viel größeren Kolonien möglicherweise ihres beträchtlicheren Umfangs wegen von einer so dünnen

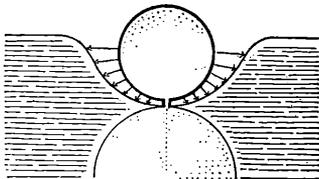


Abb. 7. Schematische Darstellung der Luftblasenbildung bei einer emporsteigenden Chromophyton-Zelle. I.

Luftschicht umhüllt waren, daß diese nicht mehr das optische Bild einer Luftblase ergab.

Von außerordentlichem Interesse ist nun das, was Woronin an den dicht an der Wasseroberfläche anliegenden, in den Ruhezustand übergehenden Geißelschwärmern beobachtet hat.

Bevor wir näher darauf eingehen, möchte ich bemerken, daß mir öfters an den an einer Luftblase zur Ruhe gelangten, mit dem Deckglas

gegen die Wasseroberfläche abgeschlossenen Geißeltierchen ein kleiner, in die Luftblase hineinragender, dunkelumrandeter, kugeligter Fortsatz aufgefallen war, der meiner damaligen Ansicht nach dazu diente, die ruhende Schwärmzelle am Wasserpiegel zu fixieren. Wenn ich nämlich durch Anlegen eines kleinen, das Wasser ansaugenden Filtrierpapierstreifens eine Wasserbewegung im Präparat erzeugte, bewegten sich die Zellen mit dem die Oberfläche des Wassers überragenden Köpfchen, wie an einer Rolle hängend, an der Luftinsel hin, ohne weggeschwemmt zu werden.

Woronin, dem es geglückt ist, den Vorgang weiter zu beobachten, beschreibt ihn folgendermaßen:

„Die Schwärmzelle rückt bis unter die Wasseroberfläche, an welche sie sich unmittelbar anlegt, kommt hier zur Ruhe, rundet sich dabei ab und fängt darauf an, durch die Wasseroberfläche, als ob die letztere eine feste Membran

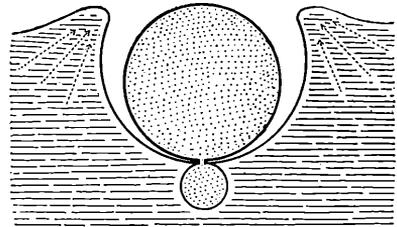


Abb. 8. Schematische Darstellung der Luftblasenbildung bei einer emporsteigenden Chromophyton-Zelle II.

wäre, sich emporzubohren. An der Berührungsstelle mit der Wasseroberfläche treibt sie einen kleinen, dunkelscharf konturierten, stechnadelartigen Fortsatz, der über die Wasseroberfläche emporragt. Indem nun dieser sich allmählich vergrößert, verringert sich gleichzeitig und in gleichem Maße der unter dem Wasser liegende Teil der Schwärmzelle, bis endlich diese letztere aus dem Wasser vollständig in die Luft übergewandert ist“ (vgl. Abb. 6).

Hier möchte ich die Bemerkung einflechten, daß dieses Durchbohren der Wasseroberfläche als ob sie eine feste Haut wäre und das Durchtreten der Zelle, wie durch ein Bohrloch, eigentlich eine recht komische Geschichte ist, bezw. in physikalischer Beziehung ein so unglaublicher Vorgang, daß seine Erklärung von einigem Interesse sein dürfte. Wenn das Tierchen befähigt ist, aus dem Wasser an die Luft zu schlüpfen, so ist eigentlich nicht so recht einzusehen, weshalb dies gleichsam wie durch eine enge Öffnung im Wasserpiegel geschehen muß.

Nach dem Adhäsionsgesetz ist es über-

haupt unbegreiflich, daß das kleine Lebewesen, dessen Oberfläche allseitig benetzt ist, gleichjam trockenen Fußes (wenn ich so sagen darf), ohne durch die gewaltige Adhäsionskraft des Wassers zurückgehalten zu werden, auf die Oberfläche des Wassers zu treten vermag. Die Chromophytonzelle muß demnach über die merkwürdige Eigen-

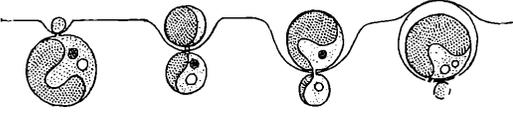


Abb. 9. Schematische Darstellung der Luftblasenbildung bei einer über die Wasseroberfläche emporstehenden Chromophytonzelle.

schaft verjügen, die Adhäsion zum Wasser vollständig aufheben zu können. Dies können wir uns wohl nur durch die Annahme erklären, daß das Tierchen an dem Punkte, wo es dem Wasserspiegel anliegt, eine Substanz absondert, die die Adhäsion zum Wasser an dieser Stelle aufhebt und die Stellen unbenehbar macht. Dazu braucht die betreffende Substanz nur eine öl-, wachs- oder harzartige Beschaffenheit zu besitzen.

Unter dieser Voraussetzung ist es physikalisch leicht erklärlich, warum an der Durchtritts- und Übergangsstelle zwischen dem benetzten und unbenehbaren Teil eine Einschnürung entsteht. Die Adhäsionskraft des Wassers sucht nämlich den Zellkörper allseitig zurückzuhalten, während der Zellinhalt oder das Protoplasma allmählich in den außerhalb des Wassers befindlichen, mit einer wachssähnlichen, immer dünner werdenden Schicht überzogenen Teil der Zelle über-

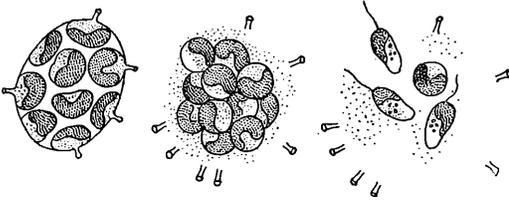


Abb. 10. Abtötung\* der röhrenförmigen Stielchen bei einer sich auflösenden Chromophyton-Kolonie. (Drei nach Woronin.)

fließt, ähnlich wie wir es bei den Bewegungen einer Monade oder Amöbe sehen.

Nach den Ausführungen Woronins würde nun aber die zur Ruhe gekommene Schwärmzelle vollständig frei auf dem Wasserspiegel an der Luft liegen, während ich mit absoluter Sicherheit<sup>4)</sup> festgestellt habe, daß die Zellen kolonien-

<sup>4)</sup> Züchtet man Chromophytonkolonien auf einem Objektträger langsam eintrocknen, so gelingt es mit dem Mikroskop sehr leicht, am Austrocknungsrand des Wassertropfens das plötzliche Verschwinden (Plagen) der die Schwärmerkolonien umhüllenden Luftblasen zu sehen.

weise in die den Wasserspiegel zum Teil überragenden Luftblasen eingebettet sind. Ich bin dem Leser daher noch eine stichhaltige Erklärung für die Entstehung der das Chromophyton, bezw. seine Kolonien, einschließenden Luftblasen schuldig. Diese Erklärung läßt sich vielleicht in folgender Weise geben:

Beim Bestreben des Wassers, den unterhalb der Oberfläche liegenden benetzten Teil der Zelle (als Ausdruck der Adhäsionskraft) im Wasser zurückzuhalten, während das Wasser andererseits durch das unbenehbare, dem Wasserspiegel anliegende, stechnadelkopfförmige Knöpfchen allseitig abgestoßen wird, kommt eine trichterförmige Vertiefung im Wasserspiegel, in deren Grund das Knöpfchen liegt, zustande (Abb. 8).<sup>5)</sup>

Im weiteren ist dann die Möglichkeit gegeben, daß das Wasser beim Bestreben des Wasserspiegels, sich wieder auszugleichen und die Lücke zu schließen, über dem Knöpfchen der Zelle zusammenschlägt und hierbei ein das Knöpfchen

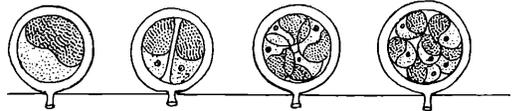


Abb. 11. Verschiedene Vermehrungsstadien einer ruhenden Chromophyton-Zelle. (Nach Woronin.)

umhüllendes Luftbläschen mit einschließt (Abb. 8 und 9).<sup>6)</sup>

Nach beendetem Ausschlüpfen aus dem Wasser würde die Schwärmzelle somit vollständig in die Luftblase zu liegen kommen. Daß dann die je eine einzelne Zelle enthaltenden Luftblasen bei gegenseitiger Berührung leicht zusammenfließen und zur Entstehung ganzer Kolonien Veranlassung geben, dürfte dem Verständnis keine Schwierigkeiten bieten.

Woronin hat im weiteren bei dem von ihm beschriebenen Chromophyton mehrere Eigentümlichkeiten angegeben, die dem von mir beobachteten Flagellaten abgehen und die deshalb der Erwähnung bedürfen.

So hat er mit Sicherheit nachgewiesen, daß die auf dem Wasserspiegel sich aufhaltende Schwärmzelle „in ein kurzes, feintröhriges, in das Wasser hinabragendes Stielchen übergeht, mittels welchem die zur Ruhe gekommene

<sup>5)</sup> Diesen Vorgang können wir sehr leicht nachahmen, indem wir ein auf einen entsprechend gebogenen feinen Draht gestecktes Wachsfäßchen vorsichtig unter den Wasserspiegel ziehen, wobei sich eine ziemlich tiefe trichterförmige Einsenkung darin bildet.

<sup>6)</sup> Auch dieser Vorgang läßt sich experimentell darstellen. Wenn wir das Wachsfäßchen bis zu einem gewissen Punkte unter die Oberfläche gezogen haben, so schlägt das Wasser über ihm zusammen, wobei gleichzeitig häufig ein Luftbläschen mit eingeschlossen wird.

Schwärmzelle auf der Wasseroberfläche sitzt. Dieses Stielchen hat gegen das Wasser hin eine runde Öffnung, durch welche der jetzt ruhenden Schwärmzelle Wasser zugeführt wird“ „Die größeren, durch Zusammenfließen mehrerer Individuen entstandenen Körper sind nicht mit einem, sondern mit mehreren ins Wasser ragenden Röhrchen versehen; die Zahl der letzteren bezeichnet die Zahl der Individuen. Die Röhrchen werden aber erst dann deutlich wahrgenommen, wenn die von denselben getragenen Körper in das Wasser getaucht werden; sobald dies nämlich geschieht, quillt die Schleimhülle sogleich bis zum Zerfließen, die kurzen, röhrigen Stielchen erweisen sich allein als ungequollen, demnach viel derberer Konsistenz wie die übrige Hülle, und bleiben in Form von sehr feinen, an beiden Enden geöffneten Röhrchen im Wasser liegen“ (Abb. 10).

Zu dieser sehr interessanten Beobachtung muß ich bemerken, daß es mir trotz sorgfältiger, mehrmals wiederholter Nachprüfungen nie gelungen ist, bei meinen Chromophyten derartige Röhrchen festzustellen.

Eine weitere hübsche Beobachtung beschreibt Woronin folgendermaßen. „Ist nun die Schwärmzelle auf die beschriebene Weise einige Zeit ungestört auf der Oberfläche des Wassers geblieben, so fängt sie an, sich durch wieder-

holte Zweiteilung zu vermehren. Es bilden sich infolge hiervon Exemplare, in denen zwei, vier oder selbst acht Zellen innerhalb einer gemeinschaftlichen schleimigen Hülle liegen“ (Abb. 11).

Troßdem ich die „goldige Wasserblüte“ zu allen Jahreszeiten wiederholt untersucht habe, ist mir eine derartige Vermehrung bei der ruhenden Zelle nicht vorgekommen, dagegen habe ich, was Woronin bei seinem Untersuchungsmaterial offenbar nie bemerkt hat, öfters in Teilung begriffene, im Wasser herum schwimmende Weißschwärmer beobachtet (vgl. Abb. 4e).

Mit Bezug auf die Benennung unseres Flagellaten möchte ich noch erwähnen, daß Woronin am Schluß seiner Arbeit mehr beiläufig bemerkt, daß von L. Cienkowski ein auf untergetauchten Gegenständen vorkommendes, nebelartige Massen bildendes Weißeltierchen als *Chromulina nebulosa*<sup>1)</sup> beschrieben worden sei, daß, wie er beifügt, „dem Chromophyten nicht sehr fern zu stehen scheint“ Prof. Bütschli hat nachträglich das Chromophyton als zu der von Cienkowski aufgestellten Gattung *Chromulina* gehörig bestimmt; das Weißeltierchen hat somit aus Prioritätsgründen *Chromulina rosanoffii* Wor. zu heißen. (Schluß folgt.)

<sup>1)</sup> Von chroma = Farbe; die Endung hat wahrscheinlich die Bedeutung einer Verkleinerungsform; nebulosus = neblig.

## Aus dem Gebiet der Pflanzenmikrochemie.

### Eine Anleitung für Anfänger.

Fortsetzung v. S. 14.

Von O. Tunmann.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### III. Allgemeine Bemerkungen über die Reagentien.

Aber die Anlage eines mikroskopischen Arbeitsplatzes braucht an dieser Stelle nicht berichtet zu werden. Jeder, der das Mikroskop benutzt, weiß, mit welcher einfachen Hilfsmitteln die schönsten Ergebnisse zu erreichen sind. Der Mikrochemiker braucht im allgemeinen die jedem Pflanzenanatomer bekannten Werkzeuge und Hilfsmittel (Rasiermesser, Nadeln, Scheren, Glasstäbchen, Objektträger, Deckgläser, Spiritusflamme [darüber Näheres unter „Mikrosublimation“]), außerdem eine größere Anzahl Reagentien. Völlige Reinheit der Reagentien ist beim mikrochemischen Arbeiten noch mehr als bei makrochemischen Untersuchungen Grundbedingung, denn bei den äußerst geringen Mengen der in Reaktion tretenden Substanzen wirkt auch die kleinste Beimischung störend. Nur in seltenen Fällen ist die Beimischung eines ganz bestimmten Stoffes im Reagens vorteilhaft, so von Chlorwasserstoffsäure in der Chloralhydratlösung, von Jodwasserstoffsäure in der Jodjodkaliumlösung, besonders beim Mannanachweis mit Caesiumchlorid (das eine Spur Caesiumalkali enthält). Im letzt-

genannten Falle spricht man vom „Zupfen“ (Zusatz einer Spur der nachzuweisenden Substanz bei träge und schlecht kristallisierenden Körpern). Zur Herstellung der Reagentien muß stets destilliertes Wasser genommen werden. Der Konzentrationsgrad läßt sich nur von Fall zu Fall bestimmen. Konzentrierte Lösungen gelangen nur selten zur Anwendung. Verschiedene Fällungen lösen sich im Überschuß der Reagenzlösung (des Fällungsmittels) wieder auf; es wäre am richtigsten, wenn die reagierenden Körper im molekularen Verhältnis zusammenzutreten würden. Bei Schnitten, in denen vielfach nur geringe Mengen des zu prüfenden Körpers zugegen sind, gelangen meist verdünnte Reagenzlösungen zur Anwendung.

Besondere Sorgfalt ist der Aufbewahrung der Reagentien zu widmen. In dieser Hinsicht wird sehr häufig gesündigt. Korbstöpfgefäßen mit eingelassener feiner Pipette ohne Gummikappe, die



Abb. 1. Tropfglas mit Glas-tappe.

man in den käuflichen Reagentienblocks antrifft, sind nicht praktisch. Bei den Gummipipetten hält sich die Gummikappe nur beschränkte Zeit. Die Gummikappe wird vorteilhaft durch eine Glaskappe ersetzt (Schürhoff). Über den oberen Teil des Pipettenrohrs kommt ein etwa 1 cm breiter, mit Glycerin befeuchteter Gummiring und darüber als Ersatz für die Gummikappe ein fest anschließendes, am oberen Ende zugeschmolzenes Glasröhrchen (Abb. 1). Durch Heben und Niederdrücken dieser Glasröhrkappe werden die Reagentien entnommen. In der angegebenen Weise lassen sich an den käuflichen Augentropfengläschen die wenig dauerhaften Gummikappen leicht durch Glaskappen ersetzen.

Für viele Reagentien eignen sich kleine Gläschen mit eingeschliffenen Glasstöpseln, deren abgeschliffener Hals mit einer Spur Fett oder Wachs eingefettet wird. Der Stöpsel ist für manche Reagentien vorteilhaft mit angeschmolzenem Glasstäbchen versehen. Doch nur bei häufig gebrauchten Reagentien wird man dergleichen nicht gern missen, gewöhnlich kann man die Reagentien mit einem Glasfläschen den Standflaschen entnehmen. Als Standflaschen wähle man durchweg braune Gläschen (Kobaltglas), die mit verdünnter Salzsäure ausgekocht und mit destilliertem Wasser gründlich ausgewaschen wurden. Derart gereinigte Flaschen genügen für unsere Zwecke vollkommen; Quarzflaschen sind zu teuer und auch entbehrlich. Für ölig-harzige Flüssigkeiten (Balsame) sind besondere Flaschen im Handel. Ich erwähne nur die Flasche nach Kunz-Krause (Bezugsquelle: Fr. Hugerzdorff, Leipzig), bei der der Tropfstab verstellbar ist und nach merklicher Verjüngung in eine Kugel endet, wodurch sich die Flüssigkeit jederzeit in Form eines stets gleich großen Tropfens abseht.

Man lasse die Reagentien beim Gebrauch nicht unnötig lange offen stehen! Die Unsitte, Reagentien mit eingetauchtem Glasstab stundenlang, selbst über Nacht, offen stehen zu lassen, kommt vielfach vor. Hierbei leiden die Reagentien. Schwefelsäure zieht Wasser an, ist dann nicht mehr konzentriert und führt zu unrichtigen Ergebnissen (bei Membranreaktionen). Ösmiumsäure, über deren Zerlegung man zuweilen klagen hört, wird nicht durch Licht zersetzt, sondern dadurch, daß bei langem Offenstehen der Flasche oxydierbare Substanzen aus der Luft in die Säure gelangen.

Nicht selten (beim Alkaloidnachweis) müssen die erforderlichen Lösungen stets frisch bereitet werden. Wo diese Vorschrift besteht, befolge man sie und greife nicht aus Bequemlichkeit nach einer, wenn auch „nur wenige Tage“ alten Lösung.

Lösungen, die zum Fixieren und Härten für Färbungen dienen, können, wenn sie sich nicht zer setzt haben, filtriert und weiter verwendet werden. Dieses gilt vornehmlich für die teuren Fixiermittel. Bei billigen und einfach herzustellenden Lösungen, z. B. bei Kaliumdichromat (beim Gerbstoffnachweis), Kupferazetat (beim Harznachweis) u. a. scheidet man von einer mehrmaligen Verwendung besser ab.

#### IV. über die Ausführung mikrochemischer Reaktionen.

Die Reagentien gelangen überwiegend in Lösungen zur Anwendung, in neuerer Zeit verschiedentlich auch in Dampfform, selten in Form von

Pulver. Die erhaltenen Reaktionen sind Quellungs- oder Lösungsvorgänge, oder sie bestehen in Fällungen und Niederschlägen, sowie in Färbungen.

Wir wollen mit Hilfe der Reagentien nicht nur die chemische Beschaffenheit der organisierten Bestandteile der Zellen (Membran und Inhalt) feststellen, sondern auch die im Zellsaft in gelöster Form auftretenden Substanzen ermitteln. Die Reaktionen werden überwiegend mit den Präparaten (Schnitten, Pulvern, ausgetretenen Sekreten) direkt vorgenommen, seltener mit den in geeigneter Weise gewonnenen Pflanzenauszügen. Vor Ausführung der Reaktion unterrichtet man sich eingehend an Schnitten lebenden Materials, bei getrockneten Pflanzen und Pulvern an aufgeschalteten und an nicht aufgeschalteten Präparaten über die Gewebelemente und Zellinhalte.

Die zu den Reaktionen erforderlichen Schnitte werden mit freier Hand hergestellt (ein Mikrotom ist entbehrlich). Die Technik des Schneidens mit dem Rasiermesser muß hier als bekannt vorausgesetzt werden.<sup>6)</sup> Objekte, die sich nicht gut in freier Hand halten lassen, werden zwischen Holundermark oder, wenn sie dorb sind, zwischen Kork eingeklemmt und dann erst geschnitten. Hierbei bekommt gleichzeitig das in freier Hand gehaltene Messer eine bessere Stütze.

Getrocknetes Material läßt sich meist ohne jede Vorbehandlung schneiden, jedenfalls besser als vielfach angenommen wird. Von einem Aufweichen in Wasser, Glycerin oder Ammoniak scheidet man tunlichst ab. Sehr spröde Objekte bringt man über Nacht in eine feuchte Kammer, indem man auf einen tiefen, mit Wasser gefüllten Teller eine trockene, die betreffenden Objekte enthaltende Schale stellt und das Ganze mit einer Glasglocke bedeckt.

Handelt es sich um den Nachweis eines Körpers in den Zellen und über seine Verteilung im Gewebe, so müssen die Reaktionen mit den unversehrten Zellen ausgeführt werden. Die Schnitte müssen so dick sein, daß sie eine (besser zwei) Reihe völlig unangeschnittener Zellen enthalten. Sind die Zellen hoch oder langgestreckt, dann wähle man Längsschnitte, die bei Wurzeln, Stengeln, Blattstielen u. dgl. den Querschnitten vorzuziehen sind. Überhaupt sind bei der Lokalisationsermittlung die an Querschnitten erhaltenen Befunde durch Prüfung von Längs- und Flächenschnitten zu ergänzen. Bei Blättern bereitet die Präparation gelegentlich Schwierigkeiten. Die Herstellung von Flächenschnitten gelingt bei etwas dickeren Blättern gut, wenn man das Blatt über den Zeigefinger der linken Hand spannt, mit dem Messer die Epidermis schräg abschneidet und das angeschnittene Stück mit der Pinzette abzieht; in ähnlicher Weise fertigt man Längsschnitte von Stengeln und Blattstielen an. Zur Herstellung von Blattquerschnitten legt man eine Anzahl Blattstückchen aufeinander und klemmt das Päckchen zum Schneiden zwischen Holundermark ein. Bei starken, lederartigen Blättern kann man sich die Präparation dadurch erleichtern, daß

<sup>6)</sup> Vergl. darüber „Elementarkurs der Mikroskopie“ Herausgegeben v. d. Redaktion des „Mikrokosmos“ (1909, Stuttgart, Franck'sche Verlagsbuchhandlung), geh. M. 2.—, geb. M. 2.80.

man mit einer kleinen scharfen Schere. feine Schnippfel abschneidet. Unter derartigen Schnippfeln finden sich immer einige brauchbare mikroskopische Präparate.

Bei der Ausführung der Reaktionen an Schnitten und mit Reagenzlösungen verfährt man in verschiedener Weise. Die Schnitte kommen auf dem Objektträger entweder direkt in einen Tropfen

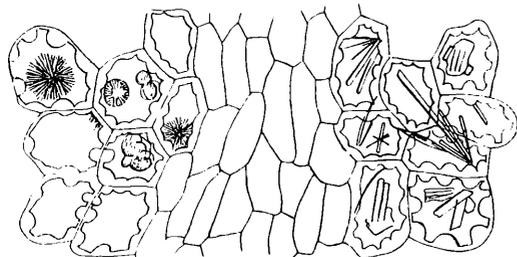


Abb. 2. Querschnitt durch den Samen von *Areca catechu* (Handelsware). Zellen des Endosperms, in der Mitte Zellen des Nahrungsgewebes. Links sind Arecolin-Ausscheidungen eingezeichnet, die nach Behandlung mit Salpetersäuredampf entstehen; rechts Fällungen mit Nitronsäure.

der betreffenden Reagenzien und werden mit dem Deckgläschen bedeckt, oder aber man legt die Schnitte zunächst in einen kleinen Tropfen Wasser, bringt das Deckglas auf, setzt am rechten Deckglasrand das Reagens zu und saugt auf der linken Seite des Deckglases die überschüssige Flüssigkeit mit einem Streifen Fliesspapier ab. Im ersten Falle, beim direkten Eintragen, sind Färbungen und Niederschläge besser lokalisiert; im zweiten Falle, beim Durchsaugen, läßt sich die Bildung der Niederschläge besser verfolgen, doch wird die Lokalisation undeutlich, da die Niederschläge infolge der Strömung leichter an sekundäre Lagerstätten gelangen.

In bestimmten Fällen werden die Reagentien durchgesaugt, um die einzelnen Stadien der Einwirkung kennen zu lernen, so bei der Einwirkung von Chrom- oder Schwefelsäure auf Zellmembranen. Man läßt alsdann das Reagens einige Zeit einwirken und wäscht vor erneuten Reagenzzusatz jedesmal mit Wasser oder Glycerinwasser aus, um die Säurewirkung festzustellen.

Besonders zu beachten sind Strömungen, die auch beim direkten Eintragen der Schnitte lebenden Materials in das Reagens entstehen. Wenn Fällungen an bestimmten Stellen innerhalb lebender Zellen sich anhäufen, so ist diese Erscheinung noch kein Beweis dafür, daß der gesuchte Körper auch an dieser Stelle lokalisiert war. Die Reagentien durchdringen die Zellwände nicht gleichmäßig an allen Stellen (dünne Membranstellen, Lücken, Lippen), so daß Niederschläge zunächst dort entstehen, wo das Reagens am leichtesten eindringen konnte.

In neuerer Zeit führt man häufig Umsetzungen aus, d. h. schwer sichtbare oder leicht lösliche Fällungen werden in gut sichtbare und unlösliche übergeführt. So werden beim Kaliumnachweis mittels Kobaltnitrat die schwer sichtbaren gelben Fällungen durch Ammoniumsulfid in schwarzes Kaliumsulfid, die leicht löslichen Barytverbindungen der Saponine mit Kaliumdichromat in unlösliches, gelbes Baryumchromat umgewandelt. Besonders beim Alkaloidnachweis im Gewebe wer-

den derartige Umsetzungen geübt. Die durch Gold- oder Quecksilberfälsche bewirkten Alkaloidfällungen werden durch Nachbehandlung der Schnitte mit Schwefelwasserstoff oder Eisensulfat weiter geprüft u. a.

Reagentien in fester Form gelangen bei Schnitten selten zur Anwendung. Phosphorsäure ersetzt man durch ein Rönchens Phosphorsäureanhydrid, legt den Schnitt darauf und verflüssigt das Reagens durch gelindes Erwärmen; in gleicher Weise benutzt man kristallifizierte Phenol beim Nachweis verkieselter Membranen.

Dampfförmige Reagentien, die früher fast nur zum Fixieren benutzt wurden (Osmiumsäure), werden jetzt vielfach herangezogen, so wenn man bei Jod- und Bromreaktionen störende Färbungen (der Stärke) vermeiden will, wenn die sich bildenden Niederschläge sehr leicht wasserlöslich sind (Alkaloide), oder wenn die Lokalisation einer Farbenreaktion nicht verwischt werden soll (beim Nachweis von Lapachol, Juglonen, Dryanthrachinonen). Als Reagentien in Dampfform dienen: Jod, Brom, Chlor, Ammoniumkarbonat und Ammoniak, Salzsäure, Salpetersäure (vgl. Abb. 2 und 3). Die Reagentien kommen dabei in den Fuß eines kleinen Exsikkators, in dessen oberen Teil die Objektträger mit den trockenen Schnitten gebracht werden. Jod wird durch Bedecken mit einer Sandschicht an zu schneller Verdunstung gehindert, Brom wird in Form von Bromkalk benutzt, bei Säuren muß auf niedrige Temperatur geachtet werden, damit nicht gleichzeitig zuviel Wasser mit verdunstet. Der Exsikkator läßt sich natürlich durch andere weite, gutschließende Gefäße ersetzen, z. B. durch Einmachgläser, deren Ränder gut eingestrichelt werden, damit sie mit einer Glasplatte dicht verschlossen werden können, in die man passende kleinere Glasbehälter stellt, die die Deckgläser mit den Präparaten aufnehmen. Gleiche Dienste leisten Petri-

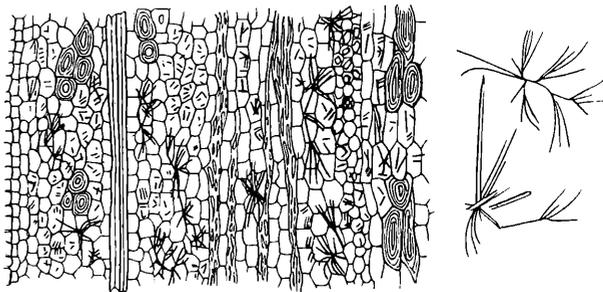


Abb. 3. Längsschnitt durch die Wurzel von *Gelsemium sempervirens* (Droge). Schnitt 12 Stunden in Salpetersäuredampf, dann in Paraffinöl. Die feinen Kristalleinlagerungen der Alkaloidfällungen sind zum großen Teil aus den Zellen herausgetreten und zu größeren Kristallgruppen verwachsen.

schalen, in die man als Unterlage für die Objekte ein Uhrglas gelegt hat. Aus Säuren mitgerissenes Wasser wird aus den Präparaten im Schwefelsäure-Exsikkator entfernt. Nach Möglichkeit muß jedoch das Übergehen von Wasserdämpfen durch Kühlstellen des Apparats und nicht zu lange Wirkung der Säuren vermieden werden, denn durch die Wasserdämpfe tritt der Niederschlag leicht aus den Schnitten heraus und gelangt zum großen Teil auf den Präparaten zur Kristallisation. — Die Schnitte mit den Fällungen oder Färbungen

werden alsdann in Paraffin- oder Olivenöl untersucht.

Eine Dauerbeobachtung ist überall dort erforderlich, wo Fällungen erst nach längerer Zeit entstehen. Die Reagenzlösung muß dann vor dem Verdunsten geschützt werden. Man schließt daher die Präparate ein, indem man das Deckglas mit Vaselin oder Wachsterpentin umrandet. Auch läßt sich hierzu der „Hängetrophen“ in der feuchten Kammer benutzen. „Feuchte Kammern“ sind im Handel zu haben, man kann sie aber auch leicht selbst herstellen. Dazu schneidet man aus einem quadratischen Stückchen Pappe ein Fenster aus, dessen lichte Weite etwas geringer als die Größe des Deckglases ist. Den Papprahmen läßt man in Wasser vollsaugen und legt ihn, oberflächlich abgewischt, auf den Objektträger. Das Deckglas, das den Reagenztropfen mit den Schnitten enthält, wird mit den Tropfen nach unten auf den

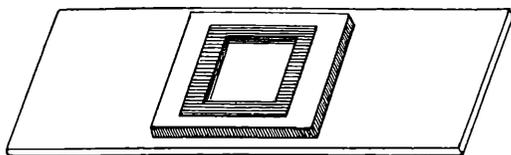


Abb. 4. Feuchte Kammer, aus einem Papprahmen bestehend.

Papprahmen gelegt (Abb. 4). Feuchtet man den Rahmen durch seitlichen Wasserzusatz abends an, so wird der Tropfen vor dem Verdunsten bewahrt.

Dauerbeobachtung ist aber auch dann geboten, wenn sich Niederschläge sofort bilden, um etwaige Veränderungen festzustellen. Handelt es sich um Auszüge aus Präparaten und um Fällungen außerhalb der Schnitte, so ist sogar oft eine Beobachtung nach einer Woche von großem Vorteil. Man wird erstaunt sein, wie schön manche Körper dann herauskristallisiert sind. Dies ist insbesondere notwendig bei Sublimaten, beim Nachweis von Zuckerkohlensäure, anorganischen Salzen und Almidkörpern.

Man veräume nicht, diese Präparate genau zu bezeichnen, sei es mit Fetttift oder chinesischer Tusche (Papieretiketten sind nicht so gut); dadurch erspart man sich manchen Verdruß.

Auszüge, aus Schnitten oder Pflanzenpulvern mit geeigneten Lösungsmitteln hergestellt, werden im allgemeinen seltener untersucht. Das Ausziehen geschieht in einfachster Weise in einem ausgehöhlten Objektträger. Um zu schnelle Ver-

dunstung des Lösungsmittels zu verhindern, bedeckt man mit einem Deckglas. Nach genügend langem Ausziehen werden die Schnitte oder Pulverteilchen mit der Nadel herausgenommen. Wird das Ausziehen in gewöhnlichen Deckglaspräparaten bewerkstelligt, so hebt man das Deckglas mit der Nadel an einer Kante und stellt es auf der anderen senkrecht auf. Dadurch sammelt sich der Auszug etwas an und läßt sich durch geeignetes Nachhelfen mit der Nadel an eine andere (reine) Stelle des Objektträgers befördern („abschleppen“).

Das Trocknen von Sublimaten, Niederschlägen und von mit Säuredämpfen behandelten Schnitten kann im Exsikkator geschehen. Als Ersatz eignen sich genügend große, weithalsige Präparatengläser mit eingeschliffenen Glasstöpseln, auf deren Boden Schwefelsäure kommt, während zur Aufnahme der Objektträger ein leeres Glas eingestellt wird. Oder man beschleunigt das Trocknen, indem man in die Höhlung eines ausgechliffenen Objektträgers einen Tropfen Schwefelsäure bringt und das Präparat als Hängepräparat auflegt. Hierbei muß man aber bei Schnitten sehr vorsichtig verfahren, um ein Übertreten der Säure zu vermeiden.

Die Identitäts-, Kontroll- und Parallelreaktionen sind von großer Bedeutung. Es kommen nicht nur weitere chemische Umsetzungen, sondern auch Lösungsverhältnisse und Farbenreaktionen in Betracht. Bei Lösungen wird man nicht immer die gleichen Befunde erhalten, die die Chemie angibt. So gelingt es, kleinere Kalziumjulfatkryställchen unter dem Deckglas in Wasser zu lösen. Andererseits kann Hesperidin, das makrochemisch als schwer löslich in Wasser angesprochen wird, unter dem Deckglas als „unlöslich in Wasser“ bezeichnet werden. Ähnliche Verhältnisse finden wir bei vielen Fetten und Ölen. Beim Arbeiten mit Schnitten dürfen wir nicht vergessen, daß in den Geweben andere, uns unbekante Stoffe zugegen sein können, die die Lösungsverhältnisse beeinflussen, die Lösung beschleunigen oder verhindern.

Parallelreaktionen mit chemisch reinen Körpern müssen, wenn irgend möglich, alle mit dem Pflanzenmaterial erhaltene Befunde ergänzen. Eigentlich sollten derartige Untersuchungen stets vorausgehen. Die Zahl der chemisch rein dargestellten Pflanzenstoffe, die im Handel zu haben sind, ist aber verhältnismäßig gering, auch ist die Reinheit der Handelspräparate (selbst bei den besten Fabriken) erst nachzuprüfen. Im allgemeinen wird sich die Mikrochemie nach dem jeweiligen Stande der Pflanzenchemie richten müssen. (Fortsetzung folgt.)

## Mikroskopisches vom Radieren.

Von Prof. Dr. W. Scheffer.

Mit 14 Abbildungen.

Unter „Radierung“ soll hier jedes Verfahren zur Entfernung bestehender Schriftzüge verstanden sein. Wir haben mechanische und chemische Radiermittel zu unterscheiden. Die vorlie-

gende Untersuchung handelt nur von den mechanischen. Die wichtigsten davon sind 1. der Radiergummi, und zwar a ohne und b mit Zusatz eines scharfen, schleifenden Pulvers. Mit a wer-



Abb. 1. Unberührte Papierfläche. 20 mal vergr.

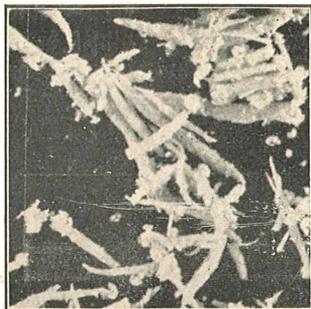


Abb. 2. Radierpulver von Bleistiftgummi. 15 mal vergr.

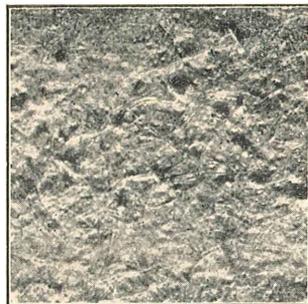


Abb. 3. Mit Bleistiftgummi radierte Papierfläche. 20 mal vergr.

den Bleistift-, mit b Tinten-, Tuſche- und ähnliche Zeichen entfernt; 2. das Radiermesser, 3. Glas- und Metallpinſel und 4. schleifende Pulver, z. B. Glasstaub, die mit irgendeinem weichen Werkzeug, etwa einem Wischer, über das Papier gerieben werden. Es gibt natürlich noch

Faserung und die kleinen Unebenheiten sind deutlich zu sehen.<sup>1)</sup> Die Abb. 2 u. 3 zeigen das Radierpulver und die Oberfläche des radierten Papiers nach der Radierung mit reinem, weichen Bleistiftgummi. Bei dem Radierpulver fällt vor allem auf, daß die kleinen Teilchen zu wurst-



Abb. 4. Radierpulver von Tintengummi. 15 mal vergr.

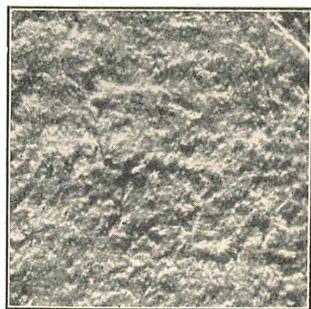


Abb. 5. Mit Tintengummi radierte Papierfläche. 20 mal vergr.

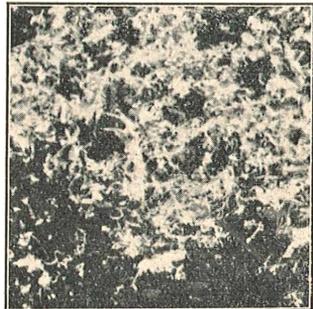


Abb. 6. Radierpulver, hergestellt mit einem Radiermesser. 15 mal vergr.

viele andere Möglichkeiten der mechanischen Radierung. Die hier angeführten Fälle sind aber Typen, an denen die wesentlichen Erscheinungen genügend besprochen werden können.

Für die Versuche wurde ein feines, glattes Briefpapier von weißer Farbe benutzt. Abb. 1 zeigt die Oberfläche unberührten Papiers. Die

förmigen, in der Größe nicht sehr verschiedenen Gebilden zusammengerollt sind. Feiner Staub

<sup>1)</sup> Untersucht wird mit schwacher Vergrößerung in auffallendem Lichte. Es genügt, das Licht eines Auerbrenners oder einer anderen Lichtquelle ähnlicher Stärke durch eine Sammellinse auf das Papier zu leiten, doch darf natürlich kein Bild der Lichtquelle darauf zu sehen sein.

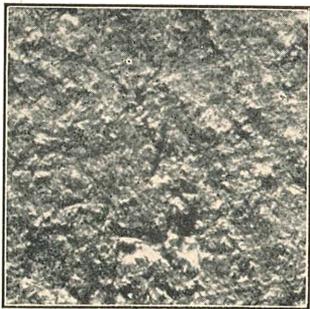


Abb. 7. Mit einem Radiermesser radierte Papierfläche. 20 mal vergr.

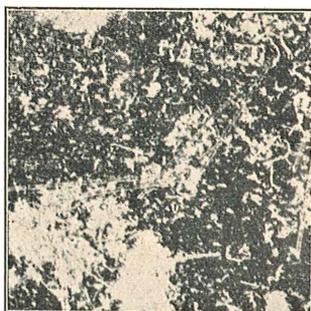


Abb. 8. Radierpulver, hergestellt mit einem Glaspinsel. 15 mal vergr.

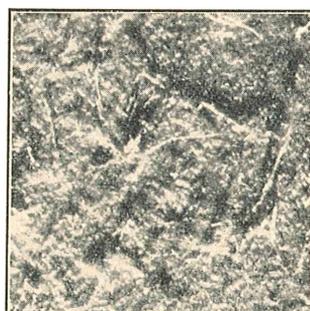


Abb. 9. Mit einem Glaspinsel radierte Papierfläche. 20 mal vergr.

und einzelne Papierfasern sind nicht zu sehen. Die Oberfläche der Teilchen sieht bei der angewandten Vergrößerung glatt aus. Bei genauem Zusehen bemerkt man, daß aus einzelnen Köllchen die Enden von Papierfasern hervorragen,

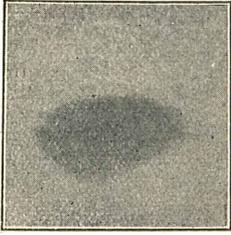


Abb. 10. Radlerspur eines Tintengummis, ungeglättet. Natürl. Gr.

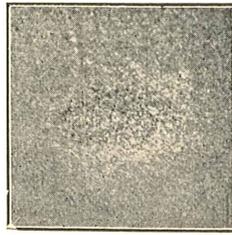


Abb. 11. Radlerspur eines Tintengummis, geglättet. Natürl. Gr.

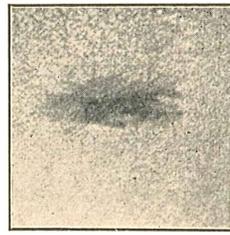


Abb. 12. Radlerspur eines Radiermessers, ungeglättet. Natürl. Gr.



Abb. 13. Radlerspur eines Radiermessers, geglättet. Natürl. Gr.

und zwar meist am Ende der Köllchen. Das radierte Papier (Abb. 3) ist etwas aufgelockert und uneben geworden, unterscheidet sich aber nicht allzusehr von dem unberührten Papier in Abb. 1, trotzdem durch das Radieren ein erheblicher Substanzverlust an der photographierten Stelle entstanden ist.

Die Abb. 4 u. 5 zeigen das Radierpulver und die Oberfläche des radierten Papiers nach der Radierung mit einem Tintengummi, der ein sehr scharfes Schleispulver beigemischt enthält. Im Pulver sind statt der Köllchen unregelmäßige Gebilde mit rauher Oberfläche zu sehen und dazwischen kurze Stücke von Papierfasern und kleine Teilchen. Die großen Klümpchen bestehen aus Gummi, Schleispulver und Papierresten. Die Papieroberfläche (Abb. 5) ist weit stärker aufgerauht als die in Abb. 3 wiedergegebene. Sie zeigt deutlich gerade, wagerecht verlaufende Kratzer. Bei allen Versuchen wurde das Radiermittel, um gegebenenfalls Kratzer sicher zu erkennen, immer auf demselben Weg geradlinig hin und her bewegt. Bei allen Abbildungen liegt dieser Weg wagerecht.

Abb. 6 zeigt Radierpulver, das mit einem sehr scharfen Radiermesser gewonnen wurde. Es besteht nur aus mehr oder weniger zerklüfteten Papierfasern, die sich locker zusammengeballt haben. Die Oberfläche des betr. Papiers (Abb. 7) ist sehr stark aufgerauht. Kratzer, die den Messerweg bezeichnen, sind ebenfalls zu sehen.

Die Abb. 8 u. 9 veranschaulichen das Er-

gebnis eines Radierversuchs mit einem Glaspinzel, der besonders für Tusche empfohlen wird, sich aber auch für Tinte gut eignet. Er besteht aus sehr feinen Glashaaren, die in einer einem Bleistifthalter ähnlichen Hülse gefaßt sind. Im

Radierpulver (Abb. 8) sieht man Stückchen der feinen Glasfäden, Papierfasern von verschiedenster Länge bis zu den feinsten Stückchen. Teilweise sind die Faserstücke locker zusammengeballt. Die Papieroberfläche (Abb. 9) ist sehr stark aufgerauht. Kratzer sieht man nicht. Besonders bemerkenswert sind die tiefen Buchten und die vielen lang hervorstehenden Fasern.

Die Anwendung von schleifenden Pulvern, die mit irgendeinem weichen Werkzeug über die Papieroberfläche gerieben werden, ist sehr selten. Die Bilder stehen zwischen denen des Tintengummis und des Radiermessers. Auch mit locker zusammengefügteten schleifenden Teilchen, wie sie z. B. die Seepia enthält, kann man radieren. Hier sind die Verhältnisse ähnlich den eben erwähnten.

Aus dem Gesagten geht hervor, daß die verschiedenen Radiermittel charakteristische Spuren erzeugen, die zu einem Nachweis des benutzten Mittels dienen können.

Vielfach wird die Radlerspur durch Glätten verbessert. Das geschieht entweder mit dem Fingernagel oder mit einem glatten Instrument, etwa einem Eisenbeintück, einem Stein oder ähnlichem. Wenn auch hierdurch das charakteristische Aussehen der Spur verwischt werden kann, so wird doch andererseits durch Glätten die Radierung keineswegs unsichtbar gemacht. Wie die Abb. 10, 11, 12 und 13 zeigen, ist die Radlerspur bei richtiger Beleuchtung immer deutlicher nachweisbar. Bei schiefer Beleuchtung und richtiger Neigung der Papieroberfläche zu der

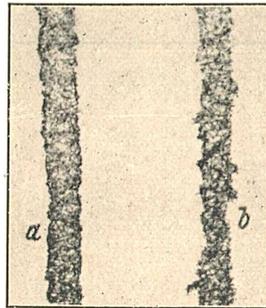


Abb. 14. Tintenstrich, a auf unradertem, b auf radertem Grund.

Aufnahmekamera bekommt man sehr deutliche Bilder. Abb. 10 zeigt die Radierspur eines Tintengummis in natürlicher Größe, noch rauh, und Abb. 11 eine Spur desselben Gummis mit dem Fingernagel geglättet. Abb. 12 veranschaulicht die rauhe Spur eines Radiermessers und Abb. 13 eine Spur desselben Messers, wiederum mit dem Fingernagel geglättet.

Das Radieren lockert das Papier immer etwas auf. Hierdurch entstehen kapillare Räume, die ein Verlaufen der Schreibflüssigkeit verur-

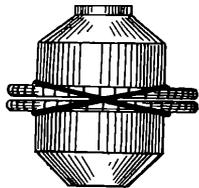
sachen. Abb. 14a zeigt einen Tintenstrich auf unverfärbtem, Abb. 14b einen Tintenstrich auf radiertem Grund. Der Unterschied ist ohne weiteres deutlich.

Diese Mitteilungen sind ein Teil einer größeren Untersuchung, die ergeben hat, daß jede, auch die feinste und geschickteste Radierung, mit Sicherheit objektiv nachgewiesen werden kann, ebenso wie jede nachträgliche Veränderung an einer Schrift überhaupt.

## Briefe an die Redaktion.

Sehr geehrte Redaktion!

Bei dem von mir in Heft 1 des vorigen „Mikrokosmos“-Jahrgangs (S. 25) beschriebenen, selbstgebauten Polarisor wurde es als nachteilig empfunden, daß man dabei den Kondensor nicht benutzen könne. Dem läßt sich auf einfache Weise ab-



Wie der Polarisor am Kondensor befestigt wird; oben der Kondensor, unten der Polarisor.

helfen. Man nimmt das Verschlußblech des Polarisors ab (um möglichst große Lichtstärke zu erzielen), entfernt den Blendeneinsatz und befestigt den Polarisor durch zwei starke Gummischnüre so am Kondensor, wie es die beigefügte Abbildung zeigt. Statt der Wattebüschchen verwende

ich neuerdings passend zugeschnittene Korkstückchen zur Befestigung der Deckgläschen. Sollte sich gelegentlich eine Verringerung der Lichtmenge als notwendig erweisen, so kann man sich entweder durch Einsetzen einer Blende in die zum Polarisor umgewandelte Zylinderblende oder durch Senken und Heben des ganzen Apparats helfen.

Hochachtungsvoll

B. de Rudder, stud. med.

An den „Mikrokosmos“, Stuttgart.

Die im vorigen „Mikrokosmos“-Jahrgang erschienene Arbeit über farbigen Schnee (S. 169 ff.) veranlaßt mich, Ihnen eine kleine, während unferes Grenzbesetzungsdienstes gemachte Beobachtung mitzuteilen, die ich in meinem Tagebuch folgendermaßen vermerkte: 3. November 1914. Heute sah ich zum erstenmal roten Schnee, der die Farbe abgefallener, rötlichgelber Lärchennadeln hatte. Die Erscheinung war insofern besonders interessant, als sich die roten Stellen nur dort befanden, wo der Schnee nur geringe Dichte hatte. An einem Grat z. B. war der Schnee auf der Windseite gepreßt. Auf dieser Seite war nichts von der Erscheinung zu sehen. Auf der windstillen Seite dagegen, wo der Schnee locker lag, war er gefärbt. Auf ebenen Flächen bilden sich oft harte Komplexe (sog. Harchstapeln) und windgepreßte Stellen; diese waren nicht gefärbt. Eine vor drei Tagen entstandene Skispur wies in der Fahrtrinne, wo der Ski den Schnee gepreßt hatte, keine Färbung auf; dicht daneben war sie aber zu sehen. Von Einfluß auf das Auftreten der Färbung scheint mir das mehrere Tage andauernde Föhnwetter mit seiner ziemlich hohen Temperatur zu sein. Beobachtet wurde die Erscheinung auf schattigen und sonnigen Hängen, in Höhen zwischen 2000 und 2400 m.

Hochachtungsvoll

W. R. Necht, Flums (Kt. St. Gallen, Schweiz).

## Kleine Mitteilungen.

Zum Studium der Thymus fixiert Barban (Virchows Archiv, Bd. CCVII, S. 1) mit 10% igem Formol, bettet in Paraffin ein, färbt mit Hämatoxylin-Eosin nach Luna-Pappenheim (5 bis 10 Minuten bei 30–40° in einem Gemisch von Pyronin, Methylgrün, Fuchsin von Grübler & Hallborn), Abspülen, absol. Alkohol, Bergamottöl, Kanadabalsam; vorher kann man ev. mit polychromem Methylenblau färben, oder mit Grenacher'scher Lösung. Bei Anwendung der letzteren färbt er die Schnitte vorher 30–60 Sekunden mit einer 5%igen Lösung von Trichloressigsäure und einem Gemisch von Methylgrün und Neutralrot (0,50 Methylgrün, 0,05 Neutralrot, 100 cem destill. Wasser, 50 cem 90%iger Alkohol)

an, überträgt 1/2–1 Minute in Giemsa-Lösung, entwässert im Ofen bei 20–25° durch Trocknen und schließt durch Xylol in Kanadabalsam ein. Keine hell- bis dunkelgrün, Protoplasma, eosinophile Granula farblos, basophile Protoplasma (Lymph- und Plasmazellen) und basophile Granula rot. Dr. R. S.

Eine Schnellfärbung für Spirochäten hat Klausner (Berliner klinische Wochenschr., Jahrg. 48, 1911) ausgearbeitet. Bei neueren Untersuchungen (dts., Jahrg. 50, 1913, S. 310) fand er, daß sich seine Methode auch für Pilzfärbungen eignet; die Methode verdient besondere Beachtung, weil es sich dabei um eine Gramfärbung handelt, die viele Monate lang haltbar ist.

Man bereitet die Farblösung folgendermaßen: 3 cem Anilinföl schüttelt man kräftig mit 20 cem dest. Wasser und filtriert das Gemisch durch ein angefeuchtetes Filtr. Die klare Flüssigkeit mischt man mit konz. alkoholischer Gentianaviolettlösung im Verhältnis 2:1. Die Schnellfärbung der *Spirochaeta pallida* vollzieht sich derart, daß das auf einen Objektträger aufgetrichene Reizserum über Ösmiumsäure fixiert, mit der Farblösung übergossen und ungefähr 1 Minute über der Flamme erhitzt wird. Nach Abspülen mit Wasser trocknet man das Präparat zwischen Fieftpapier und untersucht mit Osmierion. Die Spirochäten sind zart violett, das Reizserum ist rosa gefärbt. Ferner ist der Farbstoff gut zur Schnittfärbung, speziell zur Darstellung der Kypomyzeten, geeignet. Man färbt die Schuppen, in denen sich die Pilze befinden, auf dem Objektträger in einigen Tropfen der Farblösung etwa 1 Minute lang und differenziert in 96proz. Alkohol, bis keine Farbwolken mehr weggespült werden. Dann überträgt man in Xylol und schließt in Kanadabalsam ein. Die Myzelinien und Spindeln der Pilze sind violett gefärbt. Der Farbstoff ist unter dem Namen „Haltbarer Gram-Farbstoff“ von Grüber u. Co. fertig zu beziehen.

Dr. R. S.

Zur Untersuchung der normalen und pathologischen Histologie der Muskelspindeln des Menschen empfiehlt Amerzbach (Beiträge z. pathol. Anat. u. z. allgem. Path., Bd. 51, S. 56), die Spindeln zu isolieren. Zu 10–15proz. Formol fixierte kleine Muskeln wässert man und zerzupft

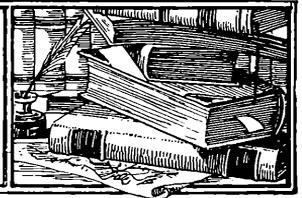
sie dann mit feinen Nadeln derart, daß man an einem Ende die Sehne unverletzt erhält, während man vom anderen Ende her präpariert und dabei die Bündel nicht zu sehr isoliert. Sodann färbt man den ganzen Muskel nach der Spielmeyerschen Markscheidenfärbung (s. unten) und differenziert vorsichtig, worauf die Spindeln bei schwacher Vergrößerung leicht zu isolieren sind. — Zur Herstellung von Schnitten empfiehlt sich vor allem die Gefriermethode. Fixiert wird hierzu in verdünntem Formol oder Formol-Müller (nach Orth). Um die Schwierigkeiten beim Schneiden zu beheben, kann man in Gelatine, Agar-Agar usw. einbetten. Gefärbt wird mit Hämatoxylin-Cosin, Hämatoxylin-Sudan, van Giesonschem Gemisch, Weigertscher Glazinfärbung usw. Sehr gute Resultate gibt die Spielmeyersche Markscheidenfärbung. Man schneidet das Material mit dem Gefriermikrotom, bringt die Schnitte für etwa sechs Stunden in eine 2½proz. Lösung von schwefelsaurem Eisenammoniumoxyd, spült sie im Wasser ab und überträgt sie 5–10 Minuten in 70proz. Alkohol. Hierauf färbt man etwa zwölf Stunden in einer alten, öfter gebrauchten Hämatoxylinlösung (10 Teile 10proz. Hämatoxylin in absol. Alkohol + 100 Teile Wasser). Nach Abspülen in Wasser differenziert man unter Kontrolle in obergenannter Ammoniumoxydlösung. Markscheiden der Nerven blau-schwarz bis schwarz, Muskelfasern gelb bis grünlich, Bindegewebe grau, Zellkerne grau; die Spindeln sind sofort leicht zu erkennen.

Dr. R. S.



## Bücherschau.

Bei der Fülle der eingehenden Neuerscheinungen können wir unverlangt zugesandte Werte im allgemeinen nur mit Titel, Verlag und Preis auführen. Eine Rücksendung nicht besprochener unverlangter Werte erfolgt nicht.



Dr. Losch, **Rotgemüse**. Stuttgart **Kriegsbilderbogen Nr. 7**. 1915, Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung, geh. M. 0.25. In der Kriegszeit wird man es auch dem „Mikrokosmos“ verzeihen, wenn er sich einmal ein wenig abseits von den gewohnten Bahnen bewegt und in seiner Bücherschau eine Veröffentlichung bespricht, die einem ihm sonst fernliegenden Gebiet der angewandten Naturwissenschaft, der Küchenbotanik, angehört. Der Grund dieser Abschweifung ist, daß es sich hier um ein Werkchen handelt, das jedem unserer Leser willkommen sein wird, weil es ihm eine Bereicherung seiner Speisekarte bringt. Hirsentäschelalat, Taubenkropfgemüse, Scharbockkraut, saure Kohlröben, das ist eine kleine Auswahl der neuen Gerichte, die Losch uns verriet. Die meisten von uns kennen sie sicher nicht einmal dem Namen nach, und selbst die gewiegteste Köchin wird kaum etwas davon wissen. Es handelt sich nämlich durchweg um wildwachsende Kräuter und Pflanzen, in denen man in gewöhnlichen Zeiten achtlos vorübergeht, während sie im Kriege hochwillkommene Zuspeisen bilden. Gegenwärtig wird ja täglich auf solche Kriegsgemüse hingewiesen. Einzelne Pflanzen werden aufge-

zählt, deren Blätter, Früchte oder Wurzeln genießbar sind. Eine umfassende Zusammenstellung der in Betracht kommenden Gewächse aber hat bis jetzt gefehlt. Diese Zusammenstellung hat Pfarrer Dr. Losch, der bekannte Kräuterkundige, nun geliefert. Er hat alle für die Küche nötigen Angaben über 50 wildwachsende Kräuter, Früchte und Wurzeln in einem handlichen Heftchen vereinigt, das soeben unter dem Titel „Rotgemüse“ in der Franck'schen Sammlung „Stuttgarter Kriegsbilderbogen“ erschienen ist. Auf einer Tafel sind die Pflanzen in naturgetreuen, schwarzen Abbildungen wiedergegeben. Im zugehörigen Text werden für jede Pflanze die verschiedenartigen, teilweise nur dem Volksmund geläufigen Benennungen aufgeführt, ferner der Standort, die Zeit der Reife und Verwendbarkeit usw. Sodann ist bei jeder Pflanze gesagt, was von ihr genießbar ist, und schließlich ist noch die Art der Zubereitung in Form kurzer Kochrezepte angegeben. Der Bilderbogen, der in jeder Buchhandlung erhältlich ist, kostet nur 25 Pfg. Er sollte in großen Mengen unter der Schuljugend und auch unter den Erwachsenen Verbreitung finden, da er einen guten Zweck erfüllt und dem Allgemeinwohl dient. W.

# Mikrosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 3

## Über die mikroskopische Untersuchung von Schriftfälschungen.

Von Prof. Dr. W. Scheffer.<sup>1)</sup>

Mit 10 Abbildungen.

### I.

Eine große und wichtige Gruppe von Schriftfälschungen umfaßt die Veränderungen bereits bestehender Schriftzüge durch Hinzufügungen, Überschreibungen und Ähnliches. Ein schwieriger und unklarer Fall, den ich mikroskopisch zu untersuchen hatte, gab mir Anlaß zu einer methodischen Untersuchung der Frage,

man aber aus der Zahl 100 durch Hinzufügen einer 0, die die vorhergehende 0 nirgends berührt, die Zahl 1000 macht, so gehört das nicht in den Bereich der vorliegenden Untersuchung, da es sich dabei nur um einen Zusatz ohne Änderung eines bereits bestehenden Schriftzeichens handelt.

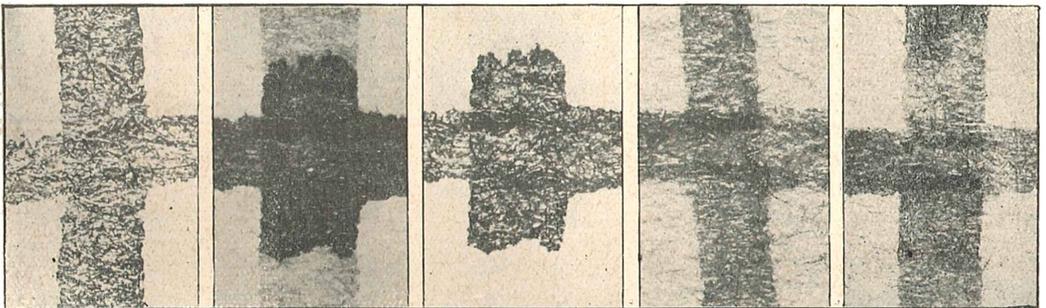


Abb. 1. Kurz;  
nicht gelöst.

Abb. 2. Kurz; nach  
dem ersten senkrechten  
Strich gelöst.

Abb. 3. Wie Abb. 2;  
Spur der Federlinien  
verstärkt.

Abb. 4. Kurz; nach dem  
zweiten wagerechten  
Strich gelöst.

Abb. 5. Kurz; nach dem  
ersten und zweiten  
Strich gelöst.

deren wichtigste Ergebnisse im folgenden an mikrophotographischen Aufnahmen mitgeteilt werden sollen. Wie bereits angedeutet, bezieht sich diese Untersuchung nur auf die Veränderung bestehender Schriftzeichen durch Überschreiben. Folgendes Beispiel möge den Sinn dieser Einschränkung klar machen. Wenn man etwa aus einer 1 eine 0 durch Hinzufügen eines Bogens macht, dann muß der Bogen entweder die Schrift der 1 teilweise überdecken, damit ein unmerklicher Übergang hergestellt wird, oder die 1 muß ganz überschrieben werden. Dieser Fall gehört in den Bereich der vorliegenden Untersuchung. Wenn

Die folgende Disposition gibt eine Übersicht über die wichtigsten hier in Frage kommenden Fälle. Es wurden nur senkrecht aufeinander stehende Striche untersucht, da es sich zeigte, daß auch bei spitz- oder stumpfwinklig zueinander verlaufenden Strichen kein wesentlich anderes Ergebnis zu sehen war.<sup>2)</sup>

<sup>1)</sup> Mit Genehmigung des Verfassers entnommen der „Technischen Rundschau“, Berlin.

<sup>2)</sup> Für Leser, die die nachfolgenden Angaben nachprüfen wollen, sei erwähnt, daß man bei den Überschreibungen, um möglichst einfache und übersichtliche Verhältnisse zu bekommen, alle Versuchsbedingungen möglichst einfach gestalten muß. Man nimmt also für alle Versuche dasselbe Papier, dieselbe Feder, dieselbe Tinte, wendet beim Schreiben denselben Druck an und löscht entweder sofort nach dem Ziehen des Striches oder überhaupt nicht. Später, wenn man erst die typischen Erschei-

Die Zeit zwischen den beiden Strichen ist: I kurz; II lang.

Es wurde gelöscht:

- a. nicht;
- β. nach dem ersten (senkrechten) Strich;
- γ. nach dem zweiten (wagerechten) Strich;
- δ. nach dem ersten und nach dem zweiten Strich.

Strichdicke (der erste Strich ist immer der senkrechte):

- a. dick + dick;
- b. dünn + dünn;
- c. dick + dünn;
- d. dünn + dick.

Hieraus folgt, daß, wenn man nur die Zeit zwischen den beiden Strichen, den Zeitpunkt des Löschens und die Strichdicke variiert, 32 Möglichkeiten herauskommen. Die Untersuchung die-

Im Fall I a a (Abb. 1) wurde nicht gelöscht. Die Spur des wagerechten späteren Striches auf dem senkrechten früheren ist deutlich zu sehen. Den beiden Rändern des wagerechten Striches entsprechend, sieht man über den senkrechten zwei dunkle Spuren verlaufen, die die Spuren der Federzinken sind. Die Ränder des senkrechten Striches sind, wo die beiden Striche übereinander liegen, fast unsichtbar. Diese Erscheinungen beweisen, daß der wagerechte Strich der spätere ist.

Im Fall I β a (Abb. 2) wurde der senkrechte Strich abgelöscht und gleich darauf der wagerechte gezogen. Zunächst sieht man deutlich, wie die Tinte des wagerechten Striches im senkrechten Strich verlaufen ist. Außerdem ist bei genauem Zusehen ebenso wie bei I a a die Spur der Federzinken deutlich zu erkennen. In

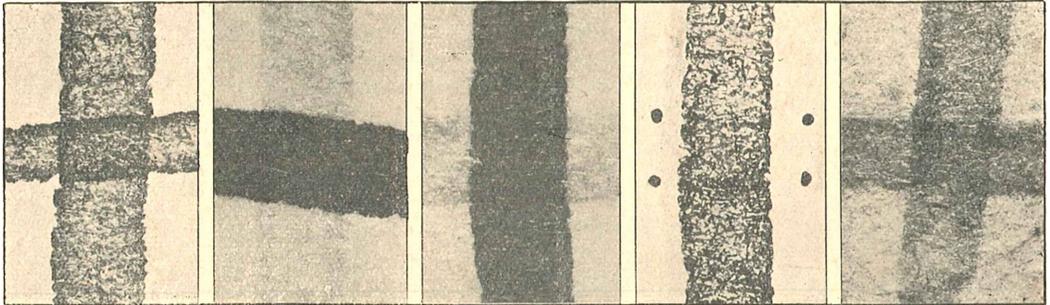


Abb. 6. Lang; nicht gelöscht.

Abb. 7. Lang; nach dem ersten senkrechten Strich gelöscht.

Abb. 8. Lang; nach dem zweiten wagerechten Strich gelöscht.

Abb. 9. Wie Abb. 8; Spur der Federzinken verstärkt.

Abb. 10. Lang; nach dem ersten und zweiten Strich gelöscht.

fer 32 Fälle ergab, daß das, was sich in den acht Fällen a zeigt, mehr oder minder deutlich auch in den Fällen b, c und d zu sehen ist. Die Besprechung der acht unter a zusammengefaßten Möglichkeiten genügt also zunächst. Alle in der obigen Disposition nicht aufgeführten Versuchsbedingungen blieben natürlich unverändert. Es wurde eine ziemlich leichtflüssige Eisengallustinte, eine Feder mit mittelbreiter, nicht kräftiger Spitze und ein feines, gut geleimtes Papier benutzt. Gelöscht wurde mit allerbestem Löschkarton von hoher Saugfähigkeit. Wie bereits in der Disposition angedeutet, wurde der senkrechte Strich immer zuerst gemacht.

nungen kennt, wird man auch weniger deutliche Fälle ohne weiteres richtig deuten. Untersucht wird mit schwacher Vergrößerung in auffallendem Lichte. Es genügt, mit einer Sammellinse das Licht eines Auerstrumpfes oder einer anderen Lichtquelle ähnlicher Stärke auf das Papier zu leiten, doch darf natürlich kein Bild der Lichtquelle darauf zu sehen sein.

Abb. 3 sind diese Spuren durch ein besonderes Verstärkungsverfahren etwas deutlicher sichtbar gemacht. Dafür ist aber durch die Vermehrung der Helligkeitsgegensätze im Bild der schwache gelöschte senkrechte Strich verschwunden.

Im Fall I γ a (Abb. 4) wurden die beiden Striche rasch hintereinander gezogen und dann abgelöscht. Die Zinkenspur des wagerechten Striches sind deutlich.

Bei I δ a (Abb. 5) wurde nach dem ersten und nach dem zweiten Strich gelöscht. Auch hier sind die Zinkenspur gut zu sehen. Diese Abbildung zeigt zugleich, wie manchmal, wenn das Löschpapier nicht überall gleichmäßig aufliegt, eine Ungleichmäßigkeit in der Schwärzung des Striches entsteht.

In dieser Reihe ist die Zeit zwischen den beiden Strichen kurz, d. h. alles, das Schreiben und das Löschen, wurde möglichst rasch hintereinander ausgeführt. In der zweiten Reihe ist die Zeit zwischen dem Ziehen des ersten und des

zweiten Striches lang. Das Löbchen wurde natürlich auch in dieser Reihe sofort nach dem Ziehen ausgeführt, solange die Schrift noch naß war.

Fall II  $\alpha$  a (Abb. 6) zeigt sehr deutlich die wagerechten Zinkspuren. Außerdem sind durch den wagerechten Strich hindurch die Ränder des senkrechten deutlich und scharf abgesetzt zu sehen, während sie bei I  $\alpha$  a, wie oben gezeigt, nicht zu sehen sind. Das hat seinen Grund darin, daß bei I der senkrechte Strich noch feucht war, als der wagerechte gezogen wurde, während bei II der senkrechte schon vollkommen eingetrocknet war. Aus demselben Grunde sind bei II die wagerechten Zinkspuren an den Rändern scharf abgesetzt, bei I aber verwaschen. Auch die Tatsache, daß bei I das Papier im Bereich des senkrechten Striches, solange dieser noch feucht war, etwas aufgelockert war, hat Einfluß auf das verwaschene Aussehen der Zinkspuren.

Im Falle II  $\beta$  a (Abb. 7) ist auch bei sorg-

fältigster Prüfung nichts von einer Zinkspur des senkrechten Striches oder von seinen Rändern zu sehen, die vollständig unter dem wagerechten verschwinden.

Im Fall II  $\gamma$  a (Abb. 8) scheint auf den ersten Blick der senkrechte Strich sich genau so zu verhalten, wie der wagerechte in Abb. 7. Bei genauem Zusehen bemerkt man aber schon in Abb. 8 ganz feine Zinkspuren des wagerechten, die in Abb. 9, ähnlich wie in Abb. 3, durch ein Verstärkungsverfahren deutlich gemacht sind. Hierbei ist wiederum der schwache wagerechte Strich unterdrückt worden. Die vier Punkte deuten seine Lage an. Der einzige Fall, in dem nicht mit Sicherheit festgestellt werden kann, welcher Strich der erste und welcher der zweite ist, ist Fall II  $\delta$  a (Abb. 10). Hier sehen die wagerechten und die senkrechten Zinkspuren genau gleich aus. Wie Fälschungen dieser Art nachgewiesen werden können, soll in einem zweiten Aufsatz erläutert werden.

## Lackstudien mit dem Spiegelkondensor.

Von Dr. Peter Pooth.

Zurzeit dient die Methode der Untersuchung im Dunkelfeld eigentlich nur rein wissenschaftlichen Zwecken. Daß es aber unter Umständen möglich ist, auch dort Nutzen aus diesem Verfahren zu ziehen, wo eigentlich nur praktische Gesichtspunkte ausschlaggebend sind, soll in den nachstehenden Zeilen einmal bewiesen werden.

Vor einiger Zeit trat eine deutsche Lackfarb-fabrik mit der Bitte an mich heran, eines ihrer neuen Fabrikate nach bestimmten Richtungen hin zu prüfen. Die Lackfarbe bestand aus einem besonderen Lack, der auf speziellen Farbmühlen mit irgend einer Deckfarbe, im vorliegenden Falle Zinkweiß, auf das innigste verrieben worden war. Unter anderem machte es die Untersuchung nötig, eine der mit der Farbe gestrichenen Glasplatten der Einwirkung von verdünnter Schwefelsäure auszusetzen. Dabei zeigte es sich, daß die Schwefelsäure das Zinkweiß allmählich auflöste, ohne die Lack-schicht als solche zu zerstören. Infolgedessen war die Platte nach einigen Tagen vollkommen klar geworden. Dieser Vorgang bot an und für sich nichts rätselhaftes; merkwürdig war jedoch folgendes. Eine der klar gewordenen Platten wurde mit Wasser abgespült und aufs neue in verdünnte Schwefelsäure gesteckt. Und siehe da, die klare Platte gab wiederum merkbare Mengen Zink an die Schwefelsäure ab, wie deren Analyse ergab. Ja, selbst ein zweites und drittes Mal konnte der Versuch mit derselben Platte wiederholt werden und stets ließ sich, wenn auch immer weniger deutlich, Zink in der Schwefelsäure nachweisen.

Eine der klar gewordenen Platten wurde nun einer eingehenden mikroskopischen Untersuchung unterworfen, bei der man in der Tat innerhalb

der Lack-schicht noch Partikelchen von Zinkweiß fand. Da deren Menge jedoch in keinem Verhältnis zum Ausfall der Zinkreaktion stand, mußte das Zink notwendigerweise noch in einer nicht ohne weiteres erkennbaren Form in der Lack-schicht vorhanden sein, und die Vermutung, daß hier kolloidchemische oder ähnliche Vorgänge mit im Spiele seien, lag sehr nahe.

Da diese Versuche mit dem Gutachten nichts zu tun hatten und andere Arbeiten drängten, wurde die Sache zunächst beiseite gelassen, bis einige Untersuchungen, denen der „Kosmos“-Spiegelkondensor<sup>1)</sup> zugrunde gelegt wurde, wieder an jene seltsame Beobachtung erinnerten. Ich nahm die Versuche wieder auf und kam dann mit Hilfe des „Kosmos“-Kondensors dazu, den Vorgang wenigstens einigermaßen zu erklären. Es gelang nämlich, festzustellen, daß das Zinkweiß durch das Mahlen oder sonst einen fabrikatorischen Vorgang in äußerst feine Verteilung gebracht worden war, eine Verteilung, die sich vielleicht der ultramikroskopischen Größe nähert.

Um zu verstehen, wieso diese Annahme gemacht werden konnte, muß die Überlegung, die

<sup>1)</sup> Der „Kosmos“-Spiegelkondensor ist eine Spezialkonstruktion des „Mikrokosmos“ für seine Abonnenten. Das Instrument, das für alle hier beschriebenen Dunkelfeld-Untersuchungen ausreicht, kann auf Wunsch gegen geringe monatliche Teilzahlungen bezogen werden. Bau, Wirkungsweise und Handhabung sind im vorigen „Mikrokosmos“-Jahrgang (Heft 4 und 5) erläutert worden. Auskunft über den Bezug erteilt die Geschäftsstelle des „Mikrokosmos“.

sich bei den neuen Versuchen leitete, vorausgesetzt werden. Waren die Zinkteilchen wirklich in feinsten Verteilung in der Lackfärbung vorhanden, so konnte der Lösungsvorgang folgende Erklärung finden. Zunächst wurden die Zinkteilchen von der Schwefelsäure angegriffen, deren Lackhülle am dünnsten war; diese Voraussetzung erfüllten die größten Teilchen. Dann folgten die nächst kleineren Zinkweißpartikelchen usw. Durch die fortschreitende Aufzehrung der Teilchen entstanden Poren und Höhlungen in der Lackfärbung. Dadurch wurde der Schwefelsäure das weitere Eindringen erleichtert, so daß schließlich auch die kleinsten Teilchen der Auflösung anheimfielen. Waren alle mit unbewaffnetem Auge sichtbaren Teilchen gelöst, so erschien die Platte, wie oben erwähnt, „glasklar“. Die Schwefelsäure fand aber noch immer lösbares Material, denn nun kamen zunächst die nur mit dem Mikroskop sichtbar zu machenden Teilchen und schließlich die noch kleineren (ultramikroskopischen) an die Reihe. Wie wir uns den Vorgang des allmählichen Auflösens ultramikroskopischer Partikelchen vorzustellen haben und auf welche Weise die Lösung die Lackfärbung zu durchwandern vermag, ist schon früher auseinandergesetzt worden.<sup>2)</sup>

Es kam also darauf an, den Beweis zu führen, daß in der ursprünglichen Lackfarbe Zinkweiß in, sagen wir, ultramikroskopischer Verteilung vorhanden gewesen war. Der Beweis gelang, und jeder Besitzer eines Spiegelkondensators kann meine Versuche nachmachen, da die meisten besseren Lackfabrikate gleichfalls derartig fein verteiltes Zinkweiß enthalten dürften. Ich konnte diese Erscheinung wenigstens an drei verschiedenen Fabrikaten feststellen, und wenn die paar Versuche auch eine Verallgemeinerung nicht zulassen, so kann man doch daraus, daß die Fabrikationsweise so ziemlich überall die gleiche ist, schließen, daß die unter dem Namen „weiße Emaille“ im Handel käuflichen Lackfarben (es handelt sich nur um Öllackfarben) alle Zinkweiß in fein verteilter Form enthalten.

Der Arbeitsgang ist der folgende. Etwa 10 ccm der gut durchgemischten Lackfarbe werden in ein hohes, etwa 100 ccm fassendes, trockenes und fest verschließbares Glasfläschchen gebracht und

<sup>2)</sup> Vgl. Dr. P. Pooth, Kolloidale Metallösungen im Dunkelfeld. „Mikrokosmos“, Jahrgang VIII, S. 227 ff. und S. 251 ff.

mit der vier- bis fünffachen Menge reinsten Terpentinöles verdünnt. Man schüttelte kräftig um und stellte dann das Fläschchen für geraume Zeit (mindestens eine Woche) an einen ruhigen Ort. Sobald sich alle Schwebestoffe zu Boden gesetzt haben und die überstehende Flüssigkeit ganz klar geworden ist, bringen wir vorsichtig, ohne den Inhalt aufzurühren, mit einem Platindraht einen Tropfen davon auf einen Objektträger, bedecken schnell mit einem bereitgehaltenen Deckgläschen, damit das Terpentinöl nicht verdunstet, und überzeugen uns unter dem Mikroskop (bei durchfallendem Licht) davon, daß keinerlei Zinkweißstäubchen, die sich als dunkle Pünktchen bemerkbar machen, mehr sichtbar sind. Ein neues, in der für Dunkelfelduntersuchungen üblichen Weise hergestelltes Präparat<sup>3)</sup> wird uns dann, mit dem Spiegelkondensator betrachtet, in den meisten Fällen das Tanzen und Hin- und Herschwingen (Brownsche Bewegung) der kleinen Teilchen vor Augen führen.

Nun werden sicher einige kluge Leute kommen und den berechtigten Einwurf machen, woher ich denn wisse, daß diese Teilchen auch wirklich Zinkweißstäubchen seien! Nun, wie sich die Sache bei denen verhält, die meine Versuche nachmachen, das kann ich natürlich nicht mit Sicherheit sagen. Dazu müßte man erst eine Analyse des verwendeten Lackes machen, eine Arbeit, die übrigens nicht sehr angenehm ist. Für meine Versuche jedoch bin ich der Sache sicher, da ich meinen Lack auch ohne Zinkweißzusatz untersuchte und dann keinerlei „schwingende Teilchen“ im Dunkelfeld fand. Wurde dagegen Zinkweiß hinzugefügt, so trat die Erscheinung sehr bald auf.

Ob die Anwesenheit derartig feiner Teilchen für einen solchen Lack von Vorteil ist oder nicht, ob die Untersuchung im Dunkelfeld später einmal für die Gütebestimmung eines Lackes (oder, weiter gegriffen, für die Leistungsfähigkeit einer Walzenmühle) ausschlaggebend werden wird, das sind Fragen, die uns hier nicht interessieren, und die wir auch nicht entscheiden können. Daß sich der Ultramikroskopie aber auch auf diesem Gebiet ein weites Arbeitsfeld öffnen dürfte, steht außer allem Zweifel.

<sup>3)</sup> Vgl. „Mikrokosmos“, Jahrg. VIII, S. 96 und S. 230.

## Über die „goldige Wasserblüte“ unserer Aquarien.

Schluß v. S. 49.

Don Dr. Wilhelm Roth.

Mit 15 Abbildungen.

Bald nachdem ich Woronins Veröffentlichung studiert hatte, entdeckte ich eine von C. Fisch herrührende Arbeit: „Untersuchungen über einige Flagellaten und verwandte Organismen“<sup>1)</sup>, die mich mit großer Genugtuung erfüllte, da ich darin sämtliche Abweichungen, die ich bei meiner Chromulina gegenüber derjenigen

Woronins gefunden hatte, bestätigt fand. Fisch, der die Chromulina auf der Oberfläche des Aquariums im Gewächshaus des Erlanger botanischen Gartens gefunden hat, konnte weder die Röhrchen bei den auf dem Wasser ruhenden Schwärmzellen, noch deren Vermehrung in diesem Zustande konstatieren, hebt dagegen ausdrücklich die Vermehrung durch einfache Zweiteilung bei den im Wasser befindlichen

<sup>1)</sup> Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie, Bd. 42, S. 64.

Weißeltierchen hervor. Diese auffallenden Verschiedenheiten haben Fisch dazu bewogen, die von ihm beobachtete Form als neue Art aufzustellen, die er zu Ehren Woronins mit dem Namen *Chromulina woroniniana* n. sp. bezeichnete. Bei Fisch findet sich auch die bemerkenswerte Angabe, daß die ruhenden Zellen „runde,

dies unter Hinweis auf die mächtigen Woroninschen Staubkörper in Frage stellen.

In erster Linie hebt Molisch hervor, daß es sich bei dem Goldglanz der *Chromulina* jedenfalls nicht um ein Selbstleuchten, sondern um eine Lichtreflexeinspeicherung handle, wobei er das bekannte, höchst eigentümliche, von Molik<sup>10)</sup> genauer untersuchte Leuchtphänomen der *Schistostega osmundacea*<sup>11)</sup> (Leuchtmoos) zum Vergleich heranzieht, das ihn offenbar von vornherein bezüglich der Entstehung des Goldglanzes auf die richtige Bahn gewiesen hat.

Das in Felspalten und engen Klüften vorkommende Leuchtmoos bildet bei der Entwicklung zunächst einen sog. Vorkeim (Protonema), aus dem erst später das eigentliche blaugrüne Moospflänzchen herauswächst. Dieser Vorkeim besteht aus den Boden überziehenden, aus schlauchförmigen Zellen zusammengesetzten, stark verzweigten Fäden, aus denen zahlreiche Ästchen in die Luft emporstreben. Auf den Ästchen sitzen Gruppen von traubenförmig angeordneten, kugelförmigen, stark bikonvexen (doppelt gewölbten) Linsen sehr ähnliche Zellen, die stets in einer zu den einfallenden Lichtstrahlen senkrecht gestellten Ebene stehen. Die verschiedenen Gruppen sind in der Weise kuffissenartig hintereinander angeordnet, daß sie sich gegenseitig möglichst wenig von dem spärlich in die Spalte einfallenden Lichte rauben.

Die völlig durchsichtigen Zellen enthalten eine meist geringe Anzahl von Chlorophyllkör-

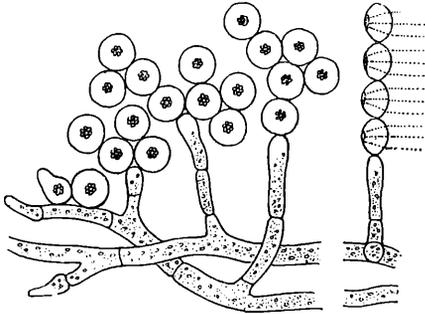


Abb. 12. Vorkeim des Leuchtmooses (halb-schematisch), links von vorn, rechts von der Seite gesehen, mit Andeutung der Strahlenbrechung.

winzig kleine und von einer dünnen Luftschicht umhüllte Kugeln darzustellen“, dagegen weist der Forscher nirgendwo auf den so außerordentlich sinnenfälligen Goldglanz hin. Er gibt einfach an, daß der Organismus „einen gelb- bis grünlich-bräunlichen, staubartigen Anflug“ verursacht.

Nach all diesen Erfahrungen würde sich der Leser wohl kaum darüber verwundern, wenn ich schließlich einem Freunde beigespflichtet hätte, der die Meinung äußerte, der Goldglanz meiner Aquarienwasserblüte sei nur für Sonntagskinder sichtbar. Glücklicherweise wurde ich aber schließlich noch auf eine kleine Arbeit von S. Molisch<sup>9)</sup> aufmerksam gemacht, deren Titel: „Über den Goldglanz von *Chromophyton rosanoffii* Wor.“ bereits verriet, daß dieser Forscher die gleiche Erscheinung beobachtet hatte.

Auch Molisch spricht seine Bewunderung darüber aus, daß dem Goldglanz noch nie Beachtung geschenkt worden sei, doch hat er sich, obgleich auch ihm sofort aufgefallen zu sein scheint, daß „die Schicht, wenn von der Fensterseite aus betrachtet, einen prachtvollen Goldschimmer zeigt“, keine Rechenschaft darüber gegeben, ob vielleicht irgendein äußerer Grund (ich verweise dazu auf S. 45/46) für dieses Nichtbeachten verantwortlich zu machen ist.

Wenn Molisch beiläufig erwähnt, Woronin hätten wahrscheinlich nicht so üppige Kulturen zur Verfügung gestanden, daß der Goldton zur Geltung gekommen sei, so möchte ich

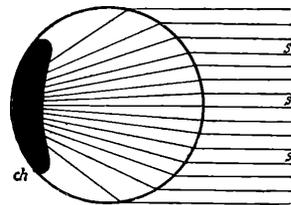


Abb. 13. Schema einer *Chromulina*-Zelle; ch Chromatophor; s Lichtstrahlen.

perchen, die sich an der dem Lichte abgewandten Seite der Zellen anhäufen. Die senkrecht auf die linsenförmige Wölbung der Zellen fallenden, durch Brechung zu einem Lichtkegel gesammelten Strahlen fallen als sehr konzentriertes Licht auf die Chlorophyllkörnchen. Dieses Licht wird zum Teil wieder zurückgeworfen. Infolge-

<sup>10)</sup> Über das Leuchten der *Schistostega osmundacea*. Arbeiten aus dem botanischen Institut in Würzburg, Bb. III, S. 477. Leider stand mir das Werk nicht zur Verfügung; ich gebe deshalb die kurze Schilderung des Leuchtmooses nach den Angaben der allgemeinen Literatur, nach denen ich auch Abb. 12 schematisch konstruiert habe.

<sup>11)</sup> Von *schistos* = gespalten; *stega* = Decke; *osmundacea*, Ableitung?

<sup>9)</sup> Sitzungsberichte der R. Akademie der Wissenschaft in Wien, 1901.

dessen erscheint jede Zellengruppe als prächtig goldgrün glänzender Punkt. Durch diese Einrichtung wird das spärlich in die düstere Felspalte dringende Licht so auf das lichtbedürftige Chlorophyll konzentriert, daß dieses seiner Funktion, aus Kohlenäure organische Substanz

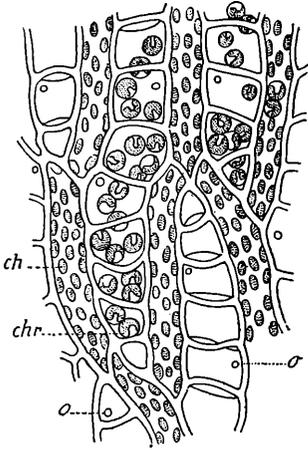


Abb. 14. Stück eines Torfmoosblättchens, in das Chromulina-Schwärmer einge wandert sind.

chr = Chromulina-Schwärmer, ch = Chlorophyllformen in den schmalen Zellen, o = Öffnungen in den großen hellen Zellen.

zu bilden, ebensogut nachkommen kann, wie dasjenige einer im Freien wachsenden Pflanze.

Unter Berücksichtigung dieser Tatsachen ist die Entstehung des Goldglanzes bei Chromulina in theoretischer Beziehung verhältnismäßig leicht zu erklären.

„Man hätte nur anzunehmen,“ sagt Molisch, „daß der braungelbe Chromatophor sich auf der Rückseite der Zelle, also auf der der Lichtseite abgewendeten Seite, lagert, und daß die kugelige Zelle wie eine bikonvexe Linse wirkt, welche das auffallende Licht konvergieren macht und auf den Farbstoffträger konzentriert, der es dann wieder zurückwirft.“ (Abb. 13.)

Daß dies tatsächlich der Fall ist, bewies Molisch durch folgenden hübschen Versuch:

Er ließ einen vorsichtig abgeschöpften, Chromulina-Kolonien enthaltenden Tropfen eintrocknen und fand, daß alle Chromatophoren sich ähnlich einer Mondichel auf der vom Fenster abgewandten Seite befanden. Ferner stellte er fest, daß man bei auffallendem Licht unter dem Mikroskop auf der dem Fenster abgekehrten Seite auf dem einzelnen Chromatophor einen intensiv goldgelben, glänzenden Punkt sieht. Das ist ein Zeichen dafür, daß das Licht in hohem Grade auf diesen Punkt konzentriert ist und vom Chromatophor wie von einem Hohlspiegel zurückgeworfen wird. Jede Zelle erscheint unter diesen Umständen selbst-

leuchtend, und zwar eben durch den einem Hohlspiegel gleichenden Farbstoffträger.

Molisch führt weiterhin aus, daß die Fähigkeit der Chromulinazelle, das Licht zu konzentrieren und auf den Chromatophor zu werfen, sie jedenfalls in den Stand setzt, auch bei geringer Lichtintensität kräftig Kohlenäure zu assimilieren, ganz wie bei den Vorkeimzellen des Leuchtmooses.<sup>12)</sup>

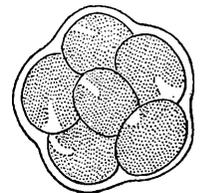
Nun lassen sich natürlich auch die von mir gemachten, oben genauer geschilderten Beobachtungen bezüglich des Auftretens und der Stärke des Goldglanzes in befriedigender Weise erklären.

Zunächst war der Goldglanz deshalb nur vom nähergelegenen Fenster aus sichtbar, weil sich sämtliche Chromatophoren der stärkeren Lichtquelle zugewandt hatten. Nach dem Schließen des Ladens war der Goldglanz aus der Richtung des entfernten Fensters nicht sofort bemerkbar, weil die Chromatophoren ziemlich lange brauchen, bis sie sich dem Lichte zugekehrt haben.

Früh morgens ist der Goldglanz deshalb nicht so stark, weil zahlreiche Chromatophoren, die sich während der Nacht wahrscheinlich nach allen Himmelsrichtungen gedreht haben, noch nicht Zeit fanden, sich genau auf die Lichtquelle einzustellen. Andererseits ist in der abendlichen Dämmerung der Goldton deshalb am prächtigsten, weil sämtliche Chromatophoren sozusagen noch möglichst viel von dem schwindenden Tageslicht auffangen möchten und deshalb die einfallenden Lichtstrahlen sorgsam in Strahlenbündeln zusammenhalten.

Daß der Goldglanz im Freien verschwindet, hat wohl darin seinen Grund, daß die Chro-

Abb. 15. Dauerzyste von Chromulina woronlana.



matophoren von allen Seiten genügend Licht erhalten und sich deshalb nach allen möglichen Richtungen drehen. Dies wird wohl auch bei den von C. F i s c h im E r l a n g e r Gewächshaus

<sup>12)</sup> An dieser Stelle möchte ich hervorheben, daß infolgedessen eine Verschiedenheit zwischen den Vorkeimzellen der *Selaginella* u. den auf dem Wasserpiegel schwimmenden Zellen der *Chromulina* auffällt, als jene ein für allemal in flächiger, zum einfallenden Licht senkrechter Ausbreitung festliegen, während diese frei beweglich, d. h. leicht drehbar, auf der Oberfläche des Wassers schwimmen.

beobachteten Chromulinen der Fall gewesen sein.

Die Tatsache, daß der Goldglanz im direkten, wenn auch einseitig auffallenden Sonnenlicht vollständig verschwindet, läßt sich auf zweierlei Weise erklären. Einmal ist es denkbar, daß die Wirkungsweise der die Chromatophoren treffenden, zu einem Lichtkegel vereinigten Sonnenstrahlen mit der Wirkungsweise der durch ein Brennglas fallenden identisch ist, so daß sich die Farbstoffträger tunlichst aus dem Bereich des versenkenden Lichtkegels entfernen. Ferner habe ich den Eindruck gewonnen, daß die die Kolonien umhüllenden Luftblasen durch die Wärmestrahlung der Sonne stark vergrößert werden, so daß das intensive Licht größtenteils durch die das Wasserniveau stärker überragenden, silberglänzenden Luftblasen zurückgeworfen wird. Jedenfalls ist nicht der leiseste gelbe Schimmer wahrnehmbar, ein Beweis, daß die gelben Chromatophoren von den Lichtstrahlen nicht kräftig genug beleuchtet werden.

Als eine, meine Versuche über das verschiedene Verhalten des Goldglanzes ergänzende Beobachtung mag noch das nachstehende, von Molisch vorgenommene Experiment Erwähnung finden. Er drehte eine Schale, in der er Chromulina züchtete, von der Fensterseite aus langsam so stark, bis der Goldglanz eben verschwand, und fand dann, daß er nach Ablauf einer Stunde bereits wieder vollständig hergestellt war.

Da Molisch es bei seinem Versuchsmaterial jedenfalls mit Chromulina rosanoffii Wor. zu tun hatte (er bildet wenigstens in einer schematischen Zeichnung die für diese Art charakteristischen Nörhchen ab), während die von mir beobachtete Wasserblüte aus Chromulina woroniana Fisch bestand, so ergibt sich, daß beide Arten unter gewissen Bedingungen die optische Erscheinung des Goldglanzes zeigen.

Zum Schluß sei noch eine biologische Eigentümlichkeit des merkwürdigen Organismus, den wir hier kennen lernten, erwähnt, die unsere Kenntnisse seiner Naturgeschichte ergänzt:

Während die „goldige Wasserblüte“ unter günstigen Bedingungen in Zimmeraquarien und Gewächshäusern ausdauernd sein kann, indem einfach das Schwärmerstadium im Wasser mit dem Ruhestadium auf dem Wasserspiegel ununterbrochen abwechselt, verschwindet sie im Freien und in kaltgestellten Aquarien im Laufe des Herbstes oft binnen ganz kurzer Zeit. Woronin und nach ihm auch Fisch haben nun die überraschende Entdeckung gemacht, daß die Geißelschwärmer alsdann in die großen, nicht chlorophyllhaltigen, mit Öffnungen versehenen Zellen des Torfmosses (Sphagnum) eindringen und dort unter Bildung von sog. Dauerzysten in ein Dauerstadium übergehen, nachdem sie sich (nach Woronin) oft noch so lebhaft durch Teilung vermehrt haben, daß sie die Wirtszellen vollständig anfüllen (Abb. 14).

Ich habe mich bisher vergeblich bemüht, nach dem Verschwinden der „Wasserblüte“ in meinen Aquarien Dauerformen in irgend welchen lebenden und abgestorbenen Pflanzenzellen aufzutreiben. Der Nachweis ist mir wohl deshalb nicht gelungen, weil sich in meinen Aquarien kein Torfmoss, an welches das Dauerzytenleben der Chromulina gebunden zu sein scheint, befand. Dagegen habe ich öfters, Woronin übrigens auch, da und dort auf dem Boden, sowie in den Blattwinkeln der Wasserpflanzen auffallend große, kugelförmige und augenscheinlich von einer derberen Membran umhüllte Chromulinen gefunden, ferner, wenn auch seltener, noch beträchtlich größere Zysten, die mehrere durch den Chromatophor fast ganz angefüllte, die Zystenwand nach Abb. 15 buckelförmig auftreibende Chromulinen enthielten.

## Beobachtungen über Saisonvariationen bei Kladozeren.

Don Otto Hartmann.

Mit 2 Abbildungen.

In der vorliegenden Arbeit sollen Beobachtungen mitgeteilt werden, die ich in den Jahren 1911—12 an *Ceriodaphnia reticulata* Jurine und *Chydorus sphaericus* O. F. Müller anzustellen Gelegenheit hatte. Meine Nebenabsicht ist dabei, andere „Mikrokosmos“-Beszer zu ähnlichen Untersuchungen anzuregen. Denn nur gestützt auf ein großes Tatsachenmaterial kann man daran denken, einmal erfolgreich die Beantwortung der vielen wichtigen und interessanten Fragen, die das Pro-

blem der Saisonvariationen birgt, in Angriff zu nehmen.

### I. *Ceriodaphnia reticulata*.

Die Gewässer, um die es sich hier handelt, sind kleine, nahe beieinander liegende, teilweise von dichtem Weidengebüsch umgebene Tümpel in den Murauen von Judendorf bei Graz. Ihr Wasser ist Grundwasser des vorüberfließenden Murflusses; deshalb ist ihr Wasserreichtum durch den Wasserstand des Flusses bedingt. Der Tümpel-

boden besteht aus feinstem Sand, dem Weidenblätter aufgelagert sind. Die Vegetation beschränkt sich auf einige Algenarten und Froschlöffel. In allen vier Tümpeln dieses Ortes findet sich *C. reticulata*, und zwar meist zusammen mit *Daphne pulex*, *Simocephalus vetulus*, *S. spinosus* var. *congener*, *Ceriodaphnia megops*, *C. laticaudata*, *Alonella exigua*, *Alona rectangularis*, *Cyclops*, *Diaptomus vulgaris*, *Anuraea aculeata* usw.

An dem Material, das ich diesen Tümpeln entnahm, konnte ich in lückenloser Reihenfolge den Übergang der typischen *C. reticulata* in die Varietät *Kurzii* Stingelin verfolgen. Stingelin nennt seine Varietät eine „deutlichst abgegrenzte, sehr selbständige Art“. Daß dies wenigstens für mein Untersuchungsgebiet nicht zutrifft, werden, so glaube ich, die folgenden Ausführungen beweisen.

Als Saisonvariation (Zyklomorphose) bezeichnet man nach Stingelin die Eigenschaft gewisser Kladozeren, im Laufe verschiedener Jahreszeiten ihre Gestalt zu verändern und einen Formenzklus zu bilden, der sich innerhalb eines Jahres abspielt. Ich werde versuchen, den Variationszyklus,

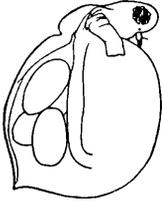


Abb. 1. *Ceriodaphnia reticulata* ♀; typische Form.  
(Vergr. 40 fach.)



Abb. 2. *Ceriodaphnia reticulata* var. *Kurzii* ♀.

den ich mehr oder weniger vollständig in allen vier Tümpeln fand, in den Grundzügen darzulegen. Es möge gleich bemerkt werden, daß nur dann der Zyklus nicht vollständig war, wenn er durch äußerliche Einflüsse, wie Austrocknen usw., unterbrochen wurde.

Dezember bis März: Tümpel meist fast ganz austrocknet; füllen sich erst Ende März mit Wasser.

April: Sommerierweibchen in geringer Anzahl. Färbung der Tiere rötlichbraun, wenig durchsichtig. Schalenfelerung sehr deutlich, Schalenränder deutlich und gut bedornt. Größe etwa 880  $\mu$ . Schalenstachel mässig und sehr gut ausgebildet. Typische *C. reticulata* (Abb. 1).

Mai: Individuenzahl schon größer. Gegen Ende des Monats treten die ersten Männchen auf. Meist noch parthenogenetische Fortpflanzung. Färbung rötlichbraun, noch immer ziemlich undurchsichtig. Schalenfelerung deutlich, Schalenränder fein bedornt. Körperlänge etwa 800  $\mu$ .

Juni: Zahlreiche Weibchen in Parthenogenese, wenige in Latenzierbildung begriffen. Hauptgeschlechtsperiode. Männchen stehen an Zahl weit hinter den Weibchen zurück. Weibchen ziemlich farblos und durchsichtig. Schalenfelerung weniger scharf ausgeprägt. Schalenränder fast nicht mehr bedornt. Körperlänge 700—750  $\mu$ . Schalenstachel klein und spitz (Übergangsform).

Juli: Maximum des Vorkommens. Rein parthenogenetische Fortpflanzung. Gegen die Mitte

des Monats ist aus der *C. reticulata* des Frühjahr in jeder Beziehung die Varietät *Kurzii* geworden, denn jetzt sind die Exemplare farblos, sehr durchsichtig, haben keine Dornen am Schalenrand, undeutliche Schalenfelerung, ganz kleinen, kaum hervortretenden Schalenstachel (Abb. 2). Körperlänge etwa 600  $\mu$ . Von nun ab kehrt sich der Umwandlungsprozeß um, bis im September wieder die typische *C. reticulata* das Feld beherrscht.

August: Produktion im Abnehmen begriffen. Parthenogenetische Fortpflanzung. Ziemlich farblos und durchsichtig, Schalenfelerung wieder deutlicher. Schalenrandbewehrung sehr schwach und fein. Schalenstachel ziemlich gut ausgebildet. Länge 680  $\mu$  (Übergangsform).

September: Meist nur wenige Exemplare vorhanden. Gegen Ende des Monats manchmal noch eine zweite Geschlechtsperiode (allerdings weit schwächer als die erste), die bis zum Verschwinden der Art im November andauert. Körperlänge 832  $\mu$ . Wenig durchsichtige Exemplare, Schalenfelerung sehr deutlich, Schalenränder deutlich bedornt. Schalenstachel kräftig und gut ausgebildet (die typische *C. reticulata*).

Oktober: Es finden sich nur selten einige Ephyrienweibchen, alle mit den Charakteren von *C. reticulata*.

November: Es finden sich keine Exemplare mehr.

Selbstverständlich ist der Variationszyklus in den untersuchten Tümpeln nicht immer so schön zum Ausdruck gekommen, als er hier dargestellt wurde. Oft wurde er durch das Austrocknen des Tümpels im Juli abgebrochen. Wenn sich dann der Tümpel im September wieder mit Wasser füllte, so trat trotzdem *Ceriodaphnia* in demselben Jahre nicht mehr darin auf. Manchmal verschwand die *Ceriodaphnia* auch im Sommer aus dem Plankton, ohne daß der Tümpel austrocknet wäre. Als Ursache glaube ich den niederen Wasserstand und die dadurch bedingte größere Erwärmung und Insolation des Tümpels annehmen zu dürfen. Waren die Tiere aus diesem Grunde verschwunden, so traten sie im September wieder auf, allerdings nur in wenigen Exemplaren.

Um nicht zu viel Raum in Anspruch zu nehmen, habe ich den Variationszyklus oben nur in groben Umrissen und nur in bezug auf die augenfälligsten Merkmale dargestellt. Genauere Messungen, bei denen ich mich der relativen Körpermaße bediente, haben gezeigt, daß noch eine weit größere Anzahl von Charakteren der Zyklomorphose unterworfen ist, beispielsweise die relative Kopfhöhe, die relative Augengröße, die Postabdominalbewehrung usw.

Kurz zusammengefaßt stellt sich der Variationszyklus folgendermaßen dar: Im Frühjahr findet sich ausschließlich die typische *C. reticulata*. Gegen den Sommer hin treten Übergangsstadien zur Varietät *Kurzii* auf; gleichzeitig nimmt die absolute Körpergröße ab. Mitte Juli findet sich ausschließlich die Varietät *Kurzii*, zugleich hat die Körpergröße ihr Minimum erreicht, denn von jetzt an nimmt sie bis zum Aussterben der Art im November wieder zu. Gleichzeitig geht die Varietät auf dem Wege über viele Übergangsstadien in der Zeit bis zum September wieder in die Hauptart über. Hiermit findet der Variationszyklus seinen Abschluß. In diesem Zyklus sind

alle für die Unterscheidung von Art und Varietät wichtigen Merkmale einer Umwandlung unterworfen.

Betreffs des Generationszyklus ist es interessant, daß nur *Ch. reticulata* zur geschlechtlichen Fortpflanzung gelangt, denn im Juli, wo einzig und allein die Varietät vorkommt, finden sich nur Weibchen in Parthenogenese. Dieser Umstand scheint mir der gewichtigste Beweis für den Übergang der Art in die Varietät zu sein, denn wie könnte jedes Jahr selbständig die Varietät auftreten, wenn sie keine Latenziere produziert, da durch das regelmäßige Austrocknen der Tümpel im Winter die vollständige Vernichtung aller Subitaneier und lebenden Tiere gewährleistet wird.

Zum Schlusse seien der Übersichtlichkeit halber und um noch einiges nachzutragen, kurz die gewonnenen Resultate wiederholt. Die absolute Körperlänge wurde schon genügend erwähnt.

Die Schalenrandbewehrung ist bei der Hauptart im Frühjahr deutlich; gegen den Sommer hin verschwindet sie langsam, um bei der Varietät im Juli vollständig zu fehlen. Gegen den Herbst tritt sie wieder bis zur vollen Entwicklung auf. Ebenso verhält es sich mit der Deutlichkeit der Schalenfiederung. Im Frühjahr sehr deutlich, im Sommer fast nicht mehr sichtbar, im Herbst wieder sehr deutlich.

Die relative Kopfhöhe (bezogen auf eine Körperlänge 1000) ist bei der Hauptart im Frühjahr und Herbst am geringsten, im Sommer bei der Varietät am größten. Die beiden Extreme sind durch Übergänge verbunden. Der relative Augendurchmesser verhält sich ebenso.

Der Schalenstachel ist bei der Hauptform im Frühjahr und Herbst kräftig, gut entwickelt und bedornt; bei der Varietät im Sommer ist meist nur ein kleines, unbedorntes, spitzes Stacheln zu finden.

Auch die Postabdominalbewehrung macht Veränderungen durch. Die Anzahl der Zähne an der Endkrallenbasis beträgt bei der Hauptform im Mittel 5, bei der Varietät im Mittel 3. Die Anzahl der Zähne zu beiden Seiten der Afterfurche ist bei der Art im Mittel 8, bei der Varietät im Mittel 6—7. Übergänge finden sich auch hier.

Alle wesentlichen Merkmale für die Unterscheidung sind also der Zykломorphose unterworfen; demgemäß stellt die Varietät *Kurzii* Stिंगelin in den von mir untersuchten Gewässern nur eine Sommerform der Hauptart dar.

Eines muß ich jedoch noch bemerken. Man könnte nämlich einwenden, daß meine Beobachtungen sich auch so deuten lassen, daß beide Formen nebeneinander als vikariierende Arten bestehen und daß zu gewissen Zeiten die eine von beiden die andere weit in den Hintergrund drängt, so daß es den Anschein habe, als sei die eine aus der anderen entstanden. Diesen Einwand muß ich entschieden zurückweisen, denn trotz genauester, gerade auf diesen Punkt gerichteter Nachforschungen habe ich nie etwas derartiges bemerken können.

## II. *Chydorus sphaericus*.

So weit mir die Literatur bekannt ist, ist es bisher noch nicht gelungen, bei den *Chydoriden* eine jahreszeitliche Variation festzustellen. Auch Steuer erwähnt in seiner 1910 erschienenen „Planktonkunde“ nichts diesbezügliches.

Wohl aber konnte Stिंगelin (Blön. Forschungsber., 5. Bd., 1897) eine ausgebehnte individuelle und lokale Variation bei *Ch. sphaericus* beobachten. Er unterschied eine mehr runde Form als Typus A und eine mehr ovale als Typus B. Das gleiche konnte W. Hertwig beobachten. Er fand den Typus B stets hyaliner als den Typus A. Dies habe ich gleichfalls festgestellt. Hertwigs Vermutung dagegen (Blön. Forschb., 5. Bd., 1897), daß der Typus B gegen den Herbst zu zahlreicher werde, kann ich nicht bestätigen; nur ein großes statistisches Material kann darüber Aufklärung schaffen. Im folgenden sollen einige Beobachtungen mitgeteilt werden, die ich über eine Zykломorphose bei *Ch. sphaericus* anzustellen Gelegenheit hatte. Und zwar werde ich diese Erscheinung an einem typischen und besonders vollständigen Falle darlegen. Nicht jedes Gewässer ist für derartige Untersuchungen geeignet. Nur dort, wo *Chydorus* in genügender Anzahl das ganze Jahr oder doch wenigstens den größten Teil desselben vorkommt, kann man einwandfreie Ergebnisse gewinnen. Zwei Gewässer erwiesen sich als für solche Arbeiten besonders geeignet. Es sind das zwei nahe beieinander liegende, dicht von Sumpfwäldchen bewachsene algenreiche Tümpel. Den Gang der Zykломorphose in einem von beiden werde ich herausgreifen. Es möge jedoch gleich bemerkt werden, daß sich in vielen von mir untersuchten Gewässern ein in den Grundzügen gleicher, allerdings oft unvollständiger und lückenhafter Zyklus abspielte; niemals habe ich dem widersprechende Resultate erhalten.

10. September 1911: Einige Weibchen in Parthenogenese. Länge der ausgewachsenen Weibchen 324  $\mu$ , Breite 265  $\mu$ .
1. Oktober 1911: Nur einige Weibchen mit Sommerzeiern. Länge 336  $\mu$ , Breite 306  $\mu$ .
1. November 1911: Beginn der Geschlechtsperiode. Zahlreiche Sommerzeier-Weibchen. Selten Weibchen mit Latenziern. ♂ ♀ = 1:10. Breite 360, Länge 403  $\mu$ .
20. November 1911: Vorkommen sehr zahlreich. ♂ ♀ = 1:5. Unter 5 Weibchen je eines mit Latenziern. Subitaneierproduktion selten. Länge 410  $\mu$ , Breite 376  $\mu$ .
30. Dezember 1911: Weit weniger Individuen. Männchen ziemlich selten. Wenig Weibchen mit Latenziern. Parthenogenese herrscht vor. Fortpflanzungstätigkeit gering. Länge 426  $\mu$ , Breite 378  $\mu$ .
28. Januar 1912: Nur wenige Exemplare. Im Januar erreicht die Wassertemperatur mit fast 0° ihr Minimum. Männchen sehr selten. Nur Subitaneier-Produktion. Fortpflanzungstätigkeit sehr gering. Länge 440  $\mu$ , Breite 391  $\mu$ .
26. Februar 1912: Nur sehr wenige Exemplare. Keine Männchen mehr. Nur Subitaneierweibchen. Länge 427  $\mu$ , Breite 333  $\mu$ .
25. März 1912: Ziemlich zahlreich Sommerzeierweibchen. Länge 380  $\mu$ , Breite 360  $\mu$ .
26. April 1912: Sehr zahlreich Sommerzeierweibchen. Länge 401  $\mu$ , Breite 369  $\mu$ .
26. Mai 1912: Sehr zahlreich Weibchen mit Subitaneiern. Länge 369  $\mu$ , Breite 310  $\mu$ .
30. Juni 1912: Zahlreich Weibchen mit Subitaneiern. Länge 332  $\mu$ , Breite 299  $\mu$ .
29. Juli 1912: Die Wassertemperatur erreicht ihr Maximum mit 22° C. Nur sehr wenige Som-

mereierweibchen. Länge 324  $\mu$ , Breite 288  $\mu$ .  
30. August 1913: Vereinzelt Sommererierweibchen.  
Geringe Fortpflanzungstätigkeit. Länge 340  $\mu$ ,  
Breite 327  $\mu$ .

29. September 1913: Ziemlich zahlreich Sommer-  
erierweibchen. Hohe Fortpflanzungstätigkeit.  
Länge 378, Breite 347  $\mu$ .

Zu dieser Zusammenstellung ist nur wenig  
zu bemerken. Die Maße sind die Mittel aus einer  
größeren Anzahl von Messungen, die ausschließlich  
an reifen Weibchen vorgenommen wurden. Auf-  
fallend ist das Fehlen einer Geschlechtsperiode im  
Frühjahr, einer Zeit, die von vielen Autoren als  
Hauptgeschlechtsperiode bezeichnet wird. In den  
von mir untersuchten Gewässern fällt die Zeit  
der geschlechtlichen Fortpflanzung meistens in den  
Herbst; manchmal ist allerdings eine schwache Ge-  
schlechtsperiode im Frühjahr nachweisbar.

Bei Betrachtung der aufgeführten Ergebnisse  
drängt sich sogleich der große Parallelismus zwi-  
schen dem Variationszyklus und der Wassertempe-  
ratur auf. Man ist fast versucht, zu sagen: die  
Größe von *Ch. sphaericus* ist in den untersuchten  
Gewässern der Höhe der Wassertemperatur um-  
gekehrt proportional.<sup>1)</sup> Damit steht der Befund  
vom 26. April 1912 nur scheinbar im Widerspruch,  
denn damals machte sich ein bedeutender Tempe-  
raturrückschlag bemerkbar. Um mir über diese  
direkte oder indirekte Beeinflussung durch die  
Temperatur Klarheit zu verschaffen, habe ich  
eine Anzahl *Ch. sphaericus*-Exemplare desselben  
Fundorts verschiedenen Temperaturen ausgesetzt.  
Einige der dabei erzielten Ergebnisse mögen nach-  
stehend aufgeführt werden.

Unter sonst gleichen Bedingungen wurden die

<sup>1)</sup> Für *C. reticulata* gilt das gleiche.

einen Tiere drei Wochen lang einer Temperatur  
von 7° C, die anderen einer Temperatur von  
16° C ausgesetzt. Erstere waren im Mittel 393  $\mu$   
lang und 337  $\mu$  breit, letztere im Mittel 374  $\mu$   
lang und 310  $\mu$  breit. Bei einem anderen Versuch  
waren bei der gleichen Temperatur wie oben die  
entsprechenden Maße 399 bzw. 378  $\mu$  für die  
Länge und 342 bzw. 340  $\mu$  für die Breite. Mit  
ganz ähnlichen Ergebnissen habe ich noch andere  
Versuche ausgeführt. Die Resultate scheinen meine  
früher aufgestellte Vermutung zu bestätigen; und  
zwar hat man sich den Kausalzusammenhang wahr-  
scheinlich so zu denken: Mit der Erhöhung der  
Wassertemperatur geht ein Sinken der Viskosität  
Hand in Hand. Infolgedessen wird die Schwimm-  
fähigkeit der Kladozeren immer schlechter. Sie  
müssen, wenn sie schweben bleiben wollen, ihre  
Sinkgeschwindigkeit verkleinern und das erreichen  
sie unter anderem durch Verkleinerung ihres Kör-  
pers und der hierdurch bedingten Oberflächenver-  
größerung. Jedoch sind das alles bloß Gesicht-  
punkte für eine Beurteilung und Arbeitshypothese.  
Die endgültige Entscheidung steht noch  
aus.

#### Benutzte Literatur.

- W. Hertwig: Zur Verbreitung der niederen Kru-  
staceen in der Provinz Brandenburg. *Flön.  
Forschber.*, 5. u. 6. Bd., 1897—98.  
Th. Stिंगelin: Die Kladozeren d. Umgeb. von  
Basel. *Rev. Suisse d. Zool.*, Bd. III.  
—, Über jahresz., individuelle und lokale Va-  
riation bei Krustaceen. *Flön. Forschber.*, 5. Bd.,  
1897.  
A. Steuer: Entomofauna d. „Alten Donau“  
bei Wien. *Zool. Jahrb.* 1901.  
—, Planctonkunde. Leipzig, 1910.

## Aus dem Gebiet der Pflanzenmikrochemie. Eine Anleitung für Anfänger.

Fortsetzung v. S. 52.

Von **O. Tunmann.**

Mit zahlreichen Abbildungen.

### V. Die Mikrosublimation.

Als Sublimation bezeichnet man die Über-  
führung eines flüchtigen, festen Körpers in  
Dampfform und die Verdichtung dieser Dämpfe  
zu dem ursprünglichen festen Körper. Lokali-  
sationsermittlungen sind mit Hilfe der Subli-  
mation naturgemäß nur in jenen Fällen aus-  
führbar, in denen eine Trennung der einzel-  
nen Gewebeschichten gelingt. Seit A. Helwig  
1864 die Mikrosublimation (die Sublimation  
kleinster Mengen) für toxikologische Untersu-  
chungen, zum Nachweis von Alkaloiden und an-  
deren Giften, einführte, sind verschiedene Ver-  
fahren bekannt geworden.

Mit Rücksicht auf ihre Ausführung lassen sie  
sich in vier Gruppen zusammenfassen: 1. Erhitzen  
der freiliegenden Substanz bis zur Dampfbildung,  
Auffangen der Dämpfe durch in der Hand  
bereitgehaltene Objektträger. — 2. Sublimation

im sogenannten geschlossenen Raum. — 3. Subli-  
mation zwischen zwei Objektträgern oder zwei  
Glasplatten. — 4. Sublimation im luftleeren und  
luftverdünnten Raum.

Helwig sublimierte bei seinen Untersu-  
chungen, die, wie bereits erwähnt, gerichtliche-  
chemischen Aufgaben dienten, chemisch reine  
Substanzen. Behrens zog 1895 die Pflan-  
zenstoffe auf dem Objektträger aus etwas Pflan-  
zenpulver aus und unterwarf sie dann erst der  
Sublimation; er brauchte die Sublimation,  
ebenso wie seit langem der Makrochemiker, nur  
zur Reinigung der ausgezogenen Körper. Somit  
waren mit der Sublimation nur geringe Vorteile  
verbunden, denn mit den Auszügen lassen sich  
die meisten Reaktionen unmittelbar ausführen.  
Erst Nestler unterwarf Pflanzenteile 1901 un-  
mittelbar der Sublimation und führte diese im  
fog. geschlossenen Raume durch. Anfangs

wurde zwischen zwei aufeinandergelegten Uhrgläsern sublimiert, so daß in der Mitte die Höhe des Sublimationsraumes 1,4 cm betrug. Auf das untere Uhrglas kam die Substanz, dann wurde das andere Uhrglas aufgelegt und mit einer vom unteren Uhrglase 7 cm entfernten



Abb. 5. Mikrosublimation nach Kessler. Die Substanz befindet sich in einem Uhrgläschen. Aufgelegt wird eine Glasplatte, auf die man zur Kühlung einen Wassertropfen bringt.

Mikroflamme erhitzt. Die Untersuchung des Sublimats im aufgelegten Uhrglas war unter dem Mikroskop natürlich unständlich, und so wurde das obere Uhrglas durch eine Glasplatte ersetzt, auf deren Mitte zur Kühlung ein Wassertropfen kommt (vergl. Abb. 5). Die Flamme steht unmittelbar unter dem Uhrglas, die Sublimation beansprucht einige Zeit, bei höheren Temperaturen erfolgt leicht Springen der Gläser. Derart wurden Koffein, Theobromin, Kumin, Vanillin und Benzoesäure sublimiert, und für leichtflüchtige Substanzen ist dieses Verfahren recht geeignet.

Die Sublimation auf der Asbestplatte wurde von Tummann 1908 eingeführt und brachte zahlreiche Erfolge. Der Apparat ist sehr einfach, hat eine feste Lage und gestattet die Anwendung von Temperaturen bis 300° C, ohne daß Verluste durch Bruch zu befürchten sind. Die Sublimate werden auf Objektträgern aufgefangen, wodurch ihre weitere Bestimmung durch Reaktionen erleichtert wird. Die Anordnung geht aus Abb. 6 hervor. Auf eine genügend große Asbestplatte (6×12 cm) von 3—4 mm Dicke kommt ein kleines Stückchen eines Objektträgers zu liegen (etwa der vierte Teil eines solchen; größere Glasstücke springen bei höheren Temperaturen leicht). Auf das Glasplättchen kommt die zu untersuchende Substanz. Ungefähr 2—3 cm davon entfernt liegt auf der Asbestplatte ein kleines Holzstäbchen von 3—4 mm Höhe und 5—6 cm Länge. Nun wird ein Objektträger derart über die Substanz gelegt, daß er mit dem einen Ende auf der Asbestplatte selbst, mit dem andern auf dem Holzstäbchen ruht, immerhin aber so, daß er weder das untere Glasstückchen noch die zu sublimierende Substanz berührt. Die Höhe des Sublimationsraumes beträgt bei dieser Anordnung 1,5 mm. Die Asbestplatte ruht auf einem Dreifuß oder einem Eisenring, den man an das Stativ einer kleinen Stativlupe anschrauben kann. Dadurch stört der Apparat auf dem

Mikroskopiertische nicht. Zur Erhitzung wird eine Spiritusflamme benutzt, deren Spitze die Unterseite der Asbestplatte erreicht, und die je nach Bedarf 2—3 cm hoch gehalten wird.

Seit einiger Zeit benutze ich mit Vorteil eine veränderte sog. Siegelampe, deren Flammenhöhe durch einen Hebel geregelt werden kann. Diese Lampe (Deutsches Reichspatent, Nummer fehlt, Fabrikanten: Kleemann u. Kayser, Erfurt) bietet in jeder Hinsicht größere Vorteile für die Mikroskopiker als ein Mikrobrenner, denn Gas ist nicht überall zur Hand. Bei gänzlich abgestelltem Hebel ist die Flamme so klein und gleichmäßig, daß man Alkoholl- und Chloroformpräparate u. dgl. bequem erwärmen kann. Der Verbrauch an Brennspiritus ist sehr gering; Kosten bei 6stündiger Brenndauer etwa 2 Pfg.

Wir unterwerfen die Pflanzen im getrockneten Zustand der Sublimation, entweder in Form von Schnitten oder Schnippfeln (mit einer feinen Schere hergestellt, s. S. 50/51 unter Nr. IV) oder in Pulverform. Zur Herstellung von grobem Pulver (es handelt sich nur um Milligramme, eine sehr kleine Messerspitze voll bedeutet schon Materialverschwendung) hat sich bei Wurzeln, Stengeln, Hölzern, ganz allgemein bei härteren Gegenständen, ein kleines Reibeisen von 4—5 cm Höhe bewährt, das man in jedem Spielwarengeschäft erhält. Die Reinigung des Reibeisens geschieht mit einem Pinsel. Dünnere Blätter, die man zuvor scharf ge-



Abb. 6. Mikrosublimation nach Tummann auf der Asbestplatte.

trocknet hat, lassen sich leicht zwischen Daumen und Zeigefinger zu Pulver zerreiben.

Nachdem man die Substanz auf die Glasplatte der Asbestplatte gebracht hat, wird der Objektträger aufgelegt und die Flamme untergestellt. Nach Beginn der Erhitzung wird alle Minuten (oder erst, wenn sich ein mit bloßem Auge bemerkbares Sublimat gebildet hat) ein neuer Objektträger aufgelegt. Das Wechseln der Objektträger kann sehr schnell ausgeführt werden, insbesondere wird das Auflegen durch die Länge des Holzstäbchens wesentlich erleichtert. Während man mit der rechten Hand den einen Objektträger abhebt, wird der in der linken Hand bereitgehaltene aufgelegt. Die abgehobenen Sublimate (Beschlüge, man wird in der Regel 4—8 Objektträger mit Sublimaten erhalten) sind genau zu durchmustern. Während

beim Auskristallisieren aus Flüssigkeiten am Rande oft Zerformen und Kristallfesteite entstehen, finden wir in den Sublimaten gerade die schönsten Kristalle am Rande und Zerformen in der Mitte des Beschlags, in der über-

scher Elemente) mitgerissen werden, die dem Ungeübten zu Täuschungen Anlaß geben. Diese Mißstände lassen sich vermeiden, wenn man das Pulver mit Wasser zu einem dicken Brei anrührt. Alsdann müssen bei Beginn der Subli-

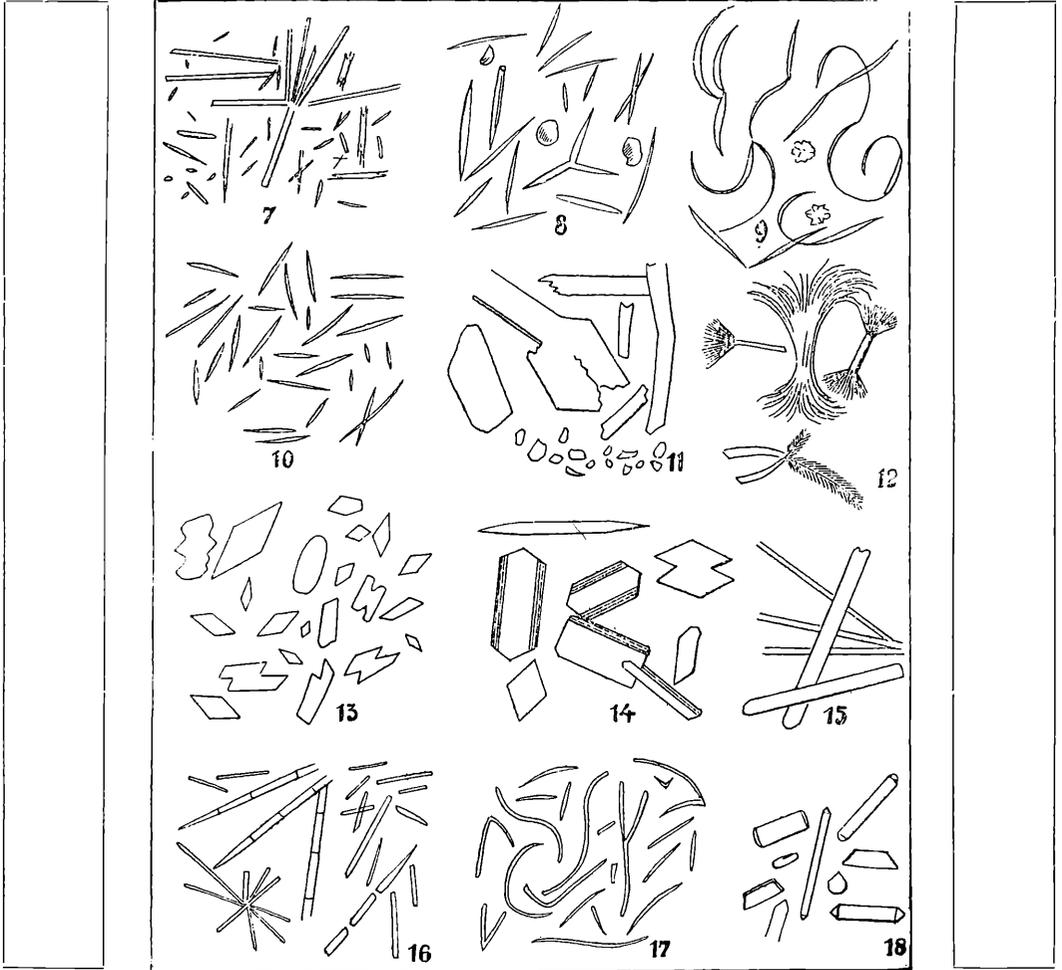


Abb. 7—18. Unmittelbar aus Schnitten und Pulvern heraussublimierte Kristalle: 7. Koffeinkristalle aus der Kola-Muß (ähnliche Kristalle von Koffein und Theobromin erhält man aus Kaffeebohnen, Theeblättern, Matte, Guarana). — 8. Kristalle von Emodin und Klumpen von Chrysophanensäure aus Rhabarberrhizom (Rhabarberpulver des Handels). — 9. Sublimat aus Rhabarber bei höherer Temperatur gewonnen; die Emodinabeln sind zu bandartigen Gruppen verwachsen, die Chrysophanensäureballen in undeutliche Drüsen übergegangen. — 10. Emodinkristalle aus der Rinde von *Rhamnus frangulus*. — 11. Papaverinkristalle aus den technisch gebrauchten Papaverhöhlern. — 12. Ferulasäurekristalle aus *Asa foetida* (Teufelsbrech) = Harz. — 13. Zimtsäurekristalle aus einer Spur Strych des Handels. — 14. Zimtsäure-Verbindungen aus einer Spur Verubalsam des Handels. — 15. Onoselin-Kristalle aus der Rinde der Wurzel von *Ononis spinosa*. — 16. Betulin-Kristalle aus den weißen Rindentellen von *Betula*. — 17. Gentisin-Kristalle aus der getrockneten Wurzel von *Gentiana*-Arten. — 18. Kantharidin-Kristalle aus dem Abdomen einer Spanischen Fliege.

dies die Kristalle zuweilen so stark gehäuft sind, daß man ihre Formen schwer erkennen kann.

Bei der Sublimation von Pflanzenpulvern (nicht Schnitten) können, da der Sublimationsraum sehr niedrig ist, leicht Pflanzenteilchen (Bruchstücke epidermaler Zellen und mechani-

mation die Objektträger öfters gewechselt werden, da die ersten Sublimat naturgemäß größere Flüssigkeitsmengen enthalten. Wir verbinden hierbei die Mikrosublimation mit einer Mikrodestillation.

Der Anfänger hat darauf zu achten, daß

an einem zugfreien Platze gearbeitet wird; Fensterplätze sind häufig dem Luftzug ausgesetzt, der sich schon an der Flamme verrät. Um in solchen Fällen ein seitliches Entweichen der sublimierenden Dämpfe zu verhindern, kann man zwei Objektträger nebeneinander auflegen (die Länge des Holzstäbchens gestattet dies) oder einen Pappdeckel vor dem Apparat aufstellen, wodurch die Flamme gleichmäßig wirkt. Selbst die geringste Dampfentwicklung läßt sich dann mit dem Auge wahrnehmen. Auch ein Geruch läßt sich feststellen, denn manche Pflanzen und Drogen lassen selbst in Mischungen ihren „spezifischen Sublimationsgeruch“ erkennen.

Mit Hilfe der Sublimation lassen sich viele Pflanzenstoffe in größter Reinheit aus den Pflanzen und Drogen gewinnen. Zur Einübung seien dem Anfänger Versuche mit folgendem, jederzeit zur Hand stehenden Material empfohlen: Kaffeepulver oder einige Teeblätter (russischer Tee), dann Khabarberpulver oder Faulbaumrinde (der Apotheken), ferner die weißen Schichten der Rinde unserer Birke, die grünen Schalen der Walnüsse sowie fast alle Flechten (besonders die gelben). Nesterle wies derart Theobromin und Koffein nach in Thea (Blatt), Coffea (Samen), Cola (Keimblatt), Ilex (Blatt) Matte, Guarana (aus Samen von Paulinia sorbilla bereiteter Paste) (vgl. Abb. 7), Vanillin aus Vanilleschoten, Kumanin aus Tonkabohnen, Benzoesäure aus Vacciniumfrüchten, Mitlacher Methylanthrachinone aus Rheum (Wurzeln) (vgl. Abb. 8 u. 9), Cassia Senna (Blatt), Rhamnus (Rinde) (Abb. 10), Senft und neuerdings Sehl ähnliche Körper aus Flechten, und Lunmann Gentisin aus Gentiana (Wurzel) (Abb. 17), Ferulasäure aus Ferula und Asa foetida-Harz (Abb. 12), Zimtsäure und ihre Verbindungen aus Stryg, Perubalsam u. Tolubalsam (Abb. 13 u. 14), Hydrastin aus Hydrastis (Wurzel), Emodin aus Morinda (Wurzel), Betulin aus Betula (Kork) (Abb. 16), Ruberythrin säure aus Rubia tinctorum (Wurzel), Juglone aus Juglans (Fruchtschalen), Sorbinsäure aus Sorbus aucuparia (reife Frucht), Maleinsäure und Maleinsäureanhydrid aus Euphorbium (Harz), und Sorbus aucuparia (unreife Frucht), Sapachol aus den technisch ge-

bräuchten Sapachohölzern (Abb. 11), Mannit aus Olea europaea und Fraxinus ornus, Fettsäuren und Phytosterin aus fetthaltigen Samen, Rinden u. a., Baptisin und Baptigenin aus Baptisia tinctoria (Wurzel), Onocol aus Ononis spinosa (Wurzel) (Abb. 15), Alcammin aus Alcamna tinctorum (Wurzel), Arbutin und dessen Spaltling Hydrochinon aus Arctostaphylos uva Ursi (Blatt), Wachs aus dem Überzug (Reif) unserer Obstfrüchte und anderer Körper. Schon eine unwägbare, mit dem Messer abgeschabte Spur des Reifes einer Pflaume gibt schöne Kristalle im Sublimat (höhere Fettsäuren der Wachs).

Die Sublimation auf der Asbestplatte gestattet die Ermittlung der Sublimationstemperatur nicht. Man kann sie mit Hilfe einer kleinen Asbestschachtel finden, in die ein Thermometer eingeschoben wird. Die Sublimationstemperaturen stimmen aber nicht mit den Schmelzpunkten überein; so liegen die Schmelzpunkte der Emodine bei etwa 250°, des Koffeins bei 230°, während die Sublimationstemperaturen der Emodine bei 150—165°, des Koffeins bei 81—94° liegen.

Die Natur der heraussublimierten Pflanzenstoffe muß durch Lösungsverhältnisse und möglichst verschiedene Reaktionen festgestellt werden. Bei den bisher untersuchten Pflanzen wird die Nachprüfung jedem leicht gelingen. Schwer ist die Ermittlung noch nicht erfordeter Sublimat; sie erfordert eine eingehende Beherrschung der organischen Chemie.

Schließlich sei noch die Bemerkung eingeschaltet, daß sich die Sublimation zum mikrochemischen Nachweis tierischer Stoffe ebenfalls benutzen läßt. Nach Lunmann lassen sich aus einem kleinen, mit Äther abgewaschenen Fingernagel Fettsäuren unmittelbar heraussublimieren, ebenso aus einem kleinen Teile einer Spanischen Fliege das Cantharidin (vgl. Abb. 18). Da die Insekten zur Cantharidinbereitung vorzugsweise aus Rußland kommen, andererseits viele unserer heimischen Käfer diesen Stoff führen, so wäre eine eingehende Bearbeitung dieses Gebiets einem Käferkundigen sehr zu empfehlen. (Mäheres hierüber siehe in m. Aufsatz in Gehees Bericht, 1914.)

(Fortsetzung folgt.)

## Mikroskopie für Anfänger.

### III. Die Anfertigung einfacher mikroskopischer Präparate.

Von Dr. W. Kaiser.

Mit 3 Abbildungen.

Über die Herstellung von Präparaten soll hier nur das Allgemeinste mitgeteilt werden. Will man sich z. B. den interessanten Anblick des Blutkreislaufs in den Adern eines lebenden Tieres verschaffen, so nimmt man irgend einen kleinen Fisch, etwa eine Götze, einen Goldfisch oder dgl., wickelt ihn in einen langen, schmalen Streifen

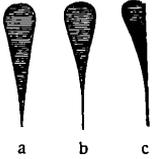


Abb. 1. Querschnitte der in der mikroskopischen Technik verwandten Rasiermesser.

nasser Leinwand, so daß nur der Schwanz frei bleibt, bringt das Ganze auf eine passende Glasplatte (alte abgewaschene photographische 9×12 cm-Platten sind sehr gut geeignet) und legt die Platte so auf den Objektisch, daß der Fischschwanz unter das Objektiv zu liegen kommt. Beleuchtet man dann mit dem Hohlspiegel, so sieht man bei etwa 200facher Vergrößerung die Blutkörperchen in den verzweigten Flossenadern des Fisches zirkulieren.

Nicht jedes Objekt aber ist so durchscheinend wie der Schwanz kleinerer Fische. Viele Objekte müssen erst durch Schnitte in sehr dünne durchscheinende Scheibchen zerlegt werden. Dazu benutzt der Anfänger am besten scharfe Rasiermesser verschiedener Form, wie sie Abb. 1 im Querschnitt zeigt. Die Form a ist für sehr harte Gegenstände, wie trockene Wurzeln, Hölzer, Knorpel und dgl. bestimmt, die Form b (beiderseits hohl) für sehr saftige, weiche Objekte. Die Form c, einerseits hohl und andererseits plan, gestattet die vielseitigste Anwendung, da sie für alle Zwischenstufen zwischen sehr hart und sehr weich geeignet ist. Der Anfänger kommt mit einem guten Rasiermesser dieser Art in den meisten Fällen aus.

Was das Schneiden selbst anbelangt, so übe man sich an dem bei jedem Uhrmacher erhältlichen Holundermark, das man stets zuerst mit einer glatten Fläche versieht, um es dann in möglichst feine Schnitte zu zerlegen. Dabei schneidet man immer auf sich zu und zwar ziehend, indem man das Messer der ganzen Länge nach durch das Objekt hindurchzieht, ja nicht hindurchdrückt. Wie das Messer dabei zu halten ist, zeigt Abb. 2. Messer und Objekt sollen stets angefeuchtet sein, je nach dem Gegenstand mit Wasser oder Alkohol. Nach jedem Schnitt soll das Messer an einem Streichriemen abgezogen werden. Die einzelnen Schnitte werden mit einer Präpariernadel oder einem feinen Haarpinsel von der Messerlinge abgenommen und entweder zur weiteren Präparation in ein Uhrgläschen oder gleich zur Untersuchung auf den Objektträger übertragen.

Wenn man das Schneiden verschiedener Objekte übt, so wird man bald merken, daß es viele

Objekte gibt, die sich nicht ohne weiteres schneiden lassen, manche sind zu hart, sehr viele aber zu weich. Zu weiche Objekte müssen durch Wasserentziehung gehärtet werden. Um z. B. die jedem Aquariumliebhaber bekannten Tubifizwürmer zu härten, bringt man sie zuerst in 20%, dann in 30%, dann in 50proz. Alkohol, insgesamt 8 Tage lang, um sie dann auf weitere 8 Tage zunächst in 70% und schließlich in 95proz. Alkohol zu bringen. Weiter bringt man sie auf eine Stunde in völlig wasserfreien (absoluten) Alkohol, den man dadurch bereitet, daß man in eine weithalsige, gut schließende Flasche geglühtes (wasserfreies) Kupfervitriol und darüber Filtrierpapierscheiben von der Größe des Flaschenbodens bringt, um dann möglichst konzentrierten Alkohol aufzugießen. Das wasserfreie Kupfervitriol entzieht dem Alkohol die letzten Reste von Wasser. Aus dem absoluten Alkohol kommen die Würmer in Äthyl; daraus werden sie in geschmolzenes Paraffin übertragen, das einige Stunden im Wasserbade warm erhalten wird. Schließlich werden sie in aus zusammengekniffenem Papier gefertigte Kästchen gebracht, und hier in Paraffin eingebettet, das man vorsichtig in die Kästchen gießt, um es dann mit kaltem Wasser rasch zum Erstarren zu bringen. Löst man nachher das Papier vom festgewordenen Paraffin ab, so erhält man einen kleinen Paraffinblock, der einen Wurm enthält, und der mit dem Rasiermesser in feine Scheiben zerlegt werden kann. Je nach der Schnittrichtung erhält man Querschnitte, Längsschnitte oder radiale Schnitte des Wurmes. Die Schnitte werden miteinander in Äthyl oder in Terpentinöl zum anhaften Paraffin befreit, und einzeln auf einen Objektträger gebracht. Dann geben wir ein Tröpfchen Kanadabalsam, der sich mit Äthyl oder Terpentinöl ohne weiteres mischt, auf den Schnitt und

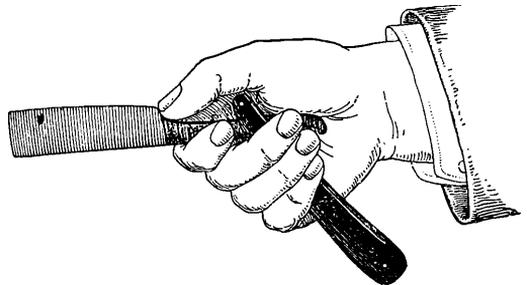


Abb. 2. Wie das Rasiermesser beim Schneiden zu halten ist.

legen ein dünnes Gläschen, das sog. Deckglas, auf, das das Präparat nach oben hin abschließt. Beim Auflegen des Deckglases ist sehr, sehr vorsichtig zu verfahren, damit keine Luftblasen in das Präparat geraten. Etwa überquellenden Kanadabalsam wischt man mit einem in Äthyl getränkten Bauschchen weichen Filtrierpapiers ab. Der Kanadabalsam erhärtet am Rande ziemlich schnell, aber erst nach Zuhren durch und durch.

Deshalb sollen frische Präparate längere Zeit wachrecht liegen bleiben.

Statt die Schnitte gleich in Kanadabalsam einzuschließen, kann man sie auch vorher färben. Dadurch wird die Gewebestruktur besser hervorgehoben, die Zellkerne werden deutlicher sichtbar usw. Um eine solche Färbung vorzunehmen, werden die Schnitte, nachdem man sie durch Xylol oder Terpentinegeist vom Paraffin befreit hat, in 95proz. Alkohol gebracht, aus dem man sie in Wasser überträgt. Aus dem Wasser kommen sie in eine Farbstofflösung,<sup>1)</sup> z. B. in Pikrocarmin, das die Zellkerne schön rot färbt, alles andere aber wird gelblich. Nach der Färbung wird der Schnitt in Wasser ausgewaschen, das wieder durch „steigenden“, d. h. stufenweise stärkeren Alkohol entfernt werden muß. Hierauf kommt das Objekt in Xylol oder Terpentinegeist und schließlich wird es in Kanadabalsam eingeschlossen. Will man ohne Entwässerung einschließen, so muß man statt Kanadabalsam Glycerin<sup>2)</sup> verwenden. In diesem Falle legt man mittels eines Pinsels auf der Mitte des Objektträgers einen der Deckglasgröße entsprechenden Ring aus Asphalt- oder Maskenlack an, in dessen Mitte der Schnitt untergebracht wird. Dann bringt man das Glycerintröpfchen und schließlich das Deckglas auf, dessen Rand man durch Überziehen mit demselben Lack mit dem Lackring verkittet.

Abb. 3 zeigt, wie ein fertiges Präparat dieser Art aussieht. Man bezeichnet es als Dauerprä-

parat, um dadurch den Gegensatz zu provisorischen Präparaten, die sich nicht zur Aufbewahrung eignen, anzudeuten. Rechts und links vom Deckglas bringt man Papier-Etiketten an, auf denen man Bemerkte über das eingeschlossene Objekt und seine Präparation macht. In unserem Falle würde die eine Etikette etwa die Bezeichnung: Tubifex, Querschnitt, Mitte, die andere die Angabe: Paraffinschnitt, gefärbt mit Pikrocarmin, eingebettet in Glycerin, oder kurz ausgedrückt: Paraffin-Pikrocarmin-Glycerin erhalten.

Daß nicht alle Objekte vor der Beobachtung geschnitten werden müssen, ist selbstverständlich.

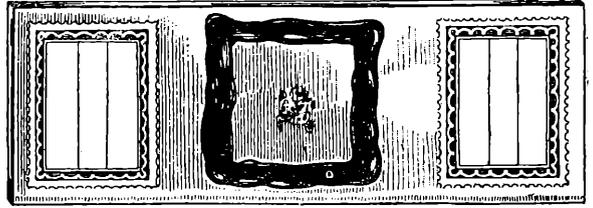


Abb. 3. Fertiges Glycerin-Dauerpräparat in natürl. Größe. (Nach Behrens.)

Alle Mikroorganismen (Infusorien, Algen) kann man z. B. lebend beobachten. Man zieht dazu auf einem Objektträger mittels eines angezündeten und ausgeföhten Wachstержens, dessen mit dem noch heißen Wachs getränkten Docht man als Pinsel benützt, einen der Größe des Deckgläschens entsprechenden Wachstring, läßt ihn erhärten, bringt auf das Deckgläschen ein die zu beobachtenden Lebewesen enthaltendes Tröpfchen Wasser und legt das Deckgläschen so auf den Wachstring, daß das Tröpfchen nach unten hängt. Man erhält auf diese Weise eine sog. „feuchte Kammer“, in der die in dem Wassertropfen enthaltenen Lebewesen längere Zeit hindurch am Leben bleiben, wenn man den Deckglasrand gegen den Wachstring durch Vaseline abdichtet und so die Verdunstung des Wassertropfchens hindert.

<sup>1)</sup> Bezugsquellen für solche Farbstoffe findet man in der in jedem „Mikroskopos“-Heft enthaltenen Bezugsquellenliste.

<sup>2)</sup> Das Glycerin wird mit  $\frac{1}{4}$  seines Volumens 90%igem Alkohol und ebensoviel abgekochtem Wasser gemischt. Die Mischung kann jedoch, da sie gefärbten Schnitten leicht den Farbstoff entzieht, nicht so allgemein angewendet werden, wie Kanadabalsam. Ungefärbte Schnitte von Pflanzenzengeln, Pollenkörnern, Laubmoosen und anderen botanischen Objekten halten sich dagegen sehr gut darin.

## Pilzstudien an Pferdemiß.

Fortsetzung v. S. 24.

Don Prof. Dr. Hans Bachmann.

Mit zahlreichen Abbildungen.

### B. Ein Parasit auf *Mucor Mucedo*.

Nicht selten überziehen sich die *Mucor*-Sporangienträger mit bläulichgrauen Flöckchen eines andern Phykomyzeten, mit *Chaetocladium Johannesii* (Abb. 4). Brefeld widmet dieser Art im 1. Hefte der „Schimmelpilze“ eine ausführliche Darstellung. Er charakterisiert den Pilz mit den schönen Worten: „Dieser repräsentiert unter den Schimmelpilzen eine Schlingpflanze in ganzer Vollkommenheit und Zierlichkeit, die zwischen den großen Stämmen des *Mucor* wie in einem Hochwalde umherklimmt, ihre zarten, mit blauen Fruchtständen geschmückten Girlanden in allen Höhen bald von

dem einen Faden zum andern windet, bald sich efeuartig an ihnen hinaufschlingt, die nächsten Schäfte zu schmücken.“ Auch Ch. Johannesii läßt sich leicht auf sterilisiertem Pferdemiß ansäen und in seiner Entwicklung beobachten.

Schon die Myzelsäden von *Mucor* werden von dem sich entwickelnden Myzel des *Chaetocladium* befallen, das kurze Seitenäste gegen das *Mucor*-Myzel treibt. Diese parasitären Seitenäste, die in offene Verbindung mit dem *Mucor*-Myzel treten, werden allmählich so zahlreich, daß ganze Knäuel entstehen, welche den *Mucor*-Fäden die Nahrung entziehen (Haustorien). Sobald *Mucor* Lufthyphen zu

Sporangienträgern ausgebildet, erscheinen auch die dünnen Lufthyphen von *Chaetocladium*, überall die Hauptstieleknäuel entwickelnd. Seitenäste dieser klimmenden Lufthyphen werden nun fruktifizierend. Meistens verzweigt sich ein solcher fruktifizierender Seitenast in mehrere Wirteläste, die gewöhnlich in eine starre Spitze enden. Unterhalb dieser Spitze entstehen oft

Sporangienreduktion bis zur einsporigen Sporangiole bietet uns ein anderer Schimmelpilz, der sehr häufig zwischen den *Mucor*-Sporangienträgern auftritt und an den zierlichen weißen Flöckchen leicht zu erkennen ist. Von *Chaetocladium* ist er schon makroskopisch leicht zu unterscheiden: die weißen Flöckchen treten an steifen Sporangienträgern auf, die mit *Mucor*-ähnlichen Sporangien abschließen. Dieser Pilz ist:

### C. *Thamnidium elegans* Link.

Um von *Th. elegans* (Abb. 5) Reinkulturen anzulegen, faßt man mit einer ausgeglühten Pinzette ein solches weißes *Thamnidium*-Flöckchen und überträgt es auf einen sterilisierten Pferdemistnährboden. Schon nach wenigen Tagen ist der Nährboden mit schneeweißen winzigen Flöckchen übersät. Einen Tag später sind die Sporangienträger schon 4 cm lang und tragen das wasserklare Kügelchen des Endsporangiums. Die weißen Flöckchen nehmen eine graue Farbe an, ein Zeichen, daß die Sporenbildung vollendet ist.

Dieser Pilz ist ein Schulbeispiel für einen variablen Organismus, dessen Formveränderungen mit Änderungen der äußeren Bedingungen in Zusammenhang gebracht werden können. Betrachten wir den Haupttypus: Das Myzelium stimmt völlig mit dem von *M. Mucedo* überein. Aus dem Myzel erheben sich Lufthyphen von 20–30  $\mu$  Dicke, die sich als Sporangienträger ausbilden und ein Endsporangium tragen, das einen Durchmesser von 150  $\mu$  erreichen kann. Die ganze Beschaffenheit des Endsporangiums stimmt mit der des Sporangiums von *M. Mucedo* überein. Die Kolumella ist verkehrt eiförmig. Die Sporen sind länglich, eiförmig oder ellipsoïdisch, 6–10  $\mu$  lang und 4–5  $\mu$  breit. Unterhalb des endständigen Sporangiums entstehen quirlständige Seitenäste, die sich mehrfach dichotomisch verzweigen (bis zum 10. Grade). Jedes Zweiglein endigt mit einem kleinen Sporangium (6–13  $\mu$ ), das 1–4 Sporen enthält und als Sporangiole bezeichnet wird.

Um als Folge der Veränderungen äußerer Bedingungen auftretende Formveränderungen von *Th. elegans* kennen zu lernen, stellt man Kulturversuche auf folgenden Nährböden an:

1. 1% Peptan mit 1% Nährlösung und Agar=Agar. Die Kultur stimmt mit derjenigen auf Pferdemist überein.

2. Pflaumendekokt mit Agar=Agar. Pflaumendekokt erhält man durch längeres Auskochen von gedörrten Pflaumen in genügend

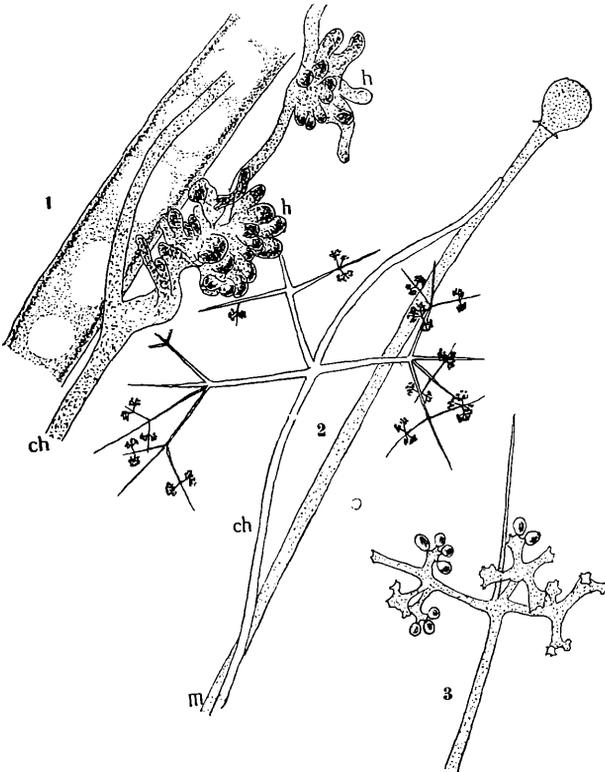


Abb. 4. *Chaetocladium Johnesii* Fres. auf *Mucor Mucedo*, 1. *Chaetocladium*-Hyphje (ch) mit Gasterellen (h) auf *Mucor*-Sporangienträger (m) Die Gasterzellen sind losgelöst. — 2. 2. Ordnung mit starrer Spitze, die wiederum Wirteläste 3. Ordnung erzeugen. Aus diesen Wirtelästen wachsen wenige und kurze Quirläste hervor, die am Ende morgensternartige Anschwellungen aufweisen, aus denen an kurzen Stielchen kugelige Zellen gebildet werden. Diese Zellen, die man als Konidien bezeichnet, können auch als einsporige Sporangien aufgefaßt werden, bei denen nicht nur die Kolumella reduziert ist, sondern auch die Spore den ganzen Sporangieninhalt aufgebraucht und sogar die Sporangienmembran zur Reduktion gebracht hat.

Ein besonders schönes Beispiel für diese

Ein besonders schönes Beispiel für diese

Wasser, wobei man die Pflaumen gut zerdrückt. Die Flüssigkeit wird vor dem Ansetzen mit Agar-Agar filtriert. Die Kulturen zeigen folgende Abänderungen:

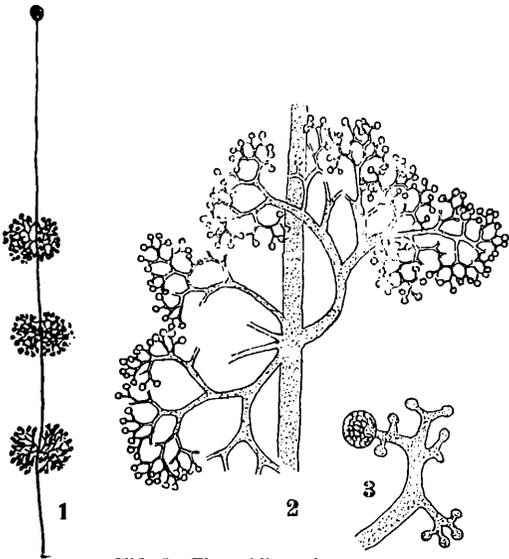


Abb. 5. *Thamnidium elegans*.

1. Sporangienträger (schematisch). — 2. Sporangienträger mit Sporangienästen. — 3. Sporangien mit zahlreichen Sporen und deutlicher Columella.  
(Nach Bachmann.)

- Die Sporangienäste sind bis zur ersten Gabelung länger.
- Der Grad der Dichotomien ist geringer.
- Die Sporangien sind sporeureich und besitzen eine deutliche Columella.
- Der Hauptsporangienträger zeigt einfache Seitenäste mit Endsporangien.
- Das Myzel weist reiche Gemmenbildung auf.

3. Pflaumen in Wasser bis zum Siedepunkt erhitzt und sterilisiert. Ergebnis: bloße Endsporangien ohne Sporangien.

4. Pferdemißkulturen im Wärmekasten bei 27° C. Ergebnis: Der Sporangienträger schließt mit einem feinen Sporangien ab, ohne Endsporangien-Entwicklung.

5. Flüssigkeitskulturen.

a. 1% Nährlösung mit 1% salpeters. Kali. Ergebnis: Das typische Mucor-Myzelium ohne Sporangienträgerbildung.

b. Pflaumendefekt und 1% Pepton. Ergebnis: Keine Myzelkultur mit stumpfen Ästen und reicher Gemmenbildung.

#### D. *Pilobolus*.

Wenn man Pferdemiß aus verschiedenen Stallungen, also von Pferden verschiedener Er-  
Mikroömos. 1915/16. IX. 3.

nährungsweise, zum Ansetzen von Kulturen verwendet, so wird man oft Proben erhalten, deren Pilzvegetation nicht mit Mucor oder Thamnidium beginnt, sondern von Anfang an beinahe eine Reinkultur von *Pilobolus* (Abb. 6) bildet. Zuerst erscheinen kleine, gelbliche „Stoppeln“, ähnlich den ersten Stadien der Mucor-Sporangienträger. Eine kugelige Sporangienanschwellung ist schon mit bloßem Auge zu sehen. Einen Tag später hat sich das Bild geändert. Hunderte von wasserklaren, etwa 10 Millimeter hohen Sporangienträgern richten ihre schwarzen Sporangienköpfe den einfallenden Lichtstrahlen entgegen. Mit der Pinzette lassen sie sich leicht vom Substrat abheben, so daß man sie einer mikroskopischen Musterung unterwerfen kann. Bei vorsichtiger Locknung gelingt es, ein gutes Stück Myzel mit abzulösen. Es ist nach dem Typus des Mucor-Myzeliums gebaut. Da wo Sporangienträger

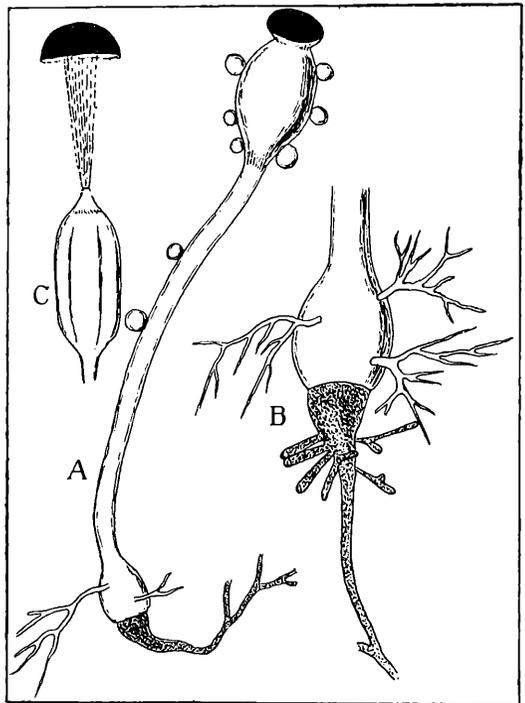


Abb. 6. *Pilobolus cristallinus*.

A Ganzes Pflänzchen mit Wassertropfen befeht. — B Unterer Teil des Sporangienträgers. — C Spritzmechanismus.  
(Nach Zopf.)

angelegt werden, sind die Myzelfäden dicker. Dichtes Protoplasma strömt an diese Baustellen. Die Myzelfäden schwellen zu einer dicken Keule an, die durch eine Querswand in eine untere und eine obere Zelle geteilt wird. Die

obere Zelle wächst zu einem der Seite des Lichteintritts zugewendeten Sporangienträger heran, der an seinem Ende das halbkugelige schwarze Sporangium erzeugt. Unterhalb des Sporangiums ist der Träger zu einer durchsichtigen Blase erweitert. Die keulenförmige Fußzelle ist mit dichtem Protoplasma angefüllt. Aus ihr wachsen keulenförmige Myzeläste hervor, die ebenfalls mit dichtem Protoplasma gefüllt sind. Oberhalb der Scheidewand enthält die basale Anschwellung, wie der ganze Sporangienträger, eine farblose Masse und ist so reich an Wasser und mit einem solch starken Turgor ausgestattet, daß der ganze Sporangienträger, besonders der obere Teil, mit feinen Wassertropfchen besetzt ist. Auch oberhalb der erwähnten Querswand in der basalen Anschwellung sind Myzeläste, und zwar von dem fein endenden Mucor-Typus, zu beobachten. Hier und da ist die Membran des Sporangienträgers an der Übergangsstelle zur subsporangialen Anschwellung braun gefärbt. Wenn das Sporangium noch nicht fertig gebildet ist, so muß man mit der Nadel kräftig auf das Deckglas drücken, um das Sporangium zu sprengen, denn seine Membran ist kutikularisiert. Nach Fischer gelingt es leicht, das Sporangium vom Träger abzulösen, wenn man den Sporangienträger in einen Tropfen Wasser legt, dem man etwas Kali zugesetzt hat. Dann quillt die Basis des Sporangiums, die nicht kutikularisiert ist, auf und das Sporangium läßt sich vom Träger trennen. Auf diese Weise beobachtet man eine Kolumella, die je nach der Pilobolus-Art, die man vor sich hat, in verschiedener Form in das Sporangium hineinragt. Die Sporangienmembran ist mit schwarzem oder dunkelsepia Farbstoff imprägniert. Unter dieser mühenförmigen, zähen Sporangienmembran werden die Sporen gebildet,

die meistens kugelig sind. Ihr Inhalt ist reich an gelblich gefärbtem Fett. Die Membran ist dicht und geschichtet.

Pilobolus ermöglicht es uns, eine eigenartige Schleudervorrichtung, verbunden mit Heliotropismus, kennen zu lernen. Wir säen den Pilz dazu auf Pferdemist aus und warten den Augenblick ab, wo die gelblichen Sporangienträger erscheinen. Dann stülpen wir einen 80 cm hohen Glaszylinder über die Kultur, den wir so mit schwarzem Papier umhüllen, daß der nach oben gewendete Boden frei bleibt. Eine zweite Kultur wird mit einem Kartonzylinder bedeckt, der auf einer Seite eine Lichtöffnung besitzt. Eine dritte Kultur wird mit einer Glasglocke bedeckt auf den Arbeitstisch gestellt, wo wir am Nachmittag beobachten. Ein deutliches Knistern macht uns darauf aufmerksam, daß das Sporenbombardement begonnen hat. Durch die reichliche Wasserzufuhr in den Sporangienträger nimmt der Turgor immer mehr zu. Endlich vermag die Kolumella den Druck nicht mehr auszuhalten. Da gleichzeitig die Basalzone der Sporangienmembran verquillt, so schleudert der Wasserstrahl, der aus der Kolumellaöffnung hervorpritzt, das Sporangienköpfchen fort, das mit der gallertigen Quellschicht an der Wand der Glasglocke kleben bleibt. Hat man vor dem Ansetzen der Kultur die zum Bedecken bestimmten Glasglocken gut sterilisiert, so kann man die am Glase klebenden Sporenköpfchen zum Ansetzen von Reinkulturen verwenden.

Von unseren anderen Kulturen zeigt die eine, daß die Schleuderkraft bis 80 cm reicht, die andere, daß alle Sporenköpfchen nach der Lichtöffnung hin geschleudert worden sind (Heliotropismus). (Fortsetzung folgt.)

## Kleine Mitteilungen.

Um im Hirngewebe die Negri'schen Tollwutkörperchen nachzuweisen, fixiert Manuelsen (Ann. de l'Inst. Pasteur, Bd. 26, S. 973; f. Zeitschr. f. wissensch. Mikrosk., Bd. 30, S. 131) Hirngewebe in 10proz. Formol, Zenkerscher Flüssigkeit, Lenoir'schem Sublimat (20 Teile 5proz. wässer. Sublimat + 20 T. 1proz. Platinchlorid + 1 T. Essigsäure), Formol-Pikrinsäure nach Bouin (15 T. gesätt. Pikrinsäure + 5 T. Formol + 1 T. Essigsäure) oder in Wilson'schem Sublimat-Methylalkohol. Eingebettet wird in Paraffin. Bei sehr eiligen Untersuchungen bringt man sehr kleine Stücke in 56—58° warmes Azeton, dem man 6 Tropfen Jodtinktur auf je 50 ccm zusetzt. Nach

1/2 Stunde überträgt man in reines Azeton, aus dem man nach 1/4 Stunde in Paraffin überträgt. Hierauf wird eingebettet. So kann bereits nach 2 Stunden die Diagnose gestellt werden. Zur Färbung empfiehlt sich folgendes Verfahren: 50—120 Minuten färben in einem auf 38—40° erwärmten Gemisch von 35 ccm 1proz. wässer. Methylblau + 45 ccm 1proz. wässer. Eosin + 100 ccm destill. Wasser. Nach sorgfältigem und schnellem Abspülen mit Leitungswasser entwässert man in absolutem Alkohol, läßt dann ein Gemisch von 30 ccm reinem Alkohol + 10 Tropfen 1proz. Natronlauge bis zum Rotwerden der Schmitte einwirken und wäscht in reinem Alkohol aus. Man

spült wiederum in Leitungswasser ab und überträgt sodann für 1 Minute in 40 cem Wasser + 2 Tropfen Essigsäure. Man entwässert, hellt in Äthylol auf und schließt in sauren Kanadabalsam (Verdünnen mit gef. Lösung von Salizylsäure in Äthylol) ein. Regrife Körper rot. Noch schneller als nach der oben angegebenen Methode (in 1 Stunde) kommt man zum Ziel, wenn man von dem Gewebe einen Objektträgerausstrich herstellt, einige Minuten in Jod-Äzeton fixiert, einige Sekunden in reinem Äzeton oder wasserfreiem Äthylol wäscht, 1 Minute unter der Wasserleitung abspült,  $\frac{1}{4}$  Stunde unter Erwärmen mit Unnascher Flüssigkeit (von Grübler zu beziehen) färbt und in einem Gemisch von 2 cem Unnaschem Glycerinäther (von Grübler zu beziehen) in 100 cem 90proz. Äthylol differenziert. Dr. R. S.

**Zum Studium der Regeneration der Krinoiden (Seeilien)** fixierte A. Reichensperger (Z. f. wiss. Zool., Bd. 101) sein Material in einem Gemisch aus Äthylol und konz. Sublimat mit einem Zusatz (bis zu  $\frac{1}{4}$ ) 10proz. Formols. Die Einbettung erfolgte in Zelloidin-Paraffin. Die Entkalkung erfolgte stets erst an dem vom Zelloidin gut durchtränkten Stücke. Die gut entwässerten Objekte kamen bis zu 24 Std. in Äthyloläther, dann bis 4 Tage in Zelloidin III, bis 6 Tage in Zell. II und bis 8 Tage in Zell. I. Zur Entkalkung diente ein Gemisch von 90proz. Äthylol und konzent. Salpetersäure (5—10 Teile auf 100 Teile Äth.), worauf in reinem 95proz. Äthylol unter Zusatz von präzip. Kalziumkarbonat ausgewaschen wurde. Da sich bei der nun folgenden Überführung in abf. Äth. das Zelloidin zum größten Teile wieder auflöst, ist möglichst rasche Überführung in Chloroform, Chloroform-Paraffin und dann in reines Paraffin, in dem die Objekte ziemlich lange zu lassen sind, erforderlich. Reichensperger empfiehlt, die entkalkten Objekte nochmals in Zelloidin einzubetten, ehe sie in Chloroform und Paraffin überführt werden. Auf diese Weise konnte der Autor ganze Reihen von Seeilien in lückenlose Schnittserien (Schnittstärke 7,5 bis 15  $\mu$ ) zerlegen. Die mit Wasser aufgelebten Schnitte wurden zur Darstellung des Kalziumgebüdes mit Hämatoxylin (n. Del.) und Eosin (oder Orange) gefärbt; zur Darstellung der Nerven der Hauptstammes war Hämatoxylin (n. Del.)-Pikrinsäure-Säurefuchsin sehr geeignet; Thionin diente zur Färbung der Drüsen und Nerven, und Heidenhains Eisenäm. mit Nachfärbung in Säurefuchsin (Orange oder Aurantium) zur Färbung der Muskelfasern, um den Verlauf der Schrägstreifung zu zeigen. Dr. G. St.

**Über die Ablösung des Paraffins** hat Farfas (Zeitschr. f. wissensch. Mikr., XXX, S. 168) Untersuchungen angestellt und dabei verschiedene für die Einbettungstechnik wichtige Tatsachen feststellen können. Das Paraffin soll vor allen Dingen zum Einbetten nicht so verwendet werden, wie man es im Handel bezieht, sondern es soll mindestens eine Woche lang in flachen Gefäßen im Thermostaten bei 70—80° stehen und mehrmals durch gehärtetes Filtrierpapier filtriert werden. Sodann läßt man es bei Zimmertemperatur erkalten, schmilzt es wieder und wiederholt dies so lange, bis eine größere Menge des so behandelten Paraffins bei Zimmertemperatur langsam erstarrt,

ohne weiße, undurchsichtige Stellen zu zeigen. Beim Erkalten soll das Paraffin von unten her abgekühlt werden, weil es dadurch den in der Schmelze befindlichen Gasen möglich wird, nach oben hin zu entweichen. Dr. R. S.

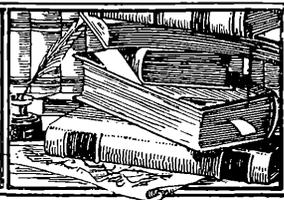
**Um Sehnensbrillen und Sehnenszellen mit einfachen Mitteln darzustellen**, verfährt man nach Heidenhain (Zeitschr. für wissensch. Mikrosk., Bd. 30, S. 164) folgendermaßen: Man fixiert eine Kalbssehne in Müllerscher Flüssigkeit, härtet in Äthylol, bettet ein Stück von etwa 1 cm Länge in Zelloidin ein und stellt parallel zur Fibrillierung Schnitte von ungefähr 30  $\mu$  Dicke her, die man 24 Stunden in Delafields Hämatoxylin färbt, alkalisiert und in einer alkoholisches Lösung von Chromotrop 2 R oder 7 B (Zeitschr. für wissensch. Mikrosk., Bd. 22, S. 340) oder einem anderen Farbstoff, das die kollagenen Fasern möglichst kräftig färbt, nachfärbt. Vor der Demonstration in Kursen usw. überträgt man einige Schnitte durch Äthylol in Kreosol, zerreißt sie in grobe Fasern, die man verfeilt und in Kanadabalsam einschließen läßt; den Rest kann man in Äthylol längere Zeit aufheben. Die Fasern müssen sorgfältig zerzupft werden, so daß die Sehnenszellen mit ihren kleinen Kernen aus dem Gewebe herausfallen und zwischen den rot gefärbten Sehnensbrillen zu sehen sind. Dr. R. S.

**Zur Darstellung der Schwannschen Scheide und ihrer Zellen usw.** wendet Ramon y Cajal (Trab. Labor. Invest. Biol. Univ. Madrid, Bd. X, 1912, S. 221 ff., f. auch Zeitschr. f. wissensch. Mikr., Bd. XXX, S. 256) folgende Methode an. Stücke von erwachsenen Nerven werden 24 Stunden oder länger in einer Mischung von 15 cem Formol + 1 g Urannitrat + 100 g destill. Wasser fixiert und einen Nachmittag lang in Wasser ausgewaschen. Dann zerzupft man die harten Bündel der Nervenstücke und überträgt sie auf vier oder mehr Stunden in die ammoniakalische Silberlösung von Bielschowsky. Nach kurzem Abwaschen in destill. Wasser reduziert man sechs oder mehr Stunden in einem Gemisch von 5—8 Teilen Formol, 1,5 Teilen Hydrochinon, 100 Teilen destill. Wasser und 0,25 Teilen Natriumsulfid. Man wäscht in Äthylol aus und zerzupft die Bündel noch feiner oder fertigt Schnitte an. — Um die Lantermannschen Einkerbungen darzustellen, empfiehlt es sich, Nervenstücke 12—24 Stunden lang in einem Gemisch von 6 g Formol + 10 g Pyridin +  $\frac{1}{2}$  g Mangannitrat + 40 cem destill. Wasser zu fixieren. Hierauf wird ein Tag ausgewaschen, worauf man die Präparate 24—48 Stunden in  $\frac{1}{2}$ proz. Silbernitratlösung bringt und sie dann einige Stunden lang in einer Mischung von 5 g Formol + 1 g Hydrochinon + 80 cem destill. Wasser + 0,25 g wasserfreiem Natriumsulfid reduziert. — Die die Nervenfasern umgebende Bindegewebscheide kann folgendermaßen zur Darstellung gebracht werden. Man fixiert die Nerven 24 Stunden lang in einem Gemisch von 8 cem Formol + 15 cem Pyridin + 40 cem destill. Wasser, wäscht in fließendem Wasser aus, überträgt die zerzupften Nervenstücke einige Stunden in die oben erwähnte Silberlösung (1:100) und reduziert dann in der ebenfalls angegebenen Reduktionsflüssigkeit. Dr. R. S.



## Bücherschau.

Bei der Fülle der eingehenden Neuerscheinungen können wir unverlangt zugesandte Werke im allgemeinen nur mit Titel, Verlag und Preis auführen. Eine Rücksendung nicht besprochener unverlangter Werke erfolgt nicht.



**Die Milchstraße.** Von Dr. Fritz Kahn. Mit zahlreichen Abbildungen nach Zeichnungen und Photographien. 8°. 1914. Geh. M 1.—, geb. M 1.80. Stuttgart, Kosmos, Gesellschaft der Naturfreunde (Französische Verlagshandlung).

Hinter dem schlichten Titel dieses Büchleins verbirgt sich eine geistvolle, mit außerordentlicher Sachkenntnis und feuriger Hingabe geschriebene Entwicklungs-geschichte des Weltalls. Der Verfasser zeigt uns, ausgehend von dem Weltbild, das sich die Gelehrten des Altertums zurecht gelegt hatten, wie sich uns, von Erfindung zu Erfindung fortschreitend, das Geheimnis der Sternennwelt immer mehr erschleiert hat, wie uns die Forschungen der letzten Jahrhunderte die Welt-hyphsteme in allen Stufen der Entwicklung vom Urnebel bis hinauf zum höchsten Gebilde, der Milchstraße, offenbart haben. Diese höchst-widestke Einheit schildert er in sehr anschaulicher Weise nach Bau, Größe und Anordnung der Sterne und Sterngruppen. Zum Schluß faßt er das Gesamtergebnis der Milchstraßenforschung zu einer Hypothese zusammen, in deren Rahmen ein gewaltiges Naturgemälde vom Entwicklungs-gang des Milchstraßensystems entworfen wird; dieses Gemälde bringt zugleich unser gesamtes Wissen vom Weltall in eine Formel. Das Buch zeichnet sich durch besonders klare und allgemein verständliche Sprache aus. Dabei ist es mit vorzüglichsten Bildern geschmückt, teils nach Zeichnungen, die zum besten und eigenartigsten gehören, was bis jetzt auf diesem Gebiet geleistet worden ist. Wir wünschen dem originellen Büchlein im Kreise der Mikrokosmos-Leser recht weite Verbreitung.

**Unsere Fachschulen.** Adreßbuch der Hoch- und Fachschulen für Technik, Kunst, Landwirtschaft, Handel und Gewerbe in Deutschland, Österreich-Ungarn und der Schweiz. Herausgegeben von der Redaktion der Technischen Monatshefte. Preis gebettet M 1.—, gebd. M 1.80. Verlag der Französischen Verlagshandlung, Stuttgart.

Auf dieses Buch möchten wir vor allem die Lehrer unter unsern Lesern aufmerksam machen, dann aber auch jeden, der für sich selbst oder für einen andern Auskunft über die technischen Lehranstalten der deutschsprachigen Länder sucht. Das Adreßbuch „Unsere Fachschulen“ wird dabei gute Dienste leisten, gibt es doch in knapper übersichtlicher Form Aufschluß über die Lehrpläne, die Aufnahmebedingungen, die Studientkosten und die Berechtigungen aller Lehranstalten für Technik, Handel, Gewerbe, Kunst und Landwirtschaft in Deutschland, Österreich-Ungarn und der Schweiz, von den technischen Hochschulen und Kunstakademien an bis zu den Schulen für Techniker, Werkmeister, Installateure usw. Um das Nachschlagen zu erleichtern ist das Adreßbuch in zwei Teile gegliedert. Der erste Teil führt die Städte, in denen sich Lehranstalten der in Betracht kommenden Art befinden, in alphabetischer Reihenfolge mit allen näheren Angaben auf. Der zweite Teil ist nach Fächern geordnet und verweist für

jede Schule auf die zugehörige Notiz im ersten Teil. Für die Berufswahl und die Berufsberatung stellt der handliche Band ein ausgezeichnetes Hilfsmittel dar.

**A. Pascher, Die Süßwasserflora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz.** In 16 selbständigen Hefen. Verlag G. Fischer, Jena. — Heft 1: Pascher und Lemmermann, Flagellatae I, geb. M 3.50. — Heft 6: W. Sering, Chlorophyceae III, geb. M 6.60. — Heft 14: Warnstorff, Mönkemeyer und Schiffer, Bryophyta, geb. M 5.60.

Heft 1 bringt eine knappe Einführung in die Flagellatentunde von A. Pascher, dem besten Flagellatentener. Die morphologischen und biologischen Verhältnisse werden übersichtlich dargestellt. Daran schließen sich Angaben über Sammeln, Fixieren und Präparieren. Ueberall verraten sich die reichen praktischen Erfahrungen des Bearbeiters und seine umfassenden Literaturkenntnisse. Dem m e r m a n n behandelt im speziellen Teil die Pantostomatinen, Protomastiginae und Distomatinae; die zahlreichen Abbildungen erleichtern das Bestimmen wesentlich.

Heft 6 umfaßt jene Chlorophyteen, deren einkernige Zellen dauernd oder vorübergehend zu Zellfäden oder Zellketten vereinigt sind (Ulotrichales, Microsporales, Oedogoniales). Ein praktischer Bestimmungsschlüssel der fadenförmigen Grünalgen bildet die Einteilung. Dann werden die einzelnen Familien nach dem für die „Süßwasserflora“ angenommenen Schema behandelt.

Heft 14: Warnstorff hat die Sphagnales bearbeitet, Mönkemeyer die Bryocales und Schiffer die Hepaticae. Mancher, der sich mit der Biologie des Süßwassers beschäftigt, aber bisher der Moosvegetation nur wenig Aufmerksamkeit geschenkt hat, wird in diesen Bändchen einen guten Führer finden, um die Lücken in seinen Kenntnissen auszufüllen.

Hans Bachmann, Luzern.

**M. Dorr, Mikroskopische Faltungsformen.** Ein physikalisches Experiment. 1904, Danzig, A. W. Kafemann, geb. M 5.—.

Diejenigen unserer Leser, in denen der im ersten „Mikrokosmos“-Heft erschienene Artikel über mikroskopische Faltungsformen Interesse an solchen Sachfächer-Studien erweckt hat, seien auf das Dorr'sche Werk nachdrücklich hingewiesen. Dorr hat die betreffenden Erscheinungen entdeckt und als erster eingehend studiert. Seine Beobachtungen und die daraus gezogenen Schlüsse sind in der hier angezeigten Arbeit niedergelegt und durch mehrere hundert Abbildungen erläutert.

S. G.

**D. Nagel, Die Romantik der Chemie.** 1914, Stuttgart, Französischer Verlagshblg., geb. M 1.—, geb. M 1.80.

An der Hand eines erfahrenen Fachmannes durchwandern wir in diesem Bändchen das gesamte Gebiet der modernen chemischen Industrie und lernen staunend die Wunder kennen, die die angewandte Chemie von heute hervorbringt und vermag. Wenn nicht durch einen chemischen Prozeß die Gewinnung und Härtung des Stahles möglich wäre, befähigen wir nicht die gewaltigen Geschütze, denen wir so große Erfolge verdanken, und ohne die Erfindung der modernen Sprengmittel hätten wir nicht die furchtbaren Geschosse dazu. Aber auch auf anderen Gebieten hat die Chemie Großartiges erreicht. So zaubert sie aus scheinbar wertlosen Abfällen die herrlichsten Farbstoffe und wertvolle Heilmittel hervor und läßt aus unscheinbarem Rohmaterial funktende Gesteine entstehen. Sie gewinnt Gold aus dem Meere und macht aus Baumwolle und Kupferoxydammoniak künstliche Seide, die an Glanz und Haltbarkeit der natürlichen gleicht. Alle diese Fragen behandelt der unsern Lesern wohl schon bekannte Verfasser in leicht verständlicher, äußerst anregender Weise, so daß man mit Vergnügen in dem Bändchen studiert.

# Mit Mikroskop und Kamera

## Beiblatt zum „Mikrokosmos“

Dieses Beiblatt berichtet über alle Fortschritte der Mikrophotographie und leitet zu mikrophotographischen Arbeiten an; vor allem aber dient es zur Veröffentlichung guter Mikrophotographien mit oder ohne begleitenden Text, die unsere Leser andern zugänglich machen wollen. Wir nehmen entsprechende Einwendungen gern entgegen. Die Veröffentlichung erfolgt nach Maßgabe des verfügbaren Raumes.

### Die Selbstanfertigung eines mikrophotographischen Apparats. Nebst Anleitung zum Gebrauch.

Von Dr. Alois Czepa.

Mit zahlreichen Abbildungen.

Man begegnet in den Kreisen der Amateur-Photographen und nicht weniger oft unter den Mikroskopikern immer noch der Ansicht, daß das Photographieren mikroskopischer Objekte große Schwierigkeiten bereite und außer dem Besitz von teureren, komplizierten Apparaten auch noch große Sachkenntnis zur Voraussetzung habe. Diese Ansicht ist falsch. Die Mikrophotographie kann nicht nur mit den einfachsten Apparaten betrieben werden, sie stellt auch an die Kenntnis und Praxis des Photographen weit geringere Anforderungen als die Makrophotographie, da, um nur einen Punkt zu erwähnen, die Lichtverhältnisse bei der Mikrophotographie stets dieselben sind, während bekanntlich gerade die Belichtung das Schmerzenskind auch des erfahrenen Landschafts- oder Porträt-Photographen ist.

Daß diese falsche Meinung über die Mikrophotographie entstehen konnte, daran tragen nicht zuletzt die käuflichen Apparate Schuld, die sich meist durch einen so hohen Preis auszeichnen, daß die Anschaffungskosten für viele die

Beschäftigung mit der Mikrophotographie ausschlossen. Und doch zeigt eine einfache Betrachtung des Wesens der Mikrophotographie den durchaus einfachen Bau eines derartigen Apparates und führt uns zu der Erkenntnis, daß man einen durchaus brauchbaren Apparat mit Leichtigkeit und ohne besondere Kosten sich selbst anfertigen kann.

Hierzu eine leichtfaßliche Anleitung zu geben, ist der Zweck dieser Zeilen. —

Ich glaube aber, nicht früher mit der Beschreibung des Apparates beginnen zu dürfen, bevor wir uns nicht die Theorie der Mikrophotographie, die Gesetze, die das Zustandekommen des Bildes auf der Platte bedingen, klargemacht haben, da sich die Einrichtung des Apparates und seine Bedienung daraus von selbst ergeben. Und da eine unverständliche Zeile ein größeres Unrecht des Autors gegen die Leser ist, als viele Seiten, die dem Fortgeschrittenen überflüssig erscheinen, so wollen wir nach der idealen Lehrmethode, die nichts voraussetzt, vom Anfang beginnen.

#### I. Theoretische?

„Ohne Theorie ist Praxis nur Routine, geboren aus der Gewohnheit; die Theorie allein kann Erfindungen hervorbringen.“  
Pasteur.

Sowohl das Mikroskop, als auch der photographische Apparat beruhen auf der Eigenschaft der Linsen, das Licht in einer ganz bestimmten Art und Weise zu brechen. Und zwar kommen bei den genannten Instrumenten Linsen zur Verwendung, die entweder auf einer oder auf beiden Seiten Kugelflächen angeschliffen haben, also nach außen gewölbt sind und mit dem Namen Konvexlinsen oder nach ihrem Verhalten gegen Lichtstrahlen als Sammellinsen bezeichnet werden.

Stellen wir im verdunkelten Zimmer eine größere Sammellinse und in einiger Entfernung davon eine brennende Kerze auf, so daß die Flamme beiläufig in derselben Höhe ist wie der Mittelpunkt der Linsenscheibe, so werden die Lichtstrahlen, die die Kerze auf die Linse sendet, durch diese hindurchgehen und sich auf der anderen Seite wieder vereinigen, so daß dort ein Bild der Kerzenflamme entsteht, wie uns ein Blatt weißes Papier lehren kann (Abb. 1). Wenn wir in der Geraden weitergehen, die durch

Flamme und Linsenmittelpunkt gebildet ist, so wird es uns ein leichtes sein, das Bild zu finden.

Durch Verändern der Entfernung der Kerze von der Linse ist es möglich, eine Stellung zu finden, in der das Bild genau so groß ist, wie die Flamme selbst. Rücken wir mit der brennenden Kerze von der Linse weg, so wan-

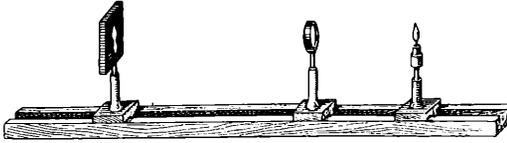


Abb. 1.

dert das Bild gegen die Linse zu und wird kleiner und kleiner und nähert sich dem Punkt, den man als Brennpunkt bezeichnet, weil in diesem Punkt die Sonnenstrahlen gesammelt werden, sich hier also Licht und Wärme konzentrieren. — Rücken wir aber mit der brennenden Kerze der Linse näher, so wird das Bild rasch größer und geht weit von der Linse weg.

Es gibt also auf der Achse der Linse (so nennt man nämlich die Gerade, die durch den Mittelpunkt der Linse geht) verschiedene Punkte von ganz bestimmten Eigenschaften, und es ist selbstverständlich, daß man diese Punkte besonders bezeichnet.

Einen Punkt haben wir schon als Brennpunkt kennen gelernt. Seine Entfernung von der Linse wird als Brennweite bezeichnet. Die Brennweite ist nicht für alle Linsen gleich; sie ist abhängig von der Krümmung der Flächen und von dem Material. Jede Linse hat natürlich zwei Brennpunkte und zwei Brennweiten, nämlich auf jeder Seite eine, die, wenn

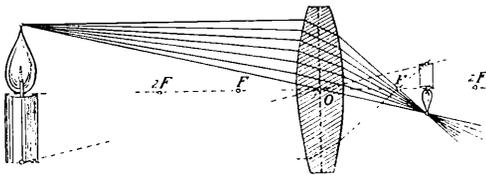


Abb. 2.

die beiden Linsenflächen gleich gekrümmt sind natürlich gleich sind.

Außer dem Brennpunkt sind ferner noch jene Punkte der Achse von Wichtigkeit, die auf jeder Seite doppelt so weit wie die Brennpunkte vom Linsenmittelpunkt entfernt liegen und sich dadurch auszeichnen, daß in einem das Bild erscheint, wenn in dem andern der Gegenstand steht. Es ist die einzige Stellung, in der Gegenstand und Bild gleich groß sind. Wir

bezeichnen die Entfernung dieser Punkte von der Linse als doppelte Brennweite.

Versuchen wir einmal, uns die verschiedenen Stellungen von Gegenstand und Bild durch einfache Konstruktionen klarzulegen. Wenn wir die Gesetze der Lichtbrechung berücksichtigen, können wir ohne weiteres sofort zu jeder Stellung des Gegenstandes das entsprechende Bild konstruieren. Die Gesetze, deren Kenntnis wir zur Konstruktion benötigen, haben wir bereits bei unseren Versuchen gefunden. Sie lauten:

1. Jeder Strahl, der durch den Linsenmittelpunkt geht, geht ungebrochen durch. — Wenn wir diesen Satz auch nicht direkt ausgesprochen haben, so haben wir ihn doch als selbstverständlich angenommen, wie die Achse, die wir durch die Linse gezogen haben, beweist.
2. Jeder Strahl, der durch den Brennpunkt geht, tritt parallel der Achse aus der Linse aus.

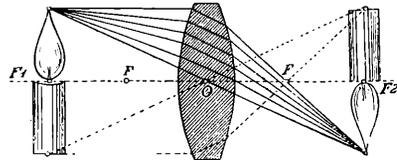


Abb. 3.

3. Jeder Strahl, der parallel zur Achse auf die Linse auffällt, geht durch den Brennpunkt.

Mit diesen drei Gesetzen können wir zu jeder Stellung des Gegenstandes das entsprechende Bild konstruieren. Als Grundlage jeder Konstruktion dient die Linse, die wir uns der Einfachheit der Zeichnung halber ganz dünn vorstellen und durch den Mittelstrich ersetzt denken, dann die horizontale Achse mit den Punkten  $F$  = Brennpunkt und  $2F$  = doppelte Brennweite.

Betrachten wir nun den Fall: Der Gegenstand steht außerhalb der doppelten Brennweite. Wir zeichnen die notwendigen drei Strahlen. Der erste geht von der Spitze der Kerze, die den Gegenstand darstellen soll, parallel zur Achse bis zur Linse und wird hier so gebrochen, daß er auf der anderen Seite durch den Brennpunkt geht. Der zweite Strahl geht von der Spitze der Kerze durch den Brennpunkt auf derselben Seite bis zur Linse und tritt auf der anderen Seite parallel zur Achse aus. Die beiden gezeichneten Strahlen schneiden einander in einem Punkt, das

heißt, in diesem Punkte muß das Bild der Kerzen-  
spitze entstehen. Wir benötigen zur Vollendung  
des Bildes nur noch den Punkt, wo das Kerzen-  
ende als Bild erscheint. Da aber das Kerzen-  
ende in der Achse liegt, diese aber durch den

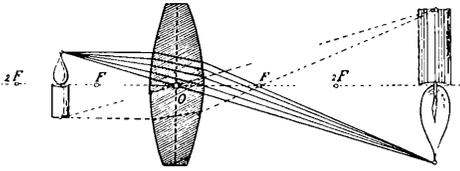


Abb. 4.

Mittelpunkt ungebrochen durchgeht, so werden  
wir das Bild der ganzen Kerze erhalten, wenn  
wir von dem erhaltenen Punkt eine Normale  
auf die Achse ziehen. Vergleichen wir nun Bild  
und Gegenstand, so finden wir, daß das Bild  
verkehrt, verkleinert zwischen einfacher und  
doppelter Brennweite steht.

Gehen wir nun mit der Kerze näher an  
die Linse heran, so rückt, wie wir uns durch  
die Konstruktion überzeugen können, das Bild  
von der Linse weg und nimmt an Größe zu.

Der Gegenstand steht in der dop-  
pelten Brennweite. Die Konstruktion er-  
gibt, wie der Versuch schon zeigte, ein gleich  
großes Bild in der doppelten Brennweite der  
anderen Seite.

Der Gegenstand steht zwischen der  
einfachen und doppelten Brennweite.  
Das Bild rückt über die doppelte Brennweite  
hinaus und ist bedeutend vergrößert; und geht  
man mit dem Gegenstand nahe an den Brenn-  
punkt heran, so rückt das Bild sehr weit hinaus  
und nimmt ganz bedeutend an Größe zu.

Steht der Gegenstand im Brenn-  
punkt, so treten, wie auch der Versuch zeigt,

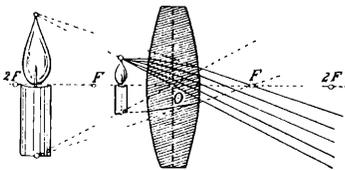


Abb.

alle Strahlen parallel aus. Es kommt kein Bild  
mehr zustande, oder, wenn wir wollen, unend-  
lich groß und unendlich weit.

Und rückt der Gegenstand in die  
einfache Brennweite, so ergibt die Kon-  
struktion keinen Schnittpunkt der Strahlen  
mehr; es kommt kein Bild mehr zustande, da  
die Strahlen anstatt einander zu schneiden, aus-  
einanderlaufen. Der weiße Auffangschirm

bleibt auch im Versuch leer. Bringen wir aber  
an die Stelle des Schirmes unser Auge, so  
sehen wir, nicht wie bei den früheren Versuchen,  
die Kerzenflamme verkehrt, sondern aufrecht  
und vergrößert. Die Linse erzeugt wohl kein  
Bild mehr, sie wirkt aber jetzt als Vergröße-  
rungsglas, als Lupe. —

Überblicken wir noch einmal kurz die Fälle,  
die bei einer Sammellinse möglich sind:

- |   |  |
|---|--|
| I. Gegenstand außerhalb<br>der doppelten Brenn-<br>weite. (Abb. 2.)         | Bild zwischen einfacher und<br>doppelter Brennweite, ver-<br>kehrt, verkleinert. |
| II. Gegenstand in der<br>doppelt. Brennweite.<br>(Abb. 3.)                  | Bild in der doppelt. Brenn-<br>weite, verkehrt, gleichgroß.                      |
| III. Gegenstand zwischen<br>einfacher u. doppelter<br>Brennweite. (Abb. 4.) | Bild außerhalb der doppel-<br>ten Brennweite, verkehrt,<br>vergrößert.           |
| IV. Gegenstand im Brenn-<br>punkt.  | Bild im Unendlichen, alle<br>Strahlen treten parallel<br>aus.                    |
| V. Gegenstand innerhalb<br>der einfachen Brenn-<br>weite. (Abb. 5.)         | Kein Bild mehr. Das Auge<br>sieht den Gegenstand ver-<br>größert. Lupe.          |

Sowohl Mikroskop als auch photographi-  
scher Apparat verwenden Sammellinsen, und  
da außer den genannten fünf Fällen kein an-

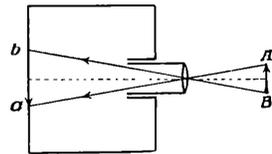


Abb. 6.

derer Fall möglich ist, so müssen wir unter  
ihnen die entsprechenden finden.

Wie jeder weiß, entwirft die Linse oder  
in den meisten Fällen das Linsensystem des  
photographischen Apparates ein verkehrtes, ver-  
kleinertes Bild des aufzunehmenden Gegen-  
standes auf der Mattscheibe. Und wenn wir  
unter den Fällen nachsehen, so erkennen wir  
gleich den ersten Fall als den Fall des photo-  
graphischen Apparates: der Gegenstand außer-  
halb der doppelten Brennweite (Abb. 6). Wir  
ersehen das auch daraus, daß wir den Balgauzug  
um so mehr verlängern müssen, je näher der zu  
photographierende Gegenstand der Kamera ist  
und Aufnahmen von ganz nahen Gegenständen mit  
einem gewöhnlichen Apparat wegen zu kurzen  
Balgauzuges überhaupt nicht zu machen sind.  
Wollen wir Bilder von gleicher Größe machen,  
so muß die Kamera mit dem „doppelten Bo-  
denanzug“ ausgerüstet sein, da ja das Bild  
erst in der doppelten Brennweite gleich groß  
erscheint.

Hat es sich beim photographischen Apparat darum gehandelt, von größeren Gegenständen kleinere Bilder zu bekommen, so ist beim Mikroskop das Gegenteil der Fall. Hier sind kleine, meist ganz kleine Gegenstände zu vergrößern. Eine einfache Vergrößerung ist die Vergrößerung der Lupe, der Gegenstand in der einfachen Brennweite (Abb. 7). Diese Vergrößerung hat aber sehr bald eine Grenze. Sie kann

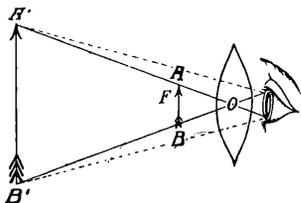


Abb. 7.

nie sehr groß sein, da sie von der Krümmung der Linsen abhängt und stark gekrümmte Linsen die Bilder zu stark verzerren. Deshalb ist die Linse nur für größere Gegenstände als Vergrößerungsglas zu gebrauchen.

Für das Mikroskop kommt ein anderer Fall, nämlich Fall III, in Betracht. Der Gegenstand steht nahe dem Brennpunkt zwischen einfacher und doppelter Brennweite, das Bild ist stark vergrößert außerhalb der doppelten. Außer dieser Linse, beim Mikroskop wie beim photographischen Apparat Objektiv genannt, finden wir beim Mikroskop noch eine zweite Linse am entgegengesetzten Ende des Tubus (Rohres), wegen ihrer Stellung zum Auge Okular genannt. Die Bedeutung dieser Linse zeigt deutlich die Abb. 8, die den Strahlengang im Mikroskop darstellt. Das Okular ist so in das Rohr eingesetzt, daß das vom Objektiv entworfene Bild in die einfache Brennweite des Okulars fällt, das Okular also als Lupe wirken muß.

Sowohl beim photographischen Apparat wie beim Mikroskop entwirft das Objektiv allein ein Bild, und wie beim photographischen Apparat kann auch beim Mikroskop das Bild auf einer Mattscheibe aufgefangen werden. Das Okular ist nur da, um das Bild auch ohne Mattscheibe sichtbar zu machen und noch zu vergrößern, entfernen wir es aber und bringen an seiner Stelle Milchglas oder dünnes Pauspapier an die Tubusöffnung, so werden wir bei entsprechender Einstellung (die wir durch Probieren leicht finden) ohne weiteres das Bild des Gegen-

standes wahrnehmen können, allerdings nur in der Größe, die der Tubusweite entspricht.

Es ist wohl nicht mehr nötig, noch hinzuzufügen, daß hiermit das Wesen des mikrophotographischen Apparates gegeben ist. Um Mikrophotographien herzustellen, braucht man also nicht teure Nebenapparate, sondern nur ein Mikroskop, und von dem muß man noch das Okular entfernen (Abb. 9). Der mikrophotographische Apparat ist also nicht, wie man so oft unrichtig annimmt, eine Kombination zwischen Mikroskop und photographischen Apparat, sondern bloß ein Mikroskop, bei dem man die vom Objektiv entworfenen Bilder nicht durch das Okular betrachtet, sondern auf einer Mattscheibe, bezw. auf einer lichtempfindlichen Platte, auffängt. Da das Bild, das wir durch Bedecken der Tubusöffnung mit der Mattscheibe erhalten, jedoch zu klein ist, das Bild aber, wie wir aus der Figur erkennen, immer größer wird, je weiter wir die Mattscheibe vom Objektiv entfernen, so werden wir an den Tubus einen trichterförmigen Anfaß machen müssen, der an dem einen Ende

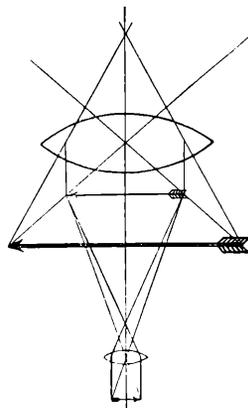


Abb. 8.

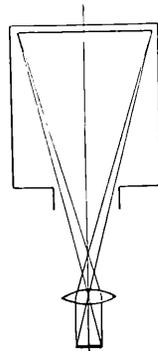


Abb. 9.

lichtdicht am Tubus anschließt, am anderen Ende eine Einrichtung zur Aufnahme von Mattscheibe und Platten trägt.

Dieser Anfaß und das Gestell, das ein Befestigen am Mikroskop gestattet, wird gewöhnlich als mikrophotographischer Apparat bezeichnet. Da er keine Optik enthält, so kann seine Anfertigung für den nur einigermaßen Geschickten keine Schwierigkeiten bereiten und auch das Arbeiten mit ihm, die Herstellung der Photographien, ist sehr einfach, wenn man über die Anfaßgründe der Photographie überhaupt unterrichtet ist.

# Mikrosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 4/5

## Das Studium der Myxomyceten.

Von Prof. Dr. W. Migula.

### I. Die Entwicklung von der Spore bis zum Plasmodium.

Die Myxomyceten oder Schleimpilze (Myxozoa, Myxogasteres, Pilztiere) führen im allgemeinen ein ziemlich unauffälliges Leben und nur in vereinzelten Fällen wird man auf ihr Dasein aufmerksam. Wer sie nicht sucht, wird in den meisten Fällen achtlos an ihnen vorübergehen, trotzdem sie des Interessanten so außerordentlich viel bieten.

Schon daß sie von den Forschern bald zu den Tieren, bald zu den Pflanzen gestellt wurden, zeigt, daß wir es hier mit merkwürdigen Wesen zu tun haben, in denen sich Charaktere der beiden großen Stämme der Lebewesen vereinigen. Und wenn man sie heute auch an den Anfang der Pilzreihe stellt, so muß doch hervorgehoben werden, daß sie mit den eigentlichen Pilzen sehr wenig Verwandtschaft haben und nur in der Bildung der Fortpflanzungsorgane an jene erinnern, während sie während ihrer Vegetationszeit sich in vieler Hinsicht sehr ähnlich gewissen niederen Tieren, den Rhizopoden, und zwar deren höchst entwickelten Formen, den Heliozoen, Thekamöben und Foraminiferen, verhalten.

Bei dieser zwiefachen Natur ist auch eine Charakterisierung der Gruppe nicht ganz einfach. Die beste hat wohl neuerdings Lister (5<sup>1</sup>) gegeben: „Organismen, die mit Zellwand versehene Sporen erzeugen. Aus diesen entwickeln sich bei der Keimung amöboide Schwärmzellen, die sehr rasch eine Geißel erhalten, sich durch Teilung vermehren und sich dann zu Plasmodien mit rhythmischen Plasmaströmungen vereinigen. Aus den Plasmodien entstehen später Früchte, die aus Stützevorrichtungen und Sporen bestehen. Die Früchte stellen bei den Endosporeen Sporangien dar, die in ihrem Innern Sporen und

gewöhnlich Faserfäden (Capillitium) entwickeln, bei den Exosporeen dagegen treten Sporenträger auf, die an ihrer Oberfläche zahlreiche Sporen tragen.“

Gehen wir bei der Betrachtung der Entwicklung der Schleimpilze von den Sporen aus, so finden wir diese in Form sehr kleiner, natürlich nur mikroskopisch sichtbarer Körper von meist kugelförmiger, eiförmiger, ellipsoidischer oder linsenförmiger Gestalt, farblos oder meist violett oder braun gefärbt. Die meisten sind nicht glatt, sondern tragen verschiedenartige Skulpturen auf der Sporenmembran, feine Stacheln, Warzen, Leisten, die meist negartig verbunden sind, oft auch nur über einen Teil der Sporenoberfläche reichen; im allgemeinen haben die Sporen einen Durchmesser von 5–13  $\mu$ , bei einigen Arten kommen etwas größere, selten noch kleinere vor. Der Sporeinhalt besitzt im allgemeinen nur einen Zellkern, nur bei Ceratiomyxa kommen vier Kerne vor.

Die Sporen keimen leicht, selbst in ganz reinem, destilliertem Wasser, besser noch in Abkochungen von organischen Stoffen, z. B. auf stark verdünntem Extrakt aus Bohse, Heu, Stengeln von Vicia Faba und ähnlichen Stoffen, in einigen Fällen schon nach einer halben Stunde, in anderen erst nach Tagen, das kommt auf die Art und auf die ihr mehr oder weniger zuzugende Nährflüssigkeit an. Als nicht geeignet erwies sich nach Constantineanu (2) die Knopsche Nährlösung. Um die Keimung zu beobachten, wird man am einfachsten in der Weise verfahren, daß man einen Tropfen der Nährlösung auf ein zuvor durch die Flamme gezogenes und wieder erkaltetes Deckglas bringt, mit geglüheter und erkalteter Nadel einen Fruchtkörper aufsticht und die anhaftenden Sporen in den Tropfen überträgt. Das Deckglas wird dann

<sup>1</sup>) Die Ziffern beziehen sich auf das Literaturverzeichnis am Schluß der ganzen Arbeit.

auf ein Papprahmchen von passenden Dimensionen mit dem Tropfen nach unten gelegt, und mit diesem auf einen Objektträger, um die Entwicklung unter dem Mikroskop verfolgen zu können. Man wählt dabei am besten eine Pappe von etwa 1½ mm Dicke, schneidet eine Anzahl viereckige Stücke, etwas größer als die zu benutzenden, nicht zu kleinen Deckgläschen und schneidet mit dem Messer in die Stücke ein quadratisches Loch in einer Größe, daß das aufgelegte Deckglas nach jeder Richtung etwa 2 bis 3 mm aufliegt. Das Deckglas selbst wird, soweit es auf dem Papprahmen aufliegt, mit etwas Baselin bestrichen und dann auf den Rahmen festgedrückt. Der Papprahmen läßt sich anfeuchten und bewirkt so, daß der kleine Flüssigkeitstropfen auf dem Deckglas nicht verdunstet, auch wenn die Beobachtung einmal längere Zeit andauert. So kann man sich auf die einfachste Weise eine feuchte Kammer herstellen, die bei einiger Aufmerksamkeit wochenlang Dienste tut und vor den Kammern mit festen Glaszellen den Vorzug hat, daß bei hinreichendem Feuchtgehalten des Papprahmens nie ein Verdunsten des Tropfens eintritt. Beschlägt der Objektträger, so nimmt man den Papprahmen mit dem Deckglas ab und setzt beides nach Abwischen des Objektträgers wieder auf.

Die Keimung der Sporen wird gefördert, wenn sie vorher vollständig ausgetrocknet waren und längere Zeit gelegen hatten, oder wenn man sie mit der feuchten Kammer für kurze Zeit auf 37° C erwärmt und dann bei Zimmertemperatur stehen läßt. Ein langes Verweilen bei 37° C wirkt dagegen ungünstig. Ebenso wirkt eine zu starke Konzentration der Nährstoffe ungünstig, und vielfach ist dies die Ursache, weshalb so oft Versuche, Schleimpilzsporen zum Keimen zu bringen, fehlgeschlagen sind. Allerdings scheinen gerade die hauptsächlichsten Arten, z. B. die allgmein verbreitete Lohblüte (*Fuligo septica*), Sporen zu besitzen, die aus uns noch unbekanntem Gründen schwer zum Keimen zu bringen sind. Gelingt es nicht, dann wird man versuchen, Nährlösungen und Konzentration so lange zu ändern, bis man mit Sicherheit annehmen kann, daß hieran nicht die Schuld liegt. Vielleicht hilft dann ein längeres Austrocknen der Sporen oder vorhergehendes Erwärmen auf 50° C für einige Minuten usw., die Verschiedenheit der einzelnen Arten hierin ist so groß, daß sich nicht allgemein gültige Regeln geben lassen.

Aus der keimenden Spore tritt eine eifernige, nackte, d. h. membranlose, Zelle hervor, die entweder erst nach kurzer Ruhezeit

(Reticulariatypus) eine Geißel entwickelt, oder diese schon beim Heraustrreten aus der Sporenmembran besitzt (Didymiumtypus). Jedenfalls sind alle Keimzellen gleich oder bald nach dem Hervortreten aus der Sporenmembran schwärmfähig und gleichen in diesem Zustand den Monaden, weshalb sie auch als Myxomonaden bezeichnet werden. Dabei sind die Myxomonaden gleichzeitig auch — bei den einzelnen Arten in verschiedenem Grade — metabolisch, d. h. ihr Körper nimmt verschiedene Gestalten an, zieht sich zusammen oder streckt sich usw.

Untersucht man eine solche Schwärmzelle näher, so zeigt sich, daß sich die Geißel in einen ungefähr birnförmigen, helleren Körper fortsetzt, der in den Plasmaleib hineintaucht und den Zellkern enthält; am Grunde der Geißelbasis befindet sich ein helles, stark lichtbrechendes Knötchen, das als Zentrosom zu betrachten ist und bei der Teilung eine Rolle spielt. Schon diese Schwärmer können sich teilen, wobei der Kern indirekte Teilung zeigt und über den neuen Tochterkernen die jungen Geißeln entstehen. Die Zahl der Chromosomen sowohl in diesen Tochterzellen als in den ursprünglichen Schwärmern beträgt acht. Der Schwärmzustand dauert bei den einzelnen Arten sehr verschieden lange Zeit, wenige Stunden bis drei Tage. Dann werden die Schwimmbewegungen langsamer und dafür die Gestaltveränderungen auffallender, die Geißel verschwindet, und die Zelle gleicht einer Amöbe und wird in diesem Zustande als Myxamöbe bezeichnet.

Die Myxamöben bewegen sich kriechend auf einem Substrat vorwärts, strecken, wie die echten Amöben, Fortsätze (Pseudopodien) aus, denen oft der ganze Körper nachfließt, während andere wieder eingezogen werden. Auch sie vermehren sich in ganz ähnlicher Weise durch Teilung, und zwar so schnell, daß nach Zahn (4) von einer Spore nach drei Tagen über 200 Abkömmlinge vorhanden sein können. Sie nehmen während dieses Zustandes nicht nur gelöste Stoffe auf, sondern auch feste, besonders Bakterien.

Nach einiger Zeit treten nun zwischen den Amöben auch die ersten Plasmodien auf, die den vegetativen Zustand des Schleimpilzes repräsentieren, in dem er wächst und sich zur Fruchtbildung vorbereitet. Die ersten Plasmodien sind offenbar einkernig, aber im Gegensatz zu den vorher besprochenen Myxomonaden und Myxamöben haben ihre Kerne die doppelte Zahl von Chromosomen, nämlich 16, was darauf hindeutet, daß ein geschlechtlicher Vorgang, die Kopulation zweier Myxamöben, dem Auftreten der Plas-

modien vorhergeht. Man hat bisher angenommen, daß sich Amöben in beliebiger Zahl miteinander vereinigen können und ein Plasmodium bilden; nach Zahns Beobachtung über die Chromosomenzahl ist dies jedoch nicht der Fall, vielmehr treten auch hier, wie andernwärts, nur zwei Zellen zu dem Geschlechtsakt zusammen. Die Beobachtung dagegen, daß mehrere amöboide Schleimzustände sich miteinander vereinigen, zusammenschließen, ist an sich richtig, nur handelt es sich dabei nicht um Myxamöben, sondern schon um kleine Plasmodien. Auch fließen Plasmodien nicht einfach mit Myxamöben zusammen, sondern die letzteren werden von den Plasmodien umflossen und gefressen, auch wenn sie der eigenen Art angehören.

Die Plasmodien sind ebenfalls nackte Plasmamassen, ungefähr von der Beschaffenheit guten Schlagrahms; sie stellen eine vielkernige Masse mit zahlreichen Vakuolen und Einschlüssen der verschiedensten Art dar, kein Individuum, dem ein Teil fehlt, wenn etwas davon weggenommen wird. Im Gegenteil, oft fließen sie, wenn ein Hindernis sich entgegenstellt, auseinander, ebenso wie sich mehrere Plasmodien, die sich bei ihrem Herumkriechen zufällig begegnen, ohne weiteres miteinander vereinigen können. Demgemäß ist auch ihre Größe eine ungemein verschiedene; bei *Fuligo septica* kann ein einziges Plasmodium mehr als 1 m<sup>2</sup> bedecken, während es andererseits voll entwickelte Plasmodien von nur wenigen Quadratmillimetern Ausdehnung gibt. Fast alle sind weiß oder gelb, rotbraun usw. gefärbt, farblose, d. h. wasserhelle, kommen wohl kaum vor.

Die Plasmodien sind in fortwährender Bewegung begriffen, nicht nur in ihrem Innern findet eine immerwährende Strömung, ein Durcheinandervirbeln der Kerne, Vakuolen und Einschlüsse statt, sondern auch die ganze rahmartige Masse kriecht im Substrat oder auf demselben umher. Die letztere Bewegung ist meist nicht sehr schnell, so bei *Didymium complanatum* 0,4 mm, bei *Stemonitis fusca* 0,15 mm in der Minute, dagegen erscheinen unter dem Mikroskop die Strömungen im Innern oft sehr rasch, wobei natürlich zu berücksichtigen ist, daß die Schnelligkeit durch das Mikroskop ebenso vergrößert wird, wie das Objekt. Beobachtungen lassen sich sehr leicht anstellen, wenn man kleine Mengen eines Plasmodiums auf ein vorher leicht angefeuchtetes Deckglas bringt und dieses in der feuchten Kammer untersucht.

In diesen Plasmodien findet man meist die verschiedensten Einschlüsse von toten und leben-

den organischen Körpern, auch von anorganischen Stoffen. Die meisten Beobachter stimmen darin überein, daß die Plasmodien sich saprophytisch ernähren und lebende Organismen zwar umfließen und in sich aufnehmen, aber nicht verzehren und nach längerer oder kürzerer Zeit unverdaut wieder ausstoßen. Allein durch Listers Beobachtungen ist wohl sichergestellt, daß wenigstens die Myxomonaden und namentlich die Myxamöben Bakterien verdauen und daß nach Zahn die jungen Plasmodien imstande sind, Amöben der eigenen Art zu umfließen und aufzufressen. Ich möchte nach eigenen Beobachtungen annehmen, daß auch mitunter kleine Algenzellen das gleiche Schicksal teilen, wobei allerdings vielleicht ein Absterben der Algenzellen infolge von Sauerstoffmangel im Innern des Plasmodiums vorlag. Jedenfalls werden aber die einmal toten Zellen wohl vom Plasmodium ausgelaugt werden.

Im allgemeinen führen die Plasmodien im Innern organischer Stoffe, unter Laub, Nadelstreu, faulem Holz, unter der Rinde von Baumstümpfen, in der Gerberlohe usw. ein wenig auffälliges Dasein, und man sieht sie gewöhnlich erst, wenn sie zur Fruchtbildung das Substrat verlassen, bezw. an dessen Oberfläche kriechen. Da die Plasmodien während ihrer vegetativen Entwicklung im allgemeinen lichtschüchtern sind und sich, ans Tageslicht gebracht, bald wieder in das Innere des Substrats oder auf dessen dunkle Unterseite zurückziehen, so nimmt man an, daß sich vor Beginn der Fruchtbildung eine entgegengesetzte Reaktion dem Licht gegenüber einstellt, daß die Plasmodien positiv phototaktisch werden, während sie vorher negativ waren. Indessen treten auch bei völliger Verdunkelung ähnliche Erscheinungen ein, so daß das Licht nicht die alleinige Ursache dieses verschiedenen Verhaltens sein kann. Jedenfalls spielen noch andere Reize, z. B. verschiedene Feuchtigkeitsverhältnisse usw., mit.

Die negative Entwicklung von dem Keimen der Spore bis zur beginnenden Fruchtkörperbildung dauert bei den Schleimpilzen sehr verschieden lange Zeit und scheint nicht nur nach der Art verschieden zu sein, sondern hängt auch sehr wesentlich von den Witterungs- und Ernährungsverhältnissen ab. Bei lange Zeit sehr trockenem Wetter vermögen die Plasmodien nicht genügend gelöste Stoffe aufzunehmen und entwickeln deshalb erst sehr viel später ihre Fruchtkörper. Constantineanu konnte beispielsweise bei *Didymium effusum* in einem Extrakt von *Zea Mays* feststellen, daß sich drei Tage nach der

Ausfaat Plasmodien zu bilden begannen und nach weiteren zwölf Tagen Fruchtkörper entstanden; bei dieser Art schwankte in verschiedenen Versuchen die Vegetationsdauer zwischen 9 und 16, bei *Physarum didermoides* zwischen 16 und 60 Tagen.

Im allgemeinen bewähren sich aber flüssige Nährböden nicht zur Plasmodien- und Fruchtkörperbildung. Nach Constantineanu eignen sich Lohse und zweiprozentiges Agar mit Zweigen von *Vicia Faba*, Lohse, Körnern von *Zea Mays*, *Dipsakusblättern*, Kiefernadeln, Eichen, Extrakten aus Heu und Polyporusarten, außerdem Bimstein getränkt mit Knopscher Nährlösung, 1%, Dextrin 5% und Glucose 2,5% oder ähnliche Lösungen. Ich habe am meisten in Verwendung begriffenes, aber noch nicht völlig zerfallenes Laub und Nadelstreu, auch vermodernde Rinde verwendet, die in feuchtem Zustande zwischen hohe Petri-schalen (in nicht zu dicker Schicht, etwa 1—2 cm hoch) gelegt und dann eine Stunde lang im Dampfstrom sterilisiert wurden. Die Zahl der Arten, die ich in dieser Hinsicht untersuchen konnte, war nicht groß, indes konnte ich einige besonders gut auf Laub und Rinde zur Entwicklung bringen, wenn letztere nicht sterilisiert waren. Am besten eignen sich zu diesen Kulturen hohe Petri-schalen, d. h. Glasschalen von etwa 9 cm Durchmesser und 5 cm hohem Rand und einer ähnlichen, aber etwas größeren Schale mit 2 cm hohem Rande als Deckel.

Will man Agarlösung als Nährboden verwenden, so bringt man die zweiprozentige Agarlösung (etwa 10 ccm) verflüssigt in die Petri-schalen und dazu einige Schnitzel des Körpers, den man zusetzen will, Stengelstückchen von *Vicia Faba*, Lohse, Nadeln usw. Bei Zusatz von Lösungen untermischt man diese direkt mit dem verflüssigten Agar. Sterilisiert man nicht, so wird sich in manchen Fällen die Schimmelbildung unangenehm bemerkbar machen, während Bakterien sich meist weniger stark entwickeln, weil sie wenig geeignete Nährstoffe vorfinden. Außerdem scheint für die Entwicklung der aus den Sporen geschlüpften Schleimpilzkeime eine gewisse Menge von Bakterien sogar günstig zu sein, da sie nach neueren Beobachtungen davon leben. Zweifellos sind Bakterien aber für manche Arten, z. B. *Stemonitis fusca*, nicht zur Entwicklung notwendig, denn diese Art konnte ich auf Agar mit Rindenextrakt völlig bakterienfrei aus Sporen zu Plasmodien erziehen, ohne aber damals (vor etwa 15 Jahren) Fruchtbildung zu erhalten.

Die Gefäße stellt man nach der Einsaat der Sporen, die ebenso, wie oben beschrieben, gemacht wird, an einen möglichst gleichmäßig warmen Ort, bei Zimmertemperatur im Dunkeln auf. Eine vollständige Verjüngung ist nicht notwendig, nicht einmal erwünscht, es reicht aus, wenn eine dunkle Ecke des Zimmers dazu ausgefucht wird. Von Zeit zu Zeit revidiert man die Kulturen und sieht nach, ob die Plasmodien an die Oberfläche kommen und sich zur Fruchtbildung anschicken, was nach sehr verschieden langer Zeit, im allgemeinen nach 50—150 Tagen, geschehen wird. Dann können die Schalen auch etwas mehr Licht erhalten, ja nicht aber ans Fenster oder gar in die direkte Sonne gestellt werden, das würde meist ein Absterben oder eine Enzystierung des Plasmodiums und die Verhinderung der Fruchtkörperbildung zur Folge haben. Man muß auch deshalb von Zeit zu Zeit nachsehen, weil verhindert werden muß, daß die Kulturen etwa austrocknen. Liegt diese Gefahr vor, so kann man entweder ein kleines Flöckchen mit sterilem Wasser befeuchtete Watte in eine Ecke der Schale bringen oder über die Unterschale angefeuchtetes Fließpapier legen und mit dem Deckel festklemmen.

Leider sehr oft wird das gewünschte Resultat ausbleiben. Es werden sich zwar Schimmelpilze, auch manchmal andere Pilzarten entwickeln, aber keine Plasmodien oder Fruchtkörper von Schleimpilzen. In vielen Fällen wird man den Mißerfolg auf die Wahl des Nährsubstrats zurückführen können, denn wenn auch eine nicht geringe Anzahl von Schleimpilzen auf verschiedenen Nährsubstraten zur Entwicklung kommt, so gibt es auch Arten, die sehr wählerisch in der Ernährung sind. Schinz (7) führt einen besonders bezeichnenden Fall an: Aus England erhaltene Plasmodien machten sich sofort über Schnitzel einer ebenfalls aus England erhaltenen *Stereum*-Art her, ließen aber Schnitzel der gleichen Pilzart aus der Schweiz unberücksichtigt. Man wird also vielfach erst ausprobieren müssen und deshalb lieber gleich von Anfang an mit mehreren Substraten arbeiten. Auch dann darf man seine Hoffnungen nicht gleich zu hoch spannen; es kommt selbst vor, daß ein und dieselbe Art auf einem Substrat lange Zeit gut gedeiht und dann plötzlich auf demselben Substrat nicht mehr wachsen mag. Möglich, daß das Substrat, besonders, wenn man mit so komplizierten organischen Substanzen wie Lohse, verwesendes Laub usw. arbeitet, eben doch nicht ganz dasselbe war. Aber oft mag auch die Schuld an anderen, uns noch unbekanntem Ursachen liegen, vielfach

an dem Untersuchenden selbst, denn auch hier muß man lernen und erst bei längerer Beschäftigung mit diesem Gebiet wird man mit steigendem Erfolge arbeiten.

Sehr viel dankbarer ist die Kultur der Plasmodien bis zur Fruchtzeit, wenn man sie nicht aus Sporen erzieht, sondern sie in der Natur auffucht und sammelt. Wie schon erwähnt, treten die Plasmodien kurz vor Beginn der Fruchtbildung an die Oberfläche des Substrats und heben sich hier von dem meist stumpfen Untergrund durch ihre lebhafte Farbe ab. Man sucht nun die ganze Unterlage, Laub, Nadeln, Rinde, Moose usw. im Zusammenhang abzulösen und in einem Pappschächtelchen so unterzubringen, daß das Plasmodium freibleibt und nicht mit den Wänden des Gefäßes oder mit herumfallenden Teilen des Substrats in Berührung kommt. Wie man das am besten macht, muß die eigene Findigkeit dem Sammler sagen, oft kann man durch passend geschnittene Zweigchen die ganze Unterlage auf dem Boden der Schachtel festklemmen oder man wird den nicht vom Plasmodium überzogenen Rand der Unterlage mit Watte umlegen und darüber einen Deckel legen. Kleine Plasmodien habe ich mit der Unterlage auf ein Stück Pappe gelegt, etwas Watte um den Rand und darauf ein Uhrglas gebracht; auch in leeren Streichholzschachteln lassen sie sich unter Umständen ganz gut transportieren. Zu berücksichtigen bleibt aber, daß die Plasmodien äußerst empfindlich sind, da sie ja nur rahmartige Konsistenz besitzen und deshalb ihren ganzen Halt durch die Unterlage haben. Namentlich ist deshalb auch beim Transport der gesammelten Plasmodien die größte Vorsicht zu beobachten und die Schachteln oder sonstigen Behälter dürfen nicht umgekehrt und geschüttelt werden.

Obgleich die Plasmodien vor der Fruchtbildung empfindlicher sind als vorher und sich bei stärkeren Störungen mitunter enzymisieren, statt Früchte auszubilden, so wird es doch in den meisten Fällen auch gerade nicht besonders viel schaden, wenn man die Plasmodien nicht ganz so schön nach Hause bringt, als man sie draußen gefunden hat, sie lassen sich in der einmal eingeleiteten Fruchtbildung meist nicht stören, wenn auch der Zusammenhang zerrissen und das ganze Bild nicht mehr so einheitlich und schön ist, als wenn eine solche gewalttätige Störung nicht erfolgt wäre.

Zu Hause angekommen, bringt man die Plasmodien mit der Unterlage in die hohen Petrischalen und kann nun die Entwicklung der Fruchtkörper, die sich gewöhnlich schon vom folgenden Tage ab vollzieht, beobachten. Solches Material eignet sich dann auch besonders gut zur Anlage von Kulturen.

Was das Auffuchen von Schleimpilzen anbetrifft, so kann man Plasmodien besonders im Sommer bis Spätherbst, gelegentlich auch zu anderen Jahreszeiten finden, hauptsächlich bei anhaltend feuchter Witterung, während man bei langer Trockenheit wohl einmal ausgebildete Fruchtkörper, oft schon, wie bei Stemonitisarten, ohne Sporen, aber keine Plasmodien finden wird. Eine besondere Fundgrube für Schleimpilze sind Haufen alter Gerberlohe, in denen sich nicht nur die bekannte Lohblüte (*Fuligo septica*), sondern noch zahlreiche andere Arten finden. Im Walde findet man sie auf Laub, Nadeln, an morschem Holz, überhaupt auf allerlei modernen Pflanzenteilen. Die Plasmodien wandern aber vor der Fruchtbildung auch mitunter auf lebende Pflanzenteile, besonders auf Moose, und bilden hier ihre Früchte aus. In manchen Jahren findet man überhaupt wenig Schleimpilze, in anderen wieder große Mengen und ebenso kann eine Art viele Jahre an ein und demselben Ort vorkommen, um dann, scheinbar ohne äußere Ursache, zu verschwinden. So fand ich *Stemonitis fusca* an einem Punkt der Weinstraße bei Eisenach regelmäßig jedes Jahr in ziemlicher Menge, seit 1911 ist der zierliche Schleimpilz dort verschwunden; möglich, daß die große Dürre dieses Jahres an seinem Verschwinden schuld ist.

Die Plasmodien fallen durch ihre lebhafte Farbe dem Anfänger in Schleimpilzstudien meist viel mehr auf, als die in der Mehrzahl braun oder unscheinbar gefärbten und vom Substrat weniger abstechenden Fruchtkörper, deren Einsammlung einfacher ist und die zur Bestimmung der Art ohnehin nicht entbehrt werden können. Hat man daher erst die Fruchtkörper einiger Schleimpilze kennen gelernt, so wird man seine Aufmerksamkeit beim Sammeln besonders diesen zuwenden; auch hier muß das Sehen und Finden gelernt werden, der ungeschulte Blick gleitet über die unscheinbaren, kleinen Fruchtkörper hinweg, die dem, der sie kennt, sofort in die Augen fallen.

# Kristallstudien mit dem Polarisationsmikroskop.

Von P. Mehner.

Mit 9 Abbildungen.<sup>1)</sup>

Die Welt der Kristalle offenbart unter dem Mikroskop den ganzen Reichtum ihrer Formen, die in tausendfacher Mannigfaltigkeit — und doch strengen Gesetzen gehorchend — unser Auge erfreuen. Im polarisierten Licht gefeilt sich zu der

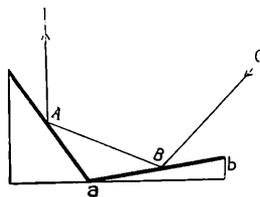


Abb. 1. Schema des Polarisators.

Schönheit der Form noch die Wirkung der Farbe, die uns zugleich einen Einblick in den inneren Aufbau des Kristalls gewährt. Im folgenden will ich einige Versuche beschreiben, die zu eigenem Suchen und Finden auf diesem Gebiet anregen sollen.

Für die Ausführung dieser Versuche reicht der von mir in Heft 10 des VII. „Mikrokosmos“-Fahrgangs beschriebene selbstgefertigte Polarisationsapparat vollkommen aus. Ich möchte an dieser Stelle nur einige kleine Änderungen am Polarisator erwähnen, die eine bedeutende Steigerung der Lichtstärke herbeiführen. Der Polarisator besteht nach Abb. 1 aus zwei Spiegeln A und B. Anfänglich benutzte ich zwei schwarze Spiegel; jetzt ersetze ich B durch einen gewöhnlichen Amalgamspiegel und bedecke den schwarzen Spiegel A mit einer dünnen Glasplatte gleicher Größe (abgewaschene Trockenplatte). Da die Farbercheinungen beim Drehen des Präparats wechseln und gerade dieser Wechsel wertvolle Aufschlüsse geben kann, ist ein drehbarer Objektisch von Nutzen, denn das Drehen aus freier Hand erfordert viel Übung. Da mein Instrument einen festen Tisch besitzt, habe ich mir vom Mechaniker einen einfachen Drehtisch anfertigen lassen, der auch die Benutzung des Kondensors gestattet. Abb. 2 zeigt einen Querschnitt durch den kreisrunden Tisch. Die Maße sind von Fall zu Fall festzustellen. Der Durchmesser des kurzen (etwa 5 mm langen) Rohres richtet sich nach dem Durchmesser der Tischöffnung, der Halbmesser des ganzen Drehtisches ist etwa 5 mm kleiner zu nehmen, als die Entfernung des Mittelpunktes der Tischöffnung von der Zuhlsäule beträgt. Der Tisch wird aus 1 mm starkem Messingblech gefertigt und mattschwarz lackiert. Beim Gebrauch wird zur Erzielung eines gleichmäßigen Ganges ein dünner Kartonring eingelegt (vgl. Abb. 2). Will man Drehungswinkel messen, so rikt man in den Lacküberzug des Drehtisches einen Durchmesser, legt eine Kartonscheibe mit Kreisteilung unter, bringt das Präparat in eine geeignete Lage, dreht die Teilscheibe, bis sich die gerigte Marke und der Nullpunkt der Teilung

decken und stellt die Teilscheibe mittels der Objektklappen fest. Nun kann durch weiteres Drehen die Messung erfolgen, die natürlich nur annähernde Werte liefert. Bei der Benutzung des Kondensors wird dieser aus seiner Fassung um soviel herausgeschraubt, wie die Dicke des Tisches samt Unterlage beträgt, also etwa 1,5 mm.

Um gute, helle, deutliche Bilder zu erreichen, müssen vor allem drei Forderungen erfüllt sein:

1. Sorge für gute Beleuchtung: Auch schwache Lichtquellen können gute Beleuchtung geben, wenn man bedenkt, daß die Lichtstärke mit dem Quadrat der Entfernung abnimmt. Schwache Lichtquellen sind also in ganz kurzer Entfernung und mit Benutzung einer Sammellinse oder noch besser einer Schusterkugel anzuwenden.

2. Sorge für gute Zentrierung: Die günstigste Stellung wird dann erreicht, wenn Lichtquelle und Schusterkugel in der Richtung des Strahles BC (Abb. 1) stehen. Kleine Abweichungen kann man dadurch ausgleichen, daß man den Neigungswinkel des Spiegels B verändert, indem man bei a oder b Holzstäbchen unter den Spiegel schiebt.

3. Suche mit möglichst geringen Vergrößerungen auszukommen. Je geringer die Vergrößerung, desto heller ist das Gesichtsfeld. Die Kristalle bedürfen höchstens einer 100fachen Vergrößerung, bei der man ohne Kondensor arbeitet. Mit Kondensor kann man bis auf 500fache Vergrößerung gehen.

Zur Herstellung unserer Präparate brauchen wir nicht viel: Objektträger (am besten vom Format 26×38 mm, das entsteht, wenn man einen der üblichen Objektträger 26×76 mm halbiert), Deckgläser, eine Spirituslampe, einen Glasstab und einige leicht zu beschaffende Chemikalien, von denen wir ungeheure Mengen verarbeiten: 1 g reicht für 20 und mehr Versuche! Die weise Beschränkung ist auch hier die größte Kunst: je größere Mengen eines Salzes wir für ein Präparat verbrauchen, desto unübersichtlicher wird es. Dafür lassen wir es aber nicht bei einem Versuch bei jedem Stoff bewenden, sondern machen eine ganze Reihe von Präparaten, von denen uns jedes

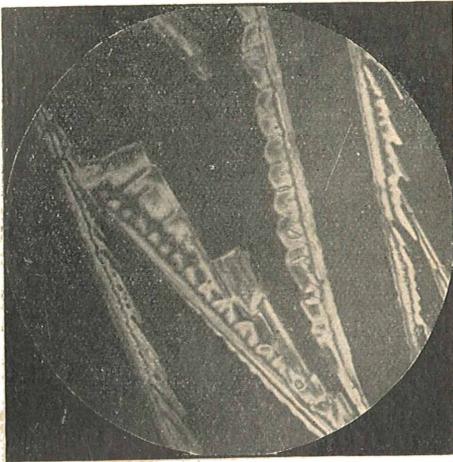


Abb. 2. Schnitt durch den selbstgefertigten Drehtisch. Um ein Wackeln des Drehtisches zu verhindern, ist auf den Rohranfang ein Kupferdrahting aufgeschoben.

neue Formen liefern wird. Wir haben es auch in der Hand, die Bedingungen der Kristallbildung willkürlich zu verändern. Kristalle entstehen bekanntlich aus kaltgesättigten Lösungen beim Verdunsten des Lösungsmittels, aus heißgesättigten Lösungen und Schmelzen beim Abkühlen. Wollen wir einzelne, möglichst vollkommen ausgebildete Kristalle erlangen, so bedienen wir uns der ersten Bildungsweise. In einem Reagenzglas wird eine

<sup>1)</sup> Die Aufnahmen in polarisiertem Licht sind sämtlich mit dem im Text erwähnten, selbst angefertigten Polarisationsapparat hergestellt.

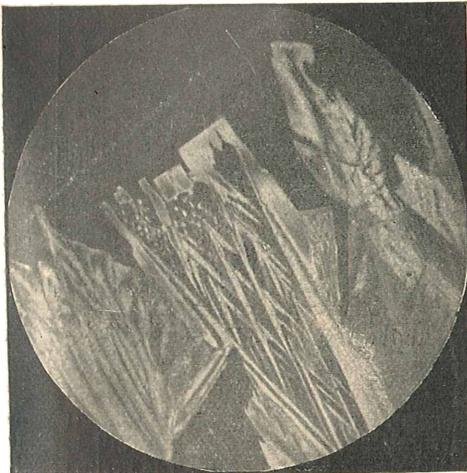
geringe Menge des zu untersuchenden Salzes mit wenig Wasser zusammengebracht und geschüttelt, bis sich nichts mehr löst. Ein Tropfen dieser Lösung wird auf einen Objektträger gebracht und



P. Wegner phot.

Abb. 3. Kristalle von Kaliumsulfat in polarisiertem Licht; Dunkelstellung.

mit einem umgedrehten Uhrglas oder einer kleinen Schale bedeckt, um die Verdunstung zu verlangsamen und den Staub abzuhalten. Je langsamer die Kristallbildung vor sich geht, desto schöner werden die Kristalle. Manchmal ist es zweckmäßig, den Tropfen mit einem Glasstäbchen umzurühren und flach auszubreiten, sobald sich die ersten Spuren der Kristallisation zeigen. Dadurch erhält man eine große Zahl kleiner Einzelkristalle, die zur Untersuchung geeigneter sind. Ist die Kristallisa-



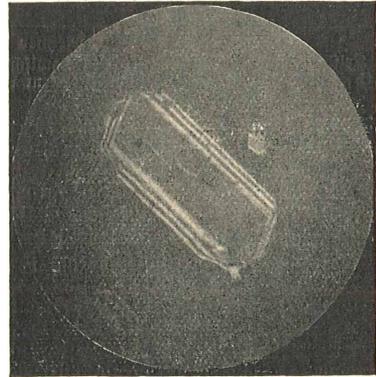
P. Wegner phot.

Abb. 4. Sodakristalle in polarisiertem Licht; Dunkelstellung.

tion genügend weit vorgeschritten — durch einige Übung lernt man bald die richtige Zeit abpassen —, so betrachten wir das Präparat unter dem Mikroskop. Wenn noch genügend gesättigte Lösung vorhanden ist, wird ein Deckglas aufgelegt,

wenn nicht, dann geben wir erst noch ein Tröpfchen Lösung mit dem Glasstab hinzu. Wollen wir das Präparat längere Zeit aufbewahren, so wird die am Rande hervorquellende Flüssigkeit abgefaugt und das Deckglas mit Vaseline oder venetianischem Terpentin umrandet.

Aus heißgesättigter Lösung erhalten wir beim schnellen Abkühlen im allgemeinen keine regelmäßig ausgebildeten Kristalle, dafür aber die vielgestaltigeren „Kristallstelette“, die oft wunderhübsch geformt sind. Bearbeitet wird folgendermaßen: Auf einen Objektträger gibt man eine geringe Menge des Salzes — etwa soviel, wie eine Stahlfeder Spitze faßt —, bringt mit dem Glasstab zwei oder drei Tropfen Wasser hinzu, breitet den Tropfen etwas aus und erhitzt über der Spiritusflamme bis zur vollständigen Lösung. Sobald sich an den Rändern des Tropfens Zeichen beginnender Kristallisation zeigen, ist es Zeit, das Erhitzen einzustellen, selbst wenn noch Salzteilchen ungelöst sein sollten. Man legt dann das Präparat zum Abkühlen auf eine kalte Metallplatte, und bringt es, wenn die Dampfbildung



P. Wegner phot.

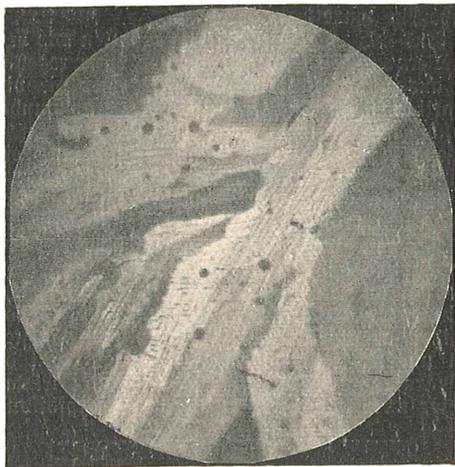
Abb. 5. Kupfersulfat-Kristall in polarisiertem Licht; Dunkelstellung.

aufgehört hat, unter das Mikroskop, um das Wachstum der Kristallstelette gut verfolgen zu können. Um das Verdunsten der Flüssigkeit zu verhindern, kann man gleich nach dem Erhitzen ein Deckglas auflegen. Wird das Erhitzen fortgesetzt, bis sich am Rande ein Kristallring bildet (was sich durch Rischen anzeigt) und dann ohne Deckglas schnell abgekühlt, so erfolgt die Kristallbildung so rasch, daß keine ausgeprägten Stelette entstehen. Es bilden sich dann rosettenartige Gebilde, die im polarisierten Licht die wunderbarsten Farben zeigen. Empfehlenswert ist es, den Tropfen für diesen Versuch möglichst flach auszubreiten.

Bei der Abkühlung geschmolzener Salze erhält man meist überhaupt keine erkennbaren Kristalle. Hier bringt erst das polarisierte Licht Aufklärung. Über die Ausführung dieser Versuche werde ich weiter unten bei den Beispielen berichten.

Bei besonders schön gelungenen Präparaten wird sich in uns der Wunsch regen, sie dauernd aufzubewahren. Wie man sie für kürzere Zeit haltbar machen kann, habe ich schon beschrieben; solche Präparate bewahrt man am besten wagenrecht liegend auf. Sie verstauben aber leicht und

lassen sich nicht gut reinigen. Meist wird empfohlen, Kristalle als Trockenpräparate aufzuheben. Man benützt dann Objektträger, die von vorn herein eine Lackzelle besitzen. Nach erfolgter Kristallisation



P. Wegner phot.

Abb. 6. Kristalle von Ammoniumnitrat (der zwischen 82 bis 125° C stabiler Modifikation) in polarisiertem Licht; Dunkelstellung.

krystallisation wird die überschüssige Flüssigkeit abgeschleudert, worauf man das Präparat vollkommen trocken läßt, es mit dem Deckglas bedeckt und durch einen Lackring verschließt. Ewig halten auch solche Präparate nicht, immerhin ist die Methode für dünne Skelettpräparate und solche, die im gewöhnlichen Licht betrachtet werden sollen, ganz brauchbar. Hier treten die Formen wegen der starken Lichtbrechung an der Grenze Kristall-Luft stark körperlich hervor. Da die starken Randschatten aber das Farbenbild im polarisierten Licht vielfach sehr beeinträchtigen, wende ich für solche Präparate lieber die Einbettung in Kanadabalsam oder Zedernholzlöl an. Die Technik ist auch hier sehr einfach: Das Präparat wird nach erfolgter Kristallisation abgeschleudert und vollkommen getrocknet. Dann wird ein Tropfen Xylol-Balsam oder Zedernholzlöl mit einem Glasstäbchen aufgetragen und nun vorsichtig das Deckglas aufgelegt. Nach der Erstarrung des Balsams kann noch ein Lackring angebracht werden. So lassen sich selbst Kristalle zerfließlicher Salze aufbewahren, wenn sie nicht gerade in der Einschlusßflüssigkeit löslich sind.

In den nachfolgenden Beispielen sind Versuche mit einigen für Anfänger geeignetsten, leicht zu beschaffenden Chemikalien beschrieben. Wir beginnen am besten mit dem

1. Kochsalz ( $\text{NaCl}$ ), das uns gleich eine Enttäuschung bringt. Zunächst kristallisiert das Kochsalz nur in kleinen Würfeln aus; Kristallskelette sind unter normalen Bedingungen nicht zu erhalten. Dann fällt uns das Fehlen jeglicher Farbenerscheinung im polarisierten Licht auf.<sup>2)</sup>

<sup>2)</sup> Man arbeitet in Dunkelstellung und dreht während der Betrachtung das Präparat um 360 Grad, um den Wechsel der Farbenerscheinungen zu beobachten.

Das hat folgende Ursache: Kochsalz kristallisiert in Würfeln, also im regulären Kristallsystem. Alle diesem System angehörenden Kristalle sind optisch isotrop, einfach brechend, d. h. sie verhalten sich wie ein Stückchen Glas. Die Farben, die wir im polarisierten Licht sehen, sind Interferenzfarben, die nur dann entstehen, wenn die Kristalle „doppelbrechend“ sind, d. h. wenn der aus dem Polarifikator kommende Lichtstrahl im Präparat in zwei Strahlen gespalten wird, die sich dann gegenseitig beeinflussen. Da nun nur die regulären Kristalle einfach brechend, alle anderen aber doppelbrechend sind, haben wir hier ein Kennzeichen, an dem wir die regulären Kristalle unter dem Mikroskop sofort erkennen können. Wir müssen freilich auch auf das Vorkommen rechter Winkel achten. Um weiteren Enttäuschungen vorzubeugen, sei noch eine Anzahl von Salzen genannt, die im regulären System kristallisieren, von denen wir also nichts besonderes zu erwarten haben: Sodkali ( $\text{KJ}$ ), Bromkali ( $\text{KBr}$ ), Chlorkali ( $\text{KCl}$ ), chlor-saures Natron ( $\text{NaClO}_3$ ), Salmiak ( $\text{NH}_4\text{Cl}$ ), Chlorsilber ( $\text{AgCl}$ ), Chlorkalium ( $\text{LiCl}$ ), Chlorzink ( $\text{ZnCl}_2$ ), alle Alaune.

2. Ferroryanalkali (gelbes Blutlaugensalz  $\text{K}_4\text{Fe}(\text{CN})_6 + 3\text{H}_2\text{O}$ ). Dieses Salz kristallisiert in rechteckigen Tafeln, die beim raschen Abkühlen der heißen Lösung ohne Skelettbildung sich unregelmäßig durchdringen. Die dem quadratischen (tetragonalen) System angehörenden Kristalle sind doppelbrechend, wodurch man sie von regulären Kristallen unterscheiden kann. Hier könnte es auffallen, daß nur größere Kristalle Aufhellung zeigen (die doppelbrechenden Kristalle werden beim Drehen um 360° bei Dunkelstellung viermal hell und viermal dunkel). Dies hängt damit



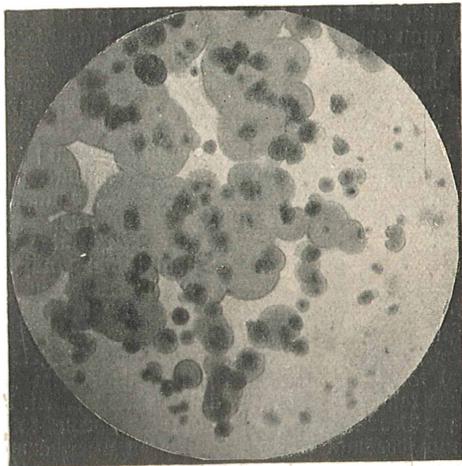
P. Wegner phot.

Abb. 7. Kristalle von Weinsäure in polarisiertem Licht; Dunkelstellung. In der Mitte ein Kristall mit beginnender Fächerbildung.

zusammen, daß der „Gangunterschied“ der beiden im Kristall verlaufenden Strahlen mit der Dicke der Kristallschicht wächst und um so geringer wird, je dünner die doppelbrechende Substanz ist. Unterhalb einer bestimmten Grenze ist der Gangunterschied so klein, daß keine merkliche Aufhellung eintritt. Aus ähnlichen Gründen dürfen wir auch von sehr dicken Kristallschichten keine leuchtenden Polarisationsfarben verlangen, sondern nur das eigenartige „Weiß höherer Ordnung“. Andere quadratisch kristallisierende Stoffe sind z. B.

Nickelsulfat ( $\text{NiSO}_4$ ) und Bleizucker<sup>3)</sup> [ $\text{Pb}(\text{C}_2\text{H}_3\text{O}_2)_2$ ].

3. Natriumsalpeter ( $\text{NaNO}_3$ ) gibt leuchtende, kleine, rautenförmige Kriställchen, die sich



P. Wezner phot.

Abb. 8. Sphärotristalle von Benzoin in gewöhnlichem Licht.

bei genauer Betrachtung als Rhomboeder (hexagonales System) erkennen lassen; bei hoher Temperatur bilden sich zwar Kristallstelette, die aber bald ineinander verfilzen. Im hexagonalen System kristallisieren unter anderem: Chlorkalzium ( $\text{CaCl}_2$ ), Eis, Jodoform ( $\text{C}_2\text{H}_5\text{I}_3$ ). Jodoform in Anilin, Alkohol oder Monobromnaphthalin gelöst, gibt schneckenartige Kristallstelette, die in gewissen Fällen keine Spur von Farben zeigen. Woher kommt das? Wir sehen dann in der Richtung der optischen Achse durch den Kristall; in dieser Richtung sind die „einachsig“ doppelbrechenden Kristalle<sup>4)</sup> einfach brechend.

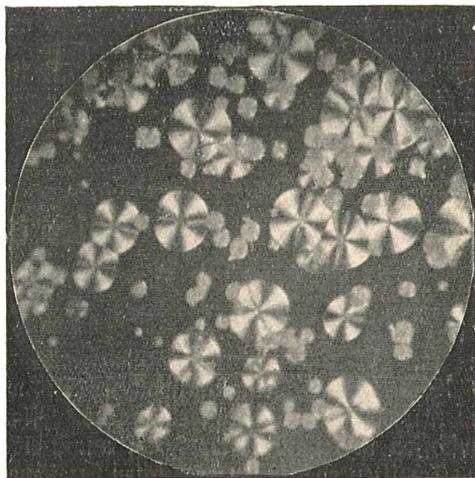
4. Kalisalpeter ( $\text{KNO}_3$ ) schießt in langen Kristallnadeln des rhombischen Systems an. Beim Abkühlen der heißgefättigten Lösung (besonders schön bei aufgelegtem Deckglas) bilden sich durch eigenartiges zickzackförmiges Wachstum der Nadeln Kristallstelette. Daneben bilden sich noch breitere Nadeln, die ein eigenartiges „Gerippe“ tragen, das sich photographisch schwer wiedergeben läßt (vgl. Abb. 3). So besitzt z. B. ein hellgrün glänzender Kristall einen rosafarbenen Mittelstab, von dem rechts- oder auch stumpfwinklig dunkelgrüne Stäbchen abzweigen. Andere im gleichen System kristallisierende Stoffe sind: Magnesiumsulfat ( $\text{MgSO}_4$ ), Zinksulfat ( $\text{ZnSO}_4$ ), Chlorbarium ( $\text{BaCl}_2$ ; in dest. Wasser lösen!), Sublimat ( $\text{HgCl}_2$ ; dest. Wasser!), rotes Blutlaugensalz [ $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ ], Oxalsäure ( $\text{C}_2\text{H}_2\text{O}_4$ ), Zitronensäure ( $\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_7$ ).

5. Soda ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) bildet monokline Kristalle. Aus kaltgefättigter Lösung scheiden sich monokline Prismen aus; in heißer Lösung bilden sich verschiedene Arten von Kristallsteletten. Bei schnellstem Eindampfen bilden sich zunächst am

Rande sehr schnell wachsende harzenartige Stelette (vgl. Abb. 4). Wird die Erwärmung zeitig genug abgebrochen, so bilden sich — von den ersten ausgehend — neue, sehr breite, hellleuchtende Stelette und schließlich vor dem vollkommenen Eintrocknen in der dünnen Mutterlaugenschicht noch schneller wachsende, dünnere (deswegen auch blasere) und schlankere Stelette. Sehr schöne monokline Kristalle liefern auch chlorsaures Kali ( $\text{KClO}_3$ ), Eisenvitriol ( $\text{FeSO}_4$ ),<sup>5)</sup> Eisenchlorid ( $\text{FeCl}_2$ ), Gips ( $\text{CaSO}_4$ ) und Rohrzucker ( $\text{C}_{12}\text{H}_{22}\text{O}_{11}$ ).

6. Kupfersulfat ( $\text{CuSO}_4$ ) zeigt schöne Kristalle und Stelette des triklinen Systems, die in glänzenden Farben leuchten. Es ist zu beachten, daß Kupfersulfat stark blau gefärbt ist; starke Eigenfarben aber beeinflussen in dickeren Kristallen den Charakter der Polarisationsfarben, was besonders bei Hellstellung hervortritt. Noch etwas anderes erregt unsere Aufmerksamkeit: viele Kristalle erscheinen von einem Gürtel farbiger Streifen umzogen (Abb. 5). Das ist der optische Ausdruck für eine sich teilsförmig zuschärfende Kristallplatte.<sup>6)</sup> Doppelchromsaures Kali ( $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ ) bildet ebenfalls triklone Kristalle.

7. Ammoniumnitrat ( $\text{NH}_4\text{NO}_3$ ). Wenn wir einige Körnchen dieses Salzes auf einen Objektträger bringen, über der Spiritusflamme schmelzen, mit einem Deckglas bedecken, das wir mit einer Präpariernadel sanft andrücken und nun abkühlen lassen, sehen wir bald mit bloßem Auge die Erstarrung eintreten. Nach einer kleinen Weile gibt es im Präparat eine auffällige Bewegung, die vom Rande nach der Mitte zu fortschreitet. Die



P. Wezner phot.

Abb. 9. Sphärotristalle von Benzoin in polarisiertem Licht; Dunkelstellung.

ganze Kristallmasse scheint sich zu verändern. Derselbe Vorgang wiederholt sich beim Abkühlen auf

<sup>5)</sup> Eisenvitriollösung ist meist trübe, härt sich aber nach Zusatz eines Tropfens Schwefelsäure.

<sup>6)</sup> Über die optischen Grundlagen dieser Erscheinung vgl. Leiß u. Schneiderhöhn, Apparate und Arbeitsmethoden zur mikroskopischen Untersuchung kristallisierter Körper (1914, Stuttgart, Franck'sche Verlagsbuchhandlung), S. 66.

<sup>3)</sup> Bleizucker löst sich meist wegen seines Gehaltes an Bleifarbnat nicht klar; ein Tropfen Essigsäure klärt die Lösung.

<sup>4)</sup> Dazu gehören die Kristalle des quadratischen und hexagonalen Systems.

Zimmertemperatur noch zweimal. Auch unter dem Mikroskop ist in gewöhnlichem Licht nicht besonders viel zu sehen: Bei jeder Umwandlung bekommt jedes Kristallteilchen einen Knick. Beobachten wir aber im polarisierten Licht, bei etwa 30facher Vergrößerung, so treten uns die Vorteile dieser Untersuchungsmethode besonders schön entgegen. Bei der ersten Erstarrung (bei etwa 160°) wird das Gesichtsfeld gleichmäßig dunkel und bleibt auch beim Drehen des Präparats dunkel: reguläre Kristallform. Bald aber sehen wir vom Rande her sich glänzende Polarisationsfarben bilden, die endlich in der Mitte des Präparats zusammenstoßen: Bei etwa 125° geht das Ammoniumnitrat in eine quadratische Modifikation über (Abb. 6). Beim Abkühlen ändern sich plötzlich die Polarisationfarben, sobald die Temperatur unter 82° gesunken ist: Es entsteht eine monokline Modifikation. Bei 32° erfolgt abermals eine durch die Änderung der Polarisationfarben kenntliche Umwandlung in eine rhombische Form. Kühlen wir noch weiter ab, so bemerken wir bei - 16° eine letzte Umwandlung in eine zweite quadratische Modifikation. Beim langsamen Erwärmen des Präparats sehen wir alle diese Umwandlungen in umgekehrter Reihenfolge vor sich gehen.

8. Weinsäure ( $C_4H_6O_6$ ) bildet monokline Kristalle. Beim Abkühlen der heißgefättigten Lösung ohne Deckglas sehen wir an einzelnen Stellen rechteckige (oder auch sechseckige) Tafeln mit deutlich hervortretenden Diagonalen auftreten. Aus der Schmalseite dieser Tafeln wachsen dichtgedrängte Kristalle hervor (Abb. 7), die bald an den Seiten umbiegen, Fächerform annehmen und endlich zu großen radialsfaserigen Gebilden auswachsen, die einen prachtvollen Anblick gewähren. Geht die Erstarrung sehr schnell vor sich, so sind die zentralen Kristalle sehr klein, scheinen auch manchmal zu fehlen. Ähnliche schöne Kristallbil-

dungen bieten viele organische Stoffe, z. B. Asparagin ( $C_4H_8O_3N_2$ ), Phrogallol ( $C_6H_6O_3$ ) usw.

9. Benzoin ( $C_{14}H_{12}O_2$ ). Eine besondere Art der im vorigen Abschnitt beschriebenen radialsfaserigen Bildungen sind die sogenannten Sphärokristalle, bei denen die Verästelung so weit geht, daß man erst bei stärkerer Vergrößerung die Fasern sehen kann. Sehr schön ist diese Erscheinung an Benzoin zu sehen. Ein wenig dieser weißen Substanz wird mit sehr wenig Kolophonimpulver auf einen Objektträger gebracht, mit dem Deckglas bedeckt, geschmolzen und dann möglichst schnell (durch Aufdrücken auf eine kalte Metallplatte) abgekühlt. Die Kristallbildung geht auch dann noch ziemlich langsam vor sich. Es erscheinen zwei Arten von Kristallen: kleine blumenförmige Gebilde und andere, die man nach ihrem Aussehen im gewöhnlichen Licht (Abb. 8) für Öltropfen halten möchte. Im polarisierten Licht zeigt sich die Kristallnatur dieser „Tropfen“ durch ein schönes schwarzes Kreuz (Abb. 9). Nach einiger Zeit ist alles Benzoin auskristallisiert. In diesem Zustande kann das Präparat aufgehoben werden. Um es zur Beobachtung fertig zu machen, braucht man es nur jedesmal bis zum Schmelzen zu erwärmen. Nach öfterer Wiederholung ist es nötig, eine Kleinigkeit Kolophonium zuzusetzen.

Diese wenigen Beispiele zeigen bereits, daß die Welt der mikroskopischen Kristalle eine Fülle reizvoller Bilder bietet, daß sie für Liebhaber-Mikroskopiker zum mindesten ebenso interessant ist, wie die Welt der lebenden Zellen. Wer sich aber der Mühe unterzieht, tiefer in die Geheimnisse der Kristalloptik einzudringen,<sup>7)</sup> der wird doppelte Freude verspüren, wenn er mit verstehenden Augen den Wechsel der Farben und das Wachsen der Kristalle verfolgt.

<sup>7)</sup> Anleitung dazu gibt die in Anm. 5 erwähnte „Mikrokosmos“-Buchbeilage.

## Aus dem Gebiet der Pflanzenmikrochemie.

### Eine Anleitung für Anfänger.

Fortssetzung v. S. 69.

Von O. Tunmann.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### VI. Direkte Kristallisation.

Als „direkte Kristallisation“ wollen wir der Kürze halber die Abcheidung von Pflanzenstoffen in kristallinierter Form unmittelbar aus Schnitten oder Pflanzenpulvern bezeichnen. Viele Pflanzenstoffe scheiden sich — besonders dort, wo sie in großer Menge auftreten — bei Wasserentzug aus; sie finden sich somit in Herbarpflanzen und in Drogen. Das bekannteste Beispiel bietet wohl das Inulin, das wir in den meisten Umbelliferenwurzeln (aus dem Herbst) nach dem Trocknen in Schollen und Klumpen ausgeschieden finden. Ebenso einfach sind die Bedingungen bei der Kristallisation der Anthozyanen, der blauen Pflanzenfarbstoffe, die vorzüglich in der Epidermis auftr-

ten. Man zieht mit der Pinzette die (blaurote) Epidermis ab, legt sie trocken unter Deckglas und läßt eintrocknen. Es kommt bald zur Bildung feiner Nadeln, von Sphärokristallen und anderer Gebilde. Jederzeit zur Hand steht zum Versuche der Rottkohl. Doch kommt, wie Molisch zeigte, auch in den lebenden Zellen bereits festes Anthozyan vor. Bei lebend in Alkohol eingelegten Pflanzen wird man Hesperidin antreffen (Hyssopus officinalis, Conium maculatum, Aurantiaceen), und zwar in schönen Nadeln, während in Herbarpflanzen überwiegend Schollen, Klumpen und Sphärokristalle entstehen. Fuglonkristalle scheiden sich bei Wasserzusatz zu lebenden Schnitten der grünen Schalen der Früchte von Juglans regia ab, Me-

thystizin bei Alkoholzusatz zu Präparaten von Kawa-Kawa (Droge, Wurzel von *Piper methysticum*), während aus der Wurzel von *Inula helenium* das Mantolacton beim scharfen Trocknen des Pulvers in Wasser unlöslichen Prismen ausfällt. Ebenso leicht gelingt der Nachweis der Zuckeralkohole Dulcitol und Mannit. Man braucht nur einige Schnitte unter Deckglas in Alkohol einzulegen und gelinde zu erwärmen, dann scheiden sich nach Verdunsten des Alkohols die genannten Körper in prismatischen Kristallen aus. Versuchspflanzen: *Melampyrum*arten, *Evonymus japonicus*, *Olea* (Fraxinus *Excelsior*), *Umbelliferen*; am besten junge Blätter.

Bei diesem Verfahren liegt der Schwerpunkt in dem Herausfinden einer Flüssigkeit, die den betreffenden Pflanzenstoff leicht löst, zu diesem Zwecke die Zellwände möglichst rasch durchdringt und den gelösten Körper in kristallisierter Form bei teilweiser oder vollständiger Verdunstung abscheidet. Da die Kristalle häufig am Deckglasrande entstehen, so läßt sich nach Entfernung des Deckglases und der Schnitte oder des Pulvers die Natur der Kristalle durch weitere Reaktionen bequem feststellen. Das Eindringen der Flüssigkeiten kann zuweilen wesentlich durch scharfes Austrocknen oder durch feines Pulvern des Materials befördert werden. Auf diese Weise gelingt leicht der Nachweis des *Pimpinellins* aus feinem, gut ausgetrocknetem Pulver der *Bibernellwurzel* mit *Petroäther*, des *Calumbins* aus Schnitten der *Calumbowurzel* (Droge) mit *Essigäther*, des *Lapachols* aus Schnitten der *Lapachohölzer* mit *Chloroform* oder mit *Essigäther*. Die *Agarizinsäure* des *Fruchtkörpers* von *Polyporus officinalis* wird im Gewebe mit *Chloralhydrat*- oder *Sodalösung* (1:10) in kristallisierter Form gefällt, die *Dichesterinsäure* aus dem *Isländischen Moos* mit *Hyridin* oder heißem Alkohol.

## VII. Aufhellungs-, Quellungs- und Bleichmittel.

Aufhellungsmittel bezwecken, Präparate oder einzelne bestimmte Teile in den Präparaten für die mikroskopische Betrachtung geeignet zu machen. Die zu benutzenden Aufhellungsflüssigkeiten sollen tunlichst keine Formveränderung hervorrufen, vorzüglich keine Schrumpfung der Membranen. Chemische Aufhellungsmethoden werden mit Vorteil benutzt, wenn die zu untersuchenden Inhalte durch andere Bestandteile der Zelle verdeckt werden oder der Protoplast störend wirkt

wie bei gewissen Membranstudien. Bei der Wahl der Aufhellungsreagenzien muß berücksichtigt werden, daß einmal die störenden Stoffe entfernt werden und daß andererseits der zu prüfende Gegenstand (Membran oder Inhaltskörper) möglichst unverändert bleibt. Ob und inwieweit letzteres der Fall ist, muß durch Kontrollreaktionen an nicht aufgehellten Präparaten festgestellt werden.

Das beste Aufhellungsmittel für Schnitte ist wässrige *Chloralhydratlösung* (5,0 *Chloralhydrat*, 2,0 *Wasser*), von *A. Meyer* eingeführt. Erforderlichenfalls wird durch Erwärmung nachgeholfen. Gewöhnlich wird die *Chloralhydratlösung* den *Wasser-* oder *Glycerinpräparaten* zugesetzt und dann eingesaugt. Zum Sichtbarmachen mancher Niederschläge benutzt man eine verdünnte *Chloralhydratlösung*. Auch ganze Blätter, bei denen man die Verteilung und die Menge von Kristallen (*Oxalaten*, *Hesperidin*, *Skutellarin*) ermitteln will, lassen sich, eventuell nach Vorbehandlung mit Alkohol (zur Entfernung des Farbstoffes), mit *Chloralhydratlösung* aufhellen. Wässrige *Kalilauge* war früher das bevorzugte Aufhellungsmittel, ist aber ebenso wie *alkoholische Kalilauge* und *Eau de Javelle* sehr aus Gebrauch gekommen. Weitere Aufhellungsmittel sind *Phenol* (*Acidum carbolicum liquefactum* der Apotheken) für *Moose*, *Milchsäure* für *Pilze*, *Algen* und *Drogen*, sowie *Gemische* der genannten Reagenzien. *Natriumsalicylat* (1,0 + 1,0 Teil *Wasser*) hat als Aufhellungsmittel den Vorteil, daß sich die Lösung mit *Nelkenöl* mischt; die aufgehellten Schnitte lassen sich somit unmittelbar in *Nelkenöl* überführen.

Bei den physikalischen Aufhellungsmethoden wendet man in erster Linie konzentriertes *Glycerin* an, ferner *fette Öle* (*Olivenöl*, *Rizinusöl*), dann *konzentrierte Kohrzuckerlösung*, *Pyridin*, *Anilin*, *ätherische Öle* u. a.

Der *Quellung* bedient man sich zur Sichtbarmachung feinerer Strukturverhältnisse. Als *Quellungsreagenzien* kommen die vorstehend genannten chemischen Aufhellungsreagenzien in Betracht; außerdem werden herangezogen: *verdünnte Chromsäure*, *verdünnte Mineralsäuren*, *Ammoniak* (*Salmiakgeist*), *Kaliumquecksilberjodid*, *Kupferoxydammoniak* u. a.

Als *Bleichmittel* dienen die stärkeren Aufhellungsreagenzien, wie *Salpetersäure*, dann mit *schwefliger Säure* gesättigter *Alkohol*,

Wasserstoffsuperoxyd (das Perhydrolyt des Handels), ferner Chlorwasser oder konzentrierte Salpetersäure, die mit einigen Kristallen von Kaliumchlorat versetzt ist. Die Wahl des Bleichmittels hängt in erster Linie von der chemischen Beschaffenheit des zu bleichenden Gegenstandes ab. Versuchssubjekt: Torf.

### VIII. Mazerationverfahren.

Unter Mazeration versteht man die Isolierung der Zellen aus ihrem Gewebeverbande. Das Verfahren dient bei histologischen, weniger bei mikrochemischen Studien, und gestattet, Größe und Gestalt der einzelnen Zellen zu ermitteln.

Wie bekannt, werden die Zellen durch die Mittellamelle (Zuterzellularrubstanz) zusammengehalten, „verkittet“. Die Mittellamelle baut sich aus Pektinsubstanzen auf, die im Laufe der Entwicklung vielfach ihre chemische Zusammenetzung ändern. Die Mittellamelle ist in ständiger Metamorphose begriffen (sie ver-schleimt oft), und darauf beruht ja auch die Bildung der Zuterzellularräume. Bei der Mazeration werden wir diese Verhältnisse zu berücksichtigen haben.

Zuweilen gelingt die Isolierung der Zellen durch längeres Kochen der Schnitte mit Wasser. Doch darf man dann das Isolierungsvermögen nicht ohne weiteres dem Wasser zuschreiben, sondern muß die im Gewebe anwesenden Substanzen berücksichtigen. So werden bei Schnitten von Kummer die in den Zellen befindlichen löslichen Oxalate nicht ohne Wirkung sein. Die Isolierung der Zellen mit Chromsäure, deren Konzentration von Fall zu Fall erprobt werden muß, geschieht vorteilhaft unter Deckglas, und zwar bei ständiger mikroskopischer Kontrolle; nach genügend langer Säureeinwirkung wird mit Wasser ausgewaschen und der Schnitt mit der Nadel zerzupft. Meist führt man aber die Mazeration im Reagensglase aus und benützt das Schulze'sche Mazerationsgemisch. Man bringt, um selbst sehr große Elemente (Baßfasern) im ganzen Zustande zu isolieren, 2 mm große Stücke in ein Reagensglas, fügt einige Gramm konzentrierte Salpetersäure und einige Körnchen chlorsaures Kalium hinzu und erwärmt bis zur Entwicklung brauner Dämpfe. Die Stücke werden gelblich, zerfallen zum Teil in kleinere Teile. Einige Minuten nach dem Erkalten der Flüssigkeit wird diese mit den Objekten in eine Schale mit Wasser gegossen. Das Wasser wird 2—3mal abgegossen und durch neues ersetzt;

dann werden geeignete Stückchen auf den Objektträger gebracht und in Wasser oder Glycerin zerzupft. Die Reaktion muß an einem freien Orte (nicht im Mikroskopierzimmer!) vorgenommen werden.

In ähnlicher Weise verfährt man mit konzentriertem Ammoniak; hierbei bleiben die Zellinhalte verhältnismäßig gut erhalten. Versuchssubjekte hierfür: Kartoffelparenchym, Rizinusendoperm, Stengelstücke krautiger Pflanzen.

### IX. Polarisation.

Für den Mikrochemiker ist das polarisierte Licht ein vorzügliches Hilfsmittel; es dient nicht nur zur näheren Bestimmung von Kristallen und zur Auffindung sehr feiner Kriställchen, die im gewöhnlichen Lichte kaum zu erkennen sind, sondern es leistet auch wertvolle Dienste bei organisierten Zellbestandteilen, bei Membranen, bei der Stärke, selbst bei Schleimen. Nur selten dürfte ein eigenes Polarisationsmikroskop zur Verfügung stehen. Meist wird der Polarisationsapparat dem Arbeitsmikroskop angefügt. Derartige Apparate (im Preise von 45 bis 60 Mk.) bestehen aus zwei Nicol'schen Prismen, dem Polarizator und dem Analyzator. Der Polarizator wird in die Schiebehülse des Diaphragmenhalters eingeschoben (an Stelle des Beleuchtungsapparates), dieser Nicol befindet sich unterhalb des Objektes. Der Analyzator, der den zweiten Nicol enthält, befindet sich über dem Objekt; er wird gewöhnlich dem Okular aufgesetzt und besitzt ein Fadenkreuz und eventuell einen Teilkreis zum Meissen der Drehung der Polarisationsebene. Dreht man nun den Analyzator um die Achse des Instrumentes, während man das aufgelegte Präparat beobachtet, so wird man finden, daß die Helligkeit des Bildes wechselt. Wenn das Gesichtsfeld am dunkelsten ist (ganz schwarz), stehen die beiden Nicols gekreuzt, wenn es am hellsten ist, parallel.

Nun können bei gekreuzten Nicols zwei Fälle eintreten. Entweder bleiben alle Gegenstände des Präparates, auch beim Drehen des Präparates, stets dunkel. Körper, die dieses Verhalten zeigen, bezeichnen wir als einfach brechend (isotrop). Hierher zählen die amorphen Körper und die Kristalle des regulären Systems. Alle Körper, die ausleuchten, wie die meisten Kristalle, die Stärkeförner und viele Membranen werden doppelbrechend (anisotrop) genannt. Lassen wir die beiden Nicols in gekreuzter Stellung und drehen wir das Objekt oder einen Kristall vollständig um

seine Achse, so können wir die optischen Achsen ermitteln. Wir nennen einen Kristall optisch einachsig, wenn er nur in einer einzigen Richtung nicht aufhellt (Kristalle des hexagonalen und tetragonalen Systems), optisch zweiaxig, wenn er in zwei Richtungen nicht aufhellt (rhombisches, mono- und triklines System).

Die Richtungen, in denen ein Kristall nicht aufhellt, in denen er sich wie ein einfach brechender verhält, werden seine Auslöschungsrichtungen genannt. Verläuft die Auslöschungsrichtung der Hauptkante des Kristalles parallel, so spricht man von einer geraden Auslöschung. Bildet die Auslöschungsrichtung mit der Hauptkante einen Winkel, dann löst der

Kristall schief aus und der Winkel wird als Auslöschungsschiefe bezeichnet. Zu seiner Bestimmung ist natürlich ein Teilkreis am Analysator erforderlich. Eine für unsere Zwecke ausreichende Anleitung für die Ermittlung des Kristallsystems, die auch in die Bücher für Mikrochemie aufgenommen worden ist, findet sich bei Fuchs-Braun, Anleitung zum Bestimmen der Mineralien (Gießen, 1907, S. 71).<sup>1)</sup>

(Fortsetzung folgt.)

<sup>1)</sup> Das als Buchbeilage zum vorigen „Mikrokosmos“-Jahrgang erschienene Werk von Fuchs und Schneiderhöhn, Apparate und Arbeitsmethoden zur mikroskopischen Untersuchung kristallisierter Körper (geb. M 2.—, geb. M 2.80) gibt gleichfalls Anleitung zur Ermittlung des Kristallsystems. Ann. d. Ned.

## Einfache Mittel zur Erzielung von Fortpflanzungsorganen bei Algen.

Von Oberlehrer Dr. H. Freund.

Wer sein botanisches Interesse nicht auf die Betrachtung und das Einsammeln von Blütenpflanzen beschränkt, sondern auch Freude an den niederen Pflanzen, den Kryptogamen, zu gewinnen weiß, dem ist, falls er sich im Besitze eines Mikroskops befindet, vorzügliche Gelegenheit geboten, eine Fülle wunderbarer Organismen kennen zu lernen. Er braucht nur alle Wassertümpel gründlich zu untersuchen, die Rindenüberzüge aller Bäume genau zu betrachten, immer wieder wird er über die Mannigfaltigkeit schon gesormter Organismen erstaunen, deren eingehende Betrachtung dem bloßen Auge nicht möglich ist. Daneben vermag der Naturfreund aber im Reiche der Kryptogamen auch einen tieferen Einblick in manches Lebensproblem zu gewinnen. Wenn ihm aus der Lehre von den höheren Pflanzen her die Hauptzüge pflanzlicher Ernährung und Atmung bekannt sind, so wird er beim Studium der Algen und Pilze leicht einen weiteren Überblick über diese wichtige Lebensfrage gewinnen. Mit verhältnismäßig einfachen Mitteln lassen sich viele Experimente ausführen, die uns Aufschlüsse über die Ernährung geben und zeigen, daß die Ernährungsprinzipien bei niederen und höheren Pflanzen die gleichen sind, daß bei vielen niederen Pflanzen jedoch zahlreiche Besonderheiten in dieser Hinsicht vorliegen.

Und ebenso wird der Einblick in die Frage nach der Fortpflanzung der Organismen umfassender werden. Wird einmal erkannt, daß zwei große Prinzipien der Fortpflanzung, das der ungeschlechtlichen und das der geschlechtlichen Fortpflanzung, für beide Gruppen des Pflanzenreiches maßgebend sind, so lernt man andererseits besonders bei Betrachtung von Pilzen und Algen wieder eine ganze Anzahl von Formen ungeschlechtlicher und einfachste Formen geschlechtlicher Fortpflanzung kennen.

Hat man nun aus dem Unterricht oder aus den Lehrbüchern sich einige Kenntnis von den Organen der Fortpflanzung bei diesen Organismen angeeignet und sucht man dann mit Hilfe des Mi-

kroskops bei geeigneten Pilzen und Algen, die man in der Natur gefunden hat, diese Organe zu beobachten, so wird man in sehr vielen Fällen die nicht angenehme Erfahrung machen, daß die Fortpflanzungsorgane nicht immer an den Pflanzen vorhanden sind. Vergeblich sucht man nach Schwärmosporen bei den Algen, nach der Zochbildung bei der Schraubenalge Spirogyra u. a.

Wäre man hier auf den Zufall allein angewiesen, so müßte man meist auf die Beobachtung der Fortpflanzungsorgane verzichten. Nun sind wir aber wenigstens bei einigen häufiger vorkommenden Algen und Pilzen in der Lage, jederzeit Fortpflanzungsorgane hervorzuufen zu können. Da die Mittel und die Bedingungen für diese Versuche sehr einfach sind, wird vielleicht mancher sich gern mit ihnen bekannt machen lassen. Im Folgenden sollen eine Anzahl solcher einfacher Mittel zur Erzielung von Fortpflanzungsorganen bei Algen mitgeteilt werden.

In allen Fällen, die bisher in dieser Hinsicht untersucht worden sind, führte schon ein Wechsel in den äußeren Lebensbedingungen dazu, Algen und Pilze, die sich in einer Periode guten Wachstums befinden, zur Ausbildung von Fortpflanzungsorganen zu veranlassen. Vor allem kommen Änderungen in der Ernährung und in den Lichtverhältnissen in Betracht.

Wenden wir uns zunächst der ungeschlechtlichen Fortpflanzung der Algen durch Schwärmosporen zu. Bekanntlich vermehren sich viele unserer Süßwasser-algen dadurch, daß sich unter gewissen Bedingungen der Inhalt ihrer Zellen in besonderer Weise umbildet und umlagert, sich etwas zusammenzieht und in eine oder mehrere Zonen verwandelt, die durch den Besitz von einer, zwei, vier oder sehr vielen Wimpern ausgezeichnet sind. Dann öffnet sich die umschließende Zellhaut, die Spore drängt sich aus der kleinen Öffnung heraus und schwimmt mit Hilfe ihrer Wimpern davon. Solche Sporen nennt man Schwärmosporen.

Wenn die Schwärmosporen eine Weile im

Wasser umhergeschwommen sind, setzen sie sich irgendwo fest, umhüllen sich mit einer Zellohülle und keimen zu einer neuen Alge aus.

Bei den Grünalgen, die nicht direkt im Wasser wachsen, sondern auf feuchtem Boden leben, kann diese Art der Fortpflanzung naturgemäß nur dann eintreten, wenn die Algen vom Regen benetzt und unter Wasser gesetzt werden. In der Tat haben wir hierin, in der Benetzung mit Wasser, das einfachste und sicherste Mittel, die meisten derartigen Algen, soweit sie überhaupt zur Schwärmersporenbildung befähigt sind, hierzu zu veranlassen. Ich denke da an eine kleine Schlauchalge, die sich jeder leicht besorgen kann, wenn er das Experiment machen will, an *Botrydium granulosum*. Diese Alge wächst an den Ufern unserer Flüsse, an Teichen und Tümpelrändern. Wenn der Wasserstand dieser Gewässer zu sinken beginnt, so daß die Uferzone, die sich vorher unter Wasser befand, frei wird, entwickeln sich die Botrydrien in großen Mengen. Sie stellen kleine grüne Köpfschen von der Größe eines Stecknadelknopfes dar. Präpariert man das Pflänzchen aus dem Boden heraus, was mit bloßen Augen oder mit Hilfe einer Lupe geschehen kann, so sieht man eine große Menge weißer wurzelartiger Fäden. Das ganze Gebilde stellt eine einzige Zelle dar. Legt man das herauspräparierte *Botrydium*-Pflänzchen nun ins Wasser — es genügt ein großer Wassertropfen auf einem Objektträger (vor Verdunstung schützen) —, so kann man bereits nach Verlauf von 7—9 Stunden unter dem Mikroskop erkennen, daß der Inhalt des Köpfschens sich nekartig angeordnet hat. Nach 1—2 weiteren Stunden bemerkt man in den Köpfen außerordentlich lebhaft Bewegungen. Der Inhalt ist in zahlreiche schwärmende, einwimperige Sporen zerfallen. Nun kann man unter dem Mikroskop verfolgen, wie die Zellwand an der Spitze des Köpfschens aufquillt und schließlich platzt. Die Sporen kommen heraus und schwärmen im Wassertropfen umher. Nach einiger Zeit kommen sie zur Ruhe. Nimmt man gesunde Pflanzen und verlegt man die Wurzelfäden beim Präparieren nicht zu stark, so kann man mit Sicherheit auf Erfolg rechnen. Am besten gelingt der Versuch, wenn man die Algen am Abend ins Wasser legt. Morgens gegen 5 Uhr wird dann die Schwärmersporenbildung einsehen. Sie auf eine andere Tageszeit zu verlegen, z. B. durch Verdunkelung, gelingt nicht immer. Wenigstens fehlen genauere Untersuchungen in dieser Hinsicht noch.

Wenn *Botrydium* nicht zur Verfügung stehen sollte, führt man den Versuch mit *Vaucheria repens* aus. *V. repens* ist ebenfalls eine einzellige grüne Alge, doch lang und fadenförmig. Sie bildet auf feuchtem Boden grüne Matten oder Rasen. Sehr häufig findet man sie auf der feuchten Erde in Blumentöpfen. Um die Vaucherien zum Versuch vorzubereiten, läßt man sie einige Tage in feuchter Luft wachsen. Dazu legt man *Vaucheria*-Matten auf einen Teller und stülpt eine Käseglocke darüber. Die Folge davon ist, daß die Enden der *Vaucheria*-Fäden sich senkrecht in die Luft erheben. Ein Stüchchen dieser grünen Matten wird losgelöst und mit Wasser übergossen. Anhaftende Erde schadet nicht. Der Versuch kann bequem in einem Trinkglas ausgeführt werden. Gewöhnlich kann man schon am nächsten, sicherlich aber am

übernächsten Tage mit Hilfe einer Lupe oder schon mit bloßem Auge erkennen, daß die Enden der *Vaucheria*-Fäden dunkler aussehen, vielleicht auch etwas angeschwollen sind. Am Ende jedes Fadens hat sich nämlich eine zylindrische Zelle abgeteilt, in der Veränderungen vor sich gehen, die zur Bildung einer großen Schwärmerspore führen. Am dritten Tage sieht man im Wasser grüne, mit bloßem Auge gerade noch sichtbare Kügelchen umhergeschwimmen, die sich mit feinen ausgezogenen Glasröhren leicht zur Untersuchung einfangen lassen. Nimmt man einige Algenfäden unter das Mikroskop, so wird man sicher alle Entwicklungsstadien der Schwärmersporen finden.

Bei Algen, die in stehendem Wasser vorkommen, gelangt man zum gleichen Ziele, wenn man sie aus dem strömenden in stehendes Wasser bringt. Als Beispiel möge wieder eine *Vaucheria* dienen: *V. clavata*, die in Bächen und Rinnsalen mit lebhaft strömendem Wasser an Steinen am Uferand usw. dicke Polster bildet. Die Schwärmersporenbildung verläuft im Allgemeinen ebenso wie bei *V. repens*. 2—3 Tage nach der Überführung in ruhiges Wasser wird man stets lebhaft Schwärmerbildung beobachten können. In ähnlicher Weise kann man auch bei anderen Algen, die unter gleichen oder ähnlichen Bedingungen leben (*Hydrodictyon*, *Draparnaldia*, *Oedogonium diplandrum*), die Schwärmersporenbildung mit großer Sicherheit herbeiführen.

Wie man höhere Pflanzen in kräftigen, tabellosen Exemplaren ziehen kann, ohne daß sie wie in der Natur in Erde wurzeln, wenn man ihnen nur die notwendigen Nährsalze in Form einer Lösung zur Verfügung stellt, so lassen sich auch viele Grünalgen mit Vorteil in Nährlösungen kultivieren. Am besten verwendet man hierzu die Knopsche Nährlösung, die sich aus 4 Teilen salpeters. Kalzium + 1 Teil salpeters. Kalium + 1 Teil phosphor. Kalium (einbasisches) + 1 Teil schwefels. Magnesia zusammensetzt. Die letzten drei Substanzen sollen für sich zusammen, getrennt vom Kalziumsalz, gelöst werden. In 0,2- und 0,5prozentigen Verdünnungen dieser Lösung gedeihen sehr viele Algen. Ich nenne als Beispiele *Vaucheria repens*, *Hydrodictyon*, *Oedogonium* und *Hormidium flaccidum*. Sollte bei der Überführung der Algen in die Nährlösung anfänglich Schwärmersporenbildung eintreten — denn die Algen werden dabei ja gleichzeitig benetzt oder in stehendes Wasser gebracht —, so hört diese Schwärmerbildung doch bald auf und die Algen wachsen kräftig. Bei all' den genannten Arten stellt die Überführung aus der Nährlösung in Wasser ein ausgezeichnetes Mittel dar, die Schwärmersporenbildung sicher in die Wege zu leiten. *V. repens* eignet sich ganz vorzüglich zu diesem Versuch. Der plötzliche Mangel an Nährstoffen hemmt weiteres Wachstum und führt zur Schwärmerbildung.

Was den Einfluß des Lichtes anlangt, so hat Verdunkelung (ins Dunkle stellen) von kräftig wachsenden Algenkulturen, die im Hellen gehalten haben, vielfach den gleichen Erfolg, wie die anderen bisher genannten Mittel. Durch Anwendung eines dieser Mittel und gleichzeitige Verdunkelung kann der Prozeß beschleunigt oder seine Intensität wesentlich erhöht werden. Algen, die sich für derartige Versuche eignen, sind

wieder *V. repens*, *V. clavata*, *Oedogonium* u. a. Weitere brauchbare Mittel zur Erzielung von Fortpflanzungsorganen sind Kultur in Rohrzuckerlösung bei *Oedogonium*, Kultur in niedriger Temperatur bei *V. repens*, Steigerung des Nährsalzgehaltes der Umgebung durch Überführung stärkerer Fäden von *Oedogonium* oder von *V. clavata*-Fäden in Nährlösung, erneute Belichtung alter Wasserkulturen von *Hydrodictyon* usw. Für ganz einfache Verhältnisse sind aber die erstgenannten Mittel am besten, die ja völlig genügen.

Wir sehen also, daß bei einer Algenart verschiedene Mittel zum Ziele führen können. Man vergleiche nur die Angaben über *V. repens*. Für jede Algenart sind die Mittel, die die Schwärmosporenbildung auslösen, charakteristisch. Unter Umständen sind sie für ganz nahe verwandte Formen recht verschieden, z. B. für *V. repens* und *V. clavata*. Darauf soll jedoch hier nicht näher eingegangen werden.

Für die meisten Algen sind die in betracht kommenden Mittel noch gar nicht genauer untersucht. Immerhin lassen die bisher gewonnenen Ergebnisse darauf schließen, daß auch die meisten anderen Grünalgen unserer süßen Gewässer oder feuchten Orte in ähnlicher Weise reagieren werden. Verdunkelung, Überführung in Wasser, Ertrag des fließenden durch stehendes Wasser oder eine Vereingung von zweien dieser Mittel werden häufig zu Erfolgen führen.

Ganz andere, ich möchte fast sagen entgegengesetzte Mittel benutzen wir, um Algen zur Ausbildung von geschlechtlichen Fortpflanzungsorganen anzuregen. Während Schwärmosporenbildung im allgemeinen dann eintritt, wenn kräftig wachsende Algen plötzlich durch Änderung der Lebensbedingungen am Wachstum gehindert werden — allerdings ist das nicht die einzige Möglichkeit —, schreiten die in betracht kommenden Algen nur dann zur Anlage von Geschlechtsorganen, wenn besonders gute Ernährungsbedingungen die Aufnahme und Aufspeicherung von Nährstoffen begünstigen. Um solche Organe zu erzielen, muß man daher Algen, die sich jeztuell fortpflanzen können, in hellem Lichte, vielfach in direktem Sonnenlicht, kultivieren. Selbstverständlich darf das Sonnenlicht nicht gar zu grell sein. Ein weiterer Weg zum gleichen Ziele ist die Kultur von Algen in 2—4%igen Rohrzuckerlösungen. In solchen Lösungen können die Algen bei gleichzeitiger Einwirkung von Sonnenlicht, das unerlässlich ist, große Mengen Reservestoffe (z. B. Stärke oder Fett) in sich aufspeichern, und das versetzt ihren Zellinhalt in einen Zustand, der die Ausbildung von Sexualorganen zur Folge hat. Solche Algenkulturen unterscheiden sich schon durch ihre blaßgelbe Färbung von den kräftig grün aussehenden Algen in Nährsalzlösungen oder nicht sehr hell stehenden Wasserkulturen.

Auch für derartige Versuche sind die *Vaucheria* geeignet, vor allem *V. repens*. Kleinere Stücke einer *Vaucheria*-Kolonie reinigt man vorsichtig von anhaftenden Erdteilchen, bringt sie in Wasser oder in Zuckerlösungen und stellt die Kulturen an einen gut belichteten Platz. In Wasserkulturen bilden sich vielleicht anfänglich Schwärmosporen, doch wird ihre Bildung bald durch die Ausbildung der charakteristischen Geschlechtsorgane ab-

gelöst. Nach einer Woche wird man die vogelkopfförmigen weiblichen und die schlauchförmigen, gedrehten männlichen Organe sicher finden, ebenso Verschmelzungsstadien und ausgebildete Dosporen.

Wenn die Versuche zur Erzielung von Schwärmosporen bei einer *Vaucheria*, die man für *V. repens* gehalten hat, nicht von Erfolg gekrönt sind, so überführt man die Kulturen an einen sonnigen Platz, und sucht die Algen so zur geschlechtlichen Fortpflanzung anzuregen. Nach den auf diese Weise erhaltenen Sexualorganen kann man dann die Spezies genauer bestimmen. Gut gelingt auch meist der Versuch, bei Konjugaten die Fochbildung herbeizuführen. Viel Licht und Rohrzuckerlösung sind die Mittel dazu. In Tümpeln und Teichen findet man von Mai bis Mitte Juli vielfach große Matten von *Spirogyra*, jenen Fadenalgen, die durch den Besitz von spiralförmigen Farbstoffträgern ausgezeichnet sind. Man überträgt derartige Matten in große mit Wasser gefüllte Standgläser. Anfänglich eintretende Fäulnis hört bald auf und die Algen beginnen kräftig zu wachsen. Sobald das der Fall ist, nimmt man kleine Stückchen solcher Matten, legt sie in Wasser oder Rohrzuckerlösungen und stellt die Kulturen hell. Nach Verlauf einer Woche untersucht man Proben unter dem Mikroskop und findet alle möglichen Stadien: Vorstülpung der Schläuche, Fochbildung und sich ausbildende Zygosporen. Auch bei anderen Algen dieser Gruppe wird man sicherlich ähnlich oder ebenso verfahren können. Bringt man die Konjugaten in Leitungswasser, Bach- oder Teichwasser, so empfiehlt es sich, das Wasser vorher lange laufen zu lassen, da es sonst zu viele von den Röhren herrührende Metallteilchen enthält, gegen die die Konjugaten außerordentlich empfindlich sind. Für alle Versuche mit Rohrzuckerlösung ist zu bemerken, daß sie nur dann gelingen, wenn man Algen nimmt, die möglichst frei von anderen Organismen sind. Die Rohrzuckerlösung fault sonst sehr leicht, und das beeinträchtigt natürlich das Versuchsergebnis. Auch muß man die Rohrzuckerlösung vorher sterilisieren. Vielleicht regen die vorstehenden Angaben den einen oder anderen Leser an, diese einfachen Experimente einmal anzustellen. Wenn er einigermaßen sauber und sorgfältig verfährt, wird er sicher Erfolge haben.

Zur richtigen Beurteilung der Beziehung zwischen dem angewandten Mittel und dem Ergebnis der Entwicklung der Fortpflanzungsorgane, muß sich der Anfänger klar machen, daß die direkten Ursachen für die Entwicklung der Fortpflanzungsorgane nicht in den äußeren Mitteln und in der Veränderung der Lebensbedingungen zu sehen sind, daß vielmehr infolge der genannten Mittel im Innern der Zellen Veränderungen Platz greifen, die ihrerseits die Ursache für die Entwicklung jener Organe bilden. Die angeführten Mittel finden nur „Reize“, die die zur Fortpflanzung führenden Vorgänge im Innern der Zellen „auslösen“.<sup>1)</sup>

<sup>1)</sup> Nähere Angaben über dieses Gebiet findet man auch in der illust. umfangreichen Arbeit von Prof. Dr. Stgmund „Über die Technik, in Algenkulturen Fortpflanzungszustände zu erzielen, zu beobachten und Dauerpräparate herzustellen“, auf Seite 156—171 des „Neudrucks“ der ersten 3 Mikroskopos-Zahrgänge 1907/10 (M 5.—, geb. M 6.—). Ann. d. Red.

# Mikroskopisches vom Pfeffer und seinen Verfälschungen.

Von Dr. Peter Pooth.

Mit 3 Abbildungen.

Unter den wirklichen Gewürzen kann sich wohl der Pfeffer der allergrößten Verbreitung rühmen. Neben dem Salz pflügt er fast auf keiner Tafel zu fehlen; auch dürfte nach dem heutigen Zeitgeschmack ein ungepfeffertes Braten oder Salat unserem Gaumen wenig behagen. Im Handel finden sich unter der Bezeichnung „Pfeffer“ eine ganze Anzahl von Gewürzen zusammen, die botanisch herzlich wenig miteinander zu tun haben. So kennen wir einen Melkenpfeffer, einen Kubebenpfeffer, einen spanischen Pfeffer usw. Vom Pfefferstrauch stammen nur die Körner des schwarzen und des weißen Pfeffers, beides die Früchte des Pfefferstrauchs, die man entweder in unreifem Zustande pflückt und trocknet (schwarzer Pfeffer), oder nach dem Reifen von der Fruchthülle befreit und so in den Handel bringt (weißer oder echter Pfeffer). Etwaige Nebenbezeichnungen, wie Malabar-, Penang- oder Singaporepfeffer, deuten nur die Ausfuhrorte an.

Der Pfefferstrauch (*Piper nigrum* L.), ein 3—4 m hoch werdendes, buschartiges Gewächs, wird besonders in Ostindien, auf Ceylon, Java und Sumatra, kultiviert. Bevor die traubenartig zusammenstehenden, ungestielten Früchte zur Reise gelangt sind, wird ein Teil abgenommen und an der Sonne gedörrt. Dabei schrumpft die Fruchthaut zusammen und bildet eine eigentümliche faltige, schwarze Haut, das Charakteristikum des schwarzen Pfeffers. Die völlig ausgereiften Pfefferfrüchte sind schöne rote Beeren, die man im Wasser aufweicht, um dann die rote Fruchthülle maschinell oder mit den Händen zu entfernen. Die so gewonnenen glatten, graugelben Körner stellen den weißen Pfeffer des Handels dar.

Die eben geschilderte Gewinnung der Pfefferarten erklärt von selbst, daß der anatomische Bau beider Arten derselbe ist, mit dem einzigen Unterschied, daß dem weißen Pfeffer die Elemente der Fruchthülle fehlen.

Wir verschaffen uns von einem zuverlässigen Drogisten einige Körner schwarzen und weißen Pfeffers und bringen sie für geraume Zeit in Chloralhydratlösung, erstens um die Gewebsteile aufzuweichen, dann aber auch, um das harte Korn etwas aufzuweichen und so das Aufertigen der Schnitte zu erleichtern. Das Schneiden der Pfefferkörner ist sowieso eine etwas heikle Arbeit, die große Vorsicht verlangt, wenn man

nicht ein paar Fingerverletzungen mit in Kauf nehmen will. Als ein recht praktischer Halter für diese, selbst Einbettungsmitteln leicht entgleitenden Körner, hat sich ein höchst profaischer Gegenstand erwiesen: jener Krawattenhalter, bei dem zwei, mit spitzen Zacken versehene, zangenartig verbundene Blechstückchen mittels einer Feder zusammengepreßt werden. In gut eingeweichtes Pfefferkorn dringen diese Zacken ziemlich leicht ein und bieten so eine reichlich solide Handhabe für den Schneideprozeß. Wir nehmen zunächst ein Korn des schwarzen Pfeffers und stellen einen Schnitt her, der seine sämtlichen Teile trifft, also einen Querschnitt durch Rinde und Kern. Zur Beobachtung bringen wir den Schnitt in etwas verdünntes Glycerin; wir können aber auch ein Dauerpräparat herstellen, indem wir den gewässerten Schnitt in Glycerin-gelatine einbetten. Untersuchet wird mit einer 100—150fachen Vergrößerung.

Die Fruchthülle des schwarzen Pfeffers besteht aus mehreren Schichten. Außen liegt die Epidermis, die aus kleinen, vielfach mit einer braunen Masse gefüllten Zellen zusammengesetzt ist. Darunter sehen wir die Sklerenchym-schicht, die aus der Epidermis hervorgeht und sich aus ziemlich stark verdickten, teilweise getüpfelten, gleichfalls mit einer braunen Masse angefüllten Zellen zusammensetzt. Die nunmehr folgende Parenchym-schicht wird von harz- und ölhaltigen Zellen, von Gefäßbündeln, Bastfasern usw. durchbrochen. Gehen wir weiter ins Innere des Kernes, so folgt zunächst eine neue, stark mit Skzellen durchsetzte Parenchym-schicht, die von einer Schicht eigentümlich verdickter Steinzellen abgelöst wird. Bei manchen Pfefferarten erscheinen diese hufeisenförmigen Verdickungen stark getüpfelt. Die letztere Schicht geht in die Samenhülle über, die sich aus einer helleren und einer dunklen Schicht zusammensetzt. Die den Kern bildenden, ziemlich gleichmäßigen Zellen enthalten verschiedenartige Einschlüsse, in erster Linie die Stärke, die viele Zellen in Gestalt vielkantiger Körner vollständig anfüllt. Die stärkefreien Zellen enthalten Öl, Harz oder das Alkaloid des Pfeffers, dieses meist in Gestalt schon ausgebildeter farblosler Kristalle. Das gleiche Bild zeigt uns ein Schnitt durch ein Korn des weißen Pfeffers, nur fällt, wie schon gesagt, die Fruchthülle weg.

Haben wir uns so über das Aussehen und

den anatomischen Bau eines Pfefferkorns untersucht, so wird es uns nicht schwer fallen, die verschiedenen Gewebselemente in gemahlenem Pfeffer wiederzuerkennen, ja, wir haben schon

ein Produkt im Handel, das aus Pfefferstaub und Pfefferbruch, die unter Anwendung irgendeines Bindemittels in Körnerform gepreßt worden sind, besteht. Wird ein solches Fabrikat als „Kunstpfeffer“ verkauft, dann läßt sich schließlich nichts dagegen jagen, denn der Käufer kann nichts Besseres verlangen, um so mehr, als die Grundsubstanz dieses Fabrikats immerhin noch von der Pfefferpflanze stammt. Für ein „Kunstwerk“ aber, das nach E. Collin aus präparierten Leguminosensamen besteht, die man durch Behandlung mit Eisensulfat schwarz gefärbt hat und denen durch Einlegen in einen Auszug von spanischem Pfeffer die nötige „Schärfe“ verliehen worden ist, dürfte selbst der Name „Kunstpfeffer“ noch zu gut erscheinen. Dieses Fabrikat soll unter der Bezeichnung „Erviop“ (Umkehrung von „poivre“) in Frankreich im Verkehr sein. Derartige Verfälschungen bieten für

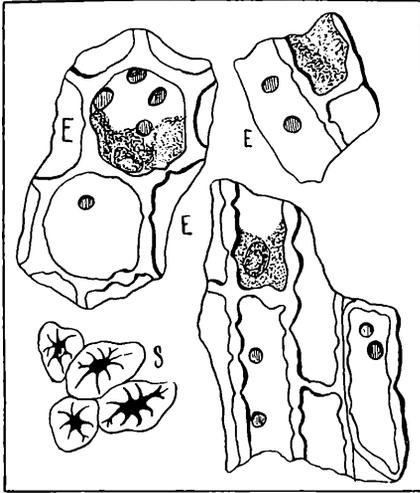


Abb. 1. Fragmente aus Palmerkern-Preßfuchen.

S Steinzellen, E Eiweißzellen, teilweise mit Inhaltstoffen (Nach Erdmann-König, Warenkunde.)

aus der Anwesenheit oder dem Fehlen von Elementen der Fruchthaut feststellen können, ob das Pulver aus weißem oder schwarzem Pfeffer hergestellt worden ist; dem ersteren fehlen die Steinzellen sowie die braunen Teilchen der Epidermis.

Der Pfeffer war schon den Römern bekannt und wurde von ihnen in ihren Kolonien angebaut. Kein Wunder, daß bei einem so lange bekannten Handelsartikel auch die Verfälschungskünste auf recht beachtenswerter Stufe stehen. Nicht nur das Pfefferpulver wird verfälscht, nein, auch die ganze Körnerfrucht entgeht die-

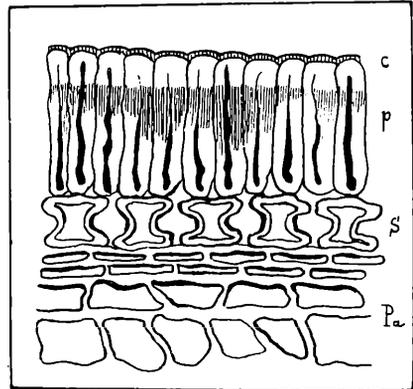


Abb. 2. Schnitt durch ein Samenkorn der Leguminosensamen; etwas schematisiert. c Kutikula, p Pallidzellen, s Säulenzellen, Pa Parenchym.

den Mikroskopiker kaum Interesse; auch sind die angewendeten Mittel so grober Natur, daß eine einfache chemische Analyse schon die nötigen Aufschlüsse zu geben vermag. Bei gemahlenem Pfeffer dagegen liegt die Sache anders; hier kann, nachdem durch die chemische Analyse die nötigen Direktiven gegeben worden sind, das Mikroskop Stauenswertes leisten.

Was die Arbeitsmethode bei der Untersuchung des Pfefferpulvers anlangt, so sei auf die Angaben meines Aufsatzes „Mikroskopisches vom Zimt und seinen Verfälschungen“ (Seite 9 ff. dieses Bandes) hingewiesen. Dort ist auch erläutert, wie man allmählich zu ziemlicher Sicherheit in der Bestimmung von Fälschungsmitteln gelangen kann. Alles, was in dieser Hinsicht vom Zimtpulver gesagt worden ist, gilt auch für das Pfefferpulver.

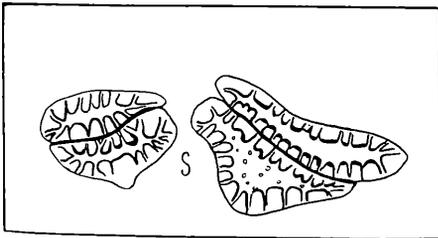


Abb. 2. Steinzellen aus Olivkern-Preßfuchen. (Nach Erdmann-König, Warenkunde.)

sem Schicksal nicht. Dabei ist eine Vermengung der echten Pfefferkörner mit irgendeiner ihnen äußerlich ähnlichen, wertlosen Frucht einer anderen Pflanze ein noch relativ anständiges Fälschmittel. Als sog. „Kunstpfeffer“ findet sich

„Zur Verfälschung des Pfeffers scheint kein Stoff zu schlecht zu sein,“ so leitet Elsner in seinem Buche „Die Praxis des Chemikers“ den entsprechenden Abschnitt ein. Zuerst kommen allerlei Schalen und Stiele in Betracht, dann folgen verschiedene Mehlsorten, weiter Eicheln, Wacholderbeeren, allerlei Sämereien, Ölkuchen, Oliven-, Palmen- und Dattelferne. Alle diese Dinge bezeichnet Elsner als „anständige“ Verfälschungsmittel. Aber die Liste ist noch lange nicht erschöpft. Gemahlene Nusschalen, Kampferholz, Sägepäne, Sand, Staub, Gips, Schwespat, Bleichromat (!), Hochofenschlacke, Torfische — alles das ist schon in unserem Pfeffer gefunden worden.“

Es kann natürlich nicht unsere Aufgabe sein, die ganze Reihe der aufgezählten Dinge einer eingehenden Darstellung zu würdigen. Nur die unter dem Mikroskop am deutlichsten hervortretenden Fälschungsmittel sollen hier besprochen werden, ohne daß damit angedeutet werden soll, daß diese gerade die am häufigsten verwendeten sind.

Wir verfahren bei der Untersuchung genau wie beim Zimt. Zunächst suchen wir uns das mikroskopische Bild des unverfälschten Materials möglichst genau einzuprägen, dann betrachten wir das der Verfälschung dienende Objekt für sich allein, um endlich selbst Mischungen vorzunehmen. An die das Auge so sehr schulenden Zeichenübungen nach dem sich unter dem Mikroskop bietenden Bilde sei besonders erinnert. Man vergesse auch nicht, alle untersuchten Pulver in Chloralhydratlösung aufzulösen.

Gemahlene Eicheln sind vor allem an den viel größeren, gänzlich anders gestalteten Stärkekörnchen zu erkennen. Entölte Wacholderbeeren verraten sich durch die tafelförmigen Epidermiszellen mit ihrem braunen, körnigen Inhalt, durch eigentümlich geformte Steinzellen, sowie durch dickwandige, gestreckte Zellen der Samenhaut (Schall).

Unter Palmkuchen versteht man die kuchenförmigen Pressrückstände der Ölpalmkerne bei der Palmölgewinnung; durch Mahlen liefern sie das sog. Palmmehl. Ist dieses dem Pfeffer beige mischt, so kann man es meist schon mit bloßem Auge, sicher aber mit der Lupe, erkennen. Wir weichen eine Messerspitze voll Palmmehl in verdünnter Kalilauge auf und betrachten das Präparat unter dem Mikroskop. Die vorzüglichsten Merkmale sind große, mit einem schmalen Rand versehene braune Zellen aus der Samenhaut, ferner dickwandige, eiweiß- oder öl-

haltige, stärkefreie Zellen, und endlich stark verdickte, getüpfelte Zellen der Fruchtschale (siehe Abb. 1). Die gemahlene Pfefferkuchen der Olivenkerne zeigen außerdem noch länglichrunde, spindelförmige, stark verdickte Zellen aus der Steinshale (s. Abb. 2).

Nusschalen lassen sich leicht an den außergewöhnlich stark verdickten Steinzellen erkennen, deren Verstärkung manchmal fast die ganze Zelle einnimmt.

Der Bau der Leguminosensamen läßt sich leicht aus Abb. 3, der schematisierten Zeichnung eines Längsschnittes, erkennen. Charakteristisch sind vor allem die palisadenartigen Zellen der Samenschale, die säulenförmigen Zellen des Parenchyms, sowie die gelatinöse Quellschicht des Epithels. In einem Querschnitt durch ein Leguminosensamenkorn erscheint das Parenchym, das vor der Palisaden schicht liegt, manchmal infolge der es durchziehenden Gefäßbündel schachbrettartig angeordnet.

Was nun die oben erwähnten anorganischen Verfälschungsmittel betrifft, so pflegen diese sich unter dem Mikroskop meist in Form dunkler, mehr oder weniger scharfkantiger Brocken zu zeigen. Daß es sich um anorganische Bestandteile handelt, kann man dadurch beweisen, daß sie beim Aufschlännen des verdächtigen Pfefferpulvers mit Wasser zu Boden sinken und so aus einem neuen Präparat verschwinden. Ihre Art zu bestimmen, ist Sache des Chemikers. Meist kommt es auch gar nicht darauf an, zu wissen, was für ein anorganisches Material der Fälscher benutzt hat. Es genügt vollkommen, wenn überhaupt die Anwesenheit von Fremdkörpern einwandsfrei bewiesen ist.

Ein beliebtes Fälschungsmittel ist das „Schönen“ des gemahlene Pfeffers oder der Körner, das darin besteht, daß unansehnliche Pfefferkörner zunächst mit einer Gummilösung behandelt werden, wodurch sie ein schön glänzendes Aussehen erhalten, worauf man sie noch feucht mit Gips, Schwespat oder ähnlichen Stoffen bestreut, damit sie schwerer werden, um sie endlich mit passenden Anilinfarben zu färben. Es ist leicht, alle „Schönungsstufen“ aufzudecken. Die Färbung wird entfernt, indem man das Pfefferkorn in absoluten Alkohol legt, worin die meisten Anilinfarben löslich sind. Dann wird das Korn einer Behandlung in lauwarmem Wasser unterzogen; hier löst sich die Gummischicht und das mit ihrer Hilfe angeklebte Verschwerungsmittel sinkt im Wasser unter. Betrachtet man nun den Bodensatz des Wassers

unter dem Mikroskop, so wird es nicht schwer sein, darin das anorganische Verfälschungsmaterial nachzuweisen.

Wie wir sehen, ist es nicht allzu schwierig, den Pfeifferfälschern hinter ihre Geschäftsgeheimnisse zu kommen, besonders wenn man noch die vielen Hilfsmittel in Betracht zieht, die uns die moderne analytische Chemie bietet. Es ist nur

verwunderlich, daß ein verhältnismäßig so billiges und weitverbreitetes Gewürz, wie der Pfeffer ist, überhaupt noch verfälscht wird, und daß sich die Verfälschung, die mit recht schweren Strafen bedroht ist, lohnt. Diese Sorte unserer lieben Nächsten arbeitet indessen vermutlich auch nach dem Geschäftsprinzip: „Die Masse muß es bringen!“

## Mikroskopie für Anfänger.

### IV. Die Herstellung einfacher Insektenpräparate.

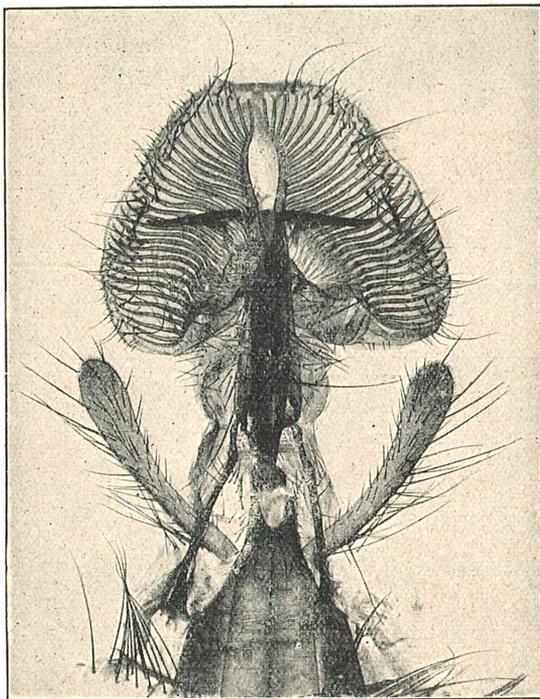
Von Dr. Georg Stehli.

Mit 2 Abbildungen.

Lange Jahre hindurch bildete das Sammeln von Insekten, namentlich von Schmetterlingen und Käfern, die hauptsächlichste Beschäftigung des Naturfreundes mit der Natur. Als aber das Mikroskop mit seiner sinnreichen Einrichtung es gestattete, tiefere Einblicke in den kunstvollen Bau der Organismen zu tun und das Gesehene in Präparaten festzuhalten, da hat gerade die vielgestaltige und so unendlich formen- und farbenprächtige Insektenwelt in noch viel höherem Maße die Aufmerksamkeit der Naturfreunde gefunden. Da zu solchen Studien, wie wir noch sehen werden, keine großen technischen Vorkenntnisse erforderlich sind, so seien ganz besonders die Anfänger auf diese Tierklasse hingewiesen, mit deren Hilfe sie sich auf einfachste Weise einen Einblick in die Bildungsfähigkeit der Natur verschaffen können. Schon die vielgestaltigen Mundwerkzeuge der einzelnen Arten unter den Gliederfüßern und vor allem unter den Insekten vermögen eine prachtvolle Präparatensammlung zu liefern. Da gibt es saugende, stechende, kauende und beißende Mundwerkzeuge, die alle für die Anpassung des betreffenden Tieres an seine Umwelt zeugen. Auch die Augen mit ihren sechsseitigen Facetten, die Taster, die verschiedenen Formen von Fühlern, von denen es bei den Schmetterlingen z. B. kammsähnige, faden-, borsten-, kolben-, spindelförmige u. a. gibt, sind dankbare Objekte, die sich mühelos präparieren lassen. Dann die Flügel mit ihrem Geäder und ihren Schuppen, die Schrillemembranen (Schrillmembranen) an der Innenseite des Oberschenkels der männlichen Feldheuschrecke, die Beine mit den verschiedenartigen Endgliedern, die gleichfalls mit der Lebensweise des betreffenden Tieres in engstem Zusammenhang stehen (ich nenne als Beispiel das mit seinen Härchen besetzte Endglied des Vorderbeines eines Wasserläufers, oder die Umgestaltung des Hinterbeines des Gelbrandes und des Tannelfäfers im Gegensatz zu dem Bau der Hinterbeine des im Schwimmen so ungeschickten Kolbenwasserläufers), sie alle ermöglichen es dem werdenden Mikroskopiker, sich für wenig Geld und mit leichter Mühe in kurzer Zeit eine reichhaltige Präparatensammlung anzulegen. Wer zugleich glücklicher Besitzer einer Kamera ist, der kann sich mit Hilfe dieser Präparate nebenher eine biologische Bilderammlung anlegen, die ihm sein Lehrbuch in ausgezeichnete Weise ergänzt. Die Aufnahmen solcher Gebilde sind ja so

einfach herzustellen, daß sie selbst dem Anfänger kaum misslingen.

Auf das Töten und Fangen der Insekten und Gliederfüßer brauche ich hier wohl nicht näher einzugehen, da die meisten Leser sicherlich schon von Jugend auf darin Erfahrung haben. Zu den



M. Bahlow phot.

Müffel einer Stubenfliege.

meisten Fällen kommt man mit einem Fläschchen mit starkem Alkohol aus; für zählebige Insekten sind Zyanfali oder Schwefelkohlenstoff empfehlenswert; außerdem sind Schwefeläther, Essigäther (letzteres namentlich für Käfer) und Chloroform beliebte Tötungsmittel. Der Fang der Tiere richtet sich nach ihrer Lebensweise, über die man sich aus Dr. R. Floerke „Sammler“ (M. 2.50)

und Stridbes „Allgemeiner Zoologie“ M. 7.—) genau unterrichten kann.

Was die Herstellung von Dauerpräparaten anlangt, so ist es natürlich nicht meine Absicht, hier alle Methoden aufzuzählen, die in der Mikrotechnik für Gliederfüßer zur Anwendung kommen, von denen aber viele recht kompliziert und nur für Spezialuntersuchungen bestimmt sind; denn zu diesem Zwecke würde kaum ein ganzes

eine Lupe und einige (2—3) Salznäpfchen oder Uhrgläschen.

Will man das auf möglichst schonende und schnelle Weise getötete Tier nicht ganz einlegen (wozu sich nur kleine und nicht chitinreiche Arten, wie Läuse, Flöhe usw., eignen), dann trennt man die zu untersuchenden Teile mit einem scharfen Messer oder einer Schere ab, legt sie 3—4 Stunden in absoluten Alkohol, dann ebensolange in 80- und 90%igen Alkohol und überträgt sie schließlich in reines Nelkenöl. Hierin bleiben sie bis zum Aufhellen liegen; sie werden um so durchsichtiger, je länger sie darin weilen. Zum wenigsten soll man die Objekte zwei Tage im Nelkenöl liegen lassen. Zur Kontrolle wird das Mikroskop oder ein Präpariermikroskop benutzt. Ist die Aufhellung weit genug fortgeschritten, so überträgt man das Objekt in einen Tropfen Kanadabalsam, den man auf einen gut gereinigten Objektträger ausgebreitet hat, ordnet die einzelnen Teile mit der Nadel recht übersichtlich an und legt vorsichtig ein gut gereinigtes Deckgläschen auf. Damit ist das Präparat fertig. Man läßt es nun einige Zeit wagerecht liegen, damit es trocknen kann, versieht es dann mit den erforderlichen Etiketten und bewahrt es bis zum Gebrauch in einem staubsicheren Kasten auf. Bisweilen kommt es vor, daß das Deckglas, namentlich bei dickeren, runderen Objekten, wie Beinen u. dgl., nicht wagerecht liegen bleiben will. In solchen Fällen hilft man sich mit einem schwedischen Zündholz, von dem man ein Stückchen von der Länge des Deckglases abschneidet. Dieses Stückchen spaltet man, glättet die Flächen und ordnet die beiden Hälften so auf dem Objektträger an, daß das Deckgläschen glatt auf ihnen ruht. Nun füllt man den Raum zwischen den Leisten mit Kanadabalsam aus und verfährt weiter, wie oben erwähnt. Dieses Verfahren reicht trotz seiner Einfachheit für alle Fälle aus. Es hat dabei den großen Vorzug der unbedingten Haltbarkeit, denn ich habe heute noch derartige Präparate in meiner Sammlung, die vor mehr als zehn Jahren während eines Ferienaufenthaltes auf dem Lande hergestellt worden sind.



M. Pahlow phot.

Fuß einer Spinne.

Heft ausreichen. Ich will hier nur zeigen, wie auch der mikrotechnisch nicht vorgebildete Naturfreund sich von den erwähnten Tieren billig und schnell Dauerpräparate herstellen kann. Die dazu nötige Ausrüstung beschränkt sich auf eine Schere, ein scharfes Stalpell, zwei Präpariernadeln, eine Pinzette, je ein Gläschen 75%igen, 80%igen, 90%igen und absoluten Alkohol, ein Gläschen Nelkenöl, ein Gläschen Kanadabalsam,

## Pilzstudien an Pferdemist.

Fortsetzung v. S. 74.

Von Prof. Dr. Hans Bachmann.

Mit zahlreichen Abbildungen.

### E. Sporodinia grandis.

Wer sich die Mühe nimmt, eine ganze Reihe von Glasglocken mit Pferdemist zu beschicken, der wird in seinen Kulturen außer den besprochenen Arten, die am häufigsten auf Pferdemist vorkommen, noch zahlreiche andere Phytkomyzeten entdecken. Vielleicht läßt ein glücklicher Zufall gar auf der Oberfläche des Nährsubstrats Hygosporen auftreten. Man kann diesem Zufall ein wenig nachhelfen, wenn man sich Reinkulturen von *Sporodinia grandis* (Abb. 7) verschafft. Diesen Pilz erhält man dadurch, daß man Hutschwämme unter eine Glasglocke

bringt. Die Fruchthyphen von *Sp. grandis* sind aufrecht, 1—3 cm hoch, 5—6fach rechtwinklig gelblich verzweigt. Die Endäste der Gabelung sind keulenförmig und tragen das kugelige Sporangium, das eine kugelige Kolumella enthält. Anfänglich ohne Querrände, erhält der im Alter gelblich gefärbte Sporangienträger später zahlreiche Querrände. Lebs hat gezeigt, daß es leicht gelingt, diesen Pilz zur Hygosporenbildung zu bringen. Als Nährböden verwendet man entweder mit Pflanzensaft getränktes Brot oder Rübenschnitten von *Daucus Carota* oder Agar-Pflaumenjaft. Nach 3—4 Tagen erschei-

nen die Zygosporen bereits. Es entwickeln sich aufrechte, 2—3 cm hohe, mehrfach gabelige Zygosporeenträger. Seitlich entstehen die keulenförmigen Geschlechtsäste oder Progameten, die einander bis zur Berührung entgegenwachsen. Ihr Protoplasma ist reich an Vakuolen und an

schwimmenden Mittelmembran stehen zwei Zellkerne einander gegenüber, die sich durch ihre Größe von den übrigen Zellkernen unterscheiden. Diese beiden Zellkerne gelangen zur Verschmelzung, während die kleineren an die Peripherie wandern und sich an der Bildung der

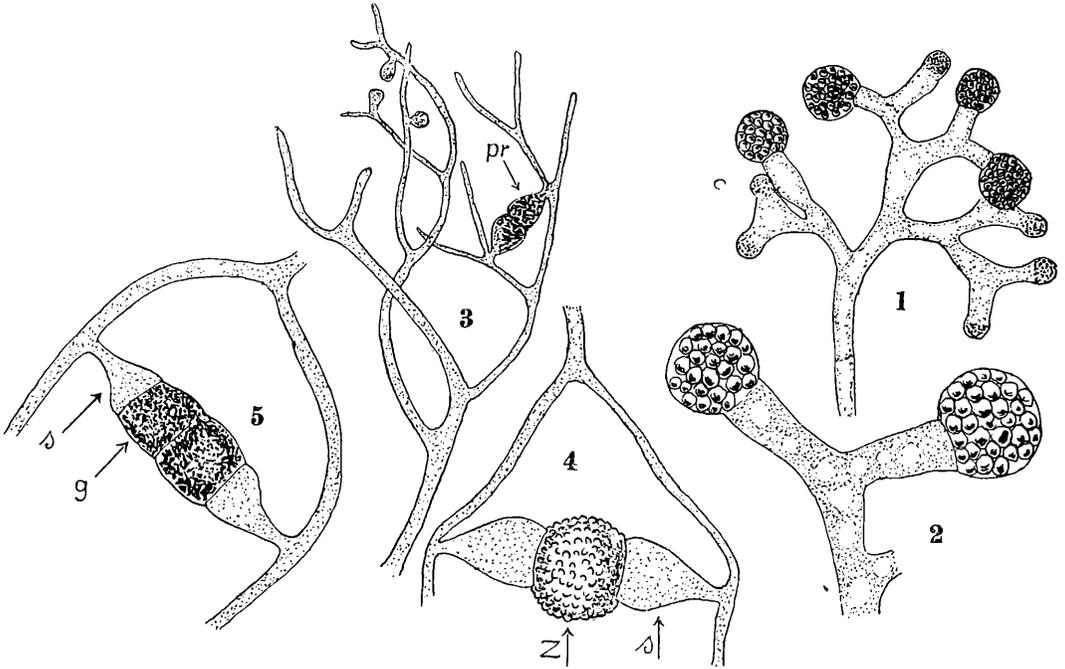


Abb. 7. Sporodinia grandis. 1. Sporangienträger; 2. Sporangien; 3. Zygosporenbildendes Mycel, pr Progameten; 4. Fertige Zygospore (z), s Suspensor; 5. Gameten (g) vom Suspensor abgegrenzt. (1, 2, 3 und 4 nach Klebs, 5 nach Präparat.)

der Berührungsstelle sehr dicht. Nach Lender, dessen Angaben ich bei der Darstellung des Zygosporenbildungsprozesses folge, dringt der eine Progamet oft an der Berührungsstelle in den andern ein. Sehr kleine und zahlreiche Zellkerne liegen regelmäßig im Protoplasma verteilt. Bald erscheint in jedem Progamet eine Querswand und trennt den Gameten, d. h. die zur Konjugation bestimmte Zelle, von der Tragzelle, dem Suspensor, ab. Nun verschwindet die Mittelmembran. Symmetrisch zur ver-

Membran beteiligen. Die Zygospore wird nun zu einer kugelförmigen Zelle von 300  $\mu$  Durchmesser mit einem dicken, braunen, warzigen Exospore (äußere Membran) und einem farblosen Endospore (innere Membran). Es gibt auch Fälle, wo die Gameten sich nicht vereinigen, und dafür eine Gamete von sich aus eine Spore liefert, die man als Parthenospore oder Azygospore bezeichnet. Die Zygospore keimt entweder zu einem Myzel oder zu einem Sporangienträger aus.

## Mikroskopische Untersuchungen an Orchideenblüten.

Von H. Pfeiffer.

Mit 4 Abbildungen.

Untersuchungsmaterial: Ein Exemplar von *Orchis maculata*.

Reagenzien: Alkohol, Kalium- und Natrium-lauge, Glycerin, Kanadabalsam oder Goldlötlage (Paraffin zum Einbetten).

Geräte: Uhrgläschen; ein Auswaschapparat.

Die Orchideen gehören wegen des seltsamen Baues ihrer Blüten zu den interessantesten Vertretern der Pflanzenwelt. Leider nehmen un-

tere heimischen Orchideen jedoch langsam immer mehr an Zahl ab; hier und da sind sie bereits vollkommen verschwunden. Die „Naturfreunde“ rauben vielfach die ganze Pflanze mit den bereits angelegten nächstjährigen Knollen. Da außerdem häufig die Bestäubung der Orchideen recht schwierig und mit der erfolgten Bestäubung die Fortpflanzung und Vermehrung noch lange nicht gewährleistet ist, ziehen sich diese hübschen Kinder Floras immer mehr zurück. Pflicht der wahren Naturfreunde ist es demnach, diese seltsamen Pflanzen so sehr wie möglich zu schonen, und wenn man sie genauer studieren will, möglichst wenige Exemplare dazu zu opfern. Um zu zeigen, daß diese Forderung sehr leicht zu erfüllen ist, möchte ich hier einmal erläutern, was man mit dem Mikroskop alles an Orchideenblüten sehen kann. Für die Untersuchung braucht man nur ein einziges Exemplar, so daß auch Schulen, in denen die Schüler selber praktisch arbeiten, diese Studien ausführen lassen können.

Für die Arbeiten braucht man nicht immer frisches Material zu sammeln; man kann auch Herbarmaterial verwenden. In diesem Falle werden die vorsichtig aus dem Herbar gelösten Exemplare zuerst mit Alkohol und dann mit verdünnter Kalilauge behandelt, damit die eingetrockneten Pflanzenmumien wieder weich werden und sich ausdehnen. Die aufgeweichten Pflanzen werden mit Alkohol gehärtet und dann mit dem Rasiermesser oder mit dem Mikrotom geschnitten. In der Regel wird man aber wohl frische Pflanzen untersuchen.

Wie dabei vorzugehen und wie das getrocknete und wieder aufgefrieschte Material weiter zu behandeln ist, werden wir hernach bei den einzelnen Untersuchungen sehen. Auf die Punkte, die an jeder Blüte zu untersuchen sind, z. B. den Bau der Kronblätter, gehe ich hier nicht näher ein. Daß solche Studien aber auch ausgeführt werden müssen, ist selbstverständlich. Anleitung dazu findet sich in den meisten botanischen Praktika.

### 1. Querschnitte durch junge Blütenknospen.

Die Orchideenblüten zeichnen sich vor den Fortpflanzungsorganen anderer Pflanzen durch ihren merkwürdigen Bau aus. Die Blütenhülle zeigt im Querschnitt zwei Kreise. Die drei obersten Perigonzipfel, nämlich das oberste Perigonblatt des äußeren Kreises und die beiden obersten des inneren Kreises, bilden über der Blüte ein schützendes Wetterdach. Die Insekten, die durch die weitleuchtenden Blütenstände an-

gelockt werden (vornehmlich Hummeln und Bienen), nehmen auf der Unterlippe, also auf dem untersten Perigonblatt des inneren Kreises, Platz und stecken ihren Rüssel in dessen spornartig nach unten verlaufende Verlängerung hinein. Der Stiel, auf dem die ganze Blüte zu ruhen scheint, ist der unterständige Fruchtknoten. In der Mitte erhebt sich die Säule der Befruchtungsorgane. Die Narbe ist dreiteilig. Ihre beiden unteren Lappen bilden einen vorspringenden Wulst. Der dritte Lappen, das sog. Kofstellum, liegt vor diesem Wulst. Über dem Kofstellum liegen die gestielten Pollenmassen des einzigen Staubgefäßes, dessen Faden mit einem kurzen Fortsatz des Fruchtknotens so innig verschmolzen ist, daß man nur die Anthere (Staubbeutel) sieht. Über alle diese Tatsachen hat man sich an der geöffneten Blüte zu unterrichten, bevor man daran geht, die Lage der Teile in der Knospe an Querschnitten zu untersuchen.

Querschnitte, die uns den Grundriß der Blüte vorführen, nennt man Blütendiagrame. Wir wählen zur Herstellung des Querschnitts Knospen aus, die etwas größer sind als die, die eben aus den umhüllenden Blättern hervorbrechen. Es empfiehlt sich, die Knospen in Paraffin einzubetten.<sup>1)</sup> Die Schnitte brauchen nicht besonders dünn zu sein. Dickere haben den Vorzug, daß die einzelnen Teile nicht so leicht auseinanderfallen. Dies gilt auch für Querschnitte durch den Fruchtknoten (i. u.), bei dem bei sehr dünnen Schnitten die Samenknochen leicht herausfallen. Sehr zu empfehlen ist es, erst einen etwas dickeren Schnitt zur Gewinnung eines Überblicksbildes anzufertigen und Einzelheiten auf dünneren Teilschnitten zu studieren. Da der Fruchtknoten unterständig ist, d. h. tiefer liegt als die übrigen Blütenteile, so können wir auf einem Querschnitt nicht gleichzeitig die weibliche Befruchtungsanlage, das Gynözium, und das männliche Androzium, bestehend aus dem einzigen Staubbeutel, sehen. Was ein solcher Querschnitt alles zeigt, ergibt sich aus Abb. 1.

### 2. Längsschnitte durch junge Blütenknospen.

Da man stets Quer- und Längsschnitte studieren muß, um eine richtige Vorstellung von der körperlichen Natur der untersuchten Objekte zu bekommen,<sup>2)</sup> so müssen wir nunmehr Längsschnitte durch die jungen Knospen herstellen. 2—4 mm lange Knospen eignen sich am besten

<sup>1)</sup> Vergl. darüber Dr. G. Stehli, Das Mikrotom und die Mikrotomtechnik (Handbuch der Mikroskop. Technik, Bd. II, Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung.)

<sup>2)</sup> Vergl. „Mikrokosmos“, VII., 1913/14, S. 91—98.

für unsere Studien. Auch für die Längsschnitte empfiehlt es sich, eingebettetes Material zu verwenden. Was an den Präparaten zu sehen ist, zeigt Abb. 2. Man erblickt den Fruchtknoten

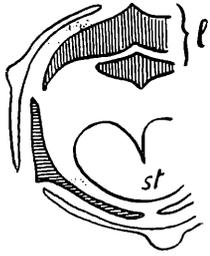


Abb. 1. Knospenquerschnitt; st das einzige Staubblatt; l Lippe, ungefalt; die Perigonblätter des inneren Kreises schraffiert.

mit den angelegten Samenknochen, die Lippe und ihre Verlängerung zum Sporn, von den äußeren Perigonblättern ein seitliches und das mediane, ein seitliches inneres Perigonblatt, die Anlage der Narben und das Rostellum.

**3. Die Herstellung von Dauerpräparaten der Knospenschnitte.**

Nachdem wir uns über die Lage der Blüten- teile innerhalb der Knospe unterrichtet haben, können wir daran gehen, die Präparate zu Dauerpräparaten umzuarbeiten. Die frischen Schnitte werden zumeist im Wassertropfen unter- sucht. Nun bringt man sie in ein Uhrschälchen mit Alkohol, dem man später etwas Kali- oder Natronlauge zusetzt. Das Uhrschälchen muß man bis zum folgenden Tag stehen lassen, es aber dabei gut zudecken und dadurch vor Staub schützen. Am nächsten Tage gießt man die Flüssigkeit ab und spült mehrmals mit reinem Wasser nach. Um die Schnitte beim Spülen nicht zu verlieren, benützt man am besten einen

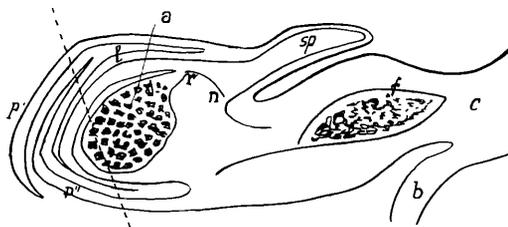


Abb. 2. Knospenlängsschnitt; l Lippe; sp Sporn; n Narbe mit Rostellum r; a Inhalt des Staubbeutelstachs; p' und p'' Perigonblätter; f Fruchtknoten; c Stiel der Knospe; b Deck- blatt der Knospe.

Auswaschapparat, z. B. den von Schaffnit, der in dem bereits zitierten Werke von Dr. G. Stehl beschrieben ist. Nach dem Auswaschen läßt man das Präparat einen Tag lang in wenig Wasser stehen, dem man einige Tropfen Gly- zerin zugefügt hat. Dabei hat man das Auf- bewahrungsgefäß so zu stellen, daß das Wasser

allmählich verdunstet, das Präparat aber vor Staub geschützt bleibt. Schließlich bringt man das Präparat in einen auf dem Objektträger befindlichen Tropfen unverdünntes Glycerin, legt ein Deckglas auf, verschließt in der üblichen Weise mit Kanadabalsam oder dergleichen und bringt die nötigen Bezeichnungen an, wobei man alle näheren Umstände genau angibt. So soll z. B. vermerkt werden, ob der Schnitt von einer geschlossenen oder einer eben sich öffnenden Knospe stammt, ob er einer jungen oder einer älteren, schon absterbenden Blüte angehört usw.

**4. Querschnitte durch den Fruchtknoten.**

Nach der Untersuchung der Knospen gehen wir zur Betrachtung der geöffneten Blüte über. Wie schon eingangs erwähnt wurde, studiert man zunächst den Bau der Blumenblätter an Quer- schnitten und „Aufsicht“-Präparaten. Nachdem das geschehen ist, wenden wir uns den andern



Abb. 3. Fruchtknospenquerschnitt; pl eine Plazenta, daran die Samen- knospen; f die Rippen.

Teilen der Blüte zu, und zwar betrachten wir zuerst das Gynözeum.

Wie bei den meisten höheren Pflanzen, so sind auch beim Knabenkraut die Fruchtblätter zu einem so stark umgebildeten Organ verwach- sen, daß man das einzelne Fruchtblatt nicht mehr erkennen kann. Dieses Organ, Pistill genannt, gliedert sich in Fruchtknoten (Ovarium), Griffel und Narbe. Der Fruchtknoten enthält die Samenanlagen oder Ovula (Eichen), die durch je einen besonderen Träger (Funktulus ge- nannt) an den Samenleisten oder Plazenten befestigt sind. Alles weitere geht aus den Schnitt- präparaten hervor, die wir jetzt anfertigen. Zur Untersuchung benehmen wir mit Glycerin. Wo dann die genannten Organe liegen, ergibt sich aus Abb. 3.

**5. Die Untersuchung der Samenknochen (Ovula).**

Der Querschnitt durch den Fruchtknoten, zu dessen Herstellung wir übrigens am besten ge- härtetes Material benutzen, hat uns bereits die Samenknochen gezeigt, die wir jetzt eingehender studieren wollen. Die Samenknochen der Or- chideen zeichnen sich vor denen vieler anderer

Pflanzen durch große Durchsichtigkeit und geringe Größe aus, sind demnach zur mikroskopischen Untersuchung wie geschaffen. Man braucht sie nicht zu schneiden, sondern nur aus ihrer Umgebung herauszulösen und in Wasser oder verdünntes Glycerin zu bringen. Reines Glycerin ist nicht zu empfehlen; zarte Objekte leiden darin leicht. Da sich die Blüten der Orchideen nacheinander öffnen, und zwar von unten beginnend und dann die Achse hinaufsteigend, bekommen wir an unserem Exemplar junge und ältere Blüten. Dieser Umstand ermöglicht es uns, die Entwicklung der Samenknospen von Anfang bis zu Ende zu studieren. Wir brauchen nur auf jedem Präparat zu vermer-

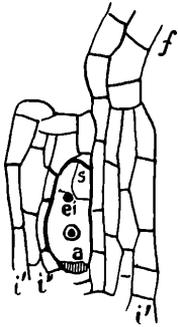


Abb. 4. Unbefruchtete Samenanlage: f Punktkulus; 1' äußeres, 1'' inneres Integument, beide den Embryosack einschließend; darin e die Eizelle, s die Synergiden, a die reduzierten Antipodenzellen.

ken, wie groß der Fruchtknoten war, dem das Präparat entstammt. In jungen, empfangnisreifen Samenknospen können wir den gesamten Knospenkernapparat mit Eizelle, den Synergiden und den meist reduzierten Antipodenzellen beobachten. In mehr herangereiften Ovula wird man den Embryo auf Größe, Gestalt und Zahl der ihn aufbauenden Zellen sowie auf die Lage innerhalb der Knospenhüllen (Integumente) untersuchen. Eine Sammlung von Dauerpräparaten über diesen Gegenstand läßt sich ohne große Schwierigkeiten herstellen. Läßt man die Pflanze (sofern man ein Exemplar mit Knollen bekommen hat) bis nach der Bestäubung und Reifung stehen, so kann man auch noch die Samen untersuchen, die aus den Spalten der sechsflappigen Kapsel herausgeblasen werden können. Dabei fällt auf, daß die Samenschale den Keimling wie einen weiten Mantel umschließt (biologische Bedeutung für die Verbreitung der Pflanze!).

## 6. Die Untersuchung des Androeceums.

Die Orchideen haben nur ein einziges Staubgefäß in jeder Blüte, das zwei Staubbeutel-fächer enthält. Der Staub jedes Faches wird durch eine aus dem Kostellum (s. o.) hervorgegangene klebrige Flüssigkeit zusammengehalten. Die zusammengeballte Staubmasse eines Staubbeutel-fachs sitzt auf einem Kaudikula genannten Träger und vielfach noch auf einer Klebdrüse. Das ganze Gebilde heißt Pollinarium und ist, wie bereits angedeutet wurde, in jeder Blüte doppelt vorhanden. Ohne große Mühe gelingt es, ein Pollinarium mit einem spitzen Bleistift, einer Feder oder einer Präpariernadel abzulösen. Die anfangs aufrechtstehenden kölbchenförmigen Pollinarien neigen sich bald vornüber (vgl. darüber ein botanisch=biologisches Lehrbuch!). Zur mikroskopischen Untersuchung befeuchtet man ein Pollinarium mit 70%igem Alkohol und überträgt es in Wasser auf einen Objektträger. Man erkennt so gleich die besprochenen Bestandteile des Organs und kann die zusammenhängende Blütenstaubmasse durch einen sanften Druck auf das Deckglas isolieren. Meist sieht man, daß je vier Staubkörner zusammenhängen. Bei genügend durchsichtigen Präparaten erkennt man vielfach auch die höhere Einheit der zusammenhängenden Staubmasse, die keulenförmigen Massulae. Will man eingehendere Studien darüber machen, so empfiehlt es sich, die aus den Blüten gelösten Pollinarien einige Stunden lang in stark verdünnte Kali- oder Natronlauge (Uhrschälchen!) zu bringen. Die Untersuchung geschieht, nachdem die Präparate in Wasser ausgewaschen worden sind, in destilliertem Wasser oder in Glycerin.

\* \* \*

Es bedarf kaum der Erwähnung, daß man ähnliche Untersuchungen auch an andern Vertretern der Orchidaceen anstellen kann. Beim Studieren anderer Vertreter der Orchidaceen und überhaupt der ganzen Pflanzenwelt sollte man stets in gleicher Weise verfahren, also nach Möglichkeit alles an einer Pflanze untersuchen, um nicht durch Sammeln von übermäßig viel Material ein Verbrechen an der Natur und ihren Kindern zu begehen.

## Kleine Mitteilungen.

**Eine Vereinfachung des Golgi-Verfahrens zur Darstellung des Binnettes** stellt folgende von Ramon y Cajal (Trab. Lab. Invest. Biol. Univ. Madrid, Bd. X, 1912, S. 209, f. auch Zeitschr. f. wissensch. Mikr., Bd. XXX, S. 235) ausgearbeitete Methode dar. Man fixiert Stücke des Nervengewebes von 2—2½ mm in einem Gemisch von 1 g Urannitrat, 15 g Formol und 100 g destill. Wasser, und zwar bei erwachsenen Tieren und schwierig zu behandelnden Präparaten weniger als 12 Stunden, bei jungen Tieren 24—36 Stunden. Nach kurzem Abwaschen überträgt man in eine 0,75—1,5prozentige (je nach der Größe) Silbernitratlösung und zwar für 36—48 Stunden. Hier auf wäscht man zweimal einige Sekunden in destill. Wasser ab und bringt die Stücke dann in eine Reduktionslösung aus 2 g Hydrochinon + 6 g Formol + 0,15—0,25 g wasserfreiem Natriumsulfid + 100 g destill. Wasser. Es ist vorteilhaft, die zu behandelnden Stücke auf etwa 1 mm Dicke zu verkleinern, da die Reduktionslösung nur in einer sehr dünnen Schicht wirkt; bei Material von jungen Tieren können Stücke von 2 mm Dicke zur Verwendung gelangen. Schließlich behandelt man eine Stunde mit 50proz., dann mit 96proz. Alkohol und bettet in Zelloidin ein. Die Schnitte werden in Origanumöl aufgeklebt und in Kanadabalsam eingeschlossen. — Zum Zwecke der Färbung wäscht man gut mit Wasser aus und färbt die Schnitte in Hämatoxylin (Böhmmer) oder in Gentianaviolett usw. Zur Darstellung der Neuroglia ist das Urannitrat in der Fixierungsflüssigkeit fortzulassen. Dr. R. S.

**Zum Studium des feineren Baues der Muskelfasern der Wirbellosen** fixiert Sanchez Sanchez (Trab. Lab. Invest. Biol. Univ. Madrid, Bd. XI, 1913, S. 11 ff., f. auch Zeitschr. f. wissensch. Mikr., Bd. XXXI, S. 145) kleine Muskelstücke (2—4 mm) von Schnecken, Miesmuscheln, Blutegeln und Insekten 8—12 Stunden lang in einer 1proz. wässrigen Lösung von Urannitrat unter Zusatz von 15 Teilen Formol auf 100 Teile. Nach raschem Abwaschen in Wasser überträgt man für 24 Stunden in eine 1proz. Silbernitratlösung, wäscht in destill. Wasser aus und bringt die Präparate 24 Stunden in die Reduktionslösung (100 cem destill. Wasser + 2 g Hydrochinon + 6 cem Formol + sehr wenig wasserfreies Natriumsulfid). Man wäscht wiederum in destill. Wasser aus, entfärbt, schließt in Zelloidin oder Paraffin ein und fertigt Schnitte an. Dr. R. S.

**Zur Markscheidenfärbung** empfiehlt Schmitz (er Neurol. Zentralbl., Jahrg. 32, S. 403) die falsche Methode in folgender Modifikation. Das in Formol fixierte oder frische Material wird mit 2½proz. Kaliumbichromat oder in Bichromatfluorchrombeize wie gewöhnlich gehärtet. Nach dem Einbetten und Schneiden, das wie üblich gehandhabt wird, werden die Schnitte drei Tage mit einer 2½proz. Kaliumbichromatlösung nachbehandelt, sodann in Wasser abgepült und 15—24 Stunden bei Zimmertemperatur in Hämatoxylin (10 Teile 10proz. alkoh. Hämatoxylinlösung + 90 Teile Wasser) gefärbt. Die Färbelösung kann nach Filtration wiederholt gebraucht werden. Nach Abpülen in Wasser erfolgt die Vordifferenzierung

mit einem kurz vor Gebrauch hergestellten Gemisch aus 10 Teilen 2proz. roter Blutlaugensalzlösung + 30 Teilen gesättigter wässriger Lösung von Lithiumkarbonat. Man läßt etwa eine Minute einwirken, bis der freie Zelloidinrand entfärbt ist, wäscht hierauf gründlich aus und chromiert 30 Sekunden in 2½proz. Kaliumbichromat. Man spült wiederum mit Wasser ab und differenziert nach Pal 30—60 Sekunden in Kaliumpermanganat (1:600), spült ab und bleicht in einem Gemisch (erst vor Gebrauch herstellen) von gleichen Teilen 1proz. Natriarsäurelösung und 1proz. Lösung von schwefligsaurem Natrium. Dann spült man wieder ab, differenziert nochmals, bis die Schnitte den gleichmäßig weißlichen Grundton zeigen und behandelt sie schließlich in ammoniak- oder lithiumhaltigem Wasser. Dr. R. S.

**Warum sterben wir?** Antwort auf diese große Frage gibt das kürzlich erschienene „Kosmos“-Bändchen von Dr. M. Lipschütz: „Warum wir sterben!“ (Stuttgart, Franck'sche Verlagsbuchhandlung, geh. M 1.—, geb. M 1.80). Der Verfasser führt darin aus, daß der natürliche Tod durch einen allmählich zunehmenden Schwund der Zellen des menschlichen Körpers herbeigeführt wird. Dieser Schwund ist bedingt durch eine Anhäufung von Stoffwechselprodukten, die nicht rasch genug aus den Zellen herausgeschafft werden und den Stoffwechsel der Zellen stören, bis diese schließlich den Dienst versagen. Dann beginnt ein großes und schnelles Sterben der Zellen des Zellverbandes. — Daß heute so wenig Menschen aus Altersschwäche sterben, liegt nicht daran, daß es einen Tod aus Altersschwäche nicht gibt, sondern lediglich daran, daß der gealterte Organismus sehr leicht verschiedenen Krankheiten erliegt, die für jüngere Leute nicht tödlich sind. Der Greis, der an irgendeiner Krankheit stirbt, stirbt gleichzeitig immer an Altersschwäche. — Tausend Schädlichkeiten wirken heutzutage auf den Menschen ein. Viele Menschen gehen zu früh ins Grab, weil sie in schlechten Wohnungen haften, schlecht essen und von der Arbeit zermüdet sind. Hier sollte eingegriffen werden, meint der Verfasser. — „Wünnte man diesem guten Rat folgen: man lebte dahin seine siebenzig, achtzig und hundert Jahre, heitern Gemütes, auf ein arbeitsfrohes Leben zurückblickend, an den Jungen sich erfreuend, die man ins heitere Leben geführt, und die Zeit wäre dann da, wo die Menschen wohl erlernten, die schönsten Feste zu weihen, wo ihnen wäre der Tod ein Fest.“ Lipschütz, der sich seit Jahren mit dem Gegenstand seines Buches beschäftigt hat, versteht es, den Leser durch seine geistvollen und doch stets allgemeinverständlichen Ausführungen zu fesseln. Wer nach dem wertvollen Büchlein greift, wird es sicher nach der Lektüre befriedigt wieder beiseite legen. W.

**Fortpflanzung und Keimzellenbildung bei Reimatoden.** E. Krüger (Z. f. wiss. Zool., Bd. 105) fixierte mit heißem Sublimatgemisch nach Gieson-Petrunkewitsch (mit Sublimat gesättigtes Gemisch von 300 Teilen destill. Wasser + 200 Teilen abs. Alk. + 90 Teile Eisessig + 10 Teile Salpetersäure) und bettete in Zelloidin-Paraffin ein

(Schnittdicke 10  $\mu$ ). Färbung für die Spermato-genese: Heidenhains Eisenhämatoxylin mit Lichtgrün und Boraxfarmin mit Bleu de Lyon. Färbung für die Cirrose: Munkfarmin, Hämatoxylin (n. Del.) mit Pikrofarmin. Dr. G. St.

**Zum Studium der Histologie der Heteropoden.** Zur Fixierung dieser marinen Riefschnecken eignet sich nach C. Reupisch (Z. f. wiss. Zool., Bd. 102) die modifizierte 5proz. Hellsche Lösung: 50 ccm Calium bichrom. (7proz.) + 50 ccm Sublimat (6proz.) + 10 ccm Formol. In dieser Lösung bleiben die Tiere 5–6 Std., werden dann 24 Std. ausgewaschen und in einer 5proz. Formollösung aufbewahrt. Die Einbettung ist sehr schwer. Nachdem vorsichtig entwässert ist, darf die Konzentration des Alkohols nur sehr langsam erhöht werden, zuerst täglich um 5 bis 10%, vom 70–90prozentigen Alkohol aber nur noch um 2,5% täglich und vom 90–100proz. nur noch um 1% pro Tag anwärts. Unter den gleichen Vorsichtsmaßregeln wird in Chloroform überge-

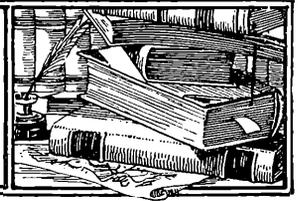
führt, dann in reines Chloroform-Paraffin und zwar wird dem Chloroform solange Paraffin von 42° zugesetzt, bis sich kein Paraffin mehr bei Zimmertemperatur in dem Chloroform löst. Auch jetzt ist erst recht große Vorsicht nötig bei der Überführung in erhöhte Temperatur, weil dabei noch viel leichter Schrumpfungen eintreten können, als beim Entwässern. Daher brachte Reupisch das Objekt zunächst in eine kaltgesättigte Lösung von weichem Paraffin in Chloroform in einen Thermoskaten von 40° C. Nach etwa einer Stunde ist soviel Chloroform verdunstet, daß das Objekt noch für 1/4–1/2 Std. in reines Paraffin von 42° gebracht werden kann. Dann gelangt die Schale in einen Ofen von 55° C, damit sich die Temperatur ganz langsam unter Vermeidung von Sprüngen bis auf 55° erhöht, und schließlich erfolgt Einbettung in Paraffin von 53°. Die Schnitte (von 5–20  $\mu$ ) wurden mit Ehrlich-Biondischer Dreifachfärbung und Heidenhains Eisenhämatoxylin gefärbt.

Dr. G. St.



## Bücherschau.

Bei der Fülle der eingehenden Neuerscheinungen können wir unverlangt zugesandte Werte im allgemeinen nur mit Titel, Verlag und Preis auführen. Etwa Rücksendung nicht besprochener unverlangter Werte erfolgt nicht.



**Wilhelm Bölsche, Der Mensch der Zukunft.** Mit einem farbigen Titelbild und Zierleisten von Willy Pfand. 8°, geh. M 1.—, geb. M 1.80. Stuttgart, 1915, Kosmos, Gesellschaft der Naturfreunde (Franck'sche Verlagshandlung).

Ein neues Buch von Bölsche nimmt man stets mit besonderem Interesse in die Hand; auch das vorliegende schmucke Bändchen wird von den vielen Tausenden von Verehrern des geistvollen Forschers hochgeschätzt werden, denn in ihm finden seine Studien, die er in den Bändchen „Abstammung des Menschen“ und „Vorzeit des Menschen“ niedergelegt hat, Abschluß und Krönung. Aus dem Leben der Vergangenheit tut Bölsche hier einen Blick in die Zukunft. Es ist aber kein phantastischer Traum, was er enthüllt, vielmehr bezeichnen auch hier schlichte naturwissenschaftliche Tatsachen und Erwägungen den Weg. Bölsche führt dann aus, daß der Mensch heute trotz seines natürlichen Ursprungs eine vollkommen überragende Stellung auf der Erde einnehme. Gleichwohl müsse er aber auch weiter von gewissen Naturgesetzmäßigkeiten des Werdens abhängig sein. Gibt es eine dauernd ansteigende Entwicklung auf der Erde? Oder muß jede Art nach gewisser Zeit wieder abnehmen, degenerieren? Was sind die Gesetze des Aussterbens der Arten, und in wiefern könnten sie auch auf den Menschen Anwendung finden? Schon sehen wir ihn bei der Arbeit, die Lebensformen um sich her selbsttätig zu verwandeln, umzuzüchten. Wie weit könnte solche bewußte Züchtung auch auf ihn selber Anwendung finden? Alle diese interessanten Fragen erörtert

Bölsche hier in allgemein verständlicher Form und schließt sein Buch mit einem Ausblick auf die höchsten geistigen Fortschrittsfragen der Menschheit, die nicht bloß bei Organ und Technik, sondern in der Bervollkommnung unserer idealen Güter liegen. Dieser letzte Teil ist von ganz besonderem Interesse in diesen tief bewegten Tagen, da wir letzten Endes um nichts anderes, als um diesen idealen Fortschritt der Menschheit kämpfen.

**Jack London, Vor Adam.** Mit Genehmigung des Verfassers aus dem Amerikanischen überetzt von Ernst Untermann. Mit zahlreichen Abbildungen nach Zeichnungen von Willy Pfand. Preis geh. M 1.80, geb. M 2.80. 1915, Franck'sche Verlagshandlung, Stuttgart.

Ein ganz eigenartiges Buch legt der bekannte Kosmos-Verlag in Stuttgart mit diesem Werke während der Kriegszeit auf den Tisch literarischer Neuerscheinungen. „Es ist ein Bild aus dem Leben unserer Urvölker, und deren Geschichte ist auch unsere Geschichte“, sagt der Übersetzer zur Einleitung. Eine Erzählung aus der Vorzeit auf naturwissenschaftlicher Grundlage bringt das Buch und es darf festlich zu den besten Erscheinungen auf diesem Gebiet gezählt werden. Natürlich wird es da oder dort auf Widerspruch stoßen, denn der Verfasser behandelt seinen Stoff ausgehend von der Darwinischen Theorie. Der vorurteilsfrei denkende Leser wird aber trotzdem gerne nach dem Buche greifen und an ihm auch Gefallen finden, denn es ist so reizvoll in Inhalt und Form, daß man es nicht wieder beiseite legen kann, bis man zu Ende gelesen hat.

# Mit Mikroskop und Kamera

## Beiblatt zum „Mikrokosmos“

Dieses Beiblatt berichtet über alle Fortschritte der Mikrophotographie und leitet zu mikrophotographischen Arbeiten an; vor allem aber dient es zur Veröffentlichung guter Mikrophotographien mit oder ohne begleitenden Text, die unsere Leser andern zugänglich machen wollen. Wir nehmen entsprechende Einfendungen gern entgegen. Die Veröffentlichung erfolgt nach Maßgabe des verfügbaren Raumes.

### Die Selbstanfertigung eines mikrophotographischen Apparats.

Nebst Anleitung zum Gebrauch.

Fortsetzung von S. 80.

Von Dr. Alois Czepa.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### II. Der Apparat.

Bevor man den Bau eines Apparats in Angriff nimmt, muß man sich darüber klar sein, was man eigentlich bauen will und wie das fertige Werk aussehen soll. Auch in unserem

zusehen, wie sie große Firmen bauen. Die Abb. 10 und 11 zeigen zwei Apparate, die sich außer anderen durch die Stellung des Ansatzes unterscheiden. Der erste Apparat trägt den Ansatz

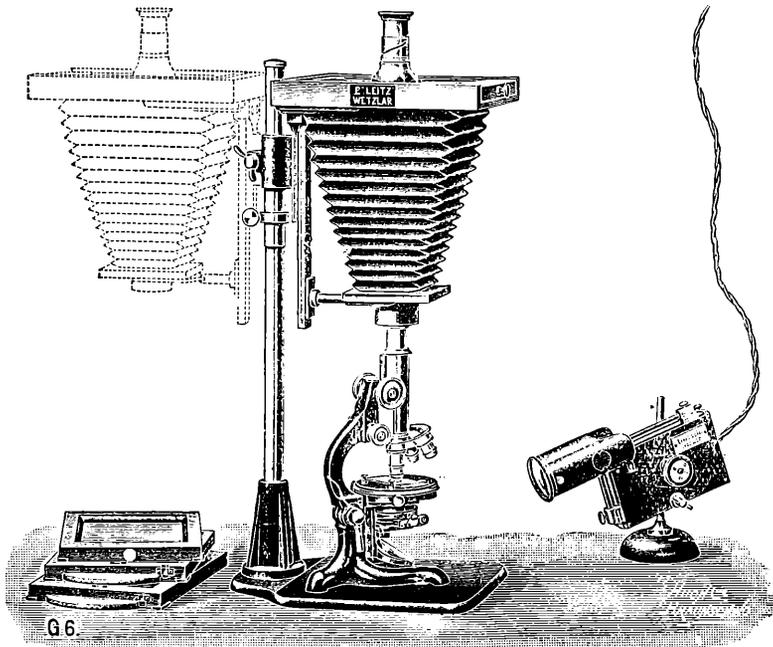


Abb. 10. Mikrophotographischer Apparat mit senkrecht stehender Kamera.  
(Konstruktion der optischen Werte G. Leitz, Wetzlar)

Falle heißt es erst gut überlegen, wie wir unseren Apparat ausführen wollen, damit er den an ihn gestellten Anforderungen gerecht wird, dabei aber einfach zu bauen und zu bedienen ist, praktische Einrichtungen besitzt und vor allem an unseren Geldbeutel nicht zu hohe Anforderungen stellt.

Zur allgemeinen Orientierung ist es gut, sich einige Konstruktionen von Apparaten an-

aufrecht, das Mikroskop wird in normaler Stellung verwendet; der zweite Apparat ist so eingerichtet, daß der Balg umgeklappt werden kann und das Mikroskop in horizontaler Lage oder mit umgebogenem Tubus angeschlossen ist. Der Vorteil des zweiten Apparats gegenüber dem ersten liegt auf der Hand; man kann wie bei einem gewöhnlichen photographischen Apparat auf der Mattscheibe einstellen, während man

beim ersten oft einen Stuhl zu Hilfe nehmen muß, um die etwas hochgelegene Mattscheibe zu sehen. Dafür aber ist der zweite Apparat ganz bedeutend komplizierter, so daß die bequemere Handhabung dadurch zurückgedrängt wird. Und außerdem gibt es viele Fälle, in denen man von dem Umklappen keinen Gebrauch machen kann, vor allem schon bei solchen Mikroskopen, die kein Gelenk zum Neigen des Tubus besitzen, und dann bei Verwendung von Präparaten, die nicht als Dauerpräparate hergestellt sind, sondern lose das Deckgläschen auf dem Objektträger haben und daher nicht gereinigt werden dürfen.

Wir werden uns daher für einen Apparat mit festem, nicht umlegbarem Gestell entschlie-

brauchbar, weil er allein ein gutes Einstellen und ein Variieren der Bildgröße zuläßt.

Da ein guter Balg ziemlich schwer herzustellen ist, so müssen wir von einer Selbstanfertigung absehen und schon in die Tasche greifen, um ihn in einem Photogeschäft zu kaufen, wenn uns nicht eine alte Kamera zur Verfügung steht.

Die seinerzeit vielverwendeten Stativkameras, „Schülerkameras“, wie man sie nannte, sind für unseren Apparat ausgezeichnet verwendbar, wenn man das Objektiv samt der Fassung entfernt. Derartige alte Kameras, deren Bälge und Kassetten, sowie Kassettenrahmen natürlich noch intakt sein müssen, bekommt man leicht für billiges Geld. Es ist nicht ratsam, sich alles selbst herstellen zu wollen, da solche

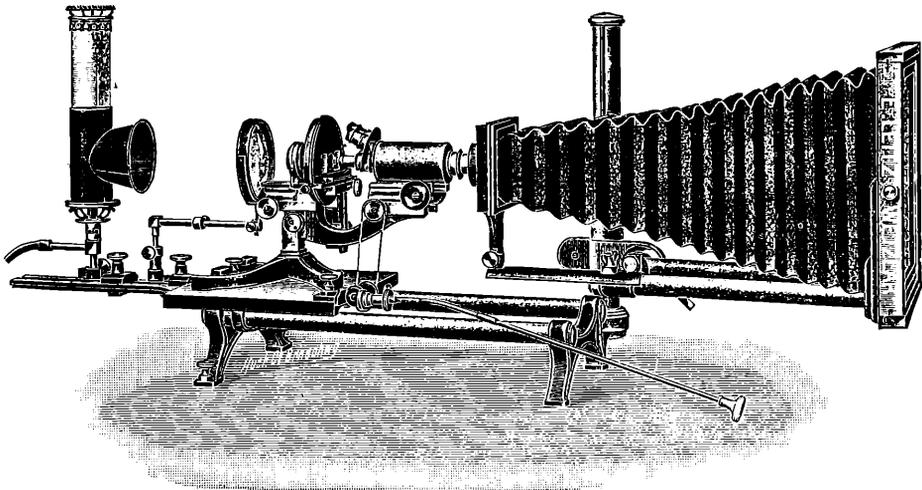


Abb. 11. Mikrophotographischer Apparat mit waagrechter Kamera.  
(Konstruktion der optischen Werke C. Zeiß, Wehlar.)

ßen. Aus der Abbildung können wir uns auch gleich über die Bestandteile des Apparats orientieren. Der Hauptbestandteil ist ein Balg, wie er zu einer photographischen Kamera verwendet wird, mit dem Rahmen für die Kassetten, ferner sehen wir den Anfsatz, der zur Verbindung des Balges mit dem Tubus dient, und endlich das Gestell, das den Balg trägt.

### Der Balg.

Wenn es auch für das Zustandekommen des Bildes auf der Mattscheibe gleichgültig ist, woraus die Verlängerung des Tubus bis zur Mattscheibe besteht und manche kleine käufliche Apparate einen nach oben sich erweiternden Keil aus Blech hierfür verwenden, so ist doch einzig und allein ein Balg, wie er für Kameras Verwendung findet, für unsere Zwecke

Kästen wirklich nur einige Pfennige kosten, dabei aber noch immer besser sind, wie mit vieler Mühe hergestellte.

Ob die Form des Balges eine sogenannte konische, das heißt nach vorne zu enger werdende oder eine quadratische, d. h. überall gleichweite ist, ist ganz gleichgültig und kann sich, wenn die Wahl vorhanden ist, nach dem Geschmacke richten. Wichtig ist nur die Länge und das Format.

Beginnen wir vielleicht mit dem

### Format,

da sich nach ihm die Länge richtet. Da die Bilder kreisrund sind, wird immer nur ein quadratförmiger Teil der Platte verwendet. Aus diesem Grunde wäre ein quadratisches

Format<sup>1)</sup> das geeignetste, und wenn wir eine quadratische Kamera haben, so ist sie gewiß vortrefflich geeignet. Die Plattenbeschaffung kann aber manchmal Schwierigkeiten bereiten,

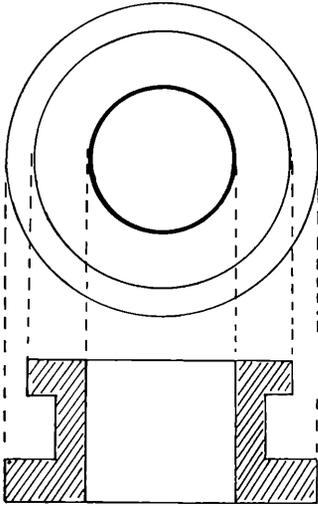


Abb. 12. Der zur Verbindung des Mikroskops mit der Kamera dienende Ansatz in der Draufsicht und im Schnitt.

da ein derartiges Format wenig gebraucht wird und in kleineren Städten meist fehlt. Und da quadratische Platten nicht billiger sind wie rechteckige von gleicher oder ähnlicher Größe, so können wir getrost auch Kameras mit rechteckigem Plattenformat verwenden.

Nur die Größe des Formates muß eine bestimmte sein. Unter  $9 \times 9$  oder  $9 \times 12$  darf man nicht gehen. Ein mikrophotographisches Bild soll wenigstens 7–8 cm Durchmesser haben, da sonst die Deutlichkeit stark leidet. Mit diesem Format kommt man aber auch nach oben hin sehr gut aus. Allerdings ist eine  $13 \times 18$  Kamera viel bequemer, auch wenn man nur mit  $9 \times 12$  Platten (also mit Einlage in den Kassetten) arbeitet, weil das Bild von 8 cm Durchmesser leichter auf der Mattscheibe einzustellen ist, dafür ist aber der ganze Apparat schwerer, da ja mit der Größe des Formates auch die Länge des Balges wächst. Mit dieser

#### Länge des Balges

hat es immer so einen Haken, sie kann nie zu groß sein. Die meisten alten Kameras haben langbrennweitige Objektive in Verwendung, so daß der Balg an und für sich länger ist als bei modernen Apparaten gleichen Formates. 20 cm

ist das Mindestmaß, das der Balg haben muß, um Bilder von 5 cm Durchmesser zu erzielen. Wem daher nicht ein Balg einer Kamera mit doppeltem Bodenauszug zur Verfügung steht, der lasse sich einen einfachen, quadratischen Balg (denn das sind die billigsten) von 40 cm Länge in einer Photohandlung geben und Objektivbrett und Kassettenrahmen daran befestigen. Mit 40 cm ist die Länge nicht zu hoch gegriffen, da nicht jedes Mikroskop für die gleiche Bildgröße die gleiche Balglänge verlangt und es immer angenehmer ist, wenn der Balg in seinen natürlichen Falten bleibt, als wenn er straff gespannt oder gar zu kurz ist. Diese Länge von 40 cm ist aber nur für das Format  $9 \times 12$  berechnet, für  $13 \times 18$  muß sie natürlich entsprechend größer sein, doch wird eine Länge von 60 cm für die meisten Aufnahmen genügen.

#### Der Kassettenrahmen.

Es ist eigentlich nicht nötig, darüber ein Wort zu verlieren. Er muß dieselbe Einrichtung haben, wie bei jedem photographischen Apparat, und wenn man nicht den Rahmen mit Mattscheibe und Kassetten von einem alten Apparat verwenden kann, so ist es das Beste, den Rahmen mit den dazugehörigen Kassetten zu kaufen. Von einer Selbstanfertigung dieser Teile möchte ich entschieden abraten, nicht so sehr

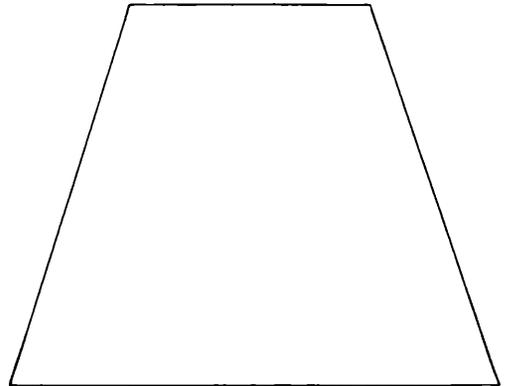


Abb. 13. Schnittmuster für den Armel, der den Lichtdichten Abschluß besorgt.

wegen des Rahmens, als wegen der Kassetten, die man für wenig Geld antiquarisch erhält, so daß eine selbst hergestellte viel weniger gut, handlich und schön ist und auch sicher nicht billiger kommt. Hat man aber Kassetten ohne Rahmen, so läßt man diesen von einem Tischler nach den Kassetten anfertigen; wer mit Hobel und Säge umgehen kann, wird es auch selbst leicht zuwege bringen. Besondere An-

<sup>1)</sup> Damit ist nicht die Form des Balges, sondern das Format der Platten gemeint.

gaben sind da nicht nötig; die Kassetten muß sich leicht und doch lichtsicher einschieben lassen, und der Rahmen selbst muß so breit sein, daß der Balg fest daran befestigt werden kann. Übrigens kann jede Kamera als Muster dienen.

Ebenso ist es einerlei, welche Form das

### Objektivbrett

hat, nur werden wir auch bei einem konischen Balg wie bei einem quadratischen ein großes verwenden müssen. Die Stelle, die das Objektiv einnahm oder einnehmen soll, bleibt frei; in die Öffnung wird das Tubusende des Mikroskops eingeführt, und sie muß deshalb einen Durchmesser von 4 cm haben. Sollte sie kleiner sein, so ist sie mittels Säge oder Feile entsprechend zu vergrößern.

### Der Ansaß.

An Stelle des Objektivs der Kamera kommt an die Öffnung im Objektivbrett ein kurzes Rohr, das die Verbindung mit dem Tubus des Mikroskops herstellen soll, und das wir kurz den Ansaß nennen wollen.

Den eigentlichen lichtdichten Abschluß bildet der kurze Luchärmel, der über Ansaß und Tubus gezogen wird. Damit der Armel aber fest und vor allem lichtdicht sitzt, muß der Ansaß, der im Wesen ja nichts anderes ist als eine Röhre, in die der Tubus hineinragt, und der aus keinem anderen Grunde am Objektivbrett angebracht ist, als um Kamera mit Mikroskop verbinden zu können, eine besondere Einrichtung erhalten.

Abb. 12 stellt den Ansaß im Durchschnitt und in der Draufsicht dar. Er ist ein kurzes Rohr von 4 cm Lichtweite und 4 cm Länge, das außen einen Falz trägt. Er ist eine breite Spule; der eine Rand ist sehr breit, er dient zum Befestigen am Objektivbrett; der andere ist schmaler, er ist bestimmt, den Armel zu halten. Wenn eine Drehbank zur Verfügung steht, dem wird die Herstellung des Ansatzes keine Schwierigkeiten bereiten. Im übrigen stellt ihn jeder Drechsler für wenige Pfennige her.

Die innere Fläche des Ansatzes ist mit matter, schwarzer Farbe anzustreichen, ebenso der innere Rand der Öffnung im Objektivbrett. Daß Ansaß und Öffnung im Objektivbrett aufeinanderpassen müssen und die Befestigung des Ansatzes nicht nur fest, sondern auch lichtdicht sein muß, ist wohl selbstverständlich.

### Der Armel,

der den lichtdichten Abschluß zu besorgen hat, und einerseits am Tubus, andererseits am An-

saß befestigt ist, wird aus dünnem, aber licht- undurchlässigen, schwarzen Stoff angefertigt. Man schneidet zwei Stücke in der Größe und der Form wie Abb. 13 aus, legt die beiden Teile aufeinander und näht die schrägen Seiten (die Schenkel des Trapezes) am besten auf der Nähmaschine zusammen, daß eine kegel-, stumpfförmige Röhre entsteht. Die Naht führe man aber nicht der ganzen Länge nach, sondern man lasse an jeder Ecke ungefähr 1 cm frei. Um das Befestigen am Ansaß und Tubus zu erleichtern, ist es nämlich vorteilhaft, beide Öffnungen des Arms mit einem Gummiring zu versehen. Deshalb bildet man mit dem 1 cm breiten, freien Rand beiderseits einen Saum und zieht in jeden eine Gummischnur ein, deren Länge so zu wählen ist, daß sie in ungespanntem Zustande die Öffnung ziemlich verkleinert, dabei aber noch leicht auf die normale Weite auszudehnen ist. —

Wie diese Arbeiten vorzunehmen sind, wird wohl jeder selbst finden, wenn er nicht lieber die ganze Näherei einem weiblichen Wesen überläßt.

Der Ansaß mit dem Armel ist aber nicht die einzige Möglichkeit, das Mikroskop mit der Kamera rasch und luftdicht zu verbinden, sondern wir können noch eine andere Einrichtung treffen, die besonders dann am Platze ist, wenn wir nur immer mit ein und demselben Mikroskop arbeiten wollen. Der große Vorteil von Ansaß und Armel ist ja der, daß man jedes beliebige Mikroskop verwenden kann, da an alle der Armel paßt. Dieser Vorteil fällt weg, wenn nur ein Mikroskop in Verwendung tritt und voraussichtlich durch kein anderes ersetzt wird; wir können dann die Einrichtung bedeutend vereinfachen.

Wir verschließen die Öffnung in dem Objektivbrett mit einem entsprechend großen, ziemlich starken, aber sehr weichem Stück Filz. Die Befestigung erfolgt am besten mit kleinen Nägeln und durch ein gutes Klebmittel, Synetikon, Arabi-Gummi usw.

In diesen Filz schneidet man ein rundes Loch von einem um  $\frac{1}{2}$  cm kleineren Durchmesser als der Tubus des Mikroskops ist, und stecke zur Verbindung des Mikroskops mit der Kamera den Tubus durch das Loch im Filze. Dadurch, daß das Loch kleiner ist, preßt sich der Filz dem Rohre sehr gut an, so daß der Abschluß sehr gut ist. Um noch ein übriges zu tun, kann man um die Öffnung herum noch einen Armel befestigen, der natürlich stets an der Kamera bleiben muß und mit seinem freien,

die Gummischnur tragenden Ende den Tubus umgreift; der Lichtabfluß ist dann sicher.

Es bleibt uns nur übrig,

### das Gestell

anzufertigen, das den Balg trägt und in jeder gewünschten Lage festhält. Die Kamera muß so an dem Gestell befestigt sein, daß sowohl Anfaß(Objektiv-)brett wie Kassettenrahmen verschiebbar sind. Wer voraussichtlich immer oder wenigstens lange Zeit mit ein und demselben Mikroskop photographieren wird, kann es sich ersparen, das Objektivbrett beweglich einzurichten; für ihn ist die Herstellung des Gestelles überhaupt sehr leicht, wenn er noch eine ganze alte Kamera verwendet. An einem starken Brett in der rechteckigen Form mit der Größe  $20 \times 30$  wird an einer Schmalseite eine etwa 70 cm hohe, starke Leiste von rechteckigem Querschnitt senkrecht befestigt. Die Leiste muß sehr fest stehen, da sie die ganze Kamera zu tragen hat. Die Kamera selbst, die ja noch das Laufbrett für den Kassettenrahmen enthält (wir nehmen ja an, daß die Kamera noch ganz ist), wird in der entsprechenden Höhe mittels einer oder zwei Schrauben durch das Laufbrett in der Leiste befestigt, daß die Mattscheibe der Grundplatte parallel ist.

Was heißt nun entsprechende Höhe? Entsprechend dem verwendeten Mikroskop. Man stellt das Mikroskop mit dem auf Normallänge ausgezogenen Tubus auf das Grundbrett und befestigt die Kamera dann so, daß der Tubus in den Anfaß etwa 2 cm hineinragt.

Die Vorteile und die Nachteile dieses Gestelles liegen auf der Hand. Ein ganz außerordentliches Vorteil ist die Verwendungsmöglichkeit von Holz, die einfache Ausführung und die dadurch bedingte Billigkeit. Der Nachteil aber ist, daß das fixe Objektivbrett die Verwendung verschieden hoher Mikroskope ausschließt und das Gestell eine Kamera mit Laufbrett verlangt, die mit der nötigen Balgenlänge den wenigsten zur Verfügung steht. Wer eine  $13 \times 18$  Kamera<sup>2)</sup> hat, immer mit dem gleichen Mikroskop arbeitet und mit Bildern von 8 cm Durchmesser zufrieden ist, wird ohne Zweifel dieses Gestell benützen, da er sich auch eine Demolierung der Kamera erspart. Wer aber nur einen langen Balgen mit Anfaß und Kas-

settenrahmen nach unseren Angaben verwendet, muß ein anderes Gestell bauen, das den Kassettenrahmen nicht bloß hält, sondern auch führen läßt.

Dieses Gestell ist bedeutend schwieriger zu bauen, da wir nicht mehr Holz verwenden können, sondern Metall an seine Stelle treten muß. Das wichtigste an dem ganzen Gestell ist

### die Führung

des Anfaßbrettes und des Kassettenrahmens. An dem in Abb. 10 gezeigten Apparat der Firma Leitz ist nur eine Führungsstange angebracht, wir werden aber ein anderes System verwenden. So ist für das Zustandekommen eines scharfen Bildes unbedingt notwendig, daß der Kassetten-

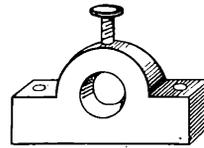


Abb. 14. Führungsstemme.

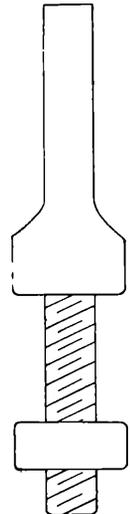


Abb. 15. Das untere Ende der Führungsstangen.

rahmen immer rechtwinklig zur Führungsstange steht. Durch das Gewicht des Balges, des Rahmens und der Platten, durch das ofte Verschieben und nicht zuletzt durch oft nicht zu vermeidende stärkere Erschütterungen wird die feste Stellung des Rahmens nachlassen und die horizontale Lage wird ein frommer Wunsch bleiben.

Wir werden daher nicht eine, sondern drei Führungsstangen verwenden, die allerdings parallel sein müssen.

Es fragt sich nur noch, wie die eigentliche Führung des Apparats durchgeführt werden soll. An jedem Rahmen werden Führungsstemen befestigt, die genau auf die Stangen passen und durch eine Schraube fixiert werden.

### Die Klappen.

Abb. 14 zeigt eine Klemme, die sich auszeichnet für unsere Zwecke eignet. Das Bild ist ja ohne weiteres verständlich. Die Form ist leicht zu erkennen und die Maße sind angegeben. Eine derartige Klemme wird man nir-

<sup>2)</sup> Um jedem Mißverständnis vorzubeugen, erkläre ich nochmals, daß unter Kamera nicht die modernen Klappkameras gemeint sind, deren Objektivteil beweglich ist, sondern die alten Stativkameras, bei denen die Einstellung durch Verschieben der Mattscheibe erfolgt.

gends fertig erhalten, aber jeder Schlosser oder Mechaniker wird sie ohne weitere Erklärung nach der Zeichnung anfertigen. Ob Messing oder Eisen hiezu verwendet wird, ist einerlei; Messing ist schöner, dafür aber auch ein gut Teil teurer. Auch die Form der Klemmen muß nicht dieselbe sein, wie die Zeichnung vorschreibt, notwendig ist nur eine breite Fläche zum Ansetzen auf den Rahmen, zwei Löcher, um die Klemme befestigen zu können und vor allem das Bohrloch in der Mitte, dem die größte Sorgfalt zugewendet werden muß. Die Bohrung muß gleichmäßig sein, das Loch überall gleich weit und muß auf die Stangen passen. Die Klemme soll auf der Stange ohne Anstrengung beweglich sein, darf aber nicht wackeln, so daß sie durch ein leichtes Anziehen der Klemmschraube fixiert wird.

Da wir drei Führungsstangen und zwei Rahmen haben, so sind 6 Klemmen notwendig.

#### Die Führungsstangen

werden am besten aus 1 cm starkem Rundeisen hergestellt und müssen durchaus gleich stark und gut glatt gefeilt, womöglich poliert sein; die Länge für unsere Kamera ist etwa 75—80 cm.

Die Führungsstangen müssen in der Grund-

platte befestigt werden, und zwar erfolgt die Befestigung aus zwei Gründen am besten durch Einschrauben und nicht durch Vernieten. Denn erstens ist das Gestell mit den einschraubbaren Stangen zerlegbar, ein nicht zu unterschätzender Vorteil, der besonders beim Transport erst recht gewürdigt wird, und zweitens ist die Befestigung fester, variabler und genauer in Bezug auf senkrechten Stand.

Allerdings ist ein einfaches Gewinde, das in ein Gewinde der Grundplatte paßt, durchaus nicht geeignet, da die Gefahr eines Überdrehens sehr nahe liegt und ein festes Einschrauben der runden Stange aus Mangel an Stützpunkten mit der Hand schwer gelingen dürfte.

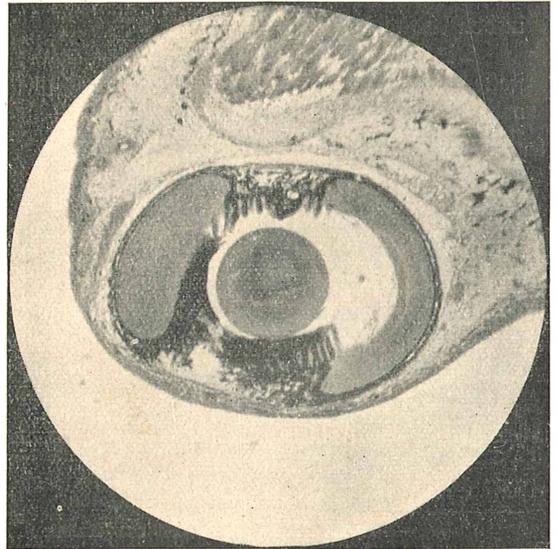
Die einzig mögliche Befestigung ist die durch Schraubenmutter. Deshalb lassen wir ein Ende jeder Stange so herrichten, wie Abb. 15 zeigt. Die Stange hat unten ein starkes Gewinde ange schnitten, auf das eine ebenfalls starke Mutter paßt. Das Gewinde wird durch die Öffnung der Grundplatte durchgesteckt, die Mutter von unten ange setzt und mit einem Schraubenschlüssel zugezogen. Knopf und Mutter pressen nun auf die Grundplatte und die Stange sitzt sehr fest. (Schluß folgt.)

## Aus unserer Bildermappe.



D. Hartmann phot.

Unreifes Weibchen von *Sida crystallina*, imprägniert mit Ösentumfäure. Einschuß: Kanadabalsam; Vergr. 26×; aufgen. mit Reichert-Achromat Nr. 1 und Proj.-Of. Nr. 4; Belichtungszeit: 80 Sec.; Lichtquelle: Gasglühlicht.



Walb. Heindl phot.

Auge der Larve von *Rana fusca*, Querschnitt. Fixiert in konz. Sublimat; eingebettet in Paraffin; gefärbt mit Eisenalaun-Hämatoxylin nach Heidenhain und Eriactid (Ghrlich-Stonbl) schwach; Schnittstärke 2 $\frac{1}{2}$   $\mu$ ; aufgen. mit Reichert-Achromat Nr. 3 und Diolar Nr. 2.

# Mikrokosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 6

## Hydrobiologie auf Grenzwatch.

Von Privatdozent Dr. J. W. Sehlmann, Zürich.

Mit 4 Abbildungen.

Tagelang liege ich mit meiner Mannschaft nun schon hier in der Verbannung. Ohne Abwechslung, in täglich und stündlich sich wiederholendem gleichmäßigem Einerlei schleicht die Zeit dahin. „Es geht nichts!“ Ja, auf dem früheren Posten, droben auf lustiger Höhe, im „Erholungsheim Alderhorst“, wie die Soldaten ihre in die Feldwiltbnis eingemietete wohlliche Unterkunftsstube getauft hatten, da gab es zu beobachten, zu notieren, zu melden und zu telephonieren, was alles draußen zu sehen und zu beobachten war, draußen, wo sich die Menschen zu Tausenden hinschlachteten. Aber hier unten im Tal, wo der vorgelagerte Hügelzug alle Aussicht benimmt, hier hinter dieser leidigen Scheuklappe, dicht an der von Hüben und drüben ängstlich gemiedenen Grenze, hier ist der Wachdienst für Jüsilier und Offizier gleich langweilig. Nicht einmal ein Schmuggler erbarmt sich unser. Zu wenig lohnend ist hier die Aussicht für ihn, sich unbemerkt ins Nachbarland hinüberdrücken zu können. Der Grenzfluß hindert sein Vorhaben. — Ja dieser Grenzfluß! Wenn der sich doch wenigstens daran genügen ließe, einem so jegliche Unterhaltung zu verderben, er ärgert einem auch sonst wo er kann. Drüben, kaum zehn Schritte von hier, steht ja ein Busch voll herrlicher schwarzer Brombeeren. Tantalusqualen für ein Soldatenherz, so zwei Stunden lang als Schildwache dorthin blicken zu müssen, und nach erfolgter Ablösung erst recht das Nachsehen haben! Der verfl. Bach!

Doch halt, mit einem Schläge ändert sich das Bild. Ein Soldat hat beim Putzen seines Kochgeschirrs einen Stein im Bachbett aufgehoben und kommt atemlos zu mir gerannt. Er vergißt beinahe, sich korrekt anzumelden, so drängt ihn die Frage: Was ist das für ein merkwürdiges Tier? Eine Eintagsfliegenlarve hat seine Aufmerksamkeit gefesselt. Ich stille seinen Wissensdurst, aber wie weiland bei der

Hydra, so wachsen auch hier aus jeder Antwort zwei neue Fragen. 10—15 meiner Mannen bilden einen Kreis um mich und lauschen andächtig der märchengleichen Geschichte, die ihnen der Stein und sein Bewohner durch den Zoologen erzählt. Eine Exkursion mit Studenten hat noch keinen so mit Freude belohnt, wie mich diese, sozusagen „Gewehr im Arm“ abgehaltene „Vorlesung“

Breit und wie ein Geldstück so flach sitzt auf dem Stein die ihm in der Farbe so ähnliche Ephemeridenlarve (Abb. 1 als Gegenstück vergleiche man Abb. 2). Ein eigentümliches Gebilde! Eigentümlich auch in seinen Bewegungen. Beim Gehen werden die Beine mit ihren lamellenartig abgeflachten Schenkeln kaum gehoben; um so weiter aber greifen sie seitlich und vorwärts aus, und dicht über der Unterlage schiebt sich der breite Kopf verblüffend rasch vorwärts. Selbst für das Laienauge auffallende und nach Erklärung heischende Verhältnisse. Am Seitenrand des Hinterkörpers fällt ein eigentümlicher Saum auf. Meine Kartentafel liefert die zur Beobachtung dringend geforderte Lupe, und ein Kochgeschirrdeckel bildet die Präparierschale. Bald sitzt das Tier ruhig auf dem Boden des Gefäßes. Da fängt mit einem Mal sein Hinterleib rhythmisch an auf und ab zu schlagen. Rasch, einer Welle gleich, läuft die Bewegung, immer aufs Neue beginnend, von vorne nach hinten, erst in den drei langen Schwanzfäden endend, die natürlich sofort die Vermutung von „Giftstacheln“ erwecken. Von einer solchen Funktion ist jedoch keine Rede. Das Tier ist durchaus harmlos. Der seitliche Saum aber erweist sich durch die Lupe als eine Reihe hübscher, blattartiger, fast durchsichtiger Anhänge: Kiemen, Tracheenkiemen, die dank der schlagenden Bewegungen mit immer neuem Wasser in Berührung gebracht, der Atmung dienen, die „Lungen“ der Larve.

Und nun erst die Lebensgächte! — Zwischen Steinen dem Ei entschlüpft, lebt die Fliege (der Name sei hier schon gestattet) zwei, drei, vielleicht sogar mehrere Jahre im reißenden Bach,

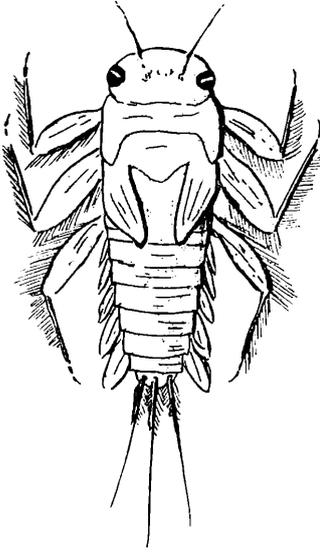


Abb. 1. Ephemeriden-Larve des fließenden Wassers (Heptagenia sp.); verbreitert, abgeflacht, mit starken Beinen zum Kriechen. Guter Läufer. (Schematisch; vergröß.)

an und unter Steinen nach Futter jagend. Nichts als die bei öfterer Häutung immer deutlicher auftretenden Flügelansätze lassen darauf schließen, daß einst, an einem heißen, gewitterschwülen Sommerabend das eigentlich häßliche Geschöpf dem nassen Element entsteigen wird, um zum letzten Mal „aus der Haut zu fahren“ und als leichtbeschwingtes, falterähnliches Wesen sich in die Luft zu erheben. Taufende und Abertausende seines Geschlechts erleben mit ihm zu gleicher Zeit dieselbe Auferstehung, und Elfen gleich, einem Schneegestöber ähnlich, tanzen die zarten, ätherischen Wesen über den Fluten. Sie tanzen ihren Hochzeitstanz. Von allem Ballast des Lebens befreit, widmen sie sich während der wenigen Stunden des einen Abends dem höchsten Lebenszweck, der Fortpflanzung, der Erhaltung der Art. Sie kennen nicht Ruhe und nicht Nahrungsaufnahme. Die Befähigung zu letzterer haben sie hingegeben, und ihre Mundwerkzeuge sind verkümmert. Sich suchen, sich finden, sich lieben und sterben, das ist ihr Loos, ist der Zweck ihrer Auferstehung. Zu Tausenden wie sie kamen, sinken sie zu Tausenden nach kurzen Stunden ins nasse Grab, der Flut und dem Grundschlamm die Sorge um die Nachkommen übergebend. Ihre Eier sinken zu Boden, werden hineingespült in Ritzen und Spalten des Bachgrundes, sie selber aber decken mit ihren Leibern höheren Wesen, Fisch und Vogel, den Tisch zu

reicher Abendmahlzeit, ihren Namen „Eintagsfliegen“ so kaum rechtfertigend.

Ein Massentod, aber wie so anders, als das Hinerschlagen und Geschlachtetwerden jenseits der Grenze unter dem dröhnenden Donner der modernen Zerstörungsmaschinen! Hier ein Sterben im Kampf ums Dasein, zum Zwecke der Erhaltung und Ausbreitung der Art, dort ein Kampf feindlicher Rassen innerhalb der Art, ein naturwidriger Kampf, in dem die Besten fallen und so der Fortpflanzung, der Erhaltung der Art, entzogen werden, eine gewaltige Schwächung der Spezies Homo („sapiens“ nennt er sich dabei!).

Doch zurück zur Ephemeridenlarve und ihrem seltsamen Aussehen. Mehr Steine, mehr Tiere her zur Erklärung! — Bald füllt sich die ungewohnte Präparierschale mit merkwürdigen Gestalten. Träge schleichen dunkle, etwa 1 cm lange Würmer den Wänden entlang, auch sie breit und flach, bandförmig sozusagen. Von der runden Wurmform nicht die Spur. Strudelwürmer (Turbellarien) sind's, Angehörige der Gattungen Polycelis und Planaria (Abb. 3). Dazwischen auch das milchweiße, etwas größere Dendrocoelum lacteum. Auch hier

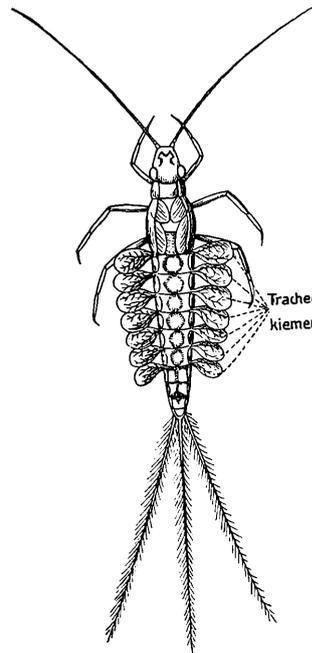


Abb. 2. Ephemeriden-Larve des stehenden Wassers (Cloë); schmal, gewölbt, mit schwachen Beinen und stark entwickeltem Ruderschwanz. Guter Schwimmer. (Schematisch; vergröß.)

muß die Lupe, besser noch das Mikroskop, der Beobachtung nachhelfen. Die Planarien, die dunkel gefärbten Tiere, zeigen, wie auch Dendrocoelum deutlich zwei Augen auf dem Vorderende, während die mehr hellbraune Polycelis auffällt durch ihre, einem Saume gleich um das

Kopfbende verteilten zahlreichen kleinen, punktförmigen Augen. Schneckenartig ziehen sich die Tiere zusammen, um bald darauf, lang ausgestreckt, von unsichtbaren Kräften getrieben dahinzugleiten. Ein dankbares Objekt für mikrosko-

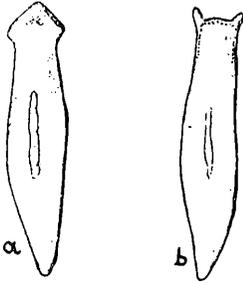


Abb. 3. Turbellarien: a *Planarion gonocephala*;  
b *Polycelis cornuta*.  
(Schematisch; vergrößert.)

pische Studien. Schon verhältnismäßig schwache Vergrößerung gibt da Aufschluß über die eigentümliche Bewegungsart. Wir entdecken einen sich über den ganzen Körper ausdehnenden Überzug von dicht stehenden Wimperhaaren, sehen, wie diese Haare durch ihre Schläge einen Wasserstrudel erzeugen (Nachweis mittels eingestreuter Farbförpchen), wie sie so den Körper vorwärts treiben. Deutlich erkennen wir auch die Schleimspur, die das Tier zurückläßt. Durch Auslegen des Deckglases quetschen wir das Objekt ein bißchen und entdecken nun die eigentümliche Anordnung des Mundwerkzeugs. Mitten im Körper liegt der Länge nach ein schlauchförmiger Rüssel; deutlich schimmert er durch die Rückenwand hindurch, und seine Austrittspforte, die Mundöffnung, fast in der Mitte des Bauches, läßt sich gut wahrnehmen. Der Darm erweist sich als weitverzweigtes Gebilde, dessen einer Ast in der Körpermitte nach vorne verläuft, während die zwei anderen Äste links und rechts neben dem Rüssel vorbei sich in die hintere Körperhälfte erstrecken. Ein Rüssel bleibt aber auch für die mikroskopische Beobachtung die Fähigkeit, mit dem Bauch nach oben an der Wasserfläche dahinzukriechen.

Neben den Turbellarien finden sich eigentümliche Gebilde, so eigentümlich, daß ich mit ungläubigen Augen angestarrt werde, als ich sie als Schneckengehäuse bezeichne. Mit breit ausladender Mündung dem Untergrund aufliegend, erhebt sich die Schale mühenartig, ohne Bindung zu ganz geringer Höhe, einem sehr flachen Kegell vergleichbar. Ein an einer Schnecke in der Tat ungewohnter Anblick, stellt man sich doch immer unter einer Schnecke etwas Grun-

denes, Gedrehtes vor. Das ist *Ancylus*, die Kapfischnecke, ein für reines Wasser charakteristisches Tier.

Der allbekannte Flohkrebs *Gammarus* fehlt natürlich auch nicht, fällt aber diesmal auf, denn auch er hat ja diese eigentümlich abgeflachte Körpergestalt. Zwar ist er im Gegensatz zu den bisher erwähnten Formen nicht vom Rücken her, sondern seitlich abgeflacht, dafür schwimmt er aber auch auf dieser flachen Seite und nicht wie die Krebse sonst auf dem Bauch.

Lassen wir's genug sein, denn zu augenfällig ist die Übereinstimmung so zahlreicher Tiere in ihrer Körperform, trotzdem sie den verschiedensten Arten und Familien entstammen. Rückenlarve, Wurm, Schnecke, Krebs, alle am selben Ort mit derselben Eigentümlichkeit. Zu augenfällig, um nicht einen Zusammenhang mit dem Wohnort suchen zu lassen!

Die heutige Naturwissenschaft operiert so gern mit dem Begriff „Anpassung“. Hier haben wir ein hervorragendes Beispiel dafür: Anpassung an die Strömung. Ausgebreitete Körper- oder Schalenränder, durchaus flach der Unterlage aufliegend, um Unterpülung zu ver-

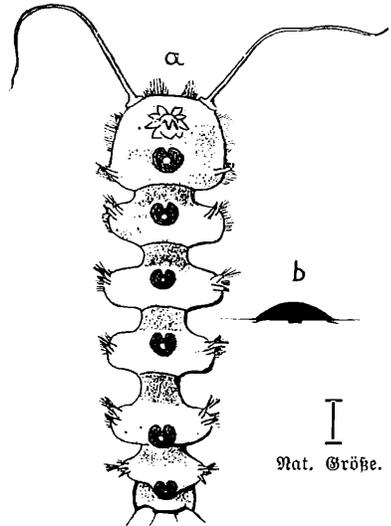


Abb. 4. Larve von *Liponeura brevirostris*.  
a) von der Bauchseite gesehen, etwa 10fach vergrößert; die durch die scharfe Trennung einzelner vorchiebbaren Leibsegmente werden jeweils durch den Saugnapf einzeln fixiert, um den Körper während der Bewegung anderer Segmente fest auf der Unterlage zu verankern. — b) Schematischer Querschnitt der Larve; die seitlichen Vorstüpe gestatten, den Körper völlig gleichmäßig an die Unterlage anzuschmiegen; eine Unterpülung wird dadurch unmöglich.

meiden; geringe Höhe, um der Gewalt der Strömung keinen Widerstand entgegenzusetzen, um selbst im reißenden Bergbach nicht fortgeschwemmt zu werden. Fürwahr eine äußerst

zweckentsprechende Anpassung, die die Natur hier ihren Kindern gewährt.

Während meine Mannen noch in lebhafter Diskussion über das ungeahnte Wunder die improvisierte Präpariereschale umstehen, mache ich mich selbst ans Suchen, und die im Zivilleben so gewohnte Tätigkeit fördert denn auch rasch das Gewünschte zutage: Larven von Köcherfliegen, von *Simulium*, der Kriebelmücke, und von *Liponeura brevis*stris.

Mit der Abflutung und der Ausbreitung des Körpers hat nämlich die Natur ihre Hilfsmittel noch lange nicht erschöpft, wie diese drei Beispiele noch zeigen mögen.

Von den Köcherfliegenlarven sind wir sonst gewohnt, daß Sandförner, Schnecken-shalen, Halme, Blattstücke u. dgl. leichte Dinge zum Bau ihrer transportablen Gehäuse verwendet werden. Anders im Bergbach. Steinchen, ja einzelne ziemlich schwere Steine finden wir da in die Köcherwand eingeklebt und eingesponnen. Mit System „Briefbeschwerer“ arbeitet also hier die Natur. Sie belastet die sonst so leicht wegspülbaren Röhren und macht so das Anshalten im Wasserwirbel dem sonst hier sicher verlorenen, ganz anderem Milieu entstammenden Tier möglich.

Anders wieder verfährt sie mit *Simulium*, der wurmförmigen Larve der Kriebelmücke, mit ihrem Hakenkranz am Vorder- und am keulig verdickten Hinterende. Ein kleines, unauffälliges Tier, ist *Simulium* die Parallele zum amerikanischen self-made-man, ein Geschöpf, das sich, ständig unter widerwärtigen Verhältnissen lebend, Schritt für Schritt selber den Weg bahnen muß. Ganz im Gegensatz zu den bisher besprochenen, dem Bergbach ausgezeichnet angepassten, abgeflachten oder beschwerten Formen, besitzt die Kriebelmückenlarve einen fast drehunden Körper mit folbig verdicktem Hinterende ohne Gehäuse. Und gleichwohl lebt das Tierchen sogar an den Steinen des schäumenden, donnernden Wasserfalles, inmitten brausender, brandender Wellen. Mit übernatürlichen Mitteln scheint das winzige Wesen dem Wogenanprall zu trotzen. Auch ihm hat eben die Natur zu helfen gewußt. Sie verleiht ihrem Schützling Spinnndrüsen und lehrt ihn, sich in der feindseligen Umgebung damit einen eigenen, sicheren Pfad bauen. Wir sehen, wie mit spannerähnlich hochgewölbtem Körper durch Hin- und Her-, Vor- und Rückwärtsbewegen des einen freien Körperendes rasch auf der Unterlage ein Fadenkreuz gesponnen wird. Deutlich erkennen wir dies Gespinnst mit dem Mikroskop. Wir

sehen, wie der Hakenkranz des Vorderendes sich darin festhängt, um dem eine Spanne weiter daselbe wiederholenden Hinterende festen Halt zu gewähren. Schritt für Schritt baut sich so die Larve, immer erst von der Unterlage loslassend, wenn für das andere Körperende die sichere Verankerung geschaffen ist, ihren wellen-umspülten, gefährlichen, einzig für sie passibaren Pfad. Zum Ausruhen aber gilt es für *Simulium* nicht wie für die bisherigen Arten, sich der Unterlage anzuschmiegen, sondern da spielt das Tierchen, *ceteris paribus* (d. h. unter übrigens gleichen Umständen), den Grashalm im Wind. Es hängt sich mit dem folbigen Hinterende im Gespinnst fest und läßt das gerade ausgestreckte Vorderende im Wellenspiel frei fluten, läßt die gefahrdrohende Strömung am Körper entlang laufen, ohne ihr Widerstand entgegenzusetzen, ohne so von ihr ergriffen werden zu können.

Wie reich selbst im Kleinen die Hilfsmittel der Natur sind, zeigt aber vor allem die Larve der Fliege *Liponeura* (Abb. 4). Wenigen bekannt, ist sie noch nie mit einem deutschen Namen genannt worden. Sie verdient es aber, wie selten ein anderes Geschöpf, dem Interesse des Naturfreundes und vorab des Mikroskopikers empfohlen zu werden. Ist sie doch ein Musterbeispiel für zweckdienliche Anpassung. Nicht nur, daß sie sich nämlich durch dorsoventrale Abplattung, durch völlig flachen Bauch und ausgebreitete Körperänder, der Unterlage ausgezeichnet anzuschmiegen versteht und schon deshalb einen Schutz vor dem Hinweggespültwerden besitzt, nein, sie geht noch viel weiter. Sie läßt sich von der Mutter Natur mit sechs starken Saugnäpfen beschenken, einem Werkzeug, das in dieser Form im Reiche der Insekten geradezu fabelhaft erscheint. Auf sechs Leibesringen trägt das Tier an der flachen Bauchseite je einen solchen Saugnapf. Damit ausgestattet, geht die Rückenlarve sogar dahin, wohin ihr nicht einmal die echtesten Wassertiere, die Fische, zu folgen vermögen, auf die Ober- und Vorderseite, auf die dem Wogenprall am stärksten ausgelegte Stelle der Steine, und sucht sich dort, mitten im schäumenden Gischt, ihre Nahrung. Während alle, auch die sonst angepassten Formen, mehr die der Strömung abgewendete Fläche aufsuchen, fählt sich *Liponeura* erst wohl, wenn sie von der schärfsten Brandung umtobt und umtoft ist.

So sorgt also Mutter Natur in immer wechselnder, immer zweckmäßiger Weise für ihre Geschöpfe; so gibt sie jedem die Gaben, die es braucht, sich an dem ihm bestimmten Platz zu behaupten, und sei dies ein Platz voll lauter

Gefahren. Die Natur schafft diese Gefahren durch Anpassung der Tiere um, sie wandelt sie in Lebens-, ja sogar, wie bei Liponeura, in unentbehrliche Existenzbedingungen.

Seit dieser ersten „Vorlesung“, der noch manch' andere folgte, sah ich meine Soldaten öfters im Nachhinein Steine umdrehen. Eine anscheinend geist- und sinnlose Beschäftigung, die

aber jedem wahren Naturfreund warm empfohlen werden darf. Sie bringt jedem Freude und Förderung seiner Naturerkenntnis. Uns ist der Grenzfluß dadurch zu einem für alle lesbaren Blatt im großen Buche der Natur geworden, zum Lieben, unterhaltenden Lesestoff. Wir werden ihm immer dankbar sein für die uns gebotene Kurzweil auf Grenzwatcht.

## Praktikum der Parasitenkunde.

### Eine Anleitung zum Studium der häufigsten Parasiten.

Von Dr. W. Schmidt.

Mit zahlreichen Abbildungen.

Zeit längerer Zeit trage ich mich mit dem Gedanken, eine Anleitung zum Studium der Parasiten für den Naturfreund und den Liebhaber-mikroskopiker zu schreiben, die auch Lehrern und Studierenden von Nutzen sein soll. Die parasitären Formen gehören wegen ihrer biologischen Eigenart und der medizinischen Bedeutung, die viele besitzen, zu den anziehendsten Studienobjekten auf dem Gebiet der Zoologie. Daß sie nicht häufiger bearbeitet werden, liegt vor allem daran, daß die Gewinnung und Vorbereitung des Materials zur Untersuchung mitunter schwierig ist. Gerade bei der Technik spricht persönliche Erfahrung sehr stark mit, auch ist die Literatur darüber weit verstreut und muß teilweise mühselig zusammenge sucht werden. Diese Aufgabe habe ich in dem in diesem Hefte beginnenden Aufsatz zu lösen gesucht. Er sollte anfänglich weit umfangreicher werden, doch wurde der ursprüngliche Plan auf Grund von Besprechungen mit der Schriftleitung dahin abgeändert, daß nur diejenigen Formen behandelt werden, deren Beschaffung auch dem Laien ohne große Schwierigkeiten möglich ist. Infolgedessen wurden die tropischen Formen gar nicht oder nur ganz kurz erwähnt und dafür entsprechende, bei uns vorkommende Arten behandelt. Zu dieser Maßnahme wurde ich unter anderem auch dadurch bestimmt, daß die „Krankheitserregenden Protozoen“ früher schon im „Mikrokosmos“ besprochen worden sind. Auf diese Arbeit, die im II. „Mikrokosmos“-Jahrgang auf S. 49 ff. u. 81 ff. und im Sammelband der „Mikrokosmos“-Jahrgänge I—III auf S. 125 ff. steht, sei daher verwiesen.

Auf die Anatomie und Biologie der Parasiten ist nur soweit eingegangen worden, wie es nötig ist, um die Arten festzustellen und um Klarzulegen, auf welche Dinge es bei der Untersuchung ankommt. Insbesondere habe ich die Charakteristik der Familien oder Ordnungen so kurz wie möglich gehalten; die betr. Angaben sollen nur dazu dienen, dem Leser einen festen Halt in der Fülle der einzelnen Namen zu geben.

Das Hauptgewicht ist auf die Darstellung der

technischen Methoden gelegt worden, die von verschiedenen Forschern ausgebildet und erprobt worden sind. Ich habe sie fast sämtlich mit Erfolg ausprobiert, so daß ich in den meisten Fällen aus eigener Erfahrung sprechen kann.

Für die Praxis des Naturfreundes werden die beigegebenen Abbildungen, die fast durchweg nach meinen eigenen Präparaten gezeichnet und photographiert sind, von besonderem Nutzen sein. Leider mußte ich meine Absicht, möglichst viele Abbildungen zu bringen, aus Gründen, die mit der durch den Krieg verursachten Verteuerung der Altscheherstellung zusammenhängen, fallen lassen.

Wer sich über die hier erwähnten Formen näher unterrichten will, sei auf das Werk „Wichtige tierische Parasiten und ihre Überträger“ von R. D. Neumann und Martin Mayer (Band XI von Lehmanns medizinischen Atlanten; Preis M 40.—) verwiesen. Dieser grundlegenden Arbeit habe ich viele technische Winke entnommen.

Natürlich werden die parasitischen Formen auch in allen Handbüchern über eine Abteilung des Tierreichs behandelt, so die parasitischen Protozoen in Dofleins „Lehrbuch der Protozoenkunde“, in Langs „Vergleichender Anatomie“, in Kiffalts und Hartmanns „Praktikum der Bakteriologie und Protozoologie“ usw.

Für das Studium der menschlichen Parasiten sei besonders das Braunsche Handbuch: „Die tierischen Parasiten des Menschen“ (Würzburg, Nabitzsch, M 17.—) empfohlen. Was sonst noch an selbständigen Werken und Artikeln vorhanden ist, bezieht sich meist auf einzelne Abteilungen der Parasiten; diese Arbeiten werden später aufgeführt.

Über die Bedeutung der vorkommenden Fachausdrücke unterrichtet man sich am besten aus H. Strüdes „Allgemeiner Zoologie in Verbindung mit Mikroskopie und Sezierungübungen“ (Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung, geh. M 6.50, geb. M 7.—), ein Werk, das auch sonst für den Mikroskopiker sehr brauchbar ist.

## I. Protozoen.

### 1. Klasse. Rhizopoden (Sarcodinen).

Die Rhizopoden (Wurzelfüßer) sind die primitivsten Protozoen. Ihren Namen haben sie von ihrer Eigenschaft, an den verschiedensten Stellen

ihrer Leibessubstanz Pseudopodien (Scheinfüßchen) hervorzutreiben, mittels derer sie sich fortbewegen und Nahrungspartikel aufnehmen. Zu ihnen gehören die Amöbinnen, die Foraminiferen,

und Radiolarien. Nur unter den Amöben kommen parasitische Formen vor.

### Amöbinnen.

Die Amöben sind im Gegensatz zu den anderen Ordnungen der Wurzelfüßer stets nackt. Ihr Körper zeigt eine deutliche Sonderung in Ektozark, eine mehr zähflüssige und hyaline Außenschicht, und Entozark, der eigentlichen dünnflüssigen und gekörneltten Körpersubstanz. Die Pseudopodien bestehen als Ausläufer des Protoplasmas ebenfalls aus beiden Bestandteilen; sie werden an den verschiedensten Stellen gebildet, so daß die Gestalt des Tieres ständig wechselt (daher der Name Amöbe, Wechsellertierchen). In ihrer Form und Anzahl sind sie jedoch bestimmt, so daß sie zur Systematik Verwendung finden. Durch Umfließen der Nahrung wird diese dem Protoplasma einverleibt. Meist treten als Verdauungsorganellen Nahrungsakuolen auf; daneben oft noch eine oder mehrere kontraktile Vakuolen, die rhythmisch pulsieren und so ihren Inhalt nach außen oder ins Protoplasma entleeren.

Die Amöben pflanzen sich einmal durch direkte und indirekte Zweiteilung und dann durch Sporenbildung fort. In diesem Fall teilt sich der Kern, nachdem sich die Amöbe eingekapselt, also eine Zyste gebildet hat, in mehrere Teile und das Protoplasma ebenfalls. Die Teilstücke werden nach Sprengung der Zyste frei und werden wieder zu Amöben. — Es gibt ein- und vielkernige Formen.

Wir betrachten von parasitischen Amöben *Entamoeba (Amoeba) buccalis* v. Prowazek und *Entamoeba (Amoeba) coli* Lösch.

Allgemeine Technik der Amöbenuntersuchung. Das Material zu parasitischen Amöben, das entweder aus dem Zahnbelag (*E. buccalis* v. Prowazek) oder aus den Fäzes (*E. coli* Lösch) stammt, wird zunächst frisch untersucht.

Am besten geschieht dies so, daß man das Schleimflöckchen, in dem die Amöben enthalten sind, auf dem Objektträger unter ein Deckglas bringt. Durch leisen Druck zerteilt man die Masse, bis sie einheitlich unter dem ganzen Deckglas ausgebreitet ist. Um ein Verdunsten zu verhindern, das nach einigen Stunden leicht eintritt, kann man das Deckglas mit Paraffin oder Deckglaskitt umranden. Wasser darf nicht zugesetzt werden, weil dies die Amöben sofort tötet. Tote Amöben sind aber von anderem Material wie Zelldebris nicht oder nur sehr schwer zu unterscheiden. Auch physiologische Kochsalzlösung stört das Verhalten der Amöben.

Am frischen Präparat lassen sich die Amöben schon mit stärkeren Trockensystemen (es genügt z. B. Zeiß Obj. D, Ok. 2 und 4) sehr deutlich an der Bewegung der Pseudopodien erkennen. Die beiden Körperteile, Ekto- und Entozark, sind gleichfalls gut zu sehen.

Tote Amöben sind meist rundlich, da alle Scheinfüßchen eingezogen werden.

Herstellung von Dauerpräparaten. Nach der Beobachtung der lebenden Formen, die nie veräumt werden darf, fertigen wir Präparate an. Die Amöbe muß zunächst fixiert, d. h. das Protoplasma schnell abgetötet werden. Man benutzt dazu am besten Sublimat-Alkohol, eine

Lösung von  $\frac{2}{3}$  konz. Sublimat und  $\frac{1}{3}$  absolutem Alkohol. Das konzentrierte Sublimat stelle man selbst her. Rauschiges Sublimatpulver wird in kochendem destilliertem Wasser aufgelöst. Beim Erkalten scheiden sich am Boden des Gefäßes Kristallnadeln in großer Anzahl ab; die darüber stehende klare Lösung ist gefättigt. Zur möglichst schnellen Fixierung erhitze man das Sublimat-Alkohol-Gemisch auf etwa 60° C.

Die Amöben werden nun möglichst fein auf das Deckglas ausgefrichen, wobei man streng darauf zu achten hat, daß der Schleim nicht eintrocknet. Das Deckglas wird dann mit der belegten Seite nach unten auf die in einem Uhrschälchen befindliche Fixierungsflüssigkeit gelegt und ungefähr  $\frac{1}{2}$  Minute darauf belassen.

Der Ausstrich muß dann sofort in eine Lösung von Jodalkohol gebracht werden, um das Quecksilber des Sublimatgemisches zu entfernen, das sich sonst nach einiger Zeit in Kristallen abscheiden würde. Protozoenpräparate habe ich ungefähr 20—30 Minuten in Jodalkohol belassen. Der Jodalkohol wird hergestellt, indem man 60%igen Alkohol mit einigen Tropfen Jodtinktur (eine gefättigte alkoholische Lösung) oder einer kleinen Menge einer Lösung von Jodjodkalium in Wasser versetzt. Aus dem Jodalkohol werden die Deckgläser in 70%igen Alkohol übergeführt.

Eine andere Methode, die die Plasmastrukturen noch besser erhält, ist die Fixierung mit Hermannscher Lösung, die jedoch teurer ist. Sie besteht aus 15 ccm 1%iger wässriger Platinchloridlösung, 4 ccm 2%iger Osmiumsäure und 1 ccm Eisessig. Die Präparate werden dann sofort in 60%igen Alkohol übergeführt.

Zur Färbung der Amöben werden verschiedene Farbstoffe mit gutem Erfolge verwandt. Am besten ist die Heidenhainische Eisenhämatoxylin-Methode, die eine sehr distinkte Färbung gibt. Sie kommt für uns nicht in Betracht, da sie recht kompliziert ist; erst nach einer gewissen Übung werden gute Resultate mit ihr erzielt. Sie läßt sich aber recht gut durch die Färbung mit Eisenchlorid-Hämatoxylin nach Weigert ersetzen.

Hierzu braucht man zwei Lösungen:

- |    |                         |            |
|----|-------------------------|------------|
| a) | Aqua dest.              | 1000 Teile |
|    | Salzsäure               | 10 Teile   |
|    | Eisenchlorid            | 40 Teile   |
| b) | 100 ccm 96%iger Alkohol |            |
|    | 1 g Hämatoxylin.        |            |

Beide Lösungen werden erst kurz vor Gebrauch zu gleichen Teilen gemischt, da die Mischung nur einige Tage haltbar ist.

Die Färbung beansprucht ungefähr  $\frac{1}{4}$  Stunde; danach werden die Präparate in Brunnenwasser abgespült und kommen durch die steigende Alkoholreihe (Alkohol 40%, 60%, 80%, 90%, 96%, absolut.) in Xylol und werden schließlich in Balsam eingeschlossen.

Neben dieser Methode kann man auch die für Protozoen allgemein üblichen Färbungen anwenden, so Hämatoxylin- oder Hämateinlösung, Boraxcarmin und andere Farben. Jedoch verwende man stets möglichst dünne Lösungen, die besser färben, als zu konzentrierte.

Um den Zellinhalt, also die Nahrungspartikel und andere aufgenommene Stoffe, sichtbar zu machen, ist eine Nachfärbung mit einer Plas-

mafärbung nötig, die möglichst scharf von der anderen Farbe abticht. Hämatoxylin-Eosin ist eine gute Kombination.

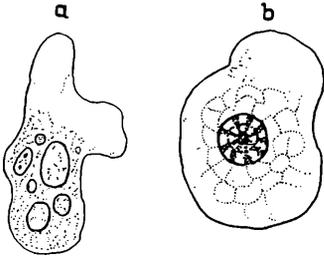


Abb. 1. *Entamoeba buccali* v. Prowazek: a lebend; b gefärbt und fixiert. (Vergr. etwa 1000fach.)

Kulturen von parasitären Amöben sind bis jetzt noch nicht geglückt. Freilebende Formen kann man dagegen leicht nach der bekannten Methode auf Heuauflüssen züchten.

### *Entamoeba buccalis* v. Prowazek.

Diese Amöbe (Abb. 1) findet sich in der Mundhöhle der meisten Menschen, hauptsächlich im Zahnbelaag und in kariösen Zähnen. Sie ist allerdings nicht immer häufig und wird auch sehr leicht übersehen, so daß es einige Mühe kostet, sie zwischen den Speicherkörpern und Epithelzellen aufzufinden. An der Bewegung der Pseudopodien, die sehr breitlappig sind, und an dem hohen Lichtbrechungsvermögen ist diese unschätzbare Form zu erkennen.

Man gewinnt sie, indem man den leichten Zahnbelaag mit einer vorher geglähten Platinnadel oder einem Platindraht, den man in eine ausgezogene Glas Spitze eingeschmolzen und am freien Ende zu einer Nadel umgebogen hat, in der Gegend des Zahnfleisches abträgt. Die Masse wird möglichst schnell auf einem Deckglas ausgebreitet und ist dann zur Untersuchung bereit.

Man erkennt an der Amöbe deutlich ein ziemlich gering ausgebildetes, hyalin erscheinendes Ektoplasma und das mit Nahrungspartikeln der verschiedensten Art angefüllte Entoplasma. Eine kontraktile Vakuole ist nicht vorhanden, dagegen finden sich zahlreiche Nahrungsvakuolen, die die

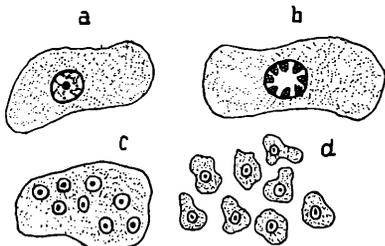


Abb. 2. *Entamoeba coli* Lösch.: a Normalzustand; b und c Teilung des Kernes; d Zerfallsteilung in acht Individuen.

Bakterien und roten Blutkörperchen, von denen sich die Amöbe hauptsächlich nährt, verdauen. Die unverdaulichen Reste werden ausgestoßen.

Der rundliche Kern besitzt eine dicke Kernmembran. Im Leben läßt er sich kaum von den Nahrungsvakuolen unterscheiden. An gefärbten

Präparaten ist die Wabenstruktur der achromatischen Substanz, in deren Mitte der Kernkörper liegt, deutlich erkennbar. Vermehrung durch Zweiteilung.

### *Entamoeba coli* Lösch.

Diese harmlose Form findet sich im oberen Teil des Enddarms, kommt aber oft in den Fäkalien mit nach außen. Man gewinnt sie am besten durch Verwendung salinischer Abführmittel (nach Schuberg). In breiigen Stühlen, die mit Blut untermischt sind, ist sie stets zu finden. Mit einer Platinnadel fischt man die Flocken heraus; ein Zusatz von physiologischer Kochsalzlösung schadet dieser Form weniger als *E. buccalis*, soll aber trotzdem möglichst vermieden werden.

Die Größe schwankt zwischen 10–15  $\mu$ , die Sonderung in Ecto- und Entoplasma ist nicht so deutlich wie bei *E. buccalis*. Die Nahrungsvakuolen sind in großer Anzahl vorhanden und mit den verschiedensten Stoffen angefüllt.

Der Kern ist charakterisiert durch reichliches Chromatin, das dem Netzwerk der achromatischen Substanz in Form von Brocken aufliegt.

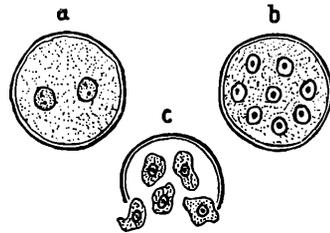


Abb. 3. *Entamoeba coli* Lösch.: a Zyste mit zwei Reduktionsternen; b Zyste mit acht Kernen; c Freiwerden der jungen Amöben.

*E. coli* vermehrt sich durch Zweiteilung oder Zerfallsteilung. Hierbei teilt sich der Kern in acht Stücke, und jedes dieser Stücke umgibt sich mit einer Plasmaportion (vergl. Abb. 2 a–d).

Zur Infektion eines neuen Wirtes werden besondere Dauerzysten gebildet. Die Amöbe gibt viel Flüssigkeit ab, rundet sich dabei mehr und mehr und scheidet eine Gallertkapsel ab. Der Kern macht daraufhin verschiedene komplizierte Teilungen durch, und nach außen wird vom Protoplasma eine feste Membran abgeschlossen. Zuletzt teilt sich der Kern in acht Teile; dadurch wird eine achternige Zyste gebildet. Diese Zysten kommen in eingedickten Fäkalien vor und lassen sich an der doppelkonturierten Membran leicht erkennen. Durch Infektion per os (durch den Mund) gelangt die Zyste in den Darmkanal, wo sie im oberen Dickdarm platzt und acht junge Amöben entläßt (vgl. Abb. 3 a–c).

### Andere parasitische Amöben

des Menschen sind *E. tetragena* Viereck (Erreger der tropischen Ruhr) und *E. histolytica* Schaudinn (Erreger der Dysenterie).

Formen, die man in gleicher Weise wie die oben beschriebenen gewinnen und behandeln kann, kommen noch in vielen Tieren vor, so in Schwein, Hund, Ratte. Eine sehr große Form lebt im Darmkanal der Rüdenschabe (*Periplaneta orientalis*) und ist vor allem für die Lebenduntersuchung geeignet.

### Literatur über parasitische Amöben.

- Behla, Die Amöben, insbesondere vom parasitären und kulturellen Standpunkt. Berlin, Hirschwald, 1897.
- Castellani, Observations on some Protozoa found in human feces. Cbl. Bacter. u. Parasit., I. Abt., Bd. 38, 1905.
- Frosch, P., Zur Frage der Reinzüchtung der Amöben. A. a. O., Bd. 21, 1897.
- Hartmann, Morphologie und Systematik der Amöben. Rolle und Wassermann, Hdb. d. pathogenen Mikroorganismen, Bd. VII.

- Hartmann, Die Dysenterieamöben. Hdb. d. pathogenen Mikroorganismen, Bd. VII.
- Kartulis, Die Amöbendysenterie. Rolle und Wassermann, Hdb. d. pathogenen Mikroorganismen. Ergänzungsband, Heft 1, 1895.
- Lösch, F., Massenhafte Entwicklung von Amöben im Dickdarm. Arch. f. path. Anat. u. Virchow, Bd. 65, 1875.
- Prowazek, Entamoeba buccalis n. sp. Arb. a. d. Kais. Gesundheitsamt, Bd. 21, 1904.
- Schuberg, Die parasitischen Amöben des menschlichen Darmes, Cbl. f. Bakt., Bd. VIII, 1893.
- Werner, Entamoeba coli. Zu Prowazek, Hdb. d. pathog. Protozoen, Bd. 1.

## Das Studium der Myxomyceten.

Von Prof. Dr. W. Migula.

### II. Die Fruchtkörper- und Zystenbildungen.

Mit 1 Tafel.

Die typische Form der Fruchtkörper ist bei den Schleimpilzen das Sporangium, daneben kommen noch Aethalien und Plasmodiofarprien als besondere Formen von Fruchtkörpern vor. Außerdem findet sich bei Ceratiomyxa eine cystospore Form, die in ihrer Entwicklung und ihrem Aussehen ziemlich isoliert steht.

Ceratiomyxa fruticulosa (Müller) Machr. mit ihren zahlreichen Formen ist eine allgemein verbreitete und häufige Art, deren Plasmodium sich im Innern von moderndem Holz, alten Baumstämmen, abgefallenen Ästen usw. entwickelt und erst unmittelbar vor der Fruchtkörperbildung an die Oberfläche kommt. Man findet die Fruchtkörper fast den ganzen Sommer hindurch vom Frühjahr an, oft bis in den Spätherbst. Bei der Fruchtkörperbildung entstehen auf einer weißlichen Unterlage hornförmige Säulchen, die zuweilen verzweigt, selbst geweihartig sein können und etwa 1 mm lang und 0,5 mm dick sind. An der Oberfläche dieser Säulchen entstehen auf kegelförmigen Stielen die Sporen. Hier werden also die Sporen nicht wie bei den andern Myxomyceten im Innern von Fruchtkörpern, sondern an deren Oberfläche gebildet. Die Sporen unterscheiden sich auch dadurch von denen der anderen Schleimpilze, daß sie ebenso wie die aus ihnen hervorgehenden Amöben vier Zellkerne haben. Manchmal bleibt auch die Bildung von Säulchen aus, und die Plasmodienmasse zerfällt nur in eine Anzahl polygonaler Felder, von denen sich die gestielten Sporen erheben.

Bei den eigentlichen Sporangien un-

terscheidet man die den Inhalt umgebende, oft doppelte Hülle, das Peridium, das Mittelsäulchen, oder die Kolumella und ein zwischen dieser und dem Peridium befindliches Netzwerk oder Geflecht meist reich verzweigter und anastomosierender Fäden und Röhren, das Kapillitium. Kolumella und Kapillitium sind jedoch nicht bei allen Arten vorhanden. Die Sporangien sind gestielt oder sitzend, meist auf einer zarten, hautartigen Unterlage, dem Hypothallus, der das Substrat oft nur wie ein hauchartiges Gespinnst überzieht; sie sind in der Form sehr verschieden, aber meist nur ein bis wenige Millimeter lang, meist braun oder violettbraun, zuweilen aber auch lebhaft, rot usw., gefärbt.

Die Hülle oder das Peridium kann, wie erwähnt, doppelt sein, d. h. sie besteht aus zwei voneinander deutlich verschiedenen und meist auch getrennten oder leicht trennbaren Schichten. Sehr häufig sind in ihr Ausscheidungen von kohlensaurem Kalk, ja manche Familien werden dadurch charakterisiert. So kommt bei der artenreichen Familie der Phyllozooen durchweg kohlen-saurer Kalk in Form meist kleiner amorpher Körnchen in der Hülle vor, während bei den Didymiazoen die Kalkausscheidungen kristallisiert sind, und zwar bei Didymium sternförmig, bei Lepidoderma linsenförmig. Bei der Sporenreife platzt die Hülle auf und verschwindet allmählich mit dem Ausstäuben der Sporen fast spurlos. Bei manchen Myxomyceten ist auch der obere Teil des Peridiums anders, schwächer, ausgebildet, als der untere, dem Stiele zu liegende. Bei Cribraria bildet

dieser letztere z. B. einen Becher, der noch erhalten bleibt, wenn die Sporen schon ausgestäubt sind, der obere Teil dagegen bildet meist ein Netzwerk von Leisten, zwischen denen eine dünne, vorgängliche Haut ausgepannt ist, die beim Ausstäuben der Sporen verschwindet. In dieser Beziehung zeigt fast jede Gattung besondere Eigentümlichkeiten.

Bei den gestielten Fruchtkörpern stellt der Stiel meist eine aus einer fein längsfaltigen Haut gebildeten Röhre dar, die zuweilen, wie bei einigen Arten von *Trichia* und *Arcyria*, mit großen, sporenartigen, jedoch nicht keimfähigen Kugeln erfüllt ist. Länge und Dicke der Stiele sind oft bei derselben Art sehr verschieden, ja es ist gar nicht selten, daß in einer Gruppe von Fruchtkörpern alle Übergänge von gestielten zu sitzenden vorhanden sind. Indessen sind in vielen Gattungen die Stiele bei den einzelnen Arten doch in ziemlich konstanter Form ausgebildet, so daß sie gute Unterscheidungsmerkmale abgeben, wozu auch besonders die Farbe gehört.

Vom Stiel aus setzt sich mitunter eine Verlängerung in das Innere des Fruchtkörpers fort, die als Säulchen oder Kolumella bezeichnet wird, obwohl sie durchaus nicht immer säulenförmige Gestalt besitzt. Bei *Stemonitis* und einigen anderen Gattungen stellt das Säulchen eine direkte Fortsetzung des Stieles dar und gleicht diesem auch in der Dicke, verläuft durch das ganze Sporangium bis zum Scheitel und gibt hier und während seines ganzen Verlaufes Äste des Kapillitiums ab. Bei der nahe verwandten Gattung *Comatricha* löst sich dagegen die Kolumella schon vor dem Scheitel des Sporangiums in Kapillitiumfasern auf. Bei den *Dibymiazeen* dagegen ist das Säulchen, wo es vorkommt, halbkugelig oder scheibenförmig, kurz, nur ein Stück in das Sporangium hineinragend. Auch das Säulchen kann Kalkausscheidungen in charakteristischer Form enthalten.

Am vielgestaltigsten und zur Unterscheidung der Schleimpilze besonders wichtig ist das Kapillitium. Dasselbe besteht nur in wenigen Fällen, z. B. bei *Trichia*, aus freien, einfachen oder verzweigten, innen meist spiralförmig verdickten Röhren, die den Schleudern oder Clateren bei den Lebermoosen vergleichbar sind und wenigstens dieselbe Funktion der Auflockerung und Zerstreung der Sporen besitzen. In den meisten Fällen ist es aber ein Netzwerk von Röhren oder Fasern, das eine erstaunliche Mannigfaltigkeit der Entwicklung zeigt.

Die feinen Fäden sind bei den *Phycharazeen* beispielsweise hohl, also wirkliche Röhren, bei den *Stemonitazeen* solide Fäden; außen können sowohl Röhren wie Fäden in sehr mannigfaltiger Weise Verdickungen oder Einlagerungen von Kalk zeigen. Auch die Anheftung und Verzweigung des Kapillitiums ist eine sehr verschiedenartige. So gehen beispielsweise die netzartig verzweigten Fäden bei *Stemonitis* von dem ganzen Mittelsäulchen aus und durchsetzen den Hohlraum des Sporangiums bis zum Peridium, wobei sie sich vielfach verzweigen. Die Verzweigungen werden immer feiner und die feineren anastomosieren vielfach unter einander. Bei *Enerthenema* dagegen entspringen die wiederholt geteilten Kapillitiumfasern von dem Scheitel des bis an die Spitze des Sporangiums reichenden Mittelsäulchens strahlig nach abwärts gerichtet; bei *Echinostelium* entspringen die Kapillitiumfasern am Ende des Stiels und ziehen nach der Spitze des Sporangiums. Fast jede Gattung zeigt hierbei besondere Eigentümlichkeiten.

Sehr oft bilden die Kapillitiumfasern an den Stellen, wo mehrere zusammentreten und anastomosieren, verschiedenartige platten- oder knotenförmige Verdickungen, in die wieder amorphe Kalkförmchen eingelagert sein können, wie bei den *Phycharazeen*, oder die Kapillitiumfasern stellen flache, verzweigte, oft hirnhirte weihartige und vielfach anastomosierende Bänder dar, wie bei *Spumaria*; die äußere Verdickung kann aus ringförmigen Leisten oder Spiralen oder selbst aus Dornen oder Stacheln bestehen, wie namentlich bei *Arcyria* und *Trichia*. Ganz fehlt das Kapillitium den *Vizeazeen*, *Kribbariazeen* und *Klatroptychiazeen*.

Neben diesen typischen Sporangien kommt es bei den Myxomyceten noch zur Bildung zweier anderer Formen von Fruchtkörpern, den *Aethalien* und *Plasmodiofarpien*, die aber alle drei nicht durch scharfe Grenzen von einander geschieden sind und vielfache Übergänge zeigen.

Die *Aethalien* kommen nur bei wenigen Gattungen vor (bei *Dictydiaethalium*, *Enteredium*, *Reticularia*, *Mucilago*, *Fuligo*, *Lycogala*, *Lindbladia*, *Brefeldia*, *Spumaria*, *Amaurochaete* und einigen wenigen anderen). Sie stellen eine zu einem gemeinsamen Fruchtkörper vereinigte Gruppe von Sporangien dar, wobei aber die Selbständigkeit der einzelnen Sporangien in sehr verschiedenem Grade verloren gegangen ist. Sehr deutlich sind die Einzelsporangien noch bei *Lindbladia effusa* erkennbar, bei der die einzelnen säulenförmigen Spo-

rangien dicht gedrängt stehen und seitlich miteinander verwachsen sind, die mittleren auch durch den gegenseitigen Druck eine vielkellige Gestalt bekommen haben, sonst aber sich in nichts von anderen Sporangien unterscheiden. Bei *Lycogala* dagegen sind einzelne Sporangien in dem *Athalam* durch keinerlei Merkmale mehr angedeutet. Im allgemeinen kann man das *Athalam* als die höher entwickelte Fruchtform betrachten.

Etwas anderes stellen die *Plasmodiofarprien* dar. Es sind dies Plasmodien, die ohne Änderung ihrer äußeren Form in Fruchtkörper übergehen, also ganz die Gestalt und das Aussehen von Plasmodien behalten, aber in ihrem Innern Sporen, oft auch Säulchen, Kapillitium und Scheidewände entwickeln. Nicht immer ist dann eine Abgrenzung gegenüber *Athalien* leicht und man wird in manchen Fällen diese Fruchtkörper mit gleichem Rechte als *Athalien* wie als *Plasmodiofarprien* ansprechen können. Andererseits kommen bei manchen Arten, besonders bei *Physarum cinereum* und *Didymium squamulosum*, neben typischen Einzelsporangien auch *Plasmodiofarprien* und allerlei Übergänge zwischen beiden vor. In solchen Übergängen, die äußerlich noch mit normalen Sporangien ziemlich übereinstimmen, können aber schon Reduktionen eingetreten sein, z. B. Verkürzung oder völliges Verschwinden des Säulchens, so daß man bei Nichtbeachtung dieser Verhältnisse auf große Schwierigkeiten bei der Bestimmung der Art kommen kann. *Plasmodiofarprien* kommen in den Gattungen *Licea*, *Cornuvia*, *Perichaena*, *Hemiarcyria*, *Trichia*, *Didymium*, *Chondrioderma*, *Physarum*, *Cienkowskia*, *Badhamia*, *Lepidoderma* vor. Manchmal mögen, namentlich bei Arten, die sonst normale Sporangien bilden, äußere Verhältnisse zur Entstehung der *Plasmodiofarprien* führen, doch sind gerade diese Verhältnisse noch so gut wie gar nicht bekannt.

Die Sporen der Schleimpilze sind einzellig, meist kugelig, zuweilen ellipsoidisch oder durch gegenseitigen Druck eckig oder abgeflacht; die Membran ist bei der großen Mehrzahl der Arten violett gefärbt, bei einigen farblos, gelb, braun oder rot, ein sehr konstantes, für die Systematik der Schleimpilze besonders wichtiges Merkmal.

Da sich die Entwicklung der Schleimpilze zu jeder Jahreszeit abspielen kann, werden naturgemäß nicht selten äußere Bedingungen eintreten, die zeitweilig diese Entwicklung unterbrechen; große Trockenheit, Kälte, Nahrungs-

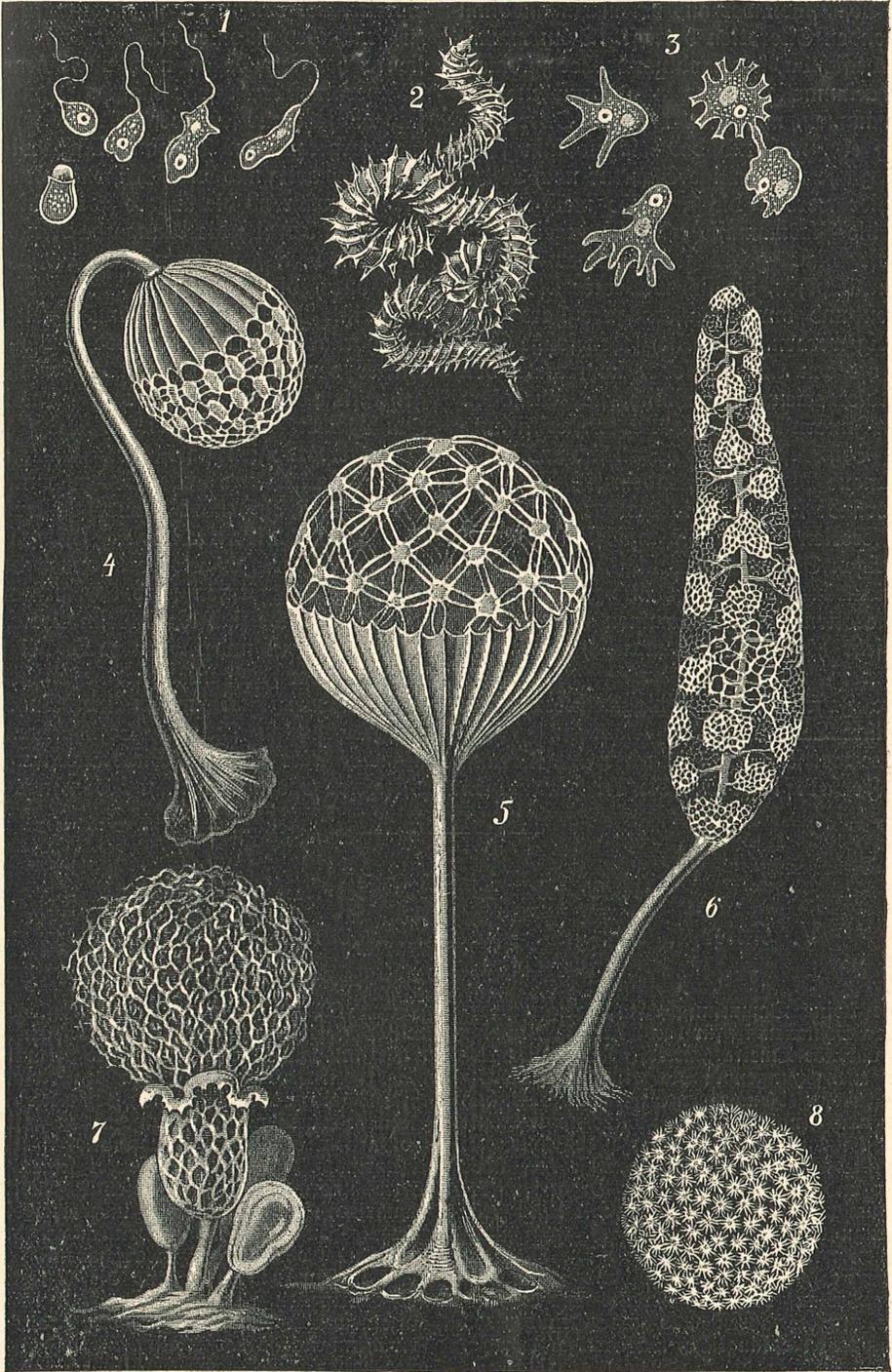
mangel, vielleicht auch noch andere schädigende Einflüsse werden einen Stillstand in der Vegetation herbeiführen. Während der Dauer solcher ungünstigen Lebensbedingungen gehen die Schleimpilze in einen Ruhezustand über, der ihnen das Überleben der schlechtesten Zeiten am besten ermöglicht. Man kennt vier verschiedene Formen solcher Ruhezustände, von denen sich jede in einem bestimmten Entwicklungsabschnitt einstellt, Mikrozysten, Makrozysten, Sklerotien und Zeratifikation.

Die *Mikrozysten* sind Ruhezustände von Schwärmern oder Myxamöben, die ihre Geißeln und Pseudopodien einziehen, sich abrunden und mit einer mehr oder weniger dicken Membran umgeben. Dabei stoßen sie jedenfalls eine Menge Wasser aus, denn sie sind in dieser Form gewöhnlich kleiner als die Sporen; sie können längere Zeit Austrocknung vertragen und leben bei Zutritt von Wasser wieder auf. Die Bildung der *Mikrozysten* wird in der freien Natur wohl meist durch eintretende Trockenheit bewirkt werden; in der Kultur kann man sie nach Brück(1)<sup>1)</sup> dadurch erhalten, daß man dem Kulturmedium reichlich destilliertes Wasser zusetzt. Wie die Umwandlung der *Mikrozysten* in Schwärmer vor sich geht, ist noch nicht ganz sicher, vielleicht ist der Vorgang bei den einzelnen Arten nicht gleich, denn nach De Bary (3) wird bei *Perichaena corticalis* die *Mikrozysten*membran abgeworfen, bei *Didymium difforme* dagegen nicht, sie bildet hier vielmehr später nur die wieder erweichte äußere Schicht des Schwärmers.

Die *Makrozysten* entstehen aus jungen Plasmodien bei Eintritt ungünstiger Verhältnisse. Die Plasmodien zerfallen dabei in eine verschieden große Anzahl von Schleimklumpchen, die ihre Pseudopodien einziehen, sich abrunden und mit einer Haut umgeben. Auch hier gibt der plasmatische Inhalt reichlich Wasser ab und zieht sich zusammen, während die äußere Haut sich in verschiedener Weise faltet. Schließlich bildet sich noch eine innere Haut um das Plasma aus. Die *Makrozysten* sind zwar größer als die *Mikrozysten*, erreichen aber nur selten die Größe der Sporangien; bei Wasserzutritt sprengen sie die beiden Häute, kriechen hervor und bilden aufs neue Plasmodien.

Die *Sklerotien* sind analoge Bildungen erwachsener Plasmodien. Sie sind in ihrer Form sehr verschiedenartig, wenigstens soweit

<sup>1)</sup> Die Ziffern beziehen sich auf das Literaturverzeichnis am Schluß der ganzen Arbeit.



Verschiedene Entwicklungsstadien einiger Schleimpilze (Myxomyceten).

1 Schwärmosporen von *Arcyria punicea* Persoon; 2 Kapillitiumfaser von *Arcyria serpula* Masee; 3 Plasmodium von *Trichia varia* Pers.; 4 Sporangium von *Cribraria antiatica* Schrad.; 5 Sporangium von *Cribraria intricata* Schrad.; 6 Faserney des Kapillitiums von *Stemonitis fusca* Roth.; 7 Sporangien von *Arcyria incarnata* Rost., eines hat die Hülle gesprengt, worauf das Kapillitium hervorgetreten ist; 8 Sporangium von *Didymium nigripes* Fries.

(Nach C. Saccet, „Kunstformen der Natur“ gezeichnet von E. Kull; sämtliche Abbildungen stark vergrößert.)

es die Gesamtheit der aus einem Plasmodium entstehenden Sklerotien betrifft. Denn manchmal zieht sich das Plasmodium vorher zu einem fast athaliumartigen oder kuchenförmigen Körper zusammen, manchmal tritt die Sklerotienbildung ein, während das Plasmodium seine ursprüngliche netzförmige Struktur noch besitzt. Auch hier werden die Fortsätze meist eingezogen, die Plasmodiummasse teilt sich in eine Anzahl oft dicht gedrängt stehender kleiner Schleimklümpchen, die sich mit einer Membran umgeben und durch Wasserabgabe hart und hornartig werden. Außerlich sehen solche Sklerotien oft den Athalien oder noch mehr den Plasmodiofarprien sehr ähnlich, sie enthalten aber im Innern keine Sporen oder Kapillitiumfasern. Bei Wasserzutritt bilden sich aus ihnen wieder neue Plasmodien, indem sich die Plasmodienwände lösen oder indem der Inhalt aus den Sklerotien hervortritt und sich mit dem der übrigen Sklerotien vereinigt, während die Sklerotienwände als leere Häute zurückbleiben.

Sklerotienbildungen kommen bei Schleimpilzen sehr häufig vor, namentlich bei lange andauernder trockner Witterung; sie können mehrere Jahre lang in eingetrocknetem Zustande ihre Lebensfähigkeit bewahren.

Eine viel seltener Form der Enzystierung ist die Zeratifikation, die bei Plasmodien

eintritt, bei denen sich schon eine Umbildung zu Fruchtkörpern eingestellt hat. Schinz (7) hat sie in höheren Lagen nach plötzlichen starken Temperaturstürzen sehr häufig gefunden, mir sind bis jetzt nur sehr wenige Male solche Formen vorgekommen. Die ganze Masse wird dabei hart, hornartig und durchscheinend, oft auch sehr brüchig, während die äußere Form, die manchmal schon deutlich die Anlage der Fruchtkörper erkennen läßt, sich nur insoweit verändert, als dies durch die eintretende Wasserabgabe bedingt ist. Bei Zutritt von Feuchtigkeit soll sich das hornartige, durchscheinende Aussehen bald wieder verlieren und in das normale übergehen, wie denn auch dann, wenigstens in manchen Fällen, eine Weiterentwicklung zu normalen Sporangien stattfindet. Manchmal ist diese Zeratifikation wohl aber auch nichts anderes als ein Zustand, der durch Absterben und nachheriges Austrocknen von Schleimpilzen, die gerade in der Fruchtkörperbildung begriffen waren, hervorgerufen wird. Denn gerade in diesem Zustande sind die Schleimpilze empfindlicher als sonst und mögen z. B. bei plötzlich eintretendem Frost nicht Zeit haben, sich durch entsprechende Umbildung in einen Ruhezustand entsprechend zu schützen. Schinz konnte wenigstens eine sichere Wiedererweckung zeratifizierter Sporangien nicht beobachten.

## Mikroskopie für Anfänger.

### V. Untersuchung und Präparation von Schneckenzungen.

Von Ewald Schild.

Mit 4 Abbildungen.

Eine kleine Sammlung von „Zungen“ verschiedener Schnecken ist für den Mikroskopiker eine immerwährende Quelle „mikroskopischer Gemüts- und Augenergötzungen“. Die mikrotechnische Behandlung dieser eigenartigen Gebilde ist so einfach, daß sich auch Anfänger in der Mikroskopie damit befassen können, ohne Mißerfolge befürchten zu müssen. — Wir wollen uns zunächst kurz über den Bau und die Funktion dieser Organe unterrichten, um uns dann eingehender mit ihrer Präparation zu befassen.

Öffnen wir bei einer Schnecke den Schlundkopf (Pharynx), dem sich der Ösophagus und im weiteren Verlauf der langgestreckte Magen anschließt, so gewahren wir am Grunde des Schlundkopfes die längliche, wulstartige Zunge, der eine Reibplatte, die Radula<sup>1)</sup>, aufliegt (vgl. Abb. 1). Diese Reibplatte besteht aus einer chitinhösen Basalmembran, auf der sehr zahlreiche, harte und spitze Zähne aus Chitin in regelmäßigen Quer- und Längsreihen mit nach rückwärts ge-

stellten Spitzen angeordnet sind (vgl. Abb. 2). Die Tätigkeit der Radula, die samt dem Zungenwulst aus dem Munde hervorgestoßen und wieder eingezogen werden kann, beobachten wir am besten mittels einer Lupe an Wassersneden (z. B. Schlamm- und Posthornsneden usw.) uninteressant, wohl bei jedem Mikroskopiker vorhandenen Aquariums. Wir können hierbei sehen, wie die Tiere unermüdetlich den zarten Algenbelag der Aquariumscheiben abweiden, indem sie die Reibplatte gegen die Glaswand drücken und dann von unten nach oben die Algen abschaben.

Die Ausbildung und die Anordnung der Chitinähnlichen auf der Radula ist bei den einzelnen Schneckenarten ganz verschieden und der Ernährungsweise des Tieres angepaßt. Wenige, aber dafür große, starke und spitze Zähne besitzen z. B. die fleischfressenden Schnecken, da die aufgenommenen animalische Nahrung nicht zermahlen zu werden braucht (Abb. 3). Anders liegen die Verhältnisse bei jenen Schnecken, die sich nur zu vegetarischer Kost bequemen; denn hier sind sehr zahlreiche kleine Chitinähnliche vorhanden (Abb. 4).

<sup>1)</sup> Abgeleitet vom lateinischen radere = fahen.

Auch die Zahl der Zähne ist bei den verschiedenen Arten sehr verschieden. Manche *Helix*-Arten besitzen bis 40 000 Zähne und einige pflanzenfressende Nacktschnecken des Meeres sogar bis 70 000, während die *Aeolis*-Arten, gefürchtete Räuber, nur 16 Zähne auf der Reibplatte haben.

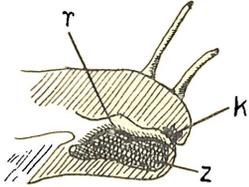


Abb. 1. Längenschnitt durch den Kopf einer Schnecke: r Radula; z Zungenwulst; k Kiefer. (Schematisch.)

Bei den Giftschnecken finden wir die Zähne noch mit einer anderen Aufgabe betraut. Sie sind hier von einem Kanal durchbohrt, in den der Ableitungsgang einer Giftdrüse einmündet. Auf diese Weise können kleine Tiere leicht getötet werden, da das Gift der Giftdrüse durch den Kanal in die Bisswunde fließen kann.

Doch nun zur Präparation der Radula! Größere Schnecken-Arten (Weinbergsschnecken usw.) tötet man rasch und schmerzlos, indem man das Tier auf eine harte und glatte Unterlage kriechen läßt und den Kopfteil mit einem scharfen Rasiermesser abtrennt. Man kann das Tier auch vorher in kochendes Wasser stecken und dann erst den Kopf abschneiden. Der abgeschnittene Teil wird zur Entfernung der Weichteile und zur Isolierung der Reibplatte in Kalilauge gekocht. Dazu nimmt man ein möglichst langes Reagenzglas, füllt ein wenig (nicht zu viel!) Kalilauge (30%ige) ein und kocht darin das Objekt etwa 5–8 Minuten. Beim Kochen lösen sich die Weichteile auf, und die anfänglich klare Lauge nimmt eine dunklere, bräunliche Färbung an. Während des Erhitzungsprozesses soll das Reagenzglaschen dauernd geschüttelt werden, da die Lauge sonst sehr leicht herausspritzt. Deshalb halte man auch die Mündung des Probiergläschens immer von sich weg, damit etwaige Laugenspritzer nicht Hände oder Kleider treffen.

Ist das Kochen beendet, so sehen wir im Reagenzglaschen ein durchsichtiges Häutchen, die

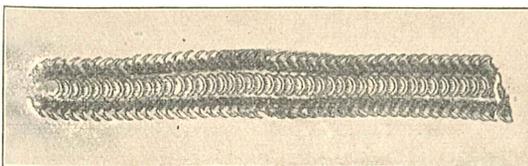


Abb. 2. Reibplatte (Radula) einer Meeresschnecke bei 20-facher Vergrößerung.

Radula, und einen dunklen Körper, der, da er ebenfalls aus Chitin besteht, gleichfalls der Einwirkung der Lauge widerstand, nämlich den Kiefer der Schnecke. Der Kiefer ist entweder aus zwei symmetrisch angeordneten Teilen zusammenge setzt, oder er besteht aus einem einheitlichen Stück. Er liegt bei der lebenden Schnecke eben-

falls im Schlundtopf „dorsal“, wie der Wissenschaftler sagt; vgl. Abb. 1) und dient gewissermaßen als Stützpunkt für die Arbeit der Zunge. Ausgesprochene Pflanzenfresser, wie es z. B. die schon mehrmals erwähnten *Helix*-Arten sind, besitzen Kiefer, die nicht nur sehr stark ausgebildet, sondern auch noch gerippt sind.

Doch kehren wir wieder zur Reibplatte zurück. Wir fischen sie mittels einer Pinzette oder Pipette aus dem Probiergläschen heraus und bringen sie in ein kleines mit Wasser gefülltes Glaschälchen, um die anhaftende Lauge auszuwaschen. In diesem Schälchen verbleibt das Objekt unter häufigem (!) Wasserwechsel etwa eine Stunde. Hernach kommt die Reibplatte in ein Uhrschälchen, das einige Tropfen Pikrokarmün (käuflich) enthält und wird hier gefärbt. Die Dauer des Färbeprozesses ist verschieden und für jeden einzelnen Fall auszuprobieren. Man kontrolliert das Fortschreiten der Färbung unter dem

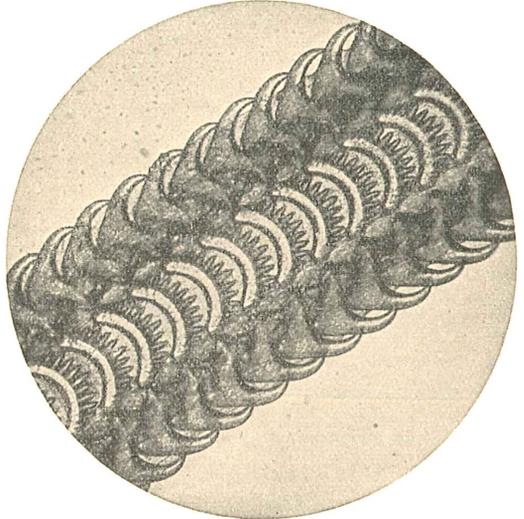


Abb. 3. Reibplatte (Radula) einer Meeresschnecke bei 100-facher Vergrößerung zur Sichtbarmachung der Chitinzähne; es sind nur wenige Zähne vorhanden, die aber sehr groß und stark sind.

Mikroskop, um das Objekt aus der Farblösung herauszuziehen, sobald die Färbung den richtigen Grad erreicht hat. Die gefärbte Radula kommt nun noch auf je 3–5 Minuten in Uhrschälchen oder kleine Glasdosen mit 40%, 70%, 90%, 95%igem und absolutem Alkohol, darauf 2–4 Minuten in Karbol-Xylol<sup>2)</sup> und endlich auf dieselbe Zeit in reines Xylol. Karbol-Xylol ist gegen ein nicht vollkommen entwässertes Objekt weniger empfindlich als reines Xylol. Es ist daher als Zwischenstufe zwischen dem abs. Alkohol und dem reinen Xylol zu empfehlen, denn wenn das Präparat im Alkohol nicht vollkommen wasserfrei geworden ist, so bildet sich im Xylol sofort eine milchige Trübung. Das Karbol-Xylol vermag geringe Spuren von Wasser aufzunehmen, so daß wir bei Einschaltung dieser Zwischenstufe eine

<sup>2)</sup> Karbol-Xylol wird hergestellt, indem man zu 100 cm<sup>3</sup> Xylol 22 g krist. Karbolsäure zusetzt.

nachträgliche Trübung des Xylols nicht zu befürchten brauchen.

Zum Schluß wird das Präparat in Kanadabalsam eingeschlossen. Dazu bringen wir die Radula aus dem Xylol auf einen gut gereinigten Objektträger und überzeugen uns durch eine rasche Prüfung im Mikroskop, daß die Zähne nach oben liegen, also uns zugekehrt sind. Bisweilen wird es sich auch als notwendig erweisen, die zusammengeschrumpften Ränder der Radula mit Präpariernadeln sorgfältig auszubreiten. Hierbei ist große Vorsicht geboten, denn das spröde Häutchen zerreißt bei grober Behandlung leicht. Ist alles in Ordnung, so bringen wir mit einem Glasstäbchen nun einen kleinen Tropfen Kanadabalsam auf das Objekt und legen ein sorgfältig gereinigtes Deckglas auf, das man, nötigenfalls unter Zuhilfenahme zweier Präpariernadeln, am Rande faßt, so daß es in schräger Lage auf den Balsamtropfen herabsinkt, damit keine Luftblasen mitgerissen werden. Den Kiefer können wir nach gründlichem Auswässern und Durchführen durch die Alkoholstufen (also ohne eine Färbung anzuwenden!) ebenfalls in Kanadabalsam einschließen. Daß die fertigen Dauerpräparate, um unliebsamen Irrtümern vorzubeugen, bezeichnet werden müssen, ist selbstverständlich. Ebenso kann man später noch einen Lackrand um das Deckglas anbringen, wenn

dies bei Kanadabalsam-Präparaten auch nicht unbedingt nötig ist.

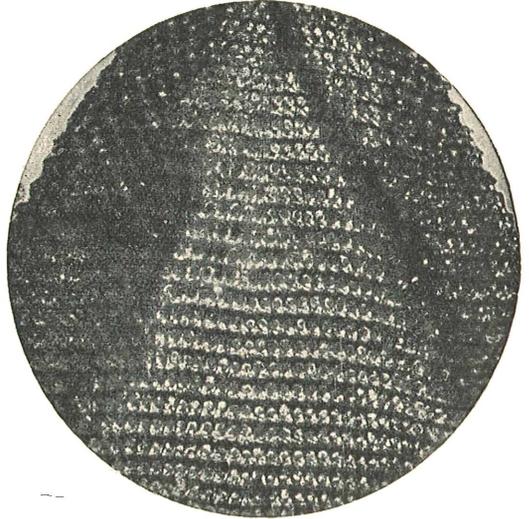


Abb. 4. Reibplatte (Radula) einer Landschnecke mit sehr vielen kleinen Chitinzähnen. Vergrößerung 100 fach.

## Aus dem Gebiet der Pflanzenmikrochemie.

### Eine Anleitung für Anfänger.

Fortsetzung v. S. 93.

Von O. Tunmann.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### X. Dauerpräparate und ihre Anfertigung.

In der Mikrochemie zieht man im allgemeinen die frisch hergestellten Präparate den Dauerpräparaten vor. Doch sind letztere immerhin ebenfalls von Wert. Die Anfertigung von Dauerpräparaten gehört zum größeren Teil ins Gebiet der Mikrotechnik. Hier seien nur in Kürze einige Fingerzeige gegeben, die für die Praxis von Wert sein werden. Man unterscheidet bei der Anfertigung der Dauerpräparate die Vorbehandlung, den Einschuß, das Zukitten und die Bezeichnung. — Von den Balsampräparaten sehen wir ab, da diese vorzugsweise beim Arbeiten mit dem Mikroskop in Frage kommen.

Die Vorbehandlung hat den Zweck, die Präparate geeignet für das zu wählende Einschußmedium zu machen. Chloralhydratpräparate müssen vor dem Einschießen in Glycerin-gelatine mit Glycerin behandelt werden. Zarte Schnitte, die in konzentriertes Glycerin oder in Glycerin-gelatine eingeschlossen werden sollen, erleiden beim direkten Übertragen aus Wasser

in die Einschußflüssigkeiten oft Schrumpfungen. Daher saugt man zunächst das Wasser ab, fügt verdünntes Glycerin zu und läßt die Objektträger (ohne Deckglas) unter einer Glasglocke (Staubschutz) bis zur Vollsaugung mit Glycerin liegen. — Bei Sublimaten ist eine Vorbehandlung nicht erforderlich. — Bei Fällungen müssen die Mutterlauge tunlichst entfernt werden. Mit einem feinen, spitz zugereinigten (nicht geschnittenen, geschnittenen Fliesspapier-ränder saugen schlecht) Streifen Fliesspapier wird die Mutterlauge abgesaugt, dann etwas Wasser oder verdünnter Alkohol (als Waschlüssigkeit) zugefügt und die Waschlüssigkeit ebenfalls abgesaugt. Dann läßt man die Präparate bis zum völligen Austrocknen unter einer Glasglocke liegen.

Der Einschuß wird in Luft (Trockenpräparate) oder in Flüssigkeiten vorgenommen. Die Natur des Objektes bedingt die Wahl des Einschlusses.

Glycerin-gelatine ist entschieden das beste Einschußmittel, auch Kristallfällungen (Hesperidin, Stutellarin, Diazone) sowie manche

Färbungen halten sich in ihr. Bis vor kurzem war die Kaiserische Gelatinemasse in Anwendung; sie mußte bekanntlich jedesmal vor Gebrauch verflüssigt werden, das war etwas umständlich. Da brachte die Worschrift von Hugo Fischer 1912 erhebliche Vorteile. Man bringt einen Tropfen der flüssigen Gelatine Fischers<sup>1)</sup> auf den Objektträger, schiebt vom Rande her die Präparate in die Masse und ordnet sie möglichst in der Mitte des Tropfens an. Dann wird das einige Male durch die Flamme gezogene Deckglas von einer Seite aus aufgelegt und angeedrückt (mit einem Korkstopfen, der mit einem kleinen Gewicht beschwert wird). Die überschüssige Gelatine tritt über den Deckglasrand heraus und wird (erst nach dem Erstarren!) mit Messer und Nadel abgeschnitten. Das Deckglas haftet nach dem Erstarren der Gelatinemasse fest an.

Kanadabalsam wird überwiegend bei farbigen Kristallen und ganz allgemein bei Mikrotomschnitten gebraucht, die infolge ihrer Vorbehandlung besonders hierzu geeignet sind. Die Präparate erhärten selbst bei mäßiger Wärme erst nach mehreren Tagen, zeichnen sich aber durch große Haltbarkeit aus.

Bei Trockenpräparaten werden die lufttrocknen Sublimate oder Niederschläge (s. S. 66) mit dem Deckglase bedeckt und dieses mit Wachs oder Paraffin umrandet. Die Wachse lassen sich in geschmolzenem Zustande mit einem zugespitzten Hölzchen (Streichholz) oder einem feinen Pinsel auftragen. Man kann auch von beiden Körpern größere, feste Stücke vorrätig halten; bei Bedarf nimmt man eine auf einen Flaschenfornk (als Handgriff) gesteckte Haarnadel, die man am Scheitel erhitzt und in die Stücke einsticht. Das an der Nadel haftende flüssige Wachs wird dann aufgetragen. Bei zarten Objekten, die durch das Deckglas zerdrückt werden können, zieht man zunächst auf

dem Objektträger einen quadratischen Stützrahmen in Deckglasgröße aus Wachs, auf den das Deckglas zu liegen kommt, das nochmals umzogen wird.

Einen Verschuß pflegt man bei allen Präparaten anzubringen. Verschußlacke sind in großer Anzahl empfohlen. Ihre Herstellung ist zwar einfach, doch sind sie billig gebrauchsfertig zu beziehen. Am meisten gebraucht wird Asphaltack (115 g Asphalt, 120 g Leinöl, 260 g Terpentinöl) und Maskenlack. Die Lacke verkitten das Präparat luftdicht. Zunächst bringt man einen schmalen Verschußstreifen an, und nachdem dieser eingetrocknet ist, umzieht man nochmals. Ein guter Verschuß muß auf allen Seiten gleich stark sein und gleich weit auf Deckglas und Objektträger übergreifen.

Eine Bezeichnung, aus der die Natur des Präparates, die Art der Präparation usw. hervorgeht, erhalten alle Präparate. Für kürzere Zeit kann man die Bezeichnung unmittelbar auf dem Objektträger mit schwarzer chinesischer Tusche anbringen. Für Dauerzwecke werden dem Objektträger beiderseits vom Präparate zwei Quadrate aus starkem Papier (Etiketten) aufgeklebt, auf denen die erforderlichen Bezeichnungen angebracht werden. Zum Aufkleben benutzt man flüssigen Leim (in Tuben, Weisein oder Le Page). Die Rückseite der Etiketten wird mit dem Leim bestrichen, den man erst einige Augenblicke einziehen läßt. Dann legt man die Etiketten auf, beschwert sie aber nicht direkt, sondern legt den Objektträger um und, wenn nötig, ein kleines Gewicht auf, wodurch eine ausreichende Pressung erzielt wird.

Zum Aufbewahren der Präparate sind Präparatenkästen und -mappen in verschiedener Form im Handel. Die Präparate können aber auch tadellos in einfachster Weise in die leeren Objektträgerschachteln übereinander eingestellt werden, wenn man zu den Etiketten einen Pappkarton von der Dicke der Objektträger wählt (1—2 mm). Die Etiketten müssen so stark sein, daß bei übereinandergeschichteten Objektträgern Deckglas und Lackring des einen Objektträgers nicht den andern berühren. Ein auf dem Deckel der Schachtel angebrachtes Verzeichnis erleichtert das Herausfinden der Präparate. (Schluß folgt.)

<sup>1)</sup> 5,0 g Borax in 240 ccm Wasser gelöst, dann 25 g konzentriertes Glycerin zugefugt und in dieser Lösung 40 g zerschnittene weiße Gelatine gelöst (unter Anwendung von Wärme). Die Lösung wird bis zur Dickflüssigkeit eingeeengt. Eine saure Reaktion wird durch tropfenweisen Zusatz einer gesättigten Sodaaflösung bis zur schwach alkalischen Reaktion behoben.

## Pilzstudien an Pferdemitz.

Schluß v. S. 101.

Don Prof. Dr. Hans Bachmann.

Mit zahlreichen Abbildungen.

### III. Askomyzeten.

Sobald die Phykomyzeten-Vegetation vorüber ist, erscheinen die ersten Askomyzeten. Auf der Oberfläche des Pferdemitzes zeigen sich zahlreiche schwarze, kegelförmige Höckerchen. Dies sind die Perithezien der Gattung *Sordaria* (Abb. 8A bis D). Als Perithezium bezeichnet man ein aus reichverzweigten und innig verwobenen Myzelsäden zusammengesetztes Gebilde, in dessen Innern die Askusbildung vor sich geht. Im vorliegenden Falle ist das Perithezium ein birnenförmiges Gebilde, dessen oberer schmaler Teil einen feinen Kanal besitzt, durch den die Sporen ausgeföhrt werden. Die Hülle des Peritheziums zeigt so innig verwobene Myzelsäden, daß ein Scheingewebe von polygonalen Zellen gebildet wird. Von dieser Wand aus wachsen nach dem Innern zarte, feine Myzelsäden, die Paraphysen. Im Grunde des Peritheziums entstehen schlauchförmige Myzeläste, die Askzi, in deren Innern je acht Sporen von brauner bis schwarzer Farbe erscheinen. Zerdrückt man ein junges Perithezium, so kann man die Bildung der Askussporen sehr gut verfolgen. Man wird dabei bemerken, daß nicht alles Protoplasma zur Sporenbildung verbraucht wird, vielmehr bleibt ein Teil zwischen den Sporen zurück. Aus diesem Plasma entstehen die interessanten Anhängsel, durch die die acht Sporen zusammengepacktet werden. Die oberste Spore ist am Scheitel des Askus befestigt. Sobald die Sporen reif sind, strecken sich die Askzi in die Länge, bis der Scheitel aus der Perithezienöffnung hervorschaut. Gleichzeitig nimmt der Zellhaßtdruck im Askus so stark zu, daß der Scheitel ringförmig abgesprengt wird und mit der Sporenkette herausfliegt.

Neben *Sordaria* kommt häufig noch ein anderer Askomyzet der nämlichen Familie (Sphaeriaceen) vor: die Gattung *Chaetomium*. Sie ist sehr leicht zu erkennen, denn aus der Oberfläche des Peritheziums wachsen ganz charakteristische Zellen, die man Trichome nennt, hervor. Zopf, dem wir eine Entwicklungsgeschichte der Gattung *Chaetomium* verdanken, fand diese Trichome „bald bischofsstabförmig, bald höchst zierlich korkzieherartig, bald mit Schleifenbildung, bald geschlängelt, bald vielfach verzweigt“. Oft sind diese Haarbildungen mit Kalkoxalat inkrustiert. Diese mächtigen Haarbüschel, die die Mündung des Fruchtkör-

pers ganz umgeben, stellen einen vortrefflichen Schutz gegen eindringende kleinere Tiere dar.

Zugleich mit der *Sordaria*- und *Chaetomium*-Vegetation, oft aber auch an deren Stelle, findet man gelblich- bis braun gefärbte Scheibchen oder Pösterchen; dies sind die

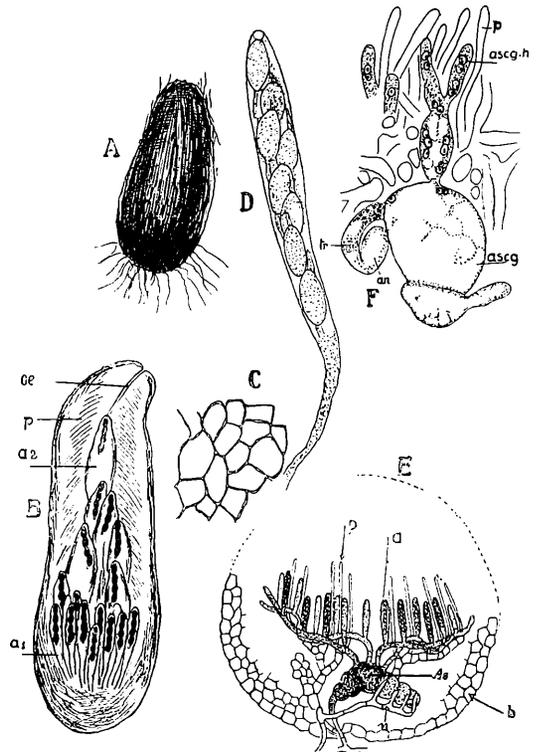


Abb. 8. A *Sordaria minuta*, Fruchtkörper bei schwacher Vergrößerung. — B *S. minuta* var. *tetraspora*, Längsschnitt durch das Perithezium; oe Öffnung; p Paraphysenschicht; a, junger, a<sub>2</sub> älterer gestreckter Askus vor der Sporenentleerung. — C Ein Stück Perithezienwand von *S. minuta*. — D Askus von *S. minuta* mit den 8 Sporen und den Sporenanhängseln. — E Schematisierte Darstellung eines Fruchtkörpers von *Ascobolus*; As Askogon; n Antheridialhyphse; h Stülfsäden; p Paraphysen; a Askus. — F Junger Fruchtkörper von *Pyronema confluens*; asg Askogon; tr Trichogyne, durch die der Zellern des Antheridiums (an) in das Askogon gelangte; ascg Askogonhyphen; p Paraphysen.

(A u. B nach Zopf, E nach de Barv, F nach Claußen.)

Fruchtkörper von *Ascobolus*, einem Vertreter der Pezizazeen, deren Hauptmerkmal der offene Fruchtkörper ist. Schon de Barv machte auf die schematische Längsschnittzeichnung eines solchen Fruchtkörpers, die Sachs gegeben hatte, aufmerksam. Die neueren Untersuchungen über Askomyzeten, namentlich die Arbeiten von

Harper und Claussen, haben die richtige Deutung gegeben. Halten wir uns zunächst an das Sachsjche Schema, das in Abb. 8 E wieder gegeben ist. Wie bei Chaetomium und Sordaria bildet ein Hüllgewebe die äußerste Umgrenzung und die Grundlage des ganzen Fruchtkörpers. Aus diesem Hüllgewebe entstehen die feinen, fadenförmigen Paraphysen, die sich zwischen die Aszi drängen. Im Hüllgewebe selbst sieht man große, protoplasmareiche Zellen, die von de Bary als Archicarp bezeichnet wurden. Heute nennen wir sie Askogon. Aus diesen Zellen wachsen die Askus-schläuche hervor. Durch die Untersuchungen Jan z e w s k i s wurde festgestellt, aus dem Askogon dünne, verästelte Zweige eng anliegen, die man als Antheridien-äste bezeichnete. Der Streit, ob das Askogon und die Antheridien-äste wirkliche Sexualzellen seien und ob der Fruchtkörper das Ergebnis einer Befruchtung darstelle, ist durch die Untersuchungen von Harper und Claussen endgültig entschieden worden, und zwar im bejahenden Sinne, wie es schon de Bary angenommen hatte.

Das der Gattung Ascobolus sehr nahe verwandte Pyronema confluens (Abb. 8 F) hat durch die klassische Untersuchung Claussen's wertvolle Aufschlüsse ergeben. Nach diesen Untersuchungen wandern aus den Antheridienzellen zahlreiche Kerne in die Askogonzellen hinüber und paaren sich mit den Askogonkernen, ohne aber mit ihnen zu verschmelzen. Aus dem Askogon wachsen zahlreiche Hyphen heraus, in die die Kernpaare einwandern, um sich paarweise zu teilen. Aus diesen Hyphen entstehen nun die schlauchförmigen Aszi. In jedem jungen Askus kommt ein Kernpaar zur Verschmelzung; dadurch erreicht der Zellkern des Askus wieder die doppelte Chromosomenzahl. Der junge Askus ist nun gleichbedeutend einer Sporenmutterzelle, in der durch drei Kernteilungen acht Kerne entstehen. Um diese sammelt sich das Plasma und erzeugt die charakteristischen acht Sporen. Die erste der erwähnten Kernteilungen ist eine Reduktionsteilung.

Den Namen Ascobolus erhielt der Pilz wegen seiner Sporen-Entleerung, die so energisch vor sich geht, daß die Sporen mit Wurfgeschossen verglichen werden können. Die Aszi strecken sich stark in die Länge und dehnen sich, so daß sie weit über den Fruchtkörper hervorragen. Infolge des starken Wasserdruckes wird der Askus an der Spitze gesprengt, und die dunkelvioletten Sporen fliegen weit heraus.

IV. Basidiomyzeten.

Den Abschluß der Pilzvegetation auf Pferdemiß bilden die Basidiomyzeten mit der Gattung Coprinus (Abb. 9). Die Entwicklungsgeschichte dieses Pilzes ist von Brefeld auf Grund von Reinkulturen dargestellt worden. Auf dem Pferdemiß beobachten wir den Pilz erst, wenn seine kurzen, keulenförmigen Fruchtkörper mit dem flaumigen Scheitel die Mistoberfläche durchbrochen haben. Den Anfang

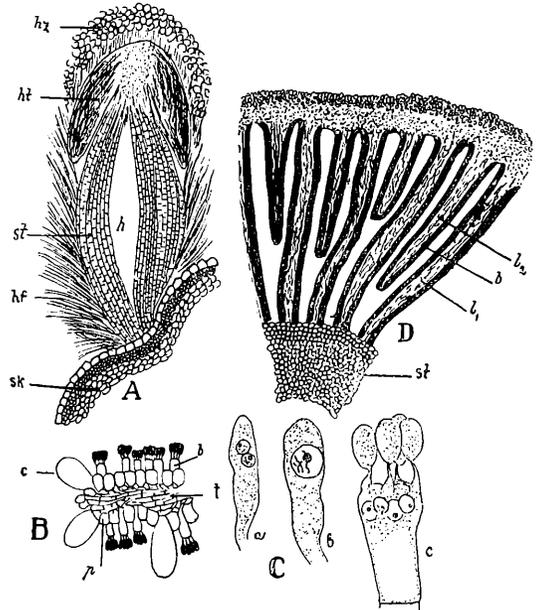


Abb. 9. A Junger Fruchtkörper von Coprinus, schematisiert; sk Sklerotium; st Stielzellen; h Höhle; hf Hüllfäden; ht Hülle; hz kegelförmige Hüllzellen. — B Schematischer Längsschnitt durch eine Lamelle; t Trama; b Basidie; c Cyste; p Paraphyse. — C Entwicklung einer Basidie; a Einwanderung eines Kernpaares in die Basidie; b Verschmelzung zu einem großen Kerne; c durch zwei Teilungen entstandene vier Kerne, die später in die Sporen einwandern. — D Schematischer Querschnitt durch einen jungen Hut von Coprinus; st Stiel; l<sub>1</sub> primäre; l<sub>2</sub> sekundäre Lamelle; b Verschmelzung (Sporenschicht). (A u. B nach Brefeld, C nach Ruhland.)

dieser Fruchtkörper müssen wir selbstverständlich in der Spore suchen, deren Keimung auf Objektträgerkulturen sehr gut zu beobachten ist, wenn man als Nährboden Mistdekokt verwendet. Dabei findet man die charakteristischen Eigentümlichkeiten des Basidiomyzels: die Vielzelligkeit, das gegenseitige Verschmelzen und die Schnallenbildung der Hyphen.

Der Fruchtkörperbildung von Coprinus geht gewöhnlich eine Sklerotienbildung voraus, so daß man bei vorsichtigem Wegheben der Fruchtkörperanlage fast immer ein Sklerotium als Basis unterscheiden kann. Ein Sklerotium entsteht durch ungemein reiche Ver-

zweigung von Myzelästen an einem Punkte der Haupthyphe, wobei die kurzen Myzeläste sich so dicht verflechten, daß zwischen ihnen kein Zwischenraum vorhanden ist. In diesen Myzelknäuel findet eine starke Protoplasmazufuhr statt. Die äußeren Zellen, die man Rindenzellen nennt, erhalten braune bis schwarze, kutikularisierte Wände. Im Innern stellen die reichverschlungenen Hyphen ein Scheingewebe, das Mark, dar. Das Sklerotium ist also ein Dauerzustand des Myzels. Aus ihm wachsen einzelne Myzelfäden aus, die durch fortgesetzte Verzweigung und Verschlingung der Äste die Fruchtkörperanlage erzeugen. Durchschneiden wir eine solche Anlage der Länge nach, so erblicken wir auf eine kurze Strecke schön parallelgelagerte Fäden, die in der Mitte auseinanderweichen. Dies ist die Stielanlage mit der Zentralhöhle. Das dem Sklerotium entgegengesetzte Ende zeigt die Hutanlage, die durch radial ausstrahlende und gleichfalls verschlungen verzweigte Hyphen entstanden ist. Von der ganzen Fruchtkörperanlage gehen Hüllfäden ab, die unten langgestreckt, oben aber kugelig sind. Schon sehr früh beginnt in der Hutanlage die Ausbildung von Lamellen. Dies sind von der Hutmitte nach der Peripherie verlaufende radiale Leisten aus dicht verschlungenen Hyphen, deren keulenförmig angeschwollene Seitenäste senkrecht zum Längenwachstum der Lamelle auf die Seite gedrängt die Pallisaden-schicht bilden.

Diese Pallisaden differenzieren sich in die Basidien, Paraphysen und Zystiden. Die Basidien sind keulenförmige Zellen, die an der Spitze vier pfriemenförmige Ästchen (Sterigmen) erzeugen, von denen jedes mit einer ovalen Zelle, der Basidien-spore, abschließt. Kuhlmann hat beobachtet, daß von den vegetativen Hyphen zwei kleine Zellkerne in das Basidium einwandern, und dort miteinander verschmelzen. So gleiche also das Basidium dem Askus, wo ja auch eine Verschmelzung der Zellkerne stattfindet. Nach der Verschmelzung tritt eine Kernteilung (Reduktionsteilung) ein, der eine zweite folgt, so daß dem Basidium vier

Kerne angehören. Diese Kerne wandern durch die Sterigmen in die Sporen aus. Wie die Askus-sporen, besitzen auch die Basidien-sporen Kerne mit einfacher Chromosomenzahl.

Zwischen den Basidien befinden sich andere keulenförmige Zellen, die keine Sterigmen erzeugen. Dies sind die Paraphysen. Nach Kuhlmann sollen in den Paraphysen die Kerne degeneriert sein. Das ist auch in den großen blasenförmigen Zellen der Fall, die weit über die Basidien hinauswachsen und Zystiden genannt werden.

Zugleich mit diesen inneren Differenzierungen geht die letzte starke äußere Veränderung vor sich, die sich in wenigen Stunden abspielt. Die Stielzellen erfahren eine lebhafteste Zellteilung und Streckung. Dadurch vergrößert sich der Stiel um das Zehnfache. Der Rand des Hutes trennt sich ringsum vom Stiele und breitet sich in einem eleganten Schirmchen aus. Sind die Sporen fertig gebildet, so öffnet sich das Sterigma an der Spitze. Ein Flüssigkeitströpfchen wird gewaltsam ausgestoßen und damit die Spore fortgeschleudert. Zur Entwicklung des Fruchtkörpers ist Licht notwendig. Die Fruchtkörper sind positiv heliotropisch.

## V. Literatur.

- Brefeld, Botanische Untersuchungen über Schimmelpilze. 3. Heft: Basidiomyzeten, 1, 1877.  
de Bary, Vergleichende Morphologie und Biologie der Pilze. 1884.  
Clausen, Zur Entwicklungsgeschichte der Ascomyzeten. Zeitschr. f. Botanik, 1912.  
Janeczewski, über *Ascobolus furfuraceus*. Botan. Zeitung, 1871.  
Kuhlmann, Zur Kenntnis der interzellularen Karyogamie bei den Basidiomyzeten. Botan. Zeitung, 1901.  
v. Tavel, Vergleichende Morphologie der Pilze. Jena, 1892.  
Zopf, Die Pilze. 1890.  
—, Zur Entwicklung der Ascomyzeten: *Chaetomium*. Nova Acta Leopold., Bd. 42.

## Kleine Mitteilungen.

**Vom Kommissbrot unserer Feinde.** In der Ernährung unseres Feldheeres spielt das Brot die wichtigste Rolle. Die großen Feldbäckereianlagen hinter der Front geben dafür Zeugnis, welche Unmengen Brot täglich bis in die vordersten Schützengräben geschafft werden müssen. Aber auch

bei unseren Feinden kommt dem Kommissbrot die gleiche Bedeutung zu, und um einmal die Güte dieses Brotes kennen zu lernen, haben wir uns an den Herrn Generalintendanten des Feldheeres gewandt und durch seine Vermittlung, für die wir auch an dieser Stelle unseren verbindlichsten

Darf aussprechen, französisches und russisches Kommißbrot erhalten. Das französische Kommißbrot scheint ganz vorzüglich, sieht unserem Weißbrot ziemlich ähnlich und ist aus verhältnismäßig reinem, unverfälschtem und unverdorbenem und hoch ausgemahlenem Weizen hergestellt, wie Dr. W. Hertzer nach eingehenden Untersuchungen festgestellt hat. — Ganz abweichend davon ist das russische Kommißbrot, das ganz schwarzbraun aussieht, einen eigenartigen, süßlichen, an Honigsuchen erinnernden Geruch besitzt und aus schlecht gereinigtem, reichlich Unkräuter enthaltendem, aber unverdorbenem und sehr hoch ausgemaltem Roggen hergestellt ist. Über den Ursprung des süßlichen Geruches dieses Brotes hat die mikroskopische Untersuchung keine Anhaltspunkte ergeben. Die Prüfung des französischen und russischen Kommißbrotes erstreckte sich auf eine makroskopische und mikroskopische Prüfung, und zwar wurde die Prüfung der Stärke mit Hertzers Schwarz-Weiß-Rot-Färbung<sup>1)</sup> vorgenommen, an die sich dann eine Prüfung des stärkefreien Rückstandes nach dem Kochen der Probe mit 1%iger Schwefelsäure und 1%iger Natronlauge angeschlossen.

W.

**Berichtigung.** Zu der auf S. 86/90 des vorigen Heftes erschienenen Arbeit über „Kristallstudien mit dem Polarisationsmikroskop“ sind durch ein technisches Versehen einige Druckfehler stehen geblieben. Die Formel für Jodoform auf S. 89, linke Spalte, 10. Zeile von oben, muß lauten „CHJ<sub>3</sub>“; 2 Zeilen tiefer ist statt „schneckenartige Kristallfellekte“ zu lesen: „schneckenartige Kristallfellekte“. Auf der gleichen Seite ist in der rechten Spalte in der 10. Zeile von oben statt „Eisenchlorid“ zu setzen „Eisenchlorür“

**Reinigung der Objektträger und Deckgläser für Dunkelfeld-Untersuchungen.** Da bei Dunkelfelduntersuchungen jedes Stäubchen im Präparat empfindliche Störungen hervorrufen kann, muß man Objektträger und Deckgläser für solche Studien besonders sorgfältig reinigen. Empfehlenswert ist dafür das von C. Reichert in seiner Arbeit über die Sichtbarmachung der Bakteriengespinn (Centralbl. für Bakteriologie, 1. Abt., Bd. 51, Heft 1) angegebene Verfahren, bei dem man die Objektträger und Deckgläser zunächst gründlich mit Wasser oder Alkohol wäscht, um sie hernach mit sauberen, nicht fasernden Tüchern zu trocknen. Darauf bringt man sie in konzentrierte Schwefelsäure, der etwas Kaliumdichromat zugesetzt worden ist, läßt sie in dieser Mischung mehrere Tage liegen, entfernt die Säure durch gründliches Abwaschen mit Wasser oder Alkohol, läßt trocknen und glüht die Gläser zum Schluß eine halbe Stunde lang aus, indem man sie auf ein durch eine Spiritus- oder Gasflamme erhitztes Eisenblech bringt. Durch dieses Glühen werden alle etwa noch anhaftenden Fettheilen zerstört. Reicht die Zeit für dieses Verfahren nicht aus, weil die Objektträger gleich nach dem Gebrauch wieder verwendet werden sollen, so entfernt man etwa an der Unterseite haftendes Zedernholzöl mit Äthyl und kocht dann eine Viertelstunde lang in konzentrierter Schwefelsäure. D. Heimstädt.

**Gelatine als Deckgläserersatz.** Statt die Präparate in Kanadabalsam einzubetten und sie durch ein Deckglas nach oben hin abzuschließen, empfiehlt L. Edinger in einer „Erfahrung des Kanadabalsams durch Gelatine an mikroskopischen Präparaten“ beitelten Arbeit (Neurolog. Centralbl., Jahrg. 32, S. 927 ff.) folgendes Verfahren: Die gefärbten Schnitte werden unmittelbar nach dem Wässern auf eine Stunde in eine 10%ige Lösung bester photographischer Gelatine, der man 2% Glycerin zugesetzt hat, gebracht. Der Glycerinzusatz ist zwar nicht unbedingt nötig, in vielen Fällen aber sehr zweckmäßig, so daß sich die allgemeine Anwendung empfiehlt. Aus dieser Lösung kommen die Schnitte sogleich auf den Objektträger, auf dem man vorher eine geringe Menge der gleichen Gelatine hat erstarren lassen; hier werden sie mit einigen Tropfen Gelatine überschichtet, die das Objekt vollkommen ein- und abschließen sollen. Übertragung und Einschluß vollzieht man am besten auf einer Wärmebank, die den Objektträger auf einer Temperatur von etwa 40% erhält. Nach dem Überschichten läßt man die Präparate langsam abkühlen, bringt sie dann auf eine halbe Stunde in Formallösung, die die Gelatine härtet, so daß sie sich nicht mehr in Wasser löst, und läßt schließlich trocknen. Die Schnitte liegen dann unter einer steinharten, wölblich durchsichtigen Gelatineschicht, die sich optisch wie Glas verhält, so daß die Präparate bei jeder Vergrößerung, und zwar sowohl mit Trockenobjektiven, wie mit Wasser- oder Olimmerfessionen, untersucht werden können. Das Verfahren, das sich auf Versuche des bekannten Photochemikers Ed. Liesegang stützt, empfiehlt sich vor allem durch seine Einfachheit und Billigkeit. Edinger weist allerdings darauf hin, daß es gelegentlich noch Mängel zeige, doch wird man bei häufiger Anwendung sicher bald die richtigen Arbeitsbedingungen finden. Hanns Günther.

**Ein neues Färbeverfahren für Kartoffelstärke** gibt G. Blund in J. d. 4. des 31. Jahrg. (1915) der „Zeitschr. f. wissensch. Mikrosk.“ (S. 476/477) an. Als Farblösung dient eine konzentrierte Lösung von Metachromrot G (Agfa<sup>1)</sup> in 30%igem kochendem Alkohol, die nach dem Erkalten filtriert und mit 25% dest. Wasser verdünnt wird. In gut verschlossenen Flaschen ist die Farblösung längere Zeit haltbar, in offenen Gefäßen wird sie durch Abschneiden eines flockigen Niederschlags schon nach wenigen Stunden unbrauchbar. Zum Färben wird das zu untersuchende Präparat auf einen Objektträger gebracht und hier in einem Tropfen Wasser fein zerteilt. Gefärbt wird nach dem Trocknen entweder durch Einstellen des Objektträgers in den Färbeteller für genau 8 Minuten oder durch Überschichten mit einem Tropfen Farblösung und dauernde Kontrolle unter dem Mikroskop. Nach beendeter Färbung wird rasch mit dest. Wasser abgespült und bei Zimmertemperatur getrocknet. In Gemischen von Getreide- und Kartoffelmehl erscheinen die Kartoffelstärkekörner, die Kleisterzellen und die Gewebefasern kräftig goldgelb, während die Getreidestärke ungefärbt bleibt. Das Verfahren ist auch für die Untersuchung von Brot auf Kartoffelzusatz geeignet, doch muß in

<sup>1)</sup> Vgl. Hertzer, Der mikroskopische Nachweis von Kartoffelzusatz im Brot. „Mikrokosmos“, Jahrg. 1914/15, S. 237, Heft 12.

<sup>1)</sup> Agfa-Altkemischgesellschaft für Anilinfabrikation, Berlin.

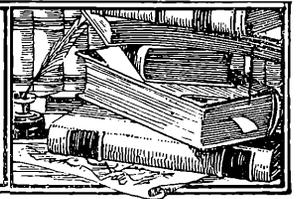
diesem Fall etwa vorhandene Säure vorher neutralisiert werden, da sich sonst auch die Getreidestärke färbt. Zur Neutralisation übergießt man ein größeres Stückchen Krume (etwa 1 g) im Reagenzglas mit verdünnter Amkalilösung, wäscht dann gut aus und stellt das Präparat in der oben beschriebenen Weise her. Man kann jedoch auch zunächst das Präparat anfertigen und es nach dem Trocknen auf 2—5 Minuten in stark verdünnte alkoholhaltige Kalilauge stellen. Hernach ist gründlich abzuspülen, bis das Spülwasser neutral reagiert. Vor dem Färben ist wieder zu trocknen. S. G.

**Das Arbeiten mit Uhrgläsern**, die beim Kontrastieren, Färben, bei der Lebendbeobachtung und in zahlreichen anderen Fällen so ausgezeichnete Dienste leisten, wird wesentlich erleichtert, wenn man das Uhrglas mit Kanadabalsam auf einen Objektträger kittet. Man erhält so ein Schälchen mit flachen, seitlichen Ansätzen, die sowohl ein bequemes Verschieben, als auch ein Festklemmen auf dem Objektstisch gestatten. Uhrgläser, die zum Bedecken anderer dienen sollen, versteht man zweckmäßig mit einem Griff, der aus einem feinen, langen, mit Siegellack seitlich angeklebten Stork besteht. S. G.



## Bücherschau.

Bei der Fülle der eingehenden Neuerscheinungen können wir unverlangt zugewandte Werke im allgemeinen nur mit Titel, Verlag und Preis auführen. Eine Rücksendung nicht besprochener unverlangter Werke erfolgt nicht.



**R. Floeride, Gepanzerte Ritter.** Aus der Naturgeschichte der Krebse. Mit zahlreichen Abbildungen nach Originalaufnahmen und Zeichnungen von Dr. Bergner und R. Döffinger und einem farbigen Titelbild von W. Pfandk. 94 S. 8°. 1915, Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung. Geh. M 1.—, gebd. M 1.80.

Eine leichtverständliche, kurz gefaßte Naturgeschichte der Krebse, in der der bekannte Verfasser alles Wissenswerte aus dem Leben der Krustentiere zusammengefaßt hat: Anatomisches, Physiologisches und Biologisches in buntem Verein. Auch die Kulturgeschichte kommt zu Wort, die von den Krebsen und ihren menschlichen Freunden manch hübsches Stückchen zu berichten weiß. Was Floerides Darstellung auszeichnet, ist der reizvolle, jessende Planderton, der sich in den eingestreuten Lebensbildern oft zu dichterischer Schönheit steigert; er macht dem Laien auch die Exkursionen in das Reich der strengen Wissenschaft leicht, die im anderen Falle den Leser so schnell ermüden.

**R. Weule, Vom Herbstock zum Alphabet.** Urformen der Schrift. Mit zahlreichen Abbildungen nach Aufnahmen und Zeichnungen von Paul Lindner. 96 S. 8°. 1915, Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung. Geh. M 1.—, gebd. M 1.80.

Das Bändchen schildert, wie sich aus der Bilderchrift, die man noch heute in verschiedenen Ländern antrifft, allmählich unsere jetzige Buchstabenchrift entwickelt hat. Die Darstellung faßt dabei die ganzen Ergebnisse der neueren Forschung über die Entstehung unserer Schrift zusammen, und belegt die einzelnen Stadien der Entwicklung durch interessante, bis jetzt noch nirgendwo veröffentlichte Abbildungen von Bilderchriften, die der Verfasser zum größten Teil auf seinen Reisen

gesammelt hat. Wer sich für die Urformen unserer Schrift interessiert, findet in Weules Arbeit gerade das, was er braucht, um sich über alles Wissenswerte schnell und ausgiebig zu unterrichten. Vieles von Weules Ausführungen wird sich mit Nutzen in der Schule verwerten lassen. W.

**P. Mayer, Einführung in die Mikroskopie.** 1914, Berlin, Jul. Springer, geb. M 4.80.

Eine wirklich gute, auf das Selbststudium zugeschnittene Einführung in die mikroskopische Technik und demnach ein Buch, das sich vor allem an die Leser unserer Zeitschrift wendet. Geschildert sind durchweg einfache, gut erprobte und billige Verfahren. Die Objekte sind so ausgewählt, daß das Material überall leicht und meist das ganze Jahr hindurch beschafft werden kann. Das Tierreich ist dabei stärker berücksichtigt, als das Pflanzenreich; die anorganischen Objekte kommen etwas zu knapp weg. Die Zahl der Abbildungen ist dem Vorwort zufolge absichtlich gering gehalten. Wir hätten das umgekehrte Verfahren vorgezogen, denn gerade beim Selbststudium der mikroskopischen Technik können Abbildungen ausgezeichnete Dienste leisten. Allerdings denken wir dabei nicht an Bilder der verschiedenen Apparate und Instrumente, sondern an die bildliche Darstellung ihrer Handhabung. Auf diese Weise kann man dem Leser manche Erfahrung vermitteln, die sich sonst selbst mit vielen Worten nur schlecht wiedergeben läßt. Eine Erwähnung des „Mikrokosmos“ und seiner Bestrebungen wäre in dem Buche übrigens auch am Platze gewesen; der Leserkreis, an den sich das Buch dem Vorwort nach wendet, würde für einen solchen Hinweis sicher dankbar sein.

S. G.

# Mit Mikroskop und Kamera

## Beiblatt zum „Mikrokosmos“

Dieses Beiblatt berichtet über alle Fortschritte der Mikrophotographie und leitet zu mikrophotographischen Arbeiten an; vor allem aber dient es zur Veröffentlichung guter Mikrophotographien mit oder ohne begleitenden Text, die unsere Leser andern zugänglich machen wollen. Wir nehmen entsprechende Einsendungen gern entgegen. Die Veröffentlichung erfolgt nach Maßgabe des verfügbaren Raumes.

### Die Selbstanfertigung eines mikrophotographischen Apparats. Nebst Anleitung zum Gebrauch.

Fortsetzung von S. 112.

Von Dr. Alois Czepa.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### II Der Apparat (Schluß).

##### Die Grundplatte.

Die Grundplatte wird aus einer 5 mm starken Eisenplatte geschnitten. Ihre Größe muß sich begreiflicherweise nach der Größe der verwendeten Kamera richten und läßt sich deshalb von vornherein nicht allgemein fixieren. An ihre Anfertigung kann erst gegangen werden, wenn die Kamera oder wenigstens der Kassettenrahmen vorhanden ist. Nichtsdestoweniger will ich die Maße für einen normalen Apparat angeben.

Wir haben eine  $9 \times 12$  Kamera mit den äußeren Maßen des Kassettenrahmens  $11 \times 15$  cm. Für diese Größe genügt eine Platte von den Maßen  $20 \times 30$ .

Da die Platte feststehen muß, auf ihrer Unterseite aber die Schraubenmuttern mit den Gewindeenden hervorstehen, so muß die Platte kurze, aber feste Füße bekommen, die in Gestalt von 2,5–3 cm hohen, 2 cm dicken Säulen in den Ecken angebracht werden.

Das wichtigste an der Grundplatte sind die Bohrungen, die die Stangen aufnehmen sollen. Sie müssen der Kamera und dem Kassettenrahmen entsprechend angebracht werden.

Um nun die Stellen für die Bohrlöcher zu finden, zeichnet man sich den Umriß des Kassettenrahmens mit den genauen Maßen auf ein Blatt Papier und legt ihm, wie Abb. 16 zeigt, die genauen Umrisse der Klemmen an, und zwar an die eine Längsseite zwei und an die andere nur eine, aber dafür in der Mitte. Die Umrißzeichnung muß sich mit dem Rahmen und den ihm an derselben Stelle angelegten Klemmen decken. Da diese Stellung der Klemmen nicht mehr geändert werden kann, so muß genau am Rahmen vorher probiert werden, ob die Klemmen dort überhaupt fest angebracht wer-

den können. Drei Seiten mit je einer Klemme zu besetzen, ist nicht sehr praktisch, weil in diesem Falle die oberen Enden der Führungsstangen die Mattscheibe umstehen und ein genaues Einstellen sehr umständlich machen. Stehen die Stangen aber nur auf den Längsseiten, so kann man vorn sehr gut zum Mikroskop, das Licht kann ungehindert zum Spiegel und von rückwärts kann man leicht die Mattscheibe besetzen.

Die fertige Zeichnung schneidet man aus, legt sie auf ein anderes Blatt Papier, das die

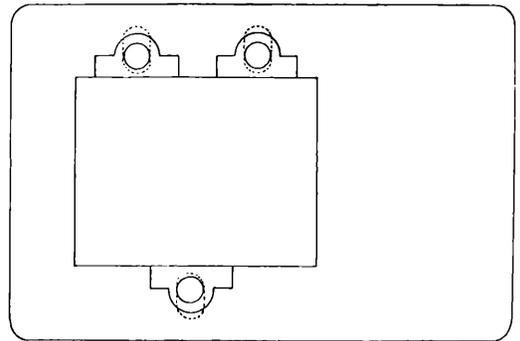


Abb. 16. Skizze für die Anordnung der Führungsstangen auf der Grundplatte.

Form und die Größe der Grundplatte hat, und sucht durch Verschieben die geeignetste Lage. Da Grundplatte und Kamera rechteckig sind, kann man leicht eine Mittellage finden. Ich halte es aber für zweckmäßiger, so wie in der Abb. 16, mit der Kamera näher an die eine Schmalseite heranzurücken, um auf der anderen Seite einen größeren freien Raum zu haben. Da wir unseren Apparat für jedes Mikroskop geeignet machen wollen, so müssen wir auch für große Mikroskope mit breitem Fuß eine entsprechende Grundplatte zur Verfügung

haben. Stellen wir die Kamera in der Mitte der Platte auf, so kann es vorkommen, daß das Mikroskop nicht mit der ganzen Grundfläche auf der Platte steht, wenn kein Tubus im Ansaß ist. Bringen wir die Kamera aber näher an die eine Schmalseite, so ist auf der breiteren Seite selbst für das größte Mikroskop gewiß Platz.

Hat man die Stelle für die Kamera aus- gesucht, so zeichnet man die Bohrungen der Klemmen auf die Grundplatte, bezw. auf das Papier durch und läßt dann nach dieser Zeich- nung die Platte mit den Löchern anfertigen. Um eventuelle kleine Fehler, die beim Messen entstanden sind, ausgleichen zu können, läßt man die Löcher nicht rund, sondern länglich- oval bohren, so daß man die Stange parallel zu den Schmalseiten etwa 1,5—1 cm weit ver- schieben kann. In der Abb. 16 sind die Form und Lage der Bohrungen eingezeichnet. Man kann durch Venüßung derartiger Löcher die Entfernungen der Stangen leicht regulieren und vermeidet jedes Reiben der Klemmen in der Führung.

Haben wir alles genau nach den Angaben vollendet, so können wir an das Zusammen- setzen der einzelnen Teile und zur Aufstellung des Apparats schreiten.

Da die Kamera bereits fertig ist, das heißt Objektivbrett und Kassettenrahmen an dem Balg und Ansaß auf dem Objektivbrett be- festigt sind, so beschränkt sich

#### das Zusammensetzen der Teile

bloß auf das Anschrauben der Klemmen und auf das Einsetzen und Befestigen der Füh- rungsstangen. Beide Arbeiten werden auf ein- mal gemacht.

Wir setzen zuerst die drei Stangen ein und schrauben die Muttern auf, ziehen sie aber

nicht fest, so daß die Stangen in den Löchern parallel zur Grundplatte verschoben werden können. Dann steckt man von oben auf jede Stange zwei Klemmen und legt den Apparat in der richtigen Lage, also Objektivbrett nach unten, zwischen die Stangen. Hierauf pressen wir die oberen Klemmen an den Kassettenrah- men, ziehen die Schraubenmutter an der Grundplatte an und schrauben jede Klemme an den Rahmen mit zwei Schrauben fest. Der Rah- men muß sich jetzt ganz leicht verschieben lassen. Merken wir, daß der Rahmen gegen unten zu schwer bewegbar ist und die Klemmen an den Stangen reiben, so lassen wir die Schrauben- mutter etwas nach. Die Stangen gehen dann von selbst in die entsprechende Lage, und wenn wir wieder fest anziehen, so geht das Verschie- ben des Apparats sehr leicht, vorausgesetzt, daß wir den Abstand der Klemmen richtig ge- troffen haben, was immer eintrifft, wenn die Stangen beim Anschrauben der Klemmen fest- sitzen und was immer mißlingt, wenn die Stan- gen wackeln und infolgedessen nicht parallel stehen.

Das Anschrauben der Klemmen an das Objektivbrett macht weiter keine Schwierigkeiten mehr. Sollte eine Klemme nicht ganz an den Rand des Brettes hererreichen, so muß ein Stückchen Holz untergelegt werden.

Sind die Klemmen auch am unteren Ob- jektivbrett befestigt, so wird die Kamera in die Höhe gezogen und durch leichtes Anziehen der Klemmschrauben in der erwünschten Höhe ge- halten. Der Armel wird mit seinem weiteren Ende über den Ansaß gezogen, so daß der Rand in die Vertiefung des Ansatzes zu liegen kommt und so ein luftdichter Abschluß erzielt wird.

Der Apparat ist nun fertiggestellt und kann mit dem Mikroskop verbunden werden. werden.

### III. Vorbereitungen zur Aufnahme.

#### Die Verbindung des Mikroskops mit der Kamera.

Um das Mikroskop mit der Kamera zu verbinden, wird das Okular entfernt, das Mi- kroskop auf die Grundplatte gestellt, der Tubus in den Ansaß gesteckt bezw. das Objektivbrett mit dem Ansaß soweit heruntergeschoben, bis der Tubus etwa 2 cm weit in den Ansaß hinein- ragt, und dann der Armel so über den Tubus gezogen, daß der Gummiring unter der oberen Wulst des Tubus sitzt. Der Armel darf nicht die geringste Lichtmenge durchlassen. — Das Mikroskop ist so zu stellen, daß seine vordere

und rückwärtige Seite einer Schmalseite zuge- kehrt sind, es also die Führungsstangen auf den Seiten hat (vgl. Abb. 17).

Der Tubus des Mikroskops ist in seinem oberen Teile, den normalerweise das Okular einnimmt, nicht wie sonst überall matt schwarz, sondern metallglänzend. Diese glänzenden Stel- len stören bei der Photographie sehr stark, da sie kreisförmige Lichtringe auf der Platte er- zeugen. Sie müssen deshalb auf alle Fälle ent- fernt werden. Am einfachsten geschieht dies da- durch, daß man den glänzenden Teil ebenfalls

schwärzen läßt, andernfalls kann man aber auch diese Partie durch Einlegen eines Streifens schwarzen Papierses, wie es zum Einpacken photographischer Platten verwendet wird, verdecken. Der vorher gerollte Streifen legt sich sehr gut an die Tubuswand an und hält infolge seiner Elastizität, die ihn aufzurollen bestrebt ist, ohne jedes Klebmittel.

Wenn wir nun die Mattscheibe betrachten, so werden wir bereits den hellen Kreis erkennen, vorausgesetzt, daß wir so schlau waren, den Spiegel in die richtige Lage zu bringen, bevor wir das Mikroskop mit dem Apparat verbunden haben.

Im anderen Falle müssen wir die Einstellung nach der Mattscheibe vornehmen; wir drehen und wenden den Spiegel so lange, bis der helle Kreis gleichmäßig beleuchtet ist. Diese Einstellung des Spiegels ist sehr wichtig, da bei nicht richtiger Stellung stets eine Partie des Kreises schlecht beleuchtet ist und eine schlechte Aufnahme das Endresultat der Nachlässigkeit wird.

Bei allen Einstellungen auf der Mattscheibe wird man des Einstellstüches nicht entraten können.

Ist der Spiegel richtig gestellt und der Kreis gleichmäßig beleuchtet, so suchen wir uns durch Heben oder Senken des Kassettenrahmens die gewünschte Größe des Bildes.

Und nun zur eigentlichen

#### Einstellung des Bildes

auf der Mattscheibe.

Wenn wir ein Objekt unter das Mikroskop legen, so wird es in den seltensten Fällen gleich scharf auf der Mattscheibe zu sehen sein. Wir werden es vielmehr fast immer erst einstellen müssen. Die Einstellung erfolgt zuerst durch die grobe Einstellung mit Zahn und Trieb oder Verschieben des Tubus und dann durch die Mikrometerschraube. Es ist anfangs nicht so leicht, die richtige Schärfe zu treffen, besonders dann, wenn man das scharfe Einstellen vom Photographieren her nicht kennt. Erst scheint ein Bild scharf zu sein, ist es aber ganz und gar nicht. Die Ursache einer derartigen Täuschung ist immer die Außerachtlassung des alten Tricks, nicht den ganzen Eindruck zu beachten, sondern sich eine kleine Partie mit feiner, deutlicher Zeichnung oder Struktur auszusuchen; feine Striche, Streifen, Fäden, Zacken usw. eignen sich zur genauen Einstellung sehr gut.

Die erste Zeit ist das Einstellen auch aus einem anderen Grunde unangenehm, oder sagen

wir vielleicht richtiger: unbequem. Die Mattscheibe ist ziemlich weit vom Mikroskop entfernt und der Kopf muß es begreiflicherweise noch mehr sein. Die Stellung, die man deshalb beim Einstellen einnehmen muß, wenn man das Bild betrachten und gleichzeitig die tief unten befindliche Mikrometerschraube betätigen will, ist keine bequeme, und man hat auch bereits Vorrichtungen erfunden, um die Einstellung bequem von der Mattscheibe aus dirigieren zu können. In Abb. 11 ist eine solche Vorrichtung

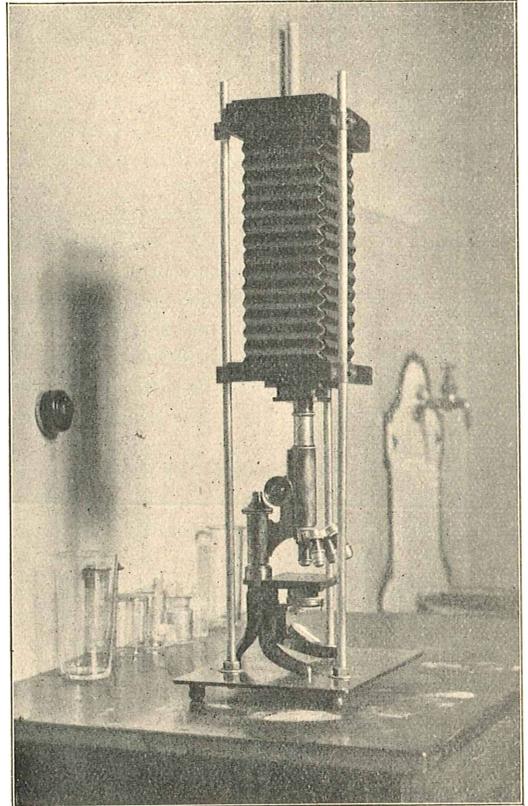


Abb. 17. Der fertige Apparat in Verbindung mit dem Mikroskop.

in Verwendung. Sie ist hier unbedingt notwendig, weil die Mikrometerschraube mit der Hand nicht mehr zu erreichen ist; bei unserem Apparat jedoch ist diese Einrichtung überflüssig, da wir ja keine Bilder von größerem Durchmesser als 8 cm machen, und bei dieser Größe die Schraube mit der Hand noch zu erreichen ist.

Ist das Bild auf der Mattscheibe eingestellt, so kann zur Aufnahme geschritten werden. Bevor man aber die lichtempfindliche Platte einlegen kann, muß ein Verschluss an dem Apparat angebracht sein, der wie bei einem gewöhn-

lichen Apparat jede beliebige Belichtung gestattet.

### Der Verschluss

kann in zweifacher Art durchgeführt sein: er ist entweder am Apparat, bezw. an der Kamera, oder am Mikroskop angebracht.

Befindet er sich an der Kamera, so wird er notwendig die Einrichtung eines normalen Verschlusses besitzen müssen und wird am besten am Ansaß angebracht werden. Über seine Einrichtung brauche ich hier nicht zu sprechen, da sie für den Apparat gleichgültig ist. Er muß nur lange Zeitaufnahmen gestatten. Momentaufnahmen kommen bei der Mikrophotographie nur selten in Frage. Worüber ich aber einige Worte verlieren will, ist seine Notwendigkeit, weil gerade die in den meisten Fällen übertrieben wird. So notwendig der Verschluss an der photographischen Kamera ist, so wenig braucht man ihn an der Kamera des mikrophotographischen Apparates. Die meisten käuflichen Kameras haben auch gar keinen Verschluss eingebaut. Da ja nur durch das Mikroskop Licht in den Apparat gelangt, so genügt es, am Mikroskop den Verschluss anzubringen, und dieser Verschluss kann eine bedeutend einfachere Konstruktion besitzen.

Da wir mit aufrechtem Mikroskop arbeiten, so fällt das ganze Licht nur durch den Spiegel ein. Wenn man also den Spiegel außer Tätigkeit setzt, entweder dadurch, daß man ihn vor dreht (eine sehr unglückliche Methode, da man, ohne die Mattscheibe zu sehen, den Spiegel nicht mehr in die richtige Lage bringt; da

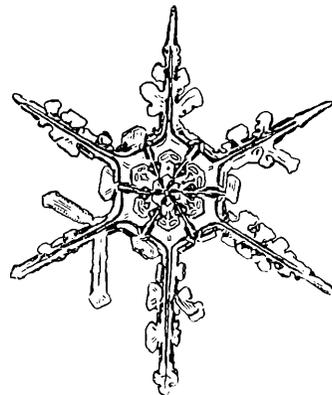
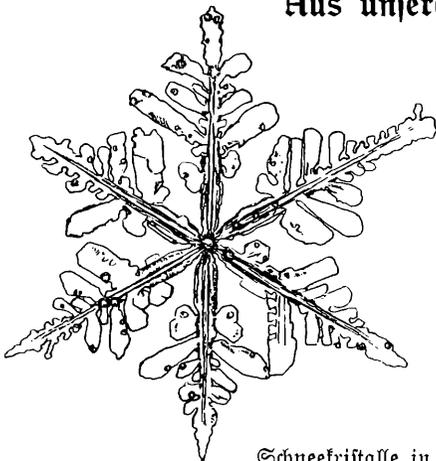
hier nie anzuwenden!), oder daß man ihn durch Vorstellen eines undurchsichtigen Gegenstandes das Licht entzieht, so dringt in das Mikroskop kein Licht und der Apparat ist so lichtdicht, wie wenn er gut verschlossen wäre.

Um also auf einfache Weise einen Verschluss, oder besser gesagt, einen Lichtabschluß zu erzielen, so stellt man vor dem Mikroskop in einer Entfernung von 10—20 cm einen größeren, lichtundurchlässigen Gegenstand auf, ein großes Buch, ein Brett oder dergleichen, so daß auf den Spiegel kein Licht fällt. Die geringe Lichtmenge, die von dem Tisch ausgeht, wird beim Durchgang durch die Linjen so stark geschwächt, daß sie für die Platte fast nicht in Betracht kommt, um so mehr, da die Belichtungszeit verhältnismäßig kurz ist.

So einfach und primitiv der Verschluss ist, und so unzureichend er vielleicht erscheinen mag, so gut ist er. Neben der großen Einfachheit besitzt er noch den großen Vorteil, daß er mit dem Apparat nicht im Zusammenhang ist und daher seine Betätigung den Apparat nicht erschüttern kann.

Hat man genau eingestellt, so stellt man den Gegenstand, der unseren Lichtschuß bildet, vor dem Mikroskop auf den Tisch (nicht auf die Grundplatte des Apparates!), er setzt die Mattscheibe durch die Kassette mit der Platte, entfernt den Schieber, wartet, bis der Apparat nicht mehr zittert, nimmt das Buch weg und belichtet. Hernach stellt man das Buch wieder vor, schiebt den Schieber zurück und kann die Kassette mit der Aufnahme aus dem Rahmen nehmen.

### Aus unserer Bildermappe.



Schneekristalle in etwa 20 facher Vergrößerung.

(Nach R. Neuhäus aus Sauer, „Mineralkunde“.)

# Mikrokosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 7

## Die Mykorrhiza.

Von Dr. Erich Sieghardt.

Mit 2 Abbildungen.

Die Frage nach dem Wesen der Mykorrhiza<sup>1)</sup> bildet unstreitig eines der interessantesten Probleme der modernen Pflanzenphysiologie und -biologie. Trotz einer fast unübersehbaren Flut von Arbeiten, die sich mit ihm beschäftigen, sind wir uns selbst über die Hauptfragen noch gar nicht im klaren. Die folgenden Zeilen sollen angeben, was man von einheimischen Mykorrhizen leicht selbst beobachten kann, und zugleich eine kurze Übersicht über den derzeitigen Stand des Problems bieten.

Unter Mykorrhiza (= Pilzwurzel) versteht man die ständige, genau geregelte Vergesellschaftung von Wurzeln höherer Pflanzen mit Fadenpilzen. Im weitesten Sinne könnte man auch die Wurzelknöllchen der Leguminosen usw. hierher rechnen, doch beschränkt man den Begriff in der eben umschriebenen Weise. Geprägt wurde der Ausdruck von B. Frank, dem Entdecker der Mykorrhiza, dem wir viele grundlegende Arbeiten über sie verdanken (vgl. „Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft“, Bd. III, 1855). Naturgemäß dauerte es einige Jahre, bis man sich über die neue auffallende Erscheinung einigermaßen unterrichtet hatte. Dann kam eine Zeit, in der man hauptsächlich die große Verbreitung der Mykorrhiza feststellte, ohne der physiologischen Seite der Frage näher zu treten, wenigstens nicht experimentell. Und wenn auch seither einige wichtige experimentelle Arbeiten über die Mykorrhiza-Probleme erschienen sind — viel mehr als damals wissen wir heute immer noch nicht!

Man unterscheidet ektotrophe und endotrophe Mykorrhiza. Die ektotrophe Mykorrhiza ist dadurch charakterisiert, daß der Pilz die Wurzeln mit einem dichten Mantel umspinnt,

ohne daß seine Hyphen in das Wurzelinnere eindringen. Bei der endotrophen Mykorrhiza dagegen lebt der Pilz im Innern der oft besonders umgestalteten Wurzeln oder in eigenen Knollen, hat mit der Außenwelt nur wenige oder gar keine Verbindungen und wird in einigen Fällen von der Wirtspflanze verdaut, eine der merkwürdigsten und interessantesten Erscheinungen, die es in der Pflanzenbiologie überhaupt gibt. Wir wollen zunächst einige Beispiele für beide Arten der Mykorrhiza kennen lernen und uns dann einen Überblick über die gesamte Frage zu verschaffen suchen.

Ektotrophe Mykorrhiza weisen u. a. alle waldbildenden Fagaceen und Koniferen an, auch viele Salikaceen, *Prunus spinosa*, *Prunus avium* usw.

Die Ektotrophe kann man als Übergang zu den Pflanzen mit endotropher Mykorrhiza auffassen, da der Pilz bei ihnen zwar einen Mantel um die Wurzel bildet, aber bereits in die Epidermiszellen eindringt. Typische endotrophe Mykorrhiza weisen vor allem fast sämtliche Orchideen auf, die auch am besten untersucht sind, ferner viele Anemone-Arten, *Arum maculatum*, *Asarum europaeum*, *Aquilegia vulgaris*, *Gentiana ciliata*, *G. cruciata*, *G. germanica*, *Pirola rotundifolia*,<sup>2)</sup> *Aconitum napellus*, *Parnassia palustris*, *Primula auricula*, *Colchicum autumnale*, *Lilium martagon*, *Leucojum vernum*, *Paris quadrifolia*, *Convallaria majalis*, *Muscari racemosum*, *Iris germanica* und viele andere mehr. — Die Mykorrhiza ist so verbreitet, daß es schwieriger ist, Pflanzen ohne, als solche mit Mykorrhiza zu nennen! Hier wurden nur die häufigsten genannt.<sup>3)</sup>

<sup>2)</sup> Hier sind Pilzknöllchen und ein äußerer Pilzmantel vorhanden.

<sup>3)</sup> Eine ungeheure Zahl von Mykorrhizen-Pflanzen findet man verzeichnet bei E. Stahl, „Der Sinn der Mykorrhizenbildung“, Pringsheims Jahrbücher, Bd. 34, 1900.

<sup>1)</sup> Die weit verbreitete Schreibweise „Mykorrhiza“ ist unrichtig. Das Wort kommt von *μύκησ*=Pilz und *ρίζα*=Wurzel, bedeutet also „Pilzwurzel“.

Ekotrophe Mykorrhizen kann man sich am leichtesten dadurch verschaffen, daß man in einem Mißwalde ganz junge Buchenpflänzchen oder Koniferen ansgräbt, wobei man die Wurzelenden recht vorsichtig von der Erde befreit. Vielfach genügt es aber auch, etwa 10 cm tief zu graben, um in dem dichten Wurzelgewirr des Waldbodens die eine oder andere Pilzwurzel zu finden. Freilich muß man in diesem Fall meist darauf verzichten, die Herkunft der betreffenden Wurzel zu ermitteln.

Eine verpilzte Wurzel (Abb. 1) bleibt im Wachstum etwas zurück, ist unverhältnismäßig dick und hat keine Wurzelhaare. An ihre Stelle treten die zahllosen Pilzhypphen, die von dem dicht verschlochtenen Mantel, den sie um die Wurzel bilden, abzweigen und ins Substrat, den Waldboden, eindringen, wo sie mit dem den ganzen Boden durchwuchernden Myzel in Verbindung treten. Die Pilze dürften Agarikazeen und Tuberazeen sein; Péklo (Ver. d. D. Bot. Ges., 1909) will von *Carpinus*- und *Fagus*-Wurzeln *Penicillium*- und *Citromyces*-Arten isoliert haben. Auf Quer- und Längsschnitten durch Pilzwurzeln<sup>4)</sup> kann man beobachten, wie die außerhalb der Wurzel dicht verschlochtenen Pilzfäden nicht darin eindringen oder nur zwischen die Zellen der äußersten Schichten. Péklo (l. c.) fand in den an die eindringenden Hypphen angrenzenden Zellen und in den Hypphen selbst große Gerbstoffmengen (Nachweis bei frischem Material mittels Eisensulfatlösung; Blau- oder Grünfärbung). Er schließt daraus, daß die Pilze die Gerbstoffe zu Glykogen verarbeiten, ferner, daß die Wurzelzellen die Pilze durch die Gerbstoffausscheidung am Eindringen in die lebende Zelle verhindern. Indessen dürfte hier eher (wie auch Péklo vermutet) die Membranbeschaffenheit eine Rolle spielen, da nicht einzusehen ist, wie die Gerbstoffe als Nährmittel der Pilze und zugleich als Abwehr gegen sie dienen sollen.

Auf Querschnitten durch die Wurzeln von Erikozeearten ist leicht festzustellen, daß die Pilze nur in die Epidermiszellen eindringen, im übrigen außerhalb der Wurzel verbleiben. Sehr interessant sind die Wurzeln von *Arum maculatum*, die den Übergang zur endotrophen Mykorrhiza veranschaulichen. Hier lebt der Pilz zwar noch in den Interzellularen, entsendend aber baumförmige Haustorien in die Zellen.

Wenden wir uns nunmehr der endotrophen Mykorrhiza zu, so sei als verhältnismäßig ein-

facher Fall *Paris quadrifolia* genannt (zu fixieren mit Flemmingscher oder Pfeifferscher Flüssigkeit). In den dünnen Wurzeln finden sich, zwar nicht sehr reichlich, Pilzfäden, die sich in den Zellen mannigfach hin- und herwinden.

Ein anderes brauchbares Untersuchungsobjekt ist *Asarum europaeum*. Hier lebt der Pilz in der unmittelbar an die Endodermis angrenzenden Zone der primären Rinde. Bei besonders üppiger Entwicklung des Pilzes fällt es auf, daß die von ihm bewohnten Zellen stärker frei sind, während die übrige primäre Rinde dicht mit Stärkekörnern gefüllt ist. Sind die Hypphen, was oft der Fall sein wird, nicht besonders kräftig, so stört die Stärke beim Aufsuchen der Pilzfäden sehr. Am besten ist es dann, den Schnitt in Wasser oder in Chloralhydratlösung (etwa 3:1) ganz kurz aufzukochen, wodurch die Stärke verkleistert. Die Hypphen sind dann ausgezeichnet sichtbar, da sie auch ein wenig aufgequollen sind.

Unter den Orchideen bildet *Neottia nidus avis* das beste Objekt für Mykorrhizienstudien. Die Mykorrhiza von *Neottia* wurde sehr genau untersucht, zuletzt von Magnus (vgl. Pringsheims Jahrbücher, Jahrg. 1900). *Neottia* bildet sehr umfangreiche, vom Rhizom ans entspringende Wurzelklumpen, die der Saughaare entbehren und keulenförmig gestaltet sind. Querschnitte durch die sorgfältig fixierten Wurzeln,<sup>5)</sup> die man mit Pikrokarmin sehr schön färben kann, zeigen den zentralen Teil völlig pilzfrei; die Peripherie dagegen erscheint dunkler (läßt sich schon mit freiem Auge feststellen), weil hier alle Zellen mit Hypphen gefüllt sind (Abb. 2). Betrachten wir diese Zellen genauer mit starker Vergrößerung, so fällt uns bald ein Unterschied zwischen ihnen auf: Die einen enthalten ein Gewirr von dicken, scharf umrissenen Hypphen, die meist in Ringen, parallel den Zellwänden, verlaufen. Sie entsenden dünnere Seitenäste, die einerseits ins Zellinnere eindringen (Haustorien), andererseits die dicken Hypphen umrinden. Diese Zellen, die Magnus Pilzwirkzellen nennt, enthalten besonders viel Eiweiß und bleiben, wenn die Wurzel abstirbt und zerfällt, am Leben. Sie retten den Pilz hinüber in die nächste Vegetationsperiode, in eine neue *Neottia*.

<sup>5)</sup> Da es hier hauptsächlich auf zytologische Einzelheiten ankommt, fixiere man die in kleinere Stücke zerschnittenen Wurzeln in Flemmingscher Flüssigkeit und überführe sie in der üblichen Weise in Alkohol. Sie werden dann entweder mit der Hand geschnitten — auch an solchen Schnitten kann man viele der später erwähnten Einzelheiten feststellen — oder mit dem Mikrotom in etwa 8  $\mu$  dicke Schnitte zerlegt.

<sup>4)</sup> Frisch in kleinere Stücke zerschneiden und in Flemmingscher oder Pfeifferscher Flüssigkeit, ev. auch in Alkohol, fixieren.

Daneben gibt es Zellen, die an frischen Schnitten gelbe Klumpen enthalten. Schon den allerersten Beobachtern (z. B. Schleiden!) fielen diese gelben Massen auf. Magnus hat ihre Entstehung klargestellt. In diesen Zellen dege-

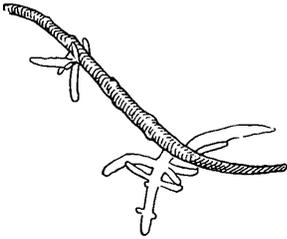


Abb. 1. Wurzel mit ektotropher Mykorrhiza; man sieht die Pilzhypphen (weiß), die von dem Mantel, den der Pilz um die Wurzel gebildet hat, abzweigen, um in den Waldboden einzudringen.

neriert der Pilz immer. Dünnwandige protoplasmareiche Hyphen durchwachsen in dichtem Knäuel die Zelle. Sehr bald sterben sie so, oder nachdem sie Eiweiß gespeichert haben (Eiweißhyphen) ab; ihr Inhalt wird von der Zelle aufgenommen, und die Reste werden zusammengepreßt, gleichzeitig oder nur an einer, meist in der Mitte der Zelle liegenden Stelle beginnend: simultane oder lokale Klumpenbildung. Dann werden sie zusammen mit einem Teil des pflanzlichen Plasmas als Klumpen ausgeschieden. Er ist ein absolut totes, unveränderliches Ausscheidungsprodukt.“ (Magnus, l. c.) Die den Klumpen umgebende Membran — also eine Membran in der Zelle! — besteht aus Zellulose und Pektin. Diese Zellen nennt man Verdauungszellen.

Bei dem ganzen Vorgang macht der Kern merkwürdige Veränderungen durch.<sup>6)</sup> Meist wandert er unter Vorstreckung pseudopodienartiger Ausbuchtungen an die Zellwand; das Chromatin (am besten mit Pikrokarmin oder Eosin-Hämatoxylin zu färben) ballt sich an der dem Pilzklumpen zugewendeten Kernwand zusammen; der Kern legt sich an den Klumpen an, behält dabei seine unregelmäßige Form; die Hyphen beginnen zu degenerieren, austreibende Seitenhyphen stellen ihr Wachstum, kaum begonnen, wieder ein, und gleichzeitig bildet sich, von der Berührungsstelle des Kernes ausgehend,<sup>7)</sup> eine

<sup>6)</sup> All dies wird man bei Durchmusterung einiger Schnitte bald selbst feststellen können. Man darf aber nicht nur alte Wurzeln nehmen, sondern auch junge, frisch infizierte, damit man Einzelbilder aus allen Stadien der Klumpenbildung erhält.

<sup>7)</sup> Vgl. Haberlandt, „Über die Beziehungen zwischen Funktion und Lage des Zellkernes

Membran um den Klumpen. Damit ist die Verdauung beendet, der Klumpen ist ein toter, abgekapselter Zellinhaltskörper geworden. Dann legt sich der Kern unter Annahme seiner normalen Gestalt wieder an die Zellwand an. In den Arbeiten von Magnus und Burgeß (siehe Literaturverzeichnis, findet man weitere Einzelheiten über diese äußerst verwickelten Verhältnisse.

Sehr merkwürdige Wurzelanschwellungen sind bei *Alnus* und *Elaeagnus* gefunden worden. Es sind Knöllchen, die Ähnlichkeit mit denen der Leguminosen haben. Wie wir später noch sehen werden, scheint auch ihre Funktion der der Leguminosenknöllchen ähnlich zu sein. Die Anschwellungen sind gabelig verzweigt, korallenförmig. Man fixiert sie mit Flemming'schem Gemisch oder dgl. Die Schnitte (wenn möglich mit dem Mikrotom schneiden) färbt man mit Methylenblau und Säurefuchsin. Shibata (Priingsheims Jahrbücher, 1902, Bd. 37), der diese Mykorrhiza genau untersuchte, fand, daß die Infektion der Wurzeln bereits dicht unter dem Meristem erfolgt. Hier sieht man die unendlich zarten, mit Methylenblau kräftig gefärbten Pilzfäden die Zellen durchwachsen. Auch hier nimmt der Kern zu Anfang der Infektion bedeutend an Größe zu. Die Stärkekörner werden gelöst und um den amöbenförmigen Kern bildet sich ein dichtes Fa-

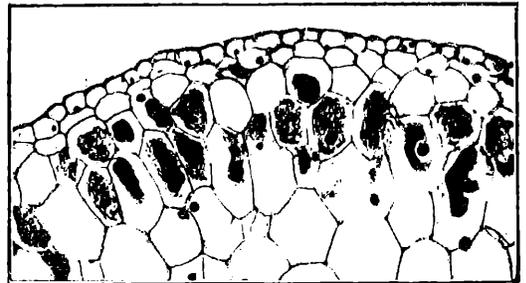


Abb. 2. Querschnitt durch die Wurzel vom Nestwurz (*Neottia nidus avis*) mit endotropher Mykorrhiza.

denknäuel, dann tritt das Stadium der „Bläschenbildung“ ein, d. h. es entstehen zahlreiche Kügelchen von 4–5  $\mu$  Durchmesser an der Peripherie des Knäuels, nach Shibata Zerfallsformen des Pilzes, nach Anderen Sporen. Später verschwinden die Bläschen, das Hyphenknäuel wird kleiner, die eiweißreichen Pilzfäden werden

bei den Pflanzen“ (Jena, 1887). Haberlandt stellt die Theorie auf, daß der Kern bei der Membranbildung mitwirkt und sich daher stets an die Stelle des lebhaftesten Membranwachstums begeben. — Vgl. auch Sieghardt, „Zytoplasthen“ („Mikrokosmos“, Jahrg. VII, Heft 3/4).

allmählich verdaut. Schließlich liegen in der Zelle einige unverdaute Klumpen von Pilzsubstanz und der wieder normal gestaltete Kern. Der Pilz ist überwunden und verzehrt. — Sehr bemerkenswert ist es, daß *Shibata* bei *Alnus incana* var. *glauca*, ebenso bei *Pedocarpus* und *Psilotum*, in den Mykorrhizen proteolytische (eiweißlösende) Fermente fand, die nur von den infizierten Wurzeln gebildet werden und zur Verdauung der Eiweißsubstanzen des Pilzes dienen. Peflo, der *Alnus* ebenfalls untersuchte, hält den Pilz für einen Aktinomyzeten. Andere Autoren wollen Bakterien gefunden haben. Die Frage ist wegen der Kleinheit des Objekts noch immer unentschieden.

Für *Elaeagnus angustifolia* und *Alnus glutinosa* hat es Zach (Sitzungsber. d. K. Akad. d. Wiss. in Wien, 1908, Bd. 117) sehr wahrscheinlich gemacht, daß es sich doch um Fadenpilze handelt, so daß wir dies rückschließend auch von anderen *Alnus*-Arten behaupten dürfen. Der Pilz ist nach diesem Autor in beiden obengenannten Pflanzen identisch. Wir verfahren am besten nach der Vorschrift Zachs, indem wir Freihandschnitte in Chlorzinkjod oder Anilin-Safranin untersuchen. Wer ein Mikrotom besitzt, schneide sehr dünn (z. 4  $\mu$ ) und verwende Methylenblau-Säurefuchsin zum Färben. Die Pilze bilden in den Zellen neben den ungewöhnlich großen Kernen Knäuel. Die Hyphen sind unheimlich dünn (1—2  $\mu$ !) und septiert, so daß, besonders wenn sich in Balsampräparaten der Zellinhalt zusammenzieht, leicht der Eindruck von Bakterienketten entstehen kann, wie sie *Shibata* angenommen hatte. Auch hier wird der Pilz verdaut. —

Mykorrhizen wurden in größter Verbreitung bei den Koniferen, Dikotylen und Monokotylen gefunden. Und wenn man auch bei den Kryptogamen meist nicht von Wurzeln reden kann, so kann man, der vollständigen Analogie wegen,

doch auch hier von einer Mykorrhiza sprechen. Bei den Jungermanniazeen fand man sie z. B., im Gegensatz zu den gleichfalls zu den Lebermoosen gehörenden Marchantiazeen, weit verbreitet. Hier sei auf die von Remeé (Ver. d. D. Bot. Ges., Bd. 17, 1899) genauer untersuchte *Calypogeia trichomanes* verwiesen, in deren Rhizoiden Hyphen leben, die an der Basis des Wurzelhaars ein Pseudoparenchym bilden. Von dort senden sie haustorienartige Papillen in die Nachbarzellen. Das Objekt gibt äußerst interessante Bilder. —

Unter den Farnen ist die Gruppe der Polypodiaceen pilzfrei, die der Ophioglossaceen hat Mykorrhizen. Ich erinnere ferner an die Tatsache, daß die Prothallien der *Thylopodium*-Arten alle von Pilzen bewohnt werden, ohne die sie nicht gedeihen (vgl. Bruchmann, Bot. Zeitung, 1908).

Damit dürfte in allerknappsten Zügen ein Bild von der Verbreitung der Mykorrhiza entworfen sein. Fassen wir das Gesagte also kurz zusammen:

**Ektotrophe Mykorrhiza:** An den meisten Waldbäumen; bildet einen Mantel von Hyphen um die Wurzel; Hyphen dringen nicht in die Wurzeln ein oder bloß zwischen die Zellen oder bloß in die Epidermiszellen.

**Endotrophe Mykorrhiza:** Der Pilz, der mit der Außenwelt mehr oder minder zahlreiche, oft aber auch gar keine Verbindungen hat, lebt vollständig im Zellinnern. Bei den meisten Pflanzen kommt es zu keinen weiteren Differenzierungen. Bei den Orchideen, *Alnus* und einigen andern Arten finden sich Pilzwirtzellen und Verdauungszellen. In ersteren gedeiht der Pilz normal, um nach dem Zerfall der Wurzel ins Freie zu gelangen. In den Verdauungszellen wird er unter eigenartiger Mitwirkung des Kernes getötet und verdaut; die Reste werden mit einer Membran umschlossen. (Schluß folgt.)

## Praktikum der Parasitenkunde.

### Eine Anleitung zum Studium der häufigsten Parasiten.

Fortsetzung v. S. 120.

Von Dr. C. W. Schmidt.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### 2. Parasitische Flagellaten.

Unter den Flagellaten oder Geißelinfusorien finden wir eine ganze Reihe von Parasiten, von denen viele auch pathogene Bedeutung für Mensch oder Haustier haben. Charakteristisch für den Flagellatentypus sind die langen Geißeln, die mehr oder weniger veränderliche (metabole) Körpergestalt und die ungeschlechtliche Vermehrung

durch Längsteilung. Für die Systematik sind Zahl, Anordnung und Form der Geißeln oder Geißeln wichtig. Man unterscheidet Vordergeißeln (eine Hauptgeißel und mehrere Nebengeißeln) und Schleppgeißeln, die als Steuerorganelle geschleift werden. Häufig findet sich eine besondere Geißelausbildung: die undulierende Membran, die aus einer feinen Faser und einem Protoplasma-  
belag,

der aus dem Körper des Tieres herausgezogen wird, besteht. Die Geißeln endigen in einem kernähnlichen Körper, dem Biepharoplast (= Augenfleck, weil früher als Lichtsinnesorgan gedeutet) oder in einem Basalkörper, der einen feinen Fortsatz zum Kern entsendet, so daß der ganze Bewe-

in Kanadabalsam eingeführt. Beim 60%igen Alkohol wird die Färbung eingefügt. Empfehlenswert ist Eisenhämatoxylin nach Heidenhain, das die Kernelemente sehr kräftig färbt und deshalb zum Studium der Biepharoplasten und Basalkörper am besten geeignet ist.

Neben *Bodo lacertae* findet sich fast stets ein anderes Flagellat: *Trichomastix lacertae* Bütschli (v. Brownzet) (Abb. 4b). Nahe verwandt damit sind folgende beim Menschen vorkommende Monaden:

*Trichomonas hominis* Davaine (= *Tr. intestinalis*), eine winzige, harmlose Form aus den oberen Darmteilen;

*Tr. vaginalis* Donné, wahrscheinlich ebenfalls harmlos; im sauer reagierenden Vaginalschleim bei einem Drittel aller Frauen nachzuweisen;

*Lambliia intestinalis* Lambl. (mit kompliziertem Geißelapparat) im Dünndarm der Menschen und vieler Säuger. Von vielen Forschern wird pathogene Bedeutung angenommen, da sich *Lambliia* bei Dysenterien besonders häufig vorfindet und stark vermehrt.

**Trypanosomen.**

Die Trypanosomen haben wegen ihrer pathogenen Eigenschaften große Bedeutung erlangt. Sie kommen aber auch als harmlose Parasiten im Blut der Warm- und Kaltblütler vor. Wir werden von jeder Formenreihe einen Vertreter genauer kennen lernen. Es sei gleich hier bemerkt, daß die Trypanosomen der schwanzlosen Amphibien (also der Frösche und Kröten) morphologisch sehr abweichend von denen der Säuger gebaut sind. Wahrscheinlich wird man sie insolgebeffen bald als besondere Gruppe absondern.

Die Trypanosomen sind länglich elliptisch bis spindelig geformt, haben einen zentral gelegenen ovalen Hauptkern und am hinteren Körperpol einen zweiten, sehr kleinen Kern, den Biepharoplast, aus dem der Randsfaden der undulierenden Mem-

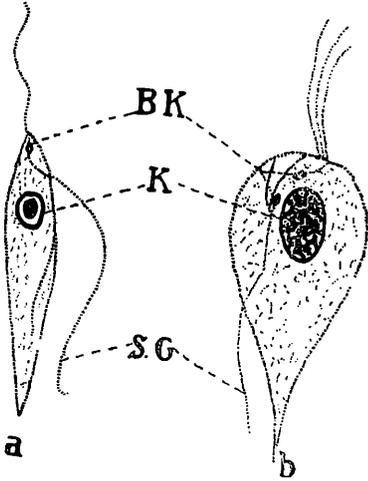


Abb. 4. a *Bodo lacertae* Grassi; b *Trichomastix lacertae* Bütschli; BK Basalkern, K Kern, SG Schleppgeißel. (Vergr. etwa 1500 fach.)

gungsapparat in Zusammenhang mit dem Kern steht.

Neben der Längsteilung kommt geschlechtliche Vermehrung vor. Entweder werden gleiche (Isogamie) oder ungleiche Gameten (Anisogamie) gebildet. Im letzteren Fall tritt ein Geschlechtsdimorphismus in kleine männliche (Mikrogameten) und größere, weibliche Geschlechtszellen (Makrogameten) ein.

Die Flagellaten sind sowohl im süßen wie im salzigen Wasser zu finden und zwar in ungemein vielen Formen. Außer den typischen Formen sind in diese Klasse auch Arten einbezogen, die zu den Algen oder zu den Bakterien hinüberleiten. Parasitische Formen kommen u. a. bei den Bodoniden und den Trypanosomen vor.

**Bodoniden.**

Die Bodoniden sind meist freilebende Formen. Parasitisch lebt *Bodo lacertae* Grassi (Abb. 4a), die sich stets in der Kloake unserer Eidechsen vorfindet. Durch Druck auf den Enddarm preßt man aus der Kloake etwas Rot heraus und bringt ihn, verdünnt mit physiologischer Kochsalzlösung, in ein Uherschälchen. *Bodo* ist klein; man muß zum Studium der Geißeln eine starke Vergrößerung einschalten. Im hängenden Tropfen halten sich die Tiere sehr lange. Zur Verlangsamung der Bewegung setzt man 3–5%ige angewärmte Gelatinelösung zu. Fixiert wird im Deckglasausstrich mit heißem Sublimat-Alkohol. Nach der Jodbehandlung (1/2 Stunde) bleiben die Präparate je 10 Minuten in jeder Stufe der steigenden Alkoholreihe und werden dann über Äthyl-

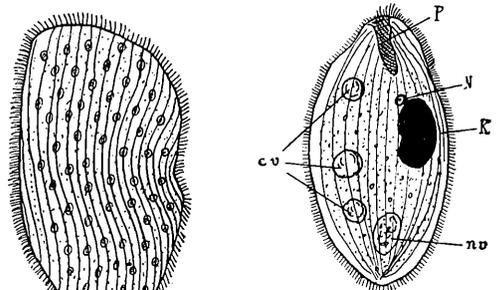


Abb. 5. *Opalina ranarum* Purkinje et Valentin.

Abb. 6. *Balantidium entozoon*; P Peristom (Zellmund), K Hauptkern, N Nebenkern, cv kontraktile Vakuolen, nv Nahrungsauwote.

bran entfringt. Das Protoplasma ist mit Granulis erfüllt. Die Teilung ist eine vom Biepharoplast ausgehende Längsteilung. Geschlechtliche Fortpflanzung ist noch nicht genau festgestellt.

In der nachfolgenden Tabelle sind die wichtigsten Trypanosomen mit ihren Überträgern zusammengestellt.

Name:	Krankheit:	Beobachtungsg- ebiet:	Befällt:	Krankheitsbild:	Überträger:
Trypanosoma brucei Plimmer & Bradford	Nagana- Seuche	Die verschiede- sten Teile Afrikas	Alle Haustiere. Besonders heftig bei Hunden und Pferden. Laborato- riumsratten sterben in wenigen Tagen	Wechsel von starken Fie- bern und Anämie. Manchmal ödemöse Schwel- lung von Leber und Lymphdrüsen	Mehrere Ar- ten Glossina
Trypanosoma vivax Ziemann	—	Kamerun; Deutsch-Ostafrika	Haustiere	Ähnlich dem vorigen	Glossina palpalis
Trypanosoma gambiense Dutton	Schlaf- krankheit	Tropische Gebiete Afrikas	Menschen, Kinder	Zunächst Fieber und Schwindelanfälle, später n. d. Eindringen d. Para- sitin in die Cerebrospi- nalliquidität Apathie mit Erregungsanfällen. Tod oft erst nach Monaten	Glossina palpalis
Trypanosoma evansi Steel	Surrafrank- heit = Pferde- seuche	Ostasien; Afrika; Australien	Haustiere, beson- ders Pferde und Hunde	Ähnlich wie bei Tr. brucei	Bremsen der Familie Ta- banus
Trypanosoma equinum Voges	Mal de Ca- deras von Argentinien	Südamerika	Pferde und Maul- tiere	Kachexie und Anämie ständig wechselnd	Tabaniden
Trypanosoma equiperdum Doflein	Dourine = Beschälseuche	Südastien; Ame- rika; nördliches Afrika	Pferde	Geschwüre an den Ge- nitalien, später Abma- gerung des befallenen Tieres, Lähmung der Hinterbeine	Die Krankheit wird bei dem Coitus über- tragen.

Tabelle der wichtigsten Trypanosomen mit ihren Überträgern.

Um uns mit den Trypanosomen vertraut zu machen, untersuchen wir zunächst *Trypanosoma lewisi* Kent aus der Ratte. Fast alle Ratten beherbergen diese Form, die jedenfalls harmlos ist. Um sie zu bekommen, entnimmt man der lebenden Ratte einen Tropfen Blut aus dem angeritzten Schwanz. Die Trypanosomen sind allerdings meist nicht besonders häufig. Es ist deshalb zweckmäßig, Kulturen anzulegen, für die sich gerade die Rattentrypanosomen gut eignen. Man setzt dazu folgenden Nährboden zusammen:  $\frac{1}{4}$  Pfund Rindfleisch wird gekocht und der Extrakt in 1 l destilliertem Wasser gelöst, dem man später noch 20 g Agar-Agar, ebensoviel Pepton, 5 g Kochsalz und 10 ccm Natriumcarbonat zusetzt. Die fertige Lösung wird sterilisiert und in kleinen Portionen in Reagenzgläser abgefüllt, die man in Temperaturen von über 50° C stehen lassen muß, damit die Lösung nicht erstarrt. Jedem Röhrchen fügt man dann noch ungefähr einhalbmal so viel defibriertes steriles Kaninchenblut zu und läßt jetzt das ganze Gemisch erkalten.

Beim Ansehen der Kultur werden diese Blutnährböden mit einigen Tropfen Rattenblut gemischt und im Dunklen bei gewöhnlicher Temperatur stehen gelassen. Nach einer Woche treten die ersten Teilungsstadien auf. Neben der Längszweiteilung werden noch sog. Rosetten gebildet, die aus vielen Exemplaren bestehen können. In sol-

chen Kulturen halten sich die Trypanosomen lange Zeit, jedoch muß man darauf achten, daß die Nährböden nicht eintrocknen.

Die normale Übertragung geschieht durch die Rattenlaus *Haematopinus spinulosus* Burmeister, in der v. Prohazek auch die sexuelle Weiterentwicklung der Trypanosomen verfolgen konnte. Neben den Läusen kommen noch die Rattenflöhe (*Ceratophyllus fasciatus*) als Überträger in Frage. Zur Untersuchung der Insekten wird der Körper am Abdomen aufgeschnitten, der Darmanal mit einer feinen Präpariernadel herausgezogen und in physiologischer Kochsalzlösung ausgequetscht. Man kann dann Trypanosomen oder deren Umwandlungsstadien finden, die als Reduktionsformen für die sexuelle Vermehrung zu denken sind.

Um Rattenläuse zu infizieren, setzt man sie auf Ratten, von denen man weiß, daß sie Trypanosomen enthalten und läßt sie Blut saugen.

Die Herstellung von Dauerpräparaten wird in einem späteren Abschnitt behandelt.

Aus der Formenreihe der Trypanosomen der kaltblütigen Wirbeltiere sei *Trypanosoma rotatorium* Mayer erwähnt. Diese Form ist bei den Froschlurche *Rana esculenta*, *R. temporaria* und *Hyla arborea* weit verbreitet. Auch in Maulquappen wird sie häufig gefunden. Sie wurde schon 1842 entdeckt und erhielt den Namen *Amoeba rotatoria*, später aber *Tr. sanguinis*. Eine genaue

Körperform ist nicht vorhanden, vielmehr zeigt Tr. rotatorium eine große Mannigfaltigkeit im Aussehen. Ob alle diese Einzelformen nur Variationen einer Grundform darstellen oder ob es sich um verschiedene Arten handelt, steht noch nicht sicher fest.

Zunächst gibt es große tomenartige Gebilde, die eine deutliche Längsstreifung zeigen, und weiter längere Individuen, die sich auch durch länger ausgezogene Geißeln, sowie durch die dünnere Körpergestalt von den vorigen unterscheiden. Sehr oft finden sich im Blute auch sehr kleine, spitz endende Trypanosomen.

Die Vermehrung ist eine multiple; sie wurde zuerst von Danilewsky, Franca und Athias untersucht. Ein späterer Bearbeiter war Doflein. Bei der Vermehrung runden sich die großen Formen zunächst mehr und mehr ab, worauf ihr Kern sich zu teilen beginnt. So entstehen bis 16 (die Zahl wechselt) kleine Tochterkugeln, die sich zur sogenannten Leptomonas-(Chithidium-)Form umbilden.

### Literatur über parasitische Trypanosomen.

Rabinowitsch und Kempner, Beitrag zur Kenntnis der Blutparasiten, speziell der Rattentrypanosomen. Zeitschr. f. Hyg. u. Inf.-Kr., Bd. 30, 1899.

v. Wastelewski und Senn, Beiträge zur Kenntnis der Flagellaten des Rattenbluts. Zeitschr. f. Hyg. u. Inf.-Kr., Bd. 33, 1900.

Laveran u. Mesnil, Recherches morphol. et expérim. sur le Trypanosome des rats (Tr. lewisii Kent.) Ann. Institut. Pasteur. Bd. 15, 1901.

v. Prowazek, Studien über Säugetiertrypanosomen. Arbeit. Kaiserl. Gef.-Amt., Bd. 22, 1905.

Über die Froschtrypanosomen vergleiche man die bereits angeführten Lehrbücher der Parasitenkunde (Doflein, Neumann und Mayer usw.), die darüber ziemlich genau unterrichten.

### 3. Parasitische Ziliaten.

Die Ziliaten oder Wimperinfusorien sind die am höchsten differenzierten Protozoen. Sie zeichnen sich aus durch bestimmte Körpergestalt, die durch das Vorhandensein einer Pellikula bedingt wird, durch Zilien, deren verschiedenartige Anordnung die Grundlage der Systematik gibt und durch Organellen, wie kontraktile Vakuolen, Zellmund, Zellaster, Zellpharynx.

Fast stets finden sich zwei Kerne von verschiedener physiologischer Bedeutung, ein Großkern (Makronukleus), der nur die somatischen Funktionen ausübt, und ein Kleinkern (Mikronukleus), der als Geschlechtskern fungiert.

Die Fortpflanzung geschieht ungeschlechtlich durch Querteilung, geschlechtlich durch Konjugation. Hierbei legen sich zwei Individuen zeitweilig aneinander und tauschen Kernsubstanz aus.

Wir untersuchen von den parasitischen Ziliaten *Opalina ranarum* Purkinje et Valentin (Abb. 5), die sehr leicht zu erlangen ist. Auf Grund der gleichmäßigen Bewimperung wird *Opalina* zu den holotrichen Ziliaten gestellt, obgleich sie hinsichtlich ihrer physiologischen und anatomischen Merkmale zum Teil vom Normaltypus der Infusorien abweicht. Jedenfalls stellt *Opalina* eine primitive

Form vor, da sich bei ihr noch nicht der Unterschied zwischen Haupt- (Makronukleus) und Nebenkern (Mikronukleus) findet, wie wir ihn etwa von *Vorticella*, *Paramaecium* oder *Stylonychia* her kennen.

*O. ranarum* kommt im Enddarm von *Rana temporaria*, *Bufo variabilis* und *Bufo cinereus* vor und zwar meist in großen Mengen. Wir präparieren einen mit Chloroform abgetöteten Frosch von der Bauchseite her auf, lösen die Harnblase ab, trennen den Enddarm mit der Schere los und quetschen den Inhalt in ein Uhrgläschen mit physiologischer Kochsalzlösung aus. Die ungefähr 0,7 mm großen Tiere sind schon mit bloßem Auge deutlich zu sehen.

Mit einer Pipette saugen wir einige Infusorien ab und betrachten sie unter dem Mikroskop. Um ruhig beobachten zu können, setzen wir — wie bei allen Ziliaten, die sofort wieder aus dem Gesichtsfeld verschwinden — dem Wasser etwas Glycerin zu. Wir sehen dann, daß *Opalina* stark abgeplattet erscheint und vorn stumpf, hinten mehr abgerundet ist. In der Pellikula (der Hauptschicht des Protoplasmas) erkennen wir deutlich eine schräge Streifung, die von Muskelfibrillen herührt. Das homogene Ektoplasma scheidet sich scharf vom granulierten Endoplasma, das zahlreiche Kerne führt, die in der ganzen Masse zerstreut liegen. Das Tier ist völlig gleichmäßig bewimpert, die Strudelbewegung der Zilien kann man mittels Tusche- oder Karninfärbungen deutlich machen.

Zur näheren Untersuchung stellt man Dauerpräparate her, am einfachsten durch Anwendung von Osmiumsäure, die die zarten Plasmastrukturen, vor allem die Zilien, ausgezeichnet erhält. Die in einem Tropfen Wasser auf dem Objektträger angesammelten *Opalinen* werden durch die Dämpfe angewärmter 1%iger Osmiumsäurelösung rasch getötet. Nach einigen Minuten setzt man dem Präparat einen Tropfen einer etwa 10%igen wässrigen Sodaaflösung zu. Das Wasser verdunstet allmählich, und die konzentriertere Sodaaflösung wirkt auf die Infusorien ein. Solche Präparate sind aber nicht haltbar. Um wirkliche Dauerpräparate zu erhalten, muß man eine der bei den Amöben angegebenen Methoden anwenden (vgl. S. 118). Als Doppelfärbung hat sich Hämatoxylin-Lichtgrün bewährt.

Wenn im Frühjahr das Laichgeschäft der Frösche beginnt, zerfallen die *Opalinen* in zahlreiche, wenig-kernige Teilstücke, die sich mit einer glasclaren Membran umgeben und in den Schlamm der Gewässer einsinken. Diese Zysten werden von den Kaulquappen gefressen, in deren Enddarm sie frei werden. Ob hier geschlechtliche Vorgänge vor sich gehen, ist noch nicht genauer erforscht worden.

Manchmal finden sich neben den *Opalinen* kleinere Infusorien vor, hauptsächlich *Balantidium entozoon* (Abb. 6). Dieses Infusor ist 80–100  $\mu$  groß, besitzt zwei Kerne und vier kontraktile Vakuolen. Außer der Wimperreihe, die rings um den Körper läuft, ist noch ein Wimperstreifen mit längeren Zilien vorhanden, der sich vom Körperwand zum Zellmund hinüber zieht (sog. aborale Wimperzone). Seltener ist *Nyctotherus cordiformis* Cl., eine noch viel kleinere Form (bis 30  $\mu$  groß). Vertreter beider Arten sind in neuerer

Zeit auch im Menschenbarm gefunden worden; je werden dort als *Balantidium coli* und *Nyctotherus faba* aufgeführt.

#### Literatur über parasitische Ziliaten.

Léger et Duboscq, Notes sur les Infusoires eado

parasites. I—III. Arch. zool. expér. et gen. Serie IV, Bd. 2, Nr. 6.

Metcalff, Opalina. Arch. f. Protistenk., Bd. 13, 1909.

Neresheimer, Die Fortpflanzung der Opalinen. Arch. f. Protistenk., Suppl. 1, 1907.

## Das Studium der Myxomyceten.

Von Prof. Dr. W. Migula.

### III. Das Präparieren und Sammeln der Schleimpilze.

Über das Sammeln und Eintragen der Plasmodien wurde das Nötige schon im ersten Abschnitt gesagt (s. Heft 4/5, S. 81 u. ff.). Häufiger als den Plasmodien wird man beim Suchen nach Schleimpilzen den Fruchtkörpern und gelegentlich den Sklerotien begegnen.

Die Sklerotien lassen sich im allgemeinen nicht bestimmen, man wird also vom Sammeln derselben absehen, wenn man nicht zu Hause aus ihnen Fruchtkörper erziehen will. Wünschenswert ist es natürlich, in einer möglichst vollständigen Sammlung von Schleimpilzen auch die Sklerotienzustände der einzelnen Arten zu besitzen, und wer sich eingehend mit dieser interessanten Gruppe von Organismen abgeben will, wird deshalb den Versuch machen, aus einem Teil der aufgefundenen Sklerotien Fruchtkörper zu erziehen und dann beide zusammen der Sammlung einzuverleiben. Da sich die Sklerotien fast stets in dem Substrat bilden, in welchem auch das Plasmodium lebt, so wird man in der Regel Erfolg haben, wenn man reichliche Mengen des Substrates mit den Sklerotien auf stark angefeuchtetes Fließpapier bringt und in die schon besprochenen großen Doppelschalen legt. Natürlich muß man das Licht abhalten. Je nach dem rascheren oder langsameren Erweichen der Sklerotiummembran wird schon nach einigen Stunden oder Tagen sich ein Plasmodium gebildet haben, das man nun sich selbst überläßt, nur darauf achtend, daß immer genügend Feuchtigkeit vorhanden ist. In sehr vielen Fällen wird man dann nach einiger — übrigens sehr verschieden langer — Zeit Fruchtkörper erzielen, was aus Sklerotien weit leichter gelingt als aus Sporen.

Eine Sammlung von Schleimpilzen kann man allerdings in ganz ähnlicher Weise wie ein anderes Herbar anlegen, in dessen wird die charakteristische Form der Fruchtkörper dabei meist nicht erhalten bleiben, sie werden zerquetscht und oft zum Aufplagen gebracht, während sie sich sonst wenigstens zum Teil in ihrer geschlos-

senen Form erhalten lassen. Bei manchen ist das allerdings mit Schwierigkeiten verbunden, z. B. bei den meisten Stemonitazeen, bei diesen plagen die Fruchtkörper fast immer im Herbar auf. Sind sie beim Einsammeln noch nicht zu reif, so gelingt die Konservierung (bei *Stemonitis fusca* beispielsweise), wenn man die Fruchtkörper in eine sehr verdünnte Lösung von Kanadabalsam in Äthylalkohol taucht und trocknen läßt. Die einzelnen Fruchtkörper kleben zwar zusammen, behalten aber sonst ziemlich ihr Aussehen.

Man wird Sklerotien und Fruchtkörper, eventuell auch Plasmodien, nicht in Papierkapseln einschließen, sondern frei in kleinen Kästchen befestigen. Schon beim Einsammeln muß man darauf achten, daß die Fruchtkörper nicht gedrückt werden, und am besten, ebenso wie dies für die Plasmodien angegeben wurde, freistehend in Kästchen untergebracht werden. Zu Hause wird man das Substrat, wenn es nicht schon an sich fest ist, wie Holz, Rinde usw., dadurch befestigen, daß man es auf Karton aufklebt oder vorher noch mit Gelatinelösung (100 Teile heißes Wasser, 10 Teile Gelatine, 1 Teil Karbolsäure) durchtränkt und dann nach dem Erstarren auf festen Karton bringt. Die Kartonblätter werden dann am Boden von kleinen Kästchen (z. B. Streichholzschachteln) befestigt — mit Wein oder besser so, daß sie durch eigene Spannung sich am Grunde des Kästchens festklemmen.

Die Kästchen lassen sich zwar im Herbar nicht so gut unterbringen, wie die flachen Papierkapseln, aber sie erfüllen ihren Zweck, die Objekte in naturgetreuer Form zu bewahren, weit besser. Genaues Etikettieren ist, wie bei jeder Sammlung, eine Hauptbedingung; je vollkommener alle Angaben über Fundort, Zeit, eventuell Kultur usw. sind, desto höheren Wert gewinnt die Sammlung nicht bloß für den Sammler selbst, sondern auch für andere, die einmal in die Lage kommen, sie zu benutzen.

Will man auch Plasmodien sammeln und der Sammlung einverleiben, so möchte ich hierfür

ein Verfahren empfehlen, das meines Wissens noch nicht angegeben worden ist, mir aber sehr gute Dienste getan hat. Gesammelte Plasmodien bringt man zunächst auf dem Substrat in feuchte Glaskammern, möglichst so, daß sie nicht zu viel in das Substrat eindringen können, und stellt die Kammern absolut dunkel. Meist schon nach einigen Stunden haben sie dann wieder ihr natürliches, durch das Einsammeln und den Transport verändert gewesenes Aussehen gewonnen. Dann bringt man einen mit Formalin getränkten Wattebausch in die feuchte Kammer, deckt sie zu und läßt bis zum andern Tage stehen. Die Plasmodien werden hierdurch getötet und fixiert, ohne ihr Aussehen und ihre Beschaffenheit zu ändern, während sie sonst, wenn man sie einfach eintrocknen läßt, oft sich enzystieren oder wenigstens Übergänge zu Enzystierungen zeigen, die dann wesentlich anders aussehen als die frischen Plasmodien. Man kann die mit Formalin fixierten Plasmodien dann an der Luft trocknen und ebenso wie Fruchtkörper in Kästchen dem Herbar einverleiben.

Will man mikroskopische Dauerpräparate anfertigen, so werden hierfür in erster Linie Kapillitium, Sporen, eventuell ganze Fruchtkörper oder Teile der Peridiumwand in Frage kommen. Man wird am besten Glyceringelatine als Einschlußmittel benutzen, bei sehr dunkel gefärbten Objekten auch Kanadabalsam. In letzterem werden helle, zarte Objekte oft zu durchsichtig, weshalb im allgemeinen Glyceringelatine den Vorzug verdient, obgleich man dann noch einen besonderen Verschuß aus Asphaltlack oder einem ähnlichen Verschußmittel anwenden muß, was bei Kanadabalsam nicht notwendig ist.

Die Technik ist sehr einfach. Will man beispielsweise das Kapillitium von *Stemonitis fusca* einschließen, so wird es zunächst mit der Pinzette am Sporangiumstiel gefaßt und so lange in Wasser hin und her bewegt, bis sich keine Sporenwolken mehr loslösen, wobei zugleich eventuell durch leichtes Drücken mit einer Schnepfensfeder die zwischen den Kapillitiumfasern gefangene Luft entfernt wird. Dann überträgt man das Objekt in einen Tropfen erwärmte Glyceringelatine, der sich auf dem Objektträger befindet, und legt das Deckglas auf. Nach dem Erstarren der Gelatine wird letztere, soweit sie unter dem Deckglas hervorgequollen ist, entfernt und Objektträger und Deckglas möglichst sauber gemacht. Am besten läßt man dann noch einige Tage vergehen, ehe man den Verschußring anbringt. Wer auf möglichste Dauerhaftigkeit der

Präparate sieht, dem möchte ich empfehlen, als ersten Verschuß eine dünne Schicht einer Lösung von Hausenblase in Eisessig (im Notfall genügt auch etwas verdünnter Fischleim) aufzutragen und erst nach deren vollständigem Trocknen den Asphaltlack darüber aufzutragen. Asphaltlack haftet nämlich nicht auf Stellen, wo noch die geringsten, kaum erkennbaren Spuren von Glycerin vorhanden sind, und von diesen Stellen nimmt später das Verderben der Präparate seinen Ausgang. Auf dem getrockneten Hausenblase- oder Leimverschluß haftet aber der Asphaltlack sehr gut und die Präparate sind nach meinen Erfahrungen bedeutend haltbarer.

Gewöhnlich sind zwischen den Kapillitiumfasern und in der Umgebung noch immer eine Anzahl Sporen, die durchaus nicht stören, sondern im Gegenteil sehr erwünscht sind. Will man aber noch besondere Sporenpräparate anfertigen, so wird man ein noch reichlich sporenhaltiges Kapillitium statt in Wasser direkt in dem Tropfen Glyceringelatine ausschwenken und auf diesen dann ein Deckglas legen. Bei Verwendung von Kanadabalsam als Einschlußmittel dürfen die Objekte nicht wasserhaltig sein, sondern müssen vorher in absolutem Alkohol entwässert werden. Aus diesem bringt man sie dann für kurze Zeit in die Flüssigkeit, die als Lösungsmittel für den Kanadabalsam verwendet wurde (Chloroform, Äthyl, Terpentin, Benzol) und darauf in einen Tropfen Kanadabalsam, worauf sie mit einem Deckglas bedeckt werden. Ebenso wie mit Kapillitium, Sporen und eventuell ganzen Fruchtkörpern verfährt man mit Teilen der Peridiumwand, die man ihrer Struktur wegen einschließen will.

Enthalten die Objekte Kalkeinlagerungen, so ist die gewöhnliche Glyceringelatine nicht zu brauchen, weil sie sauer ist und allmählich die Kalkörnchen lösen würde; solche Objekte schließt man entweder in Kanadabalsam ein oder in eine besonders hergestellte säurefreie Glyceringelatine. Letztere erhält man durch Zufügen von so viel Natronlauge zur verflüssigten Glyceringelatine, bis rotes Lackmuspapier eben anfängt, blau zu werden. Die Glyceringelatine wird aber dann oft gleich oder bei späterem Erhitzen trübe, weshalb es gut ist, sie noch einmal aufzukochen und zu filtrieren.

Eine Färbung dieser Objekte wird kaum jemals in Frage kommen. Wohl aber ist dies der Fall, wenn man Schwärmer, Amöben oder junge Plasmodien in Dauerpräparaten aufbewahren will. Je nach dem Zweck, den man dabei verfolgt, werden die Methoden ver-

schieden und zum Teil ziemlich kompliziert sein, so bei dem Studium der Kernteilungsfiguren. Da muß auf die betreffenden Originalarbeiten von Strasburger (8), Lister (5), Jahn (4), Plenge (6), Bruck (1) verwiesen werden, da die Besprechung derselben hier zu viel Raum beanspruchen würde. Will man dagegen nur die an sich schon ziemlich durchsichtigen und in den Einschlusmitteln noch undeutlicher werdenden Objekte bloß besser hervortreten lassen, so empfehlen sich folgende Methoden:

Man breitet einen Tropfen der reichlich Schwärmer oder Amöben enthaltenden Flüssigkeit möglichst dünn auf einem ganz sauberen Deckgläschen aus, läßt den Überchuß nach einiger Zeit am Rande ablaufen und legt das Deckglas über eine Flasche mit einprozentiger Osmiumsäure oder Formalin. Hierdurch werden zunächst Schwärmer oder Amöben fixiert und haften wenigstens zum größten Teile am Deckgläschen fest. Auch kann man die Gläschen in absoluten Alkohol oder eine Lösung von Sublimat in Alkohol tauchen; in dem einen Fall liefert diese, im andern jene Fixierungsmethode bessere Resultate, das hängt zum Teil auch von der Übung des Präparators ab. Ich ziehe für allgemeine Zwecke die Fixierung mit Formalin ihrer Einfachheit wegen vor. Dann läßt man das Deckglas auf kurze Zeit auf einer Farbstofflösung, mit der die Organismen enthaltenden Seite nach unten gewendet, schwimmen. Als Farbstoff kann man irgendeine der gebräuchlichen, wässrigen Anilinfarbstofflösungen verwenden (Gentianaviolett, Methylgrün, Fuchsin), die nur wenige Minuten einzuwirken brauchen, oder alte Haematogylinlösungen, die zwar länger, bis 24 Stunden, einwirken müssen, aber im allgemeinen klarere Bilder liefern. Die Präparate werden nach der Färbung in Wasser ausgewaschen und in

(am besten säurefreie) Glyceringelatine eingeschlossen. Bei Kanadabalsam als Einschlusmittel muß eine Entwässerung durch absoluten Alkohol vorhergehen, wobei aber oft eine starke Entfärbung eintritt, deshalb müssen für Kanadabalsam bestimmte Präparate in Anilinfarbstoffen stark überfärbt werden. Dann werden die Deckgläschen längere Zeit (etwa 1—2 Stunden) in absoluten Alkohol gelegt oder besser eine Minute mit der Pinzette in diesem hin und her bewegt, hierauf in Xylol gebracht und aus diesem in Kanadabalsam, der am besten in Xylol gelöst ist. Andere Lösungsmittel entziehen nämlich auch nachträglich dem Präparate leicht Farbstoff.

#### Literatur.

1. Bruck, W. F., Beiträge zur Physiologie der Mycetozoen. Zeitschr. f. allgem. Physiologie VII.
2. Constantineanu, J. C., über die Entwicklungsbedingungen der Myxomyzeten. Annales Mycologici IV
3. De Bary, Die Mycetozoen, 1864; Morph. und Biol. der Pilze, Mycetozoen und Bakterien, 1884.
4. Jahn, Myxomyzetenstudien. Berichte der Deutschen Botan. Gesellschaft. Bd. XIX bis XXVIa.
5. Lister, A., Monograph of the Mycetozoa. London, 1894.
6. Plenge, S., über die Verbindungen zwischen Geißel und Kern bei den Schwärmzellen der Mycetozoen. Verhandl. d. naturhist.-med. Vereins Heidelberg, N. F. VI.
7. Schinz, S., in Rabenhorst, Kryptogamenflora, Pilze, X. Abteilung. Fig. 1 u. 2.
8. Strasburger, Das botanische Praktikum. 5. Aufl. 1913.

## Mikroskopie für Anfänger.

### VI. Einfache histologische Studien am Frosch.

Von Ewald Schild.

Mit 4 Abbildungen.

Der vorliegende Artikel soll dem Anfänger in der Mikroskopie eine knappe Anleitung zur Anfertigung einiger einfach herzustellender histologischer Präparate geben. Mikrotom und ähnliche „kostbare Einrichtungen“ sind dabei unnötig. Als Instrumenten braucht man lediglich eine kleine spitze Schere, ein Präpariermesser (Skalpells) und zwei spitze Präpariernadeln. Wer diese Geräte noch nicht besitzt, kauft sich am besten eines der vom „Mikroskosmos“ herausgegebenen Instrumentenbestecke, über die sich in den Bekanntmachungen

dieses Heftes Näheres findet. Der Gang der Präparation ist so genau beschrieben, daß jeder ohne weiteres danach arbeiten kann.

Als „Versuchskaninchen“ wählen wir irgendeine Froschart, am besten vielleicht den überall vorkommenden Grasfrosch (*Rana temporaria* L.), dessen Laichklumpen als erste „Frühlingsboten“ schon Ende Februar in Tümpeln und Gräben an feuchten Stellen zu finden sind. Um den Frosch rasch und schmerzlos ins Jenseits zu befördern, packen wir ihn mit einem Tuche und

trennen den Kopf mit einem scharfen Scherenschlag vom Rumpfe. Das aus der Wunde hervorkommende Blut liefert uns das erste Präparat. Mit einer Pipette oder einem Glasstab bringen wir einen Tropfen Blut auf einen sorgfältig geäuberten Objektträger, auf dem sich ein Tröpfchen physiologischer Kochsalzlösung<sup>1)</sup> befindet und be-

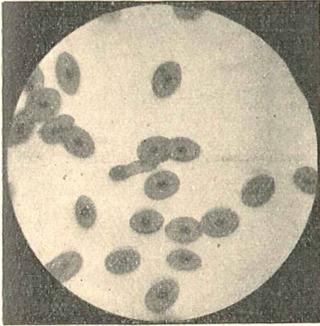


Abb. 1. Erythrozyten des Frosches; gefärbtes Dauerpräparat; stark vergrößert.

decken das Ganze, unter Vermeidung von Luftblasen, mit einem ebenfalls vollkommen reinen Deckglas. Betrachten wir nun das Präparat unter dem Mikroskop, so erblicken wir bei stärkerer Vergrößerung sofort die großen ovalen, kernhaltigen roten Blutkörperchen (Erythrozyten), die sich von den wesentlich kleineren, ganz anders geformten und in viel geringerer Anzahl vorhandenen weißen Blutkörperchen (Leukozyten) deutlich unterscheiden. Die roten Blutkörperchen sind beim Frosch, wie bei den Amphibien überhaupt, sehr groß; beim Grasfrosch beträgt ihr Längendurchmesser z. B. etwa 23, der Querdurchmesser etwa 16  $\mu$ . Trotz dieser Größe enthält 1 mm<sup>3</sup> Froschblut immerhin etwa 6,4 Millionen Stück. Die charakteristische (amöboide) Bewegung der Leukozyten können wir in unserem Präparat gut wahrnehmen. Haben wir uns davon überzeugt, so setzen wir dem Präparat am Rande des Deckglases vorsichtig einen Tropfen Brunnen- oder Leitungswasser zu. Das Ergebnis ist eine ganz gewaltige Veränderung der roten Blutkörperchen. Der Blutfarbstoff, das Hämoglobin, wird nämlich vom Wasser gelöst, wobei sich die Blutkörperchen aufblähen; schließlich sind sie infolge der immer mehr zunehmenden Entfärbung nur noch sehr schwach, als „Schatten“, zu sehen.

Um Blut-Dauerpräparate herzustellen, verfahren wir am besten folgendermaßen. Wir reinigen zwei Deckgläschen sehr sorgfältig mit absolutem Alkohol, bringen auf das erste Deckglas einen kleinen Tropfen frisch entnommenen Blutes und bedecken die beschickte Fläche sogleich mit dem blank geputzten zweiten Deckglas, wobei wir beide fest aneinander pressen. Ziehen wir sie dann wieder voneinander (man muß wirklich „ziehen“, da sie sich sonst nicht trennen lassen), so bleibt auf jedem eine sehr dünne Schicht Blut zurück. Diese Blutschichten lassen wir an der Luft ohne Einwirkung von Wärme trocknen, bringen dann die Deckgläser zur Fixierung der Blutkörperchen für 20–30 Minuten in ein Uhrgläschen mit Sublimat-Kochsalz-

<sup>1)</sup> Herstellung: 1 g chemisch reines Chlor-natrium wird in 100 cc destilliertem Wasser gelöst.

lösung<sup>2)</sup>, hernach zur Entfernung des Sublimats in Jodalkohol<sup>3)</sup>, von da in reinen Alkohol und endlich in destilliertes Wasser.

Nach beendeter Fixierung bringen wir die Deckgläschen zur Färbung in ein Schälchen mit filtriertem Hämalaun (käuflich), das wir 10–12 Minuten lang einwirken lassen, spülen mit Leitungswasser oder Brunnenwasser ab und lassen die Präparate noch 10–15 Minuten lang im Wasser liegen, um das „Bläuen“ (d. h. die Blaufärbung) der Kerne zu bewirken. Nach dieser Kernfärbung („elektiven Färbung“) färben wir das Protoplasma mit einem Protoplasmafärbstoff, z. B. Eosin, um eine „Gegen- oder Kontrastfärbung“ zu erhalten. Benutzt wird eine 1%ige Eosinlösung<sup>4)</sup>, die 3–5 Minuten lang einwirken soll. Alkoholische Eosinlösung ist für Anfänger nicht zu empfehlen, da ihre Anwendung leicht zu Mißerfolgen (z. B. durch zu starke Färbung) führt.

Auf die Färbung folgt die Differenzierung, die im Auswaschen des zu viel aufgenommenen Eosins durch Eintauchen in 95%igen Alkohol (1–5 Minuten einwirken lassen) besteht. Hernach wird das Präparat 3–5 Minuten lang in absolutem Alkohol mit Äylol aufgeheißt und endlich nach den uns bereits geläufigen Regeln auf einem Objektträger in Kanadabalsam eingeschlossen. Das Ergebnis zeigt Abb. 1.

Um weiteres Material zu erlangen, wird der Frosch mit der Bauchseite nach oben in einem gewöhnlichen Präparierbecken<sup>5)</sup> (ohne Wasser!) mit

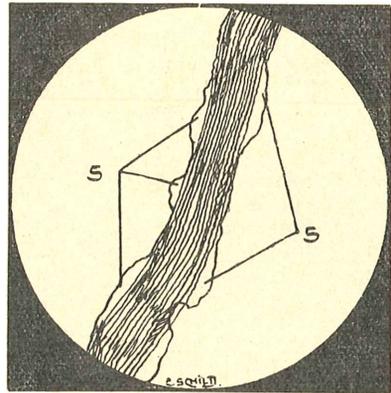


Abb. 2. Wirkung des Wasserzuges auf eine quergestreifte Muskelfaser des Frosches; S Sarcolemm.

starken Nadeln, die man durch die gespreizten Extremitäten schiebt, festgesteckt, worauf man die inneren Organe durch Ausschneiden der Bauchhaut

<sup>2)</sup> Herstellung: In 100 cc heißer physiologischer Kochsalzlösung löst man 7,5 g Sublimat und filtriert das Gemisch warm. Sublimat ist bekanntlich eines der stärksten Gifte, deshalb besondere Vorsicht!!

<sup>3)</sup> Herstellung: 70%igem Alkohol wird soviel Jodtinktur zugefugt, bis er Rognafarbe besitzt.

<sup>4)</sup> Herstellung: 0,1 g wasserlösliches Eosin wird in 100 cc dest. Wasser gelöst.

<sup>5)</sup> Fläche Blechschale von etwa 15×25 cm Bodenfläche und 5 cm Tiefe, etwa 1 cm hoch mit Wachs oder einer ähnlichen Masse gefüllt.

(mit einer scharfen Schere) vom Becken bis zum Unterkiefer freilegt. Unsere erste Aufgabe besteht darin, mit Schere und Skalpell die Hoden des Tieres herauszupräparieren. Sie sind nicht allzu schwer aufzufinden. Von den Außenseiten der länglichen Nieren, die rechts und links von der Wirbelsäule liegen, zweigt je ein weißlicher Strang

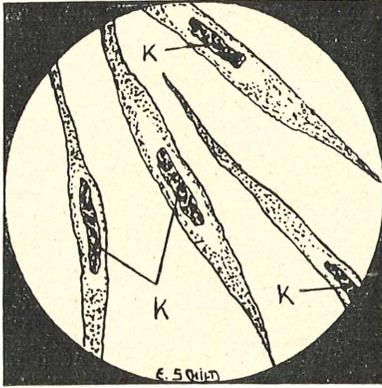


Abb. 3. Glatte Muskelfasern aus der Harnblase des Frosches; K Zellkerne, durch Essigsäure-Zusatz sichtbar gemacht.

ab. Das sind die Harnleiter, die beide in die Kloake münden. Während beim weiblichen Frosch die Nieren mit den Geschlechtsorganen nicht im Zusammenhang stehen, sind bei den männlichen Individuen die weißlichen ovalen Hoden durch ein Band mit dem vorderen Nierenabschnitt verbunden. Die Spermatozoen werden durch die Vasa deferentia von den Hoden aus nach einem, den Rand der Niere entlang laufenden Kanal geleitet, um gemeinsam mit dem Harn zum Urnierengang (Ductus deferens) geführt zu werden, der sich noch vor seiner Mündung in die Kloake zur Samenblase vergrößert.

Haben wir die Hoden gefunden, so zerschneiden wir einen, streichen mit der Schnittfläche über einen reinen Objektträger und unterwerfen das Präparat, an dem wir die Spermatozoen des Frosches studieren wollen, einer Formalin-Fixierung, die die Fixierung bewirkt. Dazu schützen wir in eine kleine Glasdose etwas käufliches (40%iges) Formaldehyd, legen den Objektträger quer darüber und stellen das Ganze für 10–20 Minuten in ein verschließbares Gefäß (große Glasdose mit Deckel), so daß die Formalindämpfe auf das Präparat einwirken können. Nach der Härtung wird mit Wasser abgespült und dann in der oben beschriebenen Weise zuerst mit Hämalaun und hernach mit Eosin gefärbt. Das fertige Präparat zeigt den Kopf der Spermatozoen blau, während Hals und Schwanz rot erscheinen.

Haben wir zufällig einen weiblichen Frosch erwischt, so können wir durch Abschaben des Eierstocks leicht unreife, kleine Eier gewinnen, die wir in physiologischer Kochsalzlösung untersuchen. Viel ist daran allerdings nicht zu sehen, denn für genaue Studien ist die Herstellung von Mikrotomschnitten nötig, eine Arbeit, die für uns noch zu schwierig ist.

Mehr Glück haben wir mit den quergestreiften Muskelfasern, deren feineren Bau

wir sehr gut an den Extremitätenmuskeln des Frosches studieren können. Wir bringen dazu ein kleines Stückchen der Oberflächennuskulatur in physiologischer Kochsalzlösung auf einen Objektträger, zerzupfen es mit zwei spitzen Präpariernadeln und betrachten das Präparat bei stärkerer Vergrößerung. Wenn wir ein paar Tropfen Leitungswasser oder Brunnenwasser zufließen lassen, so sehen wir, wie sich das Sarkolemm, die strukturlose Hülle, von der jede Muskelfaser umschlossen wird, blasenförmig abhebt (vgl. Abb. 2). Um Dauerpräparate herzustellen, färben wir in Alkohol (etwa 70–80%) aufbewahrte Muskeln mit Hämalaun. Der Einfluß des Präparats erfolgt am besten in Glyceringelatine (käuflich!).

Die Harnblase, die durch eine mittlere Einschnürung geteilt wird und in die Kloake mündet, ist ebenfalls leicht aufzufinden. Ein Stückchen davon auf einem Objektträger mit physiologischer Kochsalzlösung ausgebreitet, zeigt uns unter dem Mikroskop die glatte Muskulatur. Bei Essigsäure-Zusatz treten die Kerne der glatten Muskelfasern deutlich hervor (Abb. 3).

Ein leicht zu präparierendes Objekt ist auch das Zylinderepithel, das uns die Schleimhaut des Dünndarms liefert. Wir schneiden kleine Darmstücke heraus, spalten sie, spülen sie mit physiologischer Kochsalzlösung aus und legen sie in einem verschlossenen Gefäß auf 12–24 Stunden in verdünnten Alkohol (1 Teil absol. Alkohol auf 3 Teile dest. Wasser). Dann bringen wir das Präparat auf einen Objektträger, zerzupfen es, färben mit käuflichem Pikrokarmín (Zellkerne schön rot, Plasma gelb) und schließen in Glycerin ein (Lackrand!).

Sehr interessante Bilder liefert die Untersuchung des lebenden Flimmerepithels vom

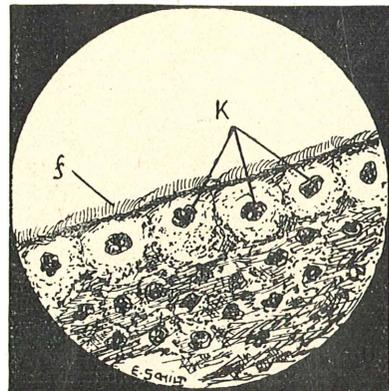


Abb. 4. Rand eines Rachen Schleimhautstückchens des Frosches mit Flimmerepithel; f Wimperfaum, K Kerne der Wimperzellen.

Froschgaumen. Wir trennen, nachdem wir den Unterkiefer entfernt haben, mit unserer Präparierschere ein kleines Stückchen der Rachenwand-schleimhaut ab, breiten es schnell auf einem Objektträger mit physiologischer Kochsalzlösung aus und bedecken mit einem Deckglas. Betrachten wir dann bei stärkerer Vergrößerung den Rand des Präparats, so sehen wir die zarten Flimmerhaare

fortwährend — einem vom Wind bewegten Kornfeld vergleichbar — auf- und abwogen. Die lebhafteste Bewegung hört jedoch sofort auf, wenn wir dem Objekt einen Tropfen Formaldehyd zusetzen; die einzelnen Wimperhaare treten dann deutlich hervor (vgl. Abb. 4).

Zum Schluß untersuchen wir noch die Nervenfasern des Frosches. Dazu präparieren wir den Nervus ischiadicus heraus, der als stärkster Nerv der zehn Paar Spinalnerven, die aus dem Rückenmark entspringen, durch den Oberschenkel zieht. Ein kleines Stückchen des Nervenstrangs

wird mit etwas physiologischer Kochsalzlösung auf einen Objektträger gebracht und schnell mittels zweier Präpariernadeln zerzupft, wobei man das Austrocknen durch mehrmaliges Anhauchen zu vermeiden trachtet. Nach dem Auflegen eines Deckglases untersuchen wir das Präparat bei stärkerer Vergrößerung. Wir sehen markhaltige Nervenfasern, an denen wir den Achsenzylinder, der von der Markscheide umgeben ist, unterscheiden können. Die Markscheide zeigt oft an einzelnen Stellen Unterbrechungen; das sind die sog. Ranvier'schen Schnürringe.

## Aus dem Gebiet der Pflanzenmikrochemie.

### Eine Anleitung für Anfänger.

Schluß v. S. 127.

Don O. Tunmann.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### XI. Nachweis anorganischer und organischer Stoffe.

Es kann an dieser Stelle nur eine Auswahl gebracht werden. Auch müssen des Raumes wegen Quellenangaben unterbleiben. Besonders Gewicht habe ich auf leicht zu beschaffendes, tunsichtig zu jeder Jahreszeit zur Hand stehendes Untersuchungsmaterial gelegt. Wer sich eingehender mit dem Nachweis des einen oder des anderen Körpers sowie der hier nicht behandelten Stoffe beschäftigen will, muß auf die Bücher der Pflanzenmikrochemie zurückgreifen.

##### 1. Schwefel.

Als Element ist Schwefel bisher nur in Schwefelalgen und -bakterien gefunden. Diese, besonders Beggiatoafäden, kann man durch Mazeration von Heu in gipshaltigem Wasser gewinnen. Zerkleinertes Heu wird 10 Tage in Wasser belassen, dann wiederholt in reinem Wasser abgekocht. Eine Handvoll von diesem Heu wird in ein tiefes Gefäß mit gipshaltigem Wasser gebracht und eine Messerspiße voll Sumpfschlamm zugefetzt. Nach wenigen Tagen tritt Schwefelwasserstoffgeruch (nach faulen Eiern) auf, und nach einiger Zeit zeigt die mikroskopische Betrachtung eines Tropfens der Flüssigkeit diese erfüllt mit Zellfäden, in deren Zellen kleine, stark lichtbrechende, zähflüssige Tröpfchen lagern. Diese Tröpfchen sind „Schwefelkugeln“ (Abb. 19, 1a). Man legt die Beggiatoafäden oder andere Schwefelbakterien auf eine Minute in konzentrierte, wässrige Pikrinsäure, wäscht mit viel Wasser aus, worauf sich der Schwefel innerhalb eines Tages in schwarzen, rhombischen und monoklinen Kristallen (Abb. 19, 1b), welche sich leicht in Schwefelkohlenstoff auflösen, auf und an den Fäden ausscheidet.

Überwiegend liegt Schwefel in organischer oder anorganischer Bindung vor und wird meist in der Asche nachgewiesen. Zum Nachweis in den Zellen wählt man schwefelöshaltige Pflanzen, am besten die Meerrettigwurzel. Schnitte des Meerrettig legen wir auf dem Objektträger in wässrige Baryumchloridlösung (1:10) ein. Es fällt Baryumsulfat aus, teils körnig, teils in Tafelchen und in langgestreckten oktaederförmigen Kristallen, die oft den Zellwänden anliegen (Abb. 19, 2).

##### 2. Chlor.

Wenn auch Chlor allenthalben nachweisbar ist, so sind doch die besten Versuchsobjekte die „Laminariafengel“; auch die in den Apotheken vorrätigen „Laminariafiste“ (gedreht) sind geeignet. Längsschnitte werden mit dem Glasstab oder mit Hollundermarkscheibchen (nicht mit Metallnadeln!) auf den Objektträger in 1 Tropfen wässriges Silbernitrat (1:20) gelegt. Sofort entsteht ein Niederschlag, der beim Halten des Objektträgers über Papier käsigweiß, bei mikroskopischer Betrachtung fast schwarz und flockig bis körnig, doch auch bräunlich und gallertförmig erscheint. Jetzt wird Ammoniak bis zur Lösung des Niederschlages zugefetzt und das Deckglas aufgelegt. In wenigen Stunden vor völligem Eindunsten der Lösung scheidet sich das Chlorsilber nun in kristallinischer Form aus (bis 25  $\mu$  große Würfel und Oktaeder, bis 70  $\mu$  große, flache Tafeln, die [infolge Lichtwirkung] später oder früher violett, weißblau bis schwarz werden) (Abb. 19, 3).

Dickere Schnitte stärkerhaltiger Objekte bringt man aus der Silbernitratlösung in einen Tropfen Salpetersäure. Das Chlorsilber bleibt amorph und ungelöst, es erfolgt aber (durch

Lösung der Stärke) eine weitgehende Aufhellung. Weitere Versuchsobjekte: Carrageen des Handels, *Daucus carota*, Beta u. a.

### 3. Jod.

Jod ist in anorganischer und organischer Form weit verbreitet, aber meist nur in Spuren. Versuchsobjekt: Laminaria-Stengel (siehe oben unter Chlor). Mehrere Schnitte, die aber zart sein können, kommen unter Deckglas in einen Tropfen Wasser, das man zuvor mit einigen Stärkekörnchen vermischt hat (am besten großkörnige Stärke, Weizen, Kartoffel). Man fügt vom Deckglasrande einen Tropfen konzentrierte Salpetersäure oder zwei Tropfen Eisenchlorid zu. Das gebundene Jod in den Schnitten wird in Freiheit gesetzt und färbt die Stärkekörner blau. Die schönste Färbung zeigen die nahe dem Deckglasrande liegenden Stärkekörnchen. Die Reaktion erreicht innerhalb einer Viertelstunde ihren Höhepunkt.

### 4. Stickstoff (Salpetersäure und ihre Verbindungen).

Zum Nachweis können alle Schutzpflanzen dienen; Brennessel, Hirtentäschelkraut stehen fast das ganze Jahr zur Verfügung. Besonders eignen sich Längsschnitte der basalen Stengelteile und, wenn vorhanden, das Mark der Sonnenblume. Die Schnitte werden in einen Tropfen einer 10%igen Lösung von Nitron in 5%iger Essigsäure gelegt und mit dem Deckglas bedeckt. Es entstehen Nadelbüschel, die die Zellen oft (Mark der Sonnenblume [*Helianthus*]) oder der Tollkirsche ganz erfüllen (Abb. 19, 4). Da bei reichlicher Gegenwart von Oxalaten ähnliche Bildungen entstehen, so werden weitere Schnitte in eine Lösung von 0,05 g Diphenylamin in 10 g konzentrierter Schwefelsäure gelegt. Tiefblaue Färbung zeigt salpetersaure Verbindungen an.

### 5. Phosphor (Phosphorsäure und ihre Verbindungen).

Phosphor tritt in den Pflanzen teils in anorganischer (Phosphaten), teils in organischer (Eiweißverbindungen, Nucleoproteide) Bindung auf. Sehr gute Versuchsobjekte bilden die sterilen Halme von Quisquetumarten oder ungeschnittene Cibichwurzeln des Handels, sowie die Meerrettigwurzel. Zum Nachweis von Phosphaten benutzt man zwei gesättigte Lösungen, Magnesiumsulfat und Chlorammonium. Zum Gebrauch mischt man ungefähr 20 Teile Magnesiumsulfatlösung mit zwei Teilen Chlorammoniumlösung. In dieses Reagens werden die Schnitte unter Deckglas eingelegt;

nach kurzer Zeit entstehen farblose, sehr charakteristische Kristalle von Ammonium-Magnesium-Phosphat (Abb. 19, 6). Wir finden sargdeckelartige Kristalle, kreuzförmig angeordnete Prismen, 4—8strahlige Sterne, sowie X- und H-förmige Kristallfelle. Die Kristalle sind unlöslich in Ammoniak, lösen sich aber sehr leicht in Säuren, auch in Essigsäure. Verhältnismäßig oft ist die zur Bildung von Ammonium-Magnesium-Phosphat nötige Menge Magnesium im Gewebe bereits enthalten; in diesen Fällen genügt zur Kristallbildung schon ein Zusatz von Ammoniak.

Außer dem genannten Magnesiumgemisch benutzt man zum Phosphornachweis eine salpetersaure Lösung von Ammoniummolybdat (1 g salpetersaures Ammonium in 12 ccm konzentrierter Salpetersäure). Es entsteht eine gelbliche Fällung von Ammoniumphosphormolybdat, die zuweilen feinkörnig ausfällt, meist aber kleine, reguläre Kristalle bildet. Bei Beginn ihrer Ausbildung sehen die Kristalle wie kleine, gelbe Fettröpfchen mit schwarzem Rand aus oder wie Sphärokrystalle mit zentralem Kern; eine kristallinische Struktur ist oft erst nach einer Stunde wahrnehmbar (Abb. 19, 5).

Es ist zweckmäßig, beide Reaktionen auszuführen, da sie sich ergänzen. Bleibt mit dem Magnesiumgemisch eine Reaktion aus, tritt aber mit Ammoniummolybdat nach einiger Zeit oder bei gelindem Erwärmen ein wenn auch geringer Niederschlag auf, so deutet der Befund auf eine organische Phosphorverbindung hin, die durch die Salpetersäure der Ammoniummolybdatlösung zerlegt wurde. Zum sicheren Nachweis von Eiweiß-Phosphor (Versuchsobjekte: alle aleuronhaltigen Samen) müssen die Präparate aber zuvor verascht werden. So veraschte W. Pfeffer die Globotide der Meuronkörner und fügte der Asche ammoniakalische Chlorammoniumlösung zu, worauf sich aus dem amorphen Magnesiumphosphat der Asche langsam die Kristalle von Ammonium-Magnesium-Phosphat ausschieden.

Beim Einlegen frischer Pflanzen in Alkohol scheiden sich in den Zellen oft Phosphate aus, besonders Calciumphosphate in sphärokrystallinischer Form; diese kugligen Kristallbildungen lösen sich unter Deckglas nur sehr langsam in Wasser, Ammoniak und Essigsäure, leicht in Mineralsäure (in Salzsäure ohne Gasentwicklung [siehe nächsten Absatz]).

### 6. Kohlenensäure.

Unter den kohlen-sauren Abscheidungen (Carbonaten) in den Pflanzen steht der koh-

sen saure Kalk an erster Stelle. Die Karbonate inkrustieren die Oberfläche vieler Wasserpflanzen, finden sich ganz allgemein überwiegend

ren der Urtikazeen, Aukurbitazeen u. a. vor- kommen. Hanf-, Hopfen- und Ficusblätter sind leicht zu beschaffen (Abb. 19, 7a). Zum Nach-

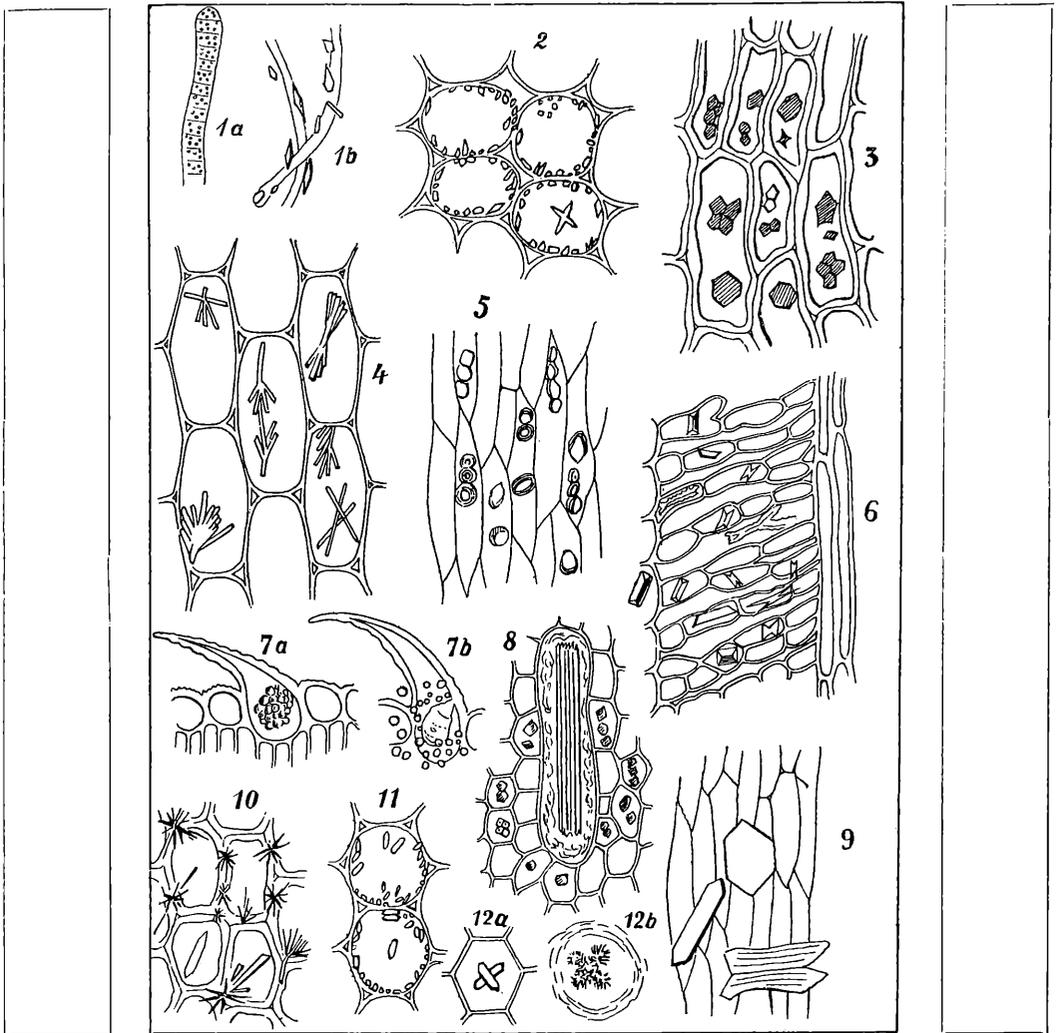


Abb. 19. Mitrochemische Reaktionen verschiedener Stoffe.

1 und 2. Schwefelnachweis: 1a *Beggiatoa*-Art, lebend, mit kleinen Schwefelkugeln; 1b *Beggiatoa*-Art, abgetötete Fäden mit Schwefelkristallen; 2. *Cochlearia armoracia* (Meerrettig-Wurzel), Schwefelnachweis mit Bariumchlorid. — 3. Chlornachweis: *Laminaria* (Droge), Längsschnitt, mit Silbernitrat und Ammoniak behandelt; die großen Kristalle von Chlor-silber sind eingezeichnet. — 4. Salpetersäurenachweis: *Hellanthus annuus*, Mark, Längsschnitt; Nachweis mit Nitron; Kristalle von Nitronnitrat eingezeichnet. — 5 und 6. Phosphornachweis: 5. *Cochlearia armoracia*, Längsschnitt; nach Behandlung mit Ammoniummolybdat entstehen Kristalle von Phosphorammoniummolybdat; 6. *Equisetum arvense*, Längsschnitt durch das Chlorophyllparenchym des sterilen Stängels, Phosphornachweis mit Magnesiumgemisch; es bilden sich Kristalle von Ammonium-Magnesium-Phosphat. — 7. Kohlenäurenachweis: 7a Cytolith des Hanfblattes, 7b desgl. bei Einwirkung von konzentrierter Salzsäure; die Kohlenäure entweicht in Gestalt von Gasbläschen, die eingezeichnet sind. — 8 und 9. Kaliumnachweis: 8 Längsschnitt einer Zwiebelhäupte mit einem Raphidenbüschel; durch Platindisulfid erfolgt Bildung von Kalkumplatinsulfid; 9 *Cochlearia armoracia*, Längsschnitt durch das Parenchym der Meerrettigwurzel; Nachweis mit Weinsäure und nachfolgender Alkoholbehandlung. — 10, 11 und 12. Kaliumnachweis: 10 *Laminaria* (Droge), Querschnitt nach mehrtägigem Wässern in verdünnter Schwefelsäure; Bildung von Gipskristallen zeigt den Membranankang; 11 *Beta vulgaris*, Parenchymzellen, nach Einwirkung von Ammoniumoxalat entstehen Calciumoxalatkristalle; 12a Calciumoxalatkristalle, die in 12b durch Erhitzen mit konzentrierter Schwefelsäure feine Nadelchen von Anhydrid gebildet haben.

in der Membran (oft in Verbindung mit Kieselsäure in Haaren). Hierher zählen auch die besten Versuchsobjekte, die Zytolithen, die bekanntlich in den Epidermiszellen und den Ha-

weis der Kohlenäure in den Karbonaten benutzt man vorteilhaft nur konzentrierte Salzsäure. Man lege das Präparat in einen kleinen Tropfen Wasser, so daß nur das Präparat selbst

vom Wasser bedeckt ist und füge während der Beobachtung konzentrierte Salzsäure zu, deren Einwirkung durch zeitliches Heben des Deckglases beschleunigt werden kann. So lassen sich selbst die geringsten Mengen Kohlenensäure an der „Blasenbildung“ nachweisen (Abb. 19, 17 b). Biegt das Präparat in viel Wasser und erfolgt die Lösung der Karbonate durch eine zu schwache Säure langsam, dann kann unter Umständen die allmählich frei werdende Kohlenensäure von der Untersuchungsflüssigkeit absorbiert werden und sich der Beobachtung entziehen. Durch Glühen werden die Karbonate in Dryde übergeführt, die Präparate geben nach erfolgtem Glühen mit Salzsäure keine Blasenbildung mehr.

### 7. Kieselsäure.

Die Kieselsäure kommt vorzugsweise in den Zellwänden vor, ob sie nur die Membran inkrustiert oder mit der organischen Membranzubstanz verebert ist, ist noch unsicher. Verkieselte Membranen zeichnen sich durch Härte und Festigkeit aus. Bekannt sind die Kieselpanzer der Diatomeen (Kieselgur); die Anwendung der Equisetumarten zum Scheuern (Scheuergras des Handels) beruht auf Kieselsäure; die „rauhem“ Halme vieler Gräser sind ebenso gute Versuchsobjekte wie die Haare und Epidermiszellen vieler Urtikazeen, Euphorbiazeen, Kompositen u. a. Auch Kieselanscheidungen („Kieselförper“) in den Zellen sind nicht selten. Zur Vorprobe bringt man einen trocknen Schnitt, Haar u. dgl., auf den Objektträger, fügt eine kleine Messerspitze kristallisiertes Phenol (Karbolsäure) hinzu, verflüssigt dieses durch gelindes Erwärmen und ersetzt die Karbolsäure durch Nelkenöl. Kieselhaltige Membrane oder Kieselförper nehmen einen rötlichen Glanz an. Der gebräuchlichste Nachweis geschieht durch Veraschung. Ist die Kieselsäure in den Membranen in größerer Menge abgelagert, dann bleiben nach dem Glühen die Präparate im Zusammenhang (sog. Kieselstelette). Der Schnitt wird auf einem Glimmerplättchen oder einem Bruchstückchen eines Deckglases geglüht, bis die Asche eine weißliche Farbe angenommen hat. Erforderlichenfalls wird ein Tröpfchen Salzsäure zugefügt und nochmals geglüht. Nach dem Abkühlen wird das Plättchen auf den Objektträger gelegt und etwas Wasser zugefügt; nach dem Auflegen eines Deckglases wird das Präparat mikroskopisch durchmustert. Bei zarten und kieselensäurearmen Objekten verfolgt man die Schnitte nur, laugt dann mit destill. Wasser

die das Schmelzen begünstigenden Alkalien aus, fügt Salzsäure hinzu, verjagt diese und untersucht schließlich in Wasser und nach völligem Eintrocknen. Kieselstelette lassen sich mit Safranin oder Methylenblau in neutraler Lösung färben. — Jedenfalls muß der Aschenrückstand in konzentrierter Schwefelsäure unlöslich sein; er darf sich nur in Fluorwasserstoffsäure lösen.

### 8. Kalium.

Kalium ist mit Ausnahme der Chanophyteen in allen Pflanzen vorhanden. Größere Mengen trifft man in Solanazeen an. Daneben sind sinigrinhaltige Objekte (Meerrettigwurzel) vorzüglich zum Versuch geeignet. Ein Schnitt der Meerrettigwurzel (oder Mohrrübe) trocken auf den Objektträger gelegt und alkoholische oder wässrige Platinchloridlösung (1:10) zugefügt, zeigt sofort entstehende Oktaeder von Kaliumplatinchlorid innerhalb der Zellen und im Beobachtungstropfen. Außerdem entstehen Würfel und Kombinationen (Abb. 19, 8). Die Kristalle lösen sich unter Deckglas schwer in Wasser und Alkohol, vertragen einen Zusatz von Glycerin, lösen sich aber leicht in Chloralhydratlösung und in warmem Wasser. Ammoniumwürde mit in Reaktion treten. Dieses wird beim Veraschen entfernt. Man verascht einige Schnitte auf dem Deckgläschen, legt dieses dann auf den Objektträger, fügt der Asche einen Tropfen 1%iger Salzsäure und schließlich Platinchlorid hinzu. Die nun erscheinenden Kristalle zeigen nur Kalium an.

Ist viel Kalium vorhanden, wie beim Meerrettig, dann kann man eine wässrige Weinsäurelösung (1:10) benutzen. Das in Weinsäure liegende Präparat wird bis zum Kochen erhitzt, der noch heißen Lösung werden vom Deckglasrande aus einige Tropfen Alkohol zugefügt, schließlich saugt man etwas Alkohol durch (Abb. 19, 9). Dadurch wird sämtliches Kalium als Tartarat in großen Tafeln, Platten und Schollen ausgefällt, das Natriumtartarat aber entfernt.

Zur Lokalisationsermittlung bedient man sich in neuerer Zeit des Natriumkobaltnitrits. Die Schnitte kommen in einem Schälchen erst in eine frischbereitete Lösung von Natriumkobaltnitrit in 10%iger Essigsäure, werden dann in 10%iger Essigsäure oder Eiswasser gewaschen (zur Entfernung des überschüssigen Reagens) und zuletzt in ein Gemisch gleicher Teile Glycerin und Ammoniumsulfid übertragen (letzteres kann durch Einleiten von Schwefelwasserstoff in Ammoniaklösung [Salmiakgeist, spez. Gew. 0.96] leicht selbst hergestellt werden). Das

kleinförnige gelbe Kaliumtobaltnitrit ist auf diese Weise in gut sichtbares Kobalt-sulfid übergeführt.

### 9. Natrium.

Als Versuchspflanzen dienen Atropa, Solanum, Beta, das Carrageen des Handels u. a. Der Nachweis wird mit einer konzentrierten wässrigen Lösung von Uranylazetat geführt. Sie wird am einfachsten frisch bereitet, indem man etwas Uranylazetat in destilliertem Wasser auflöst und (zum besseren Eindringen der Lösung in die Zellen) mit einer Spur verdünnter Essigsäure versetzt. In dieses Reagens werden die Schnitte gelegt; man bedeckt aber nicht mit dem Deckglase, sondern läßt das Präparat, vor Staub geschützt, zum Eintrocknen liegen. Es scheiden sich Tetraeder von Natrium-Uranylazetat aus. Da in den Zellen meist Magnesium anwesend ist, so entstehen auch Rhombendodekaeder von Magnesium-Natrium-Uranylazetat. Schärfer wirkt eine Lösung von Ammonium-Uranylazetat. Die Kristalle entstehen überwiegend außerhalb der Zellen, der Nachweis der Lokalisation ist schwer zu erbringen. Am sichersten ist noch der Nachweis in der Asche einiger Präparate. Nicht selten scheiden sich in dem Rückstand des wässrigen Auszuges der Pflanzenasche große farblose Würfel von Chlornatrium aus, deren Natriumgehalt sich nunmehr einwandfrei mit Ammonium-Uranylazetat nachweisen läßt.

### 10. Ammonium.

Versuchsobjekte sind Helianthus-Stengel, Zwiebeln, die meisten Leguminosen u. a. Der Nachweis ist noch nicht genügend erprobt. Zuverlässig ist nach Emich der Nachweis „durch Überführung in freies Ammoniak, das mittels Platinchlorid oder Nessler'schem Reagens identifiziert wird“ Man bringt einige Schnitte auf den trockenen Objektträger, stellt einen Glasring von bis 1 cm Höhe auf, so daß die Schnitte in eine Kammer zu liegen kommen. Nun bringt man auf die Schnitte einen Tropfen Kalilauge und bedeckt die Kammer schnell mit einem Deckgläschen, das als „Hängetropfen“ eines der beiden Reagenzien führt. Im Platinchlorid entstehen gelbliche Oktaeder von Ammoniumplatinchlorid, im Nessler'schem Reagens<sup>2)</sup> bildet sich sofort ein gelber Niederschlag. So gelang es mir, auch Ammonium im Mikroskulptat der Canthariden nachzuweisen.

<sup>2)</sup> Nessler's Reagens, 2,0 g Jodkalium, 5,0 g Wasser, 3,2 g Quecksilberchlorid werden erwärmt; nach dem Erkalten wird die Lösung mit 20,0 g Wasser verdünnt, filtriert und mit 40,0 g Kalilauge (13,4 g Calcium causticum und 26,6 g Wasser) versetzt.

Der Nachweis in der Zelle selbst ist derzeit nicht sicher und stützt sich auf das Nessler'sche Reagens, das sofort eine gelbliche Färbung hervorruft, die (und dies ist zu beachten) in eine gelbliche Fällung übergeht, jedenfalls nicht ohne Hinterlassung eines körnigen Gerinnfels verschwinden darf. Anlaß zur Verwechslung geben wohl nur die Saponine.

### 11. Kalzium.

Kalzium zählt zu den unentbehrlichen Elementen grüner Pflanzen, kommt gelöst (Kalziumphosphate) vor, amorph in Zellwänden und als Ausfällungen der Elemente anderer Kernhölzer und (vorwiegend) in kristallisiertem Zustande (Oxalat). Der Nachweis (Versuchsobjekte für Kalziumkristalle sind Zwiebeln, Walnußblätter, Rhubarberrhizom u. a., für Membrankalzium wiederum Laminaria-stengel u. a.) wird mit Schwefelsäure geführt (Abb. 19, 10). Es entstehen große Kalziumsulfat- (Gips-) Kristalle. Diefelben Dienste wird eine 2—5%ige Schwefelsäure leisten. Sind nur winzige Mengen von Kalzium anwesend, dann achte man darauf, nicht zu viel Säure zu nehmen, denn sehr kleine Mengen von Kalziumsulfat können von der Schwefelsäure in Lösung gehalten werden. Je konzentrierter die benutzte Säure ist, um so schneller erfolgt die Ausscheidung, um so mehr überwiegen Nadeln (die sog. Gipsspieße). Werden Kalzium- oder die mit der Schwefelsäure erhaltenen Gipskristalle in konzentrierter Schwefelsäure erhitzt, so gehen sie in Anhydrid über und bilden sofort ein wirres Geflecht kleiner, feiner Nadelchen, welches die Gestalt des ursprünglichen Kristalles noch im Umriß erkennen läßt (Abb. 19, 12a u. 12b). Die Gipskristalle sind unlöslich in Wasser (wenigstens unter Deckglas) und lassen sich in Kalziumtartarat überführen. Man saugt die Präparate zu diesem Zwecke trocken und fügt einen Tropfen Seignettesalzlösung zu. Die Gipsspieße lösen sich und weinsaurer Kalk kristallisiert in derben Prismen aus.

Gelöstes Kalzium wird mit einer 3%igen wässrigen Lösung von Oxalsäure ermittelt, wobei zahlreiche kleine Kriställchen von Kalziumoxalat entstehen. Liegen amylumreiche Gewebe vor, so kann man nach einiger Zeit die Schnitte durch Aufkochen (Vertrocknen der Stärke) aufhellen. Es läßt sich hierzu auch eine Chloralhydratlösung benutzen (Abb. 19, 11).

### 12. Magnesium.

Da Magnesium allenthalben auftritt, so kann zum Versuche des Nachweises fast jedes junge Blättchen, jeder Querschnitt eines Bege-

tationspunktes benutzt werden. Fast alle Milchfäfte führen Magnesium. Der Nachweis stützt sich auf die gleiche Reaktion, die wir beim Phosphornachweis kennen lernten. Wir erhalten auch die gleichen Kristalle von Magnesiumammoniumphosphat. Man bringt die Schnitte in eine 1%ige wässrige Lösung von Natriumammoniumphosphat, die mit etwas Ammoniak versetzt ist. Oder man bedient sich einer mit etwas Chlorammonium versetzten Lösung von Natriumphosphat. In vielen Fällen sind die zur Kristallbildung nötigen Phosphormengen im Gewebe bereits zugegen, so daß Zusatz von Ammoniak allein Bildung von Magnesiumammoniumphosphat veranlaßt.

### 13. Eisen.

Beim Einüben der Reaktion, die auf Bildung von Berlinerblau beruht, wird man sich zunächst an Samen halten, bei denen die Farbstoffe nicht störend wirken. Bei der Präparation muß jede Berührung mit Eisen tunlichst vermieden werden, das Messer muß sehr sauber sein, zum Übertragen der Schnitte wähle man Glasstäbchen (keine Nadeln). Dickere Schnitte oder ganze, durch Aufquellen der Samen befreite Keimblättchen (von Senf u. a.) beläßt man auf 1—24 Stunden in einer 2%igen wässrigen Lösung von gelbem Blutlaugensalz und überträgt sie alsdann in eine 5%ige Salzsäure. Wo locker gebundenes Eisen vorkommt, entsteht sofort eine Blaufärbung.

Sichere Verfahren zum Nachweise des in organischer Form gebundenen Eisens sind noch nicht vorhanden.

### 14. Mangan.

Zum Einüben dienen Blätter vom Hopfen und von *Digitalis purpurea* (Fingerhut). Gewöhnlich wird der Nachweis mit der Pflanzenasche geführt. Grüne bis blaugrüne Pflanzen-

aschen sind manganhaltig, das Manganat wird unter Mitwirkung der Alkalien der Aschen gebildet. Oder man verascht ein etwa 1 cm<sup>2</sup> großes Blattstück und nimmt in einer Platinöse (Platindraht, der an einem Ende ohrförmig gebogen ist) gleiche Teile Asche, Salpeter und Soda und schmilzt. Grüne Färbung der geschmolzenen Masse zeigt Mangan an, bei Säurezusatz geht die Grünfärbung in Dunkelrot über (Bildung von Permanganat).

Schnitte legt man auf kurze Zeit in 0,1%ige Salzsäure, bringt sie dann auf dem Objektträger in einen Tropfen einer 0,5%igen wässrigen Lösung von Natriumammoniumphosphat und läßt schließlich den Objektträger neben etwas Ammoniak einige Stunden stehen (in ein Luchnäpfchen oder Uhrglas wird etwas Ammoniak gefüllt, daneben der Objektträger gelegt und das Ganze mit einem Glase oder einer Glasglocke bedeckt und über Nacht stehen gelassen). Es bilden sich Kristalle von Ammoniummanganphosphat, die den beim Nachweis von Phosphor und von Magnesium erhaltenen gleich gestaltet sind. Fügt man aber nun einen Tropfen einer stark verdünnten Kaliumpermanganatlösung hinzu, so färben sich die Kristalle der Manganverbindung in wenigen Minuten braun.

### 15. Aluminium.

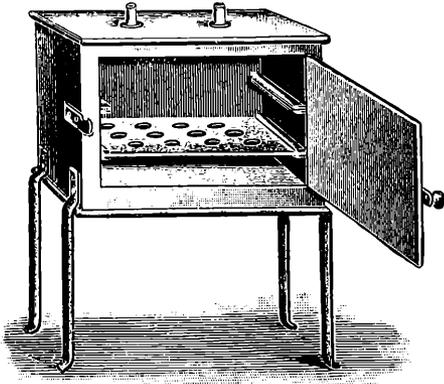
Versuchsobjekte bilden vorzüglich Farne (*Aspidium*), *Lycopodiaceen*, Flechten (*Cetraria islandica*) u. a. Die Schnitte werden auf dem Objektträger in einen Tropfen Calciumchloridlösung eingetragen (Calciumchlorid 10,0, Wasser 30,0, Schwefelsäure 5,0; andere empfehlen einen kleinen Zusatz von Calciumalaun als „Impfsubstanz“ — ein kleines Körnchen genügt). Es entstehen farblose Oktaeder von Calciumalaun, die überwiegend sehr scharf ausgebildet sind.

## Kleine Mitteilungen.

**Billige Wärmeschränke.** Das Arbeitszeug des geübten Mikroskopikers ist unvollständig, solange ihm ein Paraffinofen oder Wärmeschrank für Einbettungsarbeiten, Kulturversuche usw. fehlt. Der im allgemeinen ziemlich hohe Preis dieser Apparate hat aber bisher viele Liebhabermikroskopiker von der Anschaffung abgehalten. Es wird die „Mikrokosmos“-Weser daher interessieren, daß die Industrie neuerdings billige Trockenschränke in den Handel bringt, die sich ohne weiteres als Paraffinöfen verwenden lassen. Das mir vorliegende, in der beigefügten Abbildung dargestellte Modell ist aus Stahlblech angefertigt (einfache

Wandung!), mit einer durchlocherten Einlage, zwei Tuben für Thermometer und vier angeleiteten Füßen versehen. Außen gemessen ist es 19 cm breit, 15,5 cm hoch und 15 cm tief; diese Größe, die in der beschriebenen Ausstattung M 7.35 kostet, reicht für die Zwecke des Liebhaber-Mikroskopikers im allgemeinen vollkommen aus. Es sind jedoch auch größere Modelle (bis 40×25×25 cm) zu haben, deren Preise zwischen M 9.35 und M 17.35 schwanken. Außer dem Schrank ist noch ein passendes Thermometer (Teilung etwa bis 100 oder 200°) anzuschaffen, das etwa M 1.50 bis 2.— kostet. Es wird mit Hilfe eines durchbohrten Korkepföls

oder eines Wattedausches in einer der beiden Türen befestigt und dient zum Ablefen der Innentemperatur, die bei Paraffin-Einbettungen je nach der Art des verwendeten Paraffins 40—65°, bei



Einfacher Trockenschrank aus Stahlblech, der sich gut als Wärme- und Brutschrank benutzen läßt.

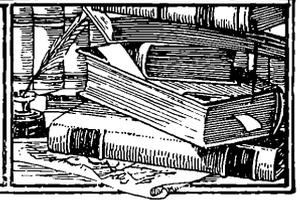
Kulturversuchen mit Bakterien etwa 37° betragen soll. Zur Heizung wird ein gewöhnlicher, nicht allzu großer Spiritusbrenner benutzt, den man direkt unter den Schrank stellt. Je nachdem man die Flamme dem Boden mehr oder weniger nähert oder sie nach der Seite verschiebt, steigt oder sinkt die Temperatur im Innern des Schrankes. Die Erfahrung zeigt, daß sich auf diese Weise jede gewünschte Temperatur erzielen, und — was für uns besonders wichtig ist — auch ziemlich konstant erhalten läßt. Man darf sich nur die Mühe nicht verbrießen lassen, den Einfluß der Brennerstellung auf die am Thermometer abzulesende Innentemperatur durch eingehende Versuche auszubücheln. Man wird dann merken, daß man eine die Innentemperatur selbständig regelnde Vorrichtung (Thermoregulator), die den Wärmeschrank wesentlich verteuert, ganz gut entbehren kann. Der im Innern angeordnete Kofst, der die verschiedenen Paraffinöpfe, Kulturschalen usw. aufnimmt, läßt sich, wie die Abbildung zeigt, nach Belieben höher oder tiefer stellen; nötigenfalls kann man auch noch eine zweite Einlage anbringen.

Hanns Günther.



## Bücherschau.

Bei der Fülle der eingehenden Neuerscheinungen können wir unerlangt zugefandte Werke im allgemeinen nur mit Titel, Verlag und Preis auführen. Eine Rücksendung nicht besprochenener unerlangter Werke erfolgt nicht.



**Durch Belgien. Wanderungen eines Ingenieurs vor dem Kriege.** Nach J. Nzart. „La Belgique au travail“ und anderen Quellen bearbeitet von Hanns Günther. Mit 25 Abbildungen nach Photographien und Zeichnungen und einer Ubersichtskarte. 1915. Stuttgart, Frandh'sche Verlagshandlung („Kosmos“-Verlag), geh. M 3.—, geb. M 4.—.

Endlich einmal ein Buch, aus dem man etwas mehr über Belgien lernen kann, als aus dem Bädeler und den Berichten derer, die nur das vom Kriege zerrissene Belgien von heute kennen. Die Wanderfahrten, die hier geschildert sind, führten den Verfasser abseits von den Wegen des Durchschnittsreisenden, denn er wollte keine Museen, keine Bilder, keine Rathäuser und Kirchen sehen, sondern das arbeitende Belgien mit seinen Kohlenzechen, Kanälen, Glashütten, Eisenwerken, Spinnereien, Webereien und seinen vielen andern Industrien, denen das kleine Land den Ruhm, das erste Industrieland der Welt zu sein, verdankt. Diese Tatsache kennt bei uns in Deutschland außerhalb der Fachwelt kaum einer. Wir haben eigentlich vor dem Kriege überhaupt nichts von unsern belgischen Nachbarn gewußt, denn die Kenntnis einiger Maler- und Städtenamen, und das Vertrautsein mit den architektonischen Reizen des Landes kann man nicht gut als Wissen um das wirkliche Wesen Belgiens bezeichnen. Hauptsächlich ist das darauf zurückzuführen, daß es außer Bädelers „Belgien und Holland“ kein einziges neueres Werk in deutscher Sprache gab, aus dem man sich über Belgien unterrichten konnte. Das ist auch jetzt noch nicht anders geworden, obwohl seit Kriegsbeginn mehr als

ein Duzend Bücher erschien, auf deren Titelblatt das Wort Belgien steht. Wir haben es dabei nahezu durchweg mit Stimmungsbildern zu tun, die Kriegsfahrten durch die belgischen Städte schildern, deren Handel und Industrie fast völlig lahmgelegt und deren Lebensquellen damit unterbunden sind. Gewiß sind diese Schilderungen auch interessant. Für jene aber, die nicht nur das Heute, sondern auch das Morgen bedenken, bringen sie nichts, da sie uns nicht das wirkliche Belgien, sondern ein Zerrbild der Wirklichkeit zeigen. Um zu wissen, wie das Belgien von morgen beschaffen sein wird, mit dem wir in Deutschland so oder so zu rechnen haben werden, müssen wir uns das Belgien von gestern ansehen, und zwar das industrielle, das handeltreibende, das arbeitende Belgien, denn dessen Kräfte haben das Land groß gemacht. Dieses Belgien kennen zu lernen, ermöglicht uns das neue Buch des „Kosmos“-Verlags, das wir unsern Lesern nachdrücklich zum Studium empfehlen. Der behagliche Plauderton, in dem es geschrieben ist, die eingestreuten Rückblicke auf die Geschichte der belgischen Industrie, die technischen Schilderungen, die das Wesen wichtiger Arbeitsvorgänge sehr hübsch zu erläutern wissen, die kritischen Bemerkungen des Verfassers, der nicht nur gesehen, sondern auch nachgedacht hat, das alles wirkt zusammen, um diesem eigenartigen Wanderbuch einen Reiz zu verleihen, der nur wenigen Vertretern seiner Gattung eigen ist. Hoffentlich trägt dieser Umstand mit dazu bei, daß das Buch die verdiente Beachtung findet. Es sollte von jedem gelesen werden, der sich für Belgiens Zukunft interessiert.

# Mit Mikroskop und Kamera

## Beiblatt zum „Mikrokosmos“

Dieses Beiblatt berichtet über alle Fortschritte der Mikrophotographie und leitet zu mikrophotographischen Arbeiten an; vor allem aber dient es zur Veröffentlichung guter Mikrophotographien mit oder ohne begleitenden Text, die unsere Leser ändern zugänglich machen wollen. Wir nehmen entsprechende Entsendungen gern entgegen. Die Veröffentlichung erfolgt nach Maßgabe des verfügbaren Raumes.

### Die Selbstanfertigung eines mikrophotographischen Apparats. Nebst Anleitung zum Gebrauch.

Sortierung von S. 136.

Von Dr. Alois Czepa.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### IV. Die Aufnahme.

Wer durch längere Beschäftigung mit der Photographie in die Mysterien der wichtigsten Handgriffe bereits eingeweiht ist, wird bei der Mikrophotographie leichtes Spiel haben, da er nur im speziellen Falle anzuwenden braucht, was er ganz allgemein gelernt hat. Die geringen Änderungen hat er bald weg, erkennt sie übrigens nach einigen Versuchen von selber. — Wer aber keine Ahnung vom Photographieren überhaupt hat, der lese vorerst ein Büchlein über dieses Thema durch, da es unmöglich die Aufgabe dieses Artikels sein kann, auch noch die Hauptarbeiten beim Photographieren zu erläutern. Jeder, der sich mit Mikrophotographie beschäftigen will, muß wenigstens wissen, wie man eine Platte entwickelt und fixiert und wie man von einem Negativ eine Kopie herstellt; die Übung wird dann schon das übrige besorgen.

Auch bei der Mikrophotographie muß man, wie bei der Makrophotographie, vor der Aufnahme wissen, was man aufnehmen kann und was nicht. Denn nicht jedes Objekt ist geeignet und was im Mikroskop sehr schön aussieht, ist oft auf der Platte nicht wiederzuerkennen. Deshalb ist

#### die Wahl des Objekts

sehr wichtig. Es ist wohl richtig, daß man jedes Objekt aufzunehmen imstande sein muß, das auch im Mikroskop ein gutes Bild gibt. Es fragt sich aber nur, was viele für ein gutes Bild halten. Bekanntlich sind die meisten Gegenstände, die wir im Mikroskop betrachten, nicht bloß in der Fläche des Objektträgers, sondern auch nach der Höhe ausgedehnt. Wenn wir ein solches Objekt untersuchen, so werden wir die Hand von der Mikrometerschraube nicht weggeben können, da wir nur durch fortwährendes Einstellen alle Teile des Objektes genau sehen. Das Mikroskop

kann nur das scharf zeigen, was in einer Ebene liegt, alles, was drüber oder drunter steht, muß unscharf sein. Diese Ebene ist nun allerdings nicht von geometrischen Dimensionen, das heißt:

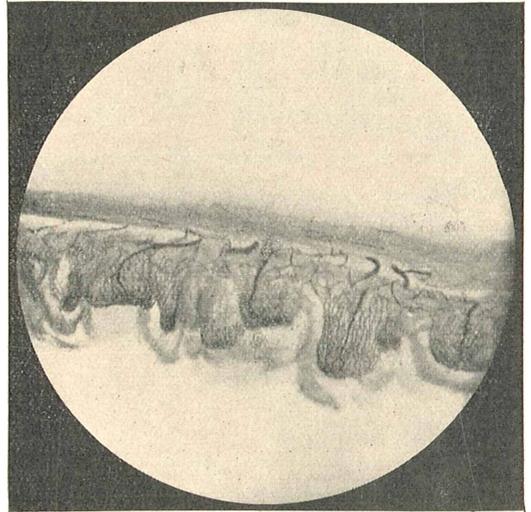


Abb. 18. Dieses Bild veranschaulicht eine Tatsache, die der Anfänger in der Mikrophotographie immer wieder außer acht läßt: daß nämlich die Platte nur die scharf eingestellten Teile des Präparats scharf wiedergibt, während alles, was über oder unter der Einstellebene liegt, verschwommen erscheint. Das Präparat soll deshalb möglichst dünn und flach sein.

mit keiner Ausdehnung in die Höhe, sondern eigentlich ein von parallelen Ebenen begrenzter Raum, dessen Höhe je nach der Vergrößerung des Objektivs schwankt. Je kleiner die Vergrößerung ist, um so dicker ist die Platte, die noch scharf im Bilde erscheint. Ein Schnitt, der bei schwacher Vergrößerung ein noch durchaus scharfes Bild gibt, wird bei einer stärkeren Vergrößerung viele Stellen zeigen, die wir erst durch

Betätigung der Mikrometer-Schraube deutlich erkennen können, weil sie entweder tiefer oder höher liegen als die übrigen Teile. Der Mikroskopiker stört dies nicht im mindesten, er erhält doch ein klares Bild des Objekts, da er die nacheinander erhaltenen Einzelbilder zu einem großen Bild unbewußt zusammensetzt. Anders aber der Apparat. Die Platte kann nur das aufzeichnen, was das Objektiv auf ihr entwirft; die scharfen Partien werden daher scharf auf der Platte zu sehen sein, die unscharfen undeutlich und verschwommen (s. Abb. 18).

Die Stärke, oder besser gesagt, die Dicke des Objekts bildet also schon ein sehr großes und leider ein sehr häufiges Hindernis bei der

mehr ausrichten. Die beiden Photographien 19 u. 20 zeigen dasselbe Tier<sup>1)</sup> bei verschiedener Vergrößerung. Schon auf der ersten Photographie sind einige Partien unscharf, besonders eine Stelle des Leibes und einige Beine, bei der zweiten aber geht die Unschärfe auch schon auf die Leibeskonturen über. In einem solchen Fall ist eine stärkere Vergrößerung nicht am Platze. Will man von dem Objekt ein größeres Bild erhalten, so braucht man ja nur die Kamera weiter ausziehen. Es wird zwar dadurch die Vergrößerung nicht geändert (denn die Vergrößerung hängt ab vom Objektiv und ändert und verdeutlicht das Bild), wohl aber ist das Bild bedeutend größer und in vielen Fällen wird dies genügen.

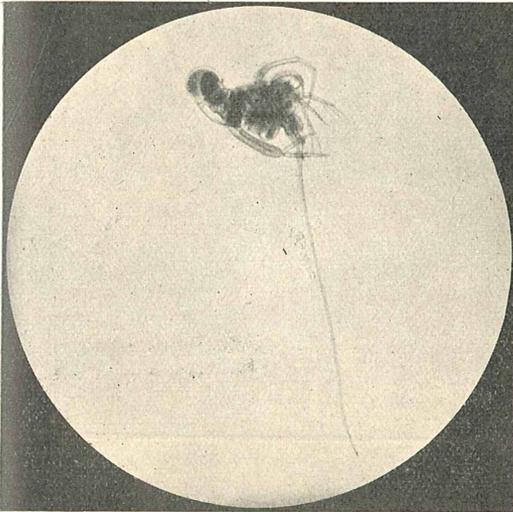


Abb. 19. *Bytotrephes longimanus*, bei schwacher Vergrößerung aufgenommen.

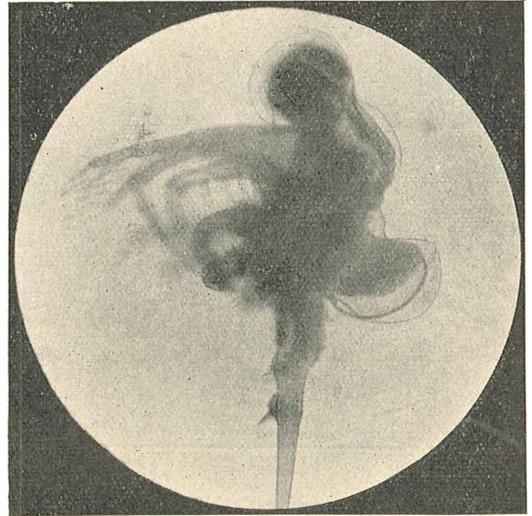


Abb. 20. *Bytotrephes longimanus*, bei starker Vergrößerung aufgenommen.

Diese beiden Abbildungen lehren, daß eine stärkere Vergrößerung durchaus nicht immer ein deutlicheres Bild liefert. Erscheinen schon bei schwacher Vergrößerung infolge der Wölbung des Objekts einige Stellen unscharf, so ist die Anwendung stärkerer Objektive nicht am Platze. Will man durchaus ein größeres Bild haben, so muß man den Kamera-Auszug verlängern.

Mikrophotographie. Bei der Landschaftsphotographie, bei der ja oft genug das gleiche Hindernis störend auftritt, daß bei scharf eingestelltem Hintergrund der Vordergrund unscharf auf der Mattscheibe ist, hilft bekanntlich starkes Abblenden und entsprechend längeres Belichten. Bei der Mikrophotographie hilft die Betätigung der Blende auch etwas, aber nicht sehr viel.

Vor allem muß deshalb das zu photographierende Objekt flach sein, oder wenn es schon gewölbt ist, dann muß es wenigstens bei einer bestimmten Einstellung ein tadelloses, scharfes Bild geben. Wenn auch einige unauffällige Stellen unscharf sind, so schadet das dem allgemeinen Eindruck nicht. Bei derartig großen Objekten werden wir mit einer kleinen Vergrößerung viel

Nach dem Gesagten müssen Schnitte die besten Bilder geben, und in der Tat ist das Photographieren eines Schnittes oder überhaupt einer gleichmäßig dünnen Scheibe (z. B. Knochen- oder Gesteins-Dünnschliff) sehr einfach; deshalb ist aber die Photographie eines Schnittes nicht immer schön und gut. Wenn auch die Schärfe oft nichts zu wünschen übrig läßt, so fehlt leider allzuoft die Klarheit. Die Schnitte sind meistens gefärbt und dadurch in den einzelnen Partien kontrastreich. Die Platte bringt die Farbe aber nicht, vor allem nicht die rote, und läßt dadurch im Objekt stark auffallende

<sup>1)</sup> Es ist *Bytotrephes longimanus*, ein kleiner Süßwasserkrebs, der in manchen Gebirgsseen in größerer Tiefe lebt. Plankton.

Partien oft vollständig verschwinden. Es ist leider noch viel zu wenig bekannt, daß gerade ungefärbte Präparate die besten Bilder geben. Der Grund für diese eher merkwürdige Tatsache ist wahrscheinlich einfach der, daß ein ungefärbtes Präparat von Hause aus klar und deutlich ist, wenn es zur Photographie verwendet wird, während ein gefärbtes Präparat in ungefärbtem Zustande oft nichts weniger als deutlich ist, sondern erst durch die Farben Klarheit erlangt. Deshalb oft die große Enttäuschung, wenn von einem schönen Präparat eine unscheinbare Photographie entsteht. —

Für den Laien, oder besser gesagt, den Amateur-Mikroskopiker wird auch das Photographie-

sehen. Um deshalb derartige Objekte zu photographieren, muß man sie vorher etwas durchsichtig machen, etwas aufhellen. Der Mikroskopiker weiß, daß einem hierfür mehrere Mittel zu Gebote stehen, die das Aufhellen in verschiedenen Graden besorgen: Nelkenöl, Glycerin, Kanadabalsam usw. Derartige Objekte können nur im präparierten Zustande photographiert werden und nicht, wie das Objekt in der Photographie, im frischen.

Ganz anders verhält es sich mit Abb. 23. Sie zeigt das Männchen des kleinen Süßwasserkrebschens *Sida*. Diese kleinen Krebse, die führen den Namen Wasserflöhe, *Cladocera*, sind alle so hell und durchsichtig, daß man die Blende

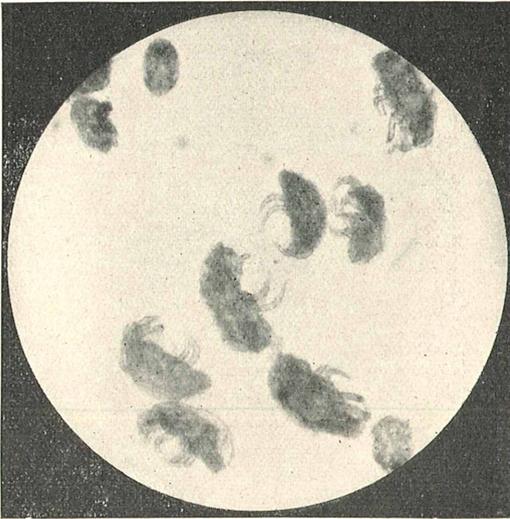


Abb. 21. Rädermilben, Trockenpräparat.

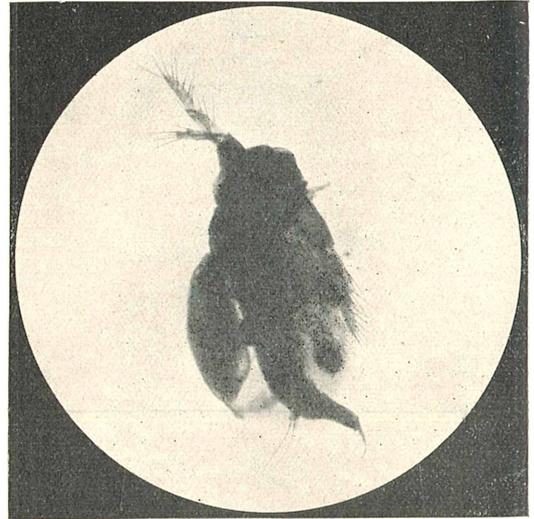


Abb. 22. *Sida crystallina*, Weibchen.

Diese beiden Bilder sind schlecht, weil man vom innern Bau der Tiere nichts erkennen kann. Man hätte die Präparate vor der Aufnahme aufhellen müssen.

ren von komplizierten, gefärbten Schnitten weniger in Frage kommen, da er sich wahrscheinlich mehr mit der Beobachtung der lebenden Mikroorganismen oder kleiner Wassertiere oder pflanzenanatomischen Studien beschäftigen wird. Die hier vorkommenden Objekte sind auch für die Mikrophotographie äußerst dankbar. Die Abbildungen 21 bis 23 zeigen einige Photographien von derartigen kleinen Tieren. Die Bilder sind sehr übersichtlich und lehrreich; denn sie weisen wieder auf zwei große Schwierigkeiten hin, die uns das Objekt selbst in den Weg stellt.

Bei den Abb. 21 und 22 können wir von der inneren Organisation der Tiere sehr wenig erkennen. Die Stellen, die zu undurchsichtig sind, sind auf den Bildern zu stark betont. Das Dominierende ist der Leib und an dem ist nichts zu

sehr weit schließen muß, um im Mikroskop ein deutliches Bild zu bekommen. Das Photographieren dieser hellen Tiere bereitet ziemliche Schwierigkeiten, da ihre Körperwand nur als feine Linie auf der Platte erscheint und das ganze Tier sehr wenig auf dem weißen Hintergrund hervortritt. In einem solchen Falle heißt es sehr stark abblenden, bis das Tier deutlich dunkler erscheint. Ein Konjervieren ist fast ausgeschlossen, da die Konjervierungsmittel noch mehr aufhellen. Ein längeres Beschäftigen mit der Mikrophotographie lehrt aber auch diese Schwierigkeiten überwinden.

Abb. 24 zeigt ein Exemplar der Kopflaus des Menschen bei schwacher Vergrößerung. Das Bild ist gut, weil an dem Objekt alle Forderungen erfüllt sind, die wir aufgestellt haben:

flach, daß das in einer Ebene liegende Bild überall scharf ist, kontrastreich, reich an Einzelheiten und nicht zu durchsichtig. —

Bei Berücksichtigung dessen werden wir uns leicht geeignete Präparate zur Mikrophotographie verschaffen können. Denn zu einer guten Photographie gehört vor allem ein gutes Präparat oder Objekt.

### Negativ-Material.

Bekanntlich stehen dem Photographen Platten und Films zur Verfügung. Films haben auf großen Reisen ihre nicht zu leugnenden Vorteile und wenn sie unter den Photographen auch noch so viele Gegner haben mögen (da man ihnen

zu besprechen; die Platten der großen Fabriken sind alle sehr gut und jeder Photograph wird schon seine Erfahrungen gemacht haben und irgendein bestimmtes Material aus seinen Gründen vorziehen.

Was wir hier zu besprechen haben, ist die Wahl einer bestimmten Sorte. Es werden bekanntlich heute schon farbenempfindliche, lichtstofffreie usw. Platten eines Materials fabriziert. Man betrachte nur die Liste der Plattenforten, die die Firma „Agfa“ auf den Markt bringt. Unter dieser Zahl heißt es wählen, um so mehr, da die einzelnen Sorten meist ganz gewaltig im Preis differieren.

Für das Photographieren von Wassertieren

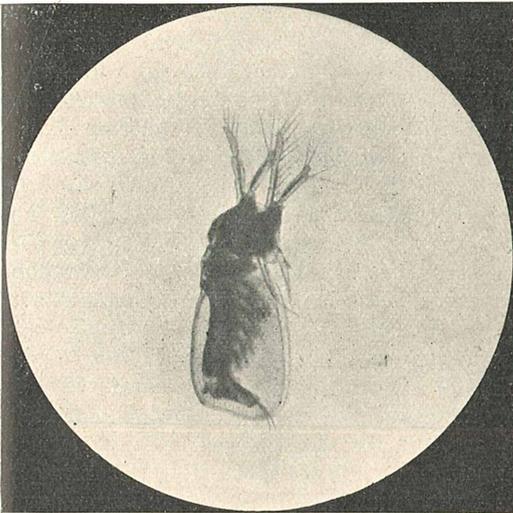


Abb. 23. *Sida crystallina*, Männchen.

Diese beiden Bilder sind gut, weil sie alles zeigen, was eine Mikrophotographie der betr. Präparate zeigen kann.

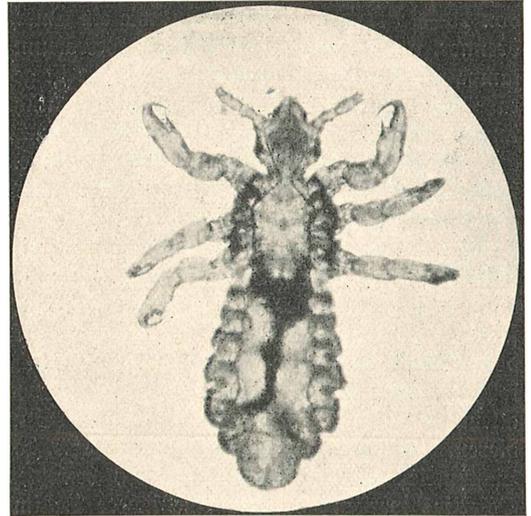


Abb. 24. Kopflaus des Menschen.

mit vollem Rechte geringere Schärfe und weniger Tiefe vorwirft), so kann man ihre großen Vorzüge, geringes Gewicht und Wechseln bei hellem Tageslicht, nicht auslöschen.

Für die Mikrophotographie kommen aber nur Platten in Betracht, da hierbei die Vorzüge der Films wesentlich sind und neben den Schwächen der Films auch noch der hohe Preis deutlich fühlbar wird. Die Mikrophotographie muß ein scharfes, klares Bild geben und vor allem für Tonabstufungen empfänglich sein. Das Gewicht und das gewiß nicht bequeme Einlegen der Platten in die Kassetten fällt hier nicht störend auf, da sie ja an Ort und Stelle verwendet werden.

Es fragt sich nur noch, welche Plattensorte verwendet werden soll. Es kann nicht meine Aufgabe sein, alle Fabrikate ihrer Qualität nach

und überhaupt von Objekten, bei denen die Körperumgrenzungen und eventuell in ihnen sichtbare Details die Hauptsache sind, genügen gewöhnliche, normalempfindliche Platten. Farbenempfindlichkeit wäre ein Luxus, da sie nicht in Tätigkeit treten kann. Etwas anderes ist es, wenn wir verschieden gefärbte Schnitte aufzunehmen haben und die Farbenwerte auch auf der Platte zur Geltung kommen sollen. Aber auch in einem solchen Falle wird uns eine gewöhnliche Platte zum Ziele führen, vorausgesetzt, Punkt eins ist erfüllt.

Für viele Aufnahmen wird es sich empfehlen, lichtstofffreie Platten zu verwenden, besonders bei solchen Objekten, die fein gezeichnet sind, wie bei kleinen Wassertieren, die mit zarten Härchen besetzt sind. Die lichtstofffreie Platte bringt jeden Strich klar und deutlich, die gewöhnliche

infolge von Lichtreflexionen auf der Glasfläche oft, wenn nicht immer, verschwommen.

Und nun zur

### Belichtung.

Die meisten Mikrophographen arbeiten mit einer künstlichen Lichtquelle, einer Lampe, die in einer bestimmten Entfernung vor dem Spiegel steht. Der Vorteil der Verwendung künstlichen Lichtes liegt auf der Hand; da für alle Aufnahmen ein und dieselbe Lichtquelle verwendet wird und der Abstand von Lichtquelle und Spiegel stets derselbe bleibt, so ist die Belichtung ungleichmäßig einfach und nach einigen Aufnahmen schon schwer zu verfehlen.

Als Lichtquelle eignet sich eine Glühlampe von 10—16 Kerzen genau so gut wie ein Querbrenner, aber auch eine gewöhnliche Petroleumlampe leistet ausgezeichnete Dienste. Nur ist gerade beim Petroleumlicht die Lichtstärke nicht immer dieselbe, da man nicht immer die Flamme auf die gleiche Stärke bringt. Diese geringen Differenzen schaden aber gar nichts, da sie durch den Entwickler ausgeglichen werden.

Wie lange zu belichten ist, läßt sich begreiflicherweise nicht allgemein bestimmen, da die Belichtung außer von der Lichtquelle und der Entfernung vom Spiegel noch von der Lichtstärke der Mikroskopobjektive und der Empfindlichkeit der Platten abhängt. Da heißt es vor allem versuchen. Probieren geht über Studieren. Genaues Notieren der Plattenorte, der Lichtquelle, der Entfernung und des benutzten Objektivs werden gar bald eine sichere Bestimmung der gerade nötigen, richtigen Belichtung ermöglichen.

Wer schon Photograph ist, wird nach der Helligkeit des Bildes auf der Mattscheibe die notwendige Belichtungszeit beurteilen können und wird sich bei einiger Übung selten irren. Belichten ist auch Gefühlsache und viele Photographen geben auf ihr Gefühl mehr als auf die schönste Tabelle und den sichersten Infallible.

Neben der künstlichen Lichtquelle ist aber

auch das Tageslicht für die Belichtung nicht ohne Wert. Sonnenlicht ist natürlich nicht zu verwenden, dafür aber ist der blaue oder leicht bedeckte Himmel eine ausgezeichnete Lichtquelle. Allerdings ist bei Verwendung dieses Gratislichtes die Belichtung nicht so totficher einfach, denn die Lichtstärke ist ziemlich Schwankungen unterworfen, dafür aber ist das Photographieren viel einfacher, erfordert nicht lange Vorbereitungen und ist an keinen bestimmten Ort gebunden. Die Belichtung ist eine ziemlich kurze und wird am sichersten nach der Mattscheibe beurteilt. Das Beurteilen ist bei Tageslicht viel leichter, weil die Verhältnisse denen der Kamera sehr ähnlich sind.

Für das fertige Bild ist es einerlei, ob Tageslicht oder eine künstliche Lichtquelle verwendet wurde. Hier kann jeder wählen oder sich für beides entscheiden. Habe ich eine große Zahl von Präparaten zu photographieren, so wähle ich künstliches Licht, im anderen Falle bin ich ein großer Freund des Tageslichtes. Finde ich bei der Untersuchung ein Objekt, das wert ist, photographiert zu werden, so stelle ich den Apparat, der immer neben meinem Arbeitstisch steht, auf den Tisch, stelle das Mikroskop darunter und mache mit dem lieben Himmelslicht eine Aufnahme. Der Apparat ist schnell aufgestellt und schnell wieder zerlegt. Und das ist während der Arbeit nicht zu unterschätzen.

Übrigens ist es mit der Belichtung nicht so arg, als es viele machen. Es ist immer gut, ein wenig mehr zu belichten; denn bei einiger Erfahrung und Geschick bringt die Entwicklung doch noch ein gutes Resultat auch aus sehr überbelichteten Platten zuwege, da sie große Differenzen ausgleichen kann. Lieber etwas mehr als zu wenig. Mit einer unterbelichteten Platte ist nicht viel anzufangen, eine überbelichtete bei geeigneter Entwicklung oft nicht als solche zu erkennen. Und wenn statt 5 Sekunden 6 Sekunden lang belichtet wird, so ist das völlig gleich. Gefühl muß man bekommen, und das bringen am besten Übung und Erfahrung. —

# Mikrokosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und Klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 8

## Über die Kultur von Algen.

Don Prof. Dr. W. Migula.

Jeder Algensammler wird gelegentlich eine Alge finden, die entweder nicht bestimmbar ist, weil sie nicht fruchtet, oder die er längere Zeit zu Beobachtungen zur Verfügung haben möchte. Dazu muß man die Algen kultivieren. In den meisten Fällen wird es sich dabei gar nicht um Reinkulturen handeln, die, wenn überhaupt, nur schwierig und mit großen Opfern an Zeit herzustellen sind, wohl aber wird man in manchen Fällen suchen, Bedingungen herbeizuführen, die eine Bildung von Fortpflanzungsorganen begünstigen.

In dieser Beziehung verhalten sich nun die Algen sehr verschieden, wie dies ja bei einer Gruppe so heterogener Pflanzen fast selbstverständlich erscheint; für sehr viele stehen uns bezüglich der Kultur überhaupt noch keine Erfahrungen zu Gebote, und wir sind oft auf Versuche nach Analogie mit andern Algen angewiesen; manche Arten lassen sich aber überhaupt nicht kultivieren oder doch höchstens mit einem derartigen Aufwand von Mühe und Kosten, daß ihre Kultur für unsere Zwecke nicht in Frage kommen kann. Das gilt vor allem für die in schnellfließenden Gebirgsbächen und in Wasserfällen an Felsen usw. lebenden Algen; sie sind gewöhnlich schon abgestorben — erstickt —, wenn man sie nach Hause bringt. Von Versuchen, derartige Algen zu züchten, wird man am besten von vornherein absehen, sie schlagen fast immer fehl und pfsten viel anderweitig besser verwendete Zeit. Will man es aber durchaus tun, so muß man eben versuchen, Verhältnisse herzustellen, die den natürlichen, am Ort des Vorkommens der Alge möglichst ähnlich sind.

Die Algen sind im allgemeinen Wasserbewohner, und nur um diese soll es sich im Nachfolgenden handeln; die wenigen an Rinde, feuchten Mauern, auf Erde usw. lebenden Arten verlangen keine besonderen Maßnahmen bei der Kultur und lassen sich meist ganz gut in

überdeckten Bechergläsern oder großen Doppelschalen eine Zeitlang am Leben erhalten oder selbst zur Weiterentwicklung bringen, sie sind fast durchweg weniger empfindlich als die im Wasser lebenden Arten.

Aber auch bei den Wasserbewohnern gibt es einzelne Arten, die sehr leicht zu züchten sind, z. B. die meisten Nitellen, die ich jahrelang in einem Kulturgefäß erhalten habe und sie nur durch zeitweise Zufügung neuen Wassers vor dem Austrocknen schützte. Ebenso läßt sich *Cladophora fracta* ohne jede Schwierigkeit monatelang erhalten. Bei den meisten Algen ist das jedoch nicht so ohne weiteres der Fall, und man muß deshalb für die einzelnen Arten besondere Bedingungen schaffen, die sich ganz besonders auch auf die Zusammensetzung der Nährlösung, in der sie gezogen werden, erstrecken. Noch größere Aufmerksamkeit muß man auf die Kulturen richten, wenn man Fruktifikation erzielen will; hier sind die Bedingungen, unter denen Fortpflanzung eintritt, so verschieden, daß allgemein gültige Angaben gar nicht gemacht werden können. Zunächst soll aber das, was vor der eigentlichen Kultur zu berücksichtigen ist, und wovon der spätere Erfolg oft sehr wesentlich abhängt, besprochen werden.

### 1. Das Einsammeln der Algen.

Will man Algen lebend mit nach Hause bringen, so muß man als obersten Grundsatz betrachten, nicht zu viel Material in zu engen Raum zusammenzupressen. Algen atmen reichlich und da der ihnen im Wasser zur Verfügung stehende Sauerstoff sehr knapp ist, wird er in den Sammelgefäßen bei sehr reichlichem Material in kürzester Zeit verbraucht sein. Die Algen ersticken, sterben ab und wenn sie auch nicht gleich in Fäulnis übergehen, so sind sie doch zur Weiterkultur verloren. Man wähle also von vornherein für solche Algen, die man lebend er-

halten will, hinreichend große Sammelgefäße, wozu sich am einfachsten und besten die weithalsigen Pulvergläser von etwa 200 g Inhalt eignen, die in jedem Drogengeschäft oder jeder Apotheke zu haben sind. Der Kork muß gut passen und hinreichend weich sein, so daß er auch wirklich das Gefäß elastisch abschließt. Man füllt das Gefäß höchstens halb mit dem Wasser, in welchem die Alge vorkommt, und bringt von der letzteren nur wenig, etwa den 30.—40. Teil dem Volumen nach von dem eingefüllten Wasser, hinein. Dann kann man das Sammelgefäß mit dem Kork verschließen und am besten in Papier eingewickelt in eine Umhängetasche oder in den Rucksack stecken. In den Kleidertaschen werden die Algen oft zu sehr erwärmt, besonders im Sommer, und das vertragen viele Arten nicht.

Bleibt man bei einer Sammelreise über Nacht aus, so lasse man sich nicht die Mühe verdrießen, am Abend alle Sammelgefäße auszuwickeln und offen bis zum Morgen stehen zu lassen, damit frischer Sauerstoff Zutreten kann. Ich habe bei solcher Behandlung Algen von vierzehntägigen Gebirgstouren fast immer gut erhalten und lebend nach Hause gebracht und weiterkultivieren können. Ist es sehr heiß, so schlägt man die Sammelgefäße am besten in mehrfache Lagen von Zeitungspapier und feuchtet dieses etwas an. Auch im heißesten Sommer halten sich dann die Gefäße im Rucksack leidlich kühl. Enge, hohe, zylindrische Gefäße, wie sie speziell als Algengläser oder Sammelgefäße für Algen in den Fachkatalogen geführt werden und die z. B. für Formalinmaterial vortrefflich sind, taugen zum Einsammeln von lebend zu erhaltenden Algen gar nicht, weil beim Aufrechtstellen die mit Luft in Berührung kommende Wasserfläche zu klein ist.

Bleibt man mehrere Tage aus, so darf man auch das Licht nicht völlig ausschließen. Es wird aber bei solchen längeren Reisen stets einige Stunden am Tage geben, in denen die Sammelgefäße geöffnet und dem Licht ausgesetzt stehen können. Mehrere Tage hintereinander andauernde völlige Dunkelheit vertragen die Algen nicht. Direktes Sonnenlicht ist jedoch unbedingt zu vermeiden, einige später anzuführende Fälle ausgenommen.

## 2. Die Einrichtung der Kulturgefäße.

Die Gefäße, in denen man die nach Hause gebrachten Algen kultivieren will, müssen der Größe und den Lebensbedingungen der betreffenden Alge angepaßt sein. Kleine, einzellige Algen oder einzelne Fäden wird man auch in

kleineren Gefäßen züchten können, im allgemeinen soll man aber von dem Grundsatz ausgehen, daß die Kulturgefäße nicht groß genug sein können. Am besten eignen sich große Aquarien, die 25—40 und mehr Liter Wasser fassen. In solchen großen Kästen kann man eine ganze Anzahl Algen verschiedener Art lange Zeit hindurch züchten, und daneben stellen sich meist noch einige andere von selbst ein, manchmal sogar Seltenheiten, die man sonst kaum findet.

Solche Aquarien sind auch meist mit einem Zu- und Ableitungsrohr versehen; ersteres dient sonst gewöhnlich zur Erzeugung eines Springbrunnens, auf den wir aber in den Algenaquarien im Interesse einer ruhigen Entwicklung der Algen verzichten und dafür das Zuleitungsrohr so legen, daß es normal unter Wasser bleibt. Auch das Ableitungsrohr muß unter Wasser bleiben und mit einem Siebdeckel verschlossen sein. Die Zu- und Ableitung braucht nun nicht etwa den ganzen Tag tätig zu sein, es reicht aus, wenn man an jedem Tage bei einem Gesamtgehalt des Aquariums von 40 l täglich 10 l Wasser abläßt und durch neues ergänzt. Nur in sehr heißen Perioden ist dieser Wasserwechsel zweimal am Tage zu wiederholen, um die Temperatur in dem Aquarium nicht zu sehr ansteigen zu lassen.

Solche Aquarien eignen sich, wie gesagt, für die Kultur fast aller Fadenalgen, auch der Charazcen und Meeresalgen. Letztere lassen sich im allgemeinen nur am Leben erhalten, wenn sie relativ große Mengen von Wasser zur Verfügung haben. Daß ihnen natürlich nur Seewasser geboten werden darf, ist selbstverständlich, am besten in der Zusammensetzung, wie das Wasser des Meeres, aus dem sie stammen. Im übrigen aber braucht man für diese Aquarien keine besonderen Nährlösungen, sondern gewöhnliches Leitungs- oder Brunnenwasser; sie haben in erster Linie den Zweck, das Material, welches zum Studium dienen soll, am Leben zu erhalten.

Hat man eine größere Anzahl verschiedener Fadenalgen zugleich in dem Aquarium, so ist es wünschenswert, sie möglichst getrennt zu halten. Man kann das dadurch erreichen, daß man Teile der Fäden zwischen Steinen einklemmt, oder etwas von ihnen an den Glaswänden herauszieht und antrocknen läßt. Ich verwende, wo es sich irgend tun läßt, am liebsten dünne Glasstäbe, die in einen mit groben eingeschmolzenen Schrotkörnern beschwerten Paraffinfuß eingelassen sind, stelle sie in das Aquarium und wickle die Fadenalgen locker herum;

sie halten sich dann meist sehr schön um den Glasstab, wenn man die Wassererneuerung nicht zu stürmisch vor sich gehen läßt.

Licht brauchen alle Algen zur Entwicklung, aber zu viel Licht ist ihnen schädlich. Deshalb müssen die Aquarien vor direktem Sonnenlicht dauernd geschützt sein und am besten an einem nach Norden gelegenen Fenster aufgestellt werden. Unter Umständen empfiehlt es sich sogar noch, die dem Fenster zugekehrte Glasseite mit weißem Papier zu bedecken. (Nicht beleben, denn man will manchmal spontan entstandene Algenansiedlungen an der Glaswand mit der Lupe untersuchen.)

Mitunter treten in diesen großen Aquarien, die ja meist jahraus jahrein bei dem Algenfänger in Gebrauch sind, einzelne Algen von selbst in solchen Massen auf, daß sie die absichtlich kultivierten Algen behindern und ungünstig beeinflussen. Namentlich werden die Glaswände oft völlig von blaugrünen Fadenalgen übersponnen und von den Wänden greifen sie bald auf die kultivierten Fadenalgen über und umspinnen auch diese oft so, daß sie absterben. Im Anfang kann man diese Plage meist erfolgreich dadurch bekämpfen, daß man die Stellen, an denen solche blaugrüne Gespinste entstehen, mit einem Lappen abwischt. Wiederholt man das alle 3—4 Tage, so läßt schließlich die Entwicklung nach, und man behält ein ziemlich reines Wasser. Hat man aber diesen Zeitpunkt veräumt und durchziehen die Fäden schon das Innere des Aquariums, so bleibt nichts anderes übrig, als die Fadenalgen herauszunehmen und das ganze Aquarium rein zu machen. Sind die kultivierten Fadenalgen selbst schon stark übersponnen, so wirft man sie am besten weg, denn gewöhnlich schleppt man die unerwünschten Algen mit ihnen wieder ein. Arten, die man aber aus besonderen Gründen weiter züchten will, befreie man möglichst von dem blaugrünen Gespinnst und bringe sie in gesonderte Behälter.

Als solche größere Behälter zur Kultur von einzelnen Algenarten eignen sich nach meinen Erfahrungen ganz besonders gut die gläsernen Schüsseln, wie man sie jetzt vielfach verwendet, um in ihnen Milch sauer werden zu lassen. Sie sind billig und nehmen eine ganze Menge Flüssigkeit auf — und viel Flüssigkeit im Verhältnis zu den eingebrachten Algenmengen ist bei allen Kulturen eine große Hauptsache. Die Schüsseln werden während der Kultur mit locker aufliegender Glasplatte bedeckt, am besten so, daß man zwischen Schale und Platte ein Streichholz einklemmt.

Für Kulturen kleiner, einzelliger Algen können natürlich auch entsprechend kleinere Gefäße verwendet werden, z. B. weithalsige Pulvergläser von 200 ccm Inhalt; diese werden nur zu  $\frac{1}{4}$ — $\frac{1}{3}$  mit Wasser oder Nährlösung gefüllt und oben mit einem lockeren Wattebausch verschlossen, um das Einfallen von Staub zu verhindern. Diese Gefäße, eventuell noch kleiner (50 oder 100 ccm Inhalt), eignen sich auch ganz gut, wenn man Reinkulturen einzelliger Algen, von einer Zelle ausgehend, anlegen will.

Der Kultur im hängenden Tropfen zur fort-dauernden Beobachtung derselben Individuen ist ein besonderes Kapitel gewidmet.

### 3. Die Kultur von Meeresalgen.

Meeresalgen wird nur der mit Erfolg kultivieren können, der über hinreichend große Aquarien verfügt und in diesen möglichst wenig lebende Algen unterbringt. Die Zusammensetzung des Seewassers ist folgende:

100 l Brunnen- oder Leitungswasser,
3,5 kg Rochsalz,
320 g Chlormagnesium,
200 g schwefelsaure Magnesia,
60 g schwefelsaures Kalium,
1 g Jodkalium.

Ein Zusatz von 10 g Kalisalpeter ist zu empfehlen. Oder man löst pro Liter 35 g des gewöhnlichen, käuflichen Seesalzes auf.

Bei Algen aus der Ostsee verdünnt man diese Lösungen noch mit ungefähr dem gleichen Volumen Leitungswasser. Immer muß die Lösung erst mindestens eine Woche stehen, ehe sie zur Füllung der Aquarien dienen kann.

Auch die Seewasseraquarien müssen vor direktem Sonnenlicht geschützt werden, am besten auch vor Seitenlicht, indem man undurchsichtige Pappscheiben an die Glaswände des Aquariums legt und dieses selbst mit einer Glasplatte zum Schutz gegen einfallenden Staub bedeckt.

Die Meeresalgen sind sehr ungleich empfindlich; einige lassen sich sogar mit der Post sehr gut versenden und kommen noch lebend und frisch an, wenn sie richtig verpackt werden, andere sterben schon nach wenigen Stunden ab. Die Fucusarten sind sehr widerstandsfähig, ebenso viele marine Grünalgen. Die besten Erfolge habe ich gehabt, wenn ich die Algen ganz locker in Fließpapier einschlug, dieses in ein geräumiges Blech- oder Glasgefäß brachte und mit so viel Seewasser besprengte, daß sich das Fließpapier reichlich vollsaugen konnte. Zarte Braunalgen lassen sich auf diese Weise oft 2—3 Tage erhalten, während sie in Seewasser verpackt ge-

wöhnlich bald absterben. Ebenso verhalten sich viele Florideen, namentlich *Teramium*- und *Polysiphonia*-arten, die sich überhaupt schwer in Kultur erhalten lassen.

Der größte Feind der Meeresalgenkulturen sind Cyanophyceen, die sich gewöhnlich bald in großer Masse einstellen und alles zu überwuchern drohen. Da hilft nur ein sorgfältiges, tägliches Reinigen. Die überzogenen Algen selbst müssen mit einem weichen Haarpinsel von den umspinnenden Fäden gereinigt werden. Von den Glaswänden und Steinen, die man etwa hineingelegt hat, kann man die entstandenen hautartigen Bildungen oft mit der Pinzette abziehen und aus dem Wasser holt man die Fäden mit Holzstäbchen oder Federfahnen heraus. Sehr oft hört

dann nach einiger Zeit die Cyanophyceenvegetation von selbst auf, oft aber muß man sich Jahre lang mit ihr herumplagen.

Algen aus größerer Meerestiefe halten sich im allgemeinen nicht in den Aquarien, ebenso wenig solche, die fortwährend starker Brandung ausgesetzt sind. Ihnen kann man ihre natürlichen Lebensbedingungen zu schwer schaffen oder man müßte ganz besonders komplizierte Einrichtungen treffen, auf die einzugehen hier zu weit führen würde. Man wird deshalb von dem Versuch, solche Algen zu züchten, am besten von vornherein absehen, denn sie sterben doch meist bald ab und können hierdurch den sonst weniger empfindlichen Meeresalgen in dem Aquarium schädlich werden. (Fortsetzung folgt.)

## Praktikum der Parasitenkunde.

### Eine Anleitung zum Studium der häufigsten Parasiten.

Fortsetzung v. S. 144.

Von Dr. C. W. Schmidt.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### 4. Die Methodik der Blutuntersuchung auf Parasiten.

Im Blute des Menschen und der Tiere kommt eine ganze Anzahl von Parasiten vor. Um sie nachzuweisen und untersuchen zu können, ist eine ganz bestimmte Technik nötig, auf die wir jetzt eingehen wollen.

Zur Entnahme des Blutes aus dem lebenden Organismus benötigen wir eine sogenannte Zupfsfeder, die von Heintze und Blandery hergestellt wird. Sie kann in jeden Federhalter gesteckt werden. An Stelle der Zupfsfedern können wir auch kleine Zupfmesser benutzen oder bei kleinen Tieren und dort, wo es sich um die Entnahme geringerer Blutmengen handelt, eine feine Stahlnadel, wie sie zum Präparieren und Zerzupfen gebraucht wird. Wichtig ist, daß alle Instrumente vor und nach der Blutentnahme gründlich gereinigt werden, und zwar mit Alkohol und Äther.

Das Blut wird beim Menschen am besten am Ohrfläppchen oder am letzten Fingerglied entnommen; ein kleiner Stich oder Riß genügt; durch Drücken kann man dann genügend Blut hervorpressen. Bei größeren Säugetieren, beispielsweise beim Hund, entnimmt man das Blut ebenfalls am Ohr, bei Vögeln an der Armschwinge. Bei Mäusen und Wäusen schneidet man das äußerste Ende des Schwanzes ab und erhält auf diese Weise reichlich Blut. Bei Fröschen bieten die Obersehenkel die beste Gelegenheit zum Einritzen.

Die Methode der Blutuntersuchung ist (mit Ausnahme der Untersuchung auf Würmer, von der wir später zu sprechen haben) die des Ausstrichs, bei der der Blutstropfen in ganz feiner Schicht auf den Objektträger ausgestrichen wird. Man verfährt dabei folgendermaßen: Ein kleiner Blutstropfen wird so auf den Objektträger aufgesetzt, daß er dem einen Ende ziemlich nahe ist — wie nahe, hängt von der Größe des Deckglases oder der Art der Etikettierung ab. Dann nimmt

man einen zweiten Objektträger, setzt ihn mit der schmalen Kante auf den anderen auf und schiebt ihn vorsichtig an den Blutstropfen heran. Sobald der Tropfen berührt wird, breitet er sich als feiner Saum am Rande des geschobenen Objektträgers aus. Nun schieben wir diesen in schräger Stellung unter ständig gleichem Druck über den liegenden Objektträger hinüber und ziehen den Blutsaum, der der Kante adhärirt, nach. Auf diese Weise entsteht der Ausstrich.

Es gehört ein ganz Teil Übung dazu, einen guten Ausstrich zu machen. Vor allem müssen beide Objektträger ganz rein sein und keine Spur von Fett aufweisen, da sonst der Ausstrich Lücken und lichte Stellen zeigt. Wenn der Druck der den Ausstreicher führenden Hand während der Zeit des Ausstreichens nicht gleich bleibt, wechseln dicke mit dünnen Stellen im Ausstrich, was für die Untersuchung von großem Nachteil ist. Vor allem darf der Blutstropfen aber nicht zu groß genommen werden, da er sonst nicht ganz verstrichen werden kann, und eine dicke Schicht am Rande des Objektträgers stehen bleibt. Es ist auch nicht zweckmäßig, dem Ausstrich die Breite des Objektträgers zu geben. Man bricht deshalb von dem als Ausstreicher dienenden Objektträger ein kleines Stück der Schmalseite ab. Ein guter Ausstrich muß an allen Stellen völlig gleichmäßig und an seinem Ende fein verstrichen sein. Nur in diesem Fall ist jeder Punkt zur Untersuchung brauchbar.

Die fertigen Ausstrichpräparate werden an der Luft getrocknet; die Blutparasiten vertragen dieses Austrocknen mit Ausnahme der Filarien. Die völlig lufttrockenen Präparate werden fixiert.

Das bequemste Verfahren ist die Fixierung in absolutem Alkohol, die auch am häufigsten benutzt wird. Empfehlenswert ist es, stets eine größere Anzahl Objektträger zu gleicher Zeit in einem luftdicht verschließbaren Gefäß zu fixieren;

es genügen aber auch die Glastuben, deren man sich sonst bei der Durchführung von Präparaten durch die Alkoholreihe usw. zu bedienen pflegt. Die Hauptsache ist, daß man wirklich absoluten Alkohol nimmt. Ist der Prozentgehalt fraglich, so gebe man lieber etwas Äther hinzu. Zur Fixierung genügt eine Einwirkung von etwa 15 Minuten. Nach beendeter Fixierung läßt man die Ausstriche trocknen. Durch leichtes Aufdrücken (nicht Hin- und Herschieben) von Fliesspapier kann man die anhaftende Flüssigkeit schnell entfernen. Empfehlenswerter erscheint mir die Fixierung des Ausstrichs in Ösmiumdämpfen, da sie die Strukturen besser erhält. Bei dieser Behandlung dürfen die Präparate vorher nicht getrocknet werden. Die Ösmiumdämpfe werden von kleinen Stückchen Ösmium entwickelt, das man in Abbestwolle eingelegt kaufen kann und das in luftdicht schließenden Gläsern aufbewahrt wird. Eine Einwirkung von wenigen Sekunden genügt meist zur Fixierung eines Ausstrichs. Vorsicht ist geboten, da die Ösmiumdämpfe die Schleimhäute reizen. Nach der Fixation läßt man die Präparate an der Luft trocknen; hernach sind sie zur Färbung bereit.

Die einfachste Färbung ist die nach Giemsa. Seine Farblösung, die von den einschlägigen Geschäften (z. B. von Grübler u. Co.) fertig bezogen, aber auch von jedem Apotheker hergestellt werden kann, ist folgendermaßen zusammengesetzt:

Azur II-Eosin	3,0 g
Azur II	0,8 g
Glycerin	125 g
Methylalkohol	375 g

Von dieser konzentrierten Lösung werden 10 Tropfen in 10 ccm destilliertes Wasser gebracht, und zwar unter ständigem Umschütteln, so daß die Mischung ganz gleichmäßig wird. Dann wird sie sofort auf das zu färbende Präparat gegossen, das man in eine flache (Petri-) Schale gelegt hat. Die Mischung muß jedesmal frisch hergestellt werden, und zwar nur soviel, wie man gerade braucht, da der Farbstoff nach kurzer Zeit ausfällt.

Vorbedingung für gute Ergebnisse ist, daß die Gefäße ganz sauber sind, vor allem keine Säurespuren enthalten. Bei Gegenwart von Säure fällt der Farbstoff sofort aus. Da destilliertes Wasser häufig sauer reagiert, so muß es vorher geprüft werden. Giemsa gibt dazu ein bequemes Verfahren an. Man löst einige Körnchen des künstlichen Hämatoxylins in absolutem Alkohol und versetzt 10 ccm des zu prüfenden Wassers mit ein paar Tropfen dieser Farblösung. Innerhalb von 5 Minuten muß eine deutliche Blaufärbung eintreten. Bleibt die Lösung farblos, so ist im Wasser Säure enthalten, und man muß so lange 1%ige Natriumcarbonatlösung zutropfen lassen, bis eine neue Probe mit der Farblösung ergibt, daß der Säuregehalt des Wassers aufgehoben ist.

Fällt die Farbe in der Lösung schon vor dem Fertigfärben des Präparats aus, so muß man entweder eine neue Mischung herstellen und damit zu Ende färben, oder man benützt eine 5mal stärker verdünnte Mischung (10 ccm dest. Wasser + 2 Tropfen Giemsa-Lösung), die länger haltbar ist, allerdings auch einige Stunden zur Färbung braucht.

Giemsa hat noch eine Schnellfärbemethode angegeben, die gleichzeitig die Präparate fixiert.

Die dazu verwendete Mischung erhält man, wenn man die käufliche Giemsa-Lösung mit der gleichen Menge Ätze oder Methylalkohol versetzt; die Mischung ist einige Tage haltbar. Zur Vornahme der Färbung wird das Präparat in eine Petri-schale gelegt und mit so viel Farblösung übergoßen, daß die ganze Schicht bedeckt ist. Nach 1 Minute sind die Präparate fixiert. Man setzt nun 10 ccm destilliertes Wasser zu und schüttelt gut durch, um eine gleichmäßige Durchfärbung zu erzielen. Je nach dem Zwecke, dem die Präparate dienen sollen, kann man kürzer oder länger färben. Sind sie zu diagnostischen Zwecken bestimmt, so genügt  $\frac{1}{4}$  Stunde.

Wenn es sich lediglich darum handelt, Parasiten im Blut zu erkennen, so kann man auch die „Methode der dicken Tropfen“ anwenden. Dieses Verfahren benutzt man auch dann, wenn nur wenig Parasiten im Blut vorhanden sind und es deshalb erwünscht ist, sie zusammenzubringen. Man läßt bei dieser Methode einige Tropfen Blut auf dieselbe Stelle des Objektträgers aufsalzen, bis ein Fleck von der Größe eines 1 Pf.-Stücks entstanden ist, den man trocknen läßt. Es gilt nun, den Blutfarbstoff auszulaugen. Dies geschieht dadurch, daß man das Hämoglobin nach Hüge-Koß mit einer Lösung von 20% Formalin (das käufliche Formalin mit dem gleichen Volumen destillierten Wassers verdünnen) und 1% Essigsäure auswäscht (das Verhältnis der Lösungen muß ausprobiert werden). Gefärbt wird mit Manson-Lösung, die aus folgenden Reagentien besteht:

Methylenblau (Höchst)	2,0 g
Borax	5,0 g
dest. Wasser	100,0 g

Einige Tropfen dieser Lösung werden mit so viel Wasser verdünnt, daß die Mischung, gegen das Licht gehalten, gerade noch durchscheinend ist. Die Färbung nimmt nur 2 Sekunden in Anspruch. Hernach ist sofort in Wasser abzuspülen. Das Präparat zeigt einen grünlichen Schimmer, da die roten Blutkörper grünlich gefärbt werden. Die Kerne der Parasiten sind blau.

Noch einfacher ist die Methode der deutschen Schlafkrankheitskommission, bei der die luft-trockenen „dicken Tropfen“ ohne Fixierung in Giemsa-Lösung gefärbt werden. Dabei wird das Hämoglobin gleichzeitig ausgelaugt. Diese „dicken Tropfen“ dürfen selbstverständlich nicht mit Fliesspapier abgetrocknet und unter dem Wasserhahn abgespült werden. Zum Entfernen der Farbe bewegt man sie leicht in einem Wassertrog hin und her. Bei allen Methoden der Blutuntersuchung auf Parasiten führt nur genaue Arbeit und größte Sauberkeit in bezug auf Geräte, Gefäße und Chemikalien zu guten Ergebnissen.

### 5. Parasitische Sporozoen.

Die Sporozoen oder Sporentierchen sind ausschließlich Parasiten. Sie sind durch diese Lebensweise im Bau sehr stark modifiziert; so fehlen ihnen beispielsweise die Einrichtungen zur Aufnahme fester Nahrung. Die Klasse der Sporozoen umschließt sehr verschiedenartige Tiere; in neueren Werken ist deshalb schon mehrfach eine Aufteilung der in dieser Klasse vereinigten Familien versucht worden. Enge Beziehungen bestehen sicherlich zwischen manchen Sporozoen und den

Mhizopoden, ebenso zwischen den im Blut parasitierenden Hämosporidaen und den parasitischen Flagellaten, aus denen die Hämosporidaen wahrscheinlich hervorgegangen sind. Charakteristisch ist die Vermehrungsform. Man unterscheidet zwei zeitlich getrennte Abschnitte, in deren Mitte die Befruchtung steht.

Die progame (= vor der Befruchtung) Entwicklung, auch Schizogonie (= Zerfallsvermehrung) genannt, führt zur Autoinfektion des befallenen Organismus. Der eingedrungen Parasit wächst heran und zerfällt schließlich in eine Anzahl Leiststücke, die das befallene Tier weiter infizieren. Dieser Vorgang kann sich vielfach wiederholen.

Die metagame (= nach der Befruchtung) Entwicklung setzt eine Zystenbildung voraus und führt zur Verbreitung des Parasiten in neue Wirtstiere. In der Zyste bilden sich Sporen, die ihrerseits im Innern Sporozoite mit festen Hüllen entstehen lassen. Diese Sporozoite können die Ausgangspunkte einer neuen progamen Entwicklung sein.

Die Befruchtung erfolgt zumeist vor, selten während der Enzytierung, und zwar werden große unbewegliche Makrogameten und kleine bewegliche Mikrogameten erzeugt. Isogamie ist selten.

Von diesem Schema des Entwicklungsganges weichen einzelne Formen mehr oder weniger ab.

### Plasmodiden.

Die Plasmodiden oder Malariaparasiten im menschlichen Blut zu untersuchen, wird man nur selten Gelegenheit haben. Ich kann mich also mit einer kurzen Schilderung des Entwicklungsganges begnügen; die Untersuchungstechnik ist zum größten Teil im vorigen Abschnitt behandelt worden.

Die ganze Entwicklung der Malariaparasiten zerfällt in drei Abschnitte:

1. Ungeschlechtliche Vermehrung im Blute des Menschen (Schizogonie);
2. Bildung der geschlechtlichen Generation und Befruchtung im Mägenmagin;
3. die Sporogonie in der Mücke.

1. Schizogonie. Der Mensch wird durch den Stich von *Anopheles maculipennis* infiziert. Dabei gelangen die Sporozoiten aus der Speicheldrüse der Mücke in das menschliche Blut und bringen nun in die roten Blutkörperchen ein, auf deren Kosten sie heranwachsen. Es wird Pigment gebildet, das den unverdaulichen Rest des Blutkörperchens darstellt. Nach etwa 36 Stunden hört das Wachstum auf; der Kern teilt sich in 10–20 Tochterkerne, die sich mit je einer Hülle von Protoplasma umgeben, und der ursprüngliche Parasit (Schizont) zerfällt in so viel Teile, als Kerne vorhanden sind. Diese Leiststücke heißen Merozoite. Sie entstehen 48 Stunden nach der Infektion und bringen ihrerseits wieder in neue Blutkörper ein; der Vorgang wiederholt sich öfters. Das Eindringen der Merozoite hat (wenn sie in genügend großer Zahl vorhanden sind) jedesmal einen Fieberanfall zur Folge.

2. Geschlechtsgeneration. Neben den Schizonten wachsen frühzeitig einige Merozoiten zu Geschlechtsformen heran, zu Mikrogametozyten und Makrogametozyten. Es ist wichtig, daß letztere als einzige Formen widerstands-

fähig gegen Chinin sind; sie können sich infolgedessen manchmal jahrelang im Körper erhalten.

Die Reifung der Gametozyten findet im Magen einer *Anopheles*-Mücke statt, die sich durch Saugen von malariahaltigem Blut infiziert hat. Die Mikrogameten entstehen in Vier- oder Ahtzahl durch Kernzerfall; sie sind langgestreckt. Die Makrogameten werden nur in Einzahl aus jedem Makrogametozyten unter Abschnürung eines Reduktionskerns gebildet. Die Befruchtung geschieht nach Hervorwölbung eines Empfängnis-hügels; hernach beugt sich der befruchtete Makrogamet zu einem wurmförmig gekrümmten Gebilde, dem Ookineten, aus.

3. Sporogonie. Der Ookinete durchbohrt die Darmwand, setzt sich in der Tunica elasticomuscularis fest, umgibt sich mit einer festen Hülle und wird so zur Dozyte. Im Innern der Dozyte zerfällt der Kern, während der Parasit stark wächst, in sehr viele Teile. Diesen Vorgang bezeichnet man als Sporogonie. Sein Ergebnis ist eine große Anzahl (stets über 100, oft mehrere Tausend) von Sporozoiten, die während acht Tagen entstehen. Die Dozyte platzt schließlich; die Sporozoiten werden frei, gelangen in die Leibeshöhle und von dort in die Speicheldrüsen der Mücke. Hiermit ist der Zeugungskreis geschlossen.

Die hier geschilderten Verhältnisse beziehen sich auf *Plasmodium vivax* (Grassi et Fel.). Bei den beiden übrigen Malariaparasiten, dem *Quartana*-Erreger (*Pl. malariae*, March et Celli) und dem Erreger der *Berniziosa* (*Pl. immaculatum*, Grassi et Fel.) sind die einzelnen Stadien und die Krankheitsbilder etwas anders.

### Literatur über Plasmodiden.

- Argutinsky, P., Malariastudien I. Arch. mikr. Anat., 59, 1901.
- , Malariastudien II. Arch. mikr. Anat., 61, 1902.
- Celli und Sanfelice, Über die Parasiten des roten Blutkörperchens im Menschen und in den Tieren. Fortschr. d. Med., 9, 1891.
- Grassi, B., Die Malaria usw. Jena, 1901.
- Koch, R., Über die Entwicklung der Malariaparasiten. Zeitschr. f. Hyg., 32, 1899.
- , Zusammenfassende Darstellung der Ergebnisse der Malariaexpedition. Deutsche med. Wochenschrift, 1900, Nr. 49.
- , Die Bekämpfung der Malaria. Zeitschr. f. Hyg. u. Infektionskrankh., 43, 1903.
- Kerschbaumer, F., Malaria, ihr Wesen, ihre Entstehung und ihre Verhütung. Wien, 1901.
- Mannaberg, Die Malariaparasiten. 1893.
- Ruge, R., Einführung in das Studium der Malariakrankheiten. Jena, 1906 (mit großer Literaturangabe).
- , Malariaparasiten. Handb. d. path. Mikroorgan., Bb. 1.
- Ziemann, H., Über Malaria- und andere Blutparasiten.

### 6. *Culex* und *Anopheles* als Überträger tierischer und menschlicher Malaria. (Anhang zu Abschnitt 5.)

Einige Stadien des Plasmodiums können wir an infizierten Stechmücken untersuchen. Als Überträger kommen nur Vertreter der Gattung *Culex* (Vogelmalaria) und *Anopheles* (Menschenmalaria)

in Frage. Da beide zu den Dipteren gehören, haben sie viele Erkennungsmerkmale miteinander gemein. In folgenden Punkten unterscheiden sie sich hauptsächlich voneinander:

### Anopheles.

### Culex.

#### Eier.

Schwarz, einzeln oder in kleinen Rosetten angelegt; an den Breitseiten hydrostatische Apparate.

Braun, in dichten Paketen, aufrecht stehend; unten kleiner Deckel.

#### Larve.

Der Wasseroberfläche parallel anliegend; am 8. Segment des Abdomen 2 Stigmata der Tracheen; ziemlich unbeweglich.

Leicht beweglich; lange Atemröhre, deshalb hängen die Larven im Wasser in einem Winkel von etwa 45° schräg nach unten.

#### Imago.

**Charakteristische Stellung:** Stechwerkzeuge, Kopf, Brust, Abdomen liegen in einer geraden Linie, die im Winkel von 40–80° von der Wand absteht.

**Palpen:** Beim ♀ solange wie der Stechrüssel, beim ♂ gleichfalls, jedoch die letzten zwei Glieder kolbig verdickt und stärker behaart.

**Beine:** ziemlich groß, von vorn nach hinten an Größe zunehmend.

**Flügel:** Fleckenbildung durch dicht gedrängte Schuppen (A. maculipennis).

**Charakteristische Stellung:** Stechrüssel, Kopf, Brust bilden einen stumpfen Winkel gegen das Abdomen. Der Leib steht parallel zur Wand.

**Palpen:** Beim ♀ sehr kurz, beim ♂ länger als der Stechrüssel.

**Beine:** kürzer als bei Anopheles, alle drei Paare ungefähr gleich lang.

**Flügel:** ohne Fleckenbildung.

Von den inneren Organen kommen für uns der ganze Darmtraktus und die Speicheldrüsen in Frage. Die Speicheldrüsen münden bei den Mücken im Hypopharynx, sind paarig und bestehen aus je drei Lappen, von denen die äußeren größer sind.

Der Darmkanal gliedert sich in Vorder-, Mittel- und Enddarm. Nur der Mitteldarm ist entodermal. Der Vorderdarm besteht zunächst aus Mundhöhle und Pharynx, der ein Pumporgan darstellt und gegen den Oesophagus durch eine muskulöse Einschnürung, die Pharynxklappe, abgeschlossen ist. Der Oesophagus nimmt nach hinten hin an Weite zu; hier münden noch zwei dorsal gelegene, paarige Ausfadungen ein, die die Behälter für das aufgenommene Blut darstellen. Das letzte Stück des Vorderdarms wird durch den Vormagen (Proventriculus) gekennzeichnet.

Der Mitteldarm dient der Verdauung; ihm fehlt die ektodermale Chitintutikula.

Der Enddarm wird gleichfalls in verschiedene Abschnitte eingeteilt. In das Pleum münden die Vasa Malpighi, die in Fünffzahl vorhanden sind;

das Colon ist dünn und bildet einen Winkel (Basilische Kurvatur). Der letzte Abschnitt, das Rectum, ist wieder erweitert.

Das Herz ist ein dorsal liegender Schlauch. Es setzt ungefähr an der Colonturve an und erstreckt sich bis zum Halsteil, vorn in einen dünneren Aortastrang auslaufend.

Dorsal vom Enddarm liegen die Geschlechtsorgane, die sie nach dem Stand der Ausbildung bis weit nach vorn erstrecken können.

Zur Präparation wird die Mücke mit Chloroform oder Äther getötet. Die Präparation selbst wird in physiologischer Kochsalzlösung vorgenommen. Man schneidet Flügel und Beine ab, sticht eine Präpariernadel in den Thorax ein und steckt das Tier damit fest. Mit einer zweiten Nadel löst man das letzte Abdominalsegment vom Verband der übrigen los und schneidet das erste Abdominalsegment mit einer feinen Schere zur Hälfte durch. Dabei wird der Vormagen mit abgetrennt, und man kann nun langsam von hinten her sämtliche Eingeweide herausziehen, ohne ein Abreißen befürchten zu müssen.

Die Zysten der Plasmodien befinden sich im Magen; man sucht sie mit geringer Vergrößerung.

Die Fäulterung der Speicheldrüsen zur Untersuchung der Sporozoitien ist schwieriger, da sie im härteren Thorax liegen. Um sie herauszupräparieren, schneidet man das vordere Drittel des Kopfes ab und legt dessen Zueres mit einer feinen Nadel frei; die dreilappigen Speicheldrüsen werden dabei bald sichtbar, so daß man sie mit einiger Vorsicht herausholen kann. Der Inhalt der Drüsen wird in einem Tropfen physiologischer Kochsalzlösung ausgequetscht und mit Osmiumlösung auf Sichelseime untersucht.

Will man die Objekte als Dauerpräparate aufheben, so fixiert man sie mit Sublimat, wäscht mit Jodalkohol aus und bringt sie durch die steigende Alkoholreihe über Xylol in Kanadabalsam. In jeder Alkoholstufe verbleiben die Präparate je nach der Größe 1–2 Stunden. Um eine Schrumpfung während der Alkoholreihe zu vermeiden, kann man die Präparate auch gleich nach der Fixierung in Glyceringelatine<sup>1)</sup> bringen. Glycerin allein ist als Einbettungsmedium nicht zu empfehlen. Zur Fixierung nimmt man dann besser Osmiumsäure. Die Präparate müssen mit Deckglaskitt oder Lack umrandet werden.

Will man Schnittpräparate herstellen, so muß man die Mücke oder die betreffenden Teile in Zelloidin oder Paraffin einbetten. Die Methodik ist schon früher im „Mikrokosmos“ behandelt worden<sup>2)</sup>, so daß ich nicht näher darauf eingehe.

<sup>1)</sup> Glyceringelatine: 7 g Gelatine werden in 35 ccm dest. Wasser aufgeweicht; darauf gibt man 50 g Glycerin und 1 g Karbolsäure hinzu. Das Ganze wird ¼ Stunde unter Umrühren erwärmt und heiß filtriert. Zum Gebrauch wird ein Stückchen Glyceringelatine abgeschnitten und erwärmt, wodurch die Masse dünnflüssig wird.

<sup>2)</sup> Vgl. Dr. G. Stelli, Das Mikrotom und die Mikrotomtechnik. Buchbeilage zum VI. „Mikrokosmos“-Jahrg. 1912, Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung, geh. M 2.—, geb. M 2.80.

## Die Mykorrhiza.

Schluß v. S. 140.

Von Dr. Erich Sieghardt.

Wir stehen jetzt vor der Frage: Worin liegt der „Sinn der Mykorrhizenbildung?“<sup>8)</sup>

Die ehrliche Antwort lautet: Wir wissen es nicht. Eine Unzahl von Arbeiten beschäftigt sich mit dem Problem, ohne es ganz lösen zu können. Es ist unmöglich, einen Erklärungsgrund für alle Fälle von Mykorrhizen ausfindig zu machen. Andere Verhältnisse herrschen bei der ektotrophen, andere bei der endotrophen Mykorrhiza. Nicht alle Mykorrhizen sind so differenziert, wie die der Orchideen. Verschiedene Pflanzen weisen verschiedene Grade gegenseitiger Abhängigkeit von Pilz und Wurzel auf. Alle diese Fälle verlangen eigentlich gesonderte physiologische Untersuchungen. Allgemeine Sätze gibt es hier nicht. Selbst die Frage: Sind Pilz und Pflanze Symbionten, oder parasitiert der Pilz auf der Pflanze, oder ist es umgekehrt? — ist in verschiedenster Weise beantwortet worden. Wahrscheinlich kommen alle drei Fälle vor; der erste mag häufig wegbleiben, da man meiner Ansicht nach „Symbiose“ am besten als wechselseitigen Parasitismus auffaßt; die Grenzfälle nach beiden Seiten nennen wir dann Parasitismus des Pilzes oder der Pflanze.

Trotz dieser Unsicherheit seien hier einige Theorien angeführt, die für eine große Zahl von Mykorrhizenpflanzen zutreffende Erklärungen enthalten dürften.

Da ist vor allem die Stahl'sche Theorie zu nennen. Dieser Forscher führt die Mykorrhiza mit der ihm eigenen Großzügigkeit auf folgende Ursachen zurück: Die Mykorrhizapflanzen sind durchweg solche, die eine geringe Wasserbilanz haben, d. h. wenig Wasser aufnehmen und verdunsten (kleines Wurzelsystem, schwache Transpiration, auch schwach beleuchtete Standorte usw.). Die sogenannten Zuckerpflanzen, die die Photoassimilate nicht in Stärke, sondern in Zucker anwandeln, gehören hieher. Die früher erwähnten Jungermanniazeen sind z. B. zuckerblättrig, während die Marchantiazeen stärkeblättrig sind. Eine Folge der geringen Wasserdurchströmung ist aber, daß die Pflanze wenig Nährsalze gewinnt! Das ist der Kernpunkt der Stahl'schen Theorie: Mangel an Nährsalzen veranlaßte die genannten Pflanzen, die im „Kampf um die Nährsalze“ anderen, reichbewurzelten, starktranspirierenden Gewächsen unterliegen mußten, sich mit den Pil-

zen zu verbinden! Der Pilz, der mit zahllosen Hyphen den Boden durchzieht und jede Spur von Nährsalzen gierig an sich reißt, muß der Pflanze die schädlichen Folgen der geringen Wasserbilanz ausgleichen helfen. Darum finden wir die meisten Mykorrhizapflanzen auf Humus, denn hier ist der Boden von Pilzen in ganz unglaublicher Weise durchwuchert. Eine pilzfreie Pflanze muß hier an Nährsalzhunger zugrunde gehen, weil ihr die Pilze nichts übrig lassen. Nur die mit Pilzen verbundenen Pflanzen können unter diesen Verhältnissen gedeihen. Sterilisiert man, wie dies Stahl getan hat, den Humus, so gedeihen die betreffenden Pflanzen ohne Mykorrhiza sogar besser als die Kontrollreplare mit Mykorrhiza. Grund: Sie haben jetzt keine Konkurrenten, während die andern sich mit dem Wurzelpilz in die Beute teilen müssen. Im Zusammenhang mit den erwähnten Tatsachen steht auch, daß die mykorrhizfreien Pflanzen höhere Nischengewichte aufweisen, als die pilzführenden. So dann erklärt die Stahl'sche Annahme die Verteilung der Pflanzen auf verschiedenen Standorten. Die Standorte der pilzfreien Pflanzen sind charakterisiert durch Wasser- und Nährsalzreichtum, die der mykorrhizaführenden durch Armut daran. An trockenen Standorten, wo geringe Konkurrenz herrscht, findet man die autotrophen Xerophyten. Wo aber eine geschlossene Grasnarbe oder Humus vorkommen, fehlen die Autotrophen. Nährsalzreichtum wieder schließt die Mykorrhizapflanzen wegen der Konkurrenz mit den Autotrophen direkt aus. Im Halbschatten der Wälder sind Mykorrhizapflanzen zu finden (z. B. Neottia, Monotropa); an sonnigen Stellen treten die Autotrophen auf.

Das ist in ganz kurzen Umrissen die Stahl'sche Theorie: Die Mykorrhizapflanzen sind durch geringe Wasserbilanz gezwungen, sich mit Pilzen zu verbinden, die ihnen Nährsalze beschaffen müssen. Als Lockmittel und Gegenleistung werden irgendwelche Ausscheidungen der Wurzel dienen. Die höhere Pflanze erscheint hier als Parasit des Pilzes.

Stahl stützt diese Ansichten, die eine ganze Reihe von Faktoren in genialer Weise vereinigen, durch ein umfangreiches Beweismaterial. Für die ektotrophen Mykorrhiza scheint seine Theorie auch richtig zu sein; für endotrophe trifft sie aber nicht im mindesten zu, denn hier hat der Pilz keine (Neottia) oder nur spärliche Verbindungen

<sup>8)</sup> Dieser Ausdruck stammt von Stahl.

mit der Außenwelt. Wie soll er da Wasser und Nährsalze in genügender Menge aufnehmen können. Hier kann nur die Wurzelepidermis das aufnehmende Organ sein. Was hat der Pilz also hier zu bedeuten? — Einige Forscher haben ihn für einen Parasiten erklärt; andere sehen seine Bedeutung darin, daß er der Pflanze Stoffe liefert, die sie zwar aufnehmen, aber nicht assimilieren kann. Man denkt dabei hauptsächlich an den atmosphärischen Stickstoff. In der Tat konnten Nobbe und Siltner (Bot. Zentralbl., 1904, Bd. 96) beweisen, daß die Erle, ferner Myrica und Elaeagnus, wenn sie mit Mykorrhizien versehen sind, ohne Stickstoffsalze jahrelang völlig normal gedeihen, während sie ohne Pilzknöllchen Stickstoffverbindungen benötigen.

Ternež (Ber. der D. Bot. Ges., 1904, und Bringsheims Jahrb., 1907) konnte für Pilze, die aus Ericazeenwurzeln isoliert wurden, deren Identität mit den Mykorrhizapilzen allerdings nicht ganz sicher ist, eine geringe Assimilation des freien Stickstoffs nachweisen. Das sind die einzigen positiven Befunde in dieser Richtung. Die von Burgeff aus Orchideen isolierten Pilze zeigten die erwähnte Fähigkeit nicht.

Man hat auch daran gedacht, daß die Pilze von der Pflanze aufgenommene Ammoniaksalze assimilieren und zum Eiweißaufbau verwenden, daß dann die Pflanze bei der Verdauung des Pilzes das Eiweiß gewinne und so mittelbar eine Stickstoffquelle benütze, die ihr sonst verschlossen ist. Weyland (Bringsheims Jahrb., 1912) will bei Orchideen gefunden haben, daß die Pilze Harnstoff an die Wirtspflanze abgeben.

Das ist so ziemlich alles, was man hinsichtlich der Ernährungphysiologie der Mykorrhiza weiß. Doch müssen wir noch die Befunde Burgeffs bei den Orchideen kurz besprechen.

Diesem Forscher, und kurz vor ihm Bernard, ist es geglückt, mehrere Orchideenpilze zu isolieren. Durch diese Untersuchungen wissen wir jetzt mit Sicherheit, daß die Samen der Orchideen, die ja in vieler Hinsicht äußerst merkwürdige Gebilde sind, sich ohne Pilzinfektion nicht zur Pflanze entwickeln können! Das ist eine der merkwürdigsten physiologischen Tatsachen, die uns die vollständige Abhängigkeit der Orchideen von den Pilzen beweist, wenn auch in manchen Fällen die erwachsenen Pflanzen sich von ihnen emanzipieren.

Burgeff säte die Orchideensamen auf Nährgelatine aus, brachte sie mit den rein kultivierten Pilzen zusammen und beobachtete ihre Weiterentwicklung. Er erblickt die Funktion des Pilzes bei der Keimung in der Ausscheidung von

Diastase, die die in den Keimlingen aufgespeicherte Stärke löst. Die dadurch bewirkte plötzliche Turgorsteigerung verursacht die auffallende Volumzunahme des Keimlings, die man beobachtet hat. Der Pilz ernährt sich von den reichlichen Kohlehydraten üppig, aber einseitig und muß von außen — wenn auch durch Vermittlung der Pflanze — Stickstoff herbeischaffen, der dann bei der Verdauung dem Wirt anheimfällt.

Bemerkenswert ist, daß auch bei den Leguminosen Mykorrhiza vorkommt. Da diese durch ihre Bakterienknöllchen mit Stickstoffverbindungen versorgt werden, muß bei ihnen die Bedeutung der Mykorrhiza anderswo gesucht werden. Wo — wissen wir nicht.

Die chlorophylllosen Orchideen müssen die auch in ihnen vorkommende Stärke aus Kohlenstoffquellen des Bodens gewinnen. Damit diese Stoffe die Wurzelmembranen passieren können, müssen sie in eine lösliche Form gebracht werden; vielleicht spielen die Pilzenzyme dabei eine Rolle.

Bei der Zerlegung der Bodenstickstoffquellen käme wohl bloß das Emulsin der Pilze in Betracht, das Burgeff nachweisen konnte. Da es aber nur Glykoside angreift, über deren Vorkommen im Boden wir nichts wissen, so stehen wir hier ebenfalls vor einem Rätsel.

Bei Deutungsversuchen dürfen wir nicht vergessen, daß die verschiedenen Fälle von Mykorrhiza nicht alle unter einen Hut gebracht werden können. Einmal mag es sich um den Anfang zu echter Mykorrhiza handeln: Der Pilz lebt als harmloser Mitbewohner oder vielleicht schon als Parasit in der Pflanze, die aber noch nicht besonders geschädigt wird. In anderen Fällen ist es schon zu einer Ausnützung des Pilzes durch die Pflanze gekommen. Bei den Orchideen endlich ist die „Symbiose“, sofern wir überhaupt von einer solchen reden können, bereits auf das vollkommenste geregelt; sie hat zur Bildung einer neuen, anatomisch und physiologisch gesetzmäßig gestalteten höheren Einheit geführt, der echten Mykorrhiza.

Der Umstand, daß bei der Bildung der Mykorrhiza so unendlich zahlreiche, verwickelte Ursachen mitspielen, die wir zum größten Teil nur unvollkommen überblicken, ist dafür verantwortlich, daß die Mykorrhiza-Frage noch immer ungelöst ist. Jedenfalls ist sie eines der interessantesten Probleme der Biologie, dessen endgültige Lösung wohl noch geraume Zeit auf sich warten lassen wird.

#### Literatur-Verzeichnis.

Außer den im Text genannten Arbeiten vergleiche man die folgenden, von denen die wichtig-

sten und jene, die weitere Literaturangaben enthalten, mit \* versehen sind:

\*Burgess, H., Die Wurzelpilze der Orchideen, ihre Kultur und ihr Leben in der Pflanze. Jena, Fischer, 1909.

\*Frank, B., Die physiologische Bedeutung der Mykorrhiza. Ver. d. D. Bot. Ges., 1888.

—, —, über den Einfluß, welchen das Sterilisieren des Erdbodens auf die Pflanzenentwicklung ausübt. Ver. d. D. Bot. Ges., 1888.

—, —, über die auf Verdauung von Pilzen ab-

zielende Symbiose der mit endotrophen Mykorrhizigen begabten Pflanzen, sowie der Leguminosen und Erlen. Ver. d. D. Bot. Ges., 1881.

Grebillius, D. H., über Mykorrhizen bei der Gattung Botrychium usw. Flora, 1895.

Schlicht, A., über neue Fälle von Symbiose usw. Ver. d. D. Bot. Ges., 1888.

Schwarz, E. S., Observations on Aserum europeum and its Mycorrhiza. Annals of Botany, 1912.

## Über die Anwendung der Spiegelkondensoren zur Untersuchung von Bakterien.

Don Oskar Heimstädt.

Die Untersuchung und Beobachtung lebender Bakterien bildet zur Zeit das hauptsächlichste Anwendungsgebiet der Spiegelkondensoren, insbesondere der Einstüchekondensoren. Ihre Benutzung hat auf diesem Gebiet schon zu vielen schönen Erfolgen geführt. Das Dasein der Spirochaete pallida, deren Entdeckung seinerzeit stark angefochten worden ist, ist z. B. erst durch die Anwendung des Spiegelkondensors in einer jeden Zweifel ausschließenden Weise festgestellt worden. Dabei erwiesen sich die Spiegelkondensoren als ein so einfaches und zuverlässiges Hilfsmittel für diagnostische Zwecke, daß sie heute in der Dermatologie kaum mehr entbehrt werden können. Sp. pallida stellt an und für sich ein verhältnismäßig grobes Objekt für Dunkelfelduntersuchungen dar, dessen Sichtbarmachung unschwer zu erreichen ist. Es ist gelungen, sie bei Gasglühlicht mit dem einfachsten ultramikroskopischen Behelf, dem dioptrischen Kondensor mit zentraler Abblendung, sichtbar zu machen. Allerdings handelte es sich dabei um sehr spirochaetenreiche Präparate, die von größeren Objekten völlig frei waren. In der Praxis arbeitet man gemeinlich nicht unter so günstigen Bedingungen. Das von den syphilitischen Eristoreszenzen oder den Körperflüssigkeiten entnommene Material enthält Gewebeteilchen, Zellen und Mikroben in großer Anzahl. Unter diesen Objekten verschwinden die Spirochäten oft, entweder weil sie von ihnen überstrahlt werden oder weil sie an ihnen haften. Sind ähnliche Mikroorganismen im Präparat vorhanden, z. B. Sp. refringens, so ist die Unterscheidung beider Arten bei ungenügender Lichtstärke sehr schwer. Deshalb verwendet man den Spiegelkondensor für diagnostische Zwecke am besten stets in Verbindung mit einer Bogenlampe. Die Untersuchung auf Sp. pallida gestaltet sich dann folgendermaßen: Nachdem man den Spiegelkondensor — wenn es ein Plattenkondensor ist — und die Lichtquelle sorgfältig zentriert hat<sup>1)</sup>, bringt man mit Hilfe einer

ausgeglühten Platinöse oder einer sterilisierten Nadel eine Kleinigkeit des zu untersuchenden Materials auf den vorher gut gereinigten Objektträger, der vorher mit einem Tropfen der Flüssigkeit versehen worden ist, in der man die Beobachtung vornehmen will. Durch Hin- und Herbewegen wird das die Spirochäten enthaltene Material möglichst gleichmäßig in dem Tropfen verteilt. Dann wird ein ebenfalls gut gereinigtes Deckglas aufgelegt, wobei man besonders darauf achtet, daß im Präparat keine Luftblasen entstehen.

Als Beobachtungsmedien können verschiedene Flüssigkeiten verwendet werden. Am gebräuchlichsten sind destilliertes Wasser, physiologische Kochsalzlösung (0,9%ig) und natürliches Serum oder Blut, das mit Nährbouillon verdünnt wird.

In destilliertem Wasser sind die Spirochäten am leichtesten sichtbar zu machen, da die osmotischen Verhältnisse anscheinend eine Quellung der Bakterienleiber zur Folge haben. Außerdem wirkt destilliertes Wasser zerstörend auf etwa vorhandene Zellen; dadurch wird das Gesichtsfeld von überflüssigen, blendenden Objekten befreit, so daß die Spirochäten leichter wahrgenommen werden können. Leider werden sie aber von diesem Medium selbst so stark geschädigt, daß sie schon nach einigen Minuten ihre Bewegungsfähigkeit verlieren und bald zerfallen.

Besser ist es insoweit, physiologische Kochsalzlösung zu verwenden, da die Spirochäten darin länger lebend bleiben. Sie können ihre Bewegungsfähigkeit mehr als 24 Stunden lang behalten, erscheinen merklich feiner und zeigen zahlreichere Windungen. Um ein Verdunsten der Flüssigkeit zu verhindern, umrandet man das Präparat in der bekannten Weise mit Paraffin oder Wachs.

Noch länger (2—3 Tage) halten sich die Spirochäten in natürlichem Serum und in Blut. Sie bieten hier denselben Anblick wie in physiologischer Kochsalzlösung und zeigen starke Eigenbewegung.

Enthält das Präparat größere Gewebeteilchen oder Anhäufungen von Blut- und anderen Zellen, so ist es geraten, die Untersuchung erst einige Zeit nach der Herstellung vorzunehmen. Die durch die

<sup>1)</sup> Vgl. dazu D. Heimstädt, Apparate und Arbeitsmethoden der Ultramikroskopie usw. (Handb. d. mikrosk. Technik, Bd. V, Buchbeilage zum VIII. Jahrg. d. „Mikrokosmos“), S. 40 ff.

Verteilung des Materials, das Auflegen des Deckglases usw. hervorgerufenen Strömungen treiben die Spirochäten gegen die größeren Objekte, an denen sie eine Weile haften und die die zarten Bakterien durch die Menge abgelenkten Lichtes überstrahlen. Nach einiger Zeit trennen sich die Spirochäten aber wieder von den größeren Objekten, um die dunkleren Teile des Gesichtsfeldes aufzusuchen, wo sie dann ohne Mühe festzustellen sind.

Bei Dunkelfeldbeleuchtung erscheint *Sp. pallida* als ein ziemlich langes Gebilde von fortziehertiger Form, dessen Bewegungen gewöhnlich in der Richtung der Körperachse ruhig und langsam vor sich gehen. Anscheinend werden diese Bewegungen durch Drehungen des Körpers hervorgerufen, die ihrerseits in Zusammenziehungen und Ausdehnungen der umhüllenden Membran ihre Ursache zu haben scheinen. Gelegentlich kann man auch außerordentlich schnelle, fast peitschenähnliche Bewegungen der Spirochäten wahrnehmen. Auch zeigen sie manchmal eine Abweichung von der regelmäßigen gradlinigen oder schwach gebogenen Form. Die Anzahl der Windungen beträgt im Mittel 20—25.

Während erscheinen die Spirochäten als eine Aneinanderreihung glänzender Punkte, deren Anzahl der der Körperwindungen entspricht, oder als eine Reihe paralleler, sehr feiner Striche, die infolge der Bewegung der Spirochäte abwechselnd aufleuchten und verschwinden. Diese Erscheinung ist eine Ausprägung des Agimutseffektes, der dadurch entsteht, daß das Objekt nur von einer Seite her beleuchtet wird. Das geschieht, wenn der Kondensator oder die Lichtquelle oder beide mangelhaft zentriert sind, wenn der benutzte Objektträger zu dick oder zu dünn ist, oder wenn sich Luftblasen in der Immersionschicht zwischen Kondensatoroberfläche und Objektträger befinden, die Teile des Beleuchtungsbündels ausschalten. Ob Luftblasen vorhanden sind, läßt sich bei genauerem Zusehen sehr leicht feststellen. Sie verschwinden, wenn man die Immersionsflüssigkeit vermehrt. Die beiden anderen Fehlerquellen lassen sich dadurch feststellen, daß man den Lichtfleck im Präparat bei schwacher Vergrößerung betrachtet. Liegen die Zentrierungsringe des Kondensators und der Lichtfleck außerhalb der Mitte des Gesichtsfeldes, so ist die Zentrierung zu berichtigen. Zeigt der Lichtfleck Ringbildung oder bemerkt man in der Mitte des Gesichtsfeldes einen dunklen Punkt, so liegt die Schuld am Objektträger, den man dann wechseln muß, vorausgesetzt, daß der Kondensator keine Einrichtungen besitzt, um Abweichungen von der richtigen Objektträgerdicke auszugleichen.

Bei Bakterienuntersuchungen, wie überhaupt in allen Fällen, wo es sich um die Beobachtung selbstbeweglicher, schnell ihren Ort wechselnder Objekte handelt, ist es zweckmäßig, eine Objektiv- und Okularkombination mit möglichst großem Gesichtsfeld anzuwenden. Man verbindet also ein Objektiv von großer Brennweite und hoher Apertur mit einem stark vergrößernden Okular. Als Beispiel erwähne ich die Kombination Achromat Nr. 5 von Reichert mit Kompensationsokular 12 oder 18, die sich als für die meisten Fälle genügend erwiesen haben. Bessere Dienste leistet der Reichertsche Apochromat 4 mm oder der Reichertsche Halbapochromat 6a+ mit Kompensationsokular 12

oder 18. Will man stärkere Vergrößerungen gebrauchen, so kommen die in ihrer numerischen Apertur durch Kohrblenden entsprechend herabgesetzten Immersionsysteme in Betracht, die mit Kompensationsokularen verbunden werden. Der Gewinn an Lichtstärke, der hierbei durch den Fortfall der Reflexion am Deckglas und an der Frontlinse entsteht, ist so beträchtlich, daß das Dunkelfeldbild trotz der stärkeren Vergrößerung ebenso hell erscheint wie bei der Abblendung der beleuchtenden Büschel durch Totalreflexion am Deckglas.

Die Untersuchung der Bakteriengeißeln und ihrer Bewegungen, wie sie von C. Reichert<sup>2)</sup> in umfassender Weise durchgeführt worden ist, stellt an die Geschicklichkeit des Forschers und an die Vollkommenheit des optischen Apparats sehr hohe Anforderungen, denn die zu beobachtenden Objekte stehen manchmal an der Grenze der Sichtbarkeit. Es ist auch noch nicht gelungen, bei allen Bakterienarten die Geißeln einzeln sichtbar zu machen. Sie können meistens nur wahrgenommen werden, wenn sich mehrere dieser außerordentlich feinen Gebilde zu sogenannten „Zöpfen“ zusammenlegen.

Bei solchen Untersuchungen müssen alle Bedingungen, die auf die Erreichung der tiefsten Dunkelheit des Gesichtsfeldes von Einfluß sind, peinlich eingehalten werden. Insbesondere muß man darauf achten, daß Objektträger und Deckgläser absolut rein sind.<sup>3)</sup>

Die Präparate werden nach Reichert folgendermaßen hergestellt: Man bringt einen Tropfen der Flüssigkeit, in der die Bakterien untersucht werden sollen, auf den Objektträger und entnimmt der Kultur mit Hilfe einer Platinöse eine sehr kleine Menge Material. Durch Hin- und Herbewegen der Platinöse verteilt man das Material möglichst gleichmäßig in der Flüssigkeit, so daß diese nicht wesentlich getrübt erscheint. Dann legt man vorsichtig das Deckglas auf. Je weniger Bakterienmaterial das Präparat enthält, desto besser ist dies für die genaue Beobachtung, weil ein bestimmtes Individuum leichter verfolgt werden kann. Die Flüssigkeitsschicht muß möglichst dünn sein, so daß die Bakterien gezwungen sind, sich in der Einstellungszebene des Mikrostops zu bewegen. Sollen sie mehrere Stunden lang ihre Bewegungsfähigkeit behalten, so muß das Deckglas mit Wachs oder Paraffin umrandet werden.

Als Untersuchungsmedium kommen verschiedene Flüssigkeiten in Betracht. In destilliertem Wasser werden nur die größten Geißeln, wie sie die Gattung der Vibrionen trägt, genügend sichtbar. Besser treten die Geißeln in gewöhnlichem Leitungswasser oder in einer schwachen Kochsalzlösung (0,5 bis 1%) hervor. Ähnlich verhalten sich die Lösungen anderer Salze und schwacher Säuren, wenn ihre Konzentration so gering ist, daß die Bakterien nicht geschädigt werden.

Diese Aufschwemmungsmedien reichen außer

<sup>2)</sup> C. Reichert, über die Sichtbarmachung der Geißeln und die Geißelbewegung der Bakterien. Centralbl. f. Bakt., Abt. I, Bd. 51, Heft 1.

<sup>3)</sup> Vgl. dazu die Bemerkungen über die Reinigung von Objektträgern und Deckgläsern für Dunkelfelduntersuchungen auf S. 131 dieses Jahrgangs.

für Vibrationen auch für Spirillen aus. Die Geißeln der Bazillen (z. B. der Typhusbazillen), die wesentlich feiner sind, werden dagegen in den erwähnten Flüssigkeiten nicht sichtbar. Zur Sichtbarmachung der Bazillengeißeln empfiehlt Reichert in erster Linie flüssige Nährgelatine (1%ig), außerdem ist Agarcondenswasser als Einbettungsflüssigkeit brauchbar.

Die Geißeln kommen um so besser zum Vorschein, je lebhafter sich das betreffende Bakterium bewegt. Das scheint seinen Grund darin zu haben, daß die einzelnen Geißelfäden sich bei schnellen Ortsveränderungen zur Überwindung des Flüssigkeitswiderstandes zu Zöpfen oder Strängen zusammenlegen. Stirbt das Individuum ab, so verschwinden gewöhnlich auch die Geißeln, weil die Zöpfe sich wieder in Einzelgeißeln auflösen, die wegen ihrer Feinheit unsichtbar bleiben. In zähflüssigeren Medien, die der Bewegung der Bakterien einen größeren Widerstand entgegensetzen, neigen die Geißeln mehr zur Zopfbildung und sind deshalb besser sichtbar.

Man könnte meinen, daß die optischen Eigenschaften des Aufschwemmungsmediums, vor allem sein Lichtbrechungsvermögen, bestimmend für die Sichtbarmachung der Bakteriengeißeln wären, da ja allgemein die Regel gilt, daß ultramikroskopische Objekte um so eher zur Wahrnehmung gelangen, je größer der Unterschied des Brechungsindex des zerteilten Körpers von dem des Lösungsmittels ist. Das trifft auf den vorliegenden Fall nicht zu, vielmehr spielen die chemischen Verhältnisse des Einbettungsmittels die ausschlaggebende Rolle.

Es hat sich gezeigt, daß bei der Darstellung der Geißeln ähnliche Verhältnisse obwalten, wie sie bei der Fällung von Hydrosolen durch Elektrolyse zu Tage getreten sind. In Lösungen von Elektrolyten sind die Geißeln verhältnismäßig gut wahrnehmbar. Genau wie der Zusatz von Elektrolyten zu der wässrigen kolloiden Lösung einen Zusammentritt des gelösten Körpers mit einzelnen Molekülen des Elektrolyten zur Folge hat, so scheint auch die sichtbarmachende Wirkung der Elektrolytlösungen bei den Bakteriengeißeln darin zu bestehen, daß sich die einzelnen molekularen Teile an die Geißeln bzw. die Geißelzöpfe anlagern

und so zu fadenförmigen Gebilden von größerer Dike werden, die das Licht stärker abbeugen.

Daß die Sichtbarmachung der Geißeln an den lebenden Bakterien in 1%iger Lösung von Nährgelatine, sowie Agarcondenswasser so gut gelingt, hat seinen Grund darin, daß diese Lösungen genügend anlagerungsfähige Substanzen enthalten.

Die einzelnen Geißelfäden sind an lebenden Bakterien nur schwer und unter besonders günstigen Umständen wahrzunehmen. Sie sind aber sehr leicht sichtbar zu machen, wenn man die Bakterien abtötet und sie einem Beizverfahren unterwirft. Die entfalteten Geißeln treten dann bei Dunkelfeldbeleuchtung sehr gut hervor. Eine besondere Färbung des gebeizten Präparats ist nicht erforderlich.

Als vorzüglichste, gleichzeitig färbend wirkende Geißelbeize, mit der man die feinsten Geißelfäden zur Darstellung bringen kann, wird von Reichert das Hämäteïn empfohlen. Bei der Anfertigung von Beizpräparaten geht man am besten folgendermaßen vor. Das Bakterienmaterial wird dem Kondenswasser von Agarnährböden entnommen, weil das in den Nährböden enthaltene Eiweiß von dem Farb- und Beizstoff ausgefällt wird. Man verteilt eine geringe Menge des Materials gleichmäßig in einem Tropfen destillierten Wassers, das hernach nur schwach milchig getrübt erscheinen darf. Dann bringt man einen Tropfen Beize auf einen vorher gut gereinigten und fettfrei gemachten Objektträger und überträgt in diesen Tropfen eine sehr geringe Menge der Aufschwemmung. Es ist dafür Sorge zu tragen, daß die Flüssigkeitsmenge gerade so groß ist, daß sie den von dem Deckglas bedeckten Teil des Objektträgers benetzt. Andernfalls treten Strömungen im Präparat auf, durch die die Geißeln leicht von den Bakterienkörpern abgerissen werden. Durch die Beize werden die Bakterien sofort abgetötet und verhärten regungslos mit entfalteten Geißeln, die mitunter in großer Anzahl erscheinen und meist eine kernige Struktur zeigen. Das hat seinen Grund darin, daß die aus dem Kondenswasser herrührenden Eiweißteilen von der Beize gefällt werden und sich an den Geißeln festsetzen.

## Mikroskopie für Anfänger.

### VII. Untersuchungen an den Stärkekörnern der Kartoffel.

Don Hanns Günther.

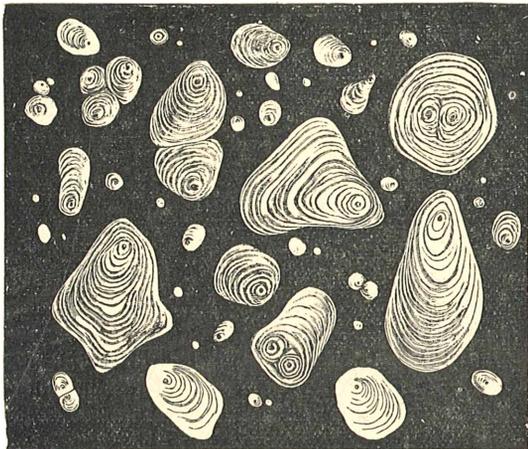
Mit 1 Abbildung.

Bisher haben sich unsere Anfänger-Artikel ausschließlich mit zoologischen Objekten beschäftigt. Heute wollen wir nun einmal die Botanik zu ihrem Rechte kommen lassen, und zwar wählen wir die Stärkekörner der Kartoffel für unsere Untersuchungen aus, weil wir dieses Material jederzeit beschaffen können. Besonders schöne, das Auge fesselnde Bilder liefert es uns zwar nicht. Dafür bietet es aber die Möglichkeit, eine ganze Anzahl wichtiger Handgriffe und Reaktionen kennen zu lernen und unsere Augen im mikroskopischen Sehen

zu schulen. Für den Anfänger ist das die Hauptsache. Erst, wenn er die Technik der Untersuchung vollkommen beherrscht, kann er sich mit Nutzen zu größeren Aufgaben wenden.

Das Material für unsere Studien liefert uns die Küche, denn wir brauchen nur eine Kartoffelknolle und später eine Messerspitze Kartoffelmehl. An Geräten sind außer blankgeputzten Objektträgern und Deckgläsern einige zugespitzte Glasstäbe, zwei feine Haarpinsel, ein Messer, ein Uhrglas und eine Spirituslampe oder ein Bunsenbrenner

nötig, alles Dinge, die sich in unserem „Laboratorium“ wohl schon finden werden. Die nötigen Reagenzien werden wir dagegen erst beschaffen müssen. Wir brauchen hauptsächlich destilliertes Wasser, Kalilauge, Jodtintur und Jodjodkalium.



Die verschiedenen Formen der Stärkekörner der Kartoffel. (Vergrößerung etwa 100fach.)

Das Jodjodkalium lassen wir nach folgendem Rezept zusammensetzen: 0,5 g Jodkalium und 1,0 g Jod werden in wenig destilliertem Wasser gelöst; die Lösung wird mit destilliertem Wasser auf 100 ccm verdünnt und über dem ausgefiedenen Jod stehen gelassen.

Haben wir alles beisammen, so nehmen wir die Kartoffel zur Hand, schneiden sie quer durch, schaben einige Male mit der Messerschneide über die Schnittfläche und bringen den hervorquellenden dünnflüssigen Brei, der aus Gewebestücken und Stärkekörnern besteht, in ein Uhrglas, das wir zur Hälfte mit dest. Wasser gefüllt haben. Nach kurzer Zeit sehen sich die Stärkekörner, die durch das Wasser aus den Gewebeteilen herausgespült werden, am Boden des Glases ab, so daß wir sie mit einem feinen Pinsel bequem in kleinen Mengen aufnehmen und zur Untersuchung auf Objektträger bringen können. Legen wir dann noch ein Deckglas auf, so ist unser erstes Präparat fertig, vorausgesetzt allerdings, daß wir die Größe des Wassertropfens, der die Stärkekörner birgt, richtig bemessen haben. Es soll den Raum unter dem Deckglas gerade ausfüllen. Ist zu wenig Wasser vorhanden, so bilden sich Luftinseln, die bei der Beobachtung stören; sie lassen sich dadurch beseitigen, daß man am Deckglasrand mit einem Glasstab vorsichtig ein Tröpfchen Wasser zusetzt, das sogleich durch Kapillarwirkung eingesaugt wird. Schwieriger ist die Beseitigung eines Wasserüberschusses. Ist er nur gering, so legt man am Deckglasrand ein schmales Streifen Filzpapier an und saugt so den Überschuß ab. Hat aber das Wasser schon die Deckglasfläche benetzt, so ist es besser, das Präparat beiseite zu legen und ein neues anzufertigen, denn man bekommt dann das Deckglas nur schwer wieder sauber, so daß man unklare Bilder erhält.

Ist alles in Ordnung, so bringen wir das Präparat unter das Mikroskop und stellen mit schwacher (etwa 50facher) Vergrößerung ein. Wir sehen zahlreiche kleine, wasserhelle Körner, an denen uns bei scharfem Hinschauen die verschiedenartige Form und bei einzelnen vielleicht auch eine leichte Streifung auffällt. Zur näheren Untersuchung verschieben wir den Objektträger so lange, bis wir eine Stelle finden, an der die Körner ziemlich vereinzelt liegen und schalten nun ein stärkeres Objektiv ein, so daß die Vergrößerung auf 100 oder 200 steigt. Dem damit verbundenen Dunklerwerden des Bildes suchen wir durch Veränderung der Spiegelstellung oder Öffnen der Blende entgegenzuarbeiten. Doch darf man mit der letzteren Maßnahme nicht zu scharf ins Zeug gehen, da zu viel Licht alle Einzelheiten verschlingt. Können wir die Körner wieder deutlich erkennen, so sehen wir, falls wir scharf eingestellt haben, sogleich, daß die Streifung allen eigentümlich ist, und daß es sich dabei um helle und dunkle Schichten handelt, die exzentrisch um einen nahe dem einen Ende des Körners liegenden schwärzlich oder rötlich gefärbten Punkt — den sog. Bildungskern — herum angeordnet sind. Der Unterschied in der Färbung zeigt uns, daß die Schichten verschiedene Dichte besitzen, und zwar wechseln wasserreiche mit wasserarmen ab. Die verschiedene Dichte bedingt Verschiedenheiten im optischen Verhalten, die ihrerseits in der Färbung zum Ausdruck kommen.

Die verschiedene Gestalt der einzelnen Stärkekörner tritt jetzt gleichfalls deutlich hervor und weiterhin sehen wir, daß sie auch in der Größe bedeutend voneinander abweichen. Die größten, die etwa 70—100  $\mu$  lang sind, haben länglich runde Form, mit einem spigen und einem breiten Ende. Daneben findet man drei- und viereckige, sowie fast kreisförmige Körner (vergleiche die beigelegte Abbildung). Bei den letzteren, die gewöhnlich viel kleiner sind, oft so klein, daß die Schichtung erst bei sehr starker Vergrößerung (etwa 500fach) zu erkennen ist, ist der Bildungskern vielfach stark nach dem geometrischen Mittelpunkt hin verschoben. Dadurch verliert die Schichtung mehr oder weniger ihre exzentrische Form; sie kann sogar rein konzentrisch werden.

Wenn wir mehrere Präparate durchmustern, werden wir schließlich auch Stärkekörner finden, die zwei oder drei Bildungskerne aufweisen. Sie werden im Gegensatz zu den nur einen Kern einschließenden monarchen Körnern als diarche und triarche bezeichnet und in halb und ganz zusammengesetzte geschieden. Bei den halb zusammengesetzten, die nur selten mehr als zwei Kerne besitzen, ist jeder Bildungskern zunächst von einigen eigenen Schichten umschlossen, um die herum zahlreiche gemeinsame Schichten liegen. Vielfach sind die Innenschichten durch einen Spalt voneinander getrennt. Die ganz zusammengesetzten Körner, die viel häufiger vorkommen, bestehen gewöhnlich aus zwei oder drei, in seltenen Fällen auch aus mehr Teilkörnern, die deutlich gegeneinander abgegrenzt sind, also keine gemeinsamen Schichten besitzen. Gelegentlich ist die Trennungslinie zu einem Spalt erweitert. (Schluß folgt.)

# Mit Mikroskop und Kamera

## Beiblatt zum „Mikrokosmos“

Dieses Beiblatt berichtet über alle Fortschritte der Mikrophotographie und leitet zu mikrophotographischen Arbeiten an; vor allem aber dient es zur Veröffentlichung guter Mikrophotographien mit oder ohne begleitenden Text, die unsere Leser andern zugänglich machen wollen. Wir nehmen entsprechende Einsendungen gern entgegen. Die Veröffentlichung erfolgt nach Maßgabe des verfügbaren Raumes.

### Die Selbstanfertigung eines mikrophotographischen Apparats. Nebst Anleitung zum Gebrauch.

Schluß von S. 160.

Von Dr. Alois Czepa.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### V. Die Fertigstellung der Bilder.

##### Der Negativprozeß.

Wie bei der Makrophotographie, so hängt auch bei der Mikrophotographie das Aussehen und der Tonwert des Negativs von dem verwendeten Entwickler ab. Und wenn bei der Mikrophotographie ein hart arbeitender Entwickler auch viel weniger schadet als bei einem Landschaftsbild oder einem Porträt, so ist er doch nicht gerade ideal zu nennen. Die jungen Amateure lieben fast stets die knallharten Negative mit reinweißen und tiefschwarzen Schatten und vor allem blißblankem Himmel. Sie suchen sogenannte brillante Negative und finden den Entwickler als den herrlichsten von allen, der in möglichst kurzer Zeit die Platte kontrastreich hervorbringt. Später kommen sie ja, Gott sei Dank, von dieser Manie ab und stecken dann die verbrochenen Schandbilder in die tiefste Lade. Sie schämen sich über die Lüge, die die Platte jedem zeigt und die nur dem Entwickler zugeschrieben werden muß; denn Gegenstand und Platte lügen nicht! —

So wenig gut also in den meisten Fällen kontrastreiche Platten in der Photographie sind, so vorteilhaft ist es, wenn die Mikrophotographien ein wenig nach dieser Art sind, wenn auf weißem Grunde das Objekt deutlich sichtbar ist.

Wir werden deshalb zur Entwicklung kontrastreich arbeitende Platten oder so arbeitende Entwickler nehmen. Bekanntlich kann jeder Entwickler verschieden arbeiten, je nach Zusammensetzung und Konzentration, und jeder Photograph, der schon längere Zeit einen oder seinen Entwickler kennt, wird seine Eigenschaften zu gebrauchen verstehen.

Rapid arbeitende Entwickler sind nicht zweckmäßig, weil sie nicht viel Details, vor allem keine Tonabstufungen bringen; sie arbeiten die

Platte nicht genügend durch. Unbedingt gehört bei der Mikrophotographie einem langsamen Entwickler der Vorzug, weil nur er allein ein genaues Kontrollieren der Platte gestattet und nur auf diese Weise in der Tat alle Details ausentwickeln können. —

Wenn ich hier einem Entwickler das Wort reden darf, so möchte ich jedem, der nicht gerade infolge seiner langen Praxis auf einen anderen Entwickler schwört, den Glycerin-Entwickler anraten. Ob er als hübscher Glycerinbrei-Entwickler in Verwendung genommen oder in anderer Konzentration gebraucht wird, ist Geschmackssache jedes einzelnen.

Der Glycerin-Entwickler hat große Vorzüge, die ihn als Entwickler auch für die Mikrophotographie in den Händen des Anfängers als besonders geeignet erscheinen lassen. Erstens ist er der langsamsten einer, ein ungeduldiger Photograph kann mit ihm nicht wirtschaften, er macht aber keine Sache gut. Er bringt alle Details heraus, die überhaupt auf der Platte sind, je nach ihrem Lichtwert abgestuft. Dann deckt er ausgezeichnet, so daß man keine großen Schereyen mit dem Kopieren hat und drittens besitzt er die angenehme Eigenschaft, auch große Belichtungsunterschiede auszugleichen. — Allerdings muß man auch ihn kennen. Wer noch nie mit ihm gearbeitet hat, wird beim ersten Erscheinen des Bildes erschrecken, weil es flau und unscharf erscheint, und wird es sicher zu früh aus dem Entwickler nehmen, bevor die Platte noch gut gedeckt ist und alle Details herausgekommen sind. Die Platten gehen im Fixierbad scheinbar zurück, darum muß man sie so lange entwickeln, bis sie fast undurchsichtig schwarz geworden sind und keine Details mehr erkennen lassen. — Der Erfolg ist dann eine schön gedeckte, detailreiche, klar

durchgearbeitete Platte, das richtige brillante Negativ.

### Der Positivprozeß.

Auch dem Kopierverfahren müssen wir einige Worte widmen. Vor allem drängt sich die Frage nach der Beschaffenheit des Papiers auf, auf das die Mikrophotographien kopiert werden sollen.

Der Aufschwung, den die Papierindustrie in den letzten Jahren genommen hat, hat besonders die Mattpapiere gefördert und fast überall wird heute das glänzende Papier verdrängt und durch das viel schönere und vornehmere matte ersetzt. Man schreit heute schon mit Recht, wenn man Porträts und Landschaften auf glänzendes Papier gedruckt sieht, und der strebsame Amateur hat längst alle Vorrichtungen zum Erzielen von Hochglanz aus seiner Kunstwerkstätte verbannt.

Der Mikrophotograph, wie überhaupt der wissenschaftliche Photograph, muß da aber anderer Meinung werden, wenn er es noch nicht ist. Er muß dem glänzenden Papier den Vorzug geben und wieder jene Vorrichtungen hervorsuchen, mit denen man einen tadellosen Spiegelglanz erzeugen kann. Hat aber früher der Glanz des Bildes einen großen Teil seiner Schönheit ausgemacht, wie etwa der Glanz eines Lackstiefels, so hat der Glanz der Mikrophotographie eine ganz andere Bedeutung. Das glänzende Papier bringt infolge seiner glatten Oberfläche alle Details wunderbar heraus und läßt noch Einzelheiten erkennen, die das matte Papier vollständig verschluckt. Und da wir vor allem ein gutes Bild erhalten wollen, das dem Original stark gleicht und das anderen und auch uns möglichst viel von dem Aussehen des Objectes erzählen soll, so muß das Schönheitsgefühl, das nur matt anerkennt, eben in diesem Falle überwunden werden. Übrigens ist schön glänzend auch schön. —

Die Papiere teilen sich bekanntlich in zwei große Gruppen, in sogenannte Auskopierpapiere, die bei Tageslicht kopiert werden und bei denen man das Erscheinen des Bildes genau kontrollieren kann, da sie sich am Licht verfärben, und in solche, die nach der Belichtung wie Platten entwickelt werden müssen und deshalb ein Kontrollieren des Fortschrittes der Belichtung nicht gestatten, die sogenannten Entwicklungspapiere. Beide haben ihre Freunde und es ist nicht unsere Aufgabe, über die Vorzüge und Schwächen der beiden Papiere zu sprechen; uns geht hier nur die Eignung für die Mikrophotographie an.

Die Auskopierpapiere bringen alles, was auf der Platte enthalten ist, getreu wieder, da sie so lange belichtet werden müssen, bis sie die

für eine gute Kopie notwendige Stärke haben; und da die Kennzeichen hierfür deutlich sichtbar sind, so ist das Kopieren auf diesen Papieren auch dem blutigsten Anfänger sehr leicht.

Anders die Entwicklungspapiere; sie geben auch bei nicht ausreichender Belichtung ein Bild, wenn es entsprechend lang entwickelt wird. Der erfahrene Photograph, oder wenigstens der Amateur, der mit diesen Papieren länger gearbeitet hat, wird sofort erkennen, daß das Bild eine schlechte Kopie der Platte ist, der Anfänger aber nicht. Er wird das Bild seinem Aussehen nach beurteilen, froh sein, daß er überhaupt so viel zustande gebracht hat, und nicht merken, daß auf der Platte viel mehr ist, als das Bild enthält. Wenn das Entwicklungspapier nicht genügend belichtet ist, so bleiben die helleren Partien ohne alle Details. Ein Object kann durch schlechte Belichtung der Kopie ein ganz anderes Aussehen auf dem Bilde erhalten.

Nehmen wir z. B. an, die Platte stellt ein Wassertier dar, das mit feinen, langen Haaren ganz bedeckt ist, und diese Haare sind auf der Platte ziemlich dunkel, was gewöhnlich bei so zarten Gebilden der Fall ist. Belichtet man etwas zu kurz, so dringt das Licht nur durch die helleren Teile der Platte, nicht aber durch die dunkleren Haare, und das entwickelte Bild zeigt dann ein Tier kräftig kopiert auf hellweißem Grunde, aber ohne den charakteristischen Haarbefug. Die Einzelheiten in den Lichtern (auf der Platte natürlich Schwärzen) sind nicht kopiert. In diesem Falle wird der Amateur das Fehlen der Haare allerdings merken, in einem weniger deutlichen Falle aber wahrscheinlich nicht. Der Erfolg ist dann ein schlechtes Bild. Darum kann ein Entwicklungspapier in den Händen eines Anfängers eine Gefahr werden.

Und doch möchte ich gerade das Entwicklungspapier nicht für die Mikrophotographie misshandeln, da es in den Händen eines erfahrenen Arbeiters Ausgezeichnetes leistet. Der Kenner dieser Papiere weiß die vorher als Schwäche gekennzeichnete Eigenschaft als großen Vorzug zu schätzen, da er das Bild nach seinem Willen durch entsprechende Belichtung und Entwicklung gestalten kann und von den verschiedensten Platten gleich gute Kopien erhält. Wir können hier die Behandlung der Papiere nicht besprechen, das enthält jede Gebrauchsanweisung und bringt die Erfahrung, wir können die Benutzung der Papiere nur anraten, da sie bei einiger Übung in kurzer Zeit und unabhängig vom Wetter sehr gute Kopien ergeben.

Und von allen Entwicklungspapieren ist ge-

rade das Bromsilberpapier ganz besonders geeignet, da es neben großer Empfindlichkeit fast in jedem Entwickler einen schönen, schwarzen Ton annimmt. Bromsilberpapiere gibt es verschiedene Sorten. Ich ziehe das kartonstarke Bromaryt (weiß natürlich) der N. B. G. allen anderen Papieren vor. Ich wähle das kartonstarke Papier, da ich mir dadurch ein Aufziehen der Bilder erspare. —

Auch die Adjustierung einer mikrophotographischen Kopie ist noch zu besprechen. Da die natürliche Gestalt des Bildes kreisrund ist, so ist auch das Bild kreisförmig am schönsten, eingeschlossen in ein schwarzes oder weißes Quadrat. Ich halte das schwarze Quadrat für viel schöner, schon weil es natürlicher ist und dem Bilde auf der Mattscheibe entspricht. Es fragt sich nur noch, wie der schöne, schwarze Rand auf der Kopie zu erzielen ist; denn das Bild ist auf der Platte nicht so scharf begrenzt, sondern hat mehr verlaufenden Rand. Um nun auf der Kopie die scharfe Abgrenzung zu erhalten, kann man sich auf zweifache Weise helfen.

Die einfachste Art ist entschieden die, daß man in die Kassette eine dünne Blech- oder Kartonplatte gibt, die in der Mitte einen kreisförmigen Ausschnitt von der Größe des Bildes enthält und die alle Strahlen abhält, die den Rand irgendwie unscharf machen könnten. Die Platten zeigen dann auf glasklarem Grunde das kreisförmige Bild und sind ohne weiteres leicht zu kopieren, also ein sehr großer Vorteil. Unangenehm ist nur, daß man sich mehrere Masken anfertigen muß.

Die zweite Art setzt erst beim Kopieren ein; man schneidet sich aus dünnem, schwarzem Papier (solches, in dem die Platten verpackt werden, ist das beste) einen Kreis von der Größe des Bildes und klebt ihn auf eine blankgeputzte Glasplatte, am besten auf eine von der Schicht befreite, gut geputzte alte Platte von der Größe des verwendeten Formates.

Um nun ein Bild mit dem scharfen Rand zu kopieren, legt man zuerst die Glasplatte mit dem schwarzen Kreis in den Kopierrahmen (Glasseite nach außen) und darauf das Blatt lichtempfindliches Papier. Man kopiert nun so lange, bis der Rand so tiefdunkel ist, daß er auch in der getonten Kopie so bleibt. Dann legt man statt der Maske (wir wollen die Glasplatte mit dem Kreis so nennen) die Platte mit

dem zu kopierenden Bild ein und kopiert in den freigelassenen Kreis das Bild ein. Natürlich muß der helle Kreis des Papiers, oder was dasselbe ist, der Kreis der Maske kleiner sein als der Kreis der Platte, da sonst der verschwimmende Rand mitkopiert wird.

Wir müssen also zweimal kopieren, um die scharf begrenzten Bilder zu erhalten. Diese Arbeit ist bei Auskopierpapieren sehr einfach, da man stets sieht, was man kopiert. Anders bei den Entwicklungspapieren, da scheint sich wegen der Nichtsichtbarkeit des belichteten Teiles ein großes Hindernis in den Weg zu stellen. Die Sache scheint aber nur so, wir können unserem Auge etwas zu Hilfe kommen.

Da die Bilder auf jeden Fall quadratisch beschnitten werden, so schneidet man schon vorher vom dem rechteckigen Blatt einen Streifen ab, daß das Blatt ein Quadrat wird. Es ist nun ein leichtes, das Blatt so auf die Maske zu legen, daß sich diese genau in der Mitte befindet. Man belichtet nun länger als sonst, um auf alle Fälle einen tiefdunklen Rand zu erzielen, legt dann, natürlich wieder im roten oder gedämpften Licht, das Blatt, dem man die Belichtung natürlich nicht ankennt, in den Kopierrahmen auf die Platte, so daß das Bild die Mitte des Quadrats einnimmt, und belichtet. Entwickelt man nun, so erscheint sofort der schwarze Rand und nach und nach in dem hellen Kreis das Bild. Der Vorgang scheint etwas lang und umständlich zu sein, ist es aber ganz und gar nicht. Man kann im vorhinein die Belichtung der Ränder von allen zu machenden Kopien abmachen, eine Arbeit, die rasch vor sich geht.

Diese Methode, schon mit den fertig geschnittenen Quadraten zu arbeiten, hat den großen Vorteil, daß man das Bild nach Belieben orientieren kann, was bei vielen Objekten, bei denen man ein oben und unten, vorn und hinten unterscheiden kann, von großem Vorteil ist.

Und nun zum Schluß noch ein Wort über das Erzeugen von Hochglanz. Auskopierpapiere kommen am besten in die Satiniermaschine, die Entwicklungspapiere und alle Auskopierpapiere, die eine Gelatineschicht haben, werden am besten im nassen Zustande auf eine Emailplatte aufgewischt. Sie springen, wenn sie trocknen, von selbst ab und haben durch die Platte einen prächtigen Glanz angenommen.

# Mikroskopos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 9

## Das Fangen von Feldmäusen und Maulwürfen.

Ein Weg zur Beschaffung von frischen Säugetierorganen.

Don Dr. Max Oettli.

Mit 1 Abbildung.

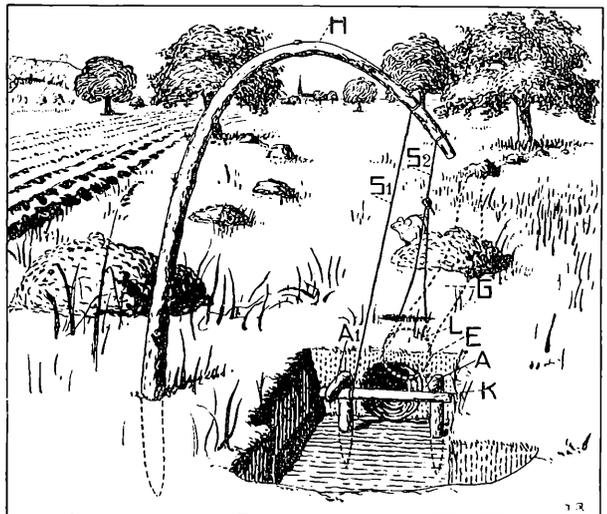
Wo oft Säugetiere zergliedert und deren Gewebe frisch verarbeitet werden, ohne daß Meerschweinchen oder weiße Mäuse zur Verfügung stehen, da tritt hier und da Mangel an billigen Tieren ein. Aus dieser Lage heraus habe ich einmal einen Mausekurs mitgemacht und kann nun Bericht erstatten, wie man kunstgerecht Maulwürfe und Feldmäuse fängt.

Der Fang von Hausmäusen ist bekannt. Man denke daran, daß man sie am leichtesten beim Einwintern erwischt; denn zu dieser Zeit wandern sie in nicht großstädtischen Verhältnissen massenhaft in die Häuser ein.

Wer gewohnt ist, mit den käuflichen weißen Mäusen zu hantieren, denen es nicht einfällt, sich aus dem Staube zu machen, wenn man sie z. B. auf eine freie Tischplatte setzt, muß sich ferner bewusst sein, daß Haus- und Feldmäuse außerordentlich wilde Tiere sind, die sich durch Bisse und Sprünge recht oft zu befreien verstehen. Wenn wir eine lebende Hausmaus in einer Käfigfalle bekommen, lassen wir sie, sofern der Käfig zurückverlangt wird, zuerst in einen hohen und weiten, mit Sägspänen versehenen Glaszylinder fallen. Von dort kann sie bequem in einen anderen Käfig überführt werden. Das Töten erfolgt ebenfalls in einem solchen Zylinder, indem man Ather hineingießt und ihn mit einer Glasplatte zudeckt.

Bei der Mauseerei im Freien leisten die für wenige Groschen in Eisenwarenhandlungen erhältlichen Drahtfallen die besten Dienste, — wenigstens so lange man noch keinen Fehler begangen hat. — Man verfolgt an den neu aufgeworfenen Haufen die Richtung des unterirdischen Gan-

ges, sticht mit einem Spaten zwischen zwei Haufen ein quadratschuhgroßes Stück Grund heraus, legt sorgfältig die beiden Öffnungen der Gänge frei, ohne viel mit den Fingern daran herum zu hantieren, spannt die Fallen und



Selbststangefertigte Bogenfalle zum Fangen von Maulwürfen und Wühlmäusen.

bringt sie so tief als möglich in die beiden Gänge hinein. Ein Köder ist überflüssig, wenn auch ein angeschabtes Rüßchen oder ein Helianthirrhizom diesseits der Arretierung nichts schaden. Die Mäuse und Maulwürfe kommen nämlich sowieso an die betreffende Stelle, um die Löcher zuzustopfen. Vor Ablauf eines halben Tages ist kein Erfolg zu erwarten; er kann sogar erst nach mehreren Tagen eintreten. Wenn die Tiere aber Lunte riechen und unter den Fallen durch neue Gänge graben, oder so viel Erde vor sich her stoßen, daß die Falle zwar abschnappt, aber nur die

vorgeschobene Erde erwischt, kann man das Maus mit den einfachen Drahtfallen ruhig aufstecken. Es helfen dann nur noch die gefausten oder selbstgefertigten Jogen. Bogenfallen, deren Anwendungsweise uns der Händler oder der Mauerer erklärt, dessen Bekanntheit sowieso nicht zu verschmähen ist. Drahtfallen kauft man am besten gleich halbdugendweise; um mehrere Bogenfallen gleichzeitig zu richten, wird in den meisten Fällen die Zeit mangeln. Es ist aber recht lustig, sich im Stellen selbstgefertigter Bogenfallen zu üben. Das Nötige darüber ist, wie ich hoffe, der umstehenden Abbildung zu entnehmen.

Das Wichtigste der ganzen Vorrichtung ist eine Schlinge aus dünnem Messingdraht,<sup>1)</sup> die so gelegt werden soll, daß der Gang G gerade durch sie hindurchführt. Das erreicht man, indem man mit einem scharfen Spaten sorgfältig durch den Gang hindurchsticht, die an S<sub>2</sub> leicht laufende Schlinge L längs dem Spaten in die Erde schiebt und dann den Spaten wieder herauszieht. Im rechten Augenblick, nämlich genau dann, wenn das Tier mit seinem Bauche über der Schlinge steht, muß diese mit Macht in die Höhe gerissen und gleichzeitig zugezogen werden. Die Kraft zu dieser Leistung liefert uns eine starke, frisch geschnittene Haselrute H. Das Hübscheste an der ganzen Anlage ist aber die Art, wie diese Haselrute zuerst festgehalten und dann im rechten Augenblicke vom Tiere selbst zum Abschnellen gebracht wird. Dazu hebt man genau um eine halbe Leibeslänge, also etwa 4½ cm, von

<sup>1)</sup> Blumendraht tut natürlich den gleichen Dienst, rostet aber bald.

dem Einstich für die Drahtschlinge entfernt, sorgfältig eine Grube aus. Namentlich die Wandseite, an der der Gang mündet, muß recht glatt abgeschnitten sein, denn an ihr wird das Sperrwerk angebracht, das aus einer starken Schnur S<sub>1</sub> zum Hinunterziehen der Gerte, einem Knebelchen K, zwei hakenförmig gebogenen Hölzchen (Aftgäbelchen) A<sub>1</sub> und A und einem glatten linsenförmigen Erd- oder Lehmklumpen besteht, (auf der Abbildung nicht gezeichnet) der die Gangöffnung ganz genau verschließen und bei dem kleinsten Druck von innen nach vorn zu fallen soll. Dieser Lehmklumpen, der der Maus den Weg versperrt, bringt die Gerte zum Loschnellen. Wie die Abbildung zeigt, liegt nämlich dicht an dem Lehmklumpen das Knebelchen K, mit dem die Gerte unten gehalten wird. Das Ende, an dem die Schnur befestigt ist, ruht in dem soliden Haken des Hölzchens A<sub>1</sub>, während das andere Ende, das wegen des großen Hebelarms nur ganz schwach nach oben drückt, von dem wagrecht abstehenden Hällein des Hölzchens A nur lose gehalten wird. Infolgedessen schlüpft es bei der kleinsten Verschiebung nach außen ab und gibt die Gerte frei. Beim leisen Druck, den eine Maus oder ein Maulwurf von innen gegen den Lehmklumpen ausübt, wird also auch die Drahtschlinge unter ihrem Bauch in die Höhe gerissen und der gewünschte Zweck erreicht.

Diese Bogenfallen leisten namentlich beim Fange von vorsichtig gewordenen Wühlmäusen oder Maulwürfen gute Dienste. Die kleinen Springmäuschen aber fängt man mit den um wenig Geld käuflichen Schnappfallen.

## Zur Ausrüstung von Projektionsdiapositiven.

Von Prof. Dr. Alois Herzog.

I.

Mit 8 Abbildungen.

Wie die Erfahrung lehrt, ist es durchaus nicht leicht, die Größenverhältnisse von in projizierten Mikrophotogrammen dargestellten Objekten richtig einzuschätzen, selbst wenn von seiten des Vortragenden Angaben über die lineare Vergrößerung der vorgeführten Bilder gemacht werden. Sind die unmittelbar aufeinander folgenden Bilder in der gleichen Vergrößerung aufgenommen, dann ist immerhin die Möglichkeit eines relativen Vergleichs vorhanden; auch kann die zeitweise Projektion eines unter den gleichen Verhältnissen photographisch aufgenommenen Vergleichsmaßstabes (etwa eines Objektmikrometers) die Schätzung der wirklichen Größe der Objekte bis zu einem gewissen Grade erleichtern. Allerdings bilden Fälle, wo z. B. im Unterricht immer gleich stark vergrößerte Bilder zur Vorführung gelangen,

eine Ausnahme von der Regel, so daß der angegebene Ausweg nur hier und da verwendet werden kann. Dazu kommt, daß die erforderlichen Vergleichsmaßstäbe nicht immer vorhanden sind, und daß selbst im günstigsten Falle die wiederholte Vorführung von Maßstäben auf den Beschauer außerordentlich ermüdend wirkt.

Diese Tatsachen haben mich im Verlauf meiner Unterrichtspraxis zu der Überzeugung geführt, daß es empfehlenswert ist, den wichtigsten zur Vorführung gelangenden Projektionsbildern einen Vergleichsmaßstab einzuverleihen, der ohne weiteres, also ohne jede Umrechnung, die Bestimmung der wahren Größe der dargestellten mikroskopischen Objekte gestattet. Ein Blick auf die Zeichnung muß genügen, um sofort, d. h. auch ohne Kenntnis der Vergrößerung, eine brauchbare

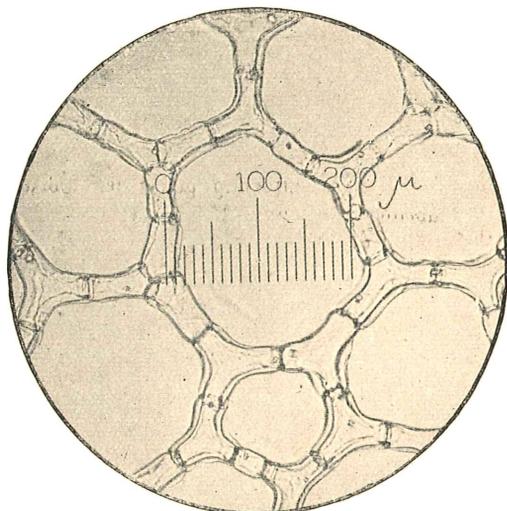


Abb. 1. Querschnitt durch das Grundgewebe von *Cyperus Papyrus* mit Blagges Mikrometerteilung. Das Grundgewebe („Mark“) von *C. Papyrus* wurde im Altertum, ja selbst noch im Mittelalter, zur Herstellung eines Schreibstoffes („Papyrus“, davon abgeleitet unser heutiges „Papier“) verwendet. Wie aus dem Bilde zu ersehen ist, bilden die Grundgewebezellen ein netzartiges Netz, dessen Zwischenräume mit Luft gefüllt sind. Durch Vergleich mit dem Maßstab läßt sich u. a. feststellen, daß die Weite der größeren Hohlräume etwa 200  $\mu$  (0,2 mm) beträgt. Vergr. 123 mal.

Schätzung irgend einer linearen Dimension des Gegenstands vorzunehmen. Daß sich auf diesem Wege auch genaue Messungen ausführen lassen,



Abb. 2. Kristalle von Natriumuranylazetat mit Blagges Mikrometerteilung. Zum mikrochemischen Nachweis des Natriums ist nach den bisherigen Erfahrungen Uranylazetat sehr gut geeignet. Bei Gegenwart von mehr als 0,8  $\mu\text{g}$  Natrium entstehen charakteristische tetraëdrische Kristalle von Natriumuranylazetat ( $\text{NCH}_3\text{O}_2 \cdot \text{UO}_2 \cdot (\text{C}_2\text{H}_3\text{O}_2)_2$ ). Um die Form der bei gewöhnlicher mikroskopischer Betrachtung nahezu schwarz erscheinenden größeren Kristalle besser zum Ausdruck zu bringen, wurde bei der photographischen Aufnahme des vorliegenden Bildes schiefe Beleuchtung angewandt. Die Vergrößerung ergibt sich aus der Maßstabteilung zu 144; 200  $\mu$  erscheinen auf 28,8 mm vergrößert.

versteht sich von selbst; in diesem Falle ist es nur erforderlich, die zu bestimmende Strecke auf der Projektionswand etwa mit einem Papierstreifen abzugreifen und auf dem Maßstab unmittelbar auszumessen.

Die Herstellung des Maßstabes erfolgt, wie ich gefunden habe, zweckmäßig zugleich mit der mikrophotographischen Aufnahme des Präparats. Zu diesem Zwecke verwende ich ein von den Zeißwerken in Jena nach den Angaben Blagges angefertigtes Projektionsmikrometerokular Nr. 4, dessen Teilung unmittelbar Mikromillimeter ( $\mu$ ) abzulesen gestattet. Nach entsprechender Einstellung der verschiebbaren Okularlinse erscheint der Maßstab gleichzeitig mit dem aufzunehmenden mikroskopischen Objekt scharf auf der

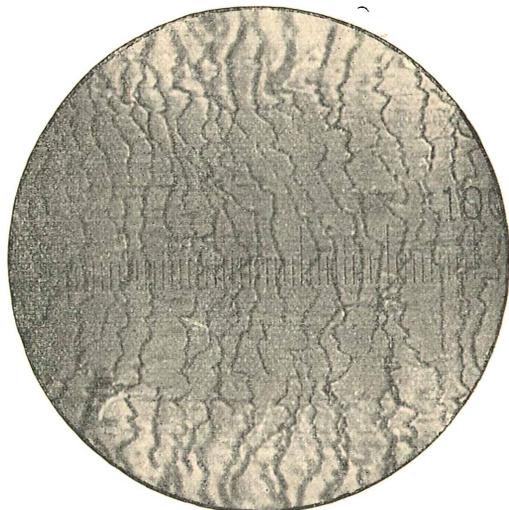


Abb. 3. Epidermisschicht einer Schweinsvorste mit einer Maßstabteilung, deren Vergrößerung Mikromillimeter anzeigt. Aufgenommen mit Zeiß-Achromat D und Suggenschem Okular 3; Präparat in Luft liegend; Einstellung auf die oberen Teile der Vorste; mächtig schiefe Beleuchtung. Nach den Untersuchungen von L. J. Ganauf ist die Zahl der auf der Längeneinheit des Haares nebeneinander liegenden Epidermiszellen für jede Tierart bis zu einem gewissen Grade beständig und daher diagnostisch von Interesse. Der in unferm Bilde sichtbare Maßstab umfaßt gerade 100  $\mu$ , so daß sich die Aufgabe auf eine Zählung der von der Teilung gebildeten Oberhautschuppen beschränkt; 20 Schuppen auf 100  $\mu$ . Vergr. 578 mal.

photographischen Platte. Auf dem Diapositiv tritt die bezifferte Teilung tiefschwarz hervor. Ob das Diapositiv eine Vergrößerung oder Verkleinerung der Originalaufnahme darstellt, ist natürlich völlig einerlei, da der Maßstab stets im gleichen Sinne verändert wird.

Bei der Benutzung dieses Okulars muß allerdings für jedes zu mikrophotographischen Aufnahmen bestimmte Objektiv eine besondere Teilung auf einem in das Okular einschickbaren Glasplättchen angefertigt werden, die 10 Mk. kostet. Im ersten Augenblick scheint die hierdurch bedingte Ausgabe recht beträchtlich zu sein, um so mehr, als das Projektionsokular allein schon ziemlich teuer ist (Preis 52 Mk.). Indessen ist zu berücksichtigen, daß der erfahrene Mikrophotograph bei seinen Arbeiten doch nur eine verhältnismäßig ge-



Abb. 4. Querschnitt eines jungen Flachstengels (Zone des Hypophysis), der von einem schwarzen Leinwandsestengel (Cuscuta epilinum W.) umgeben ist; mit einer gewöhnlichen Okularmikrometerteilung. Der gefährlichste Schädlings der Flachspflanze, die Weinfeld, dringt als Schwarzer mittels besonderer Saugwarzen (Saugforten) in das Innere des Flachstengels ein und entzieht ihm die zur Ernährung erforderlichen mineralischen und organischen Nährstoffe. Auf dem Bilde sind deutlich 3 Saugwarzen zu erkennen. Der Teilwert des Maßstabs beträgt nach vorhergegangener Auswertung mit einem Objektmikrometer 25  $\mu$ . Mit diesem Werte ist demnach bei einer speziellen Messung die Zahl der abgelesenen Teilstriche zu vervielfältigen, um die wahre Größe in  $\mu$  zu erhalten. Man beachte, daß infolge der zelligen Struktur des Präparats die Teilung des Maßstabs nur schwer zu erkennen ist. Vergr. 22 mal.

ringe Zahl von im Laufe der Zeit als besonders brauchbar erkannten Objektiven benutzt; zudem ist sein Arbeitsgebiet wohl immer so beschränkt, daß er unter allen Umständen mit 2–3 Objektiven auslangt. Das Projektionsokular als solches scheidet in diesem Falle bei der Kostenbetrachtung aus, da es ohnehin in der Hand eines jeden Mikrophotographen sein muß, der an die Beschaffenheit seiner Bilder einen kritischen Maßstab anlegen will. Ich habe bei verschiedenen Gelegenheiten vom P.aggesehen Okular Gebrauch gemacht und kann seine Benutzung warm empfehlen. Die Abbildungen 1 und 2 sind mit seiner Hilfe aufgenommen.

Da die Projektionsokulare 2 und 4 nur in Verbindung mit den teureren Achromaten wirklich befriedigende Ergebnisse liefern, dürfte es angezeigt sein, darauf hinzuweisen, daß die Feiswerke in Jena auch für die Huygenssche Okulare mit verschiebbarer Augenlinse analog geteilte P.ättchen liefern, die nach Art der gewöhnlichen Mikrometerplättchen auf die Blende der betreffenden Okulare gelegt werden (Abb. 3). Die mangelnde Verschiebbarkeit des P.ättchens ist allerdings ein kleiner Nachteil gegenüber der P.aggesehen Einrichtung, die den Maßstab an jede beliebige, am wenigsten störende Stelle des Gesichtsfeldes zu bringen gestattet. Diese Unbequemlichkeit, die sich übrigens durch geringfügige Änderungen im äußeren Bau der Okulare leicht be-

seitigen ließe, fällt indessen nicht besonders ins Gewicht.<sup>1)</sup>

Die gewöhnlichen Mikrometer mit willkürlicher Skala gestatten wohl auch die gleichzeitige Aufnahme von Maßstab und Präparat (vorausgesetzt, daß die Okularlinse verschiebbar angeordnet ist), indessen ist ihre Benutzung nicht sonderlich zu empfehlen. Der Teilwert des Maßstabes stellt nämlich fast immer eine Dezimalzahl dar, die lästige Umrechnungen, zu denen der Beschauer von Lichtbildern erfahrungsgemäß am wenigsten neigt, erforderlich macht (Abb. 4). Zudem ist auch zu berücksichtigen, daß die Teilung des Maßstabes auf Bildern, die bei gleichem Kameraauszug, aber mit verschiedenen Objektiven, also in gänzlich verschiedener Vergrößerung, aufgenommen sind, immer in der gleichen Größe erscheint, so daß der Beschauer über die Vergrößerung der dargestellten Objekte fast immer stark getäuscht wird.

Die gewöhnliche und die P.aggesehe Mikrometerteilung können in einzelnen Fällen versagen, z. B. dann, wenn das Präparat ein Gewirr von dunklen Linien oder Streifen darstellt, die das Erkennen der feinen Maßstablinien außerordentlich erschweren, wenn nicht ganz unmöglich

<sup>1)</sup> Die Firma Himmler in Berlin führt z. B. in ihrem neuesten Katalog ein Mikrometerokular, das eine leichte Verschiebung des Mikrometerplättchens mit der Hand gestattet. Diese durchaus nicht neue Einrichtung ist ganz praktisch, da sie in einfacher Weise die Ausrichtung des Maßstabes aus dem Gesichtsfeld gestattet, was auch bei manchen subjektiven Beobachtungen willkommen sein dürfte.



Abb. 5. Granitdioritophyr (Dünnschliff) mit Gebhardt'scher Mikrometerteilung. In einer glasigen Grundmasse mit ausgezeichnetem „Flußstruktur“ sind Feldspat und Quarz als helle Teile sichtbar; daneben erblickt man dunklen Marmor. Mit Rücksicht auf die vielen dunklen Riten des Präparats wurde an Stelle der gewöhnlichen Mikrometerteilung die von Gebhardt vorgeschlagene gewählt. Nach vorhergegangener Auswertung mit einem Objektmikrometer beträgt die Länge der Diagonale eines Quadrates 80  $\mu$  (Teilwert). Die im Bilde eingezeichneten fenestrischen Striche gehören einer feinkörnigen Winkelmeßteilung an; für den im Bilde dargestellten Fall sind sie belanglos. Vergr. 19 mal.

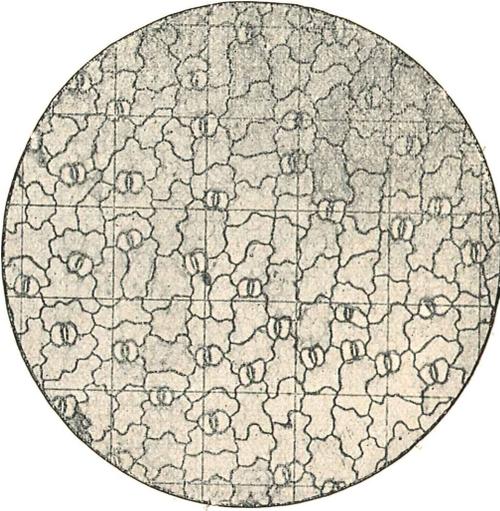


Abb. 6. Blattoberhaut des Kaktus mit quadratischer Teilung eines feinsten Nehmikrometers. Die wellta begrenzten, von zahlreichen Spaltöffnungen durchsetzten Oberhautzellen lassen an vielen Stellen die Verteilung des Protoplasmas im Zellinnern sehr gut erkennen. Färbung mit Phenolframin. Die Netzteilung gestattet u. a. die bequeme Zählung der innerhalb des Gesichtsfeldes befindlichen Spaltöffnungen. Vergr. 88 mal.

machen (Gesteinschliffe, Oberhäute von Stengeln und Blättern, Oberflächenstrukturen von Papieren usw.) (vgl. Abb. 4). Auch bei Aufnahmen in auffallendem Licht, die bei Metallprüfungen die Regel sind, ist die Teilung im Bilde nur sehr schwer wiederzufinden. In solchen Fällen empfiehlt es sich, die gewöhnliche Mikrometerteilung

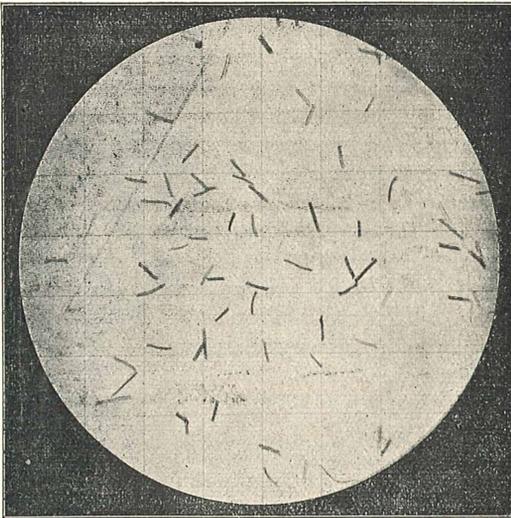


Abb. 7. Mercerisierte Baumwolle (kurze Faserabschnitte aus einem Zwirn) mit Nehmikrometerteilung. Zur annähernden Feststellung der „Nummer“ eines Gespinnstes läßt sich im Notfall, d. h. sofern nur wenig Untersuchungsmaterial vorliegt, das Mikroskop heranziehen. Die Berechnung der Nummer erfolgt unter Zugrundelegung der ermittelten Zahl der im Faden nebeneinander liegenden Einzel Fasern. Die Zählung wird bei Benutzung eines Nehmikrometers wesentlich erleichtert.

durch die von Gebhardt vorgeschlagene zu ersetzen, die aus einer Anzahl kleiner, auf die Spitze gestellter und nebeneinander gereihter gleichgroßer Quadrate von tiefschwarzer Färbung besteht (vgl. Abb. 5). Die Diagonale eines Quadrats, die für die Messung maßgebend ist (Teilwert), muß vorher mit Hilfe eines gewöhnlichen Objektmikrometers genau ausgewertet werden. Wer zahlreiche Aufnahmen dieser Art auszuführen hat, wird sich zweckmäßig ein Plaggesehes Projektionsokular mit Gebhardtscher Teilung einrichten lassen, um so die lästigen Umrechnungen zu umgehen.

Jenen Mikroskopikern, die aus irgendwelchen Gründen nicht in der Lage sind, ein Plaggesehes Okular oder die entsprechenden Teilungen für Huygenssche Okulare zu benutzen, sei die nachstehende Methode empfohlen, die allerdings, wie

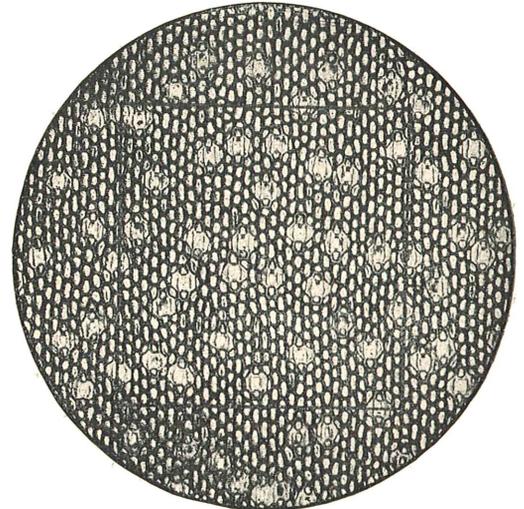


Abb. 8. Blattoberhaut von *Agave americana* var. *sisalana* mit eingezeichnetem Quadrat, das genau 1 mm wirklicher Größe entspricht. Die Zahl der innerhalb des Quadrats befindlichen Spaltöffnungen beträgt rund 30. Berücksichtigt man, daß ein ausgewachsenes Agavenblatt eine mehrere Tausend Quadratmeter umfassende Oberfläche aufweist, so gelangt man in der Gesamtzahl der für den Gasaustausch so wichtigen Spaltöffnungen zu einem außerordentlich hohen Werte. Vergr. 38 mal.

ich gleich betonen will, nur einen Notbehelf darstellt. Auf einem Stück glasclaren Zelluloid oder auf der Schichtseite einer vollständig ausgefärbten und getrockneten photographischen Platte wird eine der Vergrößerung des betreffenden Mikrophotogrammes entsprechende Maßstabteilung mit Tusche und Zeichensfeder ausgeführt (sorgfältig!) und beziffert. Es genügt völlig, wenn die Skala bei mäßig starken Vergrößerungen ungefähr 200  $\mu$  umfaßt. Bei 100facher Vergrößerung entspräche z. B. der Teilwert eines gewöhnlichen Millimetermaßstabs gerade 10  $\mu$  und die Länge der Skala wäre auf 2 cm zu bemessen. Bei der Herstellung des Diapositivs ist eine sog. Reproduktionskamera zu verwenden. Hierbei ist die Maßstabseite der Glasplatte oder des Films auf die Schichtseite des Negativs zu legen. Bei der Verwendung von Films ist noch eine saubere Glasplatte als Schutzscheibe einzuschalten, damit die Teilung dem Nega-

tiv glatt anliegt. Auf dem Diapositiv erscheint die Teilung völlig glasklar; sie kann, wie die Erfahrung lehrt, auch auf dem hellen Untergrund des mikroskopischen Bildfeldes, der auf der Diapositivplatte immer etwas schleierig erscheint, gut wahrgenommen werden.

An Stelle der Mikrometerteilung kann in einzelnen Fällen die Aufnahme eines Mikrometers recht nützlich sein, insbesondere dann, wenn zahlreiche, im Gesichtsfeld zerstreut liegende Teile gezählt werden sollen (z. B. Spaltöffnungen in Pflanzenoberhäuten, Kristalle usw.). Zur Erläuterung des Zählungsvorgangs und für verschiedene andere Fälle erweisen sich derart hergestellte Bilder als sehr praktisch (vgl. Abb. 6 und 7).

Zu einzelnen Fällen kann es auch angezeigt sein, auf dem Diapositiv ein Quadrat mit Aufgabeln einzuzichnen. Bei schwachen Vergrößerungen ist die zu begrenzende Fläche so zu wählen, daß sie in Wirklichkeit genau 1 mm entspricht (vgl. Abb. 8). Bei 50facher Vergrößerung wäre demnach ein Quadrat von 5 cm Seitenlänge einzuzichnen. Selbstverständlich kann man die gleiche Maßnahme auch bei mittleren und starken Vergrößerungen vornehmen, nur ist dann die zu begrenzende Fläche erheblich kleiner zu wählen. Solche scheinbar nebensächlichen Hilfsmittel sind für den Unterrichtsbetrieb sehr wertvoll, weil sie imstande sind, das Verständnis des Vortrags erheblich zu fördern.

## Über die Kultur von Algen.

Fortsetzung v. S. 164.

Von Prof. Dr. W. Migula.

### 4. Die Zyanophyceen.

Die Spaltalgen (Zyanophyceen, Schizophyceen)<sup>1)</sup> lassen sich zum größten Teil ganz gut kultivieren oder doch wenigstens lange Zeit am Leben erhalten, womit man in den meisten Fällen zufrieden sein wird, da ja so interessante Fortpflanzungserscheinungen, wie bei den Grünalgen, hier nicht zu beobachten sind. Aber die Bedingungen, unter denen die Spaltalgen leben, sind sehr verschieden; ein Teil kommt in reinen Gebirgsbächen an Felsen, die von Wasser befeuchtet sind, und in Wasserfällen selbst vor, und von diesen gilt das, was eingangs ganz allgemein von Algen solcher Standorte gesagt wurde, sie lassen sich sehr schwer in Kultur erhalten, zumal sie oft schon abgestorben sind, wenn man sie nach Hause bringt. Man kann nur dann auf Erfolg rechnen, wenn man sie direkt unter den Hahn der Wasserleitung bringen und das Wasser fortwährend darüber strömen lassen kann. Sie müssen dann natürlich an Felsen oder Holz usw. festigen, um nicht fortgespült zu werden, oder man muß sie künstlich befestigen, was aber auf die Dauer fast niemals gelingen will. Man muß deshalb auch schon beim Einsammeln solcher Algen hierauf Rücksicht nehmen und sie womöglich mit dem Stein oder Felsstück oder Holzteil, voran sie sitzen, einsammeln. Sie werden am besten nicht in Wasser gebracht, sondern locker in angefeuchtetes Filzpapier eingeschlagen; so halten sie sich nach meinen Erfahrungen bedeu-

tend länger lebend, als wenn sie mit Wasser in ein Gefäß kommen.

Eine andere Gruppe von Spaltalgen lebt in den Hochmooren unserer Gebirge; sie sind besonders leicht zu kultivieren, wenn man ihnen die Lebensbedingungen möglichst ähnlich denen an ihrem natürlichen Standort gestaltet. Man nimmt am besten neben den Algen eine beträchtliche Menge von dem Moorwasser nebst den moorigen Bodenbestandteilen der Torflöcher mit nach Hause und richtet ihnen hier ein Hochmoor im kleinen in einer der oben besprochenen Gläsern ein. Zuerst wird die Moorerde in die Schale gebracht und etwas festgedrückt, dann kommt das Moorwasser hinzu und schließlich, wenn sich der kleine Tümpel etwas geklärt hat, bringt man die Algen hinein. Ich habe auf diese Weise *Chroococcus turgidus* und *Hapalosiphon frontinalis* von den Reinerzer Seefeldern in Schlesien über 20 Jahre am Leben erhalten und zur Weiterentwicklung gebracht, so daß ich von einer ursprünglich sehr geringen Algenmenge jedes Jahr reichlich Material für mikroskopische Kurse verwenden konnte. Aber einen Feind haben alle diese Hochmooralgen — den Kalk. Kalkhaltiges Leitungswasser darf man nicht zum Ansetzen der Kulturen oder zum Erfaß des verdunsteten Wassers verwenden, sonst gehen die Algen bald ein. Am besten ist Regenwasser oder selbst destilliertes Wasser, wenn es zum Erfaß des verdunsteten in ganz geringen Mengen zugefügt wird, so daß kein zu großer Unterschied in der Konzentration entsteht.

Eine dritte Gruppe von Zyanophyceen bewohnt, wie die grünen Algen, Teiche und Seen, tote Flußarme und ähnliche Gewässer; sie lassen sich ohne besondere Vorkehrungen in den großen

<sup>1)</sup> Wer sich mit der Kultur von Spaltalgen zu beschäftigen gedenkt, findet in der von Prof. Dr. Migula bearbeiteten „Mikrokosmos“-Buchbeilage „Die Spaltalgen“ (gef. M 2.—, geb. M 2.80) eine ausgezeichnete Anleitung zum Bestimmen, Sammeln und Präparieren der einzelnen Arten.  
Num. d. Schriftl.

Aquarien ziehen, oder, wenn man sie für sich gesondert züchten will, auch in den kleineren Glaschalen. Auch hier wird man meist kalkhaltiges Leitungswasser vermeiden müssen und weiches Fluß- oder Seewasser zur Kultur verwenden, unter Umständen wird man zuweilen mit Vorteil eine verdünnte Knospische Nährlösung anwenden.

Die Knospische Nährlösung, von der im Folgenden noch öfter die Rede sein wird, hat folgende Zusammensetzung:

- I 80 ccm Wasser (destilliert),  
 1 g phosphorsaures Kali,  
 1 g salpetersaures Kali,  
 1 g schwefelsaure Magnesia.  
 II 20 ccm Wasser (destilliert),  
 4 g salpetersaurer Kalk.

Man löst I und II für sich und mischt erst nach vollständiger Lösung beide Flüssigkeiten. Diese Knospische Nährlösung enthält also rund 7% Salze; man verwendet aber meist nur Lösungen von 0,2—0,5% Salzgehalt, wird also die obige konzentrierte Lösung mit der 14—35fachen Menge Wasser (und zwar mit gewöhnlichem Bach- oder Seewasser) verdünnen. Will man sich einen Vorrat von der konzentrierten Knospischen Nährlösung herstellen, was empfehlenswert ist, wenn man öfter mit Algenkulturen zu tun hat, so ist es am besten, die beiden Lösungen I und II getrennt zu halten und erst vor Gebrauch entsprechende Mengen von beiden zu mischen. Auch tut man gut, die Lösungen zu sterilisieren, etwa in der Weise, daß man sie in mit Watte verschlossenen Kochflaschen hält und jedesmal nach dem Öffnen einmal kurz aufkocht.

Eine vierte Gruppe von Spaltalgen endlich bewohnt unreine Gewässer, Gräben, welche reichliche organische Stoffe enthalten, Abwässer aus Fabriken oder städtischen Kanälen leiten; auch in den reichlich organische Stoffe enthaltenden Dorfteichen, besonders an deren schlammigen Rändern, in den Pfügen auf Gänseweiden usw., sind diese Formen der Spaltalgen anzu-

treffen, namentlich Oszillatorien. Auch sie lassen sich gewöhnlich ohne besondere Schwierigkeiten kultivieren.

In Teichen oder Tümpeln steigen die zyanophyzeenhaltigen Schlamm Massen bei Sonnenschein als schaumige Klumpen vom Boden auf und lassen sich leicht mit einem Netz einfangen. Man bringt sie am besten mit Wasser aus demselben Teiche in einen tiefen Porzellanteller, den man mit einer Glasplatte bedeckt. In solchen Gefäßen, vor zu grellem Licht bewahrt, kann man die meisten dieser Spaltalgen sehr lange Zeit am Leben erhalten und beobachten, auch unter Umständen zur Vermehrung bringen. Gewöhnlich kriechen die Oszillarienfäden bald aus dem Schlammklumpen hervor und überziehen den Porzellanteller mit einem zarten Gespinnst; man bekommt so auch reinere Präparate, als aus den Schlamm Massen selber.

Manche Spaltalgen entwickeln sich besonders gut, wenn man der Nährflüssigkeit etwas Kaliumdiphosphat (0,2 g pro Liter) zusetzt und Spuren organischer Substanz, z. B. etwas Traubenzucker, zufügt. Selbst auf festen Nährböden, Kieselgallerte und ausgelaugtem Agar-Agar unter Zusatz von Kaliumdiphosphat, sind schon Spaltalgen gezogen worden, doch ist das Wachstum in Flüssigkeiten jedenfalls besser und sicherer, denn die Agarkulturen lassen sehr oft im Stich, ich habe jedenfalls nur selten einmal wirklich zufriedenstellende Resultate damit gehabt.

Gerade bei den Zyanophyzeen wird es einem nicht selten vorkommen, daß es nicht recht gelingen will, eine in Kultur genommene Art richtig zur Entwicklung zu bringen oder überhaupt nur am Leben zu erhalten. Einmal fehlen uns bei dieser Algengruppe mehr wie bei jeder anderen noch Einzelerfahrungen über die Kultur dieser oder jener Art, dann aber scheint es auch überhaupt hier noch manche Schwierigkeiten zu geben, die wir noch nicht entdecken konnten. Deshalb wären Kulturversuche mit Zyanophyzeen auch vom rein wissenschaftlichen Standpunkte sehr erwünscht.

## Praktikum der Parasitenkunde. I.

### Eine Anleitung zum Studium der häufigsten Parasiten.

Fortsetzung v. S. 167.

Von Dr. C. W. Schmidt.

Mit zahlreichen Abbildungen.

#### 7. Spirochäten.

Die Spirochäten sind am besten den Trypanosomen anzureihen, mit denen sie sich am ehesten in Verbindung setzen lassen. Manche Formen weisen in ihren Kernverhältnissen allerdings auch

einige Ähnlichkeit mit Bakterien auf, so daß einige Forscher die Spirochäten als ein Zwischenglied zwischen Bakterien und Flagellaten auffassen.

Jedenfalls sind die Spirochäten, die saprophytisch und parasitisch leben, aber echte tierische

Organismen; das geht aus der starken Metabolie des Körpers ohne weiteres hervor. Typisch ist für sie der zu einem Kernstab ausgezogene oder in einzelne Stücke (Chromidien) aufgelöste Kern. Oft ist eine unbulbire Membran vorhanden, die auf die nahe Verwandtschaft mit den Trypanosomen hinweist. Die Untersuchung dieses Gebildes ist wegen der außerordentlich geringen Größe der Spirochäten recht schwierig. Die Vermehrungsform ist die typische Längsteilung der Flagellaten.

**Technik der Untersuchung.** Das Material wird in einem kleinen Tropfen physiologischer Kochsalzlösung lebend untersucht. Das Deckglas muß luftdicht mit Wachs umrandet werden, da die Spirochäten anaerob sind, d. h. Sauerstoff nicht vertragen können. Deutlicher als bei durchscheinendem Licht treten die Formen (namentlich *Sp. pallida*) in Dunkelstrobeleuchtung hervor.

Zur Herstellung von Dauerpräparaten macht man dünne Ausstriche nach der auf S. 164 angegebenen Methode. Fixiert werden die Präparate in absolutem Alkohol oder in Osmiumdämpfen.

Zur Färbung bedient man sich der Giemsa-Lösung; die Methode ist die gleiche, wie wir sie bei den Trypanosomen angewandt haben. Die Parasiten erscheinen blau bis rötlich. Um die Geißeln deutlich zu machen, benutzt man die für Bakterien übliche Geißelfärbung nach Löffler.

Zur raschen Erkennung und leichten Darstellung gut geeignet sind die Negativverfahren. Bei ihnen wird die Umgebung der lebenden Untersuchungsobjekte verdunkelt, so daß die Parasiten hell auf schwarzem Untergrunde erscheinen. Gute Ergebnisse erzielt man mit der *Errera-Burrischen* Tuschemethode.<sup>1)</sup> Man benützt chemisch reine (auch sterile) chinesische Tusche, von der man einen Tropfen mit einem Tropfen der Spirochätenhaltigen Flüssigkeit vermengt, um die Mischung in der üblichen Weise auszustreichen. Event. muß die Tusche ein wenig mit Wasser verdünnt werden. An Stelle von Tusche kann man auch kolloidale Lösungen von Metallen anwenden, etwa Collargol, dessen Benutzung von Nitsche empfohlen wird.

In Organen werden die Spirochäten auf dünnen Mikrotomschnitten nach der Methode von *Levaditi* untersucht:

Fixierung der in kleine Scheiben geschnittenen Organe in etwa 50%igen Formol, auswaschen, überführen in 96%igen Alkohol. Danach längere Zeit in frischem Wasser auswaschen. Die gut ausgewaschenen Stücke dann in folgender Lösung (nicht haltbar!) imprägnieren:

9 Teile 1%ige Silbernitratlösung,  
1 Teil Pyridin.

Die Lösung wird in einer dunklen, luftdicht schließenden Flasche verwendet. Die Organstücke bleiben etwa drei Stunden bei gewöhnlicher Temperatur, darauf noch ebenso lange im Thermostaten bei 50° darin, werden kurz in 10%iger Pyridinlösung abgespült und in folgendem Gemisch reduziert:

<sup>1)</sup> Eine eingehende Darstellung des Tuscheverfahrens findet sich in dem Aufsatz „Die Bakterienflora des menschlichen Zahnbelags“ auf S. 1 bis 5 des VI. „Mikrokosmos“-Jahrgangs.

9 Teile 4%ige Pyrogallollösung,  
1 Teil 10%iges Azeton.

Zu fünf Teilen dieses Gemisches setzt man noch 1 Teil Pyridin zu.

Die Objekte werden durch die steigende Alkoholreihe in Äthyl übergeführt, in Paraffin eingebettet und mit dem Mikrotom geschnitten (5 µ). Die Spirochäten erscheinen schwarz im gelblich-braunen Gewebe.

*Sp. balbianii* (Certes).

Diese Form eignet sich wegen der verhältnismäßig bedeutenden Größe (vgl. Abb. 7A) recht gut zur Untersuchung. Sie kommt in der Muschel (*Ostrea edulis*) vor, und zwar hauptsächlich im Kristallstiel des Magens. *Sp. balbianii* ist etwas abgeplattet und schachspiralig gebaut. Jedoch wechselt die Form beträchtlich, ja sogar die Zahl der Windungen, da das Tier sehr viel elastische Elemente im Körper enthält. Die Muschelspirochäten besitzt einen deutlichen Randfaden, der in einer Verdickung, dem Basalkörper oder Blepharoplast der Trypanosomen entsprechend, endigt. Der Kern ist bandförmig ausgezogen und tritt nur vor der Teilung zu einem dichteren Kernstab zusammen. Die Teilung ist die typische Längsteilung der Flagellaten.

Um das Tier zu bekommen, trennen wir mit einem Skalpell die dicken Schließmuskeln einer Muschel durch, klappen die Schalen weit auseinander, eröffnen den Magen und kratzen mit einer Platinöse etwas Belag heraus. Wir werden fast immer reichliches Material vorfinden.

#### Mundspirochäten.

Im Zahnbelag des Menschen finden sich stets zwei Arten von Spirochäten, eine größere, *Sp. buccalis* (Cohn), und eine kleinere, *Sp. dentium* (Koch).

*Sp. buccalis* (Abb. 7B) wird bis ungefähr 20 µ lang; die Form der einzelnen Tiere ist recht verschieden, auch wechselt die Zahl der Windungen. Feinere Strukturen sind nur sehr schwer zu sehen. Als Färbungsmittel sind die Lösungen von Löffler und Giemsa zu empfehlen.

*Sp. dentium* (Abb. 7C) wird nur halb so groß wie *Sp. buccalis*; die Untersuchung ist also noch schwieriger. Außer durch die geringere Länge läßt sich *Sp. dentium* noch durch die ständige Form der Windungen, die auch bei der drehenden Bewegung regelmäßig bleiben, unterscheiden. Die Fortpflanzung geschieht durch Längsteilung. Dabei bleiben die Individuen noch einige Zeit durch den Periplastfaden (sog. V-förmige Stadien) verbunden und täuschen Querteilungen vor.

Untersuchungsmaterial erlangt man durch Abkratzen des Zahnbelags mit einer Platinöse. Man verfährt in derselben Weise wie bei der Untersuchung der Mundamöben (s. S. 119). Bemerkenswert sei, daß man mit dem Tuscheverfahren besonders hübsche Präparate erzielen kann.

#### Darmspirochäten.

Darmspirochäten finden sich fast in jedem Stuhl vor, werden aber bei Diarrhöe angereichert. *Le Dantec* beschreibt aus Südfrankreich eine Spirochätenruhr; die schleimigen Stühle bestanden fast ganz aus Spirochätengewebe. Ebenso finden sich in tierischen Fäkalien mitunter Spirochäten.

*Sp. pallida* (Schaudinn).

*Sp. pallida*, die Erregerin der Sphylis, wurde 1905 von Schaudinn entdeckt. Der Liebhaber mikro-

stopfer wird allerdings nur selten Gelegenheit haben, Präparate von ihr anzufertigen; bei der pathogenen Wichtigkeit der Form dürfen wir sie aber trotzdem nicht übergehen.

Sp. pallida ist Sp. dentium ziemlich ähnlich, nur etwas länger. Man gewinnt sie aus Primäraffekten oder Drüsen durch Kratzen und Punktion. Der Nachweis geschieht am besten im Dunkelfeld. Um Präparate herzustellen, verwendet man das

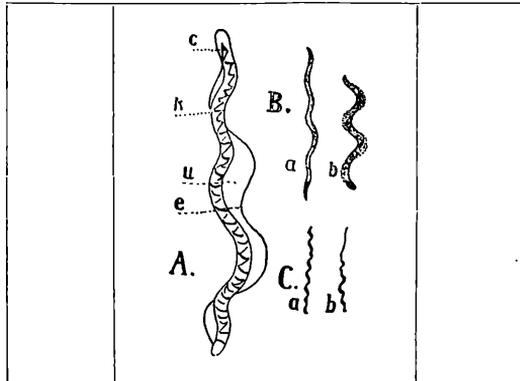


Abb. 7. A. *Spirochaeta babianii*, schematisch; c Zentrosoma, k Kernband, u undulierende Membran, e deren Randfäden. — B. *Sp. buccalis*; b mit undulierender Membran; Vergr. 2500 mal. — C. *Sp. dentium*; b mit getüpfeltem Periplast; Vergr. 2500 mal. (A nach Ferrin, B u. C nach Hartmann.)

Zuscheverfahren; Ausstriche werden mit Giemsa gefärbt. Schaudinn wässerte die Ausstriche nach dem Trocknen etwa  $\frac{1}{2}$  Stunde und ließ sie schräggestellt trocknen. Dadurch wird das die Färbung beeinflussende Serum ausgewaschen. Bei Schnittpräparaten wird vorteilhaft die von Levaditi angegebene Ver Silberverfärbungsmethode (s. oben) angewendet. Von Reye wurde dieses Verfahren folgendermaßen modifiziert:

Kleine Gewebstücke kommen in den Paraffin-schrank bei  $57^{\circ}$ . Sie werden behandelt mit

1. 10%igem Formol 10 Minuten,
2. 96%igem Alkohol  $\frac{1}{2}$  Stunde,
3. dest. Wasser 10 Minuten,
4. 1,5%igem Silbernitrat  $\frac{3}{4}$  Stunden,
5. Phyrgallussäure 3,0 ccm, 10%iges Formol 5 ccm, aufgefüllt mit dest. Wasser zu 100 ccm  $\frac{3}{4}$  Stunden,
6. 96%igem Alkohol 20 Minuten,
7. Azeton 20 Minuten,
8. Paraffin 1 Stunde.

Die Spirochäten erscheinen in den Schnitten dunkel auf hellerem Untergrunde.

### 8. Kokzidien.

Die Kokzidien sind weitverbreitete Zellparasiten, die namentlich in den Epithelien von Wirbeltieren vorkommen. Da sie oft das Darmepithel gänzlich zerstören, sind sie von großer pathogener Bedeutung. Der Entwicklungsengang setzt sich zusammen aus einer Schizogonie, die in einer ungeschlechtlichen multiplen Teilung zum Zwecke der Autoinfektion besteht, und einer Sporogonie, die nach der Befruchtung in den Zoogysten stattfindet.

Wir untersuchen zunächst *Eimeria stiedae* (Lindem.), ein Dünndarm- und Leber des Kaninchens behohnendes Kokzidium. Es ist der Erreger der Kokzidiose der Kaninchen und der roten Ruhr

der Rinder. Infizierte Kaninchen sind recht häufig, und man findet die Zysten sehr leicht im Stuhle vor. Die Schizogonie und die geschlechtliche Vermehrung bekommt man dagegen nur schwer zu Gesicht. Hat man zufällig Material zur Hand, so macht man Ausstriche oder fixiert die in kleine Stücke geschnittenen Organe in heißem Sublimat-Alkohol. Als Färbemittel werden besonders Grenachers und Heidenhains Hämatoxylin empfohlen. Die Farblösung soll möglichst verdünnt angewendet werden.

Gleichfalls leicht zugänglich ist *Eimeria schubergi* (Schaudinn), die im Darm des Tausendfüßes *Lithobius forficatus* schmarozt. Man hält diese Tiere nach Schaudinn am besten in Glasschalen, deren Boden mit feuchtem Fließpapier ausgelegt ist. Als Futter benötigt man Mehlwürmer. Die Zysten finden sich im Kot. Zur Infektion werden sie mit Mehlwurmfleisch vermischt, das man mit Hilfe einer Nadel verfüttert. Zur Untersuchung der einzelnen Stadien wird der Darmkanal, nachdem Kopf und hintere Segmente des *Lithobius* abgetrennt worden sind, mit einer feinen Pinzette herausgezogen, auf einem Objektträger aufgeschnitten und der Inhalt ausgebreitet. Fixierung und Färbung nach der auf S. 119 für Amöben angegebenen Methode. Empfohlen wird, mit verdünntem Hämatoxylin nach Grenacher zu färben.

### 9. Gregarinen.

Da die Gregarinen, die fast ausschließlich in Wirbellosen schmarozen und keine pathogene Bedeutung besitzen, auch dem Laien sehr leicht zugänglich sind und manche Fortpflanzungsstadien recht gut beobachten lassen, sollen sie etwas eingehender behandelt werden.

Die Gregarinen sind zum Teil ziemlich groß und deshalb leicht zu untersuchen. Sie sind von einer vom Cytoplasma ausgeschiedenen, meist

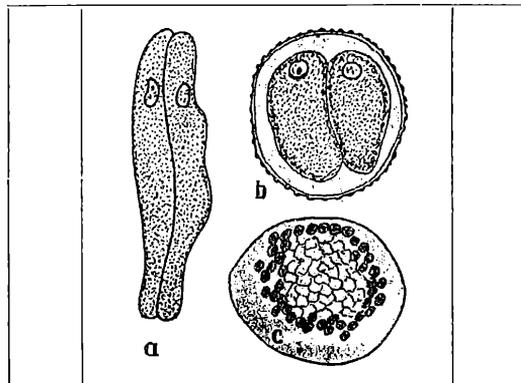


Abb. 8. *Monocystis* aus Regenwurm; a zwei längsförmig verschmolzene Zygoblasten; b Zyste; c Gametenbildung.

doppelt konturierten Kutikula umgeben, die bei kleinen Gregarinen noch wenig ausgebildet ist; insollgedessen ist hier eine gewisse Metabolie des Körpers möglich.

Der langgestreckte Körper der Gregarinen, die in Mono- und Polyzysten eingeteilt werden, läßt mehrere scharf gegeneinander abgesetzte Abschnitte deutlich erkennen. Vorn liegt der Protomerit, an ihn anschließend nach hinten der größere Deuto-

merit, der den Kern enthält. Zwischen beiden liegt als Scheidewand eine Ektoplasmalamelle. Oft sieht am Protomerit als vorderes Glied noch der Epimerit, der als Organellen Zähne und Widerhaken (Klammervorrichtungen) trägt.

Das Ektoplasma ist hyalin und scharf gegen das Entoplasma abgegrenzt. Zwischen beiden finden sich als Organellen fibrilläre Muskelfasern. Das Entoplasma enthält zahlreiche Körnchen aus Paraglykogen. In ihm liegt der große, bläschenförmige Kern.

Die Ortsveränderung geschieht durch Gleiten auf dem Substrat, jedenfalls vermittelt eines Gallertfilms.

Wir untersuchen *Monocystis spec.* (Abb. 8), eine in den Samenblasen des Regenwurms sehr häufig vorkommende Form. Um sie zu gewinnen, betäubt man den Wurm mit Chloroform und schneidet ihn auf der Rückenseite auf. Die Seitenwände der Hautdecke werden mit einem feinen Skalpell von den Dissepimenten losgetrennt und im Wachsbecken festgesteckt. Die Samenblasen liegen im 10. bis 12. Segment als paarige, gelblich gefärbte Blasen. Sie enthalten fast immer zahlreiche Gregarinen (namentlich im Sommer), allerdings in den meisten Fällen in enzymiertem Zustand. Man öffnet die Samenblasen mit einer feinen Nadel und drückt den Inhalt auf ein Deckglas aus.

Zur Herstellung von Dauerpräparaten macht man Ausstriche oder besser Schnitte durch die Samenblasen bezw. durch die ganzen Segmente des Regenwurmes. Als Färbemittel eignen sich die bekannten Doppelfärbungen. Ich wende Hämatoxylin in Verbindung mit Eosin, Nigrosin und Boraxfarmin an.

Die Monozysten haben einen einheitlichen Körperbau, sind langgestreckt und schmal und besitzen im vorderen Drittel einen bläschenförmigen Kern. Freie Formen sind verhältnismäßig selten. In den Zysten lassen sich die sexuellen Vorgänge sehr gut beobachten.

Als Einleitung zur Zystenbildung verkleben zwei Gregarinen an ihrer Längsseite und scheiden eine Hülle aus, die beide Tiere umschließt (Abb. 8b). Die Tiere runden sich ab und ihr Kern löst sich auf, bis auf ein kleines Stück, das als Geschlechtskern fungiert. Dieser Geschlechtskern teilt sich mitotisch in viele Zellstücke, die an die Oberfläche wandern und sich mit kleinen Plasmamortionen umgeben. In der Mitte bleibt ein großer Restkörper übrig (vgl. Abb. 8c). Je zwei der randlichen Gameten verschmelzen nun innerhalb der Zyste. Die dadurch entstehende Zygote umgibt sich mit einer doppelten Membran, während ihr Inhalt (Sporoblast) in acht Sporozysten zerfällt. Ist dieser Prozeß beendet, so zerpringt die Zyste, die Sporozysten werden frei und rufen neue Infektionen hervor.

Ähnliche Verhältnisse sind bei der zu den Polyzysten gehörenden Gregarine des Mehlwurms zu beobachten. Um diese Form, bei der man deutlich Proto- und Deutomerit unterscheiden kann, zu erhalten, schneidet man einem Mehlwurm den Kopf ab, zieht mit einer feinen Nadel den Darm heraus, quetscht den Inhalt auf einem Deckglas aus, verteilt ihn möglichst fein und fixiert den Ausstrich in heißem Sublimatgemisch. Fast in jedem Mehlwurm finden sich — wenn auch manchmal vereinzelt — Polyzysten vor. Hier kann man auch öfters typische Kettenbildungen beobachten. Färbung und Weiterbehandlung in derselben Art wie bei *Monocystis*.

## Mikroskopische Studien an Meteoriten.

Don Sigmund Schertel.

Mit 26 Abbildungen.

Am 26. April 1803 fielen in der Nähe von Aigle in der Normandie am hellen Tage vor den Augen der auf den Feldern beschäftigten Bauern zahlreiche verschieden große Steine vom Himmel herab. Man schätzte gegen 3000 solcher Meteorite. Dieser Vorfall soll dazu geführt haben, daß endlich die zahlreichen, bis dahin angezeuften Berichte über derartige Erscheinungen von der Gelehrtenwelt als auf Wirklichkeit beruhend angesehen wurden. Schon 1794 hatte der deutsche Physiker Chladni in einer Schrift über eine von Pallas entdeckte (Meteor-)Eisenmasse den Beweis dafür angetreten, daß solche Naturvorgänge nicht in das Reich des Aberglaubens zu verweisen seien, aber auch er fand noch Anfeindung und Verneinung. —

Meteorite sind Massen aus Stein oder Eisen oder aus beiden zugleich, die außerirdischen Ursprung besitzen. Bei vielen wurde das Niederfallen unmittelbar beobachtet; bei anderen, später

aufgefundenen tat die Untersuchung ihres Gefüges, ihrer Zusammenfügung, ihres Aussehens usw. mit Sicherheit dar, daß sie unserer Erdkruste nicht angehören. Die Gemengteile, aus denen die Meteorite bestehen, sind nicht alle zu zahlreich. In den meisten Fällen finden wir Eisen, rein oder in Verbindung mit Nickel, Phosphor (Phosphornickelstein; Schreibersit), Schwefel (Troilit und Magnetkies), Chrom (Chromit) und als Magnetit. Als weitere Bestandteile wurden wahrgenommen: Anorthit, Augit, Bronzit, Graphit, Kohle, Olivin, Plagioklas, Tridymit, Maskelynit und andere Gläser.

Je nach dem Vorhandensein oder dem Vorkommen des einen oder anderen Stoffes teilt man die Meteorite in Klassen ein, jedoch hat sich die Wissenschaft bisher noch nicht auf ein allgemein gültiges Schema geeinigt, so daß die Einteilung bei den verschiedenen Forschern verschieden ist. Ich folge hier der Einteilung

E. Cohens, der nachstehende Hauptgruppen aufgestellt hat:

1. Steinmeteorite, auch Siderite oder Sporadosideres (Eisen in isolierten Körnern) genannt. Die Steinmeteorite enthalten kein oder nur sehr wenig metallisches Eisen (sideres).

Bronzit- und Olivin-Kügelchen (chondros) zusammen, ein Gefüge, das in unseren Felsarten in dieser Weise nicht erscheint und lediglich den Meteoriten zukommt. Ein Charakteristikum der als erstarrte Tropfen aufgefaßten, teilweise große Sprödigkeit besitzenden Chondren ist, daß etwa



Abb. 1. Schmelzrinde des Guftrit-Dünnschliffs mit Anorthitzwillingen. Vergr. etwa 100 fach.

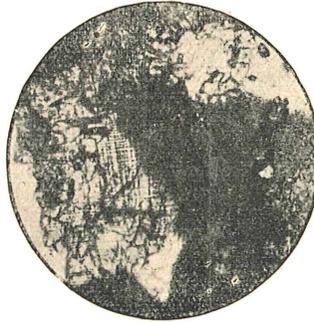


Abb. 2. Maskefignit aus dem Guftrit-Dünnschliff. Vergr. etwa 260 fach.

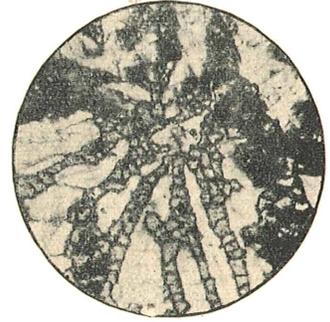


Abb. 3. Seltsame Augitkreifen aus dem Guftrit-Dünnschliff. Vergr. etwa 160 fach.

2. Lithosiderite, auch Mesosiderite, Siderolithe oder Pallasite genannt. Die Lithosiderite enthalten Nichteisen, Magnetkies, Augit, Bronzit, Olivin und Plagioklas; sie stehen in der Mitte zwischen Stein- und Eisenmeteoriten.

3. Eisenmeteorite, auch Holosiderite genannt. Die Eisenmeteorite bestehen im wesentlichen aus Nichteisen.

Die Steinmeteorite, bei denen Körner und Kristalle von Silikaten überwiegen, werden je

vorkommende Faserung stets exzentrisch auftritt, während unsere irdischen sphärolithischen und perlithischen Silikate stets radiale Faserung aufweisen.

Die Chondren sind fast stets in eine braune Glaszschmelze eingelagert.

Die Chondrite enthalten keine oder nur verzelte runde oder polyedrische Chondren.

Der physikalischen und chemischen Prüfung der Meteoriten gefellte Proust im Jahre 1805

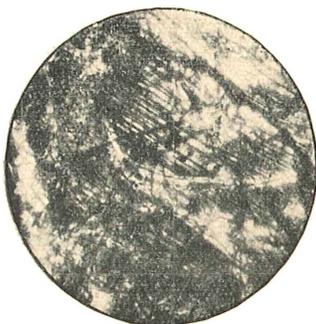


Abb. 4. Schraffiertes Augitorn aus dem Guftrit-Dünnschliff. Vergr. etwa 120 fach.



Abb. 5. Serpentinband aus fanabischem Goocongnetz. Vergr. etwa 60 fach.

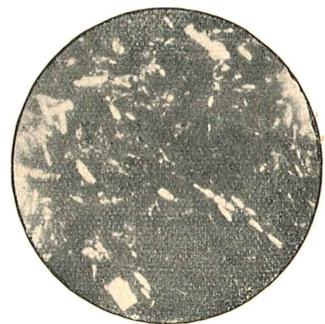


Abb. 6. Augitporphyritpechlein; ophitische Struktur. Vergr. etwa 100 fach.

nach ihrer Zusammensetzung von den verschiedenen Forschern in eine große Anzahl von Klassen eingeteilt. Hier können wir uns damit begnügen, zwei Gruppen zu unterscheiden: die Chondrite und die Achondrite.

Die Chondrite setzen sich aus kleinen, in einer unbestimmbaren staubigen Masse eingebackenen

die Untersuchung durch das Mikroskop zu. Die mikroskopische Gesteinsuntersuchung an Dünnschliffen ist aber viel jüngeren Datums. Der Schotte Sorby und der Berliner Privatgelehrte Dschah machten 1850 bzw. 1852 auf die Wichtigkeit der Herstellung von Dünnschliffen für petrographische Studien aufmerksam, ohne jedoch sonderlichen An-

Klang bei ihren Fachgenossen zu finden. Deicke, Fenzsch und Reibel hatten ebensowenig Erfolg. Noch 1870 meinte Maskelyne, der schon 1863 die Nützlichkeit der Dünnschliffe hervorgehoben hatte, daß dieses Hilfsmittel nur für

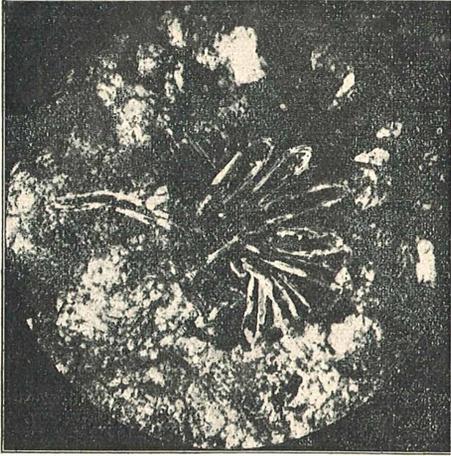


Abb. 7. Dendritische Figur aus dem Dünnschliff eines intermediären Chondriten. Vergr. etwa 80 fach.

ein beschränktes Arbeitsgebiet von Wichtigkeit sei. 1858 wendete Websky bei Dünnschliffen das polarisierte Licht an, dessen eigentümliche Erscheinungen Malés 1808 entdeckt und Brewster 1816 in die Mikroskopie eingeführt hatte. —

E. Cohen, der schon erwähnte, verstorbene Meteoritenkenner, hat eine sehr praktische kleine Sammlung von Steinmeteoriten- und Lithosideritenschliffen herausgegeben (als Sammlung XIV bei Voigt & Hochgang in Göttingen erschienen), die sich zur Einführung in die Meteoritenkunde ausgezeichnet eignet. Diese Zusammenstellung ist der nachfolgenden Darstellung zugrunde gelegt. Die Sammlung enthält in Dünnschliffen:

Von den Achondriten: einen Eukrit.

Von den Chondriten: einen weißen Chondriten; einen intermediären Chondriten, d. i. ein Zwischenglied zwischen weißen und grauen Chondriten; einen grauen Chondriten; einen schwarzen Chondriten; einen Kugelfenchondriten; einen kristallinen Chondriten.

Von den Lithosideriten: einen Mesosideriten; einen Grahamiten; einen Pallasiten.

### 1. Eukrite.

Die Eukrite sind eine unseren Basalten ähnliche Meteorsteinart mit Pyroxenen (Augit) und Feldspaten (farblosem oder weißem Anorthit und einfach brechendem Maskelynit) als hauptsächlichsten Bestandteilen. Ihre Struktur ist ophitisch,

d. h. der Hauptgemengteil, der körnige Augit, wird von Feldspattäfelchen durchsetzt.

Der hier behandelte Eukrit stammt von Stannern in Mähren. Mähren wurde schon einmal (zur Diluvialzeit) von einem Meteoritenfalle heimgesucht, als der Schauer von Glasmeteoriten (Bouteillensteine, Glasvogels) über die Erde hereinbrach, der sich von Australien (Australite) und den Sundainseln (Billitonite) bis hinauf zur Marekanka bei Dohotsk (Marekanite) und zur Moldau (Moldavite, böhmische Chrysolithe) erstreckte.<sup>1)</sup> Am Sonntag den 22. Mai 1808 ging wiederum ein — allerdings kleinerer — Regen von einigen Hundert Meteoriten — diesmal Steinen — bei Stannern nieder. Sie erhielten die Bezeichnung Eukrite, weil die einzelnen Gemengteile infolge ihrer Größe leicht bestimmbar waren (eukritos = deutlich).

Die Hauptmasse des aus einem solchen Eukriten hergestellten Dünnschliffes macht graue Augit aus, der, von unzähligen schwärzlichen Nittleitföhen durchzogen, bald in Körnerform zusammengebacken, bald zu eigenartigen Gesteinsindividuen gestaltet unter dem Mikroskop wie in einem Neze vor einem liegt. Manche Teile sind durch ein gelbliches Silikat gefärbt.

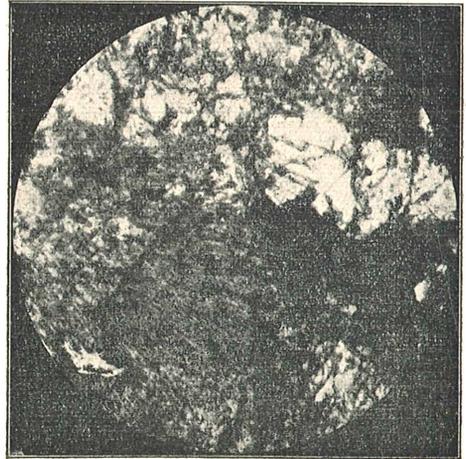


Abb. 8. Bronzitfögelchen aus dem Dünnschliff eines intermediären Chondriten. Vergr. etwa 100 fach.

In Abb. 1 sieht man ein Stückchen der braunfarbigen glasigen Schmelzrinde mit kleinen

<sup>1)</sup> Wer ein ungemein spannendes Kapitel der Meteoritenforschung kennen lernen will, sei auf den schönen Aufsatz „Die Glasmeteoriten“ (erschienen im „Kosmos“, Jahrg. 1911, S. 1 u. 3) aufmerksam gemacht, in dem W. Bötsche die wechselvolle Geschichte der „Bouteillensteine“ behandelt. Die beiden Hefte können für 60 Pf. durch jede Buchhandlung bezogen werden.

Kügelchen, die nach Schermaf erstarrte Tröpfchen des gleichen Glasflusses darstellen. Daran stößt nach oben der vielrissige Augit mit eingefenkten tafelförmigen Anorthitzwillingskristallen.

Abb. 2 zeigt uns eine erdfremde Glasart, den Maskeltnit, der mit seinen feingefrickelten Lamellen etwas an Plagioklas erinnert. Er ist farblos und einfach brechend und löst bei der Polarisierung aus. Die schwarzen rundlichen Einschlüsse rühren gleich den andern dunklen Einsprengungen teilweise von Magnetkies, teilweise von Augit her. Die Schatten auf dem Bilde sind infolge der verschiedenen Lichtdurchlässigkeit des Maskeltnits und der gelben Silikatmasse entstanden, die die Umgebung durchtränkt hat.

Abb. 3 zeigt ein schwierig herauszuholendes Bild einer in dem vorliegenden Eukritdünnschliffe vorhandenen, auffälligen Anordnung des Augits, der bald keulenförmig, bald geknüpft oder gefügt erscheint und in seiner Gliederung an Föhler u. dgl. von Krebszieren oder an Knospen erinnert.

Abb. 4 veranschaulicht eine dritte eigenartige Zeichnung des Augits, nämlich ein größeres Körnchen, das durch dunkle Einsprengungen in zarter Schraffierung erscheint.

Zum Vergleich mit den Abb. 1 und 3 sind noch zwei Mikrophotographien irdischer Gesteinsschliffe beigegeben, nämlich in Abb. 5 ein Teil eines Bandes aus aneinander gefügten Serpentinbällchen, die früher als die Kammern eines

vorweltlichen Wurzelfüßlers, des Boozon canadensis, gedeutet worden sind, und in Abb. 6 ein Augitporphyritpochstein mit ähnlicher ophitischer Struktur, wie der meteoritische Augit.

## 2. Ein intermediärer Chondrit.

Unter Chondriten (chondros = Korn, auch Pille) werden Meteorsteine von rundlicher Form verstanden, die in einer stark zersplitterten Grundmasse von Silikaten kleine Kügelchen (Chondren), von Olivin und feinstrahligem Bronzit neben körnigem Magnetkies, Chromit und Nickerleisen enthalten. Ihre Größe schwankt zwischen der einer Walnuß und eines Staubkörnchens. Die Abbildungen 7 und 8 stellen Mikrophotographien eines Dünnschliffs von einem intermediären Chondriten (Fundort: Nigle) dar. In der durch spätere Abkühlung von unzähligen Sprüngen durchsetzten, schön polarisierenden, splittigen Grundmasse aus der Familie der Silikate, liegen schwarze Körner und Spritzer einer Eisenmasse, die in ihrer Umgebung den die Spalten ausfüllenden Glasfluß teilweise bräunlich-rot gefärbt haben. Dichtere Teile jenes Glasflusses gruppieren sich zu einer dendritischen Figur (Abb. 7). In Abb. 8 sehen wir unter anderem ein durchschnittenen, wie schraffiert aussehendes, graues Kügelchen aus Bronzit. Die Faserung ist exzentrisch, während die der irdischen Sphärolite, wie schon erwähnt, radial erscheint. Auch sonst herrscht ein grauer Ton vor. (Fortsetzung folgt.)

# Winke für mikrobiologische Schülerübungen.

## Berichte aus der Praxis des Unterrichts.

Von Prof. Dr. Willh. Hirsch.

Das für den Mikroskopiker bemerkenswerteste Ereignis der seit meinem letzten Bericht verfloffenen Zeitperiode ist unstreitig die Vollendung der vom „Mikrokosmos“ herausgegebenen, von Prof. Dr. F. Sigmund verfaßten

### „Physiologischen Histologie des Menschen- und Säugetierkörpers“,

dargestellt in mikroskopischen Originalpräparaten mit begleitendem Text und erklärenden Zeichnungen, einem ganz einzigartigen Unterrichtswerk, das in keiner Schulbücherei fehlen dürfte. Das Werk umfaßt 10 Lieferungen, die aus je einer Mappe mit 10 Präparaten und einem Heft mit den zugehörigen Erläuterungen bestehen.

Die erste Lieferung behandelt die Haut, ihre Organe und deren Entwicklung, Fig. 2 die Organe der Bewegung (Muskeln, Sehnen, Knochen, Knorpel, Gelenke), Fig. 3 das Zentralnervensystem (Gehirn, Rückenmark, Spinalganglien), Fig. 4 die Fortpflanzungsorgane, Fig. 5 die Organe der At-

mung, der Harnbildung und der Harnausscheidung, Fig. 6 das Auge und seine Hilfsorgane, Fig. 7 das Gehörorgan, das Geruchs- und das Geschmacksorgan sowie die Tastorgane, Fig. 8 die Organe der Blutcirculation und Blutbildung, Fig. 9 und 10 die Organe der Verdauung. Jedes Präparat trägt auf einer Etikette die deutsche, französische und englische Bezeichnung des betr. Objektes. Das jeder Lieferung beigegebene Erläuterungsheft enthält 2—3 Bogen Text mit vielen erklärenden Abbildungen nach Originalzeichnungen des Verfassers. Jede Lieferung kostet einzeln M 10.—, bei Subskription auf das ganze Werk M 9.50.

Schon beim Erscheinen der einzelnen Lieferungen hat dieses eigenartige wissenschaftliche Unternehmen die lebhafteste Aufmerksamkeit der beteiligten Kreise erregt. In den Fachzeitschriften wurde es äußerst günstig beurteilt, und Gelehrte von Weltren, Mediziner, Anatomen und Biologen, haben wiederholt ihre Anerkennung über die unter

Verwendung der besten Methoden mit allen Hilfsmitteln der modernen mikroskopischen Technik hergestellten Präparate ausgesprochen. Jedes Präparat zeigt schon äußerlich, daß Prof. Sigmund ein ungemein tüchtiger Praktiker ist, während die geschickte Auswahl der Präparate und die vorzüglichen Erläuterungen, die in ihrer Gesamtheit ein ausgezeichnetes Lehrbuch der physiologischen Histologie des Menschen und der Säugetiere darstellen, bezeugen, daß er zugleich ein hervorragender Lehrer ist, der durch seine im besten Sinne vollständige Schreibweise die Leser wirklich zu fesseln versteht.

Die deutsche Wissenschaft besitzt eine ganze Reihe ausgezeichnete Lehrbücher der menschlichen Anatomie und Histologie, die sich bestreben, den elementaren Bau der Organe und ihre Funktionen bildlich darzustellen und begrifflich zu erläutern. Trotzdem konnte der Verlag in der Ankündigung des Sigmundschen Werkes mit vollem Recht sagen: „Es fehlte der Histologie bisher das Wichtigste, was ein Naturobjekt zum anziehenden und fesselnden Gegenstand des Studiums macht, die biologische Deutung und gegenständliche Anschauung. Das Präparat selber haben die meisten nur in ihrer Studienzeit flüchtig zu sehen bekommen; die letzte Quelle des Studiums war bisher die Zeichnung. Sie ist und bleibt aber immer nur ein arbeitsreicher Ersatz, kann auch meist nur eine schematisierende Auswahl aus den überwältigenden Einzelheiten des Präparats sein; im Kopfe des Lesers gestaltet sich vielfach ein verstümmeltes und elementararmes Bild, das mit der Wirklichkeit nichts mehr gemein hat. Das natürliche Präparat, wie es der Verfasser in diesem Werke bringt, bietet bei jeder wechselnden Vergrößerung neue Einzelheiten und neue Aufschlüsse, deren Gegenständigkeit kein Zeichenstift in flächenhafter Abbildung wiedergeben vermag. In diesem Werk, das Originalpräparat, Abbildung und Erläuterung vereinigt, soll die ganze Wirklichkeit zu dem Beschauer sprechen.“

Aus den gewöhnlichen Lehrbüchern kann der Student auch im besten Falle nur Kenntnisse erlangen, die bei jeder Anschauung des Naturobjekts und daher von kurzer Dauer sind. Das Sigmundsche Werk aber hat den außerordentlichen Vorzug, daß die dauernde Beschäftigung mit dem Präparat klare Bilder im Geiste des Lesers hervorruft, die nicht wieder auszuschöpfen sind, die um so fester haften und schärfer werden, je mehr man mit Hilfe eines guten Mikroskops und an der Hand des Textes und der erklärenden Zeichnungen die Präparate studiert. Diese Arbeit kann niemals ermüden oder langweilen, denn sie erzeugt in steigendem Maße die Freude des Entdeckers.

Das Sigmundsche Werk ist übrigens nicht nur für Lehrer und Studenten von Wert; es scheint mir auch in hohem Maße geeignet, ein Volksbuch zu werden, denn jeder gebildete Naturfreund, der im Besitz eines brauchbaren Mikroskops ist, kann aus diesem Werke alle Kenntnisse erwerben, die dazu nötig sind, den feineren Bau und die Funktion der Organe, aus der sein eigener Leib aufgebaut und zusammengesetzt ist, zu verstehen. Der Text in den Erläuterungshäuten ist unter Vermeidung aller unnötigen Fachausdrücke so gehalten, daß er bei voller Wahrung des wissenschaftlichen Stand-

punktes auch dem Laien durchaus verständlich ist. Bei der Untersuchung und Deutung der Präparate schreitet man ganz allmählich vom Leichten zum Schweren fort; zunächst muß man sich bei schwacher Vergrößerung eine Übersicht über das betreffende Objekt verschaffen, um dann durch Nachlesen des zugehörigen Textes und sorgfältiges, vergleichendes Beschauen der vom Verfasser gelieferten Zeichnungen eine Erklärung des mikroskopischen Bildes zu versuchen.

Wesentlich unterstützt wird das Verständnis durch Anfertigung einer Skizze des im Mikroskop gesehenen Bildes, die im Verlauf der weiteren Untersuchungen vervollständigt wird.

In dieser Weise habe ich in den biologischen Übungen, die ich im Sommersemester 1914, kurz vor Ausbruch des Krieges, mit Primanern abgehalten habe, die Sigmundschen Präparate mit großem Erfolg benutzt. Mit Eifer und Fleiß, der durch gutgelungene Zeichnungen bewiesen wurde, haben die Schüler die Präparate durchstudiert und sich bleibende Kenntnisse vom Bau des Säugetierkörpers erworben. Mit Auswahl kann der Lehrer der Naturwissenschaften die Präparate auch schon für den Unterricht in niederen Klassen verwenden, z. B. in der Untersekunda der Oberrealschule und des Realgymnasiums, sowie in der Obertertia des Gymnasiums bei der Unterweisung der Schüler im Bau des menschlichen Körpers. Da diesen Schülern aber noch jegliche Übung in der Arbeit mit dem Mikroskop mangelt und da die Schülerzahl in diesen Klassen auch in der Regel zu groß ist, als daß der Lehrer sich mit jedem Einzelnen beschäftigen könnte, so muß der Lehrer die Möglichkeit haben, vielen Zuhörern zu gleicher Zeit die Präparate zeigen und erklären zu können. Für einen derartigen Massenunterricht ist ein Mikroprojektionsapparat das idealste Unterrichtsmittel. An der Oberrealschule, an der ich beamtet bin, ist vor einiger Zeit bei Neueinrichtung der biologischen Unterrichtsräume ein Zeißscher Mikroprojektionsapparat aufgestellt worden; seitdem habe ich die Sigmundschen Präparate in der Auswahl, die für Sekundaner getroffen werden muß, mit bestem Erfolge im Klassenunterricht verwendet. Ich bin glücklich, im Besitz dieses hervorragenden Unterrichtsmittels zu sein und kann meinen Fachkollegen nur raten, das Werk möglichst bald für die naturwissenschaftliche Sammlung anzuschaffen. Jeder, der es benutzt, wird sogleich bemerken, daß es den Unterricht in ungewöhnlichem Maße zu beleben und zu vertiefen gestattet. Die Kosten der Anschaffung, die in gar keinem Verhältnis zur Fülle und Güte des Gebotenen stehen, werden reichlich wettgemacht durch die Erfolge, die man mit Hilfe der Präparate erzielt.

Es wäre vermissen von mir, die Ausführung der Präparate kritisch zu beleuchten; ich begnüge mich deshalb damit, darauf hinzuweisen, daß in den Fachzeitschriften Urteile hervorragender Anatomen, Histologen und Mikroskopiker niedergelegt sind, die durchweg anerkennend lauten. Hinweisen möchte ich dagegen noch auf die Vielseitigkeit des Gebotenen. Sigmund begnügt sich nicht damit, durch Präparate den zellulären Aufbau der Organe und Organgruppen zu zeigen, nein, Text und Präparat machen uns zugleich mit den Lebensvorgängen in den einzelnen Organen und den Funktionen vertraut, die sie zu erfüllen haben.

Außerordentlich interessant sind z. B. die Präparate, die die embryonale Entwicklung, das Werden der Organe aus ihren Uranlagen, darstellen, und jene, die die physiologische Histologie des Zentralnervensystems und der Sinnesorgane erläutern. Hier hat die Verwendung der neuesten und schwierigsten Verfahren der mikroskopischen Technik Präparate geliefert, die in der Virtuosität der Ausführung einzigartig und dabei geradezu spottbillig sind.

In meinem letzten Berichte habe ich einiges aus Sorauers Arbeit: „Wie soll Phytopathologie in der Schule gelehrt werden“ mitgeteilt. Eine gute Ergänzung dazu bilden die

**„Beiträge zum Unterricht in der Phytopathologie“**,

die E. Neukauf in Heft 8 des 10. Jahrg. der Zeitschrift „Aus der Natur“ veröffentlicht. Neukauf stimmt der Forderung Sorauers, für den Unterricht möglichst nur natürliches Demonstrationsmaterial zu benutzen, lebhaft zu. Er will diese Forderung aber nicht auf das Demonstrationsmaterial beschränkt wissen, sondern verlangt, daß sie auch auf die zur weiteren Besprechung zu verwendenden Abbildungen ausgedehnt wird. Nach seiner Erfahrung sind diese meist mangelhaft, besonders weil sie von der Natur mehr oder minder stark abweichen. Neukauf hat sich daher die Mühe gegeben, eine größere Anzahl von Mikrophotogrammen der häufigsten Krankheitserreger der Pflanzen — im frischen Zustand — herzustellen. Sie sind als Lichtbilder im Verlage von E. M. Seemann, Leipzig, erschienen. Auf zwei Tafeln, die dem oben erwähnten Aufsatz beigegeben sind, sind einige dieser Mikrophotogramme (z. B. Sporen vom Rost- und vom Steinbrand, der Rosttau, der Meltau der Berberitze, Fruchtkörper des Uhorn-Meltaus, des Kartoffelpilzes, des falschen Meltau der Kreuzblütler u. a. m.) abgebildet worden. Man kann sich daran leicht von der Güte des Demonstrationsmaterials, das Neukauf anbietet, überzeugen. Der Aufsatz enthält u. a. auch Bemerkungen über die Herstellung der den Bildern zugrunde liegenden Präparate, die für die Interessenten nicht minder wertvoll sind, da sie die Möglichkeit geben, selbständig solche Präparate für den Unterricht zu machen.

Neukauf schreibt: „Am Formveränderungen der ja zum großen Teil recht empfindlichen Objekte nach Möglichkeit zu verhüten, wurden zu deren Präparation keinerlei Reagenzien verwendet, sondern sie wurden zum Zweck der Aufnahme nur in einen Wassertropfen übertragen und dann mit einem — nötigenfalls durch untergelegte Borsten- oder Haarstückchen gestützten — Deckglase bedeckt. Dieses wurde mittels eines kleinen Pinsels mit Vaseline umrandet, um einer Verdunstung des Wassers und einer dadurch etwa bedingten Verschiebung der Objekte während der Aufnahme vorzubeugen.“ Sind Luftblasen unter dem Deckgläschen vorhanden, so müssen sie beseitigt werden, „was sich meist durch wiederholtes sanftes Drücken auf das Deckglas mittels einer Nadel erreichen läßt“<sup>1)</sup>

Schwierigkeiten stellen sich nach Neukauf „beim Einlegen von Schnitten ein, die einfach mit einem Rasiermesser hergestellt werden, nachdem die betreffenden Pflanzenteile zwischen zwei angefeuchtete Stücken Gollundermark leicht eingeklemmt worden sind“. Um die besonderen Eigentümlichkeiten der jeweiligen Objekte auch an dem betreffenden Schnitte deutlich erkennbar zu machen, darf man sich nicht die Mühe verbrießen lassen, immer wieder neue Schnitte herzustellen, wenn das Präparat nicht auf Anhieb gelingt. Neukauf weist als Beispiel darauf hin, daß seine Geduld bei der Herstellung eines brauchbaren Oberflächenchnittes einer mit dem Kartoffelpilz infizierten Stelle eines Kartoffelblatts auf eine harte Probe gestellt wurde, da dabei die aus den weit klaffenden Spaltöffnungen heraustretenden Hyphen erhalten und deutlich erkennbar bleiben sollten. Ebenso bietet es große Schwierigkeiten, einen gut isolierten, noch mit dem meist sehr leicht sich ablösenden Konidien versehenen Fruchtträger zu schneiden, z. B. vom falschen Meltau der Kreuzblütler oder vom Kartoffelpilz. Die wiedergegebenen Mikrophotogramme zeigen aber, daß man bei Ausdauer und geschickter Hand ein vortreffliches Demonstrationsmaterial erhalten kann.

Neukauf macht noch besonders aufmerksam, „daß das Einlegen der Objekte in reines Wasser, ohne Zusatz von Reagenzien, auch deshalb zu empfehlen ist, weil manche Objekte sich unter dem umrandeten Deckglas weiter entwickeln, so daß man die neuen Entwicklungsstadien im Bilde festhalten kann. Auf diese Weise sind z. B. die Mikrophotogramme der auskeimenden Schwärmsporen von *Phytophthora infectans*, der auskeimenden Konidie und der Bildung einer sekundären Konidie desselben Pilzes hergestellt worden.

„Was die unterrichtliche Behandlung der Pflanzenkrankheiten anbelangt, so dürfte“ — bemerkt Neukauf am Schluß seines Aufsatzes — „dabei so zu verfahren sein, daß die Schüler auf einem nötigenfalls eigens zu diesem Zwecke zu veranstaltenden Ausflug zunächst einmal an Ort und Stelle die betreffenden Krankheitserscheinungen kennen lernen. Sodann werden von dem mitgebrachten Material — möglichst vor den Augen der Schüler und unter deren Beihilfe in den biologischen Schülerübungen würde ich die Zungen ganz selbständig arbeiten lassen, damit sie die Schwierigkeiten der Präparation kennen lernen — ich lasse solche Präparate jezt mit bestem Erfolge sogar auf den Ausflügen an der Stelle, wo das Material gefunden wird, herstellen und sofort mit Hilfe eines mitgenommenen, nicht allzu schweren Mikroskops betrachten; es werden dann sofort auch Bleistiftskizzen angefertigt — in der oben beschriebenen Weise leichtere Augenheilmittel hergerichtet, wobei, um die Verdunstung des Wassers während der Beobachtung zu verhindern, die Deckgläschen mit Vaseline umrandet werden. Nachdem diese Präparate den Schülern gezeigt worden sind, wobei vorher natürlich in einer flüchtigen Wandtafelstizze ihr Augenmerk auf das in dem jeweiligen Gesichtsfelde besonders zu beobachtende zu lenken ist — (ich würde hier wieder die von den Schülern selbständig anzufertigende Bleistiftzeichnung im Skizzenbuch vorziehen) — tritt das jenes mikroskopische Bild an Klarheit meist über-treffende Projektionsbild auf, mit dessen Hilfe die

<sup>1)</sup> Ich habe bei der Entfernung von Luftblasen sehr gute Erfolge mit einem unter das Präparat gehaltenen brennenden Streichholz erzielt.

weitere Erklärung und Besprechung der Einzelheiten erfolgt.“

Neukauf glaubt mit Recht, daß diese Lichtbilder einen Ersatz für wirklich gute kolorierte Anschauungstafeln der Prankheitserreger bieten können. Sie können aber auch den Übergang von der natürlichen Erscheinung zur biblischen Darstellung der mikroskopischen Objekte vermitteln.

\* \* \*

In Heft 1 des 11. Jahrgangs von „Aus der Natur“ macht Neukauf in einer Arbeit „Über eine der häufigsten Nektarhefen“ auf eine Quelle für vorzügliches

#### Anschauungsmaterial von Sproßpilzen

aufmerksam, nämlich die „Nektarhefen“, die besonders in den Blüten von *Salvia pratensis* und *Lamium album* anzutreffen sind. Zum Sammeln des Materials empfiehlt Neukauf folgende Methode: „Wir sammeln am Abend eines heiteren, also dem Insektenflug günstigen Tages eine Anzahl der genannten Blüten, die wir aber dabei an ihren Stengeln belassen, und bewahren sie in einem verschlossenen, weithalsigen Glase oder in einer „feuchten Kammer“ auf. Schon am nächsten — noch mehr aber am übernächsten — Tage werden wir dann finden, daß der aus den abgerupften Kronenröhren ausgedrückte Nektar nicht mehr wasserklar, wie in ganz frischen Blüten, sondern mehr oder weniger getrübt erscheint. Diese Trübung aber wird, wie sich aus der mikroskopischen Untersuchung ergibt, durch nichts anderes hervorgerufen, als durch die dann in großer Zahl sich vorfindenden Sproßpilze, die sich inzwischen in der als Nährmedium ja trefflich geeigneten zuckerhaltigen Flüssigkeit aus vielleicht nur einer ursprünglichen Zelle gebildet haben. In Blüten, die erst in dem Behälter sich geöffnet haben, sind keine Pilze anzutreffen, weil sie ja von den als Überträger fungierenden Insekten noch nicht infiziert worden sind. Aus demselben Grunde finden sich die Nektarhefen auch nur spärlich vor in solchen Blüten, die nach regnerischem oder stürmischen, also dem Insektenflug ungünstigen Wetter gesammelt worden sind.“

Die auf den beiden, der Neukaufschen Arbeit beigelegten Tafeln abgebildeten Mikrophotogramme zeigen, welche Ernte solch ein Präparat liefert, das man einfach dadurch erhält, daß man Nektartröpfchen auf einen Objektträger bringt, mit einem sauberen Deckgläschen bedeckt und mit Vaseline umrandet.

Es läßt sich sehr gut die vollkommene Entwicklung der Einzelzellen zu Sproßverbänden, die Vergrößerung der in den Zellen auftretenden Klügeln, die Abrundung und Ablösung der Einzelzellen von den Sproßverbänden verfolgen; in älteren Präparaten fusionieren Einzelzellen oder auch Sproßverbände miteinander; einzelne der Zellen bräunen sich mehr und mehr und wandeln sich in Gebilde um, die den Myzelkonidien von Schimmelpilzen gleichen.

Neukauf glaubt aus diesen Beobachtungen entnehmen zu können, daß der *Salvia*-Sproßpilz nur die Sproßform eines Schimmelpilzes darstellt, da sich in manchen Blüten Schimmelpilzsporen und -hyphen neben den Sproßverbänden vorfinden.

Die „Mikrokosmos“-Leser werden diese Beobachtung leicht nachprüfen können, da das Material sehr bequem zu beschaffen ist. Wer in der Herstellung von Mikrophotogrammen geübt ist, dem wird es auch leicht möglich sein, sich — wie Neukauf — eine große Zahl für den Unterricht sehr wertvoller Lichtbilder herzustellen, die, falls die Schule im Besitz eines Mikroprojektionsapparats ist (besonders in stark besetzten Klassen), das beste Mittel sind, den Schülern alles zu zeigen, was er von diesen Mikroorganismen aufnehmen soll. Selbstverständlich soll sich der Lehrer aber nicht darauf beschränken, im Unterricht nur die Photogramme zu zeigen; die Schüler müssen zunächst selber Präparate herstellen und sich mit Hilfe des Mikroskops selbst davon überzeugen, daß die Organismen vorhanden sind und wie sie aussehen. Diese Forderung wird leider immer noch nicht überall erfüllt, denn es gibt immer noch Lehrer, die sich darauf beschränken, Bilder zu zeigen. Vor diesem Unfug muß man immer wieder warnen.

## Kautschuk-Schimmelpilze und ihre Kultur.

Von Dr. Adolf Reitz.

Fleckige Kautschukware wird immer den Verdacht hervorrufen können, daß sich Kleinlebewesen an den betreffenden Stellen festgesetzt haben. Schimmelpilze sind auf Kautschuk nicht selten. *Eurotium candidum* kommt z. B. häufig auf Kautschuk vor mit einem verhältnismäßig guten Wachstum. Söhngen und Pol (Zentralbl. f. Bakt., II. Abt., Bd. 40, 1914) haben diese Fragen eingehend untersucht und fanden, daß in blauen, schwarzen und dunkelbraunen Flecken Schimmelpilze anwesend sind. Man arbeitet bei diesem Nachweis am besten auf folgende Weise: Kleine dunkle Teile des Kautschuks werden mit

einer Schere herausgeschnitten, auf einen Objektträger gebracht, mit einem Tropfen Benzol oder Xylol überschichtet, hernach mit einem Deckglas bedeckt und stehen gelassen, bis der Kautschuk eine gallertige Beschaffenheit angenommen hat. Drückt man dann das Deckgläschen leicht auf die Masse und untersucht unter dem Mikroskop, so sind die Schimmelpilzfäden gut sichtbar.

Zur Züchtung dieser Kleinlebewesen braucht man einen kautschukhaltigen Nährboden. Um ihn herzustellen, verschaffen wir uns gefleckte Kautschukteile, reinigen sie zunächst mit Wasser, dann mit 5%iger alkoholischer Sublimatlösung, dar-

auf in absolutem Alkohol (einige Minuten einwirken lassen!), und legen sie schließlich in sterilisiertes Wasser. Hier wird der Kautschuk vollständig zerschnitten, worauf man Teile davon in feinfreie Fleischbrühe, in Malzextrakt oder auf Agarplatten legt.

Auch reine dünne Kautschukhäutchen liefern einen sehr guten Nährboden. Solche Häutchen erhält man dadurch, daß man Kautschuk in kleine Stückchen schneidet, mit Benzol übergießt und das ganze etwa 8 Tage ohne zu schütteln in einer Flasche stehen läßt. Nach dieser Zeit gießt man die obere, klare Kautschuklösung vorsichtig ab und zwar auf Glasplatten; hier verdunstet das Benzol und dünne Häutchen aus Kautschuk bleiben übrig. Hat man die Glasplatten

vorher mit ausgeglühtem Talk eingerieben, so lassen die Häutchen sich leicht abziehen.

Gibt man zu solchen Kautschukhäutchen ein wenig Wasser und die üblichen anorganischen Nährbodensalze und bringt man dann zwecks Infektion Spuren von Gartenerde in das Gemisch, so wird man bald verschiedenfarbige Flecken auftreten sehen, die von *Actinomyces*-Arten (*Act. elastica*, *Act. fuscus*) herrühren. *Act. elastica* bildet häufig runde, weiße Sporen, während *Act. fuscus* rosafarbige Sporen hat. Auf Agar bildet *Act. elastica* gelbgraue, *Act. fuscus* trockene, rote, körnige Kolonien.

Es gibt auch Kleinlebewesen, die nicht allein von den Vermehrungen des Kautschuks leben, sondern zugleich den Kautschuk als Kohlenwasserstoff ( $C_{10}H_{16}$ )<sub>n</sub> zerlegen.

## Beiträge zur Naturgeschichte von *Urostyla grandis*.

Von Prof. Dr. G. Stöck †.

Teil I f. S. 4—9.

II.

Mit 19 Abbildungen.

Hat man die *Urostylen* im offenen Tropfen recht gut gefüttert, so wird man bald bemerken, daß das eine oder andere Tier die Form ändert, daß es in der Mitte des Körpers rechts und links oder zuerst nur an einer Seite eine kleine Einsenkung bekommt, die bald tiefer wird, so daß beide Seiten tiefe Einschnitte zeigen, die sich immer noch weiter vertiefen. Diese Erscheinungen leiten den Fortpflanzungsvorgang der Teilung ein. Während dieses Vorgangs bewegt sich das Tier kaum von der Stelle, so daß man es bequem beobachten kann. Man sieht, wie die Einschnitte sich mehr und mehr der Mitte nähern, bis schließlich nur noch ein dünner Faden den vorderen Teil mit dem hinteren verbindet (vgl. Abb. 1—4). Nach einiger (verhältnismäßig langer) Zeit wird dieser Faden durch die Bewegung des Tieres zerrissen, und nun sind zwei ziemlich kreisrunde Tochtertiere vorhanden, deren hinteres ein neues Peristom erhalten hat, während dem vorderen neue Aftersäulen gewachsen sind (vgl. Abb. 5). Die Tiere ruhen noch einige Zeit aus, schwimmen dann aber weiter und gehen auf Beute aus. Während des ganzen Aktes der Teilung, der etwa 1½ Stunden dauert, frißt das Tier nicht und sondert auch die unverdaulichen Reste nicht ab; es scheint seine Kräfte lediglich zur Durchschnürung und Ergänzung nötig zu haben. Deshalb wachsen die Tochterzellen während der Teilung nur wenig. In einem Falle war die Teilung bereits nach etwa ¼ Stunden vom Beginn der deutlichen Einschnürung an mit einem ziemlich schnellen Ruck erledigt, der vielleicht dadurch hervorgerufen wurde, daß ein *Colpidium* gerade auf den Faden loschwamm und ihn zerriß. Das vordere dieser Tiere war viel heller und durchsichtiger als das hintere, das trüber, auch etwas größer und breiter war. 25 Minuten nach vollzogener Teilung be-

fanden sich beide Tiere noch in demselben Gesichtsfelde, gestoßen von *Colpidien*, ohne zu fressen; dann fraß zuerst das hintere ein *Colpidium* und kurz darauf auch das vordere.

Bei einem anderen Exemplar vergingen vom Beginn der Mundentwicklung bis zum Beginn des einseitigen Einschnitts etwa ¼ Stunden; die Vakuolen pulsierten in 15 Sekunden. 15 Minuten darauf war auch auf der anderen Seite der Einschnitt vorhanden und nach einer weiteren halben Stunde, also im ganzen nach 1½ Stunden, hatte sich die Trennung vollzogen. Hier konnte man vor der Teilung sehr gut etwa 15 Kerne an der Seite entlang erkennen.

Merkt man zeitig genug, daß das Tier sich teilen will, so kann man auch beobachten, wie sich zunächst, ehe noch der Einschnitt entsteht, im hinteren Teil des Tieres das Peristom und die kontraktile Vakuole bilden; auch die Kerne wird man jetzt, wie überhaupt bei der Teilung, deutlich erkennen. Hat die Nahrungsaufnahme wieder eingesetzt, so wachsen die Tochtertiere bei genügendem Futter bald zur normalen Größe heran, um sich dann abermals zu teilen, so daß unter günstigen Bedingungen in 3—4 Tagen über hundert Stück und sehr bald durch Absonderung in frische Tropfen mehrere Wasserkulturen vorhanden sein können.

Um zu sehen, wie stark die Vermehrung in einer bestimmten Zeit ist, wurden drei ziemlich erwachsene Tiere mit viel *Colpidien* in besondere Kulturtropfen gebracht. Nach 30 Stunden waren 10 große *Urostylen* zu sehen, nach weiteren 12 Stunden etwa 25, nach weiteren 24 Stunden über 50 und nach nochmals 24 Stunden über 100.

In einem anderen Tropfen wurde ein mittelgroßes Tier abgesondert. Nach etwa 8 Stunden waren zwei ziemlich große *Urostylen* vorhan-

den, nach weiteren 16 Stunden sechs Stück; sechs Stunden darauf waren 8 Exemplare da, nach ferneren 18 Stunden konnten mit der Lupe 27 Stück gezählt und nach weiteren 24 Stunden über 100 Stück geschätzt werden.

In einem dritten Präparat waren nach vier Tagen aus einer einzigen Urostyla ebenfalls über 100 Abkömmlinge entstanden, während ein viertes Präparat mit zwei Urostylen in vier Tagen nur etwa 30 Tochtertiere lieferte.

In solchen Massenkulturen findet man stets sich teilende Tiere in allen möglichen Stadien; man wird dabei bemerken, daß es durchaus nicht immer die größten Tiere sind, die sich teilen, sondern oft genug solche unter Mittelgröße.

Nicht selten bemerkt man auch, daß die Tochtertiere sich nicht voneinander trennen können, sondern vereint bleiben müssen und so zu Mißbildungen werden. Dies ist z. B. dann der Fall, wenn die Trennungsebene über ein gefressenes und gestreckt gebliebene Paramaecium hinweggeht, das nicht getrennt werden kann, so daß auch das es umgebende Plasma sich nicht zu teilen vermag. Solche Mißbildungen zeigen die merkwürdigsten Verwachsungen zweier Tiere; am häufigsten sind Formen, bei denen die Urostylen unter spitzem Winkel mit den Hinterenden in breiter Fläche seitwärts zusammenhängen, und solche, bei denen das eine Tier mit dem Rücken auf dem Rücken des anderen festgewachsen erscheint (vgl. Abb. 6 und 7). Beide Tiere bewegen sich, und zwar scheint bald das eine, bald das andere zu ziehen. Beide fressen auch, und zwar jedes für sich, fast als ob sie frei voneinander wären. Manchmal, wenn das eine kräftig nach dieser, das andere nach der entgegengesetzten Seite zieht, bilden sich Formen der in Abb. 8 gezeigten Art, die an beiden Enden Mäuler haben.

Ob auch aus anderen Gründen, z. B. durch Krankheit, durch Veränderungen in der umgebenden Flüssigkeit usw., Mißbildungen entstehen, habe ich noch nicht festgestellt; es ist aber nicht unwahrscheinlich, denn man findet zuweilen in älteren Kulturen am Rande des Tropfens ganz langgezogene, schmale, bandförmige Tiere, die vielfach noch einseitig gekrümmt oder sonst deformiert sind und die man sicher nicht als Urostylen ansprechen würde, wenn man sie in einem der freien Natur entstammenden Tropfen anträte.

Haben die Massenkulturen einige Tage bestanden, so wird man sehen, daß sich sehr viele Tiere, die sich scheinbar vorher der Nahrung enthalten oder von Nahrungsresten gereinigt haben — sie sehen nämlich ziemlich hell aus und sind ohne Nahrungskugeln —, am Rande des Kulturtröpfens sammeln und dort durcheinanderhängen (vgl. Abb. 9). Hier und da wird man dabei Tiere finden, deren Mundenden nach Abb. 10 aneinanderliegen, während ihre Körper unter spitzem bis beinahe rechtem Winkel aneinanderstehen. In solchen Fällen haben wir unzweifelhaft den als „Konjugation“ bezeichneten Fortpflanzungsprozeß vor uns. Wenn auch die Tiere nur sehr locker vereinigt sind, so lassen sie sich doch von den übrigen, die sie fortwährend hin und her stoßen und schieben, nicht auseinanderreißen, sondern bleiben etwa eine Viertelstunde beisammen, wobei die Stirnwimpern andauernd in zittriger Bewegung sind; hernach lassen sie einander wieder

los. Die Konjugation wird oft durch zuckendes Gegeneinanderbewegen und Aneinanderstoßen der Tiere eingeleitet. Zuweilen suchte sich ein dritter und vierter Partner anzuschließen; es hat dann den Anschein, als wenn besonders anziehende Stoffe ausgetrieben würden, die die Nichtbeteiligten anlocken.

Die Folge der beschriebenen Massenanammlung ist stets eine Einkapselung, denn an der Stelle, wo die Ansammlung stattgefunden hat, sieht man am anderen Tage nur noch gelbliche bis bräunliche Zysten (Abb. 11). Die Encystierung selbst hängt jedoch nicht von dem Stattfinden einer Massenanammlung ab, da sich auch beliebige, einzeln in Tropfen befindliche Tiere verkapseln können. Aus welchem Grunde die Einkapselung erfolgt, ist nicht immer klar zu erkennen. Zwar ist es wahrscheinlich, daß es dann geschieht, wenn der Tropfen anfängt auszutrocknen, wenn die Tiere beim Umherschwimmen fortwährend auf ihre Genossen treffen, oder wenn die Nahrung mangelt, wenn das Wasser eine zu konzentrierte Salzlösung bildet oder auf irgend eine andere Weise schlecht wird,<sup>1)</sup> doch kapseln sich oft zahlreiche Tiere ein, während andere, völlig erwachsene, unter denselben Umständen ruhig weiter fressen, sich teilen, wachsen und aus Einkapseln noch lange nicht denken. Ebenso beginnen häufig schon Tiere sich einzukapseln, die sich in nicht zu großer Menge in einem frischen Tropfen befinden und genügend Futter haben, so daß ein erkennbarer Grund für die Zystenbildung durchaus fehlt. Von der Größe des Tieres hängt der Augenblick der Einkapselung ganz und gar nicht ab, da sich gerade wie bei der Teilung auch bei der Encystierung bedeutende Größenunterschiede zeigen. Während große Tiere noch ruhig weiter fressen, sogar in dichtester Flüssigkeit ohne Nahrung aushalten, haben sich oft kleinere und mittelgroße schon längst eingekapselt.

Die Gestalt der Zysten ist kugelförmig, selten länglich eiförmig. Das Plasma ist von 2 Schutzhüllen umgeben, deren äußere, die dickere Ektozyste (vgl. Abb. 12a), zuerst entsteht; erst hernach bildet sich im Inneren die dünnere Entozyste (Abb. 12b). Außerlich ist die Ektozyste ziemlich rauh und schieferig, was von den dort wohl umgekappten und eingetrockneten Zilien herzurühren scheint.

Wenn wir die Einkapselung beobachten, so bemerken wir, daß das Tier, nachdem es sich von den Nahrungsresten, den eigentlichen festen Kotmassen, befreit hat, ziemlich ruhig auf einem Fleck liegen bleibt. Es dreht sich nur vermittelst der Zilien hin und her, rundet sich dabei allmählich ab und verkürzt sich unter fortwährender Abgabe von Flüssigkeit durch die Vakuole und von Sarkode an der ganzen Oberfläche. Das Mundteil mit dem Peristom bleibt zunächst noch als schnabelförmige, helle Hervorragung bestehen, desgleichen das Hinterende als Spitze (Abb. 13—15). Diese Spitze verschwindet aber bald, während das Mittelstück allmählich kuglig wird. Unter fortwährender Drehung vermittelst der rings abstehenden

<sup>1)</sup> In der Flüssigkeit bilden sich oft nach und nach eine Menge Kristalle, die in Wasser, Kalilauge und Essigsäure unlöslich sind, sich aber mit Methylgrüneessigsäure stark färben.

Zirren wird die Masse kleiner und kleiner und schließlich zieht sich auch das Vorderende bis auf die Borsten ein, wodurch das Ganze zu einer rauchbraunen, teilweise durchscheinenden Kugel wird. Gleichzeitig sammeln sich die Kristalle des Ektoplasmas in einzelnen, bei durchscheinendem Lichte

diese schwarze Kugel plötzlich in Gestalt eines klein-körnigen Schlammstroms aus dem Plasma hervorgestoßen und unter Drehungen gänzlich entleert. Das hierdurch auch von den Kristallen gereinigte Plasma rundet sich nun zur völligen Kugel ab, die sich noch immer mittelst der Zirren

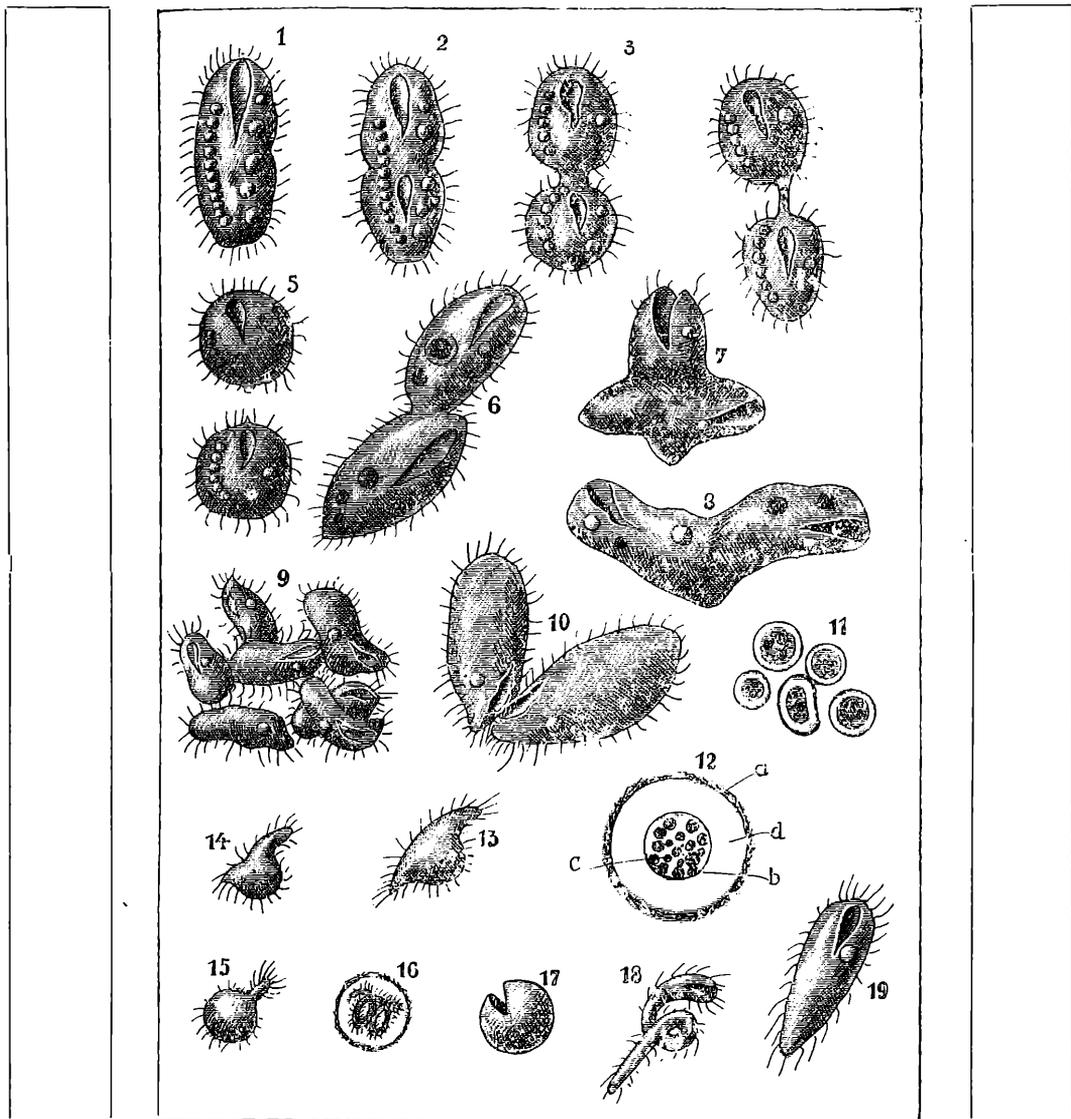


Abb. 1—19. Verschiedene Fortpflanzungsaufstände von *Urostyla grandis*. Erläuterungen der einzelnen Abbildungen im Text.

schwarzen Punkten an, die allmählich paarweise ineinanderfließen und nach dem Hinterende zu rücken, bis schließlich nur noch eine einzige große schwarze Kugel im Plasma vorhanden ist, die sich im Hinterende (das Vorderende ist noch immer durch die Peristomborsten gekennzeichnet) befindet und unter ruckweisen Bewegungen und Drehungen des Tieres immer näher an den Hinterrand rückt. Eine Viertelstunde später wird

dreht und hin- und herwälzt. Nachher scheinen sich die Zirren umzulegen und der Haut anzuschmiegen. Der ganze Vorgang dauert  $1\frac{1}{2}$  bis 2 Stunden. Die Plasmakugel, an der man zuweilen noch Sarkotrophen liegen sieht, ist jetzt ganz hell und besteht scheinbar aus kleinen Fetttröpfchen oder ähnlichen durchsichtigen Kügelchen verschiedener Größe, die sich noch in kaum merkbarer Weise verschieben (Abb. 12c). Nach etwa

20 Minuten beginnt eine langsame Rotation, die 5 Minuten später ein beschleunigteres Tempo annimmt — eine Umdrehung in zwei Sekunden — und etwa 20 Minuten anhält, wobei Geschwindigkeit und Richtung mehrfach wechseln. Während dieser Zeit beginnt sich eine innere Haut von der äußeren deutlich abzuheben. Noch weitere 30 Minuten sind Rotationen und Verschiebungen zu erkennen, dann wird alles wieder ruhig. Unterdessen pulsiert die kontraktile Vakuole im Innern weiter, zunächst in Zwischenräumen von  $1\frac{1}{2}$  Minuten, dann immer langsamer (in Zwischenräumen von 6, 8 und 10 Minuten), während sich ihre Flüssigkeit allmählich unter die äußere Haut ergießt. So entsteht eine dicke äußere Schale, von der sich eine innere Kugel mit einer besonderen Haut abtrennt, so daß das Plasma durch zwei Schalen, zwischen denen sich eine Flüssigkeitsschicht (Abb. 12d) befindet, gegen übermäßige Verdunstung und völlige Austrocknung auf längere Zeit geschützt ist. Allmählich hört die Vakuole auf zu pulsieren und bleibt weg. Damit ist die Zyste fertig, die jetzt nur noch den sechsten bis zehnten Teil der ursprünglichen Größe des Tieres besitzt, das alles irgend Entbehrliche abgegeben hat und nur noch das möglichst konzentrierte Plasma in der Kapfel verwahrt. In der fertigen Zyste liegt also nicht ein ausgebildetes Tier, sondern nur eine Plasmamasse.

Nat sich ein Kulturtropfen mit Zysten gefüllt, so empfiehlt es sich, ihn möglichst langsam (etwa in einer allmählich austrocknenden feuchten Kammer) auf dem Objektträger eintrocknen zu lassen, um die Tiere später einmal wieder ins Leben zurückzurufen. Auch bei den freilebenden Urostylen trocknen die entstandenen Zysten langsam im Schlamme ein, werden vielleicht durch Wasservögel verschleppt oder durch den Wind als Staub verweht und leben dann später unter günstigen Umständen, wenn sie irgendwie wieder ins Wasser gelangen, wieder auf. Dieses Aufleben besteht darin, daß die innere Plasmamasse sich zu einem Tier umbildet. Wollen wir den Prozeß künstlich herbeiführen, so brauchen wir nur die auf dem Objektträger eingetrockneten Zysten, die man Wochen und Monate aufbewahren kann, mit einem Tropfen Wasser anzufeuchten und das Präparat in die feuchte Kammer zu bringen, die es vor Verdunstung schützt. Nach 24 bis etwa 96 Stunden werden die Tiere, soweit sie lebensfähig geblieben sind, ausgekrochen sein. Es kriecht nämlich immer nur ein gewisser Prozentsatz aus, der um so kleiner ist, je länger die Zysten gelagert haben. Gelegentlich kommt es sogar vor, daß von einem sehr schönen Präparat mit zahlreichen Zysten keine einzige auskriecht. Woran das liegt, konnte noch nicht ergründet werden. Mir ist das einmal mit einem Präparat, das etwa 3000 Zysten enthielt, passiert; ein anderes Präparat, in dem sich zugleich Naderiere und Würmer befanden, versagte ebenfalls. Hier haben die Mitbewohner des Tropfens möglicherweise beim Absterben Giftstoffe erzeugt, die die Zysten schädigten. Gute Ergebnisse erzielte ich, wenn ich die Zysten auf weißem Löschpapier trocknen ließ, dieses dann in Wachspapier verpackte und in einem geschlossenen Glase sorgfältig vor zu schneller Verdunstung schützte. In dieser Weise habe ich Zysten drei Jahre lang lebendig erhalten können.

Wie sich das Tier in der Zyste aus der darin enthaltenen körnigen Plasmamasse entwickelt, vermochte ich bis jetzt nicht zu beobachten. Ich habe zwar gesehen, daß zunächst wieder eine kontraktile Vakuole entsteht, die erst langsam, dann allmählich schneller pulsiert, aber nicht verfolgen können, wie das Tier sich dann allmählich formt. Das fertige Tier liegt spiralförmig zusammengerollt, mit der Bauchseite nach außen, in der Zyste (vgl. Abb. 16) und dreht sich fortgesetzt mit großer Geschwindigkeit um die Achse der Spirale. Dadurch, daß der die Zysten tragende Bauch nach außen gefehrt ist, wirkt das Tier bei der Drehung wie eine Bürste, die die Schale der Zyste immer dünner schabt. Dabei drückt das Tier mit dem Vorderende gegen die Wand, bis ein Riß entsteht, durch den es hinausschlüpfen kann. Dieses Hinausschlüpfen erfolgt aber nicht sofort, vielmehr probiert das Tier erst ein paarmal und zieht sich immer wieder zurück, bis es endlich ins Freie schlüpft. Es ist hellfarbig, durchsichtig, hat aber bereits im Ektoplasma Kristalle, die man im polarisierten Lichte sehen kann. Von Gestalt ist es merkwürdig lang und schmal, etwa bandförmig, hinten spitz und noch ganz krumm und eingerollt (Abb. 18). So bewegt es sich sehr vorsichtig und langsam hin und her, bis es nach und nach sicherer wird, sich streckt und allmählich seine eigentliche Gestalt gewinnt (Abb. 19). Es geht dann auch bald auf die Nahrungssuche und wächst schnell in die Breite und in die uns bekannte kräftige Gestalt hinein, um sich schließlich zu teilen, zu konjugieren und aufs neue einzukapseln.

Manchmal kriechen einzelne Zysten schon nach kurzer Zeit in dem Kulturtropfen, in dem sie sich gebildet haben, wieder aus, besonders bei starker Wasserzufuhr. Auch finden sich zuweilen zwei Tiere in einer Zyste. Ist die Zystenhaut zu stark und ist das Tier, das sich darin gebildet hat, zu klein, so vermag es oft nicht auszuschlüpfen, sondern dreht sich 2—3 Tage in fruchtlosem Bemühen in der Zyste herum, um sich dann wieder abzurunden und nochmals mit einer Haut zu umgeben; solche Tiere sterben schließlich ab.

Untersucht man die Zysten in polarisiertem Licht, so zeigt die Hülle bei gekreuzten Nitsols ein Kreuz, während der Inhalt unsichtbar ist. Von Kalklage wird die Hülle nicht angegriffen; sie scheint also aus einer chitinähnlichen Masse zu bestehen.

### Nachwort.

Aus einer Disposition dieses Aufsatze, die sich unter den hinterlassenen Papieren des vom Tod mitten in seiner Arbeit abgerufenen Verfassers fand, geht hervor, daß Herr Prof. Dr. Stolk die Absicht hatte, noch das Verhalten von Tier und Zyste im polarisierten Lichte, die Lebendfärbung von Tier und Zyste und die Präparation von *Urostyla* zu besprechen. Was sich an hierauf bezüglichen Bemerkungen im Nachlaß des Verfassers fand, sei im folgenden angeführt:

Zystenhülle in  $\text{SO}_2$ ?? Es diffundieren Flüssigkeiten hindurch, z. B. Methylenblau, Pikrinsäure, Neutralrot, Pikrokarmin (Pikrin färbt innen, Karmin den Zwischenraum).

Im polarisierten Licht sieht *Urostyla* ganz weiß aus mit flimmernden, leuchtenden Punkten. Bei *Paramaecium* und *Stylonychia* sind

die leuchtenden Punkte größer (Kristallkränze), aber an Zahl geringer. Bei sehr großer Schwärze des Tieres im gewöhnlichen Licht erscheint es im polarisierten Licht erst recht weiß leuchtend, aber nur dort demantglänzend, wo es durchsichtiger ist. Bei der Enzyhmierung leuchtet die Rotmasse auch noch, wenn sie abgestoßen wird. Auch wenn das Tier sich noch in der Zyste dreht, zeigen sich schon wenige weiße Punkte; von der Zyste leuchtet nur die Haut.

Lebendfärbung durch Neutralrot: Ist die Lösung zu konzentriert, so werden die Tiere scheinbar krank, scheinen zerfließen zu wollen. Die Nahrungsvakuolen werden rot und violett und man sieht dann besser das allmähliche Hinunter-rutschen bis zur Defäkation.

Präparation und Kernfärbung: Beim Tier wird die Kernfärbung durch Methylgrün-

zitronensäure deutlich blaugrün; es stirbt in der Flüssigkeit langsam ab und zergeht dabei. Bei der Zyste sieht man die Kerne voneinander getrennt und ebenfalls blaugrün gefärbt; zerdrückt man die Zyste, so scheint der Kern zusammenhängend und gleichmäßig verlängert.

\* \* \*

Gelegentliche briefliche Bemerkungen lassen darauf schließen, daß Herr Prof. Dr. Stolz beachtete, die „Lebensgeschichte“ noch anderer Infusorien zu bearbeiten. Leider blieb dem rastlos tätigen Forscher die Erfüllung dieses Wunsches versagt. Vielleicht wird aber das eine oder andere Mitglied der großen „Mikrokosmos“-Gemeinde durch diese letzte Arbeit des Verstorbenen zur Fortsetzung seiner Studien angeregt; der „Mikrokosmos“ ist stets gerne bereit, derartige Untersuchungen zu veröffentlichen.

## Mikroskopie für Anfänger.

### VII. Untersuchungen an den Stärkekörnern der Kartoffel.

Schluß von S. 173.

Von Hanns Günther.

Mit 1 Abbildung.

Haben wir uns über die Form und das Aussehen der verschiedenen Stärkekörner genau unterrichtet, so legen wir die Präparate zunächst beiseite. Wir können sie später wieder benutzen, doch müssen wir sie dann in einer feuchten Kammer aufbewahren, damit sie bis dahin nicht eintrocknen. Wer eine Glasglocke besitzt, kann eine solche Kammer leicht dadurch herstellen, daß er einen tiefen Teller mit Wasser füllt und die Glocke so darüberhält, daß ihr unterer Rand in das Wasser taucht. Um die Präparate in der Kammer unterzubringen, braucht man natürlich eine Unterlage, die aus dem Wasser hervorragt. Am einfachsten nimmt man einige Holzklöbchen, wie man sie in Baukästen findet, stellt sie aufrecht und legt die Objektträger darauf. Wer es bequemer haben will, mag sich ein kleines Gestell aus Zinkblechstreifen anfertigen lassen. Bevor man die Präparate in die Kammer bringt, muß man sich überzeugen, ob das Wasser unter dem Deckglas nicht schon ganz oder teilweise verschwunden ist. Ist das doch der Fall, so beseitigt man den Fehler durch Zusatz von Wasser am Deckglasrand. Empfehlenswert ist es auch, jedes Präparat mit einem auf Glas schreibenden Farbstift so zu bezeichnen, daß man es später nicht mit einem anderen verwechseln kann. Diese Gefahr wird bei uns zwar vorherhand gering sein, hat man aber erst einmal viele „Eisen im Feuer“, so darf man die Bezeichnung nicht unterlassen, da sonst Irrtümer unausbleiblich sind.

Für unsere weiteren Untersuchungen fertigen wir zunächst ein Präparat aus Kartoffelmehl an. Wir bringen eine Spur davon in einen Tropfen Wasser, der sich auf einem Objektträger befindet, legen ein Deckglas auf und beobachten unter dem Mikroskop. Der erste Blick überzeugt uns, daß wir hier dieselben Gebilde vor uns haben, wie bei den aus der Kartoffelknolle gewonnenen Präparaten, und wenn wir suchen, werden wir alle Formen von Stärkekörnern finden, die wir bereits kennen lernten. Das Kartoffelmehl ist also nichts anderes als getrocknete Kartoffelstärke. Allerdings

ist es nicht immer rein, denn es wird vielfach mit Zerealienmehl verfälscht. In diesem Falle finden wir zwischen den Kartoffelstärkekörnern zahlreiche anders geformte Gebilde, denen auch die charakteristische Schichtung der Kartoffelstärke fehlt.

Manmehr wollen wir eine Anzahl mikroskopischer Reaktionen studieren, die sich mit der Kartoffelstärke vornehmen lassen. Haben wir uns eine feuchte Kammer eingerichtet, so verwenden wir die darin aufbewahrten Präparate. Müssen wir neue anfertigen, so nehmen wir dazu am einfachsten Kartoffelmehl, vorausgesetzt, daß es sich bei unserer Untersuchung als rein erwies. Im andern Fall halten wir uns besser an die Kartoffelknolle, die uns ja jederzeit frisches Material liefert.

Das erste Präparat soll uns zeigen, wie Jodzusatz auf die Kartoffelstärke wirkt. Wir bringen es dazu unter das Mikroskop, stellen bei nicht zu starker Vergrößerung scharf ein und sehen am Deckglasrand einen Tropfen Jodtinktur (Lösung von Jod in Alkohol) zu,<sup>1)</sup> die wir in der Apotheke kaufen können. Dann verschoben wir das Präparat so, daß eine von dem mit Jod benetzten Deckglasrand 4–5 mm entfernte Stelle im Gesichtsfeld des Mikroskops erscheint, und beobachten, was geschieht. Wir werden sehen, daß die Jodlösung langsam vordringt und daß sich die von ihr erreichten Stärkekörner zunächst hellblau

<sup>1)</sup> Beim Zusetzen von Reagenzien muß sehr sorgsam verfahren werden, damit die Deckglasoberfläche nicht beschmutzt wird, denn sonst kommt das Objektiv leicht mit den Reagenzien in Berührung, was gelegentlich zu schweren Beschädigungen führen kann. Ist ein Tropfen auf das Deckglas gelangt, so fertigt man am besten ein neues Präparat an. Wenn das nicht möglich ist, wird das Reagens mit Filtrierpapier abgesaugt. Beschmutzte Objektive taucht man sofort in reines Wasser, spült sie hier vorsichtig ab und reibt sie dann mit einem Leinwandläppchen trocken.

färben, dann aber schnell dunkler werden, bis sie zuletzt fast schwarz erscheinen. In den hellblauen Körnern tritt die Schichtung für einen Augenblick scharf hervor; die dunkleren zeigen keine Schichtung mehr, da sie undurchsichtig sind. Es kann vorkommen, daß die hellblaue Zwischenstufe ausbleibt; die Körner färben sich dann mit einem Schlags tief schwarzblau. Das ist ein Zeichen dafür, daß die Jodtinktur zu konzentriert war. Wir stellen dann ein neues Präparat her und verdünnen das Reagens, ehe wir es zusehen, stark. Bei richtiger Konzentration vollzieht sich die Färbung so allmählich, daß man alles deutlich beobachten und durch Verschiebung des Präparats dem Fortschreiten der Einwirkung bequem folgen kann. Geht die Gefärbung gar zu langsam vor sich, so hilft man dadurch nach, daß man ein Stückchen Filtrierpapier an den entgegengesetzten Deckglasrand legt. Durch die Saugwirkung des Filtrierpapiers kommt dann eine Strömung zustande, die das Reagens schnell vorwärts zieht.

Die Blaufärbung, die wir hier beobachten, tritt stets ein, wenn Jod und Stärke zusammenkommen, gleichviel, um was für Stärke es sich handelt und in welcher Form sie vorliegt. Jod bildet nämlich mit Stärke eine blauejähre Verbindung, die Jodstärke heißt. Da die Reaktion sich auch dann vollzieht, wenn nur geringe Spuren von Stärke vorhanden sind, ist die Jodprobe ein ausgezeichnetes Mittel, um zu erkennen, ob ein Präparat Stärke enthält. Diese Tatsache müssen wir uns merken, da man in der Mikroskopie häufig davon Gebrauch machen kann.

Statt Jodtinktur zu verwenden, können wir auch mit Jodjodkalium arbeiten, dessen Zusammensetzung auf S. 173 angegeben wurde. Die sich in diesem Falle abspielenden Vorgänge sind den oben beschriebenen im allgemeinen gleich. Das Endergebnis ist indessen keine blaue, sondern eine violettbraune Färbung, wenigstens dann, wenn der dem Präparat zugefugte Jodjodkalium-Tropfen nicht zu groß war. Tut man des Guten zu viel, so tritt leicht eine Überfärbung ein, die die Körner tief dunkelbraun bis schwarz erscheinen läßt.

Haben wir festes Jod zur Verfügung, so können wir noch die Einwirkung von Joddämpfen auf die Kartoffelstärke studieren. Wir bringen dazu eine Spur Kartoffelmehl auf einen Objektträger, den wir dann mit der Präparatseite nach unten auf die Öffnung des Jodfläschchens legen. Wir lassen die sich bei gewöhnlicher Temperatur entwickelnden schwachen Dämpfe 24 Stunden einwirken und bringen dann das Präparat, nachdem wir es mit einem Deckglas versehen haben, unter das Mikroskop, das uns zeigt, daß die Stärkekörner dunkelbraun geworden sind. Setzen wir dem Präparat jedoch vorsichtig einen Tropfen Wasser zu, so schlägt das Braun rasch in Blau um, und wir erhalten wieder das gleiche Bild wie beim ersten Versuch.

Um einem weiteren Präparat wollen wir die Erscheinungen studieren, die sich bei der Einwirkung von Kalilauge (Lösung von Kaliumhydroxyd in Wasser) zeigen.<sup>2)</sup> Wir bringen dazu etwas Kartoffelstärke in Wasser, legen ein Deckglas auf, stel-

len scharf ein und fügen am Rand einen Tropfen Kalilauge hinzu. Die Beobachtung zeigt, daß jedes Stärkekorn, das in den Bereich der allmählich vordringenden Lauge gerät, glasförmig wird und sich rasch vergrößert, bis seine Umrisse kaum mehr wahrzunehmen sind. Auf den ersten Blick sieht es so aus, als ob die Stärke sich in der Kalilauge löse. Wenn man aber genauer hinschaut, merkt man, daß es sich um eine Quellung handelt. Die Schichtung tritt dabei für einen Augenblick sehr deutlich hervor, um dann schnell vollständig zu verschwinden; zugleich höht sich der Bildungskeim stark an, worauf sich die so entstandene Blase von der schwächeren Seite, vom vorderen Ende des Kernes her, einfaltet. Durch Verschieben des Präparats kann das Fortschreiten des Quellungs Vorgangs genau verfolgt werden. Schließendlich sind alle Stärkekörner verschwunden und durch eine gleichmäßig helle jähige Masse ersetzt, die man als Kleister bezeichnet.

Diese Kleisterbildung können wir auch auf einem andern Wege herbeiführen, nämlich dadurch, daß wir in Wasser liegende Stärkekörner vorsichtig erwärmen, ein Verfahren, das man ja auch in der Praxis zur Kleistererzeugung benützt. Wir verwenden dazu ein Präparat ohne Deckglas und eine kleine Spiritusflamme. Der Wassertropfen darf nicht zum Kochen kommen und das verdampfende Wasser muß gleich wieder ersetzt werden. Haben wir alles richtig gemacht, so muß das Präparat unter dem Mikroskop (zur Beobachtung Deckglas auflegen!) dasselbe Bild zeigen, wie das mit Kalilauge behandelte. Wer einen heizbaren Objektisch besitzt, kann die bei der Erwärmung auftretenden Vorgänge genau verfolgen und die entsprechenden Temperaturen messen; er wird sehen, daß sich die Kleisterbildung bei 70° vollzieht.

Zum Schluß soll noch die Einwirkung von Speichelflüssigkeit untersucht werden. Wir benutzen dazu unsern Mundspeichel, den wir indessen zunächst filtrieren müssen, um die darin enthaltenen Beimengungen (außer Speiseresten findet man Speichelförpchen und Plattenepithelzellen), die uns verwirren würden, zu entfernen. Das Präparat wird so hergestellt, daß wir auf dem Objektträger zunächst mit Vaselin einen der Deckglasgröße entsprechenden Rahmen ziehen, die Stärkekörner in den so abgegrenzten Raum hineinbringen, ein Tröpfchen Wasser hinzugeben und dann den Objektträger unter das Filter halten, um ein Speicheltöpfchen aufzufangen. Das Deckglas erhält ebenfalls einen schmalen Vaselinrand und wird beim Auflegen etwas angepreßt, so daß die beiden Vaselinflächen sich miteinander vereinigen. Auf diese Weise erzielt man einen luftdichten Verschluss, der die Flüssigkeit vor dem Verdunsten

nur das Objektiv, sondern auch unsere Haut und unsere Kleider gefährdet, wenn es darauf gelangt. Wir dürfen also keine Spritzer machen und müssen die Lauge bei Nichtgebrauch an einem sicheren Orte aufbewahren. Zum Verschluss wird am besten ein Gummistöpsel benützt, da ein Korkstopfen schnell zerfressen wird, während ein Glasstopfen einwächst. Man kann das Einwachsen aber verhindern, wenn man den Glasstopfen ganz trocken reibt und den matt geschliffenen Teil mit festem Paraffin bestreicht.

<sup>2)</sup> Mit diesem Reagens müssen wir besonders vorsichtig sein, da es stark ätzend wirkt und nicht

schützt. Diese Vorsichtsmaßregel ist deshalb nötig, weil sich die Einwirkung des Speichels sehr langsam vollzieht. Wir lassen das Präparat daher auch zunächst ruhig liegen und bringen es erst nach 5–6 Stunden unter das Mikroskop. Die Stärkekörner sind deutlich heller geworden und

die Schichtung tritt etwas klarer hervor. Die Gestalt hat sich nicht verändert, wohl aber sind im Innern der Körner chemische Veränderungen vor sich gegangen, denn wenn wir das Präparat der Jodprobe unterwerfen, so werden die Körner nicht mehr blau, sondern gelb oder weinrot

## Kleine Mitteilungen.

**Alkoholnachweis bei Gärung.** In Flüssigkeiten, bei denen die Gärung bereits vorgeschritten ist, Alkohol nachzuweisen, ist einfach. Oft aber ist es von Wert, zu wissen, ob, trotzdem keine Gärung sichtbar ist, Alkohol sich bildet. Es gibt Zuckerarten, bei denen die Zersetzung durch Gärungserreger nur in beschränktem Maße auftritt. Der große Forscher Emil Chr. Hansen wendete dazu folgendes Verfahren an: Er brachte die Flüssigkeit, die untersucht werden sollte, in eine Retorte mit langem Rohr und kochte, wobei er besonders die Tropfen beobachtete, die sich an den kalten Stellen des Rohres ansetzten. Tropfen, die wie Tränen aussehen, oft mit einem länglichen Schwanz, und öartige Tropfen sind die charakteristischen Bildungen bei Anwesenheit kleinster Mengen von Alkohol. Zur Abkühlung des Retortenhalses benützte Hansen einen Schwamm, der in Eiswasser gelegen hatte. Von Albert Klöcker ist dieses Verfahren verbessert worden. Er arbeitet folgendermaßen: 5 ccm der auf Alkohol zu untersuchenden Flüssigkeit werden in ein Reagenzglas gebracht, dessen Länge 18 cm und dessen Durchmesser 2,4 cm beträgt. Es wird mit einem durchbohrten Korken verschlossen, durch dessen Loch ein Glasrohr gesteckt wird, das 80 cm lang ist und dessen äußerer Durchmesser 3 mm beträgt. Das untere Ende des Glasrohres wird so durch den Kork gesteckt, daß es nicht in das Reagenzglas hereinragt, aber doch das Korkloch ganz ausfüllt. Dann legt man auf einen Dreifuß ein Drahtnetz, befestigt das Reagenzglas so, daß es dicht über dem Drahtnetz senkrecht steht, und erwärmt langsam mit kleiner Flamme, damit kein Stoßen der Flüssigkeit auftritt. Bei Alkoholanwesenheit treten bald die oben erwähnten öartigen Tropfen in der Glasröhre auf. Ist der Alkoholgehalt gering, so stehen sie verhältnismäßig hoch in der Glasröhre, ist er groß, so stehen sie niedriger. Übung durch Vorversuche erleichtert die Unterscheidung. Auf diese Weise können in Nährflüssigkeiten bis zu 0,002 Volumprozent Alkohol mit Sicherheit festgestellt werden. Es können wohl Zweifel auftreten, ob eine solche Reaktion nicht auch von andern sich verflüchtigen Stoffen herühren könnte. Nach den vorliegenden Erfahrungen ist dies aber in der Regel nicht der Fall. Verwendung man mehr Flüssigkeit zur Prüfung und bringt man sie in einen Kochkoben, so kann das Destillat durch Aufstecken eines gebogenen Rohres aufgefangen und der Jodoformprobe unterworfen werden. Dazu wird 1 ccm des Destillats in einem Reagenzglas mit 10 ccm einer mäßig konzentrierten Lösung von Jod in Jodkaliumlösung versetzt und dann tropfenweise Kalilauge zugefügt, bis die braune Farbe des Jods verschwunden ist. Man erhält einen gelben, kristallinischen Niederschlag, der

aus Jodoform besteht. Der eigentümliche Geruch ist leicht zu erkennen. Unter dem Mikroskop zeigt der Niederschlag sechsseitige Tafeln.

Dr. Adolf Reih.

**Zeichenhilfe.** Für das Zeichnen mit dem Mikroskop gibt es ein ausgezeichnetes Hilfsmittel, das anscheinend sehr wenig angewendet wird. Es ist das Skular-Mikrometer. Man benützt als Zeichenpapier entweder das bekannte Millimeterpapier oder zeichnet zunächst mit dünnen Bleistiftstrichen ein Netz vor, das leicht wegradiert werden kann, sobald man die Zeichnung mit Tusche ausgeführt hat. Bei der Herstellung der Zeichnung braucht man dann nur den Inhalt der kleinen Quadrate einzeln nachzuzeichnen, was selbst Beobachtern mit wenig zeichnerischem Geschick nicht schwer fällt, weil die Quadrateisen selbst als Maßstäbe für Längen- und Lagebezeichnungen dienen. Man kann bei einiger Übung selbst Objekte zeichnen, die größer als das Gesichtsfeld des Mikroskops sind, wenn man zunächst einige am Rande befindliche Punkte (am besten auf den Quadratseiten) der Lage nach genau bestimmt und dann das Präparat verschiebt, bis diese Punkte auf der entgegengesetzten Seite des Gesichtsfeldes sich in der gleichen Lage zu den Quadratseiten befinden. Die Vergrößerung wird mit dem Objektmikrometer bestimmt. Man stellt fest, wieviel  $\mu$  eine Quadratseite des Mikrometers bei der betreffenden Objektiv-Skularkombination entspricht (Mikrometerwert). Ebenso viel  $\mu$  faßt auch die Quadratseite des Zeichenpapiers.

$$\frac{\text{Quadratseite (in mm)} \times 1000}{\text{Mikrometerwert}} = \text{Vergrößerung.}$$

P. Metzner.

**Zur Ableitung und Schreibweise des Wortes Mykorrhiza.** Wenn Mykorrhiza, wie in der ersten Anmerkung zum Aufsatz von Dr. Sieghardt in Heft 7 (S. 137) des laufenden „Mikrokosmos“-Jahrgangs angegeben ist, aus  $\mu\acute{o}\rho\eta\zeta$  Pilz und  $\rho\acute{\iota}\zeta\alpha$  = Wurzel gebildet wäre, so wäre diese Bildung sicher falsch. Es müßte dann statt Mykorrhiza Myketorrhiza heißen, denn der für die Zusammensetzung nötige Stamm von  $\mu\acute{o}\rho\eta\zeta$  tritt erst im Genitiv  $\mu\acute{o}\rho\eta\zeta\omicron\varsigma$  hervor. Das „o“ in Mykorrhiza kann aus  $\mu\acute{o}\rho\eta\zeta$  nicht erklärt werden. Ist das Wort nicht vielleicht aus  $\mu\acute{\epsilon}\rho\alpha\zeta$  gebildet? Dieses Wort bedeutet allerdings nicht Pilz, sondern Schleim, aber es ist mit  $\mu\acute{o}\rho\eta\zeta$  verwandt, wie auch Frank, der Träger des Wortes Mykorrhiza, auf S. 284 (Anm. 12) der von ihm ungearbeiteten „Synopsis der Pflanzenkunde“ von Leunis, dritte Auflage, Bd. 3, sagt. Was die Schreibweise des Wortes Mykorrhiza anbetrifft (ob mit *rh* oder *rrh*), so ist zu der Angabe Dr. Sieghardts zu bemerken, daß bei der Bildung zusammengesetzter Wörter das *o* am Anfang des 2. Bestandteils in

der Regel verdoppelt wird, wenn ihm ein kurzer Vokal vorhergeht (vgl. Kühner, Griechische Grammatik, I, S. 270). Es muß demnach Mycorrhiza geschrieben werden, wenn auch Frank selbst Mycorrhiza schreibt. In der Literatur, soweit sie mir zur Verfügung steht, fand ich Mycorrhiza nur bei Frank (der aber trotzdem Glycyrrhiza [in „Pflanzenkrankheiten“, Bd. 2] schreibt), dagegen Mycorrhiza oder Mycorrhiza bei Migula, Kräbner, Straßburger und Wiesner; bei die-

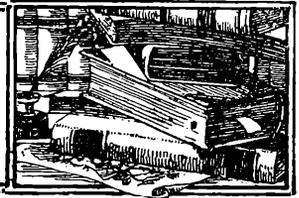
sem findet sich allerdings im 1. Bd. seiner „Elemente der wissenschaftlichen Botanik“ auch die Schreibweise Mycorrhiza. Wiesner wendet aber sonst bei Wörtern ähnlicher Bildung in dieser Schrift durchweg die Schreibart mit rh an. Leider ist in der botanischen, besonders aber in der zoologischen Literatur diese Schreibweise nicht gleichmäßig durchgeführt; man findet oft bei demselben Verfasser neben Wörtern mit rh auch solche mit rh.

Prof. Metzger, Hageburg.



## Bücherschau.

Unverlangt etgehende Werte werden im allgemeinen nur mit Titel, Verlag und Preis aufgeführt. Eine Rücksendung nicht beprochener unverlangter Werte erfolgt nicht.



**Doppel, Albert, Leitfaden für das embryologische Praktikum und Grundriß der Entwicklungslehre des Menschen und der Wirbeltiere.** 1914, Jena, Gust. Fischer; geh. M 10.—, geb. M 11.—.

Der vorliegende Leitfaden fällt in unserer Lehrbuchliteratur eine schon lange vorhandene Lücke aus und verdient deshalb, in weitem Preise bekannt zu werden. Doppel hat das Buch freilich in erster Linie für Studierende und Ärzte geschrieben; seiner ganzen Darstellung nach eignet es sich aber auch ausgezeichnet für jeden Naturfreund, der sich mit Embryologie beschäftigen möchte und die Anfangsgründe der Mikroskopie bereits kennt. Eine kurze Inhaltsübersicht wird dieses Urteil verständlich machen. Der erste Hauptteil trägt den Titel: „Über die Betrachtungsweise des Materials im embryologischen Praktikum“ und zerfällt in neun Unterabteilungen, die folgende Überschriften tragen: Über Ziele und Wege des embryologischen Praktikums; Embryologie und Entwicklungsmechanik; Evolution, Epigenesis, Neoevolution, Neoevigenesis; Entwicklung und Wachstum, kausale Entwicklungsperioden; Über einige die Entwicklung bewirkende Faktoren; Das embryologische Material; Embryologische Technik; Einige entwicklungsmechanische Experimente; Stoffeinteilung im embryologischen Praktikum. Diese Überschriften lassen erkennen, daß der Verfasser vor allem bemüht ist, den Lernenden in die entwicklungsmechanische Denkweise einzuführen, was wir sehr begrüßen. Der zweite und vierte Hauptteil enthalten in der Hauptsache einen Grundriß der Entwicklungslehre, während der dritte Hauptteil die Beschreibung einiger Schnittserien und einen embryologischen Atlas bringt. Überall zeigt sich Doppel als ausgezeichnete Lehrer, der auch jenen Lesern, die Embryologie als Fach unterrichten, manche praktische Winke zu

geben weiß. Hervorzuheben ist noch, daß sich der Verfasser überall bemüht, den Leser zu eigenen Untersuchungen anzuregen. Dieser Umstand macht das Werk für die „Mikrokosmos“-Leser besonders geeignet, spiegelt sich doch darin jener Geist, den wir mit unserer Arbeit überall zu wecken suchen.

Dr. G. Str.

**Ernst Weinschenk, Die gesteinsbildenden Mineralien.** 3. umgearbeitete Auflage. 1915, Freiburg, Herder'sche Verlagshandlung. Gebunden M 10.80.

Die neue Auflage dieses ausgezeichneten Werkes, das eine vortreffliche Ergänzung unserer Buchbeilage „Apparate und Arbeitsmethoden zur mikroskopischen Untersuchung kristallisierter Körper“ darstellt, weist in Inhalt und Ausstattung wesentliche Verbesserungen auf. Das Bildmaterial ist bedeutend vermehrt und einzelne Kapitel haben eine vollständige Neugruppierung erfahren, bei der besonderes Gewicht auf knappe, klare Darstellung gelegt wurde. Weiter ist eine schärfere Trennung der einzelnen Teile festzustellen, wodurch die Übersichtlichkeit des Buches sehr gewonnen hat. Daß die Ergebnisse der neueren Forschungen über die gesteinsbildenden Mineralien überall hinzugefügt und ihrer Bedeutung entsprechend gewürdigt sind, bedarf kaum der Betonung. Der Kreis der behandelten Mineralien ist nur wenig erweitert worden, dagegen hat Weinschenk die Darstellung ihrer für den Petrographen wichtigen Erscheinungsform in Wort und Bild bedeutend ausgedehnt und dafür weniger Wichtiges gestrichen. So steht das Werk, dessen beste Empfehlung seine weite Verbreitung ist, wiederum durchaus auf der Höhe der Zeit, und wir können seinen Wert nicht besser charakterisieren, als durch das Urteil: „Für den Petrographen unentbehrlich.“

W.

# Mikroskopos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 10

## Kernstudien an Erbsenwurzeln.

Von Dr. P. N. Schürhoff.

An den Keimwurzeln der Erbsen lassen sich sehr gut Studien zur Einführung in die Zytologie anstellen. Wir wollen uns im folgenden an diesem Objekt über den Vorgang der Kern- und Zellteilung, sowie über die wahrscheinlichen Empfindungsorgane für den Geotropismus der Wurzelspitzen unterrichten und zugleich die Gelegenheit benutzen, um einen wichtigen physiologischen Versuch anzustellen, der uns zeigt, wie es möglich ist, die Kernverhältnisse in außerordentlicher Weise zu beeinflussen. Ferner wollen wir eine Reaktion auf das Verhalten des Chromatins studieren, die deshalb wichtig ist, weil durch sie nachgewiesen wurde, daß der Nukleolus von Spirogyren im Gegensatz zu dem der höheren Pflanzen die Chromatinsubstanz enthält. Die Untersuchungen lassen sich am besten an Mikrotomschnitten vornehmen, doch kommt man im Notfall auch mit Rasiermesserchnitten aus.

1. Um uns das Material zum Studium der normalen Kern- und Zellteilung zu verschaffen, legen wir ungeschälte Erbsen auf einen mit Sand gefüllten Blumentopf und bedecken sie mit einem Trinkglas oder einer kleinen Glasglocke. Nach 2—3 Tagen fangen die Erbsen an zu keimen. Nach etwa 4 Tagen schneidet man die Wurzelspitzen höchstens 0,5—1 cm lang ab und legt sie sofort in eine Lösung von Chromessigsäure, die durch Lösen von 0,5 g Chromsäure in 100 ccm Wasser und nachträgliches Hinzufügen von 3 ccm Essigsäure (oder 4 ccm Essigessenz) hergestellt wird. In dieser Fixierlösung, von der man für 10—20 Wurzelspitzen 50—100 ccm braucht, bleiben die Keimwurzeln 24 Stunden. Dann wird die Lösung abgegossen und durch Wasser ersetzt, das man im Laufe eines Tages etwa 10 mal wechselt. Auf das Wasser folgt eine Mischung von 20 Teilen Brennspiritus und 80 Teilen Wasser, die man 1 Stunde einwirken läßt. Von da an kommen die Wurzeln jede Stunde in immer

stärkeren Alkohol, bis sie schließlich in reinem Brennspiritus (90%) liegen und damit zum Schneiden mit dem Rasiermesser fertig sind. Man stellt möglichst dünne Längsschnitte her und bringt sie für etwa 1 Stunde in eine ziemlich dunkle, wässrige Gentiaviolettlösung. Von hier aus kommen die Schnitte 5 Minuten in Wasser, 5 Minuten (bzw. solange sich noch Farbstoffwolken aus den Schnitten entwickeln, was bei dickeren Schnitten oft 1/2 Stunde dauern kann) in 90%igen Alkohol, 5 Minuten in absoluten Alkohol, 5 Minuten in Xylol und schließlich in Kanadabalsam. Die Besitzer eines Mikrotoms bringen die Wurzeln aus dem reinen Brennspiritus (siehe oben) über absoluten Alkohol, Xylol-Alkohol und Xylol in bei 52° schmelzendes Paraffin und fertigen Längsschnitte von 5 oder 10  $\mu$  an. Die Schnitte werden in bekannter Weise aufgeklebt, vom Paraffin befreit, auf 24 Stunden in eine konzentrierte Safraninlösung gebracht, mit Wasser abgespült, 10 Minuten mit einer 0,5%igen Wasserblaulösung behandelt, darauf sofort in Alkohol übergeführt, mit Nelkenöl differenziert und in Kanadabalsam eingeschlossen.

Diese so hergestellten Präparate zeigen uns alle Stadien der normalen Kern- und Zellteilung. In vielen Zellen werden wir ruhende Kerne mit einem feinen Gerüstwerk von Fasern und einem oder mehreren Kernkörperchen erblicken. Andere Kerne zeigen uns die feinen Kernfäden im Augenblick der Längsspaltung. An wieder anderen sehen wir, wie sich die Chromosomen herausfordern. Und noch andere zeigen die Beförderung der Chromosomen nach der Kernplatte, später das Auseinanderweichen der Tochterchromosomen und die Bildung der neuen Zellplatte. Wir benutzen diese Gelegenheit, um von möglichst vielen Stadien Zeichnungen zu machen und diese dann in der richtigen Reihenfolge zu ordnen. Auf diese Weise können wir uns leicht ein vollständiges Bild aller Vorgänge verschaffen, die

man unter der Bezeichnung „Kern- und Zellteilung“ zusammenfaßt. Wir können auch den Versuch machen, die Chromosomen zu zählen, und werden dann finden, daß ihre Zahl bei der Erbbe 14 beträgt. Die in der Wurzelspitze gefundene Anzahl nennt man die diploide Chromosomenzahl, im Gegensatz zu der haploiden Zahl, die in den Pollenkörnern und dem Eiapparat auftritt. Am besten läßt sich die diploide Chromosomenzahl an Querschnitten durch die Wurzelspitze feststellen, in denen man häufig die Kernplatte von oben erblickt.

2. Die Schnitte durch die Keimwurzeln ermöglichen es uns auch, die Lagerung der Stärkekörnchen in der Wurzelspitze zu studieren, die vermutlich die geotropischen Organe der Wurzel bilden. Die Reizempfindung für den positiven Geotropismus der Wurzel hat ihren Sitz vor allem in der Wurzelhaube, und zwar in ihrem apicalen Teile, der sog. Kolumella. Die betreffenden Zellen enthalten als Statolithen angeordnete Stärkekörnchen, die bei senkrechter Stellung der Wurzel der unteren Zellwand, bei wagrecht verlaufender Wurzel aber den Seitenwänden der Zellen anliegen. Erfahrungsgemäß sucht sich die Wurzel möglichst immer so zu stellen, daß die Stärkekörnchen auf der unteren Zellwand liegen.

In den nach der oben beschriebenen Methode hergestellten Präparaten sind diese Stärkekörnchen nicht mehr zu erkennen, da sie den Farbstoff abgegeben haben. Um sie sichtbar zu machen, wendet man eine vorherige Beizung mit Tannin an. Man legt die Schnitte dazu 10 Minuten lang in eine 10%ige Gerbsäurelösung, wäscht mit 1%iger Kaliumbichromatlösung aus, läßt dann 10 Minuten lang eine 10%ige Kaliumbichromatlösung einwirken, spült mit Wasser ab und färbt 10 Minuten in wässriger Gentianaviolettlösung. Das Präparat kann nach dem Entwässern in Kanadabalsam aufbewahrt werden. Bei diesem Verfahren werden fast nur die Stärkekörnchen gefärbt; will man auch die Kernverhältnisse darstellen, so färbt man vor der Beizung mit Tannin mit Eisenhämatoxylin. Sollte diese Färbung mißlingen, so sind die Stärkekörnchen mit Jodlösung leicht nachzuweisen, doch ist die Jodfärbung nicht haltbar.

3. Für unsern physiologischen Versuch lassen wir die Keimwurzeln etwa 2 cm lang werden und bringen die Pflänzchen dann, ohne die Wurzeln abzuschneiden, in eine 1%ige Chloralhydratlösung, in der sie 45 Minuten bleiben. Hernach waschen wir sie etwa  $\frac{3}{4}$  Stunden lang in temperiertem Wasser aus

und bringen sie wieder unter die Glasglocke, wo sie 24 Stunden bleiben. Nach Ablauf dieser Frist wird die Behandlung wiederholt und zwar im ganzen 3—4 mal. 24 Stunden nach der letzten Behandlung werden die Wurzeln abgeschnitten, fixiert und wie unter 1 weiter behandelt. Die meisten Wurzeln zeigen sich 24 Stunden nach dem ersten Chloralisieren einige Millimeter hinter der Spitze verdickt. Nach der zweiten Chloralisierung weisen sie 2 solche Verdickungen auf, die 2—5 mm voneinander entfernt sind. Die Pflanzen überstehen das mehrmalige Chloralisieren ganz gut; die Wurzelspitzen sind von normaler Gestalt. In den fixierten und nach dem unter 1 angegebenen Verfahren gefärbten Wurzellängsschnitten sehen wir aber ganz eigentümliche Veränderungen. Vor allen Dingen finden wir viele Zellen mit mehreren Kernen, die z. T. in Reihen aneinanderliegen. Manche Kerne besitzen eine bedeutende Größe und haben ein gelapptes Aussehen, das an Amitosen erinnert, aber darauf beruht, daß mehrere Kerne einer vielkernigen Zelle miteinander verschmolzen sind.

Alle diese Änderungen werden dadurch hervorgerufen, daß das Chloralhydrat auflösend auf die Spindelfasern wirkt. Infolgedessen unterbleibt die Zellteilung nach Beendigung der Kernteilung, so daß mehrkernige Zellen entstehen.

Untersuchen wir nur einmal chloralisiertes Material, so finden wir höchstens 2kernige Zellen. Nach dem zweiten Chloralisieren finden wir sowohl 2-, als auch 3- und 4-kernige Zellen, während nach dem dritten Chloralisieren sogar 8-kernige Zellen bezw. die Verschmelzungsprodukte der 8 Kerne auftreten.

Kerne, die aus der Verschmelzung von 2 diploiden Kernen hervorgehen, nennt man diploide, während die 3fachen tridiploide, die 4fachen tetradiploide heißen.

Trotz der erlittenen Veränderung sind solche Kerne imstande, sich später in normaler Weise weiter mitotisch zu teilen, wodurch dann Spindeln mit außerordentlich viel Chromosomen entstehen. Eigentümlich ist es, daß wir einige Wochen nach der Chloralisierung keine Kerne mit erhöhter Chromosomenzahl mehr antreffen. Necemec führt dies auf Reduktionsvorgänge zurück, die ähnlich verlaufen, wie die Reduktionsteilungen in den Sporenmutterzellen. Es ist physiologisch sehr interessant, daß die Kerne in mehrkernigen Zellen das Bestreben haben, miteinander zu verschmelzen. Wir haben hier eine Analogie zum Befruchtungsvorgang, bei dem auch die Verschmelzung zweier Kerne das wesentliche Merkmal bildet.

4. Für unseren letzten Versuch wird die Keimwurzel, und zwar wiederum die etwa 0,5 cm lange Wurzelspitze, in Alkohol von 90—95% oder in Chromessigsäure fixiert und dann entweder mit dem Rasiermesser geschnitten, oder (besser!) in Paraffin eingebettet und mit dem Mikrotom in Längsschnitte von 10  $\mu$  Dicke zerlegt. Auf diese Schnitte läßt man 10 Minuten lang konzentrierte Salpetersäure einwirken. Darauf wäscht man 1 Stunde in Wasser aus und färbt mit Eisenhämatoxylin oder Gentianaviolett. Das Mikroskop zeigt uns, daß die Chromosomen in den Teilungsstadien durch diese Behandlung völlig aufgelöst worden sind. An ihrer Stelle erblicken wir Hohlräume, die genau die Gestalt der gelösten Chromosomen erkennen lassen.<sup>1)</sup>

Gleiche Ergebnisse lassen sich mit konzentrierter Salzsäure und konzentrierter Phosphorsäure erzielen. Auch im Knäuelstadium wird das Chro-

<sup>1)</sup> Noch besser als bei der Erbse sind die Hohlräume bei solchen Pflanzen sichtbar, die, wie z. B. die Liliaceen, sehr große Chromosomen besitzen.

matin völlig gelöst. Hier fällt indessen auf, daß die Nukleolen nicht gelöst worden sind. Daraus geht klar hervor, daß der Nukleolus aus einer anderen Substanz besteht, als die Chromosomen. Man findet insolgedessen nur die Nukleolen gefärbt und, besonders deutlich bei der Färbung mit Eisenhämatoxylin, die Phragmoplasten, diese besonders im Stadium der Telophase.

Wer noch andere physiologisch-zytologische Versuche mit der Keimwurzel der Erbse anstellen will, sei darauf hingewiesen, daß man z. B. die Wurzeln längsspalten und nach 3—4 Tagen fixieren kann, um die Bildung des Wundgewebes zu beobachten. Kultiviert man die Wurzeln in Wasser von 30—40°, so zeigen sich überraschende Veränderungen bei der Kernteilung. Gipft man sie ein, so kann man später die Wirkung des Druckes studieren.

Sollten sich bei diesen oder bei den oben beschriebenen Untersuchungen Schwierigkeiten ergeben, so bin ich gern bereit, auf brieflichem Wege (Adresse: Elberfeld, Siegfriedstr. 34) weitere Auskunft zu erteilen.

## Mikroskopisches vom Tee und seinen Verfälschungen.

Don Dr. Peter Pooth.

Mit 2 Abbildungen.

Es ist eine weitverbreitete Ansicht, daß wir Europäer den echten und reinen Tee noch nie zu kosten bekommen hätten, weil die schlauen Chinesen die frisch geernteten Blätter zunächst einmal dazu benützen sollen, sich selbst einen recht guten Tee zu brauen. Das Material werde hernach wieder getrocknet und komme erst dann in den Handel und nach Europa. Ob an dieser Erzählung etwas Wahres ist, wird sich kaum mehr feststellen lassen. Heute trifft die Geschichte aber sicher nicht mehr zu, da sich die Teeplantagen zum größten Teil in den Händen von Europäern befinden. Eines läßt sich jedoch leider nicht ableugnen: so schlau wie die chinesischen Plantagenbesitzer einst gewesen sein sollen, ist man in Europa heute noch, denn Frau Jama weiß zu berichten, daß alljährlich Tausende von Zentnern ausgebrühter Teeblätter aus Hotels, Teestuben, Gasthäusern u. dgl. in die Hände spekulativer Leute wandern, die das Zeug durch künstliches Auffrischen wieder ansehnlich machen und es entweder der reinen Ware beimischen oder sogar allein als echten Tee in den Handel bringen. Ein solcher Betrug ist mikroskopisch ziemlich leicht nachweisbar, da durch das Abbrühen die Färbung bestimmter Zellen verändert wird; näheres darüber weiter unten. Der Chemiker kann die Fälschung ebenfalls leicht aufdecken, denn über die Zusammensetzung des reinen Teeblatts ist man genau unterrichtet. Für den Mikroskopiker gibt es auch sonst noch genug zu studieren, da man den Tee mit vielerlei anderen

getrockneten Blättern vermischt, die unter dem Mikroskop leicht erkannt werden können.

Der Teestrauch (*Thea sinensis* L., Ternstroemiaceae) wird in China auf hügeligem, 1500 bis 2000 m hoch liegendem Gelände angebaut. In Japan, auf Ceylon und Java, sowie in Indien werden verschiedene Abarten kultiviert; die Hauptmenge für den Welthandel liefert jedoch nach wie vor China. Zur Zeit der Ernte werden die Teeblätter abgenommen und einer Behandlung unterworfen, deren Art und Weise davon abhängt, ob als Endprodukt schwarzer, grüner, gelber, roter oder sogenannter Ziegeltee erzielt werden soll. Für uns kommen nur der durch einen Gärungsvorgang erhaltene schwarze und der grüne Tee in Frage, von denen die erste Sorte die Hauptmenge der Produktion ausmacht.

Zunächst wollen wir uns über den anatomischen Bau des Teeblatts unterrichten. Dazu verschaffen wir uns aus einer anerkannt guten Teebehandlung einige Proben, die wir in heißem Wasser aufweichen. Ist das geschehen, so bringen wir das Material auf eine Glascheibe und versuchen, die Blätter vorsichtig aufzurollen und auszubreiten, was uns, wenn wir wirklich tadellosen Tee erhalten haben, nach einigen Fehlbefunden gut gelingen wird. Vollkommen ausgebildete Teeblätter sind länglich eiförmig gestaltet; die Spitze ist etwas nach oben gezogen und der Rand sägezahnartig gefeilt. Von einem starken Mittelnerv entspringen spitzwinklig, in weiten Zwischenräumen,

die Nebenadern, die nach dem Rande zu sich nach oben wenden (vgl. Abb. 2, 1 u. 2).

Haben wir diese Verhältnisse genügend studiert, so legen wir ein kleineres Blattstückchen in Hollundermark ein, schneiden senkrecht zur Mittelader und betrachten die in Wasser eingelegten Schnitte unter dem Mikroskop (schwache Vergrößerung!). Die Epidermis der Blattoberseite besteht aus vielseitigen, tafelförmigen Zellen, auf die eine zweireihige Palisadenschicht folgt, deren Zellen der obersten Reihe langgestreckt sind. Die Zellen der darunter liegenden Parenchymischicht enthalten braune Massen, den Gerbstoff der Teeblätter, so wie schön ausgebildete Kristalldrüsen von Kalziumoxalat. In älteren Blättern sehen wir sehr deutlich langgestreckte, verholzte und eigentümlich gestaltete Sklereiden (Sdioblasten), die ein wichtiges Merkmal bei der Teeuntersuchung bilden. In der unteren Epidermis werden wir zahlreiche Spaltöffnungen finden, die meist von drei Nebenzellen begleitet sind. Außerdem ist die meist untere Epidermis reich mit Haaren besetzt, die meist aus nur einer Zelle bestehen (vergl. Abb. 1).

Betrachten wir die obere Blattfläche unter dem Mikroskop, so erkennen wir, daß sie aus einem ununterbrochenen Gewebe kleiner Zellen besteht, deren Wandungen wellenförmig gestaltet sind. Die untere Blattfläche zeigt viel größere Zellen und ist mit zahlreichen elliptischen Spaltöffnungen sowie mit Haarbesatz ausgestattet.

Sollten die erwähnten Merkmale bei unsern Präparaten infolge der starken Färbung der Teeblätter nicht deutlich genug hervortreten, so bringen wir die Blätter, ehe wir die Präparate daraus herstellen, in eine Chloralhydratlösung oder in Eau de Javelle, bis sie genügend aufgehellt sind.

Bevor wir zur Beschreibung der Teeverfälschungen übergehen, noch ein paar Worte über die bei den Teesorten üblichen Bezeichnungen, da in weiteren Kreisen darüber nur wenig Klarheit zu herrschen scheint. Beim schwarzen Tee kennt man vorwiegend drei Sorten, den Pecco, den Souchong und den Congou; einige weitere Sorten sind weniger wichtig. Der Pecco besteht aus den Blattknospen und den diesen zunächst stehenden, zart silberfarbig behaarten Blättern; daher die weiße oder helle Farbe dieser Teesorte. Souchong heißt eine Sorte, bei der die jüngeren oder älteren Blätter meist zylindrisch längsgedreht sind. Der Congou endlich zeichnet sich durch quergebogene, oft sogar nur gefaltete Blätter aus. Diese Bezeichnungen, die ursprünglich nur für die chinesischen Tees gebraucht wurden, sind später auch auf die ostindischen Produkte übergegangen; dabei hat ihr Inhalt jedoch eine Änderung erfahren. Der indische Tee wird, nachdem er den Gärprozeß durchgemacht hat, nachgelesen und von fremden Bestandteilen befreit; in dieser Verfassung heißt er „unsortierter Tee“. Die verschiedenen Qualitäten werden dann durch Auslesen hergestellt. Was durch das grobmaschigste Sieb nicht durchfällt, wird Congou genannt; das durchgesiebte heißt Pecco-Souchong. Dieses Gemisch wird auf ein feineres Sieb gebracht, das den Souchong vom Pecco trennt.

Die Teeverfälschungen, gleichviel wie sie geartet sind, werden meistens in Kanton, dem großen Teehandelsplatz, vorgenommen; daher stammt auch die Bezeichnung „Canton made“ Eine be-

sonders „feine“ Sorte, die den charakteristischen Namen „Lieta“ (englisch; = Sügentee) trägt, soll aus Teefleckenstaub, sogenanntem Bruchtee (den Überbleibseln bei der Sortierung) und einem Klebstoff hergestellt werden. Vielfach werden die Teesorten „geschönt“, d. h. mit Farbstoffen getränkt, um eine gleichmäßige Sortierung vorzutäuschen. Solche Zusätze kann man, sofern sie anorganischer Natur sind, leicht feststellen, wenn man den Bodensatz eines Aufgusses unter das Mikroskop bringt. Sieht man schwarze, scharfkantige Brocken, so ist an der Tränkung mit Farbstoffen nicht zu zweifeln; ihre Natur läßt sich jedoch nur auf chemischem Wege feststellen.

Beliebte anorganische „Schönungsmittel“ sind Bleichromat, Grünspan (!), Berlinerblau, Gips, Zinkum und Kalk, letztere vorwiegend bei Pecco. Von organischen Farbstoffen findet man am häufigsten Curcumapulver, Kampeschertrakt und Indigo. Meist verateten sich diese Zusätze schon dadurch, daß der Tee weißes Papier, auf dem man ihn schüttelt, anfärbt. Vielfach wird der Tee auch „beschwert“ Dazu dienen z. B. Kohle, Graphit, Bleispäne und Eisenpulver, das sich sehr schön mit einem Magneten herausziehen läßt.

Für den Mikroskopiker sind aber unzweifelhaft jene Verfälschungen am interessantesten, die mit getrockneten Blättern anderer Pflanzen hergestellt sind. Die Fülle ist hier so groß, daß ich mich begnügen muß, die wichtigsten Beispiele herauszugreifen. Die betr. Blätter sind in Abb. 2 zusammengestellt, nämlich die Blätter des Weidenröschens, des Steinsamens, der Rose, der Schlehe, der Weide, der Erdbeere und der Heidelbeere. Wer ein Herbarium besitzt, wird diese Blätter wohl alle in getrocknetem Zustand daraus entnehmen können. Wer nicht so glücklich ist, wende sich an den Drogeristen, der die Mehrzahl liefern kann. Wir weichen das Material dann in Wasser auf, legen es, genau wie wir es beim Tee getan haben, auf eine Glasplatte und versuchen, die einzelnen Blätter auszubereiten. Bei der Untersuchung, bei der ein Präpariermikroskop ausgezeichnete Dienste leistet, haben wir unser Hauptaugenmerk auf die Zahnung der Blätter, sowie auf die Verzweigung der Blattrippen zu richten. Mit Hilfe dieser Merkmale und der allgemeinen Form wird man die einzelnen Blattarten an der Hand von Abb. 2, die alle Unterschiede deutlich zeigt, leicht identifizieren können. Sollten sich aber einmal Zweifel ergeben, ob das betreffende Blatt von Teestrauch oder von irgend einer anderen Pflanze stammt, so stellen wir einfach einen Querschnitt her und betrachten ihn unter dem Mikroskop. Fehlen dann die charakteristischen Merkmale, die wir beim Teeblatt kennen gelernt haben (vergl. Abb. 1), so dürfen wir das betreffende Blatt mit gutem Gewissen als Fremdling bezeichnen. Und wenn sich von diesen Fremdlingen mehrere in einer Teeprobe finden, dann ist der Tee sicher verfälscht.

Zum Schluß mögen für Interessenten noch ein paar Methoden angegeben sein, die es gestatten, mit ziemlicher Sicherheit zu erkennen, ob ein Tee schon einmal aufgebriiht war. Zunächst fehlt einem schon gebrauchten Tee das volle würzige Aroma. Des weiteren bleibt nicht gebrauchter Tee in kaltem Wasser sehr lange gerollt, weit länger als schon einmal aufgebriihter. Einen sehr hübs-

sehen Nachweis für schon extrahierten Tee hat Tichomirow mitgeteilt; das Verfahren beruht darauf, die in den Blättern vorhandenen Gerbstoffe zu fixieren. Durch das Aufbrühen wird

frischem Tee sind sie infolge der in die Zellwand eingedrungenen Gerbstoffe dunkel gefärbt, manchmal tief blauschwarz; bei abgebrühtem Tee erscheinen die Zellwände der Idioblasten viel heller, in besonders trassen Fällen können sie sogar farblos sein.

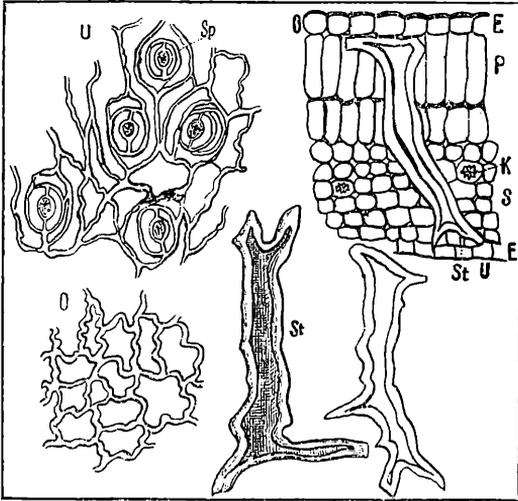


Abb. 1. Gewebeteile des Teeblatts (*Thea sinensis*). O Oberseite, U Unterseite der Epidermis E mit Spaltöffnungen Sp, P Palisadenparenchym, K Kristall, S Schwammparenchym, St Idioblasten. (Nach Erdmann-König, Warenkunde.)

In der letzten Zeit findet man in den Tageszeitungen vielfach als Ersatz für Tee den sogenannten Mate, auch Paraguahtee genannt, angepriesen. Man versteht darunter die getrockneten und verschiedenerelei sonstigen Behandlungen unterzogenen Blätter einer in Paraguay, Uruguay und Parana vorkommenden *Ilex*-Art. Anatomisch unterscheidet sich das Mateblatt vom Teeblatt dadurch, daß der oberen Epidermis, die aus kleinen vielseitigen Zellen besteht, die Spaltöffnungen gänzlich fehlen. Die untere Epidermis ist dagegen reich mit eirunden Spaltöffnungen ausgestattet und führt außerdem noch Wasserfalten. Die Blätter selbst sind länglich eiförmig und sägeartig gekerbt. Da der Gehalt an Teein wesentlich geringer als beim chinesischen Tee ist, so fallen beim Genuß eines Mate-Aufgusses die bei häufigem Teegebrauch vielfach auftretenden üblen Folgen (Herzklopfen, Schläfrigkeit usw.) vollständig fort. Allerdings wird der etwas brenzliche und bittere Geschmack, der dem Mate eigen ist, nicht jedermann behagen; durch Zusatz von Milch oder Zucker läßt er sich aber verdecken. Übrigens ist es nicht unmöglich, daß dieser Beigeschmack durch eine etwas veränderte Behandlung bei der Fermentation der frischen Blätter entfernt werden kann.

dem Tee ja ein beträchtlicher Teil seiner Gerbstoffe entzogen, so daß aus der Menge, in der diese Stoffe vorhanden sind, Rückschlüsse gezogen werden können. Zur Fixierung der Gerbstoffe benützt man eine kaltgefälligte wässrige Lösung von Kupferazetat (= essigsaures Kupfer), die man erhält, wenn man etwa 200 cem kaltes destilliertes Wasser mit so viel Kupferazetat versetzt, bis sich nichts mehr auflösen will. In diese schön blaue Lösung werden die zu untersuchenden Teeblätter eingelegt. War der Tee noch nicht extrahiert, enthält er also noch allen Gerbstoff, so wird die Lösung nach einem Tage blaugrün und nach wenigen Tagen rein grün. Abgebrühter Tee vermag infolge seines geringeren Gerbstoffgehaltes die blaue Lösung nicht so schnell zu entfarben, und sehr stark erschöpfter Tee kann sogar monatelang in der blauen Lösung liegen bleiben, ohne daß eine Verfärbung eintritt.

Mikroskopisch läßt sich der Unterschied zwischen gebrauchtem und frischem Tee auch nachweisen, und zwar ungemein deutlich. Wir brauchen dazu nur die Idioblasten eines Schnittes unter dem Mikroskop zu betrachten. Bei

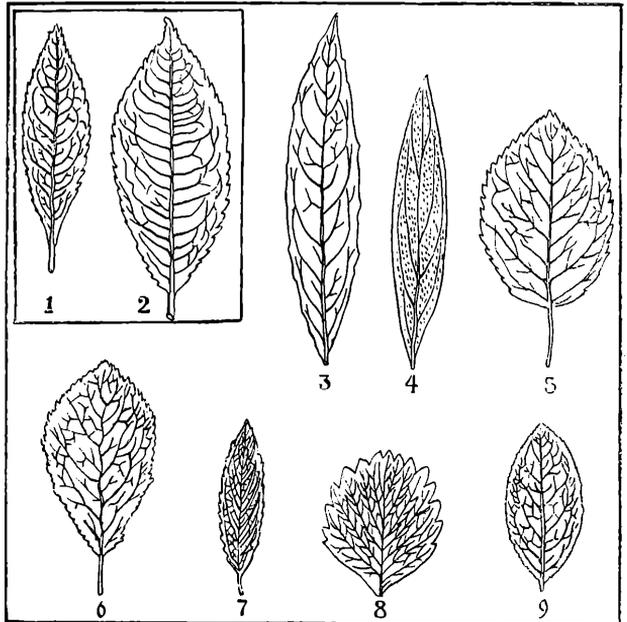


Abb. 2. 1. Blatt des chines. Tees, 2. Blatt des Assam-Tees, 3. Weidenröschenblatt, 4. Steinsamenblatt, 5. Rosenblatt, 6. Schlehenblatt, 7. Weidenblatt, 8. Erdbeerblatt, 9. Blatt der faulfa. Heidelbeere. (Nach Erdmann-König, Warenkunde.)

## Über die Kultur von Algen.

Fortsetzung v. S. 185.

Don Prof. Dr. W. Migula.

### 5. Die Diatomazeen.<sup>1)</sup>

Die überaus zierlichen Kieselalgen sind bei einiger Übung größtenteils leicht zu kultivieren, ja, es gelingt bei ihnen sogar, völlige Reinkulturen zu erzielen, worauf später noch eingegangen werden soll.

Als Kulturlösungen für Süßwasserdiatomeen eignen sich vorzüglich die von Miquel angegebenen (angeführt z. B. in Van Heurck, *Traité des Diatomées*, S. 46):

#### Lösung A.

Magnesiumsulfat	10 g
Chlornatrium	10 g
Schwefelsaures Natrium	5 g
Salpetersaures Ammon.	1 g
Salpetersaures Kalium	2 g
Salpetersaures Natrium	2 g
Bromkalium	0,2 g
Jodkalium	0,1 g
Wasser	100 g

#### Lösung B.

Phosphorsaures Natrium	4 g
Trockenes Chlorkalzium	4 g
Reine Salzsäure (22%ig)	2 ccm
Eisenchloridlösung (45%ig)	2 ccm
Wasser	80 ccm

Man löst zuerst 4 g phosphorsaures Natrium in 40 ccm Wasser, fügt dann die Salzsäure unter Schütteln hinzu, darauf das Eisenchlorid und zuletzt das in 40 ccm Wasser gelöste Chlorkalzium.

Lösung A und B werden getrennt aufbewahrt und zum Gebrauch auf 1 l gewöhnliches Wasser 40 Tropfen von A und 20 Tropfen von B genommen, außerdem 0,05 g Stroh und ebensoviel von einem vorher in kochendem Wasser gewaschenen Landmoose.

Für Meeresdiatomeen wird empfohlen, entweder dem natürlichen Seewasser 40 Tropfen der Lösung A und 20 der Lösung B pro Liter zuzufügen oder in 10 l gewöhnlichem Wasser 250 g Seefalz, 20 g schwefelsaure Magnesia, 40 g Chlormagnesium zu lösen und der Lösung

ebenso wie dem natürlichen Seewasser 40 Tropfen A und 20 B pro Liter zuzusetzen. Der Kulturlösung gibt man noch ein kleines Band von *Zostera marina* hinzu.

Auch werden zur Kultur von Diatomeen verschiedentlich organische Substanzen empfohlen: Wasser mit Grasspänen oder Moospartikeln, Kleie, auch Mist von Wiederkäuern; jedenfalls darf aber die Menge der organischen Substanz nur gering sein, sonst tritt eine Fäulnis der Flüssigkeit ein, welche den Tod der Diatomeen zur Folge hat.

Neuerdings hat man Diatomeen mit Erfolg auch auf Gelatine- und Agarnährböden gezogen und dabei schließlich vollkommene, auch bakterienfreie Reinkulturen erhalten. Nach Richter soll sich eine Gelatine besonders dazu eignen, die in folgender Weise hergestellt wird: Zu 1 l Wasser werden 100 g Gelatine gelöst, mit Natronlauge schwach alkalisch gemacht, die lauwarme Lösung mit einem Eiweiß vermischt, aufgekocht und heiß filtriert. Zweckmäßig setzt man der Lösung vorher noch 0,01% kieselensaures Kali ( $K_2Si_2O_5$ ) und 0,02% Kalziumchlorid zu, weil beide Salze für das Leben der Diatomeen wichtig sind. Die Bakterien sollen sich auf diesem Nährboden schlecht entwickeln und nicht störend wirken; sie entwickeln sich nach meinen reichlichen Erfahrungen aber doch und in den meisten Fällen so stark und rasch, daß die Gelatine verflüssigt wird, ehe sich die kleinen bräunlichen Diatomeekolonien gebildet haben. Denn die Vermehrung mancher genügsamer Bakterienarten geht auch auf diesem, ihnen nicht zusagenden Nährboden immer noch viel rascher vor sich, als die der Diatomeen. Weit empfehlenswerter sind Kulturen auf Agarnährboden, die durch Bakterien nicht verflüssigt werden.

Nach Richter stellt man sich ein für Diatomeen geeignetes Nähragar in der Weise her, daß man 18 g Agar in Wasser längere Zeit wässert, „ausfaulen“, läßt, um die organischen, für die Diatomeen gleichgültigen, aber die Entwicklung von Bakterien begünstigenden Stoffe zu entfernen. Das Agar wird dann in 1 l Wasser gelöst, die Lösung mit 0,2 g Kalziumchlorid, 0,2 g Kaliumnitrat, 0,05 g Magnesiumsulfat, 0,01 g kieselensaurem Kali und einer Spur Eisensulfat versetzt. Agar filtriert schwer und größere Mengen zu filtrieren, ist eine langweilige Aufgabe, zumal man die schon bei etwa

<sup>1)</sup> Wir machen bei dieser Gelegenheit auf das als „Mikrokosmos“-Buchbeilage erschienene, von Fr. H u s t e d t bearbeitete Bestimmungsbuch „Süßwasser-Diatomeen Deutschlands“ (3. Aufl., 1914, Stuttgart, Franck'sche Verlags-hdlg., geh. M 2.—, geb. M 2.80) aufmerksam, das bei Diatomeen-Studien ausgezeichnete Dienste leistet. Ann. d. Schriftlgt.

40° C erstarrende Lösung während des Filtrierens flüssig erhalten muß. Man kann aber für Diatomeenkulturen das Filtrieren umgehen, wenn man das Agar nach dem Aufkochen in hohe enge Bechergläser oder weite unten mit einem Korken verschlossene Glasröhren einfüllt und einige Stunden ruhig stehen läßt, aber dabei flüssig erhält. Hat man keinen Dampfsterilisationsapparat oder großen Wärmeschrank zur Verfügung, so genügt auch ein entsprechend großer, mit heißem Wasser gefüllter Topf, in welchem die Gefäße mit Agar stehen. Damit das Agar möglichst lange flüssig bleibt, wickelt man zweckmäßig noch eine wollene Decke um den Topf.

Die Unreinigkeiten setzen sich dabei größtenteils zu Boden, und man gießt entweder von dem noch flüssigen Agar die oberen reineren Schichten ab oder schneidet von dem erstarrten und aus den Gefäßen herausgeholt Agar die unreine Bodenschicht ab. Es wird am besten ebenso wie bei der Kultur von Bakterien behandelt, d. h. zunächst in Mengen von etwa 10 ccm in Reagenzglasgefäß gefüllt, diese mit Watte verschlossen und durch halbstündiges Kochen im Dampfsterilisationsapparat sterilisiert. Zur Kultur eignen sich die bekannten Petrischalen vortrefflich. Die Diatomeen wachsen aber langsam und darauf muß man Rücksicht nehmen, wenn man vorher etwa mit der Kultur von Bakterien vertraut war. Hat man ein diatomeenhaltiges Material, aus welchem man die einzelnen Arten isolieren will, so bringt man in ein Gläschen verflüssigten, aber bis etwa 40° C abgekühlten Agars eine Platinscheibe oder einen kleinen Tropfen von diesem Material, mischt gut durch und gießt in eine Petrischale aus. Ist das Material sehr reich an Diatomeen, so ist es zweckmäßig, von diesem ersten Agargläschen nach dem Mischen einen Tropfen in ein zweites zu bringen und damit eine zweite Petrischale zu füllen. Man kann aber auch erst das Agar ausgießen, erstarrten lassen und dann einen Tropfen der Diatomeen enthaltenden Flüssigkeit mit einem umgebogenen Platindraht auf dem Agar ausstreichen, wobei man darauf achten muß, den Tropfen über die ganze Fläche möglichst gleichmäßig zu verteilen und die Oberfläche des Agars nicht aufzureißen. Das gelingt einem nach einigen Versuchen und passender Biegung des Drahtes meist sehr gut.

Die mit dem Kulturmaterial belegten Schalen werden an einen mäßig hellen, vor direktem Sonnenlicht unter allen Umständen geschützten Ort gebracht und nun längere Zeit sich selbst

überlassen. Doch muß man möglichst täglich die Kulturschalen kontrollieren, ob sich nicht etwa Fadenpilze einstellen, die unter Umständen durch ihr rasches Wachstum die ganze Kultur gefährden können. Entdeckt man eine solche Pilzkolonie, die Neigung zu rascher Ausbreitung hat, so ist sie rechtzeitig anzustechen und zu entfernen; man rettet dadurch sehr oft noch die ganze Platte.

Die Diatomeenkolonien machen sich meist schon durch ihre eigentümliche braune Farbe gegenüber allen anderen auf diesen Nährböden wachsenden Organismen bemerkbar. Man kann sie dann von den Agarplatten abimpfen und sich Reinkulturen in flüssigen oder auch auf festen Nährböden anlegen; in ersteren ist jedoch im allgemeinen das Wachstum bedeutend besser und ergiebiger.

Marine Diatomeen werden zweckmäßig auf einem Nähragar gezogen, welches auf 1 l Wasser 18 g a<sup>v</sup> gewässertes Agar, 0,2 g Dikaliumphosphat, 0,2 g Kaliumnitrat, 0,05 g Magnesiumsulfat, eine Spur Eisensulfat, 1—2% Chloratrium und 0,05 g kiesel-sauren Kalk (nicht unbedingt nötig) enthält. Farblose Meeresdiatomeen werden zuerst auf einem Nährboden isoliert, der auf 1 l des Meerwassers, aus dem die Diatomeen stammen, 18 g gewässertes Agar enthält; man züchtet sie dann weiter, indem man sie auf einen Nährboden überträgt, der außer 18 g Agar auf 1 l des Meerwassers noch 5 g Pepton und 5 g Dextrin enthält. Auch Gelatine läßt sich an Stelle des Agars verwenden, sie muß aber nach dem Auflösen schwach alkalisch gemacht werden. Jedoch stören bei allen Nährböden aus Gelatine, soweit sie zur Kultur von Algen dienen, die Bakterien, und zwar besonders die Gelatine verflüssigenden Arten; es ist durchaus nicht so reich möglich, die Algen von den fast immer anhaftenden Bakterien durch Kulturverfahren zu befreien.

Diatomeen setzen sich in Kulturen mit flüssigen Nährböden mit Vorliebe an den Glaswänden des Gefäßes fest und bilden da Kolonien, die wie ein bräunlicher Rauch die Wand überziehen oder auch nur kleine braune Pünktchen bilden. Will man die Entwicklung solcher Kolonien verfolgen, so stellt man bei Beginn der Kultur eine Anzahl Objektträger an den Wänden des Gefäßes auf, auf denen sich dann die Diatomeen ansiedeln und entwickeln. Man kann dann die Objektträger von Zeit zu Zeit herausnehmen, auf der nicht besiedelten Außenseite abtrocknen und ohne Deckglas bei schwacher Vergrößerung unter dem Mikroskop untersuchen. Mancherlei hinsichtlich der Entwicklung der Diatomeen läßt

sich hierbei auch mit schwachen Vergrößerungen sehr gut beobachten, zumal man diese Objektträgerkulturen immer weiter verfolgen kann; nach der Untersuchung werden die Objektträger wieder in das Kulturgefäß zurückgestellt. Hat man kleine Gruppen, die man befürchtet, nicht

wiederzufinden, so kann man sich damit helfen, daß man auf der Rückseite des Objektträgers die Stelle mit einem Schreibdiamanten oder mit einem auf Glas schreibenden Farbstift umzieht. Solche Kulturen lassen sich oft Monate lang beobachten. (Fortf. folgt.)

## Mikroskopisches von den Haaren.

Von Dr. Adolf Reih.

Ein Gebiet, in das auch der Liebhaber-Mikroskopiker durch fortgesetzte Übung schnell eindringen kann, ist das Studium der Haare. Menschen- und Tierhaare, letztere in der mannigfachsten Form und Beschaffenheit als Pelze, bedürfen, um sie mit dem Mikroskop untersuchen zu können, keiner besonderen Vorbereitung. Man legt sie, so wie sie sind, trocken auf den Objektträger, bedeckt mit einem Deckglas und schließt das Präparat mit Wachs, Paraffin oder einem anderen Mittel ab.

Im allgemeinen besteht die stoffliche Masse des Haares aus drei Teilen, aus Mark, Rinde und Oberhäutchen; das Mark liegt in der Mitte und stellt eine Säule aufeinanderliegender Zellen dar. Manche Haare, z. B. feine Schafwolle, besitzen kein Mark. Die Haare des Rehes, der Antilope, der Gemse, des Steinbocks, des Hasen, des Fuchses und des Kaninchens haben eine sehr dicke Markschicht, während der Markteil bei den Haaren der Affen, des Kindes, des Lamas u. a. verhältnismäßig dünn ist.

Untersuchen wir ein frisch ausgezogenes Tierhaar in einem Tropfen Wasser, so können wir den Markstrang als dunklen Streifen im Haar erkennen. Die dunkle Färbung wird teils durch Luft, die sich in den Markzellen oder zwischen ihnen befindet, teils durch besondere Farbstoffe verursacht. Hoher Luftgehalt kann eine weiße Färbung des Haares bewirken. Genauere Untersuchungen haben ergeben, daß feine Luftkanälchen die Haarmerkmale durchziehen. Läßt man zu einem trockenen Haare unter dem Mikroskop einen Tropfen Wasser oder Glycerin fließen, so kann die Luftverdrängung aus dem Markzylinder gut beobachtet werden. Beim Eintrocknen ist der Wiedereintritt von Luft wahrzunehmen. Um die Luft dauernd in den Markzylindern zu erhalten (für Dauerpräparate), bettet man das Haar am besten in schnell erstarrenden, also konzentrierten Kanadabalsam ein. Jedes Luftbläschen im Mark zeigt sich dann als silberglänzendes Pünktchen.

Die Rindensubstanz des Haares besteht aus verhornten Oberhautzellen. Legen wir Haare längere Zeit in Ammoniak, so zerfällt die Rindensubstanz in einzelne dünne Fasern (Haarfibrillen). In der Rindensubstanz ist der Farbstoff (das Pigment) des Haares enthalten, meist in gelöster Form, vielfach aber auch körnig oder fein verteilt.

Das Oberhäutchen (Kutikula) der Haare ist aus glatten, kernlosen, schuppenartig aufeinanderliegenden Zellen zusammengesetzt.

Zur Unterscheidung von Menschen- und Tierhaaren liefern Mark und Oberhautschuppen geeignete Merkmale. Besonders wichtig ist das Verhältnis der Breite des Markstrangs zur Breite des ganzen Haares.

Nachfolgend sind einige Ergebnisse entsprechender Untersuchungen zusammengestellt.

Kopfhaar eines Mannes: Markbreite = 0,006 bis 0,014 mm, Schaftbreite = 0,052 bis 0,096 mm.

Kopfhaar eines Weibes: Markbreite = 0,007 bis 0,013 mm, Schaftbreite = 0,043 bis 0,081 mm.

Schnurrbarthaar: Markbreite = 0,032 mm, Schaftbreite = 0,123 mm.

Weißes Pudelhaar: Markbreite = 0,008 mm, Schaftbreite = 0,025 mm.

Sonstiges Hundehaar: Markbreite = 0,040 bis 0,048 mm, Schaftbreite = 0,069 bis 0,074 mm.

Pferdehaar: Markbreite = 0,034 bis 0,069 mm, Schaftbreite = 0,057 bis 0,114 mm.

Rückenhaar einer Ziege: Markbreite = 0,045 mm, Schaftbreite = 0,065 mm.

Ruhhaar: Markbreite = 0,026 mm, Schaftbreite = 0,038 bis 0,056 mm.

Bei den Tierhaaren ist demgemäß der Markzylinder im Verhältnis zum Schaft breiter als beim Menschenhaar.

Nach der Verwendbarkeit der Haare unterscheidet man (nach Grimm-Walbeier) folgende Abteilungen:

1. Pelz- oder Flaumhaar: weich, fein, dichtstehend, hauptsächlich gerade verlaufend.

2. Wollhaar oder Wolle: fein, biegsam, sehr elastisch und fest, dichtstehend, gewunden verlaufend.

3. Grannenhaar, Borstenhaar, Sichelhaar oder — bei den feineren Sorten — Seidenhaar: gestreckt, gerade verlaufend, von mattem Glanze, stark oder fein.

4. Langhaar, Schweifhaar, Mähnenhaar: glänzend, lang, dick, biegsam, fest, sehr elastisch.

5. Stachelhaar, Stacheln.

Der zoologischen Abstammung nach unterscheidet man etwa 60 Pelzsorten.

Schafwolle zeigt charakteristische Schuppen unter dem Mikroskop. Die Rindensubstanz des Schafhaares ist in der Regel fest und einheitlich. Schafwolle edler Fließe ist völlig marklos. Mark-

haltig sind in erster Linie die langen Überhaare und dickeren Wollhaare wilder Schafrassen. Für die Bestimmung von Schafwolle ist auch die Eigenschaft wichtig, daß solche Haare unter dem Mikroskop auch nach längerer Einwirkung von war-

mer Seifenlauge beim Trockenwerden ihre natürliche Kräuselung wieder annehmen.

Wolle, die bereits einmal verwendet war, hat fehlerhafte, rissige Schuppen und löst sich in Alkalien und Schwefelsäure schneller als neue Wolle.

## Mikroskopische Studien an Meteoriten.

Sortierung v. S. 189.

Von Sigmund Schertel.

Mit 26 Abbildungen.

### 3. Weiße Chondrite.

Als weiße Chondrite bezeichnet man hellfarbige Meteorite von lockerem Zusammenhange, die meist aus lebhaft polarisierenden Splintern von Olivin, Bronzit und Plagioklas, seltener aus Körnchen bestehen und ein breccienähnliches Aussehen zeigen. Ein dunkler Glasfluß füllt die Sprünge negartig aus; mit ihm vereinigen sich

Vergleiche mit Abb. 9 irdischen gesprenkelten Olivin, von Längslinien durchzogenen Plagioklas und eckiges Magnetit.

### 4. Graue Chondrite.

Die grauen Chondrite sind fest gefügte Meteorite, die sich durch ihren Reichtum an Glas und mit der Grundsubstanz überaus innig ver-

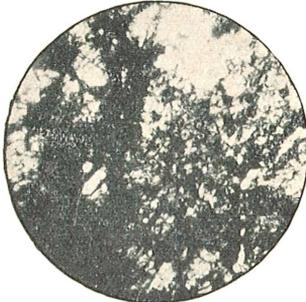


Abb. 9. Weißer Chondrit.  
Vergr. etwa 80 fach.



Abb. 10. Weißer Chondrit.  
Vergr. etwa 100 fach.

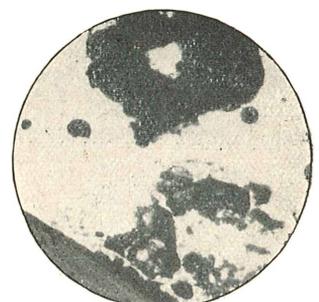


Abb. 11. Irdisches vulkanisches Konglomerat mit Glasstückchen.  
Vergr. etwa 20 fach.

vieleckige Teilchen von Magnetit, der auch in kleinsten Pünktchen auf der ganzen Masse zerstreut liegt.

Die Abb. 9 und 10 stammen von einem weißen Chondriten, der nach Cohen mit etwa hunderttausend Gefährten am 3. Februar 1882 bei Mocs in Siebenbürgen zur Erde gefallen ist.

Der in Abb. 9 wiedergegebene, in der Nähe der Rinde entnommene Dünnschliff führt uns die eigenartigen Verästelungen des die Sprünge durchziehenden schwärzlichen Glasflusses vor Augen, der, in feinste Fäden auslaufend, Lappchen von Plagioklas, Splitter von Bronzit und Olivin und Magnetitkörnchen einschließt. In Abb. 10 treten die in Abb. 9 mit dem Glasfluß zu einer dunklen Masse verschmolzenen eckigen Eisenteilchen deutlich hervor. Links unten liegt ein Glasstückchen, wie wir ihm in verschiedenen Meteoriten öfters begegnen.

Abb. 11 zeigt einen Dünnschliff eines irdischen vulkanischen Konglomerats, das ebenfalls Glasstückchen aufweist, und Abb. 12 bringt zum

bindene kleine Chondren auszeichnen. Versucht man die Chondren herauszulösen, so zerbrechen sie. Fein verteilter Magnetit verleiht diesen Meteoriten einen grauen Ton, von dem sie ihren Beinamen haben.

Der Stein, dem die in den Abb. 13 und 14 wiedergegebenen Dünnschliffe entnommen sind, ist einer der grauen Chondrite, die am 30. Januar 1868 bei Pultusk in Polen niederfielen.

Ihre Anzahl wurde nach Cohen auf hunderttausend geschätzt, bei einem Streufeld von 17 km Länge. Der größte Stein wog 7 kg, die kleinsten (Pultusker Erbsen genannten) wogen 1—6 Gramm. Nach Rath dürfte der Schwarm bereits in getrennten Einzelstücken in unsere Atmosphäre eingedrungen, also nicht erst hier durch Bersten eines großen Meteorits entstanden sein.

### 5. Kohlige Chondrite.

Wie das Beiwort „kohlig“ andeutet, zeichnen sich diese Chondrite durch ihren Gehalt an Kohle

aus, die in feinsten Verteilung mit der locker gefügten Grundmasse vermischt ist. Dadurch entsteht eine dunklere bis schwarze Färbung, die durch die hell schimmernde Chondren und eine trübe

### 6. Kugelhondrite.

Auch die Grundmasse dieser Steinmeteorite ist von mürber Beschaffenheit; die in ihr lagernden kleinen, überaus zahlreichen, harten

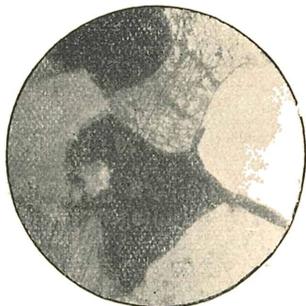


Abb. 12. Dünnschliff eines irdischen Gesteins, enthaltend Olivin, Plagioklas und Magnetit. Vergr. etwa 100fach.

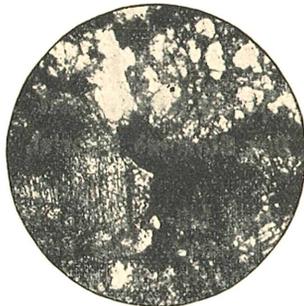


Abb. 13. Grauer Chondrit in der Mitte ein von dunklen Glaslamellen durchzogenes, polyedrisches Olivinchondrum, links unten ein unagglutiniertes, graubändertes u. geädertes Chondrum. Vergr. etwa 60fach.



Abb. 14. Grauer Chondrit mit von schwärzlichen Glaslamellen durchzogener Olivinkörnern. Vergr. etwa 25fach.

entglaste Zwischensubstanz unterbrochen wird. Diese Zwischensubstanz besitzt bald eine faserartige Textur, bald erscheint sie ähnlich den Flocken eines glasigen Schleichens, bald liegt sie wie ein

Chondren sind deshalb leicht, und ohne daß sie zerbrechen, herauszulösen. Die Kugeln liegen in einem den ganzen Stein durchziehenden Netz aus rotem Glasfluß; ihr Inneres ist feingefa-



Abb. 15. Kohliger Chondrit; die Olivinkügelchen liegen in einem kohligem Magma, das auch die Sprünge zwischen den kleinen Olivinkügelchen erfüllt. Die weißliche tragantartige Zwischensubstanz ist hier besonders stark ausgeprägt. Vergr. etwa 60fach.

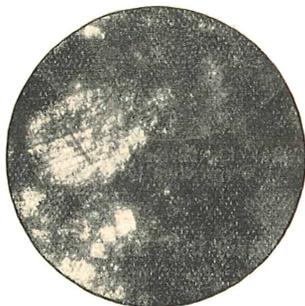


Abb. 16. Kohliger Chondrit; links Chondren mit parallel angeordneten Olivinkügelchen; über dem schwarzen Magma, besonders rechts, die trübe glasige Masse der Zwischensubstanz. Vergr. etwa 100fach.

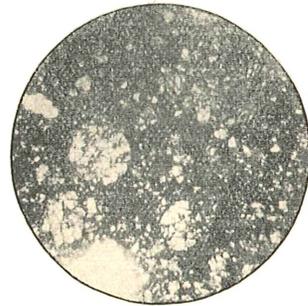


Abb. 17. Kugelhondrit. Die eingelagerten kleinen Kugeln verleihen dem Plättchen ein porphyritisches Gefüge; die in den Zwischenräumen sichtbaren mattschwarzen Flecken rühren von Eisen her. Vergr. etwa 25fach.

Tragantguß über oder zwischen dem Gemenge. Der Gehalt an Schwefel- und Nichteisen ist erheblich.

Der zur Herstellung der in den Abb. 15 und 16 dargestellten Dünnschliffe benützte Stein rührt von einem Meteoritenfall her, der am 25. Juni 1890 bei Farmington (Kansas, Vereinigte Staaten) niederging.

fert und enthält Splitter verschiedener Herkunft (Olivin, Plagioklas), die im polarisierten Lichte prachtvolle Farben zeigen.

Der Chondrit, dem der in Abb. 17 gezeigte Dünnschliff entnommen wurde, fiel am 2. Mai 1890 mit etwa 1000 Gefährten bei Forest City (Vereinigte Staaten) zur Erde. Der größte Stein dieses Schwarzes wog 36½ kg, der kleinste 1,4 g. (Schluß folgt.)

# Praktikum der Parasitenkunde.

## Eine Anleitung zum Studium der häufigsten Parasiten.

Sortierung v. S. 186.

Von Dr. C. W. Schmidt.

Mit zahlreichen Abbildungen.

### II. Würmer.

Aus dem Stamm der Würmer sind Parasiten die Trematoden, Zestoden und Nematoden. Die Würmer sind hauptsächlich Entoparasiten des Darmes, der Lunge und der Harnblase. Einige wenige Formen kommen in der Hirnhöhle und im Blute vor. Die Zahl der parasitischen Arten ist recht bedeutend. Braun und Ruhe geben in ihrem „Leitfaden zur Untersuchung der tierischen Parasiten“ für den Menschen allein 16 Trematoden, 20 Zestoden, 45 Nematoden und 2 Akantozephalen an. Die meisten Arten der parasitischen Würmer kommen allerdings in den Tropen vor, sind also für uns nicht zugänglich.

Die pathogene Wirkung vieler Würmer ist noch nicht geklärt. Sie kann, wenn sie vorhanden und nachweisbar ist, einmal darin bestehen, daß durch die Parasiten dem Wirtstier Nahrung entzogen, es also geschwächt wird. Ferner in der Ausscheidung von giftigen Säften, die die Darm-schleimhaut reizen. Schließlich im Vorhandensein von Klammerorganen, die in die Darmwand eingehakt werden und sie durchlöchern können. Auch große Ansammlungen kleiner Würmer in irgend einem Organ bringen meist mehr oder weniger schwere Erkrankungen mit sich. Gelegentlich kann sogar das Vorhandensein eines einzigen Parasiten ein Organ stark verändern und in seiner physiologischen Wirkungsweise beschränken.

Wir behandeln zunächst die Trematoden und Zestoden, die mit den Turbellarien zusammen die Gruppe der Plattwürmer (Plathelminthes, Platyodes) bilden.

#### 1. Trematoden.

Allgemeines. Die Trematoden kommen als Ecto- und Entoparasiten vor. Als Ectoparasiten namentlich bei niederen Wirbeltieren. Was die Gestalt der Trematoden anlangt, so sind die Tiere meist stark abgeplattet, zungenförmig und mit glatter oder rauher Oberfläche versehen. Ihren Namen (= Saugwürmer) haben sie von den Saugnapfen, die in Ein- oder Mehrzahl vorhanden sind. Die Muskulatur ist kräftig entwickelt, besonders an den Saugnapfen. Sie besteht aus je einer Schicht von Ring-, Längs- und Diagonal-Fasern. Ein Darmkanal ist stets vorhanden, seine Ausbildungsform bietet Unterlagen für die Systematik. Anus fehlt. Das Exkretions-system ist sehr stark ausgebildet; zahlreiche kleine Röhren, die den ganzen Körper durchziehen, enden im Exkretionsporus, der am hinteren Ende des Körpers liegt. Die Exkretionsflüssigkeit wird in einer unpaaren Blase gesammelt.

Die Geschlechtsorgane sind sehr stark entwickelt, da die Fruchtbarkeit aller Parasiten gewaltig gesteigert ist. Die Trematoden sind Zwitter, doch ist Selbstbefruchtung selten.

Die Entwicklung kann eine direkte sein (bei den ectoparasitischen Formen) oder eingeschobene Zwischengenerationen aufweisen. Dabei kommt

meist Wirtswechsel vor, eine Erscheinung, die überhaupt häufig mit dem Parasitismus Hand in Hand geht.

Die Entwicklung spielt sich folgendermaßen ab: Aus dem Ei schlüpft ein völlig bewimperter Embryo aus, das Mirazidium, das sich so lange im Wasser umher bewegt, bis es in den ersten Zwischenwirt (stets ein Mollusk) hineingelangt.

Dort verliert es die Wimpern und bildet sich zu dem länglichen Keimschlauch der Sporozyste um. Die Sporozyste bildet im Innern die Generation der Redien, die wiederum parthenogenetisch eine neue Generation, die der geschwänzten Zerkarien, erzeugen, deren Gabeldarm und Saugnapfe schon auf das fertige Tier hindeuten. Diese Zerkarien verlassen den Wirt, rudern eine Weile im Wasser umher und einzustieren sich dann meist an einem Grashalm. In diesem Zustand verbleiben sie, bis sie von dem geeigneten Wirtstier gefressen werden, in dessen Magen sich die feste Hülle löst. Dadurch wird der Saugwurm frei, der nun das geeignete Organ aufsucht und nach dem Eintritt der Geschlechtsreife zahlreiche Eier zu produzieren beginnt, die einen neuen Entwicklungskreis einleiten.

Dieser für viele Distomeen charakteristische Entwicklungsgang kann im einzelnen in mannigfaltiger Weise abgeändert, einfacher oder komplizierter gestaltet werden.

Methodik der Untersuchung. Es kommt zunächst darauf an, welche Stadien wir untersuchen wollen. Eier von Trematoden finden wir im Kot vor, beispielsweise die der Distomeen im Kot von Schafen und Rindern. Jedoch ist bei der Kleinheit der Objekte das Auffinden recht schwierig. Am vorteilhaftesten ist es, die Fäkalmasse zu zentrifugieren. Sind die Eier sehr zahlreich vorhanden, dann kann man auch die leichtesten Bestandteile des Kotes abschlämmen. Man setzt ihm dazu eine reichliche Menge Wasser zu, schüttelt eine Weile durch, läßt absetzen, gießt das überstehende Wasser sorgfältig ab und ersetzt es durch frisches.

Ein gutes Folierversfahren für Eier hat Telemaun beschrieben. Eine kleine Menge Kot wird mit einer Mischung von Ätzer und Salzsäure zu gleichen Teilen übergossen und gut durchgeschüttelt. Dann wird das Ganze durch ein Haarsieb gegossen und das Filtrat zentrifugiert. Die Parasiteneier setzen sich dabei mit einigen anderen schwereren Partikeln am Boden des Gefäßes ab.

Die Untersuchung der Eier ist für die Diagnose wichtig, da sie meist sehr artcharakteristische Merkmale besitzen.

Fixiert werden die Eier in etwa 60%igem Alkohol. Eine höhere Konzentration ist nicht zulässig, da sie das Material brüchig macht. Nach einiger Zeit wird das Material, wie üblich, in stärkeren Alkohol übergeführt. In einzelnen Fäl-

ten können andere Fixierungsflüssigkeiten Vor- teile bieten; darüber muß der Versuch entscheiden.

Um ganze Trematoden zu fixieren, nimmt man etwas Darminhalt des Parasitenträgers und

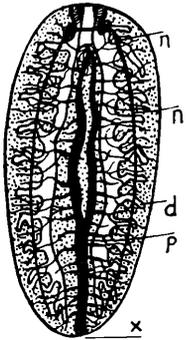


Abb. 9. *Fasciola hepatica*, ge- schlechtsreifes Tier.

n Nervenstamm, d Darm, p Was- sergefäßsystem mit vielen Ver- zweigungen, x Abflußöffnung der wasserigen Exkrete. Die Fort- pflanzungsorgane sind nicht ein- gezeichnet.

verseht ihn mit der gleichen Menge physiolog. Kochsalzlösung. Nach kräftigem Schütteln wird konzentrierte Sublimatlösung darüber gegossen und nochmals geschüttelt, um eine schnelle Durch- mischung und Fixierung zu erzielen. Legt man nach Lühes Vorschrift das Reagenzglas, in dem fixiert wurde, wagrecht, so strecken sich die Para- siten meistens, was für die Untersuchung von Wich- tigkeit ist. Größere Distomeen muß man nach der Fixierung pressen. Zweckmäßig verfährt man dabei folgendermaßen: Man legt einige Würmer auf einen Objektträger, deckt einen zweiten dar- über, so daß die Tiere ganz platt liegen, und wickelt um beide Gläser einen Faden, den man recht fest anzieht. Dadurch wird ein ständiger Druck ausgeübt. Diese einfache Einrichtung hat vor anderen den Vorteil, daß die Objektträger aufrecht in die Alkoholgläser gestellt werden kön- nen, wodurch ein Austrocknen der Parasiten ver- mieden wird.

Nach der Fixierung, die mehrere Tage dauern kann, werden die Tiere in Alkohol übergeführt. Das Sublimat wird mit Jod entfernt.

Reines Wasser ist für Entoparasiten, die an stärker osmotisch wirksame Medien gewöhnt sind, schädlich und ruft Quellungen hervor.

Eine Färbung ist in vielen Fällen unnötig, da die einzelnen Organe von Natur sehr ver- schiedenartig gefärbt sind und sich recht gut von einander unterscheiden lassen. Man führt also die Trematoden durch die steigende Alkoholreihe in Xylol über, läßt sie hier längere Zeit ver- weilen, bis sie ganz durchsichtig geworden sind, und bettet sie dann in Kanadabalsam ein. Zur Verdeutlichung einzelner Organe kann man In- jektionen anwenden, die aber eine gewisse Übung voraussetzen. Bei *Distomum hepaticum* kann man z. B. durch Injizieren von Alaunkarmín oder anderen Farben den Gabeldarm mit seinen baum- förmigen Verästelungen deutlich machen.

Zur Untersuchung empfehle ich als ziemlich leicht zugänglich *Fasciola hepatica* L. (*Distomum hepaticum*) und *Dicrocoelium lanceolatum* Duj. (*Fasciola lanceolata*, *Distomum lanceolatum*), bei- des Leberparasiten.

Durch *Fasciola hepatica* L. wird die Lebergelsuche (auch Egelhäule oder Leberfäule genannt) hervorgerufen, die bei den Schafen, Kin- dern, Pferden, Kaninchen, Ziegen, bei vielen An-

titopen, bei Kamelen und vereinzelt auch beim Menschen beobachtet worden ist. Die Würmer be- finden sich in größeren oder kleineren Mengen in den Gallengängen und rufen starke Entzün- dungen hervor, die mitunter zum Tode führen.

Hauptsächlich werden Schafe von der Krank- heit heimgefuht, besonders in feuchten Gegenden, da die Jugendgeneration von *F. hepatica* sich in der Lungenschnecke *Limnaea minuta* (= *trunca- tula*) vorfindet.

Der Leberegel ist meist 2—3 cm lang, un- gefähr 1 cm breit, blattartig geformt (vergl. Abb. 9) und schmutzig weiß gefärbt. Seitlich schimmern die orangefarbenen Dotterstöcke durch; nach dem Blutsaugen hebt sich der Darm, der den ganzen Hinterleib erfüllt, rot bis braun ab.

Hat man lebende Leberegel zur Verfügung, so kann man ihre charakteristischen Bewegungen in einem mit warmem Wasser gefüllten Becken bequem studieren. Die Tiere halten sich mit den Saugnäpfen fest und ziehen den Hinterleib nach. In engen Räumen schlagen sie die Seitenwände hoch, so daß der Körper das Aussehen eines Zy- linders bekommt.

*Dicrocoelium lanceolatum* kommt sehr oft vergesellschaftet mit *F. hepatica* vor, hauptsäch-

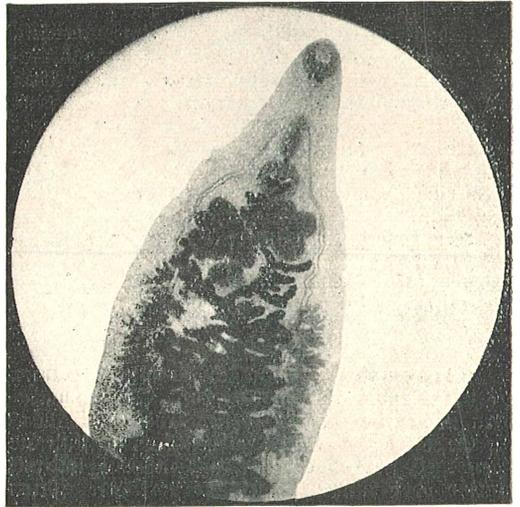


Abb. 10. Die vorderen zwei Drittel von *Dicrocoelium lanceo- latum*. Vorn der Mundsaugnapp, dahinter der längliche dicke Pharynx, von dem die beiden Teile des Gabeldarms ausgehen. Nicht anstehend der Bauchsaugnapp. Die beiden großen Flecken sind die Hoden, dahinter das kleinere Ovar. Den mittleren Teil des Körpers nehmen die Uterus- schlingen ein, seitlich davon sieht man die Dotterstöcke. Vergr. etwa 30 fach.

lich im Schaf, aber auch im Kaninchen, Schwein und Rind. Im großen und ganzen beschränkt sich das Vorkommen mehr auf den Süden Euro- pas. *D. lanceolatum* wird meist etwa 1 cm lang und ist schmal lanzettlich geformt. Ungefärbt durchgeführt oder nur schwach mit Karmin an- gefärbt, liefert es eines der schönsten Präparate, die man von einem Tier in toto erhalten kann (vergl. Abb. 10).

Der runde, stark muskulöse Mundsaugnapp geht in einen dickwandigen Pharynx über, der sich in den Oesophagus fortsetzt. Ungefähr am

Bauchsaugnapf gabelt sich der Darm in zwei schlauchförmige einfache Schenkel. An einen kleinen Cirrulusbeutel schließen sich die beiden kompakten Hoden an. Dahinter liegt das kleinere Ovar, das sich in den aus sehr zahlreichen Schlingen bestehenden Uterus fortsetzt. Der erste Teil der Uterusschlingen sieht gelblich aus; je weiter die Eier ausgereift sind, desto dunkler erscheinen die Uterusschlingen. Sie gehen zunächst bis fast an das hintere Körperende, kehren dann um und münden vorn im porus genitalis. Seitlich von den Schlingen liegen die verhältnismäßig kleinen Dotterstöcke.

Der Zwischenwirt von *D. lanceolatum* ist noch nicht sicher bekannt. Jugendgenerationen finden sich in mehreren Schnecken vor, in Planorbis, Limax und Arion.

Die Jugendstadien der Trematoden findet man ziemlich oft in Schnecken vor, meist in der Atemhöhle als Mirazidium und Sporo-

zyste. Die Medien wandern in die Leber der Schnecke ein, mitunter auch in andere Organe. Am besten untersucht man sie auf Schnitten der verschiedenen Organe. Hat man infizierte Schnecken, so kann man die Zerkarien im Aquarium nach dem Freiwerden ganz gut mit einer Pipette einfangen. Sie werden in Sublimat fixiert und mit Boraxkarmin angefärbt.

#### Literatur über Trematoden.

- M. Braun, Vermes. Bronns Tierreich.  
 G. Siebiger, Die tierischen Parasiten der Haus- und Nutztiere. Wien und Leipzig, 1912.  
 A. Looz, Von Würmern und Arthropoden hervorgerufene Erkrankungen. Meneses „Hdb. d. Tropenkrk.“, I. Band.  
 A. Looz, Beiträge zur Systematik der Disto- meen. Zool. Jahrb., Jahrg. 1907.  
 M. Lühe, Parasitische Plattwürmer. In „Süßwasserfauna“ Jena, 1910.

## Der mikrochemische Nachweis wichtiger organischer Pflanzenstoffe.

Von O. Tunmann.

Mit 10 Abbildungen.

Von den außerordentlich zahlreichen Körpern, die die Chemiker aus den Pflanzen hergestellt haben, ist bisher nur ein verhältnismäßig kleiner Teil mikrochemisch bearbeitet worden. Das Ermittelte verteilt sich indes auf das ganze Gebiet der organischen Chemie, und die Erfolge der letzten Jahre lassen hoffen, daß die zahlreichen Lücken im Laufe der Zeit ausgefüllt werden. Die nachfolgenden Einzelaufsätze sollen einen Überblick über das bisher Erreichte bringen.

### 1. Der Nachweis der Zuckeralkohole.

Die sechswertigen Alkohole Mannit, Dulzitol und Sorbit vertreten in physiologischer Hinsicht die Glykose; sie dienen zur Stärkebildung, vielleicht auch zur Bildung von Fetten, und sind daher im Pflanzenreiche sehr verbreitet. Wir beginnen mit dem Nachweis des Mannits und beschaffen uns dazu etwas Manna, die allenthalben käuflich zu bekommen ist. Sublimiert man ein Körnchen Manna, so erhält man, auch wenn die Handelsware noch so unrein war, ein farbloses Sublimat, das aus feinen, zu „Sonnen und Ahren“ angeordneten Nadeln und aus derberen Kristallen prismatischer Natur besteht. Diese Kristalle, die unter Deckglas leicht mit kaltem Alkohol umkristallisiert werden können und sich schwer in wenig kaltem Wasser lösen, sind Mannit. Vorzügliches pflanzliches Material zum Mannitnachweis bilden die Winterknochen von *Syringa vulgaris*, *Ligustrum*-Arten, die Knollen von *Apium graveolens* u. a. Die Schnitte kommen auf dem Objektträger trocken

unter Deckglas; dann läßt man von der Seite her Alkohol zufließen und läßt das Präparat eintrocknen. Der Mannit scheidet sich nach 1—2 Tagen am Deckglasrande aus (Abb. 1) und kann nach dem Borodinschen Verfahren geprüft werden. Dieses Verfahren beruht darauf, daß Kristalle wasserlöslicher Substanzen sich in einer konzentrierten wässrigen Lösung des gleichen Stoffes nicht lösen, sondern wachsen (an Größe zunehmen). Dulzitzkristalle lösen sich in einer konzentrierten wässrigen Mannitlösung, Mannitkristalle aber nicht. Die Mannitlösung stellen wir aus der Handelsmanna her. Die Manna wird in Alkohol gelöst (durch Erwärmen wird die Ausbeute vollständiger); dann filtriert man die Lösung, läßt sie an der Luft eindunsten und nimmt den weißlichen kristallinischen Rückstand in wenig heißem Wasser auf.

Dulzitol wird in gleicher Weise nachgewiesen (durch Eintrocknen der Schnitte in Alkohol) und durch Zusatz einer konzentrierten wässrigen Dulzitolösung geprüft. Dulzitol scheidet sich in derbere Kristallen aus (Abb. 2), die, zu kleinen Gruppen vereint, oft den Schnitten aufliegen. Dulzitol liefert keine Sublimat. Versuchsobjekte sind Längsschnitte der Stengel von *Evonymus japonicus*, *E. europaeus* und *Melampyrum*-Arten (hauptsächlich *Scrophulariaceen* und *Celastraceen*).

Der Nachweis des Sorbits ist schwieriger und gelingt nur mit den frischen Früchten von *Sorbus aucuparia*.

## 2. Nachweis einiger Pflanzen Säuren.

Von den Säuren, deren mikrochemischer Nachweis noch nicht völlig geklärt ist (Ameisensäure u. a.), sehen wir an dieser Stelle ab und

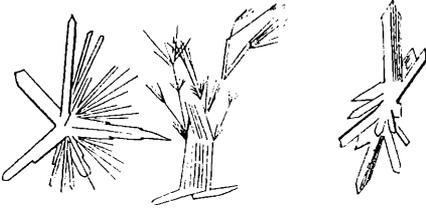


Abb. 1. Mannitkristalle, aus Schnitten von *Fraxinus ornus* mit Alkohol unter Deckglas erhalten.

Abb. 2. Dulcitolkristalle, aus Längsschnitten von *Evonymus spec.* mit Alkohol unter Deckglas erhalten.

wenden uns gleich der schon 1776 von Scheele aus dem Rheum-Rhizom gewonnenen Oxalsäure zu.

Die Oxalsäure entsteht allenthalben im Stoffwechselprozeß aus Zerfalls- und Oxydationsprodukten, wahrscheinlich auch bei der Veratmung der Kohlehydrate. In freiem Zustand wird sie, wenigstens in größerer Menge, giftig wirken, und die Angaben über das Auftreten freier Oxalsäure sind noch nicht hinreichend sichergestellt. Fast stets tritt sie in Form von Salzen auf, die sich entweder in kristallisiertem Zustand (Kalzium- und Magnesiumsalz) oder im Zellsaft gelöst (Natrium- und Kaliumsalz) finden. Zum Nachweis des sauren oxalsauren Kaliums dienen Oxalis-, Rheum-, Rumex- und Begonia-Arten. Bei frischem Material wird man ohne weiteres durch Eintrocknen der Schnitte auf dem Objektträger das Kaliumsalz zur Kristallisation bringen können und die ausgeschiedenen Kristalle nach Borodin prüfen (bei Zusatz einer gesättigten wässrigen Lösung von saurem oxalsaurem Kali Zunahme der Ausscheidungen). Für den Nachweis von oxalsaurem Natrium muß man sich Salsola- oder Salicornia-Arten verschaffen. In allen Fällen wird man aber die gelösten Oxalate nachweisen, wenn man die Schnitte in einen Tropfen wässriger Kalziumnitratlösung oder Kalziumchloridlösung (1+3) einlegt und, mit dem Deckglas bedeckt, nach einiger Zeit durchmustert. Es scheiden sich kleine Kriställchen von Kalziumoxalat aus. Die Benutzung einer Silbernitratlösung (1:20) zur Ausfällung von Silberoxalatkriställchen liefert im allgemeinen keine besseren Erfolge. Legt man die Schnitte in wässrige Strontiumnitratlösung, so erhält man kleine Kristalle von Strontiumoxalat. Man kann auch in der Weise verfahren, daß man grö-

ßere Pflanzenstücke (3—4 cm groß) in eine heiße konzentrierte Kalziumchloridlösung einlegt, die Stücke am nächsten Tage herausnimmt und erst nach gründlichem Abwaschen mit Wasser aus ihnen Schnitte anfertigt. Diese Schnitte werden mit den nicht behandelten Schnitten verglichen. Da das gefällte Kalziumoxalat nicht in Chloralhydratlösung löslich ist, so kann man die Schnitte weitgehend aufhellen. Das gefällte Kalziumoxalat muß in seinen Lösungsverhältnissen den in den Pflanzen vorkommenden Kalziumoxalatkristallen entsprechen.

Die Kalziumoxalatkristalle (Oxalate) sind jedem Mikroskopiker bekannt. Und doch wird mit ihrer mikrochemischen Charakterisierung un-gemein leichtfertig umgegangen. Seitdem man die Schnitte mit Chloralhydratlösung aufzuhellen pflegt, betrachtet man vielfach alle im Gewebe vorhandenen Kristalle als Kalziumoxalat. In sehr vielen Fällen ist dies richtig, doch sei bemerkt, daß erst im vorigen Jahre der Beweis erbracht wurde, daß die Raphiden (Nadeln) von Scilla in der Tat aus oxalsaurem Kalk bestehen. Bevor ein Kristall als Kalziumoxalat angesprochen wird, müssen wenigstens die folgenden Reaktionen ausgeführt werden. Die Kristalle dürfen sich nicht in heißem und kaltem Wasser lösen. Sie müssen in Essigsäure unlöslich sein. In verdünnter Salzsäure erfolgt Lösung ohne Auftreten von

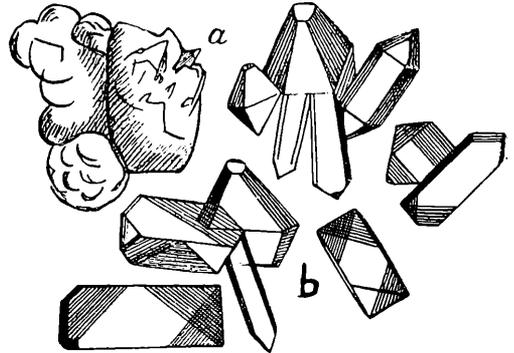


Abb. 3. a Weinsteinballen aus dem Fruchtfleisch einer Rosine, der mit Kalziumchlorid die bei b sichtbaren gut ausgebildeten Kristalle von Kalziumtartarat gebildet hat.

Gasblasen (die entweichende Kohlen Säure anzeigen würden). Da die Oxalate nicht selten von Schleimhüllen, Zellulosemembranen u. dgl. umgeben sind, so hat man für ein gutes Durchdringen der Säuren zu sorgen (durch einseitiges Heben des Deckglases oder durch kräftiges Abwaschen mit Fliesspapier). Ebenso würden sich Magnesiumoxalatkristalle verhalten. Es muß daher der Nachweis des Kalziums durch Schwefelsäure erbracht werden (i. S. 153, Bildung von Gips-

nadeln). Bei vorsichtigem Glühen gehen die Dya-lakristalle, ohne ihre Gestalt merklich zu verändern, in kohlenfauren Kalk über, der sich in Salzsäure unter Aufbrausen löst, während bei

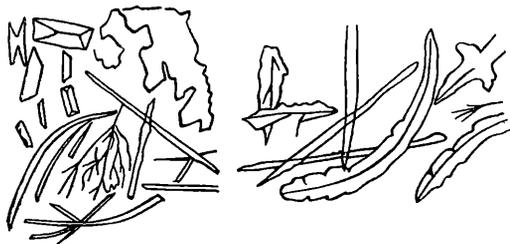


Abb. 4. Links: Sublimat des Fruchtfleisches einer Zitrone, bestehend aus Zitronensäure und Zitronensäureanhydrid. Rechts: Sublimat chemisch reiner Zitronensäure.

starkem Glühen Ätzkali entsteht. Man glüht (verascht) die Kristalle, indem man die Schnitte auf einem Glimmerplättchen oder einem Deckglasbruchstück erhitzt. Letzteres wird nach dem Glühen auf den Objektträger gelegt und mit einem Deckgläschen bedeckt; dann beobachtet man die Einwirkung von Salzsäure.

Weinsäure (Weinstein säure, Diogybernstein säure) ist im Pflanzenreich sicher weit verbreitet, teils frei, teils an Kalium oder Kalzium, aber auch an Aluminium gebunden; ihre Salze nennt man Tartarate. Viele Früchte zeichnen sich durch hohen Weinsäuregehalt aus. Wir wollen Korinthen (Rosinen) als ein jederzeit zur Hand stehendes Material zur Einübung des Weinsäurenachweises benutzen. Beim Zerzupfen einer Korinthe wird man ohne Schwierigkeiten mit bloßem Auge größere weißliche kristallinische Partikelchen erkennen, die sich mit der Nadel leicht aus dem Fruchtfleisch herauslösen (isolieren) lassen (Abb. 3a). Dies sind durch Zucker, Schleime oder Pektine verkittete Weinsäurekristalle (saures Kaliumtartarat, meist gemengt mit Kalziumtartarat). Ein solches Partikelchen bringen wir unter ein Deckglas und lösen es nach der Betrachtung in einer Spur Wasser. Fügt man dann eine wässrige Lösung von essigsaurem Kalium (1 oder 2:10,0) hinzu, so bilden sich nach wenigen Minuten rhombisch-hemiedrische Kristalle von saurem Kaliumtartarat. Ähnliche Kristalle erhält man auf Zusatz von konzentrierter Essigsäure zu Gewebeteilchen der Korinthe, zuweilen auch beim Aufhellen der Schnitte mit Kalilauge. Benutzt man als Reagens wässrige Kalziumchloridlösung (1:20), dann entstehen Kristalle von Kalziumtartarat (Abb. 3b), die sich leicht in verdünnter (2—5%iger), schwer in konzentrierter Essigsäure lösen. Durch Erwärmen erhält man besonders große Kristalle (100  $\mu$ ). — Die Reaktionen

lassen sich auch mit dem Saft der Weintrauben ausführen.

In den vergilbten Blättern von *Vitis* und *Ampelopsis* finden sich kleine, gut ausgebildete Tartaratkristalle (Längsschnitte der Blattstiele durchmustern).

Der Nachweis der Zitronensäure (Dyhydricarbaldehylsäure), einer der verbreitetsten Pflanzen säuren, ist auf mikrochemischem Wege allein sehr schwer zu erbringen und verlangt weitgehende Unterstützung durch nicht eben leichte makrochemische Untersuchungen, selbst dann aber bleibt das Ergebnis unsicher. So ist es erklärlich, daß sich die Angaben über das Vorkommen von Zitronensäure (auch von Äpfel- und Weinsäure) sogar in den neuesten Arbeiten vielfach widersprechen. In der reinen Mikrochemie wird Zitronensäure mit Silbernitrat (durch Umkristallisieren aus heißem Wasser entstehen Nadeln und Stäbchen, meist aber flüssige Kristalle), sowie mit Bariumchlorid (kleine Körnchen und Prismen) nachgewiesen. Bei Geweben sind diese Reaktionen nicht eindeutig. Wir müssen uns daher mit einem Objekt von außerordentlich hohem Gehalt an Zitronensäure (7—9%) bescheiden, mit der Zitrone. Ein kleiner Schnitt aus dem Fruchtfleisch der Zitrone gibt mehrere Sublimate. Gewöhnlich liegen am Rande der Sublimate „feder- und bastfaserartige“ Kristallflocke, die man auch bei der Sublimation chemisch reiner Zitronensäure erhält; es ist Zitronensäureanhydrid. Bei der Sublimation des Fruchtfleisches gehen aber Wasserdämpfe mit über, wodurch sich

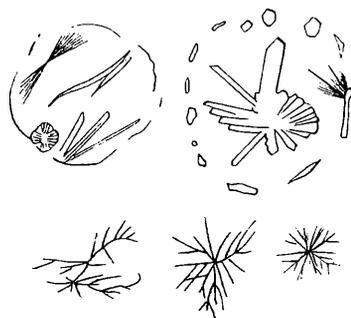


Abb. 5. Oben: Zwei Sublimationsstropfen mit Kristallen von Methylhexadecylmaleinsäureanhydrid, dem Erhitzungsprodukt der Agarizinsäure, erhalten durch Sublimation des Fruchtkörpers von *Polyporus officinalis*. Unten: Kristalle der Agarizinsäure, aus dem gleichen Fruchtkörper mit Chloralhydratlösung unter Deckglas erhalten.

das Anhydrid überwiegend in Zitronensäure umwandelt, die sich in guten Kristallformen abscheidet (Abb. 4).

Der Zitronensäure homolog ist die Agarizinsäure (eine dreibasische Dyhydrsäure), die bis zu 16% in den Fruchtkörpern von *Polyporus*

officinalis Fries vorkommt und deren bemerkenswerte mikrochemische Eigenschaften wir deshalb besprechen wollen, weil uns das Material jederzeit in den Apotheken als Fungus Laricis (Lärchenschwamm oder Agaricus) zur Hand ist. Wer sich über das Hyphengewebe dieses korkbrüchigen Pilzes unterrichten will, begnüge sich mit einem kleinen Schnitte und helle ihn nicht mit Chloralhydratlösung, Kalilauge oder dgl. auf (wodurch die Hyphen zu stark verquellen), sondern benutze als Aufhellungsmittel Ammoniak oder Sodablösung (1:10). Zum Nachweis der Agarizinsäure ist die Herstellung eines Schnittes nicht erforderlich. Man zerbröckelt ein kleines Stückchen auf dem Objektträger und kocht die Teilchen unter Deckglas in einem Tropfen wässriger Chloralhydratlösung auf. Die Hyphen verquellen stark und nach dem Abkühlen kristallisieren aus der Lösung federförmige, manchmal gebogene Nadeln, die sich zuweilen zu zierlichen Nadelsternen (Abb. 5, unten) vereinigen. Erhitzt oder kocht man das Präparat in Sodablösung (1:10), so scheiden sich nach mehreren Stunden zu kleinen Drüsen vereinigte Nadeln aus. Chemisch reine Agarizinsäure verhält sich ebenso. Sublimiert man etwas Gewebe und wechselt den Objektträger erst, wenn man während der Sublimation in der Mitte der Becherglas mit bloßem Auge kleine Tröpfchen wahrnimmt, so erhält man nach mehreren Stunden aus diesen

Tröpfchen prachtvolle kristallisierte Sublimat (Abb. 5, oben). Diese Kristalle sind in der Hauptsache nichts anderes als Methylhexadecylmaleinsäureanhydrid, ein bei der Verbrennung der Agarizinsäure gebildetes Spaltungsprodukt. Erwärmt man die Sublimat nach dem Auflegen eines Deckglases mit Chlorzinkjodlösung, so lösen sich die Kristalle, und es bilden sich gelbe, allmählich braungelb werdende Tropfen, die in gelbbraune, zuweilen graugrüne Sphärite übergehen. — Außerdem sind in den Sublimaten Anteile von Stearinsäure enthalten, deren Bestimmung aber größere Übung voraussetzt.

Auch die ungesättigte Sorbinsäure läßt sich durch Sublimation nachweisen, doch müssen wir über reife (noch wasserhaltige) Schnitte völlig reifer roter Früchte von Sorbus aucuparia verfügen. Nicht völlig reife Früchte liefern bei der Sublimation Maleinsäure, um so mehr, je gelber und unreifer sie sind. Die Sublimat reifer Früchte bestehen fast nur aus Sorbinsäurekristallen, die sich leicht in Alkohol, aber unter Deckglas in Wasser erst beim Kochen lösen und alsdann in Drüsen und Sphäriten auskristallisieren. Sorbinsäurekristalle geben mit wässriger Silbernitratlösung (1:10) feine Nadelchen von sorbinsäurem Silber und mit Brombromkaliumlösung (2,0 Kaliumbromid, 10,0 Wasser, Brom bis zur Sättigung) braungelbe ölig-glänzende Tropfen. (Fortf. folgt.)

## Ein Tänzchen unter dem Mikroskop.

### Einfache Versuche mit Euglena viridis.

Von Dr. Max Oetli.

Mit 1 Abbildung.

*Euglena viridis* ist den meisten Lesern des „Mikrokosmos“ sicher gut bekannt. Es sind jene grün gefärbten spindelförmigen Geißeltierchen mit dem schönen roten Augenfleck. Wer sie noch nicht kennt, wird sie unter dem Mikroskop an Hand der nebenstehenden Abbildung leicht erkennen können. Wie man sie erhält, kann leider nicht so unbedingt zuverlässig angegeben werden, denn die Verhältnisse wechseln von Art zu Art sehr. Hier in Glarisegg am Bodensee erhalten wir sie regelmäßig, wenn wir leicht angefaulte Pflanzenteile aus dem Komposthaufen ziehen, sie in einem zylindrischen Glasgefäß mit Wasser übergeben und das Gemisch mehrere Wochen, ja Monate lang auf dem Fenster Sims stehen lassen. Das Auftreten der Euglenen gibt sich dann durch einen leuchtend grünen Überzug kund, der

an der Lichtseite an der Glaswand oder an vorstehenden Halmen in die Höhe steigt. Die Pfützen in der Nähe von Mist weisen oft eine ebenso schön grün leuchtende Oberfläche auf, die zu dem tiefbraunen Fauchwasser in auffallendem Gegensatz steht. Bei uns bekommen wir aber aus diesen leicht abschöpfbaren Überzügen statt der Euglenen fast immer nur deren Verwandte, Chlamydomonaden, zu Gesicht. Auch das grün schimmernde Wasser, das bei der großen Überschwemmung im Jahre 1910 durch die tiefsten Straßen unserer Bodensee-Städtchen flutete, verdankt seine Farbe nicht Euglenoiden oder Algen, sondern ebenfalls den Chlamydomonaden. Das ist übrigens nicht zu verwundern, denn dieses Wasser war nicht etwa überbordendes Seewasser, sondern, wenigstens bei Beginn des Hoch-

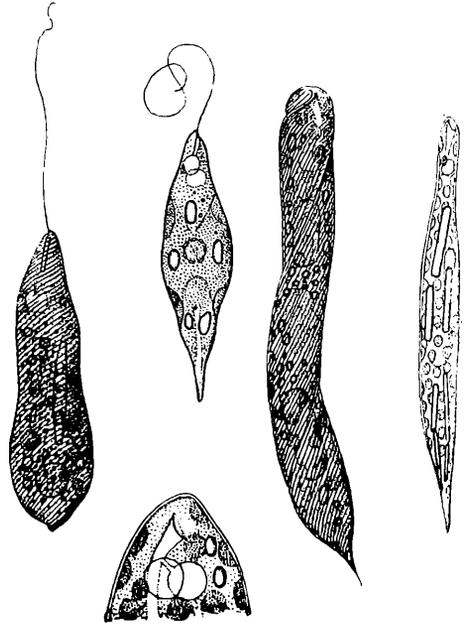
wassers, Wasser, das den Gruben- und Kanalöffnungen entstieg, weil ihrem Inhalt der Austritt in den See verwehrt war.

Ich möchte gern einmal eine Monographie über Euglena lesen, denn was man in den einzelnen Bemerkungen der üblichen Lehrbücher usw. zu Gesicht bekommt, ist recht krautig. In Berworns „Allgemeiner Physiologie“ wird z. B. auf einer ganzen, recht einnehmend geschriebenen Seite nur darüber gesprochen, wie leicht verständlich die Einrichtung sei, mit Hilfe derer Tiere wie Euglenen das Licht fliehen. Euglena ist aber grün, sie besitzt assimilierende Chlorophyllkörner, und sucht daher, wie jede Kultur auf dem Fenster Sims zeigt, das Licht geradezu auf. Aus Versuchen von Stahl geht allerdings hervor, daß eine zu starke Belichtung auch Lichtsucht veranlassen kann, so daß stets berücksichtigt werden muß, ob die zuträglichste Lichtstärke, das Lichtoptimum, überschritten war oder nicht. Im zweiten Falle, also bei kleineren Lichtstärken, wandert Euglena dem Lichte zu, im ersten Falle, bei größeren Lichtstärken wird das Licht geflohen. Dieses Verhalten erinnert stark an das der Chlorophyllkörner grüner Blütenpflanzen oder Moose usw.

Als Organ der Lichtempfindung sah man natürlich den roten „Augenfleck“ an. Man wollte beobachtet haben, daß Euglenen schon den Schatten flohen, wenn sie erst mit dem vorderen Ende hineingetaucht waren, während sich das Hinterende als unempfindlich gegen Lichtreiz erwies. Francé schreibt darüber: „Durch eine langwierige und mühsame Untersuchung dieser Gebilde bin ich schon vor langen Jahren zur Einsicht gekommen, daß sie das wahre Gegenstück der einfachsten tierischen Photieraugen sein müssen. Denn nicht nur, daß derselbe rote Farbstoff (eine Art des Sehpurpurs, der auch im menschlichen Auge vorhanden ist), sich im Auge der niedersten Würmer (Nadertiere, Borsten- und Strudelwürmer) und Krebse (Cyclops) wiederfindet, umschließt er sogar da wie dort stark lichtbrechende Kügelchen (bei den Pflanzen Stärkekörner!), die vornehmlich zur Verdichtung des Lichteindrucks geeignet sein müssen. Es gibt unter den Geißelwesen sogar eines (Glenodium polypemus), das eine wohlentwickelte Linse mit der dahinterliegenden farbigen, schwarzen oder roten „Retina“, also ein so gut ausgebildetes Auge besitzt, daß manches höhere Tier es darum beneiden könnte, und wir gar nicht so ohne weiteres die Frage von der Hand weisen dürfen, ob diese Zelle vielleicht mehr als bloße Lichtunterschiede sieht, ob sie nicht vielleicht auch schon

die ersten Anfänge von Formenunterscheidung zu eigen hat.“<sup>1)</sup>

Heute ist man in dieser Hinsicht etwas vorsichtiger geworden, bezeichnet den roten Fleck von Euglena nur noch als „Stigma“ (τὸ στίγμα = der Stich, das Malzeichen; ἡ στίγμα = das Pünktchen) und nimmt an, daß er ein Lichtschirm sei, der bewirke, daß die unter ihm liegende verdickte Wurzel der Geißel nur von einer Seite her belichtet werde. Dadurch soll stärkeres (oder schwächeres?) Schlagen nach der belichteten Seite zu ermöglicht werden und damit



Verschiedene Euglenen-Arten, etwa 400mal vergr.  
 Von links nach rechts: Peranema trichophorum Ehrh. (der farblose Ueberling); Euglena viridis Ehrh. (der grüne Ueberling), von dem in diesem Aufsatz die Rede ist. E. oxyuris Schm.; E. acus Ehrh. Unter E. viridis das Vorderende von E. deses mit dem Schlundrohr, dem Vakuolenapparat und dem Stigma.

auch Zu-(oder Ab-)wendung des ganzen Tieres in bezug auf das einfallende Licht. Es wurde aber auch schon die Vermutung geäußert, daß der Fleck ein wärmeempfindliches Organ darstelle.

Wie dem nun sei. Jedenfalls ist Euglena ein außerordentlich feinfühliges kleines Wesen, und für uns ist die Hauptsache, daß wir dies überaus leicht feststellen können. Bringen wir nämlich ein Euglenen enthaltendes Wassertropfchen unter das Mikroskop, so sehen wir, daß die Tierchen, die Längsachse parallel zum Objektträger, sich nach allen Richtungen durch das Was-

<sup>1)</sup> R. S. Francé: Das Leben der Pflanze (Stuttgart, Francksche Verlagsbldg.), Bd. II. S. 419.

fer „Schrauben“ Verringern wir aber die Menge des zutretenden Lichtes durch einfaches Zuziehen der Frisblende, so ergibt sich ein höchst drolliges Bild. Alle Euglenen richten sich nämlich augenblicklich auf und kreisen nicht mehr um ihre Längsachse, sondern um das feststehende Hintere, so daß sie wie die Achse eines austaumelnden Kreisels ungefähr eine Kegelfläche beschreiben. Es sieht aus, als ob die Tierchen suchten, nach welcher Richtung das Licht abgezogen sei. Und warum sollte das nicht der Sinn des Reflexes sein?

Will man das „Ruder“ sehen, das alle diese Bewegungen bewirkt, so genügt bloßes starkes Abblenden nicht. Es gilt vielmehr, seine Bewegung zu verlangsamen. Dazu vermischt man den Wassertropfen, in dem sich die Euglenen befinden, mit einem gleich großen Tropfen lauwarmen 3%iger Gelatine<sup>2)</sup> oder auch mit etwas Quittens Schleim. Diese Maßnahme lohnt sich auch deshalb, weil man bei den langsameren Bewegungen deutlich das periodische Wachsen und Ausprägen der kontraktilen Vakuolen verfolgen kann.

Im „Handbuch für biologische Übungen“ von Köfeler und Lamprecht (Berlin, F. Springer) sind zwei Nährlösungen angegeben, in denen man die Euglenen soll weiterzüchten können. Die Lösungen werden folgendermaßen zusammengesetzt:

#### Lösung I:

0,5 Pepton (Witte),  
0,5 Traubenzucker,  
0,2 Zitronensäure,  
0,02 Magnesiumsulfat,  
0,05 Kaliumbiphosphat ( $K_2H_2PO_4$ ),  
100 Wasser.

#### Lösung II:

1,00 Pepton,  
0,4 Traubenzucker,

<sup>2)</sup> Die käufliche Glycerin-gelatine darf man nicht verwenden, weil sie immer etwas Karbolsäure oder ein anderes Bakteriengift enthält.

0,4 Zitronensäure,  
0,02 Magnesiumsulfat,  
0,05 Kaliumbiphosphat,  
0,05 Ammoniumnitrat,  
98 Wasser.

Wir sind gegenwärtig damit beschäftigt, in solchen Nährlösungen angelegte Euglenenkulturen einseitig durch Schablonen hindurch zu beleuchten, in der Hoffnung, in den Kulturschalen dann grüne Negative der Schablonen zu erhalten. Mit hell und luftfrei aufbewahrtem Sumpfwasser, in dem Purpurbakterien zur Entwicklung kommen, gelingen solche Versuche oft sehr schön. Daß sie aber nur für Purpurbakterien und noch nicht (?) für Euglenen oder für die schließlich in feststehenden Formen sich auslebenden Chlamydomonaden beschrieben sind, macht uns etwas stutzig.<sup>3)</sup>

Zum Schluß sei noch einer Stelle aus Dojleins „Lehrbuch der Protozoenkunde“ gedacht, die besagt, daß das Licht nicht mit allen seinen Strahlen gleich stark auf die Euglenen einwirkt. Die Reizwirkung soll vielmehr vor allem vom blauen Ende des Spektrums, also von den Komplementärfarben der Farbe „Rot“ im Stigma, ausgehen. Andere Protozoen, z. B. Paramazien, sollen nach Hertel sogar nur auf ultraviolette Strahlen reagieren.

<sup>3)</sup> Bei Gelegenheit der Korrektur der Jah-  
nenabzüge sei über die bisher erreichten Ergebnisse der Schablonenkultur berichtet. Die Versuche gelingen. Jedenfalls lassen sich, sofern man sich genügend Zeit (mehrere Wochen) nimmt, die Euglenen in den genannten Nährlösungen leicht weiterzüchten, wenn man einfach ein Tröpfchen viele Euglenen enthaltendes Wasser hineingibt. Daß man die Schablonenversuche trotzdem nicht empfiehlt, scheint einfach daher zu kommen, daß die Schablonen — offenbar wegen dem lebhaften Wandertrieb der Euglenen — nicht sauber kopiert werden. Wir hoffen nun bessere Ergebnisse mit den zum Teil feststehenden Chlamydomonaden zu erzielen. Nach früheren Erfahrungen werden diese Versuche allerdings viele Monate in Anspruch nehmen.

## Kleine Mitteilungen.

Eine einfache Methode zur Herstellung einer feuchten Kammer gibt R. Legendre in Nr. 6 des Jahrg. 1914 (Bd. 76) der Compt. Rend. Soc. Biol. Paris (S. 265—266) an. Man packt ein Deckglas mit einer Pinzette und hält die vier Ecken nacheinander in die Flamme eines Bunsen- oder Spiritusbrenners. Die Ecken schmelzen dann zu kleinen Kügelchen zusammen, so daß das Deckglas mit vier Füßchen auf dem Objektträger ruht. Die Höhe des Zwischenraums richtet sich nach der Größe der Kügelchen, die man in ziemlich weiten

Grenzen verändern kann. Man muß nur darauf achten, daß alle vier Ecken gleich lang in die Flamme kommen, damit die Kügelchen annähernd gleich groß werden. So hergestellte Kammern sind natürlich nur für kürzere Beobachtungen in hängenden Tropfen brauchbar, da die Beobachtungsluftigkeit infolge des freien Luftzutritts langsam verdunstet. H. G.

Studien am Sehorgan der Termiten hat R. Rosen angestellt (vgl. Zool. Jahrb., Abtlg. f. Morph., Bd. 35, 1913, S. 625—664). Fixiert

wurde mit Carnoy'schem Gemisch (3 Teile absol. Alkohol + 1 Teil Eisessig) oder Perény'scher Flüssigkeit (4 Teile 10%ige Salpetersäure + 3 Teile absol. Alkohol + 3 Teile  $\frac{1}{2}$ %ige Chromsäure), die beide gute Ergebnisse lieferten. Zum Fixieren wurde meist der Kopf vom Thorax abgetrennt, damit die Flüssigkeit besser eindringen konnte. Zur Färbung der Schnitte wurde Boraxkarmin benutzt; häufig wurde mit Methylenblau nachgefärbt, und zwar mit stark verdünnten Lösungen in der Wärme. **H. G.**

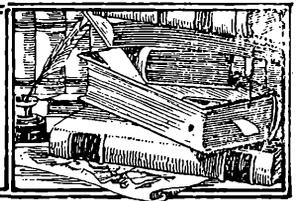
**Das schönste tierische Objekt zum Studium der Kern- und Zellteilung** ist nach Poll (Handb. d. naturgesch. Technik, Teil I: Zoologisch-mikroskopische Technik, S. 54) das Ei des aus Pferdekot leicht zu erhaltenden Pferdespulumwurms (*Ascaris megaloccephala*). Die Weibchen sind bedeutend länger und dicker als die Männchen, also gut zu unterscheiden. Zur Gewinnung der Eier wird ein aus frischem Kot stammendes Weibchen in einer mit warmer physiologischer Kochsalzlösung gefüllten Präparierschale aufgespannt und durch einen vorsichtigen Längsschnitt, der die an der Grenze des vorderen und mittleren Körperdrittels liegenden Geschlechtsöffnungen sorgfältig schonet, geöffnet. Spannt man dann die Haut mit Nadeln auseinander, so quillt sofort das große Patet der Genitalröhren mit dem grünlich gefärbten Darm hervor. Man sucht vorsichtig die Stelle auf, wo unmittelbar in der Nähe der Geschlechtsöffnung die beiden dicken Uterusschläuche vereint in die Vagina, den unpaaren Abschnitt des Genitalrohres, einmünden, unterbindet mit einem Seidenfaden sowohl die Vagina wie in 5 cm Entfernung die beiden Uteri, schneidet die abgebundenen Stücke heraus und tupft eine Kleinigkeit der an der Schnittfläche hervorquellenden Eimasse auf einen Objektträger, um festzustellen, in welchem Stadium der Entwicklung sich die Eier befinden. In der

Regel stehen sie dicht vor der Zweiteilung und sind von einer dicken Eischale umgeben; sie dürfen nicht zerfallen und undurchsichtig aussehen. Man bringt dann die Uteri auf einem Objektträger in eine feuchte Kammer mit einer Schale Wasser am Boden und entnimmt der Eimasse am Schnittende alle paar Stunden einige Eier, um zu sehen, wie weit die Entwicklung, die im allgemeinen ungestört weiter geht, gediehen ist. Sieht man die Zelle im Innern der Eischale Semmelform annehmen, was je nach der Temperatur des Laboratoriums 2—24 Stunden dauert, so ist der richtige Zeitpunkt zum Fixieren der Uteri gekommen. Man legt sie dazu in eine große Menge 30%iges Gemisch (80 ccm absol. Alkohol + 20 ccm Eisessig), das man nach 2 Stunden durch mehrmals zu wechselnden Alkohol ersetzt. Am nächsten Tage gießt man alle paar Stunden zu einer frischen Menge absol. Alkohol 1, 2, 3, 5 Teile Chloroform, bis sich das Präparat schließlich in einem Gemisch aus gleichen Teilen Chloroform und Alkohol befindet. Am Tage darauf kommen die Stücke in ein aus 2 T. Chloroform und 1 T. absol. Alkohol bestehendes Gemisch und dann in reines Chloroform, in dem man sie, gut zugedeckt, auf einen Wärmeschrank setzt. Nach einiger Zeit beginnt man, flüssiges Paraffin zuzusetzen, so daß die Stücke ganz allmählich in fast reines, weiches Paraffin gelangen. Dort bleiben sie zwei Stunden, kommen für weitere zwei Stunden in hartes Paraffin und werden schließlich in der üblichen Weise eingebettet, nachdem man die Fäden, an denen die Stücke bisher transportiert worden sind, abgeschnitten hat. Die Schnitte sollen mindestens 15—20  $\mu$  dick sein. Sie werden mit Eisenalaun-Hämatoxylin und Fuchsin gefärbt und zeigen dann den ganzen Vorgang der Kern-Zellteilung mit allen Einzelheiten und in allen Phasen. **H. G.**



## Bücherschau.

Unverlangt eingehende Werke werden im allgemeinen nur mit Titel, Verlag und Preis aufgeführt. Eine Rücksendung nicht besprochener unverlangter Werke erfolgt nicht.



**Wachs, H., Neue Versuche zur Wolff'schen Linsenregeneration.** In „Archiv für Entwicklungsmechanik der Organismen“ Herausgegeben von Wilsch. Roug. Leipzig, W. Engelmann. Bd. XXXIX, Heft 2 und 3.

In den 80er und 90er Jahren des verfloßenen Jahrhunderts machten Colucci und Gustav Wolff unabhängig voneinander die Beobachtung, daß das Auge junger Tritonen eine außerordentlich große Regenerationsfähigkeit besitzt. Bei entsprechenden Versuchen ergab sich, daß die exstirpierte Linse immer von der oberen Iris aus regeneriert wird, also von einem Gewebe, das mit ihrer normalen Ontogenese nicht das mindeste zu tun hat. Nachuntersuchungen von Fischel und Erik Müller bestätigten

die Tatsache dieser eigentümlichen Heteromorphose, in der Wolff eine primäre Zweckmäßigkeit sah, die nur durch die Annahme „teleologischer, zweckbewußt wirkender Kräfte“ erklärt werden könne. Driesch nennt die Erscheinung eine „sekundäre Regulation“. Erik Müller versuchte eine mechanische Erklärung und deutete die Linsenregeneration als Wucherung des ganzen Irisrandes und Nachschieben der Zellen bis zur Faltenbildung. Fischel glaubte in der Alteration der Iris den auslösenden Replikationsreiz zur Linsenregeneration gefunden zu haben. Von Speemann, Weismann und Schunkewitsch sind noch andere Erklärungen gegeben worden. Wachs stellte sich die Aufgabe, die Erscheinung der Linsenregeneration mit unsern modernen Ver-

jahren und Hilfsmitteln zu untersuchen. Die Ergebnisse, die durch zahlreiche photographische Abbildungen belegt sind, sind in der Hauptsache folgende: Die Linsenregeneration wird wahrscheinlich durch sekretorischen Einfluß auf die Iris ausgelöst. Dieser Einfluß kommt in der Hauptsache von den Zellen der Retina und wird normalerweise vermutlich durch Antisekretion der Linse paralytisiert. Hinsichtlich der übrigen Ergebnisse der Wachs'schen Untersuchungen sei auf die Originalarbeit verwiesen, die noch manches Interessante enthält. Dr. Str.

**Archiv für Hydrobiologie und Planktonkunde.** Herausgegeben von D. Zacharias. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhdlg., Stuttgart. Bd. IX, Heft 4; Bd. X, Heft 1, 2 u. 3.

Das Schlußheft des IX. Bandes bringt außer 7 Originalabhandlungen ein wertvolles Referat über Woltereck's Arbeit über die Schwebefortsätze pelagischer Aladozieren. — Das 1. Heft des X. Bandes enthält u. a. eine wertvolle Arbeit über Diatomeen der Eudeten von Hustedt mit wichtigen systematischen Auseinandersetzungen und die Fortsetzung der Wachs'schen Arbeit über die Rädertiere Deutschlands. Nühe berichtet über Bosminen des Salzkammerguts, Pointner über Oligochäten der Lunzerseen. — Das 2. Heft des X. Bandes enthält u. a. den Schluß der Abhandlung Hustedts und einen Aufsatz Bethe's über das Plankton der Havel. — Das 3. Heft bringt eine kleine Arbeit über das Steinhuder-Meer von Kayser mit interessanten Beobachtungen über das Zentrifugenplankton, eine von Arldt bearbeitete Entwicklungsgeschichte der großen afrikanischen Seen und eine wertvolle Studie über die Krustazoenfauna der Danphiné, deren Verfasser, Dr. Reichard, jüngst in Kamerun gefallen ist. H. Bachmann (Luzern).

**Kriegs- und Friedenskalender für den deutschen Feldsoldaten, Bürger und Landmann auf das Jahr 1916.** Mit Beiträgen von Karl Brüger, Dr. H. Decker, Karl Ettlinger, Dr. Ludwig Finckh, Dr. Kurt Floercke, Gorch Fock, P. Langbein, Hermann Löns †, Alfons Pexold u. a. Herausgegeben von Anton Fendrich. Mit Zeichnungen von Fritz Bergen, R. Dffinger und Willy Pfand. Preis 40 Pfg., Sammler-Ausgabe M 1.—. Stuttgart, Franck'sche Verlagsabhandlung.

Wer erinnert sich nicht aus seiner Jugend an die köstlichen Hebel'schen Kalendergestalten des Zundelfrieders und des Zundelheimers? Sie sind, wenigstens nach ihrer guten Seite hin, außerstanden in der von dem bekannten volkstümlichen Schriftsteller Anton Fendrich entbedkten und in seinem neuen, soeben erschienenen, mit vielen guten Bildern geschmückten „Kriegs- und Friedenskalender für den deutschen Feldsoldaten, Bürger und Landmann auf das Jahr 1916“ geschilderten Gestalt des Max Bofsch. Mit diesem Namen bezeichnet Fendrich einen wackeren deutschen Feldgrauen, und es sind höchst lustige Dinge, die er von ihm zu berichten weiß, lauter gute, treuherzige, oft sogar ganz „barbarische“ Stüchlein, wie man sie von einem solchen Prachtkerl auch gar nicht anders erwartet. Außer seinen eigenen Streichen berichtet uns Max Bofsch auch

eine nette Unterredung zwischen zwei seiner Kompagnie-Kameraden, beide Bayern, die miteinander Streit bekommen hatten. Sagt der eine: „Gelt, halt heut' auch noch kein' Backzäh'n' g'schluckt?“ Antwortet der andere: „Und du bist auch no nit auf em Verbandplaz aufg'wacht!?“ Meint wieder der erste: „Wenn d' nit ruhig bist, kannst di morgen in d'r Verluftkisten lesen!“ Und der andere drauf: „Und wenn du no Grüß an deine Hinterbliebenen ausz'richten hast, dann beil di!“ Der Bofsch, der alles das hört, nimmt ein Stück Holz und fängt an, daran herumzuschneiden. Fragt der erste der Bayern: „Was machst da?“ Sagt der Bofsch: „Ich mach' nur grad noch die Grab'schrift: Hier ruhen zwei treuherzige Bayern.“ — Auf den übrigen reichhaltigen Inhalt des Kalenders mit seinem schönen Titelbild-Kunstblatt und den vielen andern guten Bildern sei nur kurz hingewiesen, so auf den für jedermann, besonders aber für den Feldsoldaten wertvollen astronomischen und zoologischen Teil, den jedes Monatsblatt bietet, auf die guten Erzählungen, die „Feldpredigt“, endlich auf die den Feldsoldaten ganz besonders angehenden Stücke: „Sonne, Mond und Sterne als Wegweiser“ (mit 2 Bildern) und: „Eine Kugel kam geflogen“, eine lehrreiche Betrachtung über des menschlichen Körpers Wund- und Wunderheilskraft, den deutschen Feldsoldaten gewidmet (mit 4 Bildern) usw. — Bei Bezug des Kalenders in größerer Anzahl zum Verschenden ins Feld treten Partiepresse ein.

**Müller, Alfred Leopold, Das Gedächtnis und seine Pflege.** Mit 22 Abbildungen. Geheftet M 1.—, in Leinwand gebunden M 1.80. Stuttgart, Kosmos, Gesellschaft der Naturfreunde, Geschäftsstelle: Franck'sche Verlagsabhandlung.

Den außerordentlich verwickelten Vorgang, den wir Gedächtnis nennen, in einer auch dem Nichtfachmann verständlichen Weise darzulegen, die Erklärungsformen der verschiedenen Gedächtnisanlagen zu erläutern und so jedem aufmerksamen Leser mit der Erkenntnis gleichzeitig die Grundlage zur Heilung etwaiger Mängel und zur Verbesserung des eigenen Gedächtnisses zu gewähren, das ist die Absicht des Verfassers dieses neuen Bändchens der Bücherveröffentlichungen der Kosmos-Gesellschaft. DemWerken kommt eine doppelte Bedeutung zu: es will Eltern und Erziehern Winke zur Stärkung des Gedächtnisses ihrer Schutzbefohlenen geben, jedem Erwachsenen selbst aber zeigen, wie er sein eigenes Gedächtnis gesund erhalten und pflegen kann, denn — um mit dem Verfasser zu reden — „Hygiene des Gedächtnisses beruht in der Gesundheitspflege des Körpers und Geistes. Gesunder Leib und gesunder Geist verbürgen auch ein leistungsfähiges Gedächtnis.“ Auch damit, was der Verfasser in dem Kapitel über die grundlegende Bedeutung des Gedächtnisses sagt, wird jeder einverstanden sein: „In Gedächtnis liegen die Wurzeln zu jenem gewaltigen Riesenbau an Errungenschaften, den der einzelne Mensch überhaupt nicht mehr zu überschauen fähig ist. Das Gedächtnis ist das Pfund, mit dem er wuchern könnte. Es ist ein Schlüssel zum gesamten geistigen Leben.“ Der Preis von 1 M geheftet, gebd. M 1.80 ermöglicht die weiteste Verbreitung dieses für Eltern und Erzieher wie auch für jeden Gebildeten wichtigen Büchleins.

# Das Laboratorium des Mikroskopikers

## Beiblatt zum „Mikrokosmos“.

In diesem Beiblatt, das in zwangloser Folge erscheint, veröffentlichen wir Beschreibungen neuer Apparate und Instrumente für sämtliche Zweige der Mikroskopie, um dadurch einen dauernden Überblick über die Fortschritte der Apparatechnik zu geben. Ebenso bringen wir hier Anleitungen zur Selbstanfertigung mikrotechnischer Hilfsapparate, um unsern Lesern die Vervollständigung ihrer Apparatur auf dem billigsten Wege zu ermöglichen.

### Die Selbstanfertigung einer einfachen Beleuchtungsrichtung für Mikrophotographie und Projektion.

Von cand. phys. Heinrich Koppe.

Mit 5 Abbildungen.

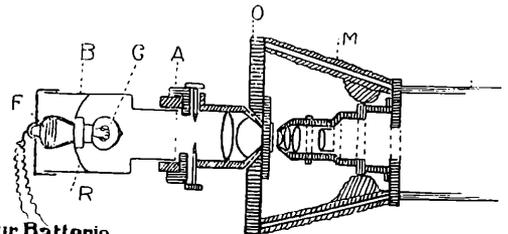
Eine der schwierigsten Fragen der Mikrophotographie ist die der geeigneten Beleuchtung und der dadurch bedingten richtigen Belichtungszeit. Wer je bei direktem Sonnen- oder besser bei zerstreutem Tageslicht gearbeitet hat, wird wissen, wie leicht die mannigfachen Abstufungen der Intensität durch Jahres- und Tageszeit, Bewölkung u. a. m. zu Fehlern Anlaß geben. Aus diesem Grunde werden von vielen Mikroskopikern künstliche Lichtquellen vorgezogen, aber auch hier bieten sich einige Schwierigkeiten, besonders für den, der aus Geldmangel auf möglichst einfache und billige Einrichtungen bedacht sein muß.

In folgendem will ich eine Beleuchtungsrichtung beschreiben, die jeden, der im Besitz eines Mikroskops ist, befähigt, mit den denkbar einfachsten Mitteln, auch ohne photographischen Apparat, gute Mikrophotogramme herzustellen. Als Lichtquelle dient eine kleine Glühlampe, den Strom liefert eine gewöhnliche Taschenlampenbatterie.

Aus weißem Schreibpapier wird zunächst durch mehrfaches Übereinanderkleben ein kleines Papprohr angefertigt, das in die untere Öffnung des am Mikroskop befindlichen Kondensors hineinpaßt. In diesem Rohr wird dann eine kleine Ösrاملampe, wie sie für elektrische Taschenlampen üblich ist, angebracht, und zwar zweckmäßig in der Entfernung vom Objektisch, in der sonst der (zu entfernde) Spiegel zu fixieren pflegt. Die Befestigung der Lampe geschieht am einfachsten so, daß man in ein dünnes Messingblech ein kreisrundes Loch bohrt, in das die Schraube der Lampe fest hineinpaßt; gegen den unteren Kontakt drückt eine ebenfalls aus Messingblech bestehende Feder. Die beiden Bleche, die sich übrigens nicht berühren dürfen, werden metallisch mit zwei isolierten Lei-

tungsdrähten (am besten nimmt man Jagen. Ligen [Klingelschnüre]) verbunden, die zu den Polen der Stromquelle, einer gewöhnlichen Taschenlampenbatterie, führen. Es ist jetzt nur noch erforderlich, das freie Ende des Papprohrs mit einem Deckel zu versehen und das Ganze gegebenenfalls aus Schönheitsrücksichten mit mattschwarzem Papier zu überkleben. Damit ist unser Beleuchtungsapparat fertig.

Besitzt das Mikroskop keinen Kondensor, sondern etwa nur eine einfache Blende, so muß



Zur Batterie

Abb. 1. Schema der Beleuchtungsrichtung und ihrer Befestigung am Mikroskop.

A Kondensor, B Beleuchtungsrichtung, F Glühlampenfassung, G Metallrahmenlampe, M Samtmuffe zum Abhalten des Lichtes, O Objektisch, R Reflektor, L Tubus.

vor der Glühlampe noch eine kleine Mattscheibe angebracht werden; in vielen Fällen genügt auch Seidenpapier oder mit Fett getränktes dünnes Schreibpapier.

Wer den kleinen Apparat etwas besser ausgestalten will, kann die Glühlampe mit einer richtigen Fassung und einem Reflektor versehen (vgl. Abb. 1) und die Batterie in einem aus Pappe hergestellten Kästchen unterbringen, auf dem sich vorteilhaft ein kleiner Auslöser befindet.

Um das Austreten schädlicher Lichtstrahlen zwischen Objekt und Objektiv zu vermeiden, wird aus doppeltgelegtem schwarzem Samtband eine

Muffe hergestellt, die sich auf einer Seite konisch erweitert; die kleinere Öffnung wird über das Objektiv gestreift, die größere liegt dem Objektisch an.

Nach diesen Vorbereitungen kann man gerost zur Aufnahme schreiten, die, falls ohne

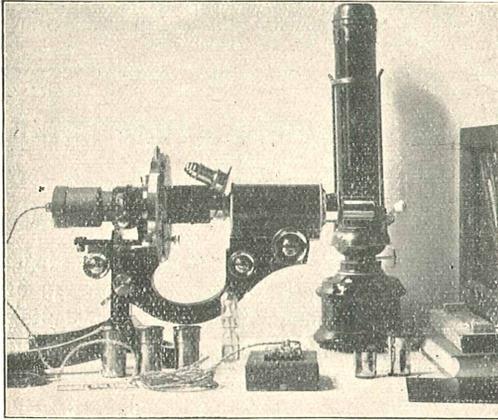


Abb. 2. Aufnahme ohne Kamera im Dunkelraum.

photographischen Apparat gearbeitet werden soll, einen Dunkelraum erfordert. Wer keine Dunkelkammer zur Verfügung hat, muß seine Aufnahmen also in den Abendstunden machen, wo sich jedes Zimmer leicht in genügendem Maße verdunkeln läßt, falls nicht gerade eine Straßenlaterne vor den Fenstern steht. Das mit der Beleuchtungs-  
vorrichtung versehene Mikroskop wird auf einem festen Tisch aufgestellt und bis zur Horizontalen umgelegt oder, falls dieses nicht möglich ist, auf andere Weise so befestigt, daß der Tubus wagrecht liegt. In einiger Entfernung wird senkrecht zur Längsachse des Mikroskops ein Kopierrahmen aufgestellt (vgl. Abb. 2), der eine Mattscheibe enthält, deren matte Seite dem Mikroskop zugewendet ist. Schaltet man nun die Glühlampe ein, so erscheint auf der Mattscheibe sogleich ein stark vergrößertes Bild des auf dem Objektisch untergebrachten, zu photographierenden Präparats.<sup>1)</sup> Von der Rückseite der Mattscheibe her läßt sich dieses Bild bequem mit Hilfe einer Lupe auf Schärfe und Feinheit untersuchen, die gegebenenfalls durch Drehen der Mikrometerschraube noch zu verbessern sind. Ist alles in Ordnung, so schaltet man die Glühlampe aus, vertauscht beim Schein einer roten Lampe die Mattscheibe mit einer photographischen Platte (Schicht dem

<sup>1)</sup> Vorsichtshalber kann man das Mikroskop, um schädliches Nebenlicht zu vermeiden, mit einem schwarzen Tuch überdecken.

Mikroskop zugewendet) und bringt den Rahmen wieder genau an die Stelle, die er bei der Einstellung inne hatte. Dann wartet man einige Zeit, bis alles zur Ruhe gekommen ist, worauf man durch Einschalten der Glühlampe belichtet.

Steht zur Aufnahme eine photographische Kamera zur Verfügung, so braucht man natürlich nicht im Dunkeln zu arbeiten. Die Anordnung der einzelnen Teile ergibt sich aus Abb. 3. Die Kamera wird so auf einem aus Holzleisten hergestellten Stativ St befestigt, daß ihre Längsachse mit der des horizontal gestellten Mikroskops T genau zusammenfällt. Die Apparate sind möglichst nahe aneinander zu schieben, so daß sich Okular und Kamera-Objektiv<sup>2)</sup> fast berühren. Auch hier ist eine Lichtabdichtung erforderlich, die als zylindrische Muffe M leicht aus schwarzem Samtband herzustellen ist. Die Scharfeinstellung geschieht mit Hilfe der Mikrometerschraube auf der Mattscheibe; an der Einstellung der Kamera darf nichts geändert werden. Nach beendeter Einstellung wird die Glühlampe ausgeschaltet, die Mattscheibe durch die Kassette ersetzt und die Aufnahme durch Einschalten der Glühlampe bewirkt.

Was die Belichtungsdauer anbelangt, so hängt sie hauptsächlich von dem gewählten Linsensystem und der Bildweite, d. h. dem Abstand des Mikroskops von der photographischen

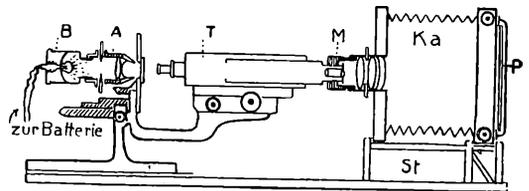


Abb. 3. Anordnung der Apparate bei Verwendung einer Kamera.

A Kondensator, B Beleuchtungs-  
vorrichtung, T Tubus, M Samtmuffe, die das Mikroskop mit der Kamera verbindet, Ka Kamera, St Gestell zum Festhalten der Kamera, aus Holzleisten hergestellt, P Kassette bzw. Mattscheibe.

Platte, ab. Da die Intensität der Lichtquelle (etwa 1½—2 HK) als beständig angesehen werden kann, ist es leicht, sich für jene Apparate nach einigen Versuchen eine Belichtungs-  
tabelle anzulegen.

Ein besonderer Vorzug der beschriebenen Beleuchtungs-  
vorrichtung ist darin zu erblicken, daß sich die Belichtung vollkommen erschütterungsfrei vollzieht. Belichtet man mit Objekt-

<sup>2)</sup> Man kann das Kamera-Objektiv an Ort und Stelle lassen; empfehlenswerter ist jedoch, es herauszufrauben, da es leicht zu optischen Fehlern Veranlassung gibt.

tiv- oder Schlizverchlüssen, so muß man stets kleine, kaum wahrnehmbare Erschütterungen in Kauf nehmen, die die Bildschärfe wesentlich beeinträchtigen können.

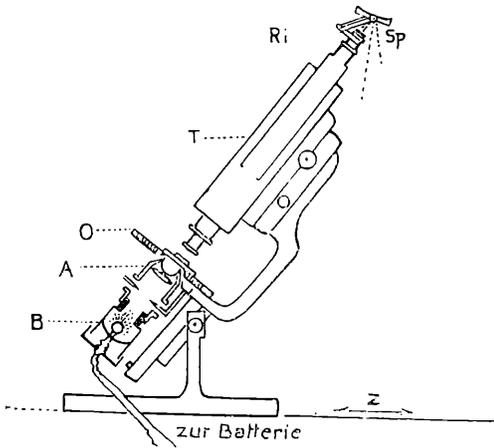


Abb. 4. Einfacher Projektions-Zeichensapparat, hergestellt unter Verwendung des Mikroskopobjektivs und der Beleuchtungsanordnung, schematisch.

A Kondensator, B Beleuchtungsanordnung, O Objektiv, T Tubus, Ri Ring zur Befestigung des Spiegels, Sp Spiegel, Z Zeichenfläche.

Zum Schluß sei noch bemerkt, daß die Vorrichtung in Verbindung mit einem Spiegel einen vorzüglichen Demonstrations- und Zeichensapparat darstellt, der eine wesentliche Vereinfachung des von E. Dinger angegebenen, auf S. 154 des VIII. „Mikrokosmos“-Jahrgangs beschriebenen Apparats bildet.

Aus Schreibpapier wird in der oben angegebenen Weise ein schmaler Ring hergestellt, der auf das Okularende des Tubus paßt. An diesem Ring wird mit Siegellack ein zweiter, engerer befestigt, der den Beleuchtungs Spiegel des Mikroskops tragen soll. Bei der Befestigung des Spiegels ist darauf zu achten, daß sein

Mittelpunkt in die optische Achse des Mikroskops fällt (vgl. Abb. 4 u. 5). Gibt man nun bei schräg gestelltem Mikroskop dem ebenen Spiegel eine Neigung von  $22\frac{1}{2}^\circ$  gegen die optische Achse des Instruments, so entwirft er auf der Zeichenfläche Z ein sehr scharfes, ebenes Bild, das man bequem nachzeichnen oder demonstrieren kann. Will man bei Tage arbeiten, so muß man das störende Nebenlicht durch ein schwarzes Tuch von der Zeichenfläche fernhalten; am Abend erübrigt sich die Maßregel, wenigstens wenn der Raum wirklich dunkel ist.

Soll die Beleuchtungsanordnung zum Zeichnen verwendet werden, so empfiehlt sich angesichts der langen Beleuchtungsdauer der Ersatz der Taschenlampenbatterie durch kleine Akkumulatoren. Damit ist dann auch die Möglichkeit gegeben, die Intensität der Lichtquelle wesentlich zu erhöhen. Für photographische Zwecke

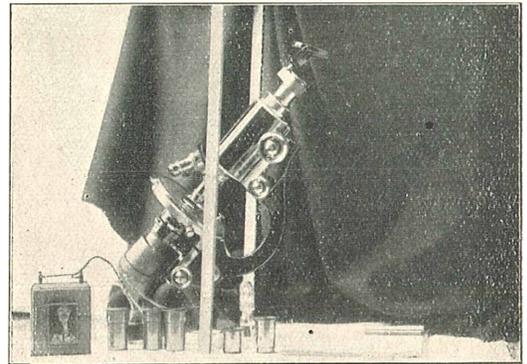


Abb. 5. Mikroskop mit dem durch Abb. 4 erläuterten Projektions-Zeichensapparat; das auf einem Holzgestell angeordnete schwarze Tuch umhüllt bei der Arbeit den Zeichenraum und hält so das störende Nebenlicht ab.

kommt man dagegen mit einer Taschenlampenbatterie, selbst bei starken Vergrößerungen, vollkommen aus.

## Kleine Mitteilungen.

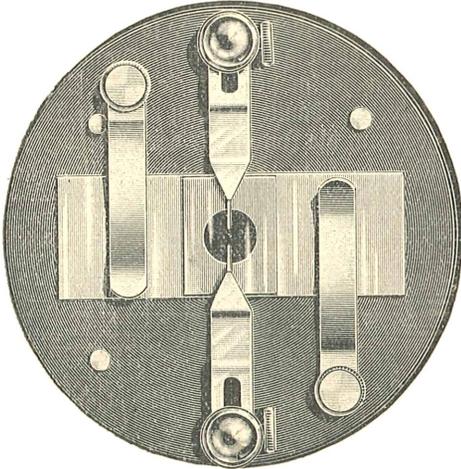
**Billige Wärmeschränke.** Auf S. 154 des laufenden Jahrgangs weist Hanns Günther mit Recht auf die praktische Verwendbarkeit einfacher konstruierter Wärmeschränke hin. Die erwähnten Schränke, die in chemischen Laboratorien übrigens schon seit Jahren unter dem Namen Trockenschränke in Gebrauch sind, besitzen jedoch einen Mangel, der sich freilich durch einen einfachen Kniff beseitigen läßt. Versuche haben nämlich gezeigt, daß an verschiedenen Stellen des Kastens innern verschiedene Temperaturen herrschen, und zwar Temperaturen, die manchmal recht stark von dem durch das Thermometer gezeigten Wärme-

grad abweichen. Diesem Übelstand läßt sich folgendermaßen abhelfen. Fast jeder der käuflichen Trockenschränke hat zum Einschleiben der durchlocherten Metallplatte, die als Träger der Objekte dient, zwei bis drei verschieden hoch angebrachte Nuten. Schieben wir nun die Platte in die obersten Nuten und passend zugeschnittene Drahtnetz in die unteren, dann können wir ziemlich sicher sein, daß der Wärmekreislauf im Kasten durch die Netze derartig geregelt wird, daß die auf die obere Platte gelegten Gegenstände sich auch wirklich in einer Temperatur befinden, die mit dem Thermometerstand einigermaßen über-

einstimmt. Selbstredend muß die Thermometerkugel sich in gleicher Höhe wie die Platte befinden. Ich benötige einen derartig eingerichteten Trockenkasten seit vielen Jahren für alle möglichen Zwecke, die ein längeres Einhalten bestimmter Temperaturen verlangen, und bin so zufrieden damit, daß ich einen mir ebenfalls zur Verfügung stehenden kostspieligen Glycerinwärmschrank nur höchst selten in Betrieb nehme.

Dr. Pth.

**Ein Objektisch für elektrische Untersuchungen unter dem Mikroskop** ist von E. Levy in Weklar konstruiert worden. Er bietet die Möglichkeit, Präparate aller Art während der Beobachtung elektrisch zu reizen und elektrolytische Vorgänge



Objektisch für elektrische Untersuchungen unter dem Mikroskop

mikroskopisch zu verfolgen. Wie die beigelegte Abbildung zeigt, besteht der Tisch aus einer runden Hartgummiplatte, die mit zwei Steckstiften auf dem Objektisch des Mikroskops befestigt wird. Die Hartgummiplatte trägt zwei Federklemmen zum Festlegen des Objektträgers und zwei Klemmschrauben zur Zuführung des Stromes. Mit jeder dieser Klemmschrauben ist eine nach vor- und rückwärts verschiebbare, vernickelte Feder verbunden, die in einen feinen Platindraht ausläuft. Die Federn werden so eingestellt, daß die Platindrähte das Präparat berühren bzw. in die Beobachtungsfähigkeit hineinragen. Von den Berührungsstellen gehen dann die elektrischen Wirkungen aus. H. G.

**Eine neue Mikroskopierlampe** beschreibt Fr. Levy in der „Zeitschr. f. wissenschaftl. Mikroskopie“ (Jahrg. 31, S. 1, S. 101 f.). Es handelt sich

um eine Spezialosramlampe mit stehendem Welenfaden, maktierter Vorderseite und spiegelnder Hinterseite, die so in einem Gehäuse untergebracht ist, daß der größte Teil des Lichtes auf den Mikroskopspiegel fällt. Eine einfache Vorrichtung gestattet, Filter- und Mattscheiben anzubringen und so das etwas gelbliche Licht dem Tageslicht ähnlicher zu machen bzw. bei der Benützung schwacher Systeme die Lichtstärke herabzusetzen, die ungedämpft nach Levys Versuchen selbst für die stärksten Vergrößerungen, sowie für Dunkelfeld-Untersuchungen ausreicht. Demnach ist die Levy'sche Lampe imstande, die sonst für solche Arbeiten gebräuchlichen Bogenlampen zu ersetzen. Vor den billigen Bogenlampen mit Handregulierung hat sie den Vorzug voraus, daß sie keine Bedienung braucht. Vor den teuren selbstregulierenden Lampen besitzt sie den Vorzug, wesentlich billiger zu sein. Gekauft wird sie von den „Vereinigten Fabriken für Laboratoriumsbedarf“ in Berlin.

H. G.

**Zum Verschließen von Chemikalienflaschen** benützt man am besten eingeweichte, sauber gewollte und dann in geschmolzenes Paraffin getauchte Korke. Um ein Herauspressen der Korke durch den Innendruck zu verhindern, empfiehlt es sich, jeden Kork nach dem Aufsetzen mit einer glühenden Nadel zu durchlöchern und die feine Öffnung mit Paraffin zu verschließen. H. G.

**Zu Innern verstaubte Mikroskope** lassen sich dadurch reinigen, daß man eine durch Reiben mit einem wollenen Lappen elektrisch gemachte Siegfackstange in den Tubus einführt, ohne natürlich die Wandung zu berühren. Die Staubteilchen werden von der Stange angezogen und kommen so selbst aus den verborgenen Ecken hervor, die man mit einem Tuche niemals säubern kann. Durch mehrfache Wiederholung der Operation (Stange stets frisch reiben!) kommt man verhältnismäßig schnell zum Ziel. Das gleiche Verfahren leistet auch bei der Säuberung verstaubter Faltentälge von mikrophotographischen Apparaten gute Dienste. H. G.

**Die Zählung von Bakterienkolonien** erleichtert der von V. Brudny erdachte Zählapparat, der aus einer mit einem Zählwerk verbundenen Reißfeder besteht. Die zu zählenden Kolonien werden mit der Reißfeder betupft. Der dabei ausgeübte Druck löst das Zählwerk aus. Die jeweils erreichte Gesamtzahl ist in Ausschnitten der das Zählwerk einhüllenden Kapselfichtbar. Da man keine Notizen zu machen braucht, kann man sehr schnell arbeiten. Darin und in der steten Ablesbarkeit des Gesamtergebnisses liegen die Hauptvorteile des Apparats, der von F. Hegerhoff in Leipzig in den Handel gebracht wird.

# Mikroskopos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 11

## Fang, Konservierung und Präparierung der Arthropodenfauna im Moos.

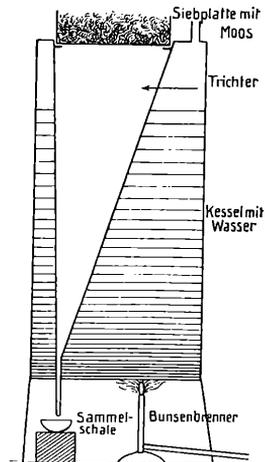
Von C. Willmann.

Mit 1 Abbildung.

Die wenigsten Menschen machen sich eine Vorstellung von dem erstaunlichen Formenreichtum der Moosfauna. Es ist geradezu ungeheuerlich, welche eine Menge winzig kleiner Arthropoden im Moos lebt, von den noch winzigeren, mit unbewaffnetem Auge überhaupt nicht wahrnehmbaren Lebewesen ganz abgesehen. Wollte man diese kleinen Tierchen für eine Untersuchung alle einzeln aus dem Moos herausuchen, so wäre das sehr umständlich und zeitraubend, ganz abgesehen davon, daß einem doch das meiste entgehen würde. Ebenso führen die verschiedenen Siebmethoden nur in beschränktem Maße zum Ziel; die meisten und häufig gerade die interessantesten Formen bleiben im Moos hängen. Sehr gute Ergebnisse erzielt man dagegen mit dem Berlese'schen Sammelapparat. Man nimmt von einem Spaziergang ein paar Handvoll Moos in kleinen Beuteln oder Tüten — sehr gut eignen sich dazu die kleinen Butterbrotsütten aus Pergamentpapier — mit nach Hause, und legt das Material so, wie es ist, auf den Apparat; das Ausfangen geht dann von selbst vor sich.

Dieser von Prof. Antonio Berlese erfundene und von ihm in der „Redia“, Bd. II, 1905, S. 85—89, beschriebene, leicht selbst herstellbare Fangapparat für kleine Arthropoden besteht in der Hauptsache aus einem Kessel von etwa 30 cm Durchmesser und 60 cm Höhe, in den ein steilwandiger Blechtrichter eingelötet ist, der den Kesselboden durchbohrt (vgl. die Abb.). Oben auf den Trichter wird eine passende, mit erhöhtem Rande versehene, feinmaschige Siebplatte gesetzt, auf die man das etwas auseinandergezupfte Moos verteilt. Unter den Trichter stellt man ein kleines Gefäß zum Auffammeln der ausgetriebenen Tiere. Wird nun das Wasser im Kessel durch einen Bunsenbrenner oder eine andere

Wärmequelle auf 60—80° C erhitzt, so erwärmt sich die Luft im Trichter, steigt nach oben und trocknet das Moos allmählich aus. Die kleinen Moos-Arthropoden sind nun sämtlich lichtscheu und feuchtigkeitsliebend, und sie wissen instinktiv, daß, wenn das Moos, in dem sie sich aufhalten, trocken wird, in der Tiefe immer noch Feuchtigkeit zu finden ist. Infolgedessen kriechen auch



Längenschnitt durch den Berlese'schen Fangapparat; schematisch.

hier, sobald das Moos austrocknet, alle Tierchen nach unten und fallen durch die Löcher des Siebes und durch den Trichter in das darunter gestellte Sammelgefäß. In 2—3 Stunden haben alle Arthropoden das Moos verlassen.

Wer elektrischen Strom zur Verfügung hat, kann sich den Apparat auch anders einrichten. In einen kleinen, auf Füßen stehenden, oben mit einer kreisrunden Öffnung versehenen Holzschrank, von ungefähr derselben Größe wie der oben erwähnte Kessel, wird ein Trichter einge-

setzt, dessen Rohr den Boden durchbohrt. Der Schrank wird innen mit Asbest ausgeschlagen, um möglichst wenig Wärme nach außen durchzulassen. In dem Schranke bringt man einen kleinen elektrischen Heizkörper an, z. B. eine kleine Drahtspirale oder eine Kohlenfadenslampe, die vollkommen genügt. Die dadurch im Kasten erzeugte Wärme ruft im Trichter einen aufsteigenden warmen Luftstrom hervor, der das wie vorher aufgebraute Moos austrocknet und die Arthropoden in die unter dem Trichterrohr aufgestellte Schale treibt. Dieser Apparat arbeitet jedoch langsamer als der erste. Man muß das Moos etwa 12, ja, wenn es recht feucht ist, sogar bis zu 24 Stunden liegen lassen, ehe alle Tiere herausgetrieben sind.

An heißen Sommertagen führt auch eine ganz einfache Vorrichtung zum Ziel. Ein größerer Trichter wird durch irgendeine Vorrichtung so aufgestellt, daß man ein kleines Gefäß darunter schieben kann. Ich setze z. B. den Trichter in eine unten durchbohrte Konservbüchse, die ich auf einen kleinen Dreifuß stelle. Auf den Trichter legt man ein gewöhnliches Küchensieb, und darauf das Moos. Stellt man den Apparat dann an einem heißen Tage an ein sonniges Fenster, so trocknet das Moos in wenigen Stunden aus und treibt alle Tiere durch den Trichter in das untergestellte Gefäß.

Will man die ganze Ausbeute verwerten, so kann man die Tiere gleich konservieren. Dazu befestigt man durch einen Gummischlauch unter dem Trichter ein kleines Probierringlas, gefüllt mit der Konservierungsflüssigkeit. Als solche benutzt man entweder Alkohol oder besser die von D u d e m a n s für Milben empfohlene Mischung, bestehend aus 87 T. 70%igem Alkohol, 5 T. Glycerin und 8 T. Eisessig.

Bei diesem Verfahren fallen aber vielfach Moosteilchen, Erdklümpchen u. dgl. mit in das Glas, die die Flüssigkeit verunreinigen und beim Aussuchen stören. Empfehlenswerter ist es daher, eine kleine mit Wasser gefüllte Porzellschale (Abdampfschale) unter den Apparat zu stellen. Die Tiere fallen dann in das Wasser, bleiben am Leben, können aber nicht heraus. Man kann das Material ruhig 1—2 Tage in der Schale stehen lassen, ohne befürchten zu müssen, daß die Tiere sterben. Soll das Material verarbeitet werden, so gieße ich den Inhalt des Gefäßes auf eine dicke Lage Filtrierpapier, die das Wasser sofort einsaugt. Nach kurzer Zeit fangen alle Tierchen an, sich in Bewegung zu setzen, und man hat dann auf dem Papier ein buntes Gewimmel von kleinen Käfern, allerlei kleinen

Insektenlarven, Springschwänze (Poduren), Pseudoscorpionen, Tausendfüßer und Milben bei einander. So hat man die Möglichkeit, die Tiere erst lebend zu betrachten, und dann mit einem feinen Pinsel alles aufzusammeln, was aufbewahrt werden soll.

In den meisten Fällen haben die Milben das Übergewicht, und unter ihnen wieder die Dribatiden, die eigentlichen Moosbewohner unter den Milben, eine an schönen und eigenartigen Formen ungemein reiche Gruppe. Einige bieten besonders im Nymphenstadium so wundervolle Formen, daß Haeckel sie in seine „Kunstformen der Natur“ aufgenommen hat. Von der Schönheit und Eigenart dieser Tiere wird selbst der überrascht sein, der mit der Wunderwelt, die uns das Mikroskop bietet, gut vertraut ist.

Zur Konservierung der meisten weichhäutigen Milben ist die oben erwähnte Dudemanssche Flüssigkeit sehr gut geeignet. Die Dribatiden sind aber sämtlich, wenigstens im erwachsenen Stadium, sehr hart chitinisiert und dunkel gefärbt, so daß sie im Mikroskop vollständig undurchsichtig erscheinen. Will man gute Präparate haben, an denen man alle Teile deutlich erkennen kann, so muß man die Tiere mit Nelkenöl aufhellen. Diese Aufhellung erst bei der Herstellung der Präparate vorzunehmen, wie es der hervorragende englische Dribatidologe Michael empfiehlt, erfordert sehr viel Zeit und große Aufmerksamkeit. Nach meiner Erfahrung erhält man ebenso gute Ergebnisse, wenn man als Konservierungsflüssigkeit eine Mischung aus 45 T. Nelkenöl, 35 T. 95%igem Alkohol und 20 T. Eisessig benutzt. Diese Mischung, die allerdings nur für die harthäutigen Dribatiden zu empfehlen ist, hat vor Dudemans' Milbenflüssigkeit eine Reihe von Vorteilen voraus:

1. hellt sie die Tiere genügend auf, so daß man nachher im Präparat alle zur Identifizierung wichtigen Teile deutlich erkennen kann,

2. löst sie fast allen Schmutz ab, der zwischen den Haaren und Klauen der Beine und des Körpers haftet und sich sonst sehr schwer entfernen läßt; dadurch wird die Herstellung guter Präparate ungemein erleichtert,

3. kann man aus dieser Flüssigkeit, wenn man als Zwischenstufe auf kurze Zeit (es genügen einige Minuten) in reines Nelkenöl überführt, in Kanadabalsam einschließen, also viel haltbarere Präparate herstellen als aus mit Dudemans' Flüssigkeit konserviertem Material, das wegen seines Glyceringehaltes nur ein Einschließen in Glyceringelatine gestattet.

Diese Vorteile der von mir angegebenen Mi-

schung werden allerdings mit einem Nachteil erfaßt, den ich nicht verschweigen will. In der von Duda aus empfohlenen Flüssigkeit bleiben die Beine der Tiere beweglich, so daß sie sich bei der Herstellung der Präparate richten und strecken lassen. In meiner Mischung werden die Beine ziemlich steif und lassen sich nur wenig oder gar nicht bewegen. Unter dem zahlreichen Material, das man mit dem Berlese'schen Sammelapparat bekommt, sind aber meistens eine ganze Reihe Exemplare, die von selbst ihre Beine in der Konservierungsflüssigkeit ausgestreckt haben und sehr gute Präparate liefern.

Da die Dribatiden eine gewisse Dicke besitzen, muß man das Deckglas, um ein Schiefstegen zu vermeiden, durch einen vorher hergestellten Ring oder untergeschobene Deckglasplättchen von genügender Stärke etwas stützen.

Zum Schluß möchte ich noch ein paar Fangergebnisse anfügen. Ich bemerke dabei, daß sich die Zahlen nur auf Dribatiden beziehen, da ich alle übrigen Formen unberücksichtigt gelassen habe. Einige Handvoll Moos am Rande einer Chaussee unter Buschwerk aufgesehen, lieferten mehrere Hundert Dribatiden, die sich auf zwölf Gattungen mit 26 verschiedenen Arten verteilten. Von einer einzigen Fundstelle jedenfalls ein hervorragendes Ergebnis. Den an Individuenzahl reichsten Fang habe ich einmal aus Torfmoos

gemacht. Es handelte sich um eine im Wasser flutende, vollständig untergetauchte Sphagnumart, von der ich eine kleine, mit der Hand ausgedrückte Probe in einem etwa 50 ccm fassenden Glas mit nach Hause genommen hatte. Aus dieser geringen Menge Moos erhielt ich über 500 Dribatiden, und zwar drei Gattungen mit je einer Art.

Das Sammeln der Moosfauna ist durchaus nicht auf die Sommermonate beschränkt. Ich habe schon mitten im Winter, bei starkem Frost, die überraschendsten Ergebnisse erzielt. An einem kalten Januartage brachte ich vom hartgefrorenen Waldboden eine gute Handvoll halberfaultes Laub mit nach Hause, das durch die darin enthaltene Feuchtigkeit zu einem festen Klumpen zusammengefroren war. Auf dem Sammelapparat aufgetaut und ausgetrocknet, lieferte es mehr als 300 der interessantesten Dribatiden, die sich auf 16 Arten verteilten, außerdem noch viele andere kleine Arthropoden.

Ich kann daher jedem, der sich für die Moosfauna interessiert, nur empfehlen, die beschriebenen Verfahren einmal zu versuchen. Das Material ist ja leicht zu beschaffen, und der Sammelapparat in seiner einfachsten Form ist schnell zusammengestellt. Jeder wird erstaunt sein über die Formenfülle, die ihm da entgegentritt.

## Versuche mit Methylenblaufärbung an Wasserasseln.

Von Dr. E. Degner.

Mit 1 Abbildung.

Das Verfahren der Färbung lebender Gewebe durch Methylenblau hat heutzutage viel von seiner früheren Beliebtheit verloren. Der Grund dafür liegt darin, daß die Methode recht unsicher und launisch ist, und daß die Ergebnisse, wenn wirklich eine Färbung eingetreten ist, durchaus nicht eindeutig sind, da man sich nicht unbedingt darauf verlassen kann, daß der Farbstoff wirklich nur an die nervösen Elemente gegangen ist, wie er es eigentlich tun soll. Das sind natürlich schwere Mißstände, wenn es sich um neue Forschungen und Beobachtungen handelt, und wir stehen in solchen Fällen vor der Notwendigkeit, unsere Befunde mit andern Methoden nachzuprüfen. Anders jedoch liegt die Sache, wenn wir das Verfahren benutzen wollen, um uns bereits bekannte Strukturen und Einzelheiten in Präparaten sichtbar zu machen. Hier läßt es sich auch heute noch mit Nutzen verwenden, da jede Fehlfärbung sofort festgestellt werden kann. Das Methylenblau bevorzugt die Nervenzellen und Nervenstränge der lebenden Substanz, es färbt „elektiv“. Wir haben also in ihm ein Mittel, an geeigneten, d. h. genügend dünnen, durchsichtigen Objekten die Ner-

ven blau zu färben, während die andern Gewebe blaß und farblos bleiben.

Unsere heimischen Wasserasseln (*Asellus aquaticus*) bieten ein sehr dankbares Material für solche Untersuchungen dar, und zwar in ihren kleinen Antennen. Betrachten wir das Vorderende einer Wasserassel bei schwacher Vergrößerung, so bemerken wir zwei Paar Antennen, von denen das äußere bedeutend länger als das innere ist. Die äußeren Antennen bestehen aus einem festen und kurzen, fünfgliederigen Stamm, an den sich eine lange, dünne, vielgliedrige Geißel anschließt. Der Stamm der inneren Antennen ist dreigliedrig; seine Geißel weist nur 16 Glieder auf. Bei stärkerer Vergrößerung werden wir an einer Anzahl dieser Glieder eigentümliche Gebilde bemerken, die sich an den äußeren Antennen nicht finden. An dem distalen Teil einzelner Glieder, und zwar an der Innenseite, erheben sich nämlich gestielte Körperchen, die eine gewisse Ähnlichkeit mit hohen, schlanken Hutpilzen aufweisen. Sie sitzen auf einem besonderen Basalstück und scheinen dort beweglich eingelenkt zu sein. Am oberen Ende zeigen sie eine mit einer Membran überspannte

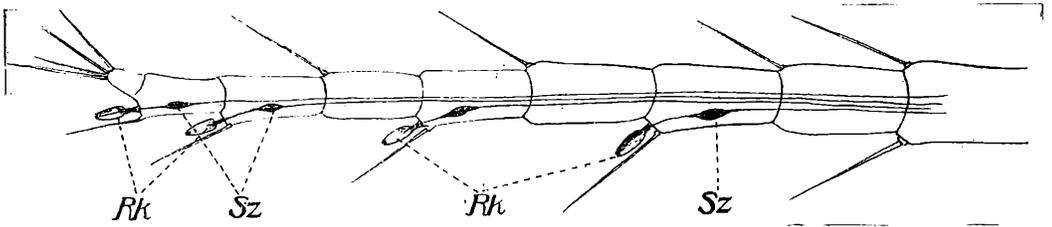
Öffnung; neben jedem steht eine Tastborste. In diesen Körperchen haben wir die chemotaktischen Sinnesorgane der Asseln vor uns. Mit ihnen riecht oder schmeckt, wie wir es nun nennen wollen, die Assel z. B. ihre Nahrung schon aus größerer Entfernung, mit ihrer Hilfe finden sich wohl auch Männchen und Weibchen zusammen. Von diesen „Riechküßchen“ sind an jeder inneren Antenne vier vorhanden; sie sitzen, wenn wir das äußerste Glied als erstes zählen, am ersten, zweiten, vierten und sechsten Glied (s. Abb.).

Diese Körperchen sind zur Lebendfärbung mit Methylenblau sehr geeignet. Genaue Vorschriften über die Konzentration der Farblösung und die Dauer der Einwirkung lassen sich leider nicht geben — d. h. geben kann man sie schon, nur ist der Erfolg nicht sicherer, als wenn man sich auf annähernde Angaben beschränkt. Am besten fährt

sendet die Spindel einen weiteren Fortsatz, den man oft durch mehrere Geißelglieder verfolgen kann. In den weiter kopfwärts gelegenen Gliedern sind die Fortsätze mehrerer solcher Nervenanschwellungen nebeneinander sichtbar.

Wir erinnern uns, daß wir es bei diesen Sinnesorganen mit Sinnesnervenzellen zu tun haben, d. h. die reizaufnehmende Zelle liegt dicht unter dem Körperepithel und weist zwei Fortsätze auf: Der distale, vom Körper wegführende, geht zum aufnehmenden Endorgan, der proximale zum Zentralnervensystem. Bei unserem Präparat hat dieser ganze perzipierende und leitende Apparat die Farbe angenommen (s. die Abb.); wir sehen die Sinnesnervenzelle als Spindel, die Fortsätze als Stränge.

Zammerschade ist es, daß die ganze Herrlichkeit nicht lange dauert. So schnell die Färbung



Die letzten acht Glieder der kleinen Antenne von *Asellus aquaticus* nach der Färbung mit Methylenblau: Rk Riechkolben, Sz Sinnesnervenzellen mit proximalem und distalem Nervenfortsatz.

man, wenn man mehrere Lösungen von Methylenblau in Wasser herstellt, die die verschiedensten Abstufungen des Farbtons vom kräftigen Hellblau bis zum satten Blau, in dem das Tier schon durch eine Wasserschicht von etwa 1 cm nur schwach sichtbar ist, zeigen. Vielleicht wenden wir auch noch mit physiologischer Kochsalzlösung (0,5 bis 0,7%ig) hergestellte Lösungen an. Die Lösungen werden in kleine Gläser gefüllt, worauf man jedes Glas mit mehreren Asseln, alten und jungen, beschickt, die man von Zeit zu Zeit auf dem Objektträger in einem Tropfen der Farblösung untersucht.

Zumeist liegen die Tiere so ruhig, daß wir sie ohne Deckglas auch mit stärkeren Objektiven (z. B. Leitz Obj. 6) betrachten können. Wir werden viele unbefriedigend gefärbte Antennen-Endglieder finden; überreich aber werden wir für alle Mühe und die verbrießlichsten Enttäuschungen entschädigt, wenn wir im Laufe der Untersuchungen auf ein gut gelungenes Präparat stoßen, das in der höchsten Vollendung folgendes Bild zeigt: Die Sinnesküßchen sind blau gefärbt, der Stiel dunkler als der Hut. Vom Stiel aus geht eine feingefärbte Faser in das Antennenglied hinein, wo sie zu einem spindelförmigen Gebilde anschwillt. Proximalwärts, d. h. nach dem Körper zu, ent-

treten kann, so schnell gibt das Gewebe den Farbstoff auch wieder ab, und haben wir die richtige Minute veräußert, so finden wir nichts als ein diffuses Blau ohne scharfe Einzelheiten. Verfahren zur Fixierung vitaler Methylenblaupräparate gibt es mehrere, doch leiden sie zum Teil an der gleichen Launenhaftigkeit, wie das Färbungsverfahren selbst, zum Teil sind sie ohne größere Hilfsmittel überhaupt nicht ausführbar, so daß sie für den Liebhaber-Mikroskopiker nicht in Betracht kommen.

An den großen Antennen lassen sich auf die beschriebene Weise keine Ergebnisse erzielen. Der Grund dafür ist, daß sich dort nur Tasthaare finden, die zwar auch mit Nervenfortsätzen versehen sind, deren harte Chitinkutikula den Farbstoff aber von der nervösen Substanz abhält. Anders liegt die Sache bei den Riechküßchen, die ja am oberen Ende eine durchlässige Membran besitzen. Durch diese Membran dringt auch das Methylenblau ein, um von hier aus den ganzen Sinnesapparat zu imprägnieren. Will man die äußeren Antennen mit Methylenblau färben, so muß man sie dem Tier schon amputieren und sie in eine mit physiologischer Kochsalzlösung angefeuchtete Farblösung bringen.

## Über die Kultur von Algen.

Fortsetzung v. S. 208.

Don Prof. Dr. W. Migula.

### 6. Die Grünalgen.<sup>1)</sup>

Die Grünalgen haben, je nach ihrem Vorkommen, sehr verschiedene Eigenschaften und stellen demgemäß auch sehr verschiedene Ansprüche an die ihnen zu bietenden Lebensbedingungen; man wird auch je nach dem Zweck, den man erreichen will, oft ganz entgegengesetzte Kulturverfahren anwenden.

Die Desmidiaceen kommen im Wasser von Hochmooren, Wiefengraben, Tümpeln, Teichen, Bassins usw. vor und lassen sich im Allgemeinen am besten kultivieren, wenn man sie in Gefäßen züchtet, die nur von oben Licht erhalten, außerdem aber auch keine starken Nährlösungen enthalten, sondern am besten das Wasser, in welchem die Algen in freier Natur vorkommen. Ist das nicht zu umständlich, so bringt man von diesem Wasser eine Flasche voll mit nach Hause, filtriert es durch Papier und bringt es mit den Desmidiaceen in das Kulturgefäß. Bei Arten, die aus Teichwasser stammen, kann man Flußwasser mit sehr schwacher Knopfscher Nährlösung benutzen (0,2% Salzgehalt der Kulturflüssigkeit höchstens), bei Arten aus Hochmooren, die namentlich kalkempfindlich sind, ist es besser, jeden Salzzusatz zu unterlassen. Eine Erneuerung des Wassers ist, hinreichend große Kulturgefäße vorausgesetzt, nicht nötig, nur soviel Wasser ist regelmäßig alle 3—4 Tage zuzufügen, als verdunstet. Die Gefäße sind stets bedeckt zu halten.

Hat man ein Gemenge verschiedener Arten, aus dem man einzelne isolieren will, so kann man in der Weise verfahren, daß man einen großen Tropfen der Desmidiaceen enthaltenden Flüssigkeit auf einem Objektträger flach ausbreitet und die gewünschten Individuen unter dem Präpariermikroskop mit einer Glaspipette, die unten in ein Kapillarrohrchen ausläuft, aufsaugt und in einen Tropfen der zur Verwendung kommenden Kulturflüssigkeit auf einem zweiten Objektträger bringt. Hier kontrolliert man zunächst, ob keine anderen Algen mitgekommen sind, überträgt eventuell nochmals, bis man völlige Reinheit feststellt, und bringt die Desmidiaceen dann in das für die Reinkultur bestimmte

Gefäß. Man kann bei diesen Kulturen natürlich von einer Zelle ausgehen, wird aber dann von derselben Art eine große Anzahl von Kulturen anlegen müssen, denn sehr viele Zellen entwickeln sich aus irgendwelchen Ursachen nicht weiter. Besser ist es, wenn man eine größere Anzahl von Exemplaren in ein Kulturgefäß bringt, was unbedenklich ist, wenn eine Verwechslung mit ähnlichen Arten ausgeschlossen ist. Bei allen diesen Kulturen muß man sich aber mit einer reichlichen Portion Geduld wappnen, denn die Entwicklung ist namentlich in der ersten Zeit außerordentlich langsam und es vergehen Wochen, selbst Monate, ehe man eine Zunahme der Individuen bemerkt.

Gute Kulturgefäße für diese Zwecke sind Porzellantassen oder auch die schon eingangswähnten weithalsigen Pulvergläser, die aber mit Papier umhüllt sein müssen, damit kein Seitenlicht einfällt. Alle Gefäße müssen gut zugedeckt sein, kühl und ziemlich schattig stehen.

Will man den Kopulationsvorgang bei Desmidiaceen beobachten, oder Zygosporen erhalten, so kann man versuchen, die vorher schattig gehaltene Kultur stärker zu belichten. Mir gelang es bei zwei *Closterium*-Arten (*Closterium Leiblinii* und einer anderen, damals nicht näher bestimmten), dadurch Kopulation zu erzielen, daß ich sie in Suppenteller brachte und mit Glasplatten bedeckt so aufstellte, daß sie morgens im Sommer bis gegen 10 Uhr Sonne hatten. Als Kulturflüssigkeit war in dem einen Falle gewöhnliches Bachwasser, in dem anderen Falle filtriertes Regenwasser verwendet worden. Nach acht Tagen ungefähr war die Zygotenbildung lebhaft im Gange. Auch Klebs (2) erhielt bei verschiedenen Desmidiaceen Zygosporenbildung, wenn er die vorher schattig gehaltenen Kulturen dem Sonnenlicht aussetzte, wobei Zusatz von 5% Rohrzucker oder 2% Maltose begünstigend, Zusatz von Salzen (also z. B. Knopfsche Nährlösung) hemmend auf die Neigung zur Zygosporenbildung einwirkte. Aber nicht immer sind die Desmidiaceen zur Zygosporenbildung zu bewegen, sie müssen sich offenbar in einem sehr guten und kräftigen Entwicklungsstand befinden, was in den Kulturen nicht immer zu erreichen ist. Überhaupt fehlen gerade für die Desmidiaceen noch Untersuchungen. Nach meinen Beobachtungen, auch bei kopulierenden Desmidiaceen, die ich im Freien fand, neigen alle Desmidiaceen mehr zur Zygosporenbildung, wenn sie in möglichst fla-

<sup>1)</sup> Wer sich mit der Kultur von Grünalgen zu beschäftigen gedenkt, findet in der von Prof. Dr. Migula bearbeiteten „Mikrokosmos“-Buchreihe „Die Grünalgen“ (geh. M 2.—, geb. M 2.80) eine ausgezeichnete Anleitung zum Bestimmen, Sammeln und Präparieren der einzelnen Arten.  
Ann. d. Schriftl.

chem, nur wenige Millimeter tiefem Wasser sich befinden und eventl. einem langsamen Eintrocknen entgegengehen.

Die Zygnemazeen sind grüne Fadenalgen, die sich durch ihre große Schlüpfbarkeit auszeichnen; sie kommen größtenteils in Teichen, Sümpfen und Sümpfen vor, einige auch in flachem, fließendem Wasser, und bilden meist grüne, watteartige Massen. Solche aus Teichen und Sümpfen stammende Arten, meist Spirogyren, lassen sich leicht in Teich- oder Flußwasser kultivieren, wenn man sie in hinreichend große Gefäße bringt und vor direktem Sonnenlicht schützt. Auch hier muß man vorsichtig hinsichtlich der Menge des Materials sein, sonst tritt leicht Fäulnis ein, die meist die ganze Kultur vernichtet oder doch nur einzelne Fäden übrig läßt. Es findet in diesen Kulturen gewöhnlich bald ein lebhaftes Wachstum und Teilung der Zellen statt, aber keine Zygosporienbildung.

Will man Zygosporienbildung erzielen, die für die Bestimmung der Art im Allgemeinen unerlässlich ist, so gelingt das bei den meisten Arten in der Regel leicht, wenn man die vorher kühl und im Schatten gehaltenen Kulturen plötzlich in helles Sonnenlicht bringt. Man stellt die Kulturgefäße am besten abends an die Stelle, wo sie den nächsten Tag über von der Sonne getroffen werden, weil sich die Algen dann vom frühen Morgen an an das immer intensivere Sonnenlicht gewöhnen, sonst wird ihnen dies oft schädlich. Die Temperatur steigt in den direkt besonnten Kulturgefäßen natürlich oft sehr hoch, bis 30° C und darüber; das schadet den meisten Spirogyren nichts, manche Arten sind aber doch dagegen empfindlich. Man kann sich einigermaßen dadurch helfen, daß man eine große Glasscheibe in einiger Entfernung vor das Kulturgefäß stellt; hierdurch wird wenigstens ein Teil der Wärmestrahlen abgefangen.

Hemmend auf die Bildung von Zygosporien wirkt Vorhandensein von Nährsalzen, überhaupt alle diejenigen Bedingungen, die die vegetative Entwicklung begünstigen, ferner schwache Beleuchtung, fördernd helles Sonnenlicht, wenig Nährsalze. Man wird deshalb bei Spirogyren, die aus schattiger Lage ins Sonnenlicht gebracht, nach 8—14 Tagen noch keine Anstalten zur Reproduction treffen, gut tun, den Gehalt des Wassers an Nährsalzen noch dadurch zu verringern, daß man etwa  $\frac{1}{3}$  bis  $\frac{1}{2}$  des Wassers durch destilliertes Wasser ersetzt. In manchen Fällen tut auch ein Zusatz von 2—4% Rohrzucker gute Dienste (Klebs), doch kann man ihn meist entbehren, und ich bin immer lieber ohne ihn

ausgekommen, da sehr oft höchst unerwünschte Bakterienvegetationen dadurch hervorgerufen werden.

Auch bei den meisten anderen Algen liegen die Verhältnisse ähnlich, wie aus den Untersuchungen von Klebs hervorgeht: aus schattiger Lage in helles Licht und nährsalzarmes Wasser gebrachte Algen neigen zur Bildung von Geschlechtsorganen, wobei Zusatz von 2—4% Rohrzuckerlösung besonders begünstigend wirkt. Ganz besonders leicht ist geschlechtliche Fortpflanzung bei den in der Natur meist steril gefundenen Arten der Gattung Vaucheria zu erzielen. Viele Arten bewohnen sowohl Wasser wie feuchte Erde und bilden dann auf dieser ein zartes grünes Polster; sie neigen, wenigstens zum Teil, dazu, in feuchter Luft besser und reichlicher Geschlechtsorgane zu bilden, als im Wasser. Man wird sie daher auch am besten so kultivieren, daß sie wenigstens mit dem größeren Teil des Polsters auf Erde oder Schlamm aufliegen, am besten in tiefen Tellern oder flachen Schüsseln, die mit einer Glasscheibe zugedeckt werden. Natürlich muß genügend Wasser in der Schüssel vorhanden sein, damit die Luft in dem Gefäß stets feucht bleibt. Die Temperatur darf aber bei den Vaucheria-Arten im Allgemeinen nicht so hoch steigen, nur bis etwa 26° C, worauf besonders zu achten ist; bei höherer Temperatur findet keine normale Ausbildung von Geschlechtsorganen statt, auch die Alge selbst leidet oft darunter und geht ein. Rohrzuckerzusatz ist bei den meisten Arten nicht erforderlich, bei *V. repens* wird die Bildung der Geschlechtsorgane nach Klebs dadurch sehr befördert. Nährsalzlösungen und strömendes Wasser verhindern die Bildung der Geschlechtsorgane.

Die ungeschlechtliche Fortpflanzung bei Vaucheria ist dagegen gerade durch die entgegengesetzten Bedingungen zu erzielen. Man erhält Zoosporen besonders reichlich, wenn man hell und feucht gezogene Vaucherien in Schatten stellt und in 0,2—0,5proz. Knopfsche Nährlösung bringt. Bei Arten, die in fließendem Wasser sich entwickelt hatten, wirkt schon meist die Übertragung in ruhiges Wasser sehr anregend auf die Bildung von Zoosporen.

Auch bei anderen Algen wirkt die Übertragung aus fließendem Wasser in ruhig stehendes ganz allgemein befördernd auf die Bildung von Schwärmosporen, so besonders auch bei den Arten der Gattung Cladophora. Die in Bächen ziemlich überall verbreitete *Cladophora glomerata* bildet, in ruhig stehendes, flaches (etwa 1 cm tiefes) Wasser übertragen, meist schon am

nächsten Tage Schwärmsporen. *Cladophora fracta*, die in Teichen und Tümpeln, also vorzugsweise in stehendem Wasser, lebt, kann man zur Schwärmsporenbildung anregen, wenn man sie einige Tage in fließendes Wasser bringt und dann aus diesem wieder in ruhiges, flaches Wasser überträgt. Hat man ein Aquarium mit Zu- und Ablauf, so braucht man nur während einiger Tage durch einen fortdauernden, kräftigen Strom das Wasser in dem Aquarium in Bewegung zu erhalten und dann die Alge aus diesem in ein Gefäß mit flachem Wasser zu bringen, um gewöhnlich schon am nächsten Tage Schwärmsporen zu finden. Inwieweit Beleuchtung und Nährstoffe hier befördernd oder verzögernd wirken, ist noch nicht genügend ermittelt.

Für eine Anzahl anderer Grünalgen hat dagegen Klebs die Bedingungen für die Bildung von Fortpflanzungszellen festgestellt, und es mag davon hier kurz das Wichtigste erwähnt werden.

*Hydrodictyon utriculatum* bildet Zoosporen beim Übergang aus bewegtem Wasser in stilles oder bei Kultur in einer Nährsalzlösung von 0,5—1% im Licht und Übertragung in gewöhnliches Wasser. Nicht eben so sicher läßt sich die Bildung von Geschlechtszellen (Gameten) erzielen. Hier spielt namentlich auch der Zustand der Alge infolge vorhergehender Kultur oder der Lebensbedingungen, unter denen sie im Freien lebte, eine große Rolle. Kräftige, gesunde Algen, die keine zu große Neigung zur Zoosporenbildung haben, werden zur Bildung von Gameten angeregt, wenn sie in verhältnismäßig wenig Wasser hell, sonnig gestellt werden; zuerst tritt freilich oft noch Bildung von Zoosporen ein. Durch Zusatz von Rohrzucker (1—5%) wird die Neigung zur Gametenbildung befördert.

Bei *Oedogonium diplandrum* ruft der Übergang aus fließendem in stehendes Wasser, aus niedriger Temperatur in höhere Zoosporenbildung hervor, ebenso wirkt der Übergang aus Nährlösung in Wasser befördernd, während das Licht dabei keine Rolle spielt. Geschlechtliche Fortpflanzung findet nur in ruhig stehendem Wasser statt, aber nur in hellem Licht und bei Abwesenheit von Nährsalzen, also in gewöhnlichem Wasser. Bei *Oedogonium capillare* spielt umgekehrt das Licht eine Hauptrolle bei der Zoosporenbildung; Aufenthalt im Dunkeln ruft gewöhnlich sehr bald reichliche Zoosporenbildung hervor. Befördernd wirkt 5—10% Rohrzucker. Geschlechtszellen bilden sich bei heller Beleuchtung in wenig Wasser, bei geringem Gehalt an Nährsalzen; befördernd wirkt Rohrzuckerlösung (2%).

*Ulothrix zonata* läßt sich nur bei einer Temperatur unter 15° C gut kultivieren und verlangt fließendes Wasser, hauptsächlich auch wegen ihres großen Sauerstoffbedürfnisses. Eine Temperaturniedrigung unter 10° C fördert die Zoosporenbildung, sie ist aber im Allgemeinen unter sonst günstigen Verhältnissen überhaupt sehr häufig. Auch das Licht ist sowohl für das Gedeihen der *Ulothrix* an sich, als auch für die Zoosporenbildung durchaus notwendig. Rohrzuckerlösung befördert, Nährsalzlösung beeinträchtigt die Zoosporenbildung. Übergang aus stark fließendem in stehendes Wasser hat sofortige Zoosporenbildung zur Folge. Die Bedingungen für die Bildung der eigentümlichen Mikrozoosporen und der Gameten sind noch nicht sicher ermittelt. Letztere scheinen sich besonders dann leicht zu bilden, wenn die *Ulothrix*-Fäden nur vom Wasser bespritzt werden, so daß die Alge zum Teil in feuchter Luft wächst und dann in Wasser gebracht wird.

Bei *Hormidium flaccidum* entstehen die Zoosporen im Allgemeinen leicht, wenn Fäden aus Nährlösung in gewöhnliches Wasser gebracht und verdunkelt oder aus feuchter Luft (Kulturen auf feuchtem Lehm) in Wasser gebracht werden.

Bei *Conferva minor*, die in den bisherigen Formkreise von *C. bombycina* gezogen wurde, nach Klebs aber als selbständige Art anzusehen ist, bewirkt Verdunkelung in Verbindung mit Zusatz von 1—2% Inulin rasch und energisch Zoosporenbildung. Ebenso wirken Lösungen von 0,1% Äskulin, 0,1—0,5% Salizin. Nicht so schnell wirken Amygdalin, Maltose, Raffinose.

Bei *Stigeoclonium* wird die Zoosporenbildung hauptsächlich durch den Übergang aus bewegtem in ruhiges Wasser angeregt. Zuckerlösung befördert, Nährsalze hemmen die Zoosporenbildung. Ähnlich verhält sich *Draparnaldia*.

Bei *Chlamydomonas* läßt sich die Bildung von Geschlechtszellen fast mit Sicherheit erzielen, wenn man die Zellen (mit ausgeglühter, erkalteter Platinöse) aus Wasser in destilliertes Wasser überträgt oder noch besser aus einer 0,4prozentigen Nährsalzlösung in destilliertes Wasser. — Im übrigen seien für eingehende Untersuchungen über die Fortpflanzungsverhältnisse dieser Algen die Originalarbeiten von Klebs empfohlen.

Reinkulturen von Grünalgen auf festen Nährböden, namentlich auch zur Isolierung einzelliger Arten, sind vielfach mit Erfolg ausgeführt worden, namentlich auf Agar und Gelatine. Indessen kann ich die letztere auf Grund vieler eigener Versuche nicht zu solchen Kulturen

empfehlen, sie ist an und für sich für sehr viele Bakterienarten ein ausgezeichnete Nährboden und diese entwickeln sich meist viel schneller als die Algen, überwuchern sie und bringen außerdem die Gelatine teilweise zur Verflüssigung. Agar-Agar dagegen wird nicht verflüssigt und stellt, wenn es vorher, wie oben beschrieben, gründlich ausgewässert wurde, überhaupt keinen Nährboden für Bakterien und Pilze dar. Diese gedeihen daher entweder gar nicht oder doch nur so kümmerlich, daß sich die Algen rascher entwickeln und in ihrem Wachstum nicht beeinträchtigt werden. Freilich läßt sich auch nur ein beschränkter Teil von Grünalgen auf Agar züchten, wie weit dieser Nährboden aber unter Variationen der Zusätze für Grünalgen verwendbar ist, ist noch durchaus nicht ermittelt.

Bei der Herstellung des Agars für die Kultur von Grünalgen verfährt man ähnlich, wie schon bei den Diatomeen angegeben. 18 g Agar werden etwa eine Woche lang in wiederholt gewechseltem Leitungswasser ausgewaschen, dann mit so viel Leitungswasser übergossen, daß das Ganze etwa ein Liter anfüllt, im Dampfstrom oder auch im Wasserbad so lange gekocht, bis sich alles gelöst hat und im Dampfstrom filtriert. Das letztere ist umständlich und dauert immer einige Stunden; kommt es nicht auf völlige Reinheit an, so kann man auch das Agar in hohen Bechergläsern einige Stunden bei 80—90° C stehen lassen und den oberen klaren Teil abgießen. Man bewahrt das Agar in kleinen Kochflaschen auf (50 oder 100 ccm), verschließt sie mit einem Wattepfropf und sterilisiert sie eine Stunde im Dampfstrom. Bei der Benutzung setzt man zu dem Agar, nachdem es verflüssigt wurde, die Nährsalze in entsprechender Menge zu. Zu diesem Zwecke hält man sich die Nährsalze der Knopschen Lösung in konzentrierter Lösung bereit und fügt dann, um z. B. einen 0,4prozentigen Salzgehalt des Nährbodens zu haben, auf 100 ccm verflüssigtes Agar 5,8 ccm der 7prozentigen Knopschen Lösung hinzu. Dann verteilt man das Agar auf Reagenzgläschen zu je 10 ccm und sterilisiert entweder nochmals nach vorhergehendem Watteverschluß oder legt damit gleich die Kulturen in Petrischalen an.

Dabei verfährt man entweder so, daß man die algenhaltige Flüssigkeit mit dem auf 40° C abgekühlten Agar vermischt und dann erst in die Schalen ausgießt, oder man gießt das Agar vorher aus, läßt erstarren und bringt jetzt eine Spur des algenhaltigen Materials auf das Agar und

verstreicht es vorsichtig, ohne die Oberfläche zu verletzen, mit einem am Ende umgebogenen Glasstabe. Das Agar gibt bei Temperaturveränderungen leicht Wasser ab, welches sich an der Deckelschale in Tropfen niederschlägt und eventuell beim Herabtropfen die Agar-schicht selbst mit Flüssigkeit bedeckt, die die Isolierung der einzelnen Kolonien verhindert. Es erweist sich deshalb als praktisch, die Agarplatten nach dem Erstarren umgekehrt aufzustellen, d. h. Deckel nach unten und Agar enthaltende Schale nach oben, dann findet eine solche Abscheidung nicht statt.

Die Algenkolonien entwickeln sich meist sehr langsam und mitunter vergehen viele Wochen, ehe man mit bloßem Auge eine Entstehung von Kolonien beobachten kann. Man muß deshalb Sorge tragen, daß die Agarschicht bei länger dauernder Kultur nicht eintrocknet, wie das bei der Plattenkultur für Diatomeen angegeben ist. Die Aufstellung der Petrischalen muß so erfolgen, daß zwar reichlich Licht Zutreten kann, aber kein grelles Sonnenlicht. Im übrigen wird man bezüglich Temperatur, Konzentration des Nährbodens hinsichtlich der Salze oder Variation in der Zusammensetzung sich möglichst nach den Bedürfnissen der einzelnen Algen richten müssen und dabei deren Vorkommen an ihrem natürlichen Standort berücksichtigen. Algen aus salzarmen Hochmooren vertragen keine konzentrierteren Nährsalzlösungen, während solche aus Teichen usw. besser bei stärkerem (0,4—0,6%) Salzgehalt gedeihen.

Haben sich deutliche Kolonien entwickelt, so wird man die Algen später besser in flüssigen Nährsubstraten weiter züchten, am besten in sterilisiertem Fluß- oder Leitungswasser mit entsprechendem Zusatz von Nährsalzen. Man darf aber diese Flüssigkeit nicht etwa unmittelbar nach dem Sterilisieren verwenden, sondern muß sie erst längere Zeit in flacher Schicht in den Kulturgefäßen stehen lassen, damit sie den beim Sterilisieren entwichenen Sauerstoff aus der Luft wieder aufnehmen kann. Die Übertragung geschieht am besten in der Weise, daß man mit geglühtem und erkaltetem Platindraht (oder Glasröhrchen) die Kolonie auf dem Agar ansticht und die anhaftende Algenmasse in die neue Nährflüssigkeit überträgt. Nicht immer wird man mit diesen Kulturen Erfolg haben, auch hier gehört ein gut Teil Ausdauer und Übung dazu.

(Schluß folgt.)

# Praktikum der Parasitenkunde.

## Eine Anleitung zum Studium der häufigsten Parasiten.

Sortierung v. S. 213.

Don Dr. C. W. Schmidt.

Mit zahlreichen Abbildungen.

### II. Würmer.

#### 2. Zestoden.

Die Zestoden oder Bandwürmer sind sämtlich Parasiten. Sie zeichnen sich aus durch die Gliederung in einzelne Proglottiden (Gliederstücke) und den terminalen Stoley (= Kopf), von dem die Sprossung ausgeht. Die Zestoden sind Zwitter; ihre Geschlechtsorgane sind sehr kompliziert und wechseln bei den einzelnen Arten. Die Befruchtung geschieht entweder durch Mischung der Geschlechtsprodukte einer und derselben Proglottis oder verschiedener Glieder.

Ein Darm fehlt den Zestoden völlig; die Nahrungsaufnahme geschieht durch Osmose. Als Exkretionsystem werden die randlich verlaufenden Wasser Gefäße benützt.

Charakteristisch für die Bandwürmer ist der Generationswechsel, der mit einem Wirtswechsel verknüpft ist. Die zweite Generation ist die der Finne (Blasenwurm, Zystizert). Auf die zahlreichen interessanten Fragen, die beim Studium dieses Generationswechsels auftreten, kann ich leider nicht eingehen. Ich muß mich vielmehr auf eine kurze Charakteristik der häufigsten Arten beschränken.

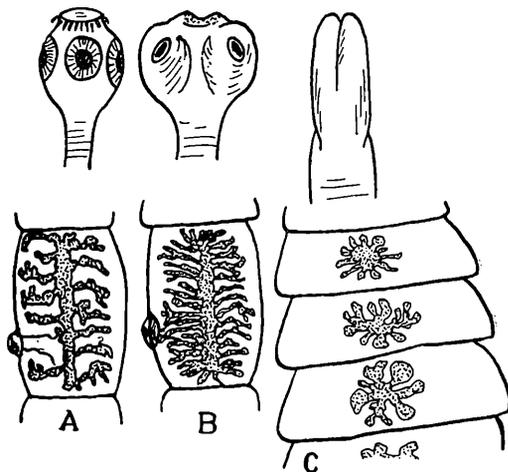


Abb. 11. Köpfe und reife Proglottiden der 3 wichtigsten Bandwürmer des Menschen, schematisch: A Taenia solium; B T. saginata; C Dibothriocephalus latus.

#### Wichtige parasitische Zestoden.

Taeniidae	Genitalöffnungen wechselnd rechts und links randständig; Uterus aus Hauptstamm mit Seitenästen bestehend	Taenia	T. solium T. saginata T. echinococcus
	Kopf mit 4 Saugnapfen	Genitalöffnungen randständig, aber nur auf einer Seite	Hymenolepis
Bothriocephalidae	Genitalöffnungen auf beiden Seiten in jeder Proglottide; Eier in Eitapseln	Dipylidium	D. caninum
	Kopf m. 2 Sauggruben	Genitalöffnung verdoppelt in der Mittellinie; Uterus rosettenförmig	Dibothriocephalus

Unterschiede zwischen T. solium und T. saginata, den beiden häufigsten Bandwürmern des Menschen.

T. solium L.	T. saginata (= T. mediocanellata)
36 Haken in 2 Reihen	Keine Haken
4 schwache Saugnapfe	4 starke Saugnapfe
7-9 Uterusblindäste	20-30 Uterusblindäste
Wurm 3-3 1/2 m lang	Wurm 10 m lang
Finne (Cysticercus cellulosae) 6-20 mm lang, lebt im Schwein	Finne (Cysticercus inermis bovis) 7-9 mm lang, lebt im Rind

Technische Winke zur Präparation von Zestoden. Um bei der Fixierung gleichzeitig eine Streckung zu erzielen, empfiehlt Kovs folgendes Verfahren: Man legt die Gliederkette so über die flach ausgebreitete Hand, daß sie zu beiden Seiten herabhängt, und gießt kaltge-

fättigte Sublimatlösung darüber, die an den Gliedern abfließt. Diese werden durch die Wirkung der Schwerkraft verhältnismäßig gut gestreckt. Bei anderen Verfahren krümmen sich die Glieder wegen der starken Muskulatur seitlich sehr stark und können nur durch starken Druck zwischen zwei Objektträgern gepreßt werden.

Zur Bestimmung der einzelnen Arten genügt es, ein Glied in Glycerin einzubetten. Es wird nach einiger Zeit so durchsichtig, daß man die Einzelheiten bei Lupenbetrachtung gut erkennen kann. Maßgebend ist die Form des Uterus (s. Abb. 11).

Aus dem Sublimat kommen die Bandwürmer in 70%igen Alkohol. Ein Zusatz von einigen Tropfen Essigsäure dient dazu, die Kalkkörperchen aufzulösen, die beim Mikrotomieren manchmal hinderlich sind. —

Als Färbungsflüssigkeiten habe ich dünne Lösungen von Hämatoxylin, Alaunkarmin (sehr gut!) und Boraxkarmin angewandt. Die Lösun-

gen färben um so besser, je frischer die Würmer sind.

Finnen werden vorsichtig aus dem Fleisch

schnitte gefärbt werden. Will man die Entwicklung der Organe studieren, so muß man Glieder aus den verschiedensten Teilen der Kette nehmen.

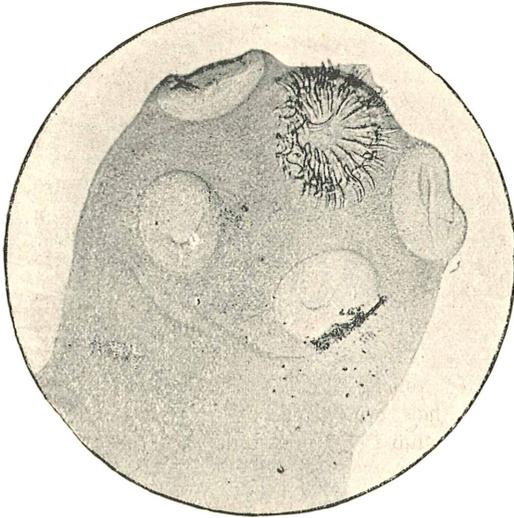


Abb. 12. Kopf der Finne von *Taenia solium*, ausgepreßt, ungefärbt. Vergr. etwa 200  $\times$ .

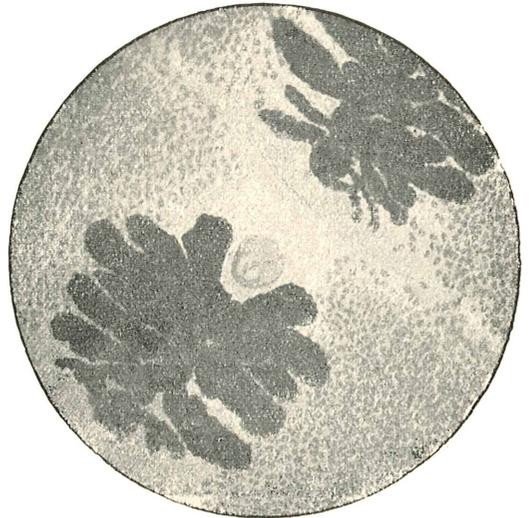


Abb. 13. Junge Proglottis von *Dipylidium caninum*, zeigt die Ausbildung der Hoden und ihrer Ausführgänge.

herauspräpariert. Unter Wasser erkennt man schon an der Blase den Kopf als weißlich durchschimmernden Punkt. Man schneidet die Blase an einer dem Kopf gegenüberliegenden Stelle an und drückt ihn dann heraus. Färben ist meistens nicht nötig, höchstens leichtes Anfärben mit Kar-

Zweckmäßig ist es, etwa vier Stadien nebeneinander unter einem Deckglas unterzubringen.

Als erstes Vergleichsmaterial können die beigefügten Mikrophotographien dienen, von denen Abb. 13 ein junges Glied von *Dipylidium caninum* zeigt, in dem die Hoden und ihre Ausführgänge,

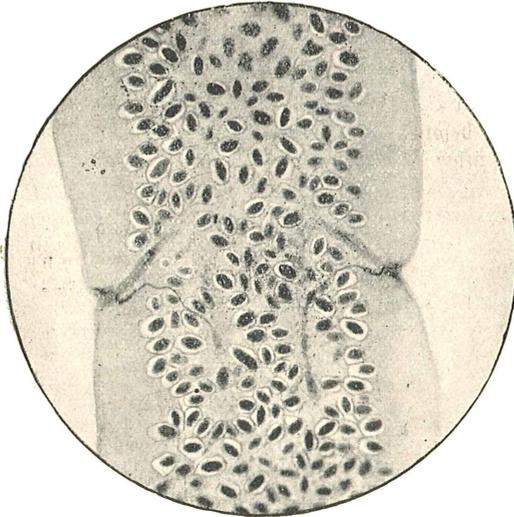


Abb. 14. Reife Proglottis von *Dipylidium caninum*; das ganze Innere ist von den beschälten Eiern erfüllt. Vergr. etwa 100  $\times$ .

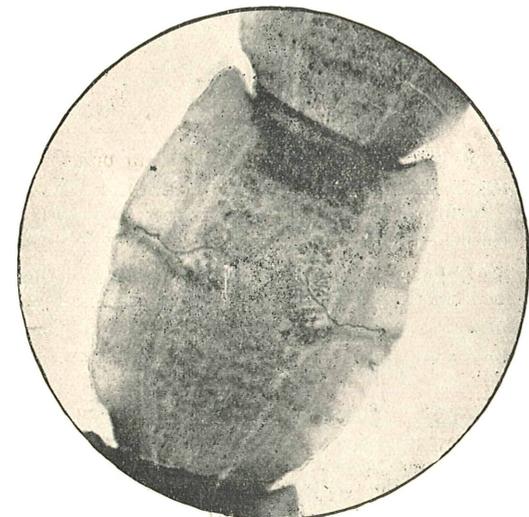


Abb. 15. Proglottis von *Dibothriocephalus latus*; zeigt die Hodenbläschen, die Uterusrosette und den Cirrusbeutel. Vergr. etwa 40  $\times$ .

min. Einbetten in Glycerin-gelatine oder Xylol, Kanadabalsam (vgl. Abb. 12).

Zum genaueren Studium der Proglottiden stellt man 10  $\mu$  dicke Schnitte her, die wie Organ-

die scharf umrissenen schwarzen Linien, gut entwickelt sind. Abb. 14 stellt eine reife Proglottis von *D. caninum* dar. Hoden, Ovarien und ihre Ausführgänge sind stark zurückgebildet; das In-

nerc wird ganz von den beschaltten Eiern eingenommen. Beide Präparate sind mit Alaunfarmin gefärbt.

Die in Abb. 15 wiedergegebene Mikrophoto-

graphie ist nach einem ungefärbten Präparat von *Dibothriocephalus latus* aufgenommen. Sie soll die Hodenbläschen, die Uterisrössette und den Zirrusbeutel veranschaulichen.

## Der mikrochemische Nachweis wichtiger organischer Pflanzenstoffe.

Sortsetzung von S. 216.

Von O. Tunmann.

Mit 10 Abbildungen.

### 3. Der Nachweis der Fettsäuren, Öle und Fette.

Die Säuren der Fettsäure- und der Ölsäure-reihe verbinden sich mit Glycerin zu neutralen zusammengesetzten Estern (Glyceriden), die, in wechselnder Menge miteinander gemengt, Öle (flüssige Körper) und Fette (feste Körper) bilden. Die Triglyceride der Palmitin-, Stearin- und Ölsäure (Tripalmitin, Tristearin, Triolein) bilden die Hauptanteile. Die Öle führen in erster Linie Triolein, die Fette vorzugsweise Tripalmitin und Tristearin. Außerdem finden wir Glyceride der Butter-, Valerian-, Kapron-, Kapryl-, Kaprin-, Laurin-, Myristin- und Arachinsäure, sowie Glyceride ungesättigter Säuren aus der Reihe der Ölsäure, der Leinölsäure, von Dryöl-säure u. a.

Öle und Fette zählen neben der Stärke zu den wichtigsten stickstofffreien Reservestoffen der Pflanze (Pollen, Zwiebeln, Knollen, Wurzeln, Samen, Früchten). Im Samen vertreten Fett und Öl die Stärke, schließen sie aber nicht aus. Das Fett des Fruchtfleisches (Cornus, Oleazeen, Palmen) dient auch als Anlockungsmittel für Tiere zur Verbreitung der Samen. Zur Bildung der Öle und Fette in der Pflanzenzelle dienen Glykosen, Mannit u. a.

Die mikrochemische Bestimmung von Fetten und Ölen ist leicht in Geweben, in denen größere Mengen zugegen sind, schwierig, oft unmöglich überall dort, wo, wie vielfach in vegetativen Teilen, nur einige „fettglänzende“ Tröpfchen auftreten. Die Bestimmung stützt sich auf die Ermittlung der Lösungsverhältnisse, auf Färbungen mit Fettfarbstoffen und mit Osminsäure, sowie auf Verseifung, Bildung von Myelinformen und Sublimation der Fettsäuren. Löslichkeitsverhältnisse und Färbungen sind Hilfsreaktionen, Verseifung, Myelinbildung und Sublimation Hauptreaktionen.

Die Öle und Fette sind löslich in Schwefelkohlenstoff, Äther, Petroläther, Chloroform, Azeton, Phenol, sowie in ätherischen Ölen. Sie sind unlöslich in kaltem und heißem Wasser, meist nahezu unlöslich in Alkohol. Von absolutem Alkohol werden jedoch von einigen Ölen Spuren, von anderen größere Anteile gelöst, die bei mi-

krochemischen Reaktionen ins Gewicht fallen. Leinöl wird zu 7%, Olivenöl zu 4% gelöst, Rizinus- und Krotanöl sind verhältnismäßig leicht in Alkohol löslich. Daher können kleinere Tröpfchen (besonders in Blättern) leicht von absolutem Alkohol gelöst werden, auch wenn sie echte Fette darstellen. Zu achten ist auf die Beschaffenheit des Alkohols (absoluter), denn mit steigendem Wassergehalt des Alkohols sinkt die Löslichkeit der Fette und Öle. Um brauchbare Ergebnisse zu erzielen, wird man die Lösungsversuche nicht nur unter Deckglas vornehmen (mehrmaliges Durchsaugen der Flüssigkeit), sondern die Schnitte auch in einem verschlossenen Gefäße 1 bis 3 Tage lang in dem betreffenden Lösungsmittel belassen. Dies hat unbedingt zu geschehen, wenn man Fette aus starhwandigem Gewebe (Samenendosperm) entfernen will. Bei Lösungsversuchen unter Deckglas ist eine ständige mikroskopische Kontrolle erforderlich; auch ist daran zu denken, daß sich die meisten Fettkösmittel nicht mit Wasser mischen (man kann wohl Alkohol und Azeton, nicht aber Äther, Chloroform u. a. den in Wasser liegenden Schnitten zusetzen).

Zur Vorprüfung auf Fette oder Öle unter Deckglas, besonders zur Unterscheidung dieser Stoffe von ätherischen Ölen, dienen ferner Eisessig und eine wässrige Chloralhydratlösung (5,0 Chloralhydrat, 2,0 Wasser). Bei kräftigem Durchsaugen dieser Flüssigkeiten werden ätherische Öle gelöst, während die meisten Fette und Öle ungelöst bleiben.

Färbungen der Fette und fetten Öle werden mit sogenannten Fettfarbstoffen ausgeführt. Von der großen Anzahl der empfohlenen Farbstoffe sind die brauchbarsten Sudan III und Alkannin.

Die Alkanninlösung läßt sich auf zweierlei Weise herstellen. 1. Man läßt 30 g der künstlichen Alkannawurzel (von *Aleanna tinctoria*, zerkleinert oder gepulvert) mit ungefähr 50 g absolutem Alkohol einige Tage unter wiederholtem Umschütteln ausziehen, filtriert dann, läßt das Filtrat an einem staubfreien Orte eindunsten und löst den Rückstand in 5 ccm Eisessig und 50 ccm 50%igem Alkohol. Diese erforderlichenfalls filtrierte Lösung ist haltbar.

2. Man löst das käufliche Alkannin (Farbstoff-Extrakt) in absolutem Alkohol und setzt hernach die gleiche Menge Wasser zu.

Sudan III (Viebricher Scharlach) wird in nachstehender Zusammensetzung benutzt: 0,1 g Sudan III, 10 g Alkohol, 10 g Glycerin.

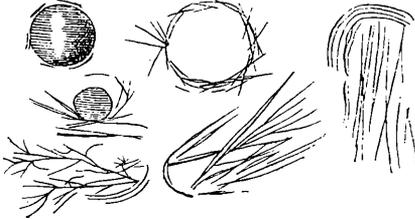


Abb. 6. Öltröpfchen aus einem ölhaltigen Samen, 20 Stunden in Kalilauge-Ammoniak, die verschiedenen Stadien der Verfestigung zeigend.

Die Schnitte bleiben unter Deckglas oder im Uhrglas bis zu 24 Stunden in der Farblösung, werden dann mit verdünntem Alkohol (50 %) abgewaschen und in Glycerin untersucht. Bei zarten Schnitten wird man Färbung, Auswaschen und Glycerinzusatz unter Deckglas vornehmen. Alkannin färbt tiefrot, Sudan III strohgelb bis rot. Außer den Fetten und Ölen werden aber auch Harze, ätherische Öle, verkorkte und kutinisierte Membranen mitgefärbt. Die mitgefärbten Membranen werden bei der Diagnose keine Schwierigkeiten bereiten. Die ätherischen Öle verdunsten leicht; sie lassen sich durch Aufkochen der Schnitte in Wasser und nachfolgendes Abspülen mit Al-

Fette braun bis schwarz färbt. Gelindes Erwärmen beschleunigt die Reaktion. Durch Zusatz von Wasserstoffsuperoxyd kann die Färbung aufgehoben werden. Leider reagiert Ösmiumsäure aber in gleicher Weise mit ätherischen Ölen, Harzen und Gerbstoffen. Die Gerbstoffe lassen sich zuweilen durch Aufkochen mit Wasser entfernen, wobei sich gleichzeitig die ätherischen Öle verflüchtigen. Eine weitere Einschränkung erfährt der Wert der Ösmiumsäure-Reaktion dadurch, daß nur freie Ölsäure und Olein geschwärzt werden. Stearinsäure und Palmitinsäure, sowie ihre Triglyceride reagieren nicht mit Ösmiumsäure. Nun kommen aber in den Pflanzenfetten meist Gemische der Glyceride verschiedener Fettsäuren vor, so daß wir über die Wirkung der Ösmiumsäure folgendes sagen können: Jedes Fett, das sich in den Geweben sofort oder bei gelindem

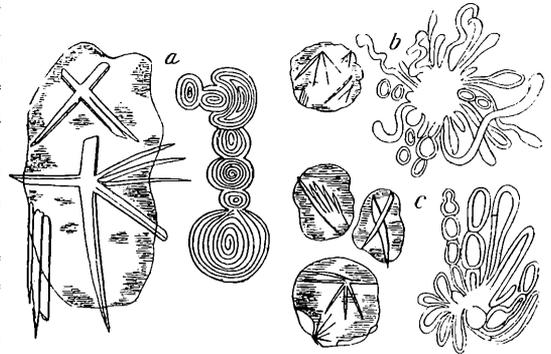


Abb. 8. Sublimationstropfen mit Fettsäurekristallen nebst zugehörigen Myzelinformen a von *Areca catechu*, b von *Illium religiosum*, c von *Elaeis guineensis*.

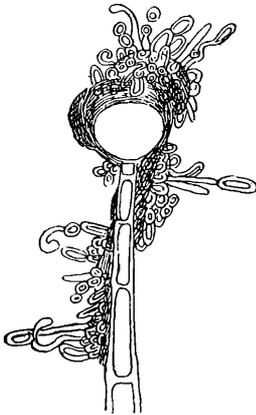


Abb. 7. Drüse vom Felstrand von *Salvia glutinosa*. Die Grundmasse des Sekretes ist fett. Mit konzentrierter Kalilauge sind aus dem Sekret, auch aus dem am Drüsenstiel herabgefloßenen, prächtige Myzelinformen entstanden.

kohol entfernen. Schwierig ist die Unterscheidung von Harz und Fett, zumal die neueren Untersuchungen ergeben haben, daß in den pflanzlichen Sekretbehältern das Harz oft mit Fett gemischt ist.

Vielfache Anwendung zum Fettnachweis findet 0,1–1% ige Ösmiumsäure, die viele

Erwärmen mit Ösmiumsäure schwärzt, besteht zum größten Teile aus Ölsäure. Ein Fett oder Öl, das nur gelb bis braun wird, führt vorwiegend Palmitin- und Stearinsäure; derartige Fette werden durch Ösmiumsäure schlecht fixiert und lösen sich infolgedessen leicht in ätherischen Ölen.

Beim Fettnachweis steht die Verseifung an erster Stelle; sie wird mit Kalilauge-Ammoniak ausgeführt. Von Alkali (Kalium causticum in Stangen) wird eine völlig konzentrierte wässrige Lösung bereitet, die noch etwas Alkali im Überschuß (ungelöst) enthält. Diese Lösung wird mit der gleichen Menge Ammoniak (starker Salmiakgeist des Handels) versetzt und ist in einer gutschließenden Flasche (Gummistöpsel oder Glasstöpsel, letzterer ist mit Paraffinöl einzufetten, da er sonst bei der geringsten Verschmutzung mit der Lauge „einwächst“) aufbewahrt, mehrere Monate brauchbar. Versuchsobjekte sind alle fett-haltigen Samen (Mandel, Kaffeebohne, Rizinus-

famen, Leinsamen u. a.). Die Schnitte werden trocken auf den Objektträger gelegt, dann wird ein Tropfen Kalilauge der angegebenen Zusammensetzung aufgetropft und das Deckglas aufgelegt. Die Präparate werden nun in einer feuchten Kammer aufbewahrt und im Verlauf von ein bis zwei Tagen wiederholt durchmustert. Zunächst sehen wir, daß die „fettglänzenden“ Tropfen, die aus dem Endosperm (der Samenschnitte) austreten, ihr Lichtbrechungsvermögen zum Teil einbüßen und ein etwas schaumiges Aussehen erhalten. Alsdann erscheinen an der Peripherie der Tropfen feine „hautartige Anhängsel“, die Anfangsstadien der Seifenkristalle (Kristalle von fettsauren Alkalien), die von Stunde zu Stunde wachsen (vgl. Abb. 6). Nach 24 Stunden sind einige Tropfen vollständig in Kristalle übergegangen, andere Tropfen erscheinen hyalin, und ihr Umriß ist durch einen Kranz von Seifenadeln gekennzeichnet. Wieder andere Tropfen besitzen im Innern noch starkes Lichtbrechungsvermögen und nur am Rande sind Kristalle zu sehen (Abb. 6). In diesem Falle hat die gebildete Seife den inneren Teil des Tropfens vor der weiteren Wirkung der Lauge geschützt. Schließlich finden wir, und zwar im gleichen Präparat, Tropfen, die einen Hof erkennen lassen und im polarisierten Lichte das bekannte dunkle Kreuz zeigen. Nach 4 bis 5 Tagen wird man nach diesen Tropfen vergeblich suchen. Sie haben inzwischen nur selten Seifenkristalle gebildet und zeigen meist am Rande Myelinformen.

Als Myelin bezeichnet man nicht einen chemischen Körper, sondern die durch Einwirkung von Alkalien aus Fetten und Ölen entstandenen, gewissermaßen aus den Tropfen herausgeschleuderten Gebilde, die die verschiedensten Formen annehmen, schließlich Kugeln und Kränze ab schnüren, im polarisierten Lichte aufleuchten und zu den flüssigen Kristallen zählen. Nach dem Eintrocknen der Präparate bleiben sehr kleine, unvollkommen kristallinische Gebilde zurück. Früher schrieb man die Fähigkeit, Myelin zu bilden, ausschließlich den Cholesterinen zu; jetzt nehmen wir mit Em. Senft an, daß sie nur den Fettsäuren zukommen.

Die Myelinbildung innerhalb der Zelle gelingt nicht immer und nicht gut; die schönen Formen können in der engen Zelle nicht zur Entwicklung gelangen. Die Fette müssen zuvor aus dem Gewebe isoliert werden. Vielsach (bei zarten Schnitten, niederen Pflanzen, Sekret drüsen) genügt ein Druck auf das Deckglas, um

einige Fetttropfen aus dem Gewebe in Freiheit zu setzen, bei stärkeren Präparaten ein Zerzupfen mit der Nadel. Bei Gegenwart größerer Fettmengen (bei fetthaltigen Samen) wird man mit der Nadel ein kleines Gewebeteilchen herausheben und auf dem Objektträger zerdrücken. Auf die isolierte Substanz läßt man nach dem Auflegen eines Deckgläschens 10%igen Ammoniak oder Kalilauge einwirken. Zuweilen müssen starke Laugen benutzt werden, deren Konzentration von Fall zu Fall erprobt werden muß. Nach meinen Erfahrungen wird man mit konzentriertem Ammoniak (starken Salmiakgeist) fast stets zum Ziele kommen, selbst dann, wenn Kalilauge versagt oder wenn die Reaktion bereits mit verdünntem Ammoniak eintritt. In den Fällen, in denen Kalilauge versagt, hilft meist ein Einsaugen eines Tropfen Ammoniaks zum Präparat.

Die Myelinformen gehören zweifelsohne zu den bemerkenswertesten Erscheinungen der gesamten Mikroskopie. Sie können den Beobachter stundenlang fesseln. Alles ist von Beginn der Reaktion auf längere Zeit, oft auf Stunden, in ständiger Bewegung (vgl. die Abb. 7 und 8). Dort werden Fäden raketenförmig herausgeschleudert, die sich an ihren Enden spiralförmig einrollen oder Kugeln und Kränze ab schnüren, hier werden sie zopfartig gedreht. Sehr oft findet man treffliche Vergleichsbilder zu den Befruchtungsvorgängen. Die Myelinge bilde speichern Anilinfarbstoffe; zum Nachweis gebraucht man vorteilhaft Ammoniak, das mit Safranin, Methylblau usw. gefärbt ist. Da die Myelinge bilde sich aber durch ein starkes Lichtbrechungsvermögen auszeichnen, so wird man von der Färbung absehen können. Bei Zusatz von Essigsäure oder von konzentrierter Kochsalzlösung ziehen sich die Formen ein oder ballen sich zu Klumpen und Kugeln zusammen.

In einzelnen Fällen wird die Verseifung und Myelinbildung weder mit Schnitten noch mit dem herauspräparierten Fette gelingen (*Cocos nucifera*, *Elaeis guinensis*). Dann greifen wir zur Sublimation. In den Sublimaten gelingt die Myelinbildung stets, wobei es ohne Bedeutung ist, ob sich die Fettsäuren kristallisiert ab scheiden oder nicht (Abb. 8). Bei der Sublimation findet nicht nur gewissermaßen eine Reinigung der Fette, sondern vor allem eine mehr oder weniger vollständige Abspaltung der Fettsäuren statt, so daß die Alkalien leichter auf die für die Myelinbildung und Verseifung allein in Betracht kommenden Bestandteile der Fette, auf die Fettsäuren, einwirken können.

(Fortsetzung folgt.)

## Briefe an die Redaktion.

Zehr geehrte Redaktion!

Gestatten Sie, daß ich Sie auf einige Ungenauigkeiten in dem Artikel „Praktikum der Parasitentunde“ von Dr. C. W. Schmidt in Heft 8 des laufenden Jahrgangs aufmerksam mache.

A. Wenn einer Ihrer Leser sich die Giemsa-Färbung nach der auf S. 165, 1. Spalte, gegebenen Vorschrift von einem Apotheker herstellen lassen würde, so dürfte er zwei garstige Überraschungen erleben. Erstens würde die Lösung einen Bodensatz haben, denn die Farbstoffe dürfen nicht einfach gelöst, sondern müssen sorgfältig unter Ulyzerin durch ein feinstes Seidengazefieb durchgearbeitet werden, sonst gibt's Klumpen. Zweitens kostet die angegebene Menge beim Apotheker genau 15 Mark, reicht dafür allerdings für gerade 1000 Objektträgerausstriche. Da ist's doch wohl besser, Sie empfehlen Ihren Lesern, die einwandfrei hergestellte Lösung von Grübler in Leipzig zu beziehen,\*) wo 50 ccm, für 100 Färbungen ausreichend, zum Preise von 1.50 Mk. zu haben sind.

B. Seite 167, 2. Spalte: Die Herauspräparierung der hier in Betracht kommenden Speicheldrüsen geschieht am besten nicht in physiologischer Kochsalzlösung, sondern an der Luft. Man sucht sie auch nicht, wie daselbst zu lesen steht, im Kopfe, nachdem man das vordere Drittel des Kopfes abgeschnitten hat, sondern man schneidet oder ritzt die Kehlgegend an, steckt den Brustkasten, mit dem Hakennadel den Kopf nach vorn oben. Die ziemlich großen, wasserklaren Drüsen können so gar nicht so schwierig entbunden werden. Die Parasitenkeime sitzen hauptsächlich im Mittellappen des unteren, vorderen Viertel des Brustkastens liegenden Drüsen.

Ergebenst

Dr. P. Dietrich.

\*) Auf den Bezug durch Grübler hat der Verfasser an der betr. Stelle auch hingewiesen. Anm. d. Red.

## Bücherschau.

**Raubwild und Dicksäuter in Deutschostafrika. Von Hans Besser.** Mit zahlreichen Abbildungen nach Originalaufnahmen des Verfassers, nach Zeichnungen von Prof. Wagner und R. Dffinger, einem Kärtchen und einem farbigen Umschlagbilde, gez. von M. Zimmerer. Preis geh. M 1.—, gebunden M 1.80. Stuttgart, Franck'sche Verlagsbuchhandlung.

Das Bändchen schildert Jagdfahrten in Deutschostafrika, doch ist es nicht die gewöhnliche Art von „Jagderzählungen“, untermischt mit „Jägerlatein“, die Besser bringt, sondern der Verfasser ist bemüht, auf Grund seines 14jährigen Aufenthalt in Deutschostafrika so zu schildern, wie er die Jagden als Tier- und Naturfreund miterlebt hat. Er hat, wie er selbst sagt, das Wild in seiner natürlichen Lebensweise beobachtet. Kamera und Büchse begleiteten ihn auf allen seinen Wanderungen. Aus der Fülle des dabei Gesehenen und Erlebten führt Besser eine Reihe von Bildern vor, die sehr zum Verständnis des Tierlebens unserer schönen Kolonie Deutschostafrika beitragen werden.

**Kolkwitz, R., Pflanzenphysiologie.** Versuche und Beobachtungen an höheren und niederen Pflanzen, einschließlich Bakteriologie und Hydrobiologie mit Planktonkunde. Mit 12 zum Teil farbigen Tafeln und 116 Abb. im Text. 1915, Jena, Gust. Fischer. Geh. M 9.—, geb. M 10.

Das Buch ist keine Pflanzenphysiologie in lehrbuchmäßiger, abgerundeter Darstellung. Wer dies darin sucht, würde sehr enttäuscht sein, und der Haupttitel des Werkes entspricht insofern nicht dem Inhalt. Was Kolkwitz bringt, sind Vorlesungen und Übungen, die er an der Berliner

Universität und der Landwirtschaftlichen Hochschule gehalten hat. Der Stoff ist allerdings in natürliche Kapitel gegliedert, doch ist die ganze Darstellung stark kollegienheftartig. Dies hat wohl darin seinen Grund, daß der Verfasser das Buch vor allem für seine Hörer bestimmt hat. Der Inhalt gliedert sich in zwei Hauptteile, von denen der erste die Phanerogamen behandelt, und zwar in folgenden Kapiteln: Das Chlorophyll und seine Funktion; Lurgor und Osmose; Zucker, Stärke, Fette, Öl, Reservezellulose; Eiweiß; Atmung; Wasser und Luft. Der zweite Teil führt die Bezeichnung „Kryptogamen“; der Inhalt ist aber sehr gemischt. Der einleitende Abschnitt über Linsen und Mikroskope dürfte vollständiger sein oder fehlen. Die folgenden Kapitel handeln über Mykomyzeten und Amöben, Schizomyzeten, Bakterien, Gumyzyten, Höhere Pilze, Flechten, Algen, Plankton und Ökologie der Gewässer, Bryophyten (Muscineae) und Pteridophyten. Den Schluß bildet ein sehr brauchbares Literaturverzeichnis. Der ganze Kryptogamenteil ist ebenso stark systematisch wie pflanzenphysiologisch. Vielsach besteht der Text aus Listen von Pflanzen und Tieren, in denen wichtige systematische Merkmale und typische physiologische Eigenschaften unter jedem Namen kurz angeführt sind. Das ganze hat einen orientierenden, mehr einführenden Charakter; dies gilt auch für einen Teil der Tafeln, die nur Anrißzeichnungen von Tieren und Pflanzen enthalten und dem Anfänger einen ersten Überblick geben sollen. Das interessanteste Kapitel ist ohne Zweifel dasjenige über Algen, Plankton und Ökologie der Gewässer, Kolkwitz' eigentlichem Arbeitsgebiet. Wertvoll sind auch die zahlreichen praktischen Fingerzeige, die vor allem Lehrern, Studierenden und Naturfreunden willkommen sein werden.

# Mikrokosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 12

## Die Herstellung von Präparaten des Nervensystems.

Von Wilhelm Schneider.

Mit 5 Abbildungen.<sup>1)</sup>

Jeder Freund mikroskopischer Studien, der die ausgezeichneten Präparate der Lieferung „Nervensystem“ von „Sigmunds Physiologischer Histologie des Menschen- und Säugetierkörpers“ gesehen hat, wird wünschen, solche Präparate selbst herstellen zu können. Wer aber daraufhin die betreffenden Vorschriften in den Lehrbüchern der mikroskopischen Technik durchsieht, läßt sich sicher in neun von zehn Fällen abschrecken, scheint es danach doch, als ob ohne lange Erfahrung und ohne Mikrotom alle Versuche von vornherein zum Mißlingen verurteilt seien. In Wirklichkeit ist das indessen keineswegs der Fall. Die Behandlung ist wohl umständlich, aber im allgemeinen nicht schwierig, und die Schnittdicke kann für zwei der unten besprochenen Methoden so groß gewählt werden, daß das Rasiermesser hier durchaus an seinem Platze ist. Die Darstellung der Nervenfasern und der Nissl'schen Schollen erfordert allerdings sehr dünne Schnitte; doch können auch solche bei geduldiger Arbeit um so eher gelingen, als wir durchaus keine vollständigen Querschnitte benötigen. Geduld ist aber eine Tugend, die jeder Mikroskopiker erlernen muß, und auch dem Geübten mißlingen z. B. Golgi-Präparate häufig ohne erkennbare Ursache. Um so mehr belohnen uns alle gelungenen Präparate, indem sie uns in den Aufbau des geheimnisvollsten Organs unseres Körpers Einblick gewähren.

### 1. Nervenfasern.

Anweisung zur Untersuchung frischer Nervenfasern ist im „Mikrokosmos“ schon mehrfach

gegeben worden.<sup>2)</sup> Hier soll daher nur ein einfaches Verfahren zur Herstellung von Dauerpräparaten beschrieben werden. Der freigelegte Nerv wird mit einigen Tropfen 1%iger Osmiumsäure betupft, auf ein Streichholz aufgebunden, abgeschnitten und auf 24 Stunden in 1%ige Osmiumsäure gelegt. Dann schneidet man

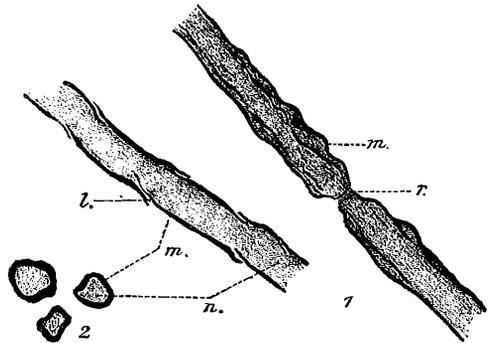


Abb. 1. Nervenfasern aus dem Ischiadicus des Frosches, 1 längs, 2 quer; n Nissl'sche Schollen; m Markscheide; r Ranvier'scher Schnürring; 1 Rantermann'sche Einkerbungen. (Vgl. m. Zeitg. d. I., Obj. 7.)

das mittlere Stück heraus, wäscht gründlich aus, entwässert in Alkohol und führt in Nelkenöl über. Nun wird auf dem Objektträger gezupft, was sehr leicht geht, das Öl mit Filtpapier abgetupft und durch Kanadabalsam ersetzt. Man kann auch in Glycerin zupfen und in Glyceringelatine einschließen. Die Markscheide ist als fettartiger Körper durch die Osmiumsäure geschwärzt; Ranvier'sche Einschnürungen und Rantermann'sche Einkerbungen sind gut zu erkennen (vgl. Abb. 1).

### 2. Nervenendigungen in Muskeln.

Rippen- oder Rückenmuskeln einer Schlange

<sup>1)</sup> Die Abbildungen sind dem „Praktikum der mikroskopischen Anatomie der Wirbeltiere“ von W. und W. Schneider (1915, Leipzig und Wien, G. Freytag und F. Tempel, geb. M 2.—) entnommen.

<sup>2)</sup> Vgl. W. Schneider, „Mikrokosmos“=Jahrgang VIII, Heft 2, und G. Schild, „Mikrokosmos“=Jahrgang IX, Heft 7.

oder Eidechse werden auf  $\frac{1}{2}$  Std. in ein aufgekochtes und wieder erkaltetes Gemisch von vier Teilen 1%igen Goldchlorids<sup>3)</sup> und einem Teil

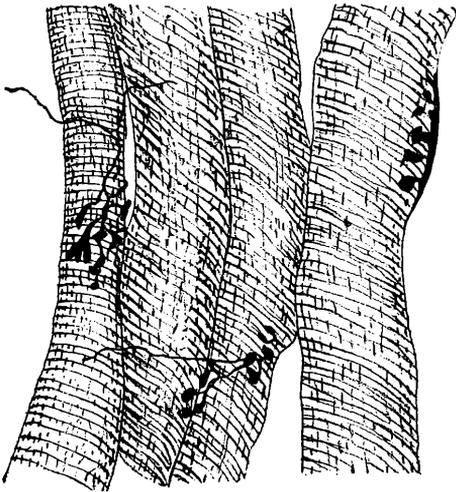


Abb. 2. Motorische Nervenendigungen in Rippenmuskeln des Scheltopfils (*Ophisaurus apus*). (Ges. m. Letz Df. I, Obj. 7.)

Ameisensäure gelegt, flüchtig mit destilliertem Wasser abgespült und für 24 Stunden im Dunkeln mit einer Mischung von einem Teil Ameisensäure und vier Teilen destilliertem Wasser behandelt. Übertragen in Glycerin-Wasser 1:1, nach einigen Stunden in reines Glycerin. In diesem wird auf dem Objektträger gezupft und eingeschlossen; statt Glycerin kann man auch Glycerin-Gelatine zum Einschluß verwenden. Die oberflächlichen Muskelfasern sind bläulich, die inneren rot gefärbt. Zwischen beiden Partien findet man die besten Stellen. Man sieht die geschwärtzten Nerven nach Verlust der Markscheiden an je eine Muskelfaser herantreten und sich hier hirschartig verzweigend (vgl. Abb. 2).

### 3. Zentralnervensystem.

Ein neugeborenes Säugetier (Rage oder Hund) wird mit Chloroformdämpfen (etwa unter einer Glasglocke) getötet und auf einem in den Ecken mit Nägeln versehenen Brett (Sezierbrett) festgebunden. Wir spalten die Rückenhaut in der Mittellinie, präparieren sie nach links und rechts etwas ab und entfernen die zu beiden Seiten der Wirbelsäule verlaufenden Muskel-

züge. Nun schneiden wir die Wirbelsäule an einer Stelle quer durch, führen das spitze Scherenblatt in den Kanal ein und durchtrennen erst auf der einen, dann auf der andern Seite die Wirbelbögen. Nach Entfernen des abgetrennten Teils liegt das Rückenmark frei. Wir heben es am durchtrennten Ende mit der Pinzette auf und können es durch Abschneiden der abtretenden Nervenstränge leicht befreien. Mit dem Rasiermesser zerlegen wir es möglichst ohne Zerren in  $\frac{1}{2}$ —2 cm lange Stücke, die je nach dem Zweck verschieden weiterbehandelt werden.

Das Gehirn läßt sich bei jungen Tieren leicht dadurch freilegen, daß man mit einer starken Schere das Schädeldach abträgt. Durch Flachschnitte mit dem Rasiermesser entnimmt man bis  $\frac{1}{2}$  cm dicke Stücke der Groß- und Kleinhirnrinde.

#### a) Golgi-Verfahren zur Darstellung ganzer Zellen.

Mehrere Stücke des Zentralnervensystems gelangen auf 24 Stunden in ein Gemisch von 80 ccm  $3\frac{1}{2}$ %iger Kaliumbichromatlösung und 20 ccm Formol (frisch zubereiten!), dann in

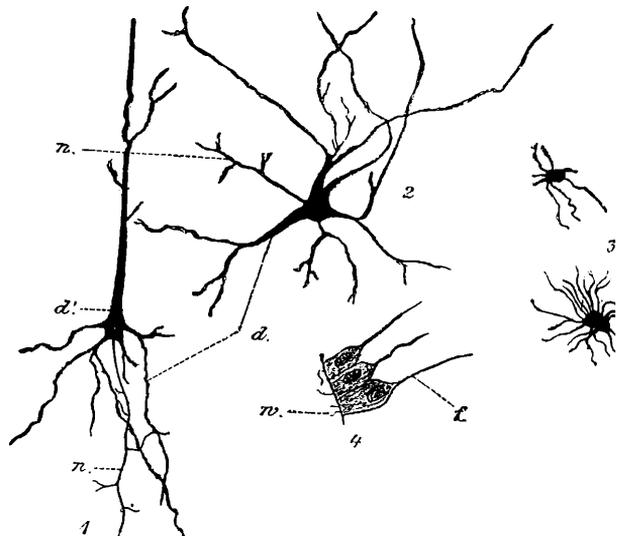


Abb. 3. Nervenzellen aus dem Zentralnervensystem der Rage: 1 Kleine Pyramidenzelle a. b. Großhirn; 2 Multipolare Ganglienzelle a. b. Rückenmark; 3 Gliazellen a. b. weißen Substanz des Rückenmarks; 4 Spindelnervenzelle a. b. Rückenmark.

1—3 nach Golgi gefärbt (ges. m. Letz Df. III, Obj. 3).  
4 aus einem Nissl-Präp. (ges. m. Letz Df. I, Obj. 7).

<sup>3)</sup> Goldchlorid ist wie Osmiumsäure nicht giftig. Braucht man die Lösungen nur zu dem obigen Zweck, so läßt man sie in kleinen Mengen (10—20 ccm) in der Apotheke herstellen. Sonst bezieht man die Stoffe in Röhrchen (etwa zu 1 g), die man anfeilt und nach Zusatz des dest. Wassers durch Schütteln zertrümmert. Die Lösungen sind im Dunkeln aufzubewahren.

eine gleiche Lösung des Chromats ohne Formol. Nach drei Tagen kann man versuchen, ob die Behandlung lange genug gedauert hat. Zu dem Zweck bringt man eine  $\frac{1}{2}$  cm dicke Scheibe in 0,75%ige Silbernitratlösung, in der sich sofort ein Niederschlag bildet, weshalb die Lösung

am besten erneuert wird. Nach 24 Stunden spült man das Stück in Alkohol ab und stellt Probefchnitte her, die in Alkohol untersucht wer-

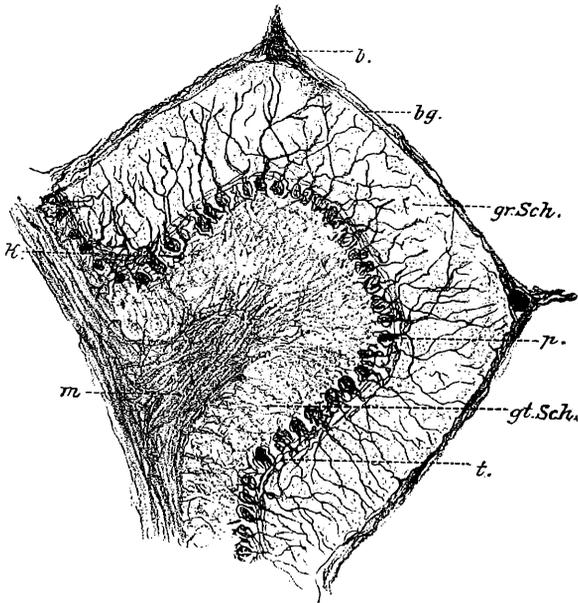


Abb. 4. Kleinhirnwindung der Ratte; Neurofibrillenfärbung. m Marksubstanz; gt. Sch. granulierte Schicht; p Purkinje Zellen; k umspinnende Fasern (Körbe); t Tangentialfasern; gr. Sch. graue Schicht; bg Bindegewebe mit Blutgefäßen v. (Vergl. m. Veltz Df. I, Obj. 3.)

den. Die Imprägnierung ist gelungen, wenn einzelne Zellen mit ihren Ausläufern schwarz erscheinen. Ist das der Fall, so werden auch die übrigen Stücke versilbert. Im andern Falle wird das Stück in das Kaliumbichromat zurückgelegt und dafür ein anderes in die Silberlösung gebracht. So versucht man jeden weiteren Tag. Ist nach einer Woche noch kein Erfolg eingetreten, so hat weiteres Probieren keinen Zweck mehr, doch führt zuweilen eine Wiederholung des ganzen Verfahrens zum Ziele.

Am ersten gelingt die Methode beim Großhirn, die meisten Mißerfolge hat man beim Kleinhirn.<sup>4)</sup> Immer wird man, namentlich in den oberflächlichen Partien, brocken- bis punkttartige Silbernieder schläge finden. Oft sind auch die Blutgefäße imprägniert, manchmal nur sie allein. Man wird auch solche Schnitte aufheben, da sie Injektionspräparate ersetzen können.

Die gelungenen, nicht zu dünnen Schnitte gelangen zunächst in Alkohol und werden dann in Kanadabalsam eingeschlossen, dürfen aber nicht mit Deckglas bedeckt werden. Man bringt sie

<sup>4)</sup> Sehr leicht gelingt die Darstellung der Gallenkapillaren in der Leber nach der Golgi-Methode.

deshalb auf ein Deckglas in einen Tropfen Balsam, läßt trocknen und befestigt dann das Deckglas, die beschickte Seite nach unten, mit Krönigstem Lack auf einem Objektträger aus Pappe oder Holz, den man mit einem entsprechenden Ausschnitt versehen hat.<sup>5)</sup>

In den Schnitten sind in wechselnder Zahl sowohl Ganglien- als auch Stütz- (Glia-) Zellen geschwärzt. Die Dendriten sind wie mit kleinen Rauigkeiten bedeckt, die Neuriten erscheinen glatt. Besonders deutlich pflegt dieser Unterschied bei den Pyramidenzellen des Großhirns aufzutreten. Bezüglich der verschiedenen Zellformen verweise ich auf Abb. 3, die einige von ihnen zur Darstellung bringt.

#### b) Die Weigert-Paljsche Markscheidenfärbung.

Durch dieses Verfahren können die Leitungsbahnen innerhalb des Zentralnervensystems, soweit sie eine Markscheide besitzen, zur Anschauung gebracht werden. Die Färbung mißlingt selten, wenn die Vorschrift genau befolgt wird, und ergibt besonders für Rückenmark und verlängertes Mark sehr übersichtliche Bilder. Paraffineinbettung ist zu vermeiden. Wer über ein Mikrotom verfügt, wird in Zelloidin einbetten; doch sind, wie bei dem vorigen Verfahren, Rasier-

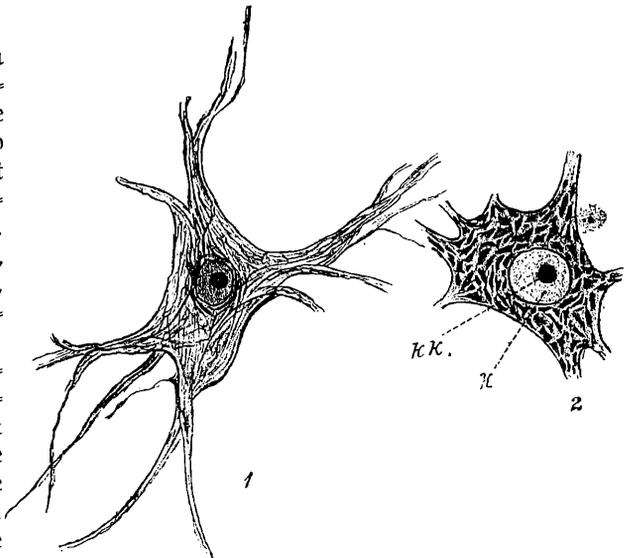


Abb. 5. Ganglienzellen aus dem Rückenmark der Ratte. 1 Neurofibrillenfärbung; 2 Silberfärbung; k Kern, kk Kernkörperchen.

<sup>5)</sup> Man kann natürlich auch die Schnitte auf gewöhnlichen Objektträgern mit Balsam eindecken, ohne ein Deckglas aufzulegen, doch ist schon bei schwachen Vergrößerungen die gewölbte Oberfläche sehr störend, und stärkere Objektive lassen sich gar nicht verwenden.

messerschnitte völlig ausreichend, da man sowieso nicht zu dünn schneiden darf.

Die Stücke kommen zunächst in Formalin (1 Teil der käufli. Lösung auf 9 Teile Wasser), worin sie beliebig lange aufgehoben werden können. Dann gelangen sie je nach der Dicke auf 1—3 Wochen in eine heiß gesättigte, wieder abgekühlte Lösung von Kaliumbichromat. Hernach schneidet man und bringt die Schnitte für 24 Stunden in eine 1%ige, wässrige Hämatoxylinlösung, die schon einige Tage alt ist. Darin werden sie völlig schwarz. Man überträgt sie in eine 0,1%ige Lithiumcarbonatlösung, in der sie so lange bleiben, als noch Farbstoffwolken entweichen. Sodann werden die nun dunkelblau gefärbten Schnitte für 20—30 Sekunden in eine frisch bereitete 0,25%ige Lösung von Kaliumpermanganat übergeführt und zuletzt für wenige Sekunden in ein frisches Gemisch gleicher Teile 1%iger Lösungen von Oxalsäure und Kaliumjodid (Kalium sulfurosum) getaucht. Wenn sich die weiße Substanz dunkelblau von der wenig gefärbten grauen Substanz abhebt, ist die Differenzierung beendet. Man bringt dann den Schnitt gleich in Wasser und schließt nach gründlichem Auswaschen über Alkohol und Xylol, oder ein anderes Intermedium, in Kanadabalsam ein.

Es empfiehlt sich, Rückenmarksschnitte aus den verschiedensten Regionen auf die angegebene Weise zu behandeln, um eine Übersicht über die Verteilung der grauen und weißen Substanz und den allgemeinen Verlauf der Faserbündel zu bekommen. Meist sind auch die Ganglienzellen in genügender Weise mitgefärbt.

#### c) Färbung der Neurofibrillen nach Ramón y Cajal.

Scheiben bis zu  $\frac{1}{2}$  cm Dicke werden in Alkohol von 90%, dem auf 100 ccm 8 Tropfen Ammoniak zugefugt worden sind, 24 Stunden fixiert, in destilliertem Wasser abgepült, und dann in eine 2%ige Lösung von Silbernitrat gebracht, in der sie im Dunkeln 4—5 Tage lang bei einer Temperatur von 30—35° C verweilen. Nach Abspülen in destilliertem Wasser wird in einer 1—2%igen Lösung von Hydrochinon in 10%igem Formol reduziert; die Reduktion ist nach 24 Stunden beendet. Die Schnitte müssen sehr zart sein. Am besten verwendet man daher Paraffineinbettung (Schnittdicke 5—10  $\mu$ ). Verzichtet man auf ganze Querschnitte, so lassen sich nach gründlicher Härtung in Alkohol und Ein-

klemmen in gehärtete Leber auch genügend feine Freihandschnitte gewinnen, die in der bekannten Weise in Balsam eingeschlossen werden (Abb. 4 und 5<sub>1</sub>). Mißerfolge sind mir bei der geschil- derten Behandlung noch nicht begegnet. Wohl fällt die Färbung nicht bei allen Zellen gleich stark aus und ist oft im ganzen etwas schwach, doch kann man sich dann durch nachträgliches Vergolden der Schnitte helfen (0,1%ige Lösung von Goldchlorid 5 Min.; 5%ige Lösung von Goldchlorid 10 Min.; dann 5%ige Lösung von Fixiernatron 10 Min.; gründliches Wässern; Alkohol usw.). Erschwerend wirkt die Notwendigkeit, während der Silbernitratbehandlung die Temperatur auf gleichmäßiger Höhe zu halten. Fehlt ein Thermostat, so kann man sich vielleicht mit dem feinerzeit von Gail im „Mikrokosmos“ beschriebenen<sup>6)</sup> einfachen Paraffinosen be- helfen, doch habe ich darüber keine Erfahrungen.

#### d) Darstellung der Nissl'schen Schollen.

Mehr noch als bei der Fibrillenfärbung ist bei Präparaten der Nissl'schen Schollen auf dünne Schnitte Bedacht zu nehmen. Die Fixierung kleiner Rückenmarkstücke erfolgt in Alkohol-Eisessig 4:1 (20 Min.). Man überführt direkt in absoluten Alkohol und bettet am besten in Paraffin ein. Die Schnitte (Dicke 2—5  $\mu$ ) werden in 1%iger Methylenblaulösung 20 Min. schwach erwärmt, am bequemsten im Thermostaten. Nach Abspülen in Wasser wird in Alkohol (90%) übertragen und, wenn keine starken Farbstoffwolken mehr abgehen, mit Säurefuchsin (Fuchsin S in 0,25%iger Lösung) kurze Zeit nachgefärbt. Einschließen in Balsam. Das Ergebnis zeigt Abb. 5<sub>2</sub>. Oft sind weitere Einzelheiten zu erkennen. So zeigt Abb. 3<sub>4</sub> die den Rückenmarkskanal auskleidenden Ependymzellen mit den in die graue Substanz ziehenden Ausläufern und den Resten der Bewimperung aus einem Nissl-Präparat.

\*

Ich betone nochmals, daß die vorstehenden Anweisungen umständlicher zu lesen, als auszuführen sind. Man muß nur ganz frisches Material von möglichst jungen Tieren nehmen. Dann wird der Erfolg nicht ausbleiben.

<sup>6)</sup> Gail, Ein einfacher Paraffinosen. „Mikrokosmos“, Jahrgang II, Heft 9. Die Einrichtung besteht aus einer Mischschachtel, die, auf einem Dreifuß stehend, mit einem Nürnberger Nachtlcht erhitzt wird. Regulierung durch Verfeinern der Flamme und teilweises Öffnen des Deckels.

## Mit bloßem Auge sichtbare Infusorien.

Don Dr. Max Oetli.

Mit 1 Abbildung.

Als Lehrer wird man häufig gefragt, ob es nicht möglich sei, auch ohne Mikroskop, oder doch ohne starke Vergrößerungen, Infusorien zu Gesicht zu bekommen. Mancher wird geneigt sein, diese Frage zu verneinen, während es in Wirklichkeit eine ganze Anzahl interessanter Formen gibt, die man tatsächlich mit bloßem Auge wahrnehmen und schon mit einer Lupe recht gut studieren kann. Da ich glaube, daß es vielen Lesern willkommen sein wird, eine kurze Zusammenfassung dieser Arten mit Angaben, wie man sie erhält, zur Hand zu haben, führe ich im folgenden die wichtigsten auf.

Am erster Stelle ist das Pantoffeltierchen (*Paramecium aurelia*) zu nennen, das man sich am besten aus Heuaufgüssen verschafft, indem man in dickwandigen Gläsern einen Wisch Heu völlig mit Wasser bedeckt. Einzelne Aufgüsse können mit Sumpfwasser, Grabenschlamm oder faulenden Pflanzen aus einem Komposthaufen eingepfropft werden. (Gläser gut bezeichnen!) — Stehen Teichmuscheln zur Verfügung, so läßt man Stücke vom Fuß oder von den Kiemen in Wasser stehen (nach Höfeler)<sup>1</sup>). In allen Fällen entsteht an der Wasseroberfläche eine dicke, schleimige, von Fäulnisbakterien gebildete Haut, in der sich auch die Bakterienfresser, die Infusorien, tummeln. Am besten sind sie zu sehen, wenn man einen, auf einem Objektträger befindlichen Tropfen Wasser mit einem Fehlschalen der Haut einpudert und das Glas auf schwarzes Papier legt.

*Spirostomum*, ein mehrere Millimeter langes, wurmförmliches Infusor, tritt ziemlich regelmäßig zu leicht sichtbaren, elegant schwebenden Wolken oder Reihen vereinigt, in Glasaquarien auf, in denen im Winter Pflanzen, z. B. eingesezte Rohrkolben, faulen. Voraussetzung ist allerdings, daß räuberische Planktonkrebschen (*Diaptomus* usw.) fehlen, da *Spirostomum* sonst nicht aufkommen kann. In den gleichen Aquarien liefert der Schlamm oft das schöne blaugrüne *Trompetentierchen* (*Stentor coeruleus*).

In Aquarien mit wenig Moder und einigen Pflänzchen (z. B. *Potamogeton densus*) finden wir im Winter gelegentlich statt der beiden vorgenannten Infusorien den grünen, über 1 mm langen *Stentor polymorphus* in unerhörter Üppigkeit. Der Anblick, den ein solches, wie mit einem Algenrasen bedecktes Glasgefäß bietet, ist in der beigelegten Abbildung in natürlicher Größe wiedergegeben. Ich vermute, kann es aber nicht beweisen, daß das Auftreten solcher Massen großer Infusorien von der Anwesenheit mit ihnen eingeschleppter grauer Süßwasserpolypen (*Hydra grisea*) und Libellenlarven, die sich bei uns fast immer in diesen modernden Aquarien vorfinden, abhängt. Polypen und Libellenlarven sorgen nämlich beide für die Verminderung, wenn nicht für Ausrottung der schon erwähnten räuberischen Rodepoden, während sie den an den Glasscheiben

festsetzenden Infusorien nicht viel anhaben können.

Vom Tauen des Eises bis in den Winter hinein sind zwischen Schilf- und anderen Halmen an allen möglichen ruhigen Ufern teils freie, teils um die Stengel herum gewachsene grüne, gallertige Kugeln von Haselnuß- bis fast Hühnereigröße zu finden. Es sind Kolonien von *Ophrydium versatilis*, einem durch symbiotische Algen grün gefärbten und mit einer Schleimhülle versehenen Infusor. Schon eine gute Lupe zeigt die länglichen Einzeltierchen, die bei jeder Berührung blitzschnell Kugelgestalt annehmen.

Vortizellen wird uns wohl immer der Zufall in die Hände spielen müssen. Solche Zuzfälle sind aber verhältnismäßig häufig. Es scheint mir, daß beide Gattungen im Sommer



Teil einer dicht mit *Stentor polymorphus* besetzten Aquarienumwand in natürlicher Größe. Das Bild zeigt deutlich, wie gut diese zu Gruppen vereinigten trompetenförmigen Einzeltiere mit bloßem Auge wahrgenommen werden können. Der schwarze Fleck rührt von einer Schnecke (*Planorbis*) her, deren Schale gleichfalls dicht mit *Stentor* besetzt ist.

recht regelmäßig auftreten, wenn einige Tage vorher die Aquarien mit Pflanzenmaterial, z. B. *Ranunculus aquatilis*, überfüllt worden sind, so daß leichte, oder bei zu dunkler Stellung auch starke Fäulnis einsetzt. Die Vortizellenrasen auf den Scheiben und die an den Stengeln sitzenden Vortizellenwölklein sind mit bloßem Auge leicht zu erkennen, und zwar daran, daß sie bei Berührung zusammenzucken. Die Einzeltiere sind dagegen nicht ohne Mikroskop zu sehen, denn sie sind viel kleiner als die vorgenannten Arten, die sie im Winter gelegentlich ablösen können.

Das wunderschöne *Carchesium* soll regelmäßig auf zerquetschten, ins Aquarium geworfenen Wasserschnecken auftreten.

Müssen von einer Stunde auf die andere Infusorien beschafft werden, so tötet man am besten einen kleineren Durch, indem man ihn im Tuchschlag festhält, mit einer starken Schere den Kopf abschneidet und mit einer glühenden Nadel das Rückenmark fengt. Dann schneidet man die Bauchdecken auf, nimmt den Mastdarm heraus und drückt dessen Inhalt in ein Uhrgläschen oder auf einen Objektträger aus. Den etwas zerzupften Rotmassen entweichen bei Zugabe eines Tropfens

<sup>1</sup>) Vgl. F. Höfeler und H. Lamprecht, Handbuch für biologische Übungen; Zoologischer Teil. 1914, Berlin, Jul. Springer.

Wasser oder phys. Kochsalzlösung kleine, weißliche Wolken, die aus lauter Infusorien, meist nur einer Art, bestehen. Als am häufigsten vorkommend werden *Balantidium entozoon*<sup>2)</sup> und *Opalina ranarum*<sup>2)</sup> genannt. Mir scheint aber, einer schreibe die beiden Namen vom andern ab und genau bekannt seien diese darmbewohnenden Arten überhaupt noch nicht. Oft ist in einem Darmabschnitt nur diese, im andern nur eine andere Art zu finden. Stammt der Lurch aus einem Aquarium, in dem er nicht allzu reichlich mit Nahrung versehen war, so besteht der Darminhalt gelegentlich überhaupt nur aus Infusorien.

Alle angeführten Formen eignen sich ausge-

<sup>2)</sup> Abbildung siehe „Mikrokosmos“, Jahrg. VIII, S. 101.

zeichnet zur Projektion. Das unerhörte Gewimmel in einem viele Paramazien enthaltenden Wassertropfen ergibt eine eindrucksvolle Vorstellung von der Lebensfülle im Mikrokosmos.

Wird eine Neutralrotlösung von der Farbe eines hellen Schillerweines hergestellt, von der man mit dem Finger etwa zwei Tropfen zu den auf dem Objektträger befindlichen Infusorien bringt, so erhält man eine Lebensfärbung, die im Projektionsbild sehr schön wirkt. Zur mikroskopischen Beobachtung ist dieses Färbeverfahren aber nicht zu empfehlen; dort ist die Karmin- oder Tuschefütterung vorzuziehen, da das Neutralrot vor allem die Nahrungsvakuolen und nicht den Kernapparat färbt. Für Dauerpräparate, die bei Infusorien überhaupt sehr schwer anzufertigen sind, eignen sich die Lebensfärbungen gar nicht.

## Über die Kultur von Algen.

Schluß v. S. 232.

Von Prof. Dr. W. Migula.

### 7. Kulturen im hängenden Tropfen.

Handelt es sich darum, die Entwicklung der Algen fortlaufend unter dem Mikroskop zu verfolgen, so wird man die Kultur im hängenden Tropfen zu Hilfe nehmen. Im Prinzip besteht diese Methode darin, daß man auf das Deckgläschen einen Tropfen der Kulturflüssigkeit mit der Alge bringt, das Deckgläschen umkehrt und unter Einschaltung eines Rahmens so auf den Objektträger legt, daß dieser von dem Tropfen nicht berührt wird. Die Vorrichtungen, die man dazu erfunden hat, sind fast unübersichtbar, sie sind zum Teil sehr kompliziert und sehr kostspielig, lassen sich aber alle durch ein sehr einfaches Verfahren, wenigstens für die Algenkultur, ersetzen.

Man wählt zu diesen Kulturen im hängenden Tropfen große Deckgläschen (22 mm Seitenlänge, bei großen Algen auch entsprechend größer, rechteckige) und schneidet sich aus einer 1—2 mm dicken Pappe Rähmchen aus, die etwas größer als die Deckgläschen sind; letztere müssen aber wieder auf jeder Seite etwa 2—3 mm über das innere Lumen des Rähmchens auf diesem aufliegen. Der obere Rand des Rähmchens, wo die Deckgläschen aufliegen, wird leicht mit Vaselin eingefettet und dann das Rähmchen in Wasser gelegt, damit es sich ganz vollsaugt. Das Deckgläschen wird ebenfalls auf der Seite, auf der es aufliegt, etwa 5 mm breit an jedem Rande mit Vaselin eingefettet, dann kommt in die Mitte der nicht zu groß zu bemessende Tropfen mit Nährflüssigkeit und in diese die zu beobachtende Alge. Das Rähmchen wird dann auf den Objektträger gebracht und das Deckgläschen aufge-

legt und leicht angeedrückt. Auf diese Weise lassen sich die Algen im hängenden Tropfen sehr gut kultivieren und stehen gleichzeitig jederzeit zur mikroskopischen Beobachtung zur Verfügung. Während der Zeit, in der sie nicht beobachtet werden, stellt man die Objektträger am besten unter eine kleine Glasglocke, eventl. zu mehreren auf ein geeignetes Gestell, um das Austrocknen zu verhüten. Ebenso fügt man je nach Bedarf tropfenweise Wasser an den Rand des Papprahmens. Bei längerer Kultur hebt man täglich einmal das Rähmchen mit dem Deckglas vom Objektträger ab, um die Luft zu erneuern, eventl. auch niedergeschlagenes Wasser abzuwischen.

Wesentlich bei diesen Kulturen ist, daß der Tropfen auf dem Deckgläschen klein und flach ist, damit man auch noch mit relativ stärkeren Vergrößerungen gut beobachten kann; natürlich braucht man zu einer dicken Fadenalge einen größeren Tropfen, als etwa zu einer *Desmidia*-zelle. Als Nährflüssigkeit wird man diejenige wählen, in der sich die betreffende Alge auch sonst gut entwickelt. Auch Agar wird man unter Umständen mit Erfolg verwenden können, namentlich dann, wenn es sich um kleine, einzellige Algen handelt, von denen oft mehrere Individuen gleichzeitig im hängenden Tropfen sich befinden und beobachtet werden. Im Agar bleiben sie an ihrem einmal eingenommenen Ort, während sie in flüssigen Nährsubstraten leicht durcheinander geraten, wodurch die fortlaufende Beobachtung des einzelnen Individuums oft sehr erschwert wird. Immer aber achte man darauf, daß man möglichst wenig Material in den hängenden Tropfen bringt, weil sonst die Entwick-

lung der Algen merklich beeinträchtigt wird. Bei sehr lange dauernden Kulturen im hängenden Tropfen wird es notwendig, die Kulturflüssigkeit zu erneuern oder zu ergänzen; man wird mit Hilfe von Kapillarrohrchen bei nicht zu kleinen Algen die alte Flüssigkeit zum Teil abheben können und dann ein Tröpfchen frische hinzufügen, oder man überträgt die Alge, wo

es tunklich ist, auf ein neues mit einem Tropfen der Flüssigkeit beschicktes Deckglas.

#### Literatur:

1. Richter, D., Zur Porphiologie der Diatomeen. Sitzungsberichte d. kais. Akad. d. Wissensch. in Wien. Mathemat.-naturw. Kl., Bd. 115 (1906).
2. Klebs, G., Die Bedingungen der Fortpflanzung bei einigen Algen und Pilzen. Jena 1896.

## Praktikum der Parasitenkunde.

### Eine Anleitung zum Studium der häufigsten Parasiten.

Schluß v. S. 235.

Von Dr. C. W. Schmidt.

Mit 15 Abbildungen.

## II. Würmer.

### 3. Nematoden.

Die Gruppe der Nematoden oder Fadenwürmer umschließt zahlreiche parasitische Arten, von denen die meisten Formen jedoch nicht einheimisch, also für uns unzugänglich sind. Wie der Name schon sagt, sind diese Würmer dünn und glatt, nie segmentiert. Mund und After sind meist vorhanden. Die Nematoden sind getrennt geschlechtlich; die Männchen unterscheiden sich durch geringere Größe von den Weibchen und sind meist am Hinterende des Körpers eingerollt. Der drehrunde Körper wird durch je zwei Median- und Seitenlinien in vier Viertel eingeteilt. Zwischen diesen nach innen als Leisten vorspringenden Linien finden sich die Muskeln (Typus der Epithelmuskelzellen). Ihre Anordnung bietet der Systematik Unterlagen.

Der Darmkanal läßt einzelne Abschnitte unterscheiden.

Wichtig und interessant sind die schlauchförmig ausgebildeten Geschlechtsorgane (beim Männchen in der Einzahl, beim Weibchen paarig). Der männliche Schlauch enthält am äußersten Ende die Keimlager für die Samenzellen, geht dann in den Samenleiter über und mündet als Samenblase in den Enddarm. Als Reizorgane sind chitinöse Spikulae (bei Trichinen kleine Zapfen) ausgebildet. Die weiblichen Geschlechtsorgane bestehen aus langen, dünnen Schläuchen, die oft schon durch die Kutikula durchschimmern. — Die Eier enthalten nur eine Eizelle; die Schalen sind artcharakteristisch skulptiert.

**Methodik der Untersuchung.** Die beste Fixierung für Nematoden ist die mit Alkohol bei heißer Einwirkung (80°, etwa 70%ig). Die Würmer, die man einzeln einlegt, um ein Verschlingen zu verhüten, bleiben dabei meistens gut gestreckt. Nach 1 Tag wird der Alkohol durch frischen, kalten ersetzt. Ganz kleine Nematoden werden wie Trematoden (s. S. 211) behandelt.

Zweckmäßig ist ein Zusatz von Glycerin zum Alkohol. Zu 100 Teilen gibt man 5—10 Teile Glycerin. Dadurch werden die Würmer durchsichtig gemacht. Um ein langames Durchdringen des Glycerins zu bewerkstelligen, bringt man die Würmer nicht aus dem Alkoholgemisch in reines Glycerin, sondern beläßt sie bei erhöhter Zimmer-

temperatur in dem Glycerinalkohol, den man in eine weite Schale gegeben hat. Der Alkohol verdunstet nun langsam und das Glycerin wird immer konzentrierter.

Bei Dauerpräparaten benutzt man als Medium Glycerin-gelatine (100 Teile Wasser, 100 T. Glycerin, 20 T. Gelatine, 1—2 T. Karbolsäure). Die Würmer finden darin am besten zu untersuchen, namentlich Trichinen. Das Deckglas wird mit Deckglaskitt oder Kanadabalsam umrandet.

Die Färbemittel müssen stark verdünnt sein. Nach Überfärben differenziert man bei steter Kontrolle unter dem Mikroskop mit schwach salzsaurem Alkohol. Neutralisiert wird mit Brunnenwasser oder ammoniakalischem Alkohol. Für Totalpräparate kleiner Tiere ist ein Anfärben mit Karmin am empfehlenswertesten.

Zur genaueren Untersuchung müssen Schnitte angefertigt werden. Das Mikrotomieren bietet wegen der zähen Kutikula oft große Schwierigkeiten. Ein vorsichtiges Durchführen durch die Alkoholreihe und vor allem ein gutes Durchdringen mit Paraffin im Thermostaten sind unerlässliche Vorbedingungen für gute Ergebnisse.

### Filarien.

Die Filarien sind weltweit verbreitet und kommen in allen Regionen der Erde vor, als Parasiten des Menschen jedoch nur in tropischen und subtropischen Gebieten. Zu den Filarien werden außer der Gattung *Filaria* noch eine Reihe anderer parasitischer Nematoden gerechnet, doch hat man in der letzten Zeit mehrere bisher zu ihnen gehörige Arten auf Grund neuer anatomischer Untersuchungen abgetrennt, so z. B. *Draconculus medinensis*, *Loa loa* und andere.

Man hat zwei Generationen auseinanderzuhalten, die erwachsenen Tiere im Bindegewebe und in den Lymphgefäßen und ihre Brut in den Blutgefäßen. Diese Jungtiere werden als Mikrofilarien bezeichnet.

Die Filarien des Menschen sitzen hauptsächlich im Unterhautzellgewebe, aber auch im Mesenterium und in einzelnen Organen. Die lebend geborene Brut wandert durch die Lymphgefäße in die Blutbahn ein.

Die erwachsenen Filarien sind dem Liebhaber-

Mikroskopier zur Untersuchung kaum zugänglich; wir lassen sie daher außer acht.

Die Mikrofilarien kommen im Blute vieler Tiere vor, u. a. auch im Blut der Frösche. Da sie hier gelegentlich zu finden sind und da sie als Vertreter einer für die Pathologie sehr wichtigen Nematodenfamilie Interesse verdienen, wollen wir genauer auf die Untersuchungsverfahren eingehen, die übrigens auch für die anderen Nematoden benutzt werden können.

Da die Filarien selten sehr zahlreich vorhanden sind, müssen sie angereichert werden. Dazu wird das dem Parasitenträger entnommene Blut längere Zeit zentrifugiert, wobei man Gerinnung durch Zusatz von einigen Tropfen Zitronensäure verhindert. Die Mikrofilarien finden sich im Blutsediment vor. Nach Fülleborn kann man auch durch Zusatz von einigen Tropfen dest. Wassers die roten Blutkörper auflösen; die Filarien liegen dann nach längerem Zentrifugieren am Boden des Gefäßes.

Ein sehr geeignetes Verfahren zur Fixierung und Färbung ist die Zentrifugierung mit einem Gemisch von 95 T. 5%iger Formollösung, 5 T. Eisessig und 2 T. konzentrierter alkoholischer Gentianviolettlösung. Dadurch werden die Parasiten und Leukozyten sehr distinkt gefärbt.

Von diesem Blut kann man hernach Ausstriche machen, die aber vorsichtig und nicht zu dünn ausgeführt werden müssen, wenn man ein Zerquetschen der Würmer vermeiden will. Auch muß darauf gesehen werden, daß die Blutschicht möglichst schnell und gleichmäßig antrocknet, sonst kann es leicht zu Schrumpfungen kommen. Das Hämoglobin wird mit destilliertem Wasser ausgezogen, dann das Präparat mit Alkohol weiterbehandelt.

Wichtig ist die Untersuchung des lebenden Objekts unter dem umrandeten Deckglas. Die starke Beweglichkeit der Filarien nimmt mit der Zeit mehr und mehr ab. Starkes Abblenden oder Dunkelfeldbeleuchtung lassen manche anatomische Einzelheit besser erkennen.

Loos fixiert Filarienpräparate in der von mir für Protozoen angegebenen Weise (S. 118). Er läßt die Deckgläschen mit einem dicken Ausstrich versehen auf heißen Alkohol fallen.

Als Färbemittel eignen sich insbesondere Hämatorysin, Karmin, Methylenblau und Giemsa-Färbung. Diese Farben reichen zum Nachweis und zur Diagnose völlig aus. Zur genaueren Untersuchung des Baues sind Lebensfärbungen mit Azur II oder Neutralrot anzuwenden. Der Farbstoff wird in 1%iger Kochsalzlösung gelöst und ein wenig davon dem Blutstropfen beigemischt, bzw. behutsam durchgefängt. Bei Lebensfärbung färben sich die einzelnen Organe nacheinander, während das Tier am Leben bleibt.

Die Anatomie der Filarien ist noch ziemlich unbekannt; Darmanlagen (Innenkörper), Geschlechtszellen und Exkretionsorgane sind neben anderen, von den einzelnen Bearbeitern verschiedener gedeuteten Zellkomplexen beschrieben worden.

### Trichinen.

Die Trichine (*Trichinella spiralis* Owen) gehört zur Familie der Trichotacheliden. Auch bei ihr sind zwei Generationen zu unterscheiden, die gegengeschlechtliche Darmtrichine und die Muskeltrichine. Der Parasit kommt hauptsächlich im

Schwein und in der Ratte vor, in letzterer verhältnismäßig häufig. Auch Katzen und Mäuse beherbergen manchmal Trichinen. Infektionen gelangen bei diesen Tieren recht gut, besser noch beim Menschen.

Die Muskeltrichine findet sich in der Zwerchmuskulatur, in den Muskeln des Kehlkopfes, der Zunge, des Rumpfes und des Bauches, jedoch nie in glatten Muskeln.

Die Infektion eines Menschen oder Versuchstiers mit Trichinen bringt eine Veränderung der Blutzusammensetzung mit sich. Die roten Blutkörper vermindern sich, während die Leukozyten sich vermehren.

Zum positiven Nachweis der Trichinen (eine Woche nach der Infektion) im Blut wird es nach Stäubli mit 3%iger Essigsäure zentrifugiert; die Nematoden sind im Bodensatz zu finden. Man kann die für die Filarien angegebene Ausstrichmethode benutzen.

Stuhluntersuchungen zum Nachweis von Darmtrichinen haben nur beim Schwein ein positives Ergebnis geliefert.

Der sicherste Nachweis der Trichinose ist stets der durch Untersuchung eines exzidierten Muskels. Bei Ratten finden wir die Trichinen öfters in sehr großer Menge in der Bauch- und Rückenmuskulatur vor. Ein kleines Stück davon wird vorsichtig in möglichst winzige Teile zerzupft und unter dem Deckglas untersucht. Die Trichinkapseln sind nicht leicht zu finden, die Untersuchung erfordert eine gewisse Übung.

Als Fixationsmittel leistet dünne Formollösung gute Dienste. Eine Anfärbung mit Boraxkarmin oder anderen möglichst stark verdünnten Farben hebt Einzelheiten besser hervor. Bei Herstellung zahlreicher Präparate kann man die zunehmende Verkalkung, die an den Polen der Kapsel beginnt und langsam nach der Mitte zuschreitet, deutlich in verschiedenen Stadien beobachten.

Als Einschließungsmittel wird Glycerin empfohlen, bei dem sich die Parasiten noch am besten von der Muskulatur abheben. Das Deckglas muß dann luftdicht umrandet werden. Bei gefärbten Präparaten kann man nach Durchführung durch die steigende Alkoholreihe die haltbarere Einbettung in Kanadabalsam anwenden.

Die Darmtrichinen finden sich fast nur im Dünndarm; nach Verdünnung des Darminhalts kann man sie leicht herausfischen.

Zur Fixierung und Weiterbehandlung dieser wie der übrigen Darmnematoden werden die gleichen Verfahren verwendet, die für freilebende Tiere üblich sind.

Zum Schluß untersuchen wir noch

*Ascaris megaloccephala*, den Pferdespulwurm, eine Nematodenart, die am besten aus Pferdeställen zu erhalten ist, da sie im Kot des Pferdes vorkommt. Andere Arten kommen im Hund (*A. mystax*) und im Menschen (*A. lumbricoides*) vor.

Eine makroskopische Untersuchung<sup>1)</sup> gibt über die Anatomie des Wurmes genauen Aufschluß.

<sup>1)</sup> Es sei bemerkt, daß man zur Untersuchung nie frisches Material nehmen darf, weil beim Präparieren flüchtige Stoffe entweichen, die recht schmerzhaft Reizungen der Nasen- und Augenschleimhäute verursachen.

Die Würmer werden im Sublimatgemisch oder schwacher Formollösung fixiert, in Alkohol übergeführt und im Wachsbecken aufgespannt. Sie sind etwa 20 cm lang und drehrund. Am Mund finden sich drei Lippenwülste. Der After liegt ventral kurz vor dem Hinterende. Im vorderen Drittel mündet ebenfalls an der Bauchseite der Genitalporus. Rücken- und Bauchlinie, vor allem aber die beiden Seitenlinien, schimmern durch die Kutikula hindurch.

Zur Untersuchung der inneren Organe rißt man mit einem feinen Messer die Rückenseite von vorn bis hinten auf und spannt die beiden Hälften auseinander. Die inneren Organe liegen dann frei zutage. Der Darm, der ziemlich gerade verläuft und einen muskelförmigen Oesophagus besitzt, ist rings von langgestreckten weißen Schläuchen, den Geschlechtsorganen, umgeben. Bei weiblichen Tieren beginnen sie vor dem Genitalporus mit einer kurzen, unpaaren Vagina. In diese münden die beiden Uteri, die in immer dünner werdende Ei-

leiter sich fortsetzen, in deren blinden Enden die Eier gebildet werden. In den Seitenlinien lassen sich die Kanäle des Wassergefäßsystems nachweisen, die ziemlich weit vorn sich vereinigen und im ventralen Exkretionsporus ausmünden.

Die genaueren Verhältnisse und die Histologie werden an Schnitten untersucht. Auf die Methoden ist schon hingewiesen worden. A. megaloccephala ist das geeignete Objekt zum Studium von Eireifung und Befruchtung. Einige auf diesen Punkt bezügliche Angaben finden sich auf S. 219 des vorliegenden Jahrgangs.

\* \* \*

Wir sind am Ende unserer Darstellung, denn die Parasiten aus dem Stamme der Artropoden sind Ektoparasiten, deren Untersuchung keine besondere Methodik erfordert. Die übrigen nicht besonders erwähnten Schmarotzer werden zumeist in der gleichen Weise behandelt, wie die hier besprochenen verwandten Formen.

## Der mikrochemische Nachweis wichtiger organischer Pflanzenstoffe.

Fortsetzung von S. 237.

Von O. Tunmann.

Mit 10 Abbildungen.

### 1. Nachweis von Hexosen und Saccharosen.

Die Zuckerarten sind in der Zelle teils in freiem Zustand, teils in glykosidischer Bindung (Verbindung eines Zuckers mit einem anderen Körper) enthalten. In größeren Mengen treten frei die Hexosen auf, sowohl der Traubenzucker (Glukose im engeren Sinne, Dextrose) als auch der Fruchtzucker (Fructose, Laevulose). Sie nehmen im Leben der pflanzlichen Zelle neben den Eiweißstoffen den ersten Platz ein, fehlen wohl keiner Zelle und gehören zu den ersten Assimilationsprodukten. Rohrzucker (Saccharose im engeren Sinne, eine Hexobiose, ein Disaccharid) zerfällt bei Einwirkung von Säuren oder von Enzymen in Dextrose und Laevulose und ist ebenfalls in allen chlorophyllhaltigen Organen gefunden worden. Hexosen und Saccharosen sind in den lebenden Zellen stets in Lösung; sie scheiden sich auch beim Trocknen der Pflanzen nur verhältnismäßig selten in kristallisiertem Zustand aus, da unreine Zucker nur schwer kristallisieren. In Herbarmaterial, in Drogen und in Alkoholmaterial findet man nur selten Zuckerkristalle, die, da sie wasserlöslich sind, in Öl oder in konzentriertem Glycerin betrachtet werden müssen. Bekannt sind die Zuckerkristalle der Feige, der Dattel, der Rosinen, der Meerzwiebel und des Johannisbrots.

Zum mikrochemischen Zuckernachweis hat man früher ausschließlich die Fehling'sche Lösung oder Abänderungen dieser Lösung benutzt. Man hält zwei Lösungen vorrätig. Lösung I

besteht aus 3,46 g Kupfersulfat in 50 ccm destilliertem Wasser; Lösung II enthält in 50 ccm Wasser 17,3 g Seignettesalz und 12,5 g Kaliumhydroxyd. Diese Lösungen, die man übrigens in jeder Apotheke erhält, sind bei gutem Verschluss (Gummistopfen) und wenn man nicht mit unsauberen Glasstäbchen hineinkommt, selbst bei häufigem Gebrauch mehrere Jahre haltbar. Zur Untersuchung wird von jeder Lösung ein kleiner Tropfen auf dem Objektträger miteinander und mit einem Tropfen Wasser vermischt. Die tiefblaue Lösung ist brauchbar, wenn sie sich beim Erhitzen nicht rötet. Man trägt nun nicht zu dünne Schnitte (Versuchsmaterial: Obst, besonders Apfel, Birnen u. dgl.), die wenigstens 2—3 nicht angeschnittene Zellen besitzen, in die Lösung ein, bedeckt mit dem Deckglas und erwärmt gelinde. Zellen, die Trauben- oder Fruchtzucker führen, zeigen bald einen orange- oder rotgelben, feinstörnigen Niederschlag, da die Hexosen die Fähigkeit besitzen, alkalische Metallsalzlösungen in der Wärme unter Abscheidung der Metalle (Kupferoxydul) zu reduzieren. Die rohrzuckerhaltigen Zellen werden zunächst nur durch blaue Färbungen angezeigt. Kocht man die Präparate einige Zeit in dem Reagens, dann wird der Rohrzucker in Invertzucker übergeführt, d. h. in seine beiden Bausteine (i. oben) Traubens- und Fruchtzucker zerlegt, die ihrerseits eine erneuerte Reduktion, also eine Vermehrung des mennigroten Niederschlags, bewirken.

Die Reaktionen mit Fehling'scher Lösung ha-

ben verschiedene Nachteile. Erstens ist der durch die Hexosen bewirkte Niederschlag von Kupferoxydul nicht streng auf die zuckerhaltigen Zellen beschränkt, sondern die flockig amorphe Masse verteilt sich im ganzen Präparat. Zweitens weiß man nie mit Sicherheit, wenn bei etwas längerem Erwärmen bereits eine Spaltung des Rohrzuckers eingetreten ist, so daß dann neben Frucht- und Traubenzucker auch der Rohrzucker angezeigt würde. Drittens werden bei längerem Kochen auch Glykoside gespalten, so daß auch glykosidischer Zucker in Reaktion treten kann. Um die letzten beiden Nachteile auszuschalten, hat man von einem längeren Kochen abgesehen und die Spaltung des Rohrzuckers mit Invertinlösung vorgenommen. In einem Teil der Schnitte werden durch Erwärmen mit Fehlingscher Lösung die Hexosen festgestellt. Ein anderer Teil der Schnitte kommt auf wenigstens drei Stunden

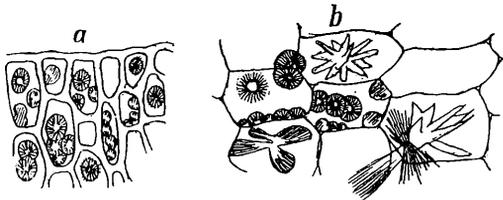


Abb. 9. Zuckernachweis mit Phenylhydrazin. Osazonkristalle, a in *Strychnos nuxvomica* (Samen), b in *Vitis vinifera* (Fruchtfleisch).

auf dem Objektträger in einen Tropfen Invertinlösung (frische, rasch getrocknete Hefe wird mit Wasser zu diesem Brei angerührt, der Brei wird 12 Stunden bei 40° stehen gelassen und dann abgepresst. Das Extrakt wird filtriert und mit Alkohol gefällt; es scheidet sich ein gelblichweißes Pulver [Invertin] ab, das in konzentrierter wässriger Lösung benutzt wird). Hernach werden die Schnitte mit Wasser abgespült und nun ebenfalls mit Fehlingscher Lösung gelinde erwärmt. Ist Rohrzucker neben Trauben- und Fruchtzucker zugegen, so geben die Schnitte, die in der Invertinlösung lagen, weit stärkere Reaktionen als die anderen Schnitte, die nur Trauben- und Fruchtzucker führen.

Der beste und bequemste Nachweis ist der mit Phenylhydrazin. Wir benutzen mit Senft salzsaures Phenylhydrazin und essigsaures Natron, dies, in Glycerin (1:10) gelöst, getrennt in braunen Gläsern aufbewahrt werden. Die Phenylhydrazinlösung wird mit der Zeit tiefbraun, behält aber jahrelang ihre Wirksamkeit. Von jeder Lösung wird zum Zuckernachweis ein

Tropfen auf den Objektträger gebracht; die Tropfen werden gemischt und die Schnitte eingelegt; schließlich wird das Deckglas aufgelegt. Anwesende Zucker zeichnen sich als gelbe Osazone in Gestalt von mehr oder weniger deutlich sphärokrystallinischen Kugeln oder als Nadeln ab, die zu Sternen, Büscheln und Garben vereint sind (Abb. 9); seltener entstehen Ballen und Klumpen oder kleine körnige Fällungen. Es empfiehlt sich, die Präparate zunächst ohne Anwendung von Wärme einer Dauerbeobachtung zu unterziehen. Zuerst (im Verlauf einiger Stunden) scheidet sich Fruchtzucker aus, während Traubenzucker erst nach 1—2 Tagen auskristallisiert und Rohrzucker in diesen ohne Wärme hergestellten Präparaten überhaupt nicht gefällt wird. Werden Schnitte, die nach zweitägigem Liegen in dem Phenylhydrazinreagens bei Zimmertemperatur keine Kristallbildungen aufweisen (keinen Frucht- oder Traubenzucker besitzen), auf der Abbestplatte oder auf dem Wasserbad einige Zeit (30—40 Min.) erhitzt und erfolgt jetzt erst Kristallabscheidung, so ist nur Rohrzucker zugegen. Sollten bereits bei Zimmertemperatur Fällungen entstanden sein (wie bei fast allen Obstsorten), dann zeigt sich der Rohrzucker beim Aufkochen der Präparate durch Neubildung von Kristallen an. Wendet man von vornherein Wärme an, so erfolgt die Ausscheidung weit schneller und die Kristalle sind besser ausgebildet. Doch sind damit nur Nachteile verbunden, denn die Kristalle treten meist aus den Zellen heraus und die Unterscheidung von Frucht-, Trauben- und Rohrzucker ist nicht mehr möglich.

Die Osazonkristalle sind in Wasser, Glycerin und in Säuren unlöslich, lösen sich erst bei längerer Einwirkung von kaltem Alkohol und sind schwer löslich in Chloralhydratlösung und in Kalilauge. Daher kann man 30%ige Kalilauge und 60%ige Chloralhydratlösung zum nachträglichen Aufhellen der Präparate benutzen. — Die Präparate lassen sich als Dauerpräparate in Glyceringelatine einschließen. — Um ganz sicher zu gehen, wird man die eben angeführten Lösungsverhältnisse feststellen müssen, denn da wir mit konzentriertem Glycerin arbeiten, so könnten auch andere gelbliche Körper mitgefällt werden. Dies würde beispielsweise beim Hesperidin eintreten, das sich im Rohzustand bei Glycerinzusatz zu Schnitten in ähnlichen gelblichen Kristallen abscheidet, die sich indessen in Kalilauge mit tiefgelber Farbe lösen.

(Schluß folgt.)

# Mikroskopische Studien an Meteoriten.

Schluß v. S. 210.

Von Sigmund Schertel.

Mit 26 Abbildungen.

## 7. Kristallinische Chondrite.

Bei den kristallinischen Chondriten stecken die harten, feingefaserten Chondren von Bronzit, Olivin usw. in einer bräunlichen, teilweise kri-

Die beigegefügtten Aufnahmen (s. die Abb. 18 bis 20) sind nach Dünnschliffen hergestellt, die von einem bei Bluff-Settlement (Texas) 1878 entdeckten Chondriten stammen.



Abb. 18. Kristallinischer Chondrit. Bronzittorn mit feiner charakteristischer Faserung. Vergr. etwa 100 fach.



Abb. 19. Kristallinischer Chondrit. Die kräftigen schwarzen anastomosierenden Adern sind Olivinlagen, die jarten Glas; sie verlaufen dem Schriff ein marmoriertes Aussehen. In der Mitte und nach links oben, sowie rechts unten Bronzitfasern. Die hellen Teile bestehen aus verschied. Silikaten. Vergr. etwa 60 fach.

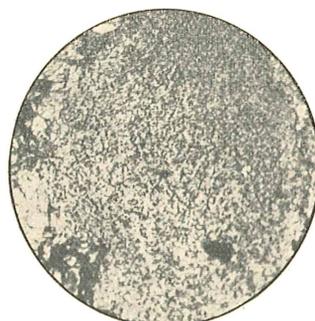


Abb. 20. Kristallinischer Chondrit. Bronzittorn; die Faserung ist quer durchschnitten. Vergr. etwa 50 fach.

stallinischen Grundmasse, die von einem bald zarten, bald kräftiger betonten Netzwerk oder von anastomosierenden Strängen von Schwefeleisen (es kommt auch anderes Eisen vor) und von rötlichen Glasflüssen durchsetzt ist. Die Glas-

## 8. Mesofiderte.

Während in den bisher behandelten Meteoriten das Eisen seiner Menge nach hinter den Silikaten zurücksteht, sind diese beiden Bestandteile in den Mesofiderten so ziemlich zu glei-



Abb. 21. Mesofidert. Neben den in ein schwarzes Netz eingebetteten Silikatförmern fallen die Eisenstücke ins Auge. Sie darauf sichtbaren Schrammen sind beim Schleifen des Präparats entstanden. Das Präparat ist in durch- und auffallendem Lichte aufgenommen, um das Eisen besser hervortreten zu lassen. Vergr. etwa 25 fach

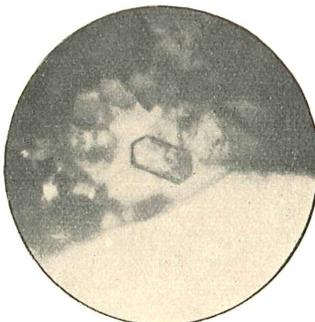


Abb. 22. Mesofidert. Die körnige durchscheinende Masse und der sechsseitige Kristall in der Mitte erinnern an Erdpyrit; sie werden aber als Olivin gedeutet, der in Meteoriten in 20 verschiednen Formen nachgewiesen ist. Vergr. etwa 120 fach.

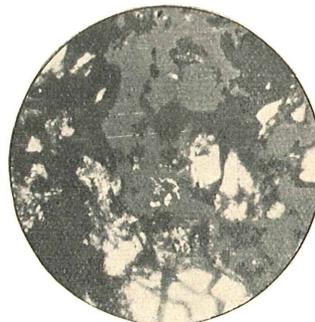


Abb. 23. Grahamit. In einem dichten Eisenetz liegen kristallinische Silikate in Splitteln und größeren Kristallen und bräunliche Glasschmelze. Da das Bild in durch- und auffallendem Lichte aufgenommen ist, sind auf der Eisenoberfläche die Schleiftrichter zu sehen. Vergr. etwa 25 fach.

flüsse treten auch häufig in Form von Kügelchen auf. Auffällig ist die rostige Färbung dieser Chondrite, die auf das Vorhandensein von rötlichgelbem Eisenhydroxyd zurückzuführen sein dürfte.

chen Teilen vorhanden. Die Silikate, hauptsächlich Olivin, Bronzit und Plagioklas in kristallinischem Zustand, bilden darin ein grobkörniges Gemenge, in dem das Eisen verteilt ist. Chondrenbildung findet sich kaum.

Die Mesofiderite vermitteln, wie schon erwähnt, den Übergang von den Stein- zu den Eisenmeteoriten. Das Eisen bildet zusammen mit rotbraunen Glasflüssen ein bald feines, bald derbes Netz, erscheint aber auch in ausgedehnteren Einlagerungen.

Der Mesofiderit, dem die zur Herstellung der Abb. 21 und 22 benützten Dünnschliffe ent-

nützten Grahamits wird Crab Orchard (Tennessee, Vereinigte Staaten), als Zeitpunkt der Auffindung das Jahr 1887 angegeben.

### 10. Pallasite.

Bei den Pallasiten ist das bei den vorherbeschriebenen Meteoritenarten mehrfach erwähnte Nckeleisen-Netz zur Hauptmasse geworden, die

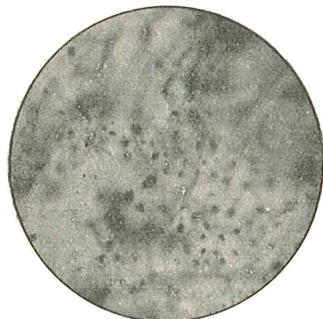


Abb. 24. Grahamit.  
Größere Plagioklastkristalle mit schwach angedeuteten Umriffen enthalten Einschlüsse von Magnetit und opaken Glasfluß. Der Plagioklas zeigt im polarisierten Licht prachtvoll die Zwillingstamellen.  
Vergr. etwa 260 fach.

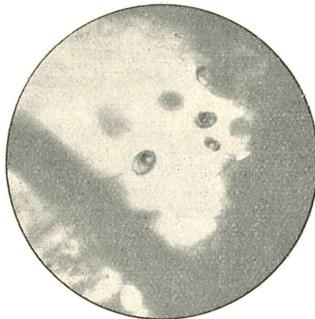


Abb. 25. Grahamit.  
Plagioklas mit Einschlüssen und Bläschen.  
Vergr. etwa 200 fach.



Abb. 26. Pallasit.  
Der Gehalt an Eisen, dunkler Glasmasse und einem glasigen Material tritt klar hervor. Da letzteres im polarisierten Licht nicht aufleuchtet, wie z. B. Olivin, sondern nach und nach auslöscht und teilweise Lamellen zeigt, wie Mästelgitt, haben wir es wahrscheinlich damit zu tun. Auf den Eisenteilen Schmelzträger. Vergr. etwa 30 fach.

nommen wurden, ist 1856 in Miney, Taney Co., Missouri, aufgefunden worden.

### 9. Grahamite.

Die Grahamite bestehen aus Nckeleisen mit Körnern von Magnetit und kristallinischem Augit, Bronzit, Olivin und Plagioklas, das hier reichlicher als bei den Mesofideriten vorhanden ist.

Als Fundort des zur Herstellung der in den Abb. 23—25 wiedergegebenen Dünnschliffe be-

verschiedene Silikate, besonders Olivin, umschließt. Die Sprünge sind wie bei den Grahamiten mit einem Glaschmelzfluß gefüllt, der in dichteren Lagen dunkel, in dünneren durchscheinend ist. Er ist in beiden Fällen durch blutrotes Eisenoxyd und gelblichbraunes Eisenhydroxyd gefärbt.

Der in Abb. 26 im Dünnschliff wiedergegebene Pallasit ist 1885 in Brenham (Kansas, Vereinigte Staaten) gefunden worden.

## Kleine Mitteilungen.

**Berichtigung.** Im „Praktikum der Parasitenkunde“, Heft 10, S. 211, ist in der 7. Zeile des ersten Abschnitts statt „Braun und Ruhe“ zu lesen: „Braun und Lüge“

**Enthalten die Insektenflügel Blut?** Der erste Forscher, der sich mit dieser Frage beschäftigt hat, war der alte Ehrenberg, der sie auf Grund eingehender Untersuchungen bejahte. Ehrenbergs Studien scheinen aber bald in Vergessenheit geraten zu sein, denn die späteren Lehrbuch-Verfasser vertreten fast durchweg die gegenteilige Ansicht, wenn sie sich mit der Frage befassen. Insbesondere wurden die Flügeldecken der Käfer und anderer Insekten als durchaus trocken betrachtet; man hielt sie sozusagen für abgestorbene oder wenigstens vom Saftkreislauf ausgeschlossene Teile, bei denen man folgerichtig auch

die Möglichkeit weiteren Wachstums für ausgeschlossen hielt. Neuere Untersuchungen eines belgischen Zoologen namens Bervoets haben Ehrenbergs Angaben indessen durchaus bestätigt. Bervoets hat zahlreiche Insektenflügel untersucht und gefunden, daß sie sämtlich Blut enthalten. Zerschneidet man den Flügel einer Fleischfliege unter dem Mikroskop, so sieht man an der Schnittstelle deutlich winzige Flüssigkeitströpfchen heraustreten, namentlich wenn man gleichzeitig einen Druck auf die Brust des Insekts ausübt. Durch Zuhilfenahme von Farbstoffen kann man sogar die Blutbewegung in den Flügeln sichtbar machen. Auf diese Weise hat Bervoets festgestellt, daß das Blut durch die vorderen Adern des Flügels in ihn eintritt, um durch die hintere Ader zum Körper zurückzukehren. H. G.

## Briefe an die Redaktion.

Sehr geehrte Redaktion!

Erlauben Sie mir, auf den im vorigen Hefte veröffentlichten Brief des Herrn Dr. P. Ditt-  
rich, der sich mit meinem „Praktikum der Para-  
sitentunde“ befaßt, folgendes zu erwidern:

Zu A. Wie aus der betr. Textstelle ein-  
deutig hervorgeht, habe ich keine Vorschrift  
zur Herstellung der Giemsa-Lösung geben wol-  
len, sondern nur die Zusammensetzung mitgeteilt,  
nur die in der Lösung wirksamen Farben anzu-  
deuten. Ich habe absichtlich die Vorschrift un-  
terdrückt, da sie für den Liebhaber-Mikroskopiker  
zu schwer ausführbar ist, und statt dessen auf den  
Bezug durch Grübler oder den Apotheker hin-  
gewiesen.

Zu B. Das von mir beschriebene Präparier-  
verfahren, das ich selbst als brauchbar erprobt  
habe, ist von Hartmann u. a. angegeben. Herr  
Dr. P. Dittich hat meine Ausführungen an-  
scheinend falsch aufgefaßt. Ich habe nicht behaup-  
tet, die Speichelbrüsen seien im Kopfe zu suchen,  
sondern vom Kopfe ausgehend im Thorax. Daß  
sie dort liegen, habe ich angegeben; Herr Dr.  
Dittich scheint dies übersehen zu haben. Nach  
dem von mir beschriebenen Verfahren holt man  
die Speichelbrüsen eben vom Kopfe her heraus.  
Wenn man den Kopf ausgekratzt hat, werden die  
Speichelbrüsen sichtbar und lassen sich m. G. besser  
herausziehen, als durch einen Riß in den Thorax.  
Daß beim Herauspräparieren der Speichelbrü-  
sen als Medium physiol. Kochsalzlösung zu ver-  
wenden sei, habe ich gleichfalls nicht gesagt;  
immerhin halte ich deren Verwendung für bes-  
ser, schon um ein Eintrocknen zu verhindern.

Jedenfalls zeigt mir die Zuschrift des Herrn  
Dr. Dittich aber, daß die in Rede stehenden  
Abschnitte für manchen Leser nicht verständlich  
genug geschrieben sind, so daß Mißverständnisse  
— wenigstens bei nicht genauem Durch-  
lesen — vorkommen können. Dies bedauere ich  
natürlich sehr.

In vorzüglicher Hochachtung

Dr. C. W. Schmidt.

Sehr geehrte Redaktion!

In Hest 10 des laufenden „Mikrokosmos“  
Jahrgangs findet sich eine Anleitung von Dr.  
Schürhoff zu den interessanten Versuchen von  
Nemec mit Erbsenwurzeln, in denen durch Chlo-  
ralisieren künstlich die Bildung synhaploider Kerne  
herbeigeführt wird. Zur Erklärung des Ver-  
schwindens dieser mit erhöhter Chromosomenzahl  
ausgestatteten Kerne nach einigen Tagen (übrig-  
ens ist schon bei Wurzeln, die 27 Stunden nach  
der Chloralysierung fixiert werden, eine Abnahme  
der vielchromosomigen Kerne festzustellen) wird  
dort die Annahme Nemecs angeführt, daß es  
sich dabei um einen Reduktionsvorgang handle,  
wie wir ihn bei der Teilung der Sporenmutter-  
zellen kennen. Der Verfasser nimmt in seiner  
Arbeit keine Stellung zu dieser Erklärung. Da-  
her erscheint es mir notwendig, auf eine Unter-  
suchung Strasburger, des Altmeisters der  
botanischen Zellenlehre, hinzuweisen, die sich mit  
der gleichen Frage beschäftigt. (Strasburger,  
Kernteilungsbilder bei der Erbf. „Flora“, Bd.

102, Hest 1, Jena 1911.) Der Sache kommt näm-  
lich insofern allgemeine Bedeutung zu, als Ne-  
mec versucht, aus seinen Befunden die Entstehung  
der Reduktionssteilung in den Geschlechtszellen  
phylogenetisch zu erklären.

Es liegt auf der Hand, daß eine Gleichstellung  
der beiden Vorgänge nur aus ihrer morphologi-  
schen Übereinstimmung erschlossen werden kann.  
Eine solche fehlt aber nach Strasburgers Un-  
tersuchungen durchaus. Vorab ist das für die Vor-  
bereitung der Reduktionssteilungen so bezeichnende  
und lang andauernde Stadium des Fadenknäuels  
(Synapsis) nicht aufgefunden. Auch die eigent-  
lichen Teilungsschritte sind, wie aus Strasbur-  
gers Abbildungen hervorgeht, hinsichtlich der  
Form und Lage der Gemini, der Spindel, der  
Trennung der Chromosomen usw. in keiner Weise  
vergleichbar. Die bei der Teilung synhaploider  
sوماتischer Zellen häufige Anordnung der Chro-  
mosomen in zwei Etagen übereinander darf nicht  
zu der Annahme verleiten, daß damit eine Wan-  
derung der ganzen Chromosomen an verschiedene  
Spindelpole angebahnt ist. Vielmehr wandern,  
wie das schon der Anfaß der Spindelfasern ver-  
muten läßt, nach der Spaltung die inneren Längs-  
hälften der übereinander liegenden Chromosomen  
aneinander vorbei (vgl. Abb. 14 u. 15 der Stras-  
burger'schen Tafel), ein Verhalten, das auch  
sonst bei vielchromosomigen Kernen beobachtet  
wird. Die erwähnte ungewohnte Anordnung der  
Chromosomen in der Kernplatte führt Stras-  
burger darauf zurück, daß die Zelle bezw. die  
Spindel der vervielfachten Chromosomenzahl für  
eine normale Lage keinen ausreichenden Raum  
bietet. Nemec nimmt neben der „indirekten“  
noch eine „direkte“ Reduktion der Chromosomen  
an, bei der sie eine unmittelbare Verschmelzung  
eingehen. Strasburger hebt mit Recht her-  
vor, daß eine solche Verkopplung der Chro-  
mosomen mit ihren Enden eine in somatischen Zel-  
len weitverbreitete Erscheinung sei. Ich verweise  
hier nur auf seine Ausführungen über *Wikstroemia  
indica* (Zeitpunkt der Bestimmung des Ge-  
schlechts usw. [Jena, 1909], S. 58 ff.). Es ist  
ja bekannt, daß aus diesem Grunde die Fest-  
stellung der theoretisch zu fordernden diploiden  
Chromosomenzahl in vielen Fällen auf Schwie-  
rigkeiten stößt. Übrigens ändert eine unvollkom-  
mene Trennung der Chromosomen nichts an deren  
Individualität, und von einer wirklichen Reduk-  
tion ist daher in solchem Falle nicht zu reden.

Hervorheben möchte ich noch, daß didiploide  
Zellen auch in nicht chloralysierten Erbsenwurzeln  
vorkommen, und daß sie uns verhältnismäßig oft  
in den Tapetenzellen der Pollensäcke entgegen-  
treten. Hier kommt es durchaus nicht immer zu  
einer Vereinigung der beiden Kerne. Eine Reduk-  
tion der Chromosomenzahl wie in den Pol-  
lenmutterzellen konnte auch in didiploiden Ta-  
petenzellen nicht festgestellt werden. Selbst im  
anderen Falle ließen sich darauf keine Schlüsse  
aufbauen, da ja jene Zellen von vornherein zum  
Untergang verurteilt sind.

Den Grund für das Verschwinden der viel-  
chromosomigen Zellen sieht also Strasburger  
nicht in einer Reduktion, sondern in dem Über-

gehen dieser Zellen aus der Teilungs- in die Streckungs- und Dauerzone (dafür erklärt sich auch N e m e c s). Daneben nimmt E t r a s b u r g e r noch in beschränktem Maße ein Verschwinden durch Desorganisation an.

Wenn man chloralisierte Wurzeln durch Abschneiden der Spitze zur Nebenwurzelbildung anregt, die vor allem an den verdickten Stellen erfolgt, so zeigen auch die Nebenwurzeln syndiploide Zellen, die ebenfalls allmählich verschwinden. Teilweise sterben sie nach N e m e c s Angaben ab (vielleicht unter dem Einfluß der in der Überzahl befindlichen diploiden Zellen), teils werden sie

an die Wurzelhaube abgegeben. Eine Ablösung der syndiploiden Initiale im Vegetationspunkt durch eine diploide führt natürlich auch zur weiteren Bildung diploider Zellreihen.

Höfentlich stellen recht viele „Mikrokosmos“-Leser die von Herrn Dr. Schürhoff dankenswerterweise zugänglich gemachten Versuche an. Damit sie sich dabei ein eigenes Urteil über die in Rede stehenden Vorgänge bilden können, bitte ich Sie höflichst, meine Ausführungen in Ihrer Zeitschrift zu veröffentlichen.

Zu vorzüglicher Hochachtung  
Wilh. Schneider.

## Bücherschau.

**Brockmann-Lehe, Chr., Brackwasserstudien.** Nr. 4 der „Separaten Schriften des Vereins für Naturkunde an der Unterweser“, 1914, Geestemünde, Selbstverlag des Vereins, o. Pr.

Die Arbeit Brockmanns gliedert sich in vier Kapitel, von denen die drei ersten (Hydrographische Beobachtungen, Biologische Beobachtungen, Diatomeen in den marinen Ablagerungen der Nordseeküste) allgemeineres Interesse haben, während das vierte (Systematische Übersicht der Diatomeen) sich mehr an den Spezialisten wendet. Der hydrographische Abschnitt enthält die Darstellung der ziemlich komplizierten Salz- und Süßwasserverhältnisse im Gebiet der Unterweser. An Hand von Gezeiten- und Salzkurven wird auf die großen täglichen, jahreszeitlichen und örtlichen Veränderlichkeiten der chemisch-physikalischen Verhältnisse hingewiesen. Vor allem ist es der durch die Gezeitenbewegung bedingte Salzwechsel, der auslesend wirkt und Flora und Fauna im Mündungsgebiet der Weser zu einer wenig artenreichen macht. Die örtlichen Schwankungen im Salzgehalt und auch in der mechanischen Wirkung der Gezeiten kommen überall in der Lebewelt zum Ausdruck, was Brockmann mit zahlreichen Beispielen belegt. Im dritten Kapitel spricht der Verfasser über die Sedimentbildung des Untersuchungsgebiets im allgemeinen und den Anteil, den die Diatomeen daran haben. Er vertritt dabei die Ansicht, daß der Schlick sein Dasein nur zu einem verschwindenden Teil den im Oberwasser zu Tal geführten Sinkstoffen verdankt; weitaus die größte Menge sei ein Erzeugnis der Gezeitenwirkung. In der Nordsee mache sich zudem durch das Überwiegen des Flutstroms über den Ebbestrom eine Verschiebung der Wassermassen nach Osten geltend; damit werde ein gewaltiges Sinkmaterial von der Südküste der Nordsee ostwärts befördert. Weiter bestätigt Brockmann den bedeutenden Anteil der Diatomeen an der Bildung des Marschbodens, doch werden nach seinen Untersuchungen die meisten Schalen aufgelöst oder zerrieben und nur die widerstandsfähigen Formen bleiben im Marschboden kenntlich erhalten. Die Wattdiatomeen begünstigen den Zuwachs des Bodens dadurch, daß sie ihn mit einer zusammenhängenden, schlüpfrigen Haut überziehen, die ein Fortschweben des Grundes verhindert.

Dr. G. Str.

**Chodat, R., Monographie d'algues en culture pure.** Mit 9 farbigen Tafeln und 201

Abbildungen im Text. „Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz“, Bd. 4, H. 2. 1913, Bern, R. J. Wyß, geh. Fr. 18.—

Der bekannte Genfer Algologe Chodat gibt in dieser ziemlich umfangreichen Arbeit eine zusammenfassende Darstellung der Ergebnisse seiner durch Jahre fortgesetzten Versuche über die Reinkultur von Grünalgen. Ausgehend von der Erfahrung, daß das Bestimmen der in der freien Natur gesammelten Grünalgen oft fast unmöglich ist, nicht nur, weil zahlreiche Arten ungenügend beschrieben sind, sondern auch ihrer großen Plastizität in der Form halber, hat sich Chodat daran gemacht, eine Reihe dieser Algen in Reinkulturen zu untersuchen. Nach Chodats Ansicht, die er in der Einleitung seines Werkes darlegt, ist das Experiment für die Systematik der Algen genau so notwendig wie für die Mykologie, wo kein ernsthafter Forscher Hyphomyzeten usw. beschreiben wird, ohne Reinkulturen davon angelegt zu haben. Erst durch Anwendung der in der Mykologie benutzten Methoden wird es möglich, die zahlreichen Form- und Entwicklungszustände einzelner Algenarten kennen zu lernen und die Arten richtig zu umgrenzen. Zu den morphologischen Eigenschaften kommen auch physiologische. Oft sind verschiedene Arten leichter in ihren Kolonien zu unterscheiden, als in einzelnen Individuen. — Im Hauptteil seiner Arbeit gibt Chodat eine Darstellung der durch die erwähnte Methode erhaltenen Untersuchungsergebnisse bei zahlreichen Arten der Grünalgen, mit den nötigen technischen Erläuterungen und vielen bildlichen Wiedergaben von Formzuständen. Ein ganzes Kapitel ist auch den Flechtengonidien und den mit ihnen verwandten Algen gewidmet. Im Schlußkapitel kritisiert Chodat das bisher gebräuchliche System und begründet sein eigenes, das er in diesem Werke neu aufstellt. Er möchte im Gegenfaß zu Wille die Heterokontae von den Chlorophyceen völlig trennen und sie mit den Phaeophyceen vereinigen oder an deren Basis setzen. Auf diese Art würde den zwei großen Gruppen der Zoosporen bildenden Algen, den Chlorophyceen und den Phaeophyceen, je eine große Flagellatengruppe in paralleler Weise entsprechen, den Chlorophyceen die beweglichen Volvazineen, den Phaeophyceen die gelben oder gelblichen Flagellaten, wie die Chrysomonaden, die Cryptomonaden usw.

Dr. G.

# Mikroskopos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 13

## Was man mit dem Mikroskop am Stichling sehen kann.

Von cand. med. **Rupprecht Matthaei.**

Mit 3 Abbildungen.

Der Stichling (*Gasterosteus aculeatus*) ist in Nord- und Mitteldeutschland im süßen wie im salzigen Wasser gleich gemein. Den „Sperling unserer Gewässer“ könnte man ihn geradezu nennen, nicht nur seines häufigen Vorkommens wegen, sondern auch der Treue halber, mit der er sich dem Menschen stellt. Sein Fang bereitet daher keine Schwierigkeiten. Besonders bequem hat es der Naturfreund an der Ostseeküste, wo man nach stürmischen Herbstnächten massenhaft frisches Material in kleine Pfützen verschlagen oder auf angeschwemmtem Tang liegend vorfindet. Getötet werden die Tiere am besten, indem wir sie in ein zugedecktes Gefäß mit etwas Äther bringen und sie einige Minuten darin lassen. Inzwischen stellen wir unsere Arbeitsgeräte zusammen, damit wir hernach keine Zeit verlieren, in der uns das Präparat eintrocknen könnte. Als Fixations- und Härtungsmittel benutzen wir 70%igen Alkohol und 10%iges Formalin. Zur Wasserentziehung und Überführung in das Einschlußmittel (Damarlack) bedienen wir uns der üblichen Alkoholreihe (etwa 50, 70, 80, 90, 96, 98, 100%ig) mit daran anschließendem Alkohol-Xylol (1:1) und Xylol, das zugleich aufhellend wirkt. Als Färbemittel gebrauchen wir Hämatoxylin und Eosin. Zur Einbettung der zu schneidenden Objekte wird Paraffin verwendet.

Bei der Präparation lösen wir zunächst den Bauchstachelgürtel ab, indem wir mit dem Messer zwischen der seitlichen Bauchwand und den dorsalen Fortsätzen des Gürtels einsetzen und bauchwärts herunterschneiden. Dann schlitzen wir den Bauch mit der Schere kopf- und schwanzwärts auf und legen die rechte Seite des Tieres frei. Nachdem wir Kopf und Schwanz mit Nadeln in einer Präparierschale (ohne Wasser!) befestigt haben, schneiden wir die Knochenplatte, die die rechte Brustflosse trägt, weg, heben den Kiemendeckel hoch, entfernen ihn, und schneiden mit

einer gebogenen Schere, möglichst an der Wirbelsäule vom Kopf zum Schwanzende vorgehend, die seitliche Bauchwand herunter. Damit liegen die Eingeweide des Stichlings, wie Abb. 1 zeigt, frei vor uns, so daß wir sie gut übersehen können.

1. Unser erstes Präparat machen wir vom Muskel der Brustflosse, den wir von der Innenseite der abgetrennten Knochenplatte abnehmen. Ein kleines Stück des Muskels wird kurz in

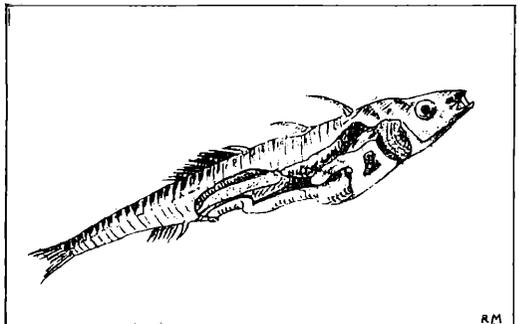


Abb. 1. Der Stichling nach der vorbereitenden Präparation; die Eingeweide sind freigelegt.

50%, dann in 70%igen Alkohol gebracht, mit Hämatoxylin-Eosin gefärbt, durch die Alkoholreihe und Xylol durchgeführt und schließlich in Damarlack gelegt. Die Fasern werden mit Nadeln fein verzupft, mit einem Deckglas bedeckt und bei starker Vergrößerung betrachtet. Man erkennt die feinen, in einer Hülle (Sarkolemm) zusammenliegenden Fibrillen, die eine zarte Querspreifung aufweisen.

2. Ein Kiemenbogen wird wie 1. behandelt. Sobald das Präparat im Damarlack liegt, schneiden wir mit einer Schere die Kiemenblättchen vom Bogen ab. Die mikroskopische Betrachtung zeigt uns dann die Lamellen und die feine Gefäßverteilung.

3. Das Herz, ein typisches Teleostierherz mit Vorkammer, Kammer und Bulbus arteriosus, liegt gleich hinter den Kiemenbögen. Es wird herausgenommen, ein Tropfen Blut daraus auf ein Deckglas gestrichen, ein zweites Deckglas aufgelegt, der Tropfen verrieben und das zweite Gläschen wieder abgezogen. Man läßt

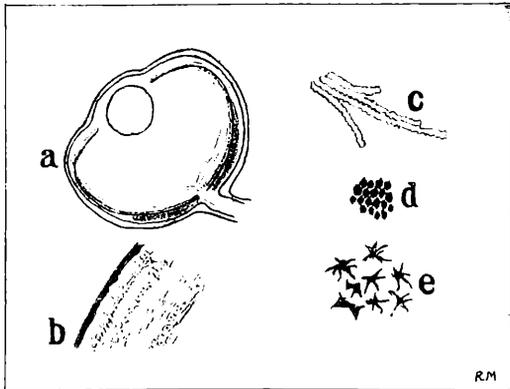


Abb. 2. a Querschnitt durch den Augapfel des Stöchlings; b Nethhaut bei starker Vergrößerung; c Linsenfasern; d Pigmentepithel der Nethhaut; e pigmentierte Bindegewebszellen der Sklera.

eben an der Luft trocknen und behandelt das Präparat wie 1. Die mikroskopische Betrachtung zeigt uns die roten Blutkörperchen, die fast rund und wenig größer, als die des Menschen sind; sie besitzen einen deutlichen Kern.

4. Das Herz selbst wird zerschnitten und ein Zupfpräparat wie 1. hergestellt. Man sieht die Herzmuskelfasern mit ihrer Querstreifung, ihren Verzweigungen und Kittlinien und vielleicht auch einige Endothelzellen.

5. Die Leber, die den Darmtraktus im Brustteil überdeckt, wird zusammen mit der Gallenblase vom Darm losgetrennt. Die Gallenblase wird aufgeschnitten, wie 1. behandelt und in Dammarlack ausgebreitet. Unterm Mikroskop sieht man das feine Gitterwerk der Schleimhautfalten und an einzelnen Randstellen das Plattenepithel des Bauchfellüberzugs. Die Leber selbst wird zur späteren Paraffineinbettung auf einige Stunden in Formalin gelegt.

6. Der Magendarmtraktus, an dem sich der Magen bei mäßiger Füllung kaum abhebt, wird herausgenommen. Am mittleren Teile finden wir feine weißliche Anhänge, die wir, wenn wir sie frisch unter das Mikroskop bringen, leicht als Häufchen von glänzenden Fettzellen erkennen. Ist diese Untersuchung beendet, so wird der Darm in drei gleichlange Stücke zerlegt und wie die Leber zur Paraffineinbettung vorbereitet. Auch die Milz, die als leuchtend roter Körper links

neben dem Darne liegt, wird in Formalin gebracht.

7. Die Schwimmblase wird ebenso behandelt wie 5. In der bindegewebigen Wand des häutigen Sackes findet man elastische Fasern. Weiter sieht man schöne gleichmäßige Epithelzellen. Bei Betrachtung des frischen Organs zeigen sich vereinzelt Guerninfrüschlächchen, die das Glänzen der Schwimmblase bedingen.

8. Hoden und Eierstock, die als längliche, weißliche, pigmentierte Gebilde zu beiden Seiten der Wirbelsäule liegen, werden herausgenommen und auf dem Objektträger zerrissen. Wir finden in den Hoden Spermien, die sehr klein sind und Kopf und Schwanz zeigen, im Ovar unreife Eier, die mit bloßem Auge gesehen werden können und einen deutlichen Kern besitzen. Einen sehr schönen Anblick gewährt das Pigment der Keimdrüsen, das wir in feinen Häutchen von der Oberfläche abziehen können; größere sternförmige schwarze Gebilde wechseln mit kleinen eckigen roten ab.

9. Die langgestreckte rotbraune Niere, die sich jetzt noch in der Bauchhöhle befindet, verarbeiten wir wie die Leber. Den unteren Teil schneiden wir ab und legen ihn zur Isolierung der Kanälchen in 50%ige Salzsäure.

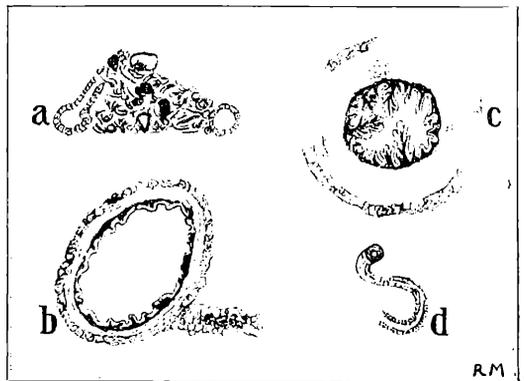


Abb. 3. a Querschnitt durch die Nieren des Stöchlings; b Querschnitt durch den Mitteldarm; c Querschnitt durch den Magen; d isoliertes Nierenkanälchen.

10. Um weiteres Material zu gewinnen, schneiden wir den Unterkieferbogen vom Schädel weg, legen das Tierchen auf den Rücken und präparieren die beiden Augäpfel von unten her frei, indem wir alle störenden Knochteile vorsichtig abtragen. Die Augen werden zur Härtung in Formalin gelegt. Aus dem einen können wir schon nach kurzer Zeit die Linse herausheben und in Cosin färben. Hernach führen wir sie in der üblichen Weise in Dammarlack über und zerzupfen ein Stückchen davon. Bei starker

Vergrößerung sehen wir die feine gegenseitige Veraderung der Linsenfasern. — Heben wir die Netzhaut von der Innenfläche des Auges ab, so läßt sich das Pigmentepithel, das größtenteils liegen bleibt, in kleinen Fetzen von der Unterlage abziehen. Es zeigt gleichmäßig sechseckige, mit schwarzem Pigment vollgepropte Zellen. Als Gegenstück dazu können wir in der Sklera pigmentierte Bindegewebszellen erkennen. Das andere Auge bleibt etwa 6 Stunden im Formalin, wird dann langsam durch die Alkoholreihe in Xylol übergeführt und endlich in Paraffin eingebettet. Wir schneiden möglichst in der Horizontalebene, suchen einen Schnitt heraus, der ungefähr durch die optische Achse geht, kleben ihn auf einem Objektträger auf, lösen das Paraffin durch Xylol heraus, waschen das Xylol durch Alkohol aus, führen den Schnitt in umgekehrter Richtung durch die Alkoholreihe, wässern und färben in Hämatoxylin-Eosin. Die Weiterbehandlung ist die gleiche wie bei den übrigen Präparaten. Ein bei schwacher Vergrößerung angestellter Überblick zeigt uns Sklera, schwach gewölbte Kornea, Argentea, Chorioidea, Choroiddrüse, Iris, die die halbe Dicke der Wand einnehmende Netzhaut und die fast kugelförmige Linse. Bei starker Vergrößerung kann man an der Netzhaut sehr schön die berühmten 10 Schichten unterscheiden (vgl. Abb. 2).

11. Zum Schluß nehmen wir die Verarbeitung jener Organe vor, die wir unter 5, 6 und 8 zur Paraffineinbettung vorbereitet haben. Sie werden sämtlich in gleicher Weise wie das Auge behandelt. Als Schnittstärke genügt  $\frac{1}{20}$  mm.

An der Leber sehen wir Leberzellen mit großen Kernen, Gefäß- und Gallenkapillaren und Gallengänge.

Das Darmrohr zeigt in seiner ganzen Ausdehnung einen prinzipiell gleichartigen Bau;

die Mucosa mit ihrem gleichmäßigen Zylinderepithel und dem darunterliegenden Bindegewebe ist in mehr oder weniger stark in den Innenraum vorspringende Falten gelegt; die Muscularis besteht aus Ringmuskelfasern, und in die Serosa ist überall Fett eingelagert. Im oberen Darmabschnitt (Magen) springen die Schleimhautfalten am weitesten vor, auch ist die Muskelschicht am stärksten. Im Mesenterium des mittleren Abschnitts findet sich besonders viel Fettgewebe und auch einzelne Züge von Pankreassubstanz.

Die Milz ist charakterisiert durch die Milzbläschen, lymphoides Gewebe, das von runden Zellen ausgefüllt ist, und Malpighische Körperchen.

Die Schnitte durch die Niere (eine Urniere, die im Leben des Stichlings eine ganz besondere Rolle spielt, da ihr Sekret beim Nestbau als „Mörtel“ dient) liefern besonders schöne übersichtliche Bilder. Der Nierenquerschnitt stellt ein stumpfwinkliges Dreieck dar, dessen längste Seite nach den Eingeweiden hin gerichtet ist (vgl. Abb. 3). Die Gefäße liegen in dem stumpfen Winkel und in der Mitte der gegenüberliegenden Seite, die beiden Urnierengänge (Harnleiter) in den spitzen Winkeln. Die Gefäßknäuelchen sind mehr zentral zwischen den beiden Gefäßen untergebracht. Die Hauptsubstanz wird von den gewundenen Nierenkanälchen gebildet; peripher davon, nach den spitzen Ecken zu, findet man die Sammelkanäle. Um eine Vorstellung von den Windungen der Nierenkanälchen zu bekommen, stellen wir ein Isolationspräparat her. Dazu haben wir ein Stückchen Niere in Salzsäure eingelegt (unter 8). Zerzupfen wir davon etwas, nachdem wir gut ausgewaschen haben, in Glyzerin, so können wir die isolierten Kanälchen bequem betrachten.

## Zur Ausrüstung von Projektionsdiapositiven.

Fortsetzung von S. 182.

Von Prof. Dr. Alois Herzog.

Mit 2 Abbildungen.

### II.

Im naturwissenschaftlichen und namentlich im technisch-mikroskopischen Unterricht ist es häufig erwünscht, dem Schüler zwei oder mehrere Mikrophotogramme mittels des Projektionsapparats gleichzeitig vorzuführen, um einen unmittelbaren Vergleich der vorhandenen Unterschiede in der äußeren Form, Größe und Struktur der betreffenden Objekte zu ermöglichen. Dies ist z. B. der Fall, wenn aus analytischen Gründen die Unterscheidungsmerkmale der verschiedenen Stärkesorten, der Baumwoll- und Flachsfasern, der Kri-

stalle von Kalzium- und Strontiumsulphat möglichst übersichtlich vorgeführt werden sollen.

Ein zur Erreichung dieses Zieles in der Literatur hier und da gemachter Vorschlag geht von der Verwendung zweier, selbständiger Projektionsapparate aus. Praktisch kommt dieser Weg jedoch, wie die Erfahrung lehrt, schon wegen seiner Kostspieligkeit nur sehr selten in Frage.

Theoretisch sehr naheliegend und scheinbar sehr einfach ausführbar ist es, ein aus den gewünschten Bestandteilen zusammengesetztes

mikroskopisches Präparat herzustellen und photographisch aufzunehmen. In praktischer Hinsicht läßt indessen auch dieses Verfahren viel zu wünschen übrig, da es nur bei einigermaßen gleich

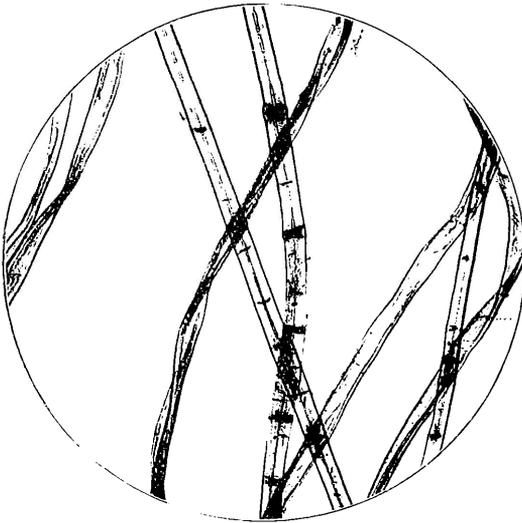


Abb. 1. Fasern von Baumwolle und Glas in Chlorzinkjod. Die Baumwollfasern sind mehr oder weniger getrüfelt, bandartig flach und stellenweise gebreht. An der Oberfläche sind vielfach Runzeln sichtbar, die das matte Aussehen der Baumwollfabrikate bedingen. Seitlich sind an den Fasern wulstige Ränder zu sehen, deren innere Begrenzung durch den Hohlraum des Saares (Lumen) hervorgerufen ist. Die Glasfasern sind straff, knotty gegliedert (Verschiebungen) und sehr dickwandig. Der lintenförmig erscheinende Innenraum der Bastzelle, der z. T. mit Stützresten gefüllt ist, kann an mehreren Stellen des Bildes gut wahrgenommen werden.  
Vergr. 100 mal.

großen Objekten und bei schwachen Vergrößerungen zum Ziele führt; in allen anderen Fällen treten unvermeidliche Unschärfen auf, die außerordentlich stören. Selbst bei Objekten von fast gleicher Dicke stellen Aufnahmen dieser Art die Gebuld des Mikrophotographen auf eine sehr harte Probe. Zum Beweise dessen sei nur erwähnt, daß vor der Aufnahme der in Abb. 1 dargestellten Mischung von Baumwoll- und Glasfasern mehr als 50 Präparate hergestellt und mikroskopisch durchmustert werden mußten, bevor sich eine Stelle fand, die in bezug auf Färbung, Mischung, Bildebenheit usw. den gestellten Anforderungen einigermaßen entsprach.

Von anderer Seite wurde vorgeschlagen, die zu vergleichenden mikroskopischen Präparate auf derselben photographischen Platte hintereinander aufzunehmen. Die Ergebnisse solcher Aufnahmen sind jedoch im allgemeinen wenig befriedigend, wenn auch zugegeben werden muß, daß in manchen Fällen, unter Verzicht auf die Schönheit und Klarheit des Bildes, ganz Brauchbares erzielt werden kann. So hat u. a. P. Lindner in seinem vorzüglichen „Atlas der mikroskopischen Grundlagen der Gärungskunde“ (Berlin, 1903) im gleichen Bilde Preßhefe in 150- und 600facher Vergrößerung dargestellt. Solche Bilder lassen sich natürlich auch durch Übereinanderkopieren zweier oder mehrerer Negative (im Kopierrahmen oder in der Reproduktionskamera) erhalten. Sind die zu kopierenden Negative von ungleicher Dichte, dann ist

es empfehlenswert, mit dem dichtesten zu beginnen. Strengeren Anforderungen können jedoch auch derart hergestellte Bilder nicht entsprechen.

In vorzüglicher Weise wird der angestrebte Zweck erreicht, wenn man das Thörner'sche Vergleichsmikroskop<sup>1)</sup> oder das von Reichert konstruierte Vergleichsokular<sup>2)</sup> bei den Aufnahmen verwendet. Der Preis beider Einrichtungen, namentlich der ersteren, ist allerdings so hoch, daß nur wenige in der Lage sein werden, ihn für den angegebenen Sonderzweck anzulegen. Ausgezeichnete Ergebnisse erhält man auch, wenn man zur Herstellung der Bilder eine Re-

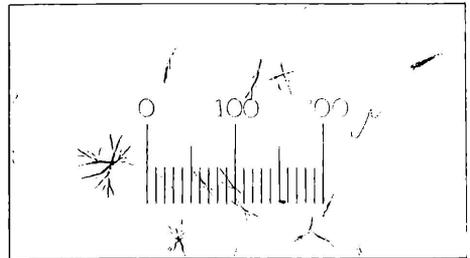
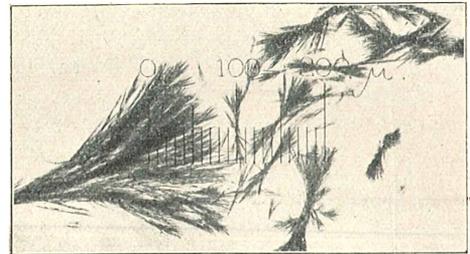
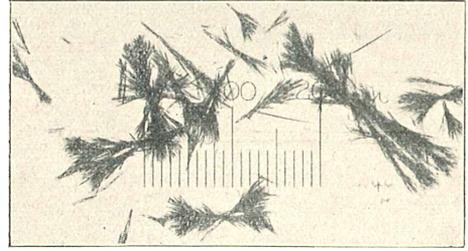


Abb. 2. Diagonalkristalle mit Plagges Mikrometertestung. Aufgenommen unter Verwendung einer Epoptikonkassette. Nach den Untersuchungen von C. Fischer, Senft, Graf u. a. ist das salzsaure Phenylhydroazin in Verbindung mit Natriumacetat und Glyzerin ein ausgezeichnetes Mittel, um verschiedene Zuckerarten auf mikrochemischem Wege nachzuweisen (Bildung von in Wasser fast unlöslichen Diazonen, deren gelbe Kristalle mikroskopische Spähnte oder Nadelbüschel darstellen; f. S. 248). Die in gleicher Vergrößerung aufgenommenen Teilbilder a, b und c (Nachweis von Traubenzucker) lassen deutlich erkennen, daß es zur richtigen Beurteilung der Kristallformen erforderlich ist, verschiedene Stellen des Präparats photographisch aufzunehmen.  
Vergr. 115 mal.

<sup>1)</sup> Vgl. W. Thörner, über ein Vergleichsmikroskop. „Mikrozoömos“, Jahrg. VI, 1912/13, S. 123 ff.

<sup>2)</sup> Vgl. Hanns Günther, Das Reichert'sche Vergleichsokular. „Mikrozoömos“, Jahrgang VII, 1913/14, S. 301 ff.

produktionskamera verwendet. In der Regel wird man mit zwei Bildern auf einer Platte  $8\frac{1}{2} \times 10$  cm auskommen. In diesem Falle muß die Platte in der Kassette abwechselnd zur Hälfte mit schwarzem Papier abgedeckt werden. Sind zahlreiche Diapositive der erwähnten Art herzustellen, so ist es angezeigt, einen besonderen Einlagerahmen für die Kassette anfertigen zu lassen.

Die Verwendung einer Reproduktionskamera kann nicht warm genug empfohlen werden, denn sie gestattet eine beliebige Auswahl der miteinander zu vergleichenden Bilder und zudem auch eine Verkleinerung oder Vergrößerung der Originalaufnahmen. Letzterer Vorteil kommt besonders dann zum Ausdruck, wenn die Vergrößerung der zu vergleichenden Bilder auf dasselbe Maß gebracht werden soll. Bei absichtlich verschieden vergrößerten Bildern empfiehlt es sich dringend, die im ersten Teil dieser Arbeit (S. 178 ff.) erwähnten Maßstäbe auf den Negativen anzubringen.

Selbstverständlich kann die Abdeckung der Diapositivplatte auch bei Verwendung eines gewöhnlichen Papierrahmens vorgenommen werden; indessen ziehe ich das eben erwähnte Verfahren seiner größeren Bequemlichkeit und der ungleich besseren Ergebnisse wegen entschieden vor. Über- oder Unterbelichtungen sind bei nur etwas Übung in der Schätzung der Dichte der zu reproduzierenden Negative kaum zu verzeichnen.

Die von den Reizwerten in den Handel gebrachte Expositions-kassette läßt sich gleichfalls zu dem in Rede stehenden Zweck verwenden. Ursprünglich nur zur Herstellung von Expositions-kalen bestimmt, eignet sie sich, wie ich an der Hand vieler Hundert Aufnahmen bestätigen kann, auch vortrefflich zur photographischen Aufnahme von zwei oder mehr mikroskopischen Präparaten auf einer Platte. Die Aufnahmen erfolgen hier nicht über-, sondern nebeneinander. Die Zahl der möglichen Aufnahmen richtet sich nach dem gewählten Plattenformat und der Breite des vor der eigentlichen Kassette befindlichen Blenden-schlisses. Die Verwendung dieser Kassette ist übrigens auch sonst sehr zu empfehlen, da sie einem überflüssigen Plattenverbrauch vorbeugt. Wie näm-

lich jeder in mikrophotographischen Arbeiten nur einigermaßen Erfahrene weiß, gelingt es bei stärkeren Vergrößerungen ziemlich schwer, alle charakteristischen Stellen eines mikroskopischen Objekts ins Gesichtsfeld zu bringen. Durch die bei Verwendung der Expositions-kassette gegebene Möglichkeit, mehrere Aufnahmen nebeneinander herstellen zu können, läßt sich daher manche Platte sparen, was im Hinblick auf die Kostspieligkeit guten Platten-materials durchaus nicht zu verachten ist. Selbstverständlich müssen aber die Bedingungen, unter denen die Aufnahmen erfolgen, annähernd die gleichen sein, da die Entwicklung gemeinschaftlich geschieht. Als Diapositivformat für die Vergleichsbilder verwende ich in der Regel das französische ( $8\frac{1}{2} \times 10$  cm), da es eine Negativplatte gut ausnützt und sich den meisten Projektionsapparaten gut anpaßt. Kleinere Formate sind weniger empfehlenswert, weil die Teilbilder zu schmal ausfallen. Als Beispiel für das Aussehen der mit der Expositions-kassette gemachten Aufnahmen ist Abb. 2 beigelegt.

Im Notfall ist die gleichzeitige Vorführung mehrerer Mikrophotogramme auch so zu erreichen, daß von den betreffenden Negativplatten Papierabzüge angefertigt und auf einer passenden Unterlage möglichst dicht gruppiert werden. Von dieser Zusammenstellung wird eine gewöhnliche Aufnahme gemacht und nach dem Negativ ein Diapositiv in gewöhnlicher Weise hergestellt. Ich bemerke jedoch, daß derartige Bilder, was die Feinheit der Durchzeichnung anbetrifft, sich mit den nach den früher angegebenen Verfahren hergestellten niemals messen können.

Daß sich die entsprechend zusammengestellten Papierkopien auch unmittelbar, d. h. mit Hilfe eines epidiaskopischen Apparates projizieren lassen, ist selbstverständlich. Diese auf den ersten Blick sehr verlockend erscheinende Methode liefert jedoch nur bei erstklassigen Einrichtungen und sehr starken Lichtquellen einigermaßen brauchbare Ergebnisse. Sind diese Vorbedingungen nicht erfüllt, so ist der Eindruck der Vorführung geradezu kläglich.

## Der mikrochemische Nachweis wichtiger organischer Pflanzenstoffe.

Schluß von S. 248.

Von O. Tunmann.

Mit 10 Abbildungen.

### 5. Der Nachweis des Inulins.

Inulin (ein Polysaccharid) ist in der lebenden Zelle im Zellsaft gelöst und vermag somit, im Gegensatz zur Stärke, unmittelbar zu wandern. Es findet sich namentlich in Kompositen und in den diesen nahestehenden Familien: Campanulazeen, Lobeliazeen, Goodeniaceen, Ethylidiazeeen, ferner in Violazeen und in einigen Monokotylen (Leukojum, Galanthus, Allium, Hyacinthus, Narcissus). Es vertritt vollkommen die Stärke und häuft sich ebenso wie diese im Herbst in den unterirdischen Reservebehältern an, um im Frühling verbraucht zu werden.

Wir werden daher zu unseren Versuchen Kompositenwurzeln aus dem Herbst oder dem Winter heranziehen (so von Taraxacum officinale, Scorzonera, Cichorium intybus, Carlina, Tussilago farfara, Helianthus tuberosus u. a.) oder uns die zu Arzneizwecken im Handel befindlichen Radix Bardanae, Taraxaci, Carlinae oder andere beschaffen. Zur Blütezeit schwindet das Inulin fast ganz aus den Wurzeln. Es ist auch in den oberirdischen Teilen dieser Pflanzen zugegen, so in den Blättern von Tussilago farfara, den Blütenköpfchen von Cynara scolymus u. a., jedoch niemals in solcher Menge wie in den Wur-

zeln. In Samen ist Inulin mit Sicherheit noch nicht ermittelt worden.

In den lebenden Zellen ist Inulin in Wasserpräparaten nicht wahrnehmbar, da es im Zellsaft gelöst ist. Ist es aber in sehr beträchtlicher Menge zugegen, wie in den Kompositenwurzeln des Herbstes, und bringt man einen Schnitt einer frischen Wurzel unter Deckglas in einen Tropfen Wasser, dann sieht man größere oder kleinere, fast farblose, glänzende Tröpfchen in den Zellen auftreten, die oft ineinander fließen und sich vergrößern, bei Zusatz von frischem Wasser aber wieder verschwinden. Diese Tropfen sind ausgeschleudertes Inulin, da ein Teil Inulin ungefähr 5000 Teile Wasser zur Lösung erfordert. Inulin ist in Alkohol (auch in verdünntem, 65%igem) und in Glycerin unlöslich; es gelangt daher bei Einwirkung dieser Reagenzien zur Ausscheidung, und zwar sowohl beim Einlegen von Schnitten unter Deckglas, als auch beim Eintragen größerer oder kleinerer Pflanzenstücke in diese Flüssigkeiten. Auch beim Trocknen der Pflanzen (bei Wasserentzug, also ebenfalls beim Gefrieren) scheidet es sich aus, so daß wir Inulin im Herbarmaterial und in Drogen antreffen. Bringt man frische Pflanzenteile auf eine Woche in 60–80%igen Alkohol oder in Glycerin und stellt man aus diesem Material Schnitte her, so findet man bei der Untersuchung in Glycerin das Inulin in gut ausgebildeten, den Zellwänden oft anliegenden Sphärökrystallen, die einen deutlich strahlig radialen Bau und eine konzentrische Schichtung erkennen lassen und in polarisiertem Lichte das schwarze Kreuz zeigen (Abb. 10) (feine, das Licht doppeltbrechende Kristallnadeln, Trichite, sind radial in konzentrischen Schichten angeordnet). In Drogen und in Herbarmaterial ist der Bau der Sphärökrystalle oft undeutlich, wahrscheinlich weil andere, amorphe Polysaccharide die Trichite verkitten. Zusatz von verdünnter Chloralhydratlösung oder sehr verdünnter Salpetersäure läßt den kristallinen Bau besser hervortreten. In den Drogen, die ja im Herbst gesammelte Wurzeln darstellen, findet man die gesamten Parenchymzellen meist vollständig mit großen Klumpen und Schollen gefüllt, die eine Vorstellung von der ungeheuren Inulinmenge geben, die die lebende Zelle in Lösung zu halten vermag. Es liegt in den Zellen der Herbstwurzel der Kompositen eine stark überfättigte Inulinlösung vor.

Die Inulinausscheidungen lösen sich stets in Wasser bei Erwärmen, ferner in Essigsäure, Ammoniak, Kupferoxydammoniak, Kalilauge und Mineralsäuren, und zwar in den beiden letzten

Reagenzien (im Gegensatz zu Hesperidin) ohne Farbenerscheinung. Jodreagenzien färben nicht oder doch nur schwach hellgelb. Auch einige Farbenreaktionen stehen zum Inulin nachweis zur Verfügung. 1. Die Schnitte werden unter Deckglas in Pyrogallol- oder Resorzin salzsäure eingelegt (0,1 g Pyrogallol oder Resorzin + 5,0 g Alkohol + 5,0 g konzentrierte Salzsäure) und gelinde erwärmt. Pyrogallol salzsäure färbt violettrot, Resorzinsalzsäure zimberrot. 2. Man befeuchtet die Schnitte gut mit einer alkoholischen Lösung von Drzin (1:10), legt das Deckglas auf, fügt konzentrierte Salzsäure zu und erhitzt. Hierbei löst sich das Inulin mit orangeroter Farbe. Wendet man eine alkoholische Phlorogluzinlösung an, so erfolgt beim Erhitzen mit konzentrierter Salzsäure eine braunrote Lösung. 3. Die Schnitte kommen in einen Tropfen einer 15–20%igen alkoholischen Lösung von  $\alpha$ -Naphthol. Dann legt man das Deckglas auf, fügt zwei bis drei Tropfen Schwefelsäure hinzu und erwärmt. Inulin löst sich mit violetter Farbe. Benutzt man in gleicher Weise eine 15–20%ige alkoholische Thymollösung, so entsteht eine karminrote Färbung. Die beste Reaktion ist die unter 1. angeführte. Alle Reaktionen beruhen auf Bildung von Furfurol und Methylylfurfurol.

Will man ganz sicher gehen, so müssen bei sämtlichen Farbenreaktionen des Inulins störende Substanzen zuvor aus den Schnitten entfernt werden. Als solche kommen Hexosen und Alkaloide in Betracht. Die Schnitte werden auf 3 bis 5 Tage in einem Fläschchen mit Weinsäure-Alkohol (1:20) behandelt (zur Entfernung von Alkaloiden) und dann möglichst lange (mehrere Wochen) in reinen Alkohol (zur Härtung des Inulins) gebracht. Nunmehr vertragen die Schnitte ein Auswaschen mit Wasser (zur Entfernung der Hexosen), ohne daß das Inulin gelöst wird und können dann, wie oben angegeben, zu Farbenreaktionen benutzt werden.

## 6. Der Nachweis des Glykogens.

Das Glykogen ist ein bei Pilzen, bei niederen Algen (Zyanophyzeen), Bakterien und Protozoen weit verbreitetes, die Stärke vertretendes Polysaccharid, das in den Zellsaftvakuolen vorkommt. In den lebenden Zellen bildet das Glykogen eine farblose, stark lichtbrechende Substanz, die sich mit Jodjodkaliumlösung leuchtend rotbraun färbt. Die Färbung ist um so kräftiger, je mehr Glykogen zugegen ist. Bei Anwesenheit von Spuren erhält man nur eine braune, orangefarbige oder sogar nur gelbe Färbung. Bis zu einem gewissen Grade kann man also aus der

Stärke der Färbung auf die Menge des anwesenden Glykogens schließen, doch muß man stets eine Jodlösung von gleicher Zusammensetzung nehmen (0,1 g Jod, 0,3 g Kaliumjodid, 45,0 g Wasser). Bei derartigen Vergleichsversuchen gelangen die Schnitte sofort in die Jodlösung. Läßt man auf ein mit Jodlösung behandeltes Präparat Wasser einwirken und zerdrückt man alsdann die Zellen, so werden die rotbraunen Massen frei, und man kann ihr Auflösen in Wasser verfolgen. Mit der Stärke, dem Amylodextrin u. a. teilt Glykogen die Eigenschaft, daß die Jodfärbung beim Erwärmen (nicht höher als 50–60°) verschwindet, um beim Erkalten des Präparates wieder hervorzutreten.

Die Färbungsverfahren benutzen die Gerinnungsfähigkeit des Glykogens. Das Material wird in Alkohol fixiert; die Schnitte kommen zuerst in Xylol, dann in Alkohol und schließlich, ohne den anhaftenden Alkohol zu entfernen, in eine 10%ige wässrige Tanninlösung. Nachdem sie 10–15 Minuten in dieser Lösung gelegen haben, werden sie wiederum ohne Abpflüfung zunächst in eine 1%ige, dann in eine 10%ige wässrige Lösung von doppeltchromsaurem Kalium gebracht, in der sie ebenfalls 10 Minuten verweilen. Nach dieser Behandlung ist das Glykogen völlig unlöslich in Wasser geworden und kann

nun mit basischen Farbstoffen (Safranin, Bismarckbraun, Jodgrün, Methylenblau) gefärbt werden. Die Zellkerne bleiben hierbei infolge der Tanninbehandlung ungefärbt oder erschei-

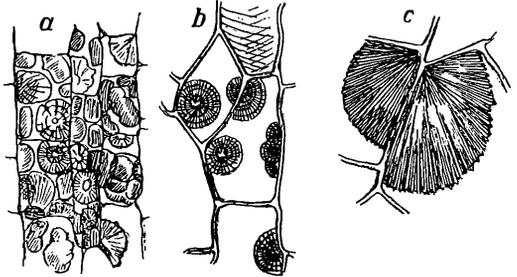


Abb. 10. Inulinauscheidungen: a *Inula helenium* (Wurzel, Droge), Schnitt einige Zeit in Wasser, radiale Schichtung deutlich, konzentrische selten; b *Dahlia variabilis* (Knolle, Mfotomaterial), radiale und konzentrische Schichtung gut sichtbar; c *Lappa spec.* (Wurzel), Schnitt kurze Zeit in Chloralhydrat-Glycerin, konzentrische Schichtung festl.

nen durch die Chrombehandlung schwach gelblich. Gute Färbungen erhält man bei 10 Minuten langem Färben mit Safranin-Aminwasser (Glykogen wird leuchtend rot). Zur Herstellung von Dauerpräparaten werden die gefärbten Schnitte mit Wasser abgespült, über Alkohol und Xylol entwässert und in Balsam eingeschlossen.

## Mikroskopisches vom Kakao und der Schokolade.

Von Dr. Peter Pooth.

Mit 2 Abbildungen.

Im Alltagsleben versteht man unter Kakao gewöhnlich das mehr oder weniger braune, aromatisch duftende Pulver, das im Haushalt zur Bereitung des bekannten Getränks oder sonstiger Speisen dient. Der Rohproduktengroßhandel dagegen bezeichnet als Kakao die von den Keimen und der äußeren Schale befreiten, zerkleinerten und darauf wieder zu einer festen Masse zusammengeformten inneren Teile der gerösteten Kakaobohnen, der Samen des etwa 8 m hoch werdenden Kakaobaums (*Theobroma Cacao* L., Sterculiaceae), die in dessen gurkenförmigen, 10 bis 15 cm langen Früchten enthalten sind. Jede Frucht schließt etwa 40–60, manchmal sogar 80 dieser mandelförmigen Samen ein, die in einem schleimigen Mus liegen, gewöhnlich von brauner, manchmal nach rot oder gelbgrau neigender Farbe sind, und am Ende ein kleines, zylindrisches Keimwurzeln tragen.

Wir versuchen, in den Besitz einiger solcher rohen Kakaosamen zu gelangen, was vielleicht durch Vermittlung eines Drogengroßhändlers oder der Verkaufsstelle einer Schokoladenfabrik gelingt. Die mikroskopische Untersuchung zeigt uns bereits, daß die Bohnen in eine leicht zerbrechliche, dünne, etwas streifige Samenschale gehüllt sind und daß der innere, braunviolette Keim

außerdem noch von einem farblosen, durchsichtigen Häutchen, der Silberhaut, umschlossen wird. Für die mikroskopische Untersuchung stellen wir in der üblichen Weise eine Anzahl dünner Querschnitte durch eine Bohne her, legen einen davon auf einen Objektträger und betrachten ihn bei mäßiger Vergrößerung. Da die Schnitte sehr groß sind, erscheint im Gesichtsfeld nur ein kleiner Teil, an dem wir, wenn wir, wie es nötig ist, das Randgebiet einstellen, von außen nach innen gehend folgende Schichten beobachten können (vgl. Abb. 1): An der äußeren Samenschale kleben fast immer noch Reste des Schleimes, der die Samen in der Kakaofrucht umhüllt; diese Schleimreste zeigen sich uns unter dem Mikroskop als ein Geflecht von langen, schlauchartigen Zellen, das von ziemlich starken Spiralgefäßen durchsetzt ist. Es folgt sodann die Samenschale, deren Epidermis aus feinstwandigen, vielseitigen Zellen besteht. Manchmal werden wir diese Zellen auf den obenerwähnten Schleimresten aufgelagert finden. Unter der Epidermis liegt eine Schicht von Parenchymzellen, der, besonders nach der Seite der Epidermis zu, weite, ovale, tangential gestreckte Schleimzellen eingelagert sind. Weiter nach dem Innern zu wird diese Schicht, die man Schwammischicht nennt und die für die Samenschale der Kakaobohne besonders

charakteristisch ist, großkömig. Auf die Schwamm-  
schicht folgt eine Schicht kleiner, sechseckiger Stein-  
zellen, die ebenfalls ein Kennzeichen der Samen-  
schale bilden. Die Gesamtheit der vorerwähnten  
Schichten bildet die äußere Samenschale. Die nun-  
mehr folgende innere Samenhaut besteht aus zwei  
sehr zarten Schichten großer, farbloser und fein-  
wandiger Zellen, deren äußere vielfach Fettsäure-  
kristalle enthält. Die darunterliegenden Keim-  
lappen haben eine Epidermis, die aus viieleckigen,  
kleinen, mit gelben oder braunen Pigmenten an-  
gefüllten Zellen besteht, und an vielen Stellen  
feulenförmige, gleichfalls mit Pigmenten ange-  
füllte Auswüchse trägt, die „Mitscherlich'sche Kör-  
per“ heißen (vgl. Abb. 2). Das ganze Innere der  
Keimlappen setzt sich aus regelmäßig angeordneten  
vielleckigen Fett- oder Pigmentzellen zusammen,  
die eine Anzahl wichtiger Inhaltsstoffe beherber-  
gen. Zu nennen sind da vor allem Fett (Kakaobutter),  
ferner Stärke und Proteinstoffe, sodann das Alkaloid  
des Kakaos, das Theobromin, und endlich ein Farbstoff,  
das Kakaorot.

Ist die erste orientierende Untersuchung beendet,  
so stellen wir aus einem Schnitt, der vornehmlich  
Fettzellen, also den mittleren Teil der Keimlappen  
enthält, ein neues Präparat her, das wir in mäßig  
verdünntes Glycerin einlegen und mit einem  
genügend großen Deckglas bedecken. Wir erwärmen  
darauf den Objektträger vorsichtig über einer  
Spiritusflamme (wenigstens 20 cm von der oberen  
Spitze der Flamme entfernt) und stellen ihn dann  
schnell, aber behutsam ins Kalte. Betrachtet man  
ihn eine Weile später unter dem Mikroskop, so  
werden wir erstaunt sein über die prächtigen  
Fettkristalle, die sich unserem Auge darbieten.

Einem weiteren Präparat, gleichfalls aus dem  
Inneren eines Keimlappens hergestellt, aber in  
Wasser eingeschlossen, fügen wir am Deckglasrand  
einen Tropfen Kalilauge (33 T. Ätkali auf 67 T.  
Wasser) zu. Dadurch wird das Kakaorot sehr  
schnell schön blau gefärbt, welche Farbe später in  
grün und endlich in gelb übergeht. Setzen wir zu  
einem frischen Präparat statt der Kalilauge etwa  
50%ige Essigsäure hinzu, so färbt sich das Kakao-  
rot rot bis violett, und ein Tropfen 20%iger  
Schwefelsäure färbt es prächtig blutrot.

Um die in den Zellen des inneren Kothle-  
donenteils enthaltenen Stärkekörnchen zu färben,  
müssen wir die Schnitte erst, d. h. durch Waschen  
mit reinem Äther, entfetten. Man benutzt dazu  
am besten die üblichen flachen Glaschalen, doch  
leisten geräumige Uhrgläser denselben Dienst. Auf  
alle Fälle muß man wegen der großen Flüchtigkeit  
des Äthers dafür sorgen, daß die Gefäße dicht  
geschlossen werden können. Nach dem Trocknen ist  
das vollkommen entfettete Präparat sofort ge-  
brauchsfähig und wird auf dem Objektträger in  
Wasser eingeschlossen. Ein Tropfen stark ver-  
dünnte Jodlösung, neben das Deckglas gesetzt,  
färbt dann die Stärkekörnchen sogleich tiefblau.

Nunmehr besitzen wir genügend Kenntnisse,  
um die Untersuchung des Kakaopulvers in An-  
griff nehmen zu können. Die im Handel vor-  
kommenden Kakaopulver werden gewöhnlich „ent-  
ölt“ oder auch als „leichtlöslich“ bezeichnet. Das  
Entölen der Masse geschieht fabrikmäßig mittels  
hydraulischer Pressen bei bestimmten Tempera-  
turen; vollkommen ölfrei wird die Kakaomasse

aber auf diese Weise nie, vielmehr bleibt immer  
noch ein Rest von etwa 25—35% Fett zurück;  
das ausgepreßte Fett wird in Stangen gegossen  
und als Kakaopulver in den Handel gebracht.  
Leichtlöslich wird das entölte Kakaopulver, wenn  
man es mit chemischen Mitteln, z. B. kohlensauren  
Alkalien, behandelt. Darauf brauchen wir jedoch  
nicht näher einzugehen.

Wie wir oben hörten, besteht die Kakaomasse  
aus dem inneren Teil der Kothledonen; die Schalen  
und die Keimchen sollen also nicht darin ent-  
halten sein. Die zum Schälen der Bohnen ver-  
wendeten Maschinen arbeiten auch so korrekt, daß  
nur zufällig kleinere Mengen Schale in die Masse  
hineingelangen. Die abfallenden Schalen, die  
stets mit Kothledonenresten vermengt sind, wer-  
den beiseite geschafft und zur Fabrikation der sog.  
Abfalltschokolade verwendet.

Um ein Kakaopulver untersuchen zu können,  
müssen wir es auch zunächst völlig entfetten, was  
in der oben beschriebenen Weise geschieht. Man  
wäscht das Pulver also mehrfach mit Äther aus und  
zulezt noch einmal mit Alkohol und fertigt dann  
Präparate davon an, indem man ein wenig Pul-  
ver in einem Tropfen Wasser auf den Objekt-  
träger bringt. Bei reinem Kakaopulver dürfen  
sich nur die Elemente des inneren Kothledonen-  
teils im Präparat vorfinden, also zerstörtes Pa-  
renchym, Farbstoffzellen und Stärkekörnchen,  
die mit verdünnter Jodlösung identifiziert werden  
können. In einigen Zellen wird man gelegent-  
lich auch Kristalldrüsen finden, die aus dem Al-  
kaloid des Kakaos, dem Theobromin, bestehen.

Wie sich leicht denken läßt, unterliegt das  
Kakaopulver mancherlei Verfälschungen. Eine der  
größten ist zweifellos diejenige mit den Samen-  
schalen. Sie enthalten zwar geringe Mengen  
Theobromin, aber keinerlei aromatische Stoffe und  
sind für uns, die wir den anatomischen Bau der  
Bohne vorher studiert haben, leicht zu erkennen.  
Ist man dennoch im Zweifel, ob es sich in einem  
Präparat wirklich um Teile der Samenschale han-  
delt, so braucht man ihm nur einen Tropfen salz-  
saure Phlorogluzinlösung zuzusetzen, die man  
durch Mischen einer 10%igen Lösung von Phlo-  
rogluzin in Alkohol mit der gleichen Menge 10%-  
iger Salzsäure herstellt. Die Schale besteht vor-  
wiegend aus verholzten Elementen, die durch  
Phlorogluzinlösung rot gefärbt werden.

Eine vielgeübte Methode, das Kakaopulver zu  
verfälschen, besteht im Zusatz von Mehl. Die  
Stärkekörnchen der Zerealien sind aber in ihrer  
Form und vor allem in ihrer Größe von den  
kleinen Körnchen der Kakaostärke derartig ver-  
schieden, daß die Erkennung dieser Verfälschung  
gleichfalls keine besondere Schwierigkeiten bietet.  
Es gibt sogar ein Verfahren, nach dem man durch  
Zählung der fremden Stärkekörner einen ziem-  
lich sicheren Schluß auf den Grad der Verfäls-  
chung ziehen kann. Man stellt zu diesem Zwecke  
eine Anzahl Musterpräparate her, indem man  
reinem Kakaopulver der Reihe nach 10, 15, 20  
und 25% Mehl beimengt, die Masse gut ver-  
reibt, eine kleine Durchschnittprobe in verdünntes  
Glycerin einschließt und das Präparat in der  
üblichen Weise mittels Wachstrand zu einem Dauer-  
präparat macht. Zum Zählen verwendet man eine  
in das Okular gelegte Mikrometerskala, mit deren  
Hilfe man die Zahl der auf einer bestimmten

Fläche verteilten fremden Körnchen ermittelt. Handelt es sich hernach darum, den Verfälschungsgrad irgend einer mit Mehl verfehten fremden Probe zu bestimmen, so braucht man nur die auf

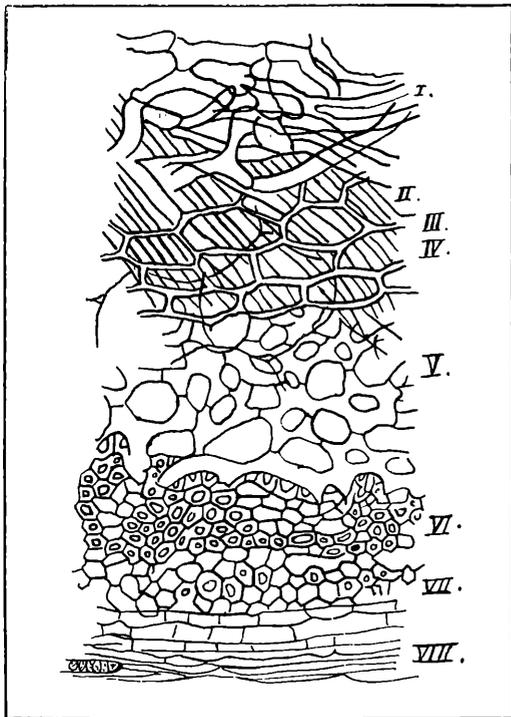


Abb. 1. Kakaobohne, Querschnitt. I Fruchtmus; II Epidermis der Fruchthülle; III Epidermis der Samenschale mit Schleimhöhlen IV; V Sternparenchym (Schwammzschicht); VI Skleriden; VII und VIII Endosperm.  
 (Nach Elsner, Praxis des Chemikers.)

einer gleich großen Fläche vorhandenen fremden Körnchen zu zählen, um sofort durch Vergleich mit den Musterpräparaten den Prozentsatz Mehl erkennen zu können, der dem betr. Kakao beige-fügt ist. Auch Kastanienstärke, das Mehl der echten Maronen, wird häufig zum Verfälschen des Kakaopulvers benutzt. Diese Fälschung ist noch leichter zu erkennen, da die traubenkernähnlichen Stärkekörner der Kastanie sehr stark von denen der Kakaobohne abweichen.

Zusätze von Zucker lassen sich ebenfalls bei einiger Übung unschwer unter dem Mikroskop ermitteln; in der Praxis wird Zucker jedoch stets polarimetrisch in einer wässrigen Abkochung des zu untersuchenden Pulvers bestimmt.

Keine Schokolade soll nach der von der Vereinigung deutscher Schokoladefabriken festgesetzten Bestimmung aus weiter nichts als aus feinst zerriebener Kakaomasse und Zucker bestehen, denen sich u. a. noch ein Gewürz, wie Vanille oder Zimt, zugesetzt; eine Musterschokolade würde Zucker und Kakao zu gleichen Teilen enthalten. Eine dieser Bestimmung gerecht werdende Probe muß daher, nachdem durch Wasserabkochung der Zucker entfernt worden ist, unter dem Mikroskop das nämliche Bild bieten, wie reines Kakaopulver, höchstens dürfen noch die Elemente des einen oder

anderen Gewürzes in ganz geringen Mengen hinzukommen.

Wollen wir Schokolade untersuchen, so müssen wir die Probe zunächst so fein als möglich zerreiben und das Fett daraus entfernen. Vollständig gelingt dies nur dann, wenn wir das mit Äther übergossene Pulver erwärmen. Hierbei ist die größte Vorsicht anzuwenden, da die Ätherdämpfe außerordentlich feuergefährlich sind. Man halte sich also genau an die folgende Vorschrift. Zunächst erwärmt man in einem geräumigen Gefäß, etwa einem eisernen Kochgeschir, Wasser auf etwa 50°. Dann löscht man im Arbeitsraum sämtliche (!) Flammen aus (falls keine elektrische Beleuchtung vorhanden ist, darf der Versuch nur bei Tageslicht angestellt werden), übergießt die Schokoladeprobe in einem etwa 100 ccm fassenden Kochkolben mit etwa 30—40 ccm Äther, taucht das Kochfläschchen in das warme Wasser ein und schüttelt wiederholt um. Da Äther schon bei etwa 35° siedet, wird ein großer Teil davon verdunsten, so daß wir von Zeit zu Zeit nachgießen müssen. Nach etwa 10 Minuten gießen wir den Äther vom Bodensatz ab und wiederholen dieselbe Operation noch etwa zweimal. Dann können wir sicher sein, daß der Schokolade so ziemlich alles Fett entzogen ist. Das Fläschchen, das den noch mit etwas Äther angefeuchteten Schokoladerückstand enthält, wird wiederum in heißes Wasser getaucht und darin stehen gelassen, bis der Rückstand absolut trocken und wie Staub geworden ist. Nunmehr geben wir 50 ccm Wasser in das Fläschchen, kochen über einer Spiritusflamme einige Minuten lang auf, lassen sich absetzen, gießen die überstehende Flüssigkeit ab, kochen nochmals mit

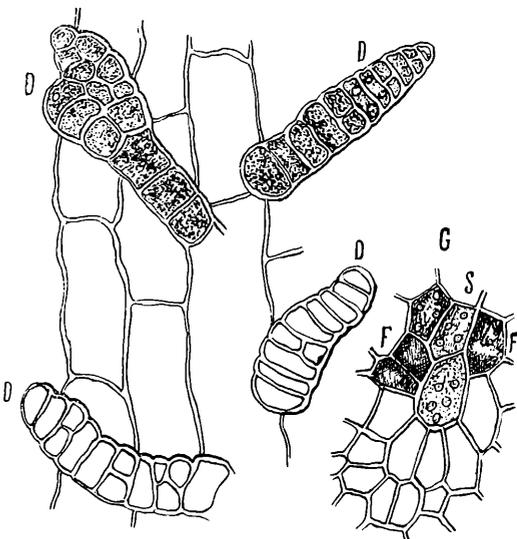


Abb. 2. Gewebeteile des Samens von Cacao Theobroma. D Mitotischer Körper (stark vergrößert); G Keimlappengewebe; S Stärkezellen; F Farbloszellen.  
 (Nach Erdmann-König, Warenkunde.)

Wasser auf, filtrieren den Inhalt durch ein glattes Filter, waschen den Filterinhalt mehrmals mit warmem Wasser und legen schließlich das Filter mit dem Inhalt beiseite, so daß beides miteinan-

der trocknen kann. Das Ergebnis der verschiedenen Manipulationen ist eine gepulverte Schokolade, der alles Fett und sämtliche Zucker entzogen ist und die nun zur Anfertigung mikroskopischer Präparate verwendet werden kann.

War die Schokolade rein, so wird sich das Bild, das uns das Mikroskop zeigt, in feiner Weise von dem Bild unterscheiden, das uns reines Kakaopulver bietet. In Wirklichkeit haben wir ja durch das Entfernen des Fettes und des Zuckers aus der Schokolade auch Kakaopulver gemacht. Bei dem einen oder anderen Präparat werden sich vielleicht Gewürzzusätze in Gestalt fremdartiger Körper bemerkbar machen; diese zu erkennen, dürfte jedoch so ohne weiteres nicht gelingen, sie sollen daher an dieser Stelle vernachlässigt werden. Der Gewürzzusatz ist im übrigen auch so gering, daß wir ihn mit gutem Gewissen beiseite lassen dürfen.

Was die Verfälschungen angeht, so spielen hier zunächst dieselben Mittel eine Rolle, die wir schon beim Kakaopulver kennen gelernt haben, also die Schalen und die verschiedenen Mehle. Haben wir Verdacht auf Mehlezusatz, so dürfen wir die Schokoladeprobe zur Entfernung des Zuckers nicht kochen, da sonst die gesamte Stärke verkleistern und somit die Unterscheidung der verschiedenen Stärtesorten unmöglich würde. In diesem Falle geben wir daher nach dem Entfetten (Erwärmung mit Äther schadet der Stärke nicht) 50 ccm kaltes Wasser in das Kochfläschchen, lassen es unter mehr-

fachem Umschütteln  $\frac{1}{2}$  Stunde stehen, gießen ab und wiederholen diese Operation drei- bis viermal; dann filtrieren wir, lassen trocknen und fertigen aus dem Filtrierückstand die Präparate an.

Eine leider vielfach verbreitete Verfälschungsart besteht im Zusatz mineralischer Stoffe, vor allem von feingepulvertem Ziegelmehl. Diese unverschämte Pantofferei läßt sich unter dem Mikroskop natürlich auf den ersten Blick erkennen, da unorganische Beimengungen als undurchsichtige, scharfartige Brocken deutlich hervortreten.

Eine gute Schokolade ist nicht nur ein angenehmes Genußmittel, sondern auch infolge ihres Zucker- und Stärkegehalts ein Nahrungsmittel, dem fein, wenn auch geringer Gehalt an Theobromin die Fähigkeit verleiht, bis zu einem gewissen Grade anregend zu wirken. Aus diesem Grunde ist die Schokolade auf anstrengenden Wanderungen und Märschen ein unschätzbare Begleiter. Die oben erwähnten Verfälschungen sind wohl nur in solchen Schokoladen zu finden, deren Preis erheblich unter dem Durchschnitt der anerkannt guten Marken liegt. Die bekannten großen Schokoladefabriken Deutschlands und der Schweiz können infolge ihres gewaltigen Absatzes schon für verhältnismäßig billiges Geld reine Ware liefern, eine Ware also, deren Genuß wir uns ohne die Hintergedanken, die die vorliegenden Zeilen vielleicht erwecken könnten, mit bestem Appetit hingeben dürfen.

## Mikroskopie für Anfänger.

### VIII. Die Herstellung einfacher Pflanzenschnittpräparate.

Von Ewald Schild.

Mit 2 Abbildungen.

Die nachfolgenden Zeilen erläutern die Anfertigung einiger pflanzenanatomischer Dauerpräparate, die mit verhältnismäßig geringem Aufwand an Mühe und Kosten herzustellen sind. An Geräten brauchen wir dazu außer Objektträgern und Deckgläsern mehrere Schälchen (Uhrgläser), einige Präpariernadeln, ein Rasiermesser (entweder beiderseits hohlgeschliffen, oder [besser!] nur auf einer Seite hohl und auf der andern flach), einige Stückchen Holundermark und mehrere kleine, weiche Pinsel. An Reagenzien, Farbe- und Einbettungsmitteln sind bereit zu stellen: 70-, 80-, 90- und 95%iger sowie absoluter Alkohol, weites Venetianisches Terpentin, Xylol, Kanadabalsam, Glycerin, Glyceringelatine, Karbolxylol, Eau de Javelle (Weichwasser), Alaunhämatoxylin n. Delafield und Safranin.

Bevor wir unsere Untersuchungen beginnen, sei zuerst in kurzen Umrissen einiges allgemeine über die in der Pflanzenanatomie gebräuchlichsten Präparationsverfahren mitgeteilt, deren Kenntnis für unsere Arbeiten unbedingt notwendig ist. Alle Pflanzen und Teile davon, von denen wir mikroskopische Schnitte anfertigen wollen, müssen zuerst fixiert, d. h. durch geeignete chemische Behandlung in der Weise abgetötet werden, daß sich die Struktur der Zellen möglichst wenig verändert. Wir verwenden dazu 80—90%igen Alkohol, in dem die Objekte nicht nur fixiert, sondern

auch jahrelang aufbewahrt werden können. Es empfiehlt sich, die zu untersuchenden Stengel- oder Blattstückchen in ziemlich viel Alkohol zu bringen, da die Fixierung, die 2—3 Wochen in Anspruch nimmt, sich dann bedeutend besser und gründlicher vollzieht. — Verholzte und andere harte Pflanzenteile kommen, um das Schneiden zu erleichtern, nach beendeter Fixierung in ein Gemisch von 1 T. Glycerin und 1—2 T. 80%igem Alkohol; sie sollen darin mindestens 1, besser aber 2 Wochen verbleiben. — Zur Herstellung von Schnitten mit dem Rasiermesser werden die betreffenden Objekte in Holundermark eingeklemmt, das wir entweder selbst sammeln, indem wir dickere Ästchen des gewöhnlichen Holunderstrauchs (*Sambucus nigra*) von ihrer Rinde und dem Holze befreien, wobei das Mark übrig bleibt, oder in einer Handlung mikroskopischer Bedarfsartikel kaufen. Das Rasiermesser, mit dem wir die Dünnschnitte herstellen wollen, muß sehr scharf und schartenfrei geschliffen sein; empfehlenswert ist es, das Messer vor dem Schneiden auf einem nicht federnden Streichriemen sorgfältig abzuziehen.

Doch nun zum Thema selbst! Unsere Aufgabe sei, Querschnitte durch einen Maisstengel (*Zea Mais*) anzufertigen. Ist die Pflanze gerade nicht zu haben, so helfen wir uns einfach dadurch, daß wir ein paar Maiskörner zwischen feuchtem Fil-

trierpapier keinen lassen und die jungen Pflänzchen in einen Topf mit Gartenerde setzen, wo sie freudig und schnell gedeihen. Wir lassen sie so lange wachsen, bis ihre Stengel etwa Bleistift-dicke haben, und zerlegen sie dann in 3—5 cm lange Stückchen, die wir zur Fixierung in 80 bis

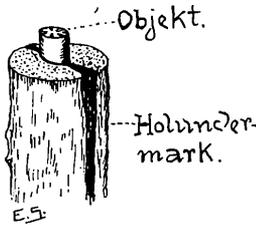


Abb. 1. Das Einklemmen des zu schneidenden Stengels im Holundermark.

90%igen Alkohol bringen. Nach 2—3 Wochen sind die Objekte zum Schneiden fertig. Wir nehmen nun eine Holundermarkstange, bohren mit einem spitzen Glasstab ein die Längsachse durchgehendes Loch hinein, spalten die Stange der Länge nach ein Stück weit auf und klemmen das zu schneidende Stengelstück nach Abb. 1 zwischen den beiden Spaltheilften fest, worauf wir das ganze mit einem Bindfaden umwickeln. Auf diese Weise erhalten wir ein Präparat, das sich beim Schneiden festhalten läßt, während ein nicht in Holundermark liegendes Stengelstück unhandlich und daher schwer zu schneiden ist.

Bei der Anfertigung der Dünnschnitte ist folgendes zu beachten: Der erste Schnitt wird zweckmäßig mit einem Präpariermesser geführt; er soll das vorstehende Stengelstück samt einer nicht zu dicken Markscheibe abtrennen und so eine glatte Schnittfläche schaffen. Bei den eigentlichen Dünnschnitten schneide man immer auf sich zu, niemals von sich weg, und stets ziehend, also so, daß man das Messer mit der ganzen Länge feiner Schneide langsam durch das Präparat hindurchzieht. Messer und Objekt (auch das Holundermark) sind beim Schnitt mit 80%igem Alkohol anzufeuchten und stets genügend feucht zu halten. Auch die Haltung des Messers ist wichtig für das gute Gelingen der Schnitte. Wie halte man das Messer krampfhaft fest, vielmehr soll es leicht und bequem, aber doch sicher in der es führenden Hand ruhen.

Es empfiehlt sich, immer eine ganze Reihe von Schnitten (etwa 15—20) hintereinander herzustellen und später durch Prüfung im Mikroskop die besten auszusuchen. Die fertigen Schnitte werden mit einem weichen Pinsel von der Klinge des Messers abgestreift und in ein Uherschälchen mit absol. Alkohol gebracht, in dem sie bis zur Weiterbehandlung liegen bleiben.

Die erste Stufe der Weiterbehandlung besteht in der Entfernung des plasmatischen Zellinhalts durch Favellsche Lauge (= Bleichwasser), die von unsern Schnitten nur die Zellwände übrig läßt, so daß sich im Mikroskop ein ungemüht klares und deutliches Bild ergibt.

Um die Lauge einwirken zu lassen, bringen wir die Schnitte mit einem Pinsel aus dem Uherschälchen mit Alkohol in das mit Lauge gefüllte.

In der Lauge verbleiben die Schnitte, bis sie ganz weiß erscheinen. Dann wird die Lauge durch oft zu wechselndes Wasser ausgewaschen und jeder Schnitt einer mikroskopischen Prüfung unterzogen; Schnitte, bei denen das Kernwert der Zellmembranen nicht klar zutage tritt, sind noch nicht genügend ausgelaut und nochmals in die Lauge zurückzugeben.

An das Auslaugen schließt sich eine gründliche (!) Wässerung und daran die Färbung an. Wir wollen hier nur ein Färbeverfahren ins Auge fassen und zwar jene Methode, die in der elementaren Pflanzenanatomie wohl am häufigsten Verwendung findet: die Färbung mit Hämatoxylin-Safranin.

Zu ihrer Ausführung bringen wir die Schnitte aus dem Waschwasser auf kurze Zeit in dest. Wasser und dann in ein Uherschälchen mit Mäunhämatoylin nach Desajeld (künstlich!), in dem wir sie 5—10 Minuten liegen lassen. Dann wird zuerst mit dest. Wasser ausgewaschen und darauf Leitungswasser oder Brunnenwasser hinzugefügt, um die Blaufärbung der Schnitte zu bewirken. Haben wir den richtigen Augenblick verpaßt und sind die Schnitte schon zu dunkel geworden, so differenzieren wir durch Hinzufügung von Wasser mit einer Spur Salzsäure und überwachen die Entfärbung unter dem Mikroskop. Durch die Einwirkung der Salzsäure färbt sich das Hämatoxylin rot. Bei wiederholtem Auswaschen mit Leitungswasser oder Brunnenwasser kehrt aber die ursprüngliche blaue Färbung wieder zurück.

Ist die Hämatoxylinfärbung beendet, so kommen die Schnitte zur Kontrast- oder Gegenfärbung in eine verdünnte Safraninlösung (1 T. alkoh. Safraninlösung + 1 T. dest. Wasser), worin sie so lange bleiben, bis sie ganz rot erscheinen, was man durch mikroskopische Untersuchung feststellt. Durch einige Versuche findet man schnell die richtige Färbedauer heraus. Es empfiehlt sich, etwas zu stark zu färben, denn bei dem späteren Durchführen der Schnitte durch die Alkoholstufen,

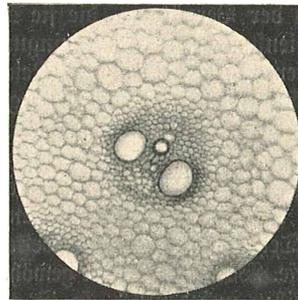


Abb. 2. Querschnitt durch einen Stengel. Geschlossenes Gefäßbündel. Gefärbt mit Hämatoxylin-Safranin; Einschluß in Kanadabalsam.

das zur Herstellung eines Dauerpräparats in Kanadabalsam nötig ist, wird, da das Safranin in Alkohol gelöst ist, stets etwas Farbstoff ausgezogen. Färbt man gleich richtig, so ist die Färbung am Schluß zu schwach. Nimmt man aber eine geringe Überfärbung, so erhält man am Schluß gerade den richtigen Färbungsgrad.

Um die Schnitte in Kanadabalsam einschließen zu können, bringen wir sie nach dem Färben auf je 2—3 Minuten in Uherschälchen mit 70-, 80-, 90-, 95%igen und absol. Alkohol, von da in Kar-

bolglysol und endlich in reines Xylol. Von hier überführen wir sie einzeln auf saubere Objektträger, überfächeln sie mit einem nicht zu großen Tropfen Kanadabalsam und legen unter Vermeidung von Luftblasen ein gleichfalls völlig sauberes Deckglas auf. Damit ist das Dauerpräparat zur Beobachtung fertig. Das Bild, das es uns im Mikroskop bietet, zeigt uns Abb. 2.

Das Einlegen der Schnitte in Kanadabalsam ist vielleicht etwas mühsam, liefert aber die weitest aus schönsten Ergebnisse. Einfacher ist der Einschluß in Glycerin, der sich aber nur für ungefärbte Präparate eignet. Das Glycerin ist nämlich niemals ganz säurefrei, und durch den Säuregehalt geht über kurz oder lang selbst die beste Färbung zugrunde. Die Schnitte, die in Glycerin eingebettet werden sollen, werden also weder mit Hämatoxylin noch mit Safranin behandelt, sondern gleich aus dem sich an die Javellesche Lauge anschließenden Waschwasser auf einen sauberen Objektträger gebracht, in dessen Mitte sich ein Tropfen Glycerin befindet. Beim Auflegen des Deckglases ist sorgfältig darauf zu achten, daß kein Glycerin über den Deckglasrand hinaustritt. Glycerinpräparate muß man nämlich besonders verschließen, und an mit Glycerin benetzten Glasstellen haftet der venet. Terpentin, den wir als Verschlusmittel benutzen, nicht. Der Kitt wird mit einem heißen Draht längs der Deckglasfanten aufgetragen, so daß ein vollkommen luftdichter Abschluß entsteht, der auch ein Verschieben des Deckglases hindert.

Zum Schluß sei noch eine dritte Einschluß-

methode erwähnt: der Einschluß in Glycerin-gelatine, der sich sowohl für gefärbte wie für ungefärbte Schnitte eignet. Will man dieses Verfahren verwenden, so bringt man die Schnitte nach der Färbung (bzw. wenn es sich um ungefärbte handelt, nach dem auf die Javellesche Lauge folgenden Waschwasser) in ein Uhrschälchen mit dest. Wasser, dann in ein Gemisch von 1 T. Glycerin und 1 T. dest. Wasser und schließlich in reines Glycerin. Dann wärmen wir eine Porzellanplatte vorsichtig an (ziemlich stark), legen einen ebenfalls erwärmten Objektträger darauf, machen etwas Glyceringelatine durch Erwärmen flüssig, bringen einen Tropfen davon auf den Objektträger, geben den Schnitt, dem möglichst wenig Glycerin anhaften soll, hinein und legen rasch das gleichfalls erwärmte Deckglas auf, wobei wir uns bemühen, Luftblasen zu vermeiden. Die ganze Einschlußarbeit muß mit möglichster Beschleunigung vorgenommen werden, da uns die Gelatine sonst unter den Händen erstarrt.

Damit haben wir die einfachsten und gebräuchlichsten Methoden zur Herstellung pflanzenanatomischer Dauerpräparate kennen gelernt. Sie eignen sich natürlich nicht nur für *Zea Mais*, sondern so ziemlich für alle ähnlichen Objekte, die uns die Pflanzenwelt bietet. Empfehlenswert ist es, sie an recht verschiedenem Material auszuprobieren und die Ergebnisse genau zu studieren. Dadurch gewinnt man ebensowohl die Sicherheit in der Handhabung, die das Kennzeichen gründlicher Erfahrung ist.

## Zur 4. Kriegsanleihe.

### Kriegsanleihe und Bonifikationen.

Die Frage, ob die Vermittlungsstellen der Kriegsanleihen von der Vergütung, die sie als Entgelt für ihre Dienste bei der Unterbringung der Anleihen erhalten, einen Teil an ihre Zeichner weitergeben dürfen, hat bei der letzten Kriegsanleihe zu Meinungsverschiedenheiten geführt und Verstimmungen hervorgerufen. Es galt bisher allgemein als zulässig, daß nicht nur an Weitervermittler, sondern auch an große Vermögensverwaltungen ein Teil der Vergütung weitergegeben werden dürfe. War dies bei den gewöhnlichen Friedensanleihen unbedenklich, so ist anlässlich der Kriegsanleihen von verschiedenen Seiten darauf hingewiesen worden, daß bei einer derartigen allgemeinen Volksanleihe eine ver-

schiedenartige Behandlung der Zeichner zu vermeiden sei und es sich nicht rechtfertigen lasse, den großen Zeichnern günstigere Bedingungen als den kleinen zu gewähren. Die zuständigen Behörden haben die Berechtigung dieser Gründe anerkennen müssen und beschlossen, bei der bevorstehenden vierten Kriegsanleihe den Vermittlungsstellen jede Weitergabe der Vergütung außer an berufsmäßige Vermittler von Effetengeschäften strengstens zu untersagen. Es wird also kein Zeichner, auch nicht der größte, die vierte Kriegsanleihe unter dem amtlich festgesetzten und öffentlich bekanntgemachten Kurse erhalten, eine Anordnung, die ohne jeden Zweifel bei allen billig denkenden Zeichnern Verständnis und Zustimmung finden wird.

# Mikrosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 14/15

## Bazillenchemiker.

Von Dr. Adolf Reih.

In große Betriebe verpflanzten wir die Gedanken, die in kleinen Gläsern der Laboratorien erstmals Form angenommen hatten. Die Menge des Erzeugnisses war uns oft nicht so wichtig als die bloße Tatsache des Verkaufes einer gewissen chemischen Erscheinung. Der Wert des Erzeugten, das Bedürfnis einen größeren Vorrat zu diesem oder jenem Zwecke zur Verfügung stellen zu können, macht es zur Notwendigkeit, in vielen Fällen vom kaufmännischen Gesichtspunkt aus zu arbeiten. Und diese Wage bedurfte als Gewicht der einen Schale den Einkaufswert des Rohstoffes, die Unkosten der Verarbeitung. Es gelang unter diesem Gesichtspunkt, manches flott zu machen, manches scheinbar Wertlose auszunützen.

Wir brühten uns leider oft mit unseren chemischen Künsten. In der Tat, vor einer Fabrik wie der „Badischen Sulfit- und Sodafabrik“ ver-schwimmt ein einfacher Gelbbildner aus dem Bakterienreich, der in einem kleinen Reagenzglas eingeschlossen ist. Gehen wir dem Unterschied aber nicht bloß mit dem Metermaß zu Leibe, so müssen wir zugestehen, daß die Farbstoffproduktion mit die anderen chemischen Leistungen der Mikroorganismen, überhaupt der lebenden Materie, die aller unserer Betriebe weit über-treffen. Im lebenden Organismus finden wir immer eine so ausgezeichnete Arbeitsverteilung, die Gliederung der Erzeugnisse ist in so feiner Weise zusammengesetzt, das Ausschalten des Ver-brauchten und das Einschalten des Ersatzes gehen so glatt von statten, daß wir sagen müssen: Un-sere chemische und technische Forschung wird mit der Ergründung der Vorgänge in der lebenden Materie noch Verfahren ausfindig machen kön-nen, deren praktische Bedeutung unübersehbar ist. Wenn nur das Ergründen nicht so schwer wäre! Ein kleiner Überblick soll zeigen, wie gut ausge-

bildete Chemiker die Bakterien und die Hejen sind.

Wollen wir uns überzeugen, daß auch unsere kleinsten irdischen Genossen sich nicht ungeschmückt auf der Erde tummeln, so genügt die Herstellung einer 1%igen Abkochung von Agar. Sorgen wir dafür, daß nach dem Erstarren des Agars einige Minuten lang Luft Zutreten kann, bedecken wir dann die Schale mit einem dicht-abschließenden Deckel und bewahren wir das Ganze im dunkeln bei Zimmertemperatur auf, so werden wir nach einigen Tagen die Farbstoff-bildung mit bloßem Auge erkennen können. Die äußeren Farben der Bakteriekolonien dienen uns ja auch als Hilfsmittel bei der Unterschei-dung der Bakterienarten. Über die Zusammen-setzung dieser Bakterienfarbstoffe vermochte uns die Wissenschaft bisher nur wenig zu sagen. Nicht selten ist die Farbstoffbildung abhängig von gewissen Zusätzen zu den Nährböden. Es ist z. B. geradezu möglich, in Nährböden geringe Mengen von Eosin, die an sich nicht sichtbar sind, dadurch nachzuweisen, daß man auf den betreffen-den Nährböden Bakterienarten züchtet, die im-stande sind, in lebendem Zustand Eosin in ihren Körpern aufzuspeichern. Die Kolonien weisen dann eine besondere „vitale Färbung“ auf und verraten dadurch die Anwesenheit des be-treffenden Farbstoffs.

Züchtet man verschiedene Farbstoffbildner auf Agarnährböden, so läßt sich der von ihnen gebildete Farbstoff häufig mit Alkohol, Äther oder Benzol ausziehen. Besonders schön sind Kulturen des „Wunderbazillus“ (*Bacterium prodigiosum*), dessen Farbstoff, das Prodi-giosin, in Alkohol mit granatroter Farbe löslich ist.

Züchtet man Wasserbakterien auf Gelatine-nährböden, so fallen zumeist die Arten auf, die

einen fluoreszierenden grünlich schimmernden Farbstoff, das Bakteriofluoreszein, erzeugen. Den Blaubildner der Milch hat wohl die Mehrzahl der Leser schon vor Augen gehabt. Charakteristisch ist er durch die blaue Farbe, das Synzymnin.

In den Gärungserscheinungen zeigen sich weitere chemische Leistungen der Mikroorganismen. Ein Reagenzglas mit einer 1%igen Traubenzuckerlösung kann nach Zusatz von wenig Bierhefe ein Bild der Einwirkung geben. Die Hefepilze spalten den Traubenzucker in Alkohol und Kohlenäure, die in Form von Bläschen aufsteigt. Mit was spalten sie den Traubenzucker? Mit Stoffen, die sie selbst erzeugen, mit sogenannten Enzymen. Das Alkoholenzym, mit dem die Gärungserreger arbeiten, nennen wir Zymase. Sie kann aus dem Presssaft von Hefezellen gewonnen werden. Durch Zusatz solcher zellenfreien Zymase sind Gärungserscheinungen auslösbar.

Selbstverständlich wagen sich unsere Bakterien auch an andere stoffliche Schätze der Natur. Der verwickelte Bau der Eiweißverbindungen wird von den meisten umgewandelt, Vorgänge, bei denen verschiedenerelei Erzeugnisse uns Aufschluß über die Einwirkung der Bakterien auf Eiweiß geben. Die Bildung von Alkali, von Ammoniak ist ein deutliches Zeichen von Eiweißzerfall. Einige Bakterien vermögen den Harnstoff zu kohlensaurem Ammoniak umzuformen.

Die eiweißspaltenden Bakterien sind die Bildner der zahlreichen Fäulnisgifte, der Ptomaine. Eine besondere Gruppe stellen die Krankheitserreger dar, von deren chemischen Fähigkeiten uns Ehrlich und seine Schüler vieles

berichtet haben. Wir unterscheiden Ektotoxine, das sind Gifte, die sich vom Bakterienkörper gesondert in den flüssigen Kulturen bilden, und Endotoxine, das sind Gifte, die im Innern der Bakterienzellen aufgespeichert sind und erst beim Absterben der Zellen daraus hervortreten. Wie weit die Bakterienproteine einer der beiden Gruppen unterzuordnen sind, diese Frage hat noch keine einheitliche Beantwortung erfahren.

Bei der Einwirkung gewisser Bakterien auf Eiweißverbindungen nehmen wir Schwefelwasserstoffbildung wahr (faule Eier). Durch Zusatz von reinem Schwefelpulver kann die Schwefelwasserstoffbildung gesteigert werden.

Durch besondere Zusätze zu den Kulturen suchen wir bestimmte chemische Leistungen der Bakterien als Unterscheidungsmerkmale zu verwenden. Zusatz von blauem Lackmusfarbstoff bezweckt z. B. den Nachweis der Säurebildung. Die Umwandlung von Nitraten zu Nitriten wird dadurch festgestellt, daß man die Kulturröhrchen nach der Einwirkung der Bakterien mit etwas farbloser Jodkaliumstärkelösung und einigen Tropfen verdünnter Schwefelsäure versetzt. Bei Vorhandensein von Nitriten tritt dunkelblaue bis dunkelbraunrote Verfärbung ein.

Sichere chemische Nachweisverfahren sind in vielen Fällen nur dann zweckentsprechend, wenn die Ernährungsbedingungen der Bakterien genau festgestellt sind, d. h. wenn wir über Normalnährböden verfügen. Es ist zu hoffen, daß mit der einwandfreien Begründung besonderer charakter Züchtungsverfahren, die dem Bakteriologen nicht allzufreien stofflichen Spielraum lassen, noch zahlreiche gute Bestimmungsmöglichkeiten und Aufklärungen auf diesem biochemischen Gebiet geschaffen werden.

## Fang und Präparation von Mikro-Arthropoden.

Von Dr. Anton Krauffe.

Mit 2 Abbildungen.

Im Anschluß an den in Heft 11 des laufenden „Mikrokosmos“-Jahrgangs erschienenen Aufsatz von Willmann, „Fang, Konservierung und Präparierung der Arthropoden-Fauna im Moos“, in dem der Verfasser besonders auf den Verleseechen Fangapparat und die Dindemanssche Konservierungslösung hinweist, sei mir gestattet, einen von mir konstruierten, selbsttätigen Massenfang-Apparat kurz zu besprechen und daß von mir zur Konservierung und Präparierung der meisten Milben, Kleininsekten usw. benützte Verfahren anzudeuten.

Die Einrichtung meines Fangapparats, der aus Erde, Laub, Moos usw. die winzigsten Insekten und Milben sehr schnell und vollzählig herausholt, ergibt sich aus Abb. 1. Das Sieb mit dem auszuliesenden Material wird oben in einen steilwandigen Trichter gesetzt, der in einem Dreifuß hängt. Unter den Trichter kommt das Fangglas zu stehen. Über das Sieb wird ein Wassergefäß gestülpt, das sozusagen einen doppelwandigen Deckel darstellt. An einer Stelle ragt dieser über den Dreifuß hervor; unter diesem vorspringenden Teil bringt man eine Flamme

zum Erhitzen des Wassers an. Die Oberfläche des Wasserbehälters besitzt eine Öffnung zum Eingießen des Wassers, die zugleich als Dampf-

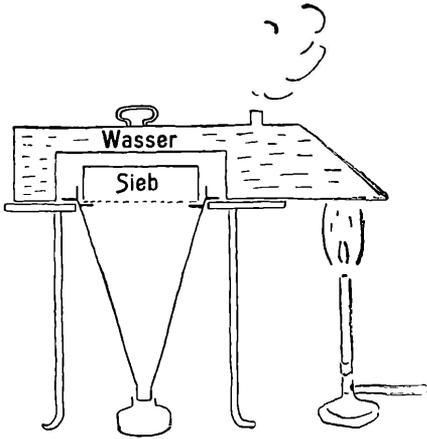


Abb. 1. Schema des Krauffeschen Fangapparats.

auslaß dient, und einen Henkel, der das Auf- und Absetzen der Wasserklappe erleichtert.

Wird der Apparat in Betrieb gesetzt, so wirkt die Wärme allmählich von oben und den Seiten her auf das im Trichtersieb liegende Material ein. Infolgedessen ziehen sich die Tiere nach der Mitte und nach unten hin zurück, wobei sie nach und nach in das Sammelglas fallen.

Abb. 2 zeigt eine Gesamtansicht des Apparats. Man kann damit in kurzer Frist erstaunliche Mengen von Kleininsekten, Milben usw. erbeuten, auch ist es mit seiner Hilfe möglich, quantitative Bodenuntersuchungen auszuführen, da die Tiere fast alle durch die Wärme herausgebracht werden. Eine derartige Charakterisierung unserer verschiedenen Böden ist bisher kaum in Angriff genommen; sie würde eine lohnende Aufgabe für erfahrene Naturfreunde bilden.

Auf Sammelreisen mitgeführt, dürfte der Apparat eine Fülle neuer Formen liefern.

Die meisten Mikroarthropoden konserviere ich in der von Dudemans angegebenen Mischung, nämlich:

87 Teile Alf. 70%

5 Teile Glycerin

8 Teile Ac. ecet. glac.

Vor endgültigem Einschluß (als Dauerpräparate) bringe ich die Tiere in ein Gemisch von 50 T. Dudemanscher Flüssigkeit + 50 T. Glycerin.

Eingeschlossen werden die Objekte in einem Gemisch von 50 T. Alf. 70% + 50 T. Glycerin.

Diese Präparate umrandet man am einfachsten mit (in Äthyl) sehr verdünntem Kanadabals-

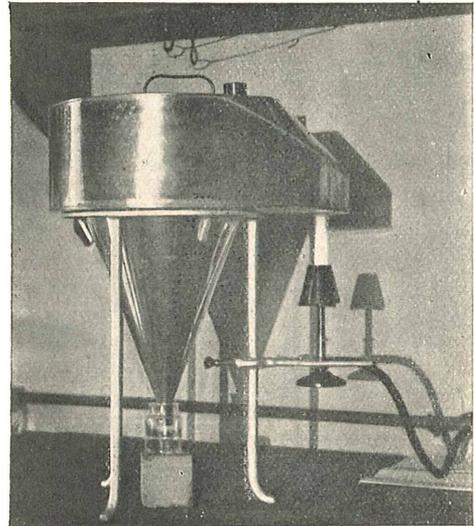


Abb. 2. Schaubild des Krauffeschen Fangapparats.

jam. Auch „Goldgrund“ oder in abf. Alkohol gelöster guter Siegellack ist dafür gut geeignet.

Das ganze Verfahren ist sehr bequem und liefert vorzügliche Ergebnisse. Bei stark und dunkel chitinierten Milben und Insekten ist es natürlich nicht anwendbar.

## Lebendes Material im Glase. Beobachtungen an meinen Mikroaquarien.

Von R. Hübschmann.

Als ich im Jahre 1911 für den „Mikrokosmos“ meinen kleinen Aufsatz über Mikroaquarien schrieb,<sup>1)</sup> hatte ich nur den einen Zweck im Auge, Liebhaber auf dieses Gebiet aufmerksam zu ma-

<sup>1)</sup> Vgl. R. Hübschmann, Über Mikroaquarien-„Mikrokosmos“, Jahrg. V. (1911/12), S. 277 f.

chen. In der Zwischenzeit habe ich mich nun viel eingehender mit dem Leben in diesen Aquarien beschäftigt und dabei herausgefunden, daß die Lebensvorgänge, die sich in den Mikroaquarien abspielen, viel anziehender sind, als ich anfänglich glaubte.

Seinerzeit hatte ich zwei kleine Aquarien-  
gläser eingerichtet: ein flacheres von etwa 15 cm  
Höhe für Kleinlebewesen, ein tieferes von etwa  
25 cm Höhe für kleinere Fische, wie Stichlinge  
u. dgl., die ich beobachten wollte. Die Quer-  
schnitte beider Gläser waren gleich groß, so daß  
sie sich aufeinanderstellen ließen.

Die Bewohner des unteren Glases wollen  
wir zunächst ganz außer Acht lassen, weil sie  
für uns kein besonderes Interesse bieten.

Das obere Glas füllte ich zum Teil mit  
Leitungswasser, etwa bis zu  $\frac{1}{3}$  der Höhe, und ließ  
es einige Zeit stehen. Es war im Frühjahr, und  
da gab es schon frisches Grün in Teichen und  
Bächen. Ich nahm zunächst einige kleine Zweige  
von *Elodea densa* aus einem flachen Tümpel,  
der schon stark verlandet war, mit nach Hause  
und etwas Schlamm dazu. Schon nach wenigen  
Tagen, als das Wasser sich kaum geklärt hatte,  
sah ich eine Unmenge Rädertiere darin umher-  
schwimmen. Nach kurzer Zeit gab es einen dichten  
Algenflor mit all seinen Bewohnern: Dia-  
tomeen, Rädertieren, Dipteren und kleinen Ma-  
dusozoen. Nachdem ich aber eine große Anzahl  
Müpfersinge in meinen kleinen Tümpel gebracht  
hatte, änderte sich das Bild schnell. Der Algen-  
flor ging bedeutend zurück (wohl weil ihm die  
Zusammensetzung des Wassers nicht mehr be-  
lagte), *Elodea densa* dagegen wuchs kräftig her-  
an und auch andere kleine Wasserpflanzen zeig-  
ten üppigere Vegetation, durch die sie meinem  
Auge erst ihre Anwesenheit verrieten. Beson-  
ders freute es mich, daß ich eine kleine Wasser-  
rammel mit eingeschleppt hatte (unbeabsichtigt), die  
schon nach zwei Jahren recht schön blühte, ob-  
gleich ihr wenig Platz zur Verfügung stand.

Seit der Einrichtung dieses Aquariums habe  
ich es mir zur Regel gemacht, von meinen Fängen  
mit dem Reze stets ein kleines Gläschen lebenden  
Materials mit nach Hause zu nehmen. Ich habe  
diese Maßnahme niemals bereut, denn einmal  
hat man immer lebendes Material zur Beobach-  
tung zur Verfügung, zum andern kann man  
einen Teil seinem Aquarium einverleiben. Na-  
türlich geht das meiste darin zugrunde, einmal  
der Wasserverhältnisse, bzw. Wasserzusammen-  
setzung wegen, dann aber auch, weil das Mate-  
rial auf dem Transport, der bei mir stets einige  
Stunden, oft auch halbe Tage dauert, meistens  
beträchtlich leidet. Immerhin erlebt man oft  
seine Freude daran, da man nach Tagen oder  
Wochen häufig ganz unvermutet ein Lebewesen  
wiedererkennt, das mit solchen Fängen eingeschleppt  
worden ist. Oftmals bringt man auch Dauer-  
keime und Jugendstadien mit, deren Entwick-

lungsergebnis einen dann freudig überrascht. So  
habe ich z. B. früher mich lange danach gefehnt,  
einmal *Cothurnia* zu Gesicht zu bekommen. Be-  
reits einige Monate nach der ersten Füllung  
meines Aquariums hatte ich die Freude, an Al-  
genfäden *Kothurnien* in Menge zu finden. Spä-  
ter fand ich sie noch oft im Freien, aber nur an  
Algen in fließendem Wasser. Wie die *Kothur-*  
*nien* sich in meinem Aquarium sozusagen spora-  
disch zu solcher Blüte entwickeln konnten, ist mir  
noch heute ein Rätsel. Einige Zeit hernach fand  
ich auf den Blattstängeln von Hornkraut, das  
sich eine Zeitlang im Aquarium breit machte,  
große Mengen von *Melicerta* ringens, die ich  
früher und auch später in Gewässern des hiesigen  
Bezirks vergeblich suchte. Das Tierchen kam in  
solchen Mengen im Aquarium vor, daß sämtliche  
Pflanzen fast ganz damit überzogen waren.

Es ist sehr lehrreich, das Becken einmal in  
der Woche möglichst genau mit der Lupe ab-  
zusuchen und dann Proben von allen Pflanzen,  
vom Grunde und vom Belag der Wände unter  
dem Mikroskop zu bringen. Man kann auf diese  
Weise sehr hübsch feststellen, wie die Jahreszeiten  
auf die im Behälter enthaltenen Lebewesen ein-  
wirken und manche wertvolle biologische Ent-  
deckung machen.

So hatte ich z. B. lange vergeblich ver-  
sucht, *Lemna* anzusiedeln. Die Versuche scheiter-  
ten immer wieder am Kalkgehalt des Wassers.  
Als ich dem Aquarium aber einmal länger als  
ein Jahr wenig Wasserproben zugeführt hatte,  
so daß es fast ganz sich selbst überlassen blieb,  
hatte der Gehalt an gelösten Stoffen im Wasser  
sich derartig geändert, daß *Lemna* mit einem  
Male nicht nur sich hielt, sondern das ganze  
Aquarium überzog. Seitdem ist meine *Lemna-*  
*Kultur* jahraus jahrein in gutem Zustand ge-  
blieben und heute stellt mein Aquarium einen  
richtigen kleinen Dorfstümpel mit Infusorien,  
Würmern, Rädertieren, Insekten usw. auf klein-  
stem Raume dar. Sogar *Hydra fusca* ist stets  
in mehreren Exemplaren zu finden, ohne indessen  
überhand zu nehmen. Die Natur hat sich sozu-  
sagen selbst geholfen und einen Ausgleich zwi-  
schen den einzelnen Lebensinteressen bewirkt, so  
daß jetzt die schönste Harmonie herrscht.

Deshalb ist aber nun nicht etwa eine große  
Eintönigkeit vorhanden. Im Gegenteil, es ist  
jetzt mindestens ebenso interessant, wie früher.  
Mit der Jahreszeit wechseln nämlich regelmäßig  
die Bestände an Tieren und Pflanzen. So ster-  
ben die meisten Exemplare von *Lemna* im Herbst  
ab, während der Rest zu Boden sinkt, um dem  
neuen Frühling entgegenzuhalten. Ebenso ist's

mit *Hydrocharis morsus ranae*, die ich seit 3 Jahren im Aquarium habe. Auch sie verschwindet im Herbst bis auf einige Dauerknospen, die im Bodenschlamm überwintern. Nur Wasserpest, Hornkraut u. dgl. wachsen ruhig weiter und müssen öfter stark beschnitten werden. Dann drücke ich die Pflanzen aber erst ordentlich aus, um möglichst wenig Kleinlebewesen mit herauszubringen.

Wenn nun im Herbst so viel Pflanzenteile auf dem kleinen Raume absterben, so wird das Wasser naturgemäß ziemlich schwarz und faulig. Das macht aber nicht viel aus, denn die Erscheinung verschwindet wieder, manchmal schon nach 1—2 Wochen, worauf das Wasser um so klarer ist. Wer ängstlich ist, mag die zu stark wuchernden Pflanzen erst nach diesem Fäulnisprozeß entfernen, da grüne Pflanzenteile ja das Wasser gut durchlüften. Den Winter über ist dann das Wasser weniger belebt, obgleich das Gefäß im geheizten Zimmer steht, allerdings am Fenster. Ich setze es ruhig dem vollen Tageslicht aus; nur im Hochsommer stelle ich einen Karton davor, da dann genügend reflektiertes Licht aus dem Zimmer auf das Aquarium fällt. Im Januar—Februar beginnt sich's wieder im Glase zu regen: Algenfäden treten auf und spinnen sich von Pflanze zu Pflanze. Dazwischen sieht man zahlreiche Zyklops. *Chydorus* rennt geschwind in dem Algengewirr umher, sich oft in den Fäden verstrickend. Etwas später wird's auch bei den höheren Pflanzen wieder grüner. Lemna steigt auf und fängt an, Tochterpflanzen zu bilden. Ende April bis Anfang Mai erscheinen die Knospen von *Hydrocharis* und beginnen Blätter und schließlich Ausläufer zu treiben. Zu dieser Zeit wimmelt es zwischen den Blättern und im Mulm von Infusorien, Rädertieren aller Art und Klabozeren, während Zyklops den Höhepunkt seiner Entfaltung schon überschritten hat.

Im Sommer muß man, wie schon gesagt, das Aquarium vor zu starker Bestrahlung schützen, damit sich das Wasser nicht zu stark erwärmt, denn sonst würden die meisten Tiere absterben. Natürlich hat es aber auch seine Reize, einmal zu beobachten, was in diesem Falle geschieht. Man wird bemerken, daß sehr viel Rädertiere auftreten, meist Rotifer und verwandte Arten, ferner viele Exemplare von *Staurastrum*, *Pediastrum* und Blaualgen; vor allem aber machen sich neben Infusorien allerhand Würmer breit.

Die in das untere größere Aquarium gesetzten Fische (4 Stück) starben mir während einer achttägigen Abwesenheit sämtlich. Als ich wie-

derkam, war das Wasser trübe und roch faulig, während die Wände des Gefäßes mit Algen besetzt waren. Ich hatte damals wenig Zeit, mich um die Sache zu kümmern und ließ ihr freien Lauf. Nach einiger Zeit trat eine schöne Wasserblüte auf, die nach etwa 8 Tagen wieder verschwand. Sie bildete jetzt einen dünnen Mulm auf dem Boden. Dagegen war das Wasser ziemlich klar und wies an größeren Bewohnern nur einige Rädertierchen auf, die man gelegentlich umher schwimmen sah. Nunmehr nahm ich alle Pflanzen aus dem Gefäß heraus und setzte eine Anzahl Zyklops hinein, die unter all dem Mo-nadenwolf, das den Mulm belebte, gründlich auf-räumte. Dadurch klärte sich das Wasser noch mehr, so daß ich beschloß, zu versuchen, Plankton in dem Glase anzuzüchten. Ich will gleich vorausschicken, daß mir dies nicht ganz gelungen ist. Manche Organismen hielten sich zwar wochenlang, aber eines Tags war's stets ganz aus damit. *Leptodora* habe ich einmal fast drei Wochen im Zimmer gehabt, länger ist mir's niemals geglückt. Dann habe ich wiederholt, ja oft *Diaptomus* hineingesetzt. Anscheinend war das Wasser aber nicht richtig temperiert oder es war sonst etwas nicht in Ordnung, denn *Diaptomus* hielt sich nicht einmal so lange als *Leptodora*. Sehr lange habe ich *Bosmina* halten können; auch *Cypris*-Arten haben sich gut gehalten und sind bisher in ziemlich regelmäßigen Zwischen-räumen wieder aufgetaucht; ferner hat *Scapho-leberis mucronata* ziemlich lange ausgehalten. Ich glaube herausgefunden zu haben, daß es sehr (vielleicht sogar ausschließlich) darauf ankommt, aus was für einem Gewässer man die Organismen entnimmt. Solche aus kleineren Tümpeln oder Teichen mit ziemlich raschem Temperaturwechsel halten sich besser, als solche aus Seen. Es gibt ja viele kleine Gewässer, die eigentlich Tümpel sind, aber trotzdem eine gute Planktonflora und Fauna haben.

In dem größeren Aquarium muß ich die Bewohner füttern, da es keine Pflanzen enthält. Anfänglich gab ich getrocknete und fein gepulverte Salatblätter. Damit habe ich aber auf die Dauer nicht den gewünschten Erfolg erzielt. Deshalb bin ich später dazu übergegangen, frische Fleischstücke 24 Stunden lang in Wasser auszulaugen und dieses frische Fleischwasser in kleineren oder größeren Mengen (je nach der Jahreszeit und der Empfindlichkeit der Bewohner des Aquariums) dem Aquarienwasser zuzusetzen. Dies habe ich im allgemeinen monatlich 3—4 mal getan und damit recht gute Erfolge erzielt. Zu beachten ist nur, daß man des

Guten nicht zuviel tut, sonst tritt leicht Fäulnis auf, die alles Leben abtötet.

Studienhalber wird man auch diesen Zustand gelegentlich einmal hervorrufen. Das Wasser trübt sich dann sehr schnell und wird mit einem Schläge ganz schwarz, während jede Spur von höherem Leben verschwindet; nur Bakterien wimmeln in Unmengen umher und bilden eine ziemlich dichte Haut auf der Wasseroberfläche. Allmählich aber beginnt es an den Glaswänden wieder grün zu schimmern, ein Zeichen, daß neues höheres Leben sich regt. Nachdem der ziemlich reiche Algenflor seinen Höhepunkt überschritten hat, sieht man auch wieder allerlei Gezier. Solche Arten, die Dauerkeime bilden, wie Daphnien, haben den „Weltuntergang“ gut überstanden und treten bald in schnell zunehmender Menge auf, da sie ziemlich viel Nahrung finden. Um den Reinigungsprozeß des Wassers zu beschleunigen, habe ich dann ein paar ganz kleine Elodea-Zweige hineingegeben, die ich auch für die Folge im Glase lieb. Ich habe nur immer streng darauf geachtet, daß die Pflanzen sich nicht stark ausbreiteten.

In der letzten Zeit bin ich von der Zugabe von Fleischwasser wieder abgegangen; dafür bringe ich jetzt kleine Fleischstückchen in das Aquarium hinein. Auf diese Weise wird etwa einsetzende Fäulnis meist auf die nächste Umgebung des Fleischstückchens beschränkt, während das Gefäß im übrigen ganz frei davon bleibt. Allerdings wird dem Wasser, wenn man so vorgeht, nicht mit einemmal eine so große Menge Nährstoffe mitgeteilt; dafür hat man einen gleichmäßigeren Betrieb. Nur wenn man z. B. in kürzester Zeit große Mengen Daphnien züchten will, ist Zusatz von Fleischwasser zu empfehlen. Die Tiere vermehren sich dann innerhalb 8 Tagen so stark, daß sie fast einen Brei bilden. Man fange mit kleinen Mengen Fleischwasser an, um sie hernach der Daphnien-Menge entsprechend zu steigern. Vorsicht ist aber auch hier geboten, denn ein besonders schwüler Tag kann den ganzen Spatz verderben. Hat man Glück, so wird man erstaunt sein, wie rasch hier totes Material wieder in Lebewesen umgewandelt wird! Aus ein paar Daphnien und etwas Fleischwasser kann man in einer Woche Tausende und aber Tausende von Daphnien ziehen.

Mit den Daphnien habe ich übrigens gelegentlich ein hübsches Experiment gemacht. Ich hatte aus einem ganz flachen Tümpel einer Kuhweide, der also sehr viel Nährstoffe zugeführt bekam, einige recht plumpe und wohlgenährte Daphnien in das kleinere Glas gesetzt, wo sie

in den reichlichen Pflanzenabfällen ebenfalls reichlich Nahrung fanden. In der Hauptvermehrungszeit hatten die Tiere bis zu einem Dutzend Eier bei sich. Eine Änderung gegen die ursprünglich eingesezte Form war nicht zu beobachten. Dann habe ich von diesen Tieren eine Anzahl in das größere Glas gebracht, dessen Inhalt ich zuvor zweimal durch ein dichtes Planktonnetz gegossen hatte, so daß ich mich darauf verlassen konnte, daß keine Daphnie und kein Daphnien-Dauerkeim im Wasser zurückgeblieben war. Das Glas selbst wurde mit scharfem Sand und einer Bürste gründlich gereinigt und dann eine 1/2 Stunde lang unter der stark fließenden Wasserleitung stehen gelassen. Hernach brachte ich das filtrierte Wasser wieder in den Behälter, setzte die Daphnien hinzu und gab Fleischstückchen zu. Nach ziemlich kurzer Zeit, schon in der 4.—6. Generation, hatten die Tierchen ihre robuste Gestalt verloren und waren schlank und durchsichtig geworden, hatten sich also sozusagen in richtige Plankton-Daphnien umgebildet. Auch durch reichlichen Zusatz von Blutwasser erhielten die Jungen die Form ihrer Vorfahren nicht wieder und selbst heute, d. h. über 21/2 Jahre nach diesem Versuch und nachdem die Lebensverhältnisse in dem Behälter ganz andere geworden sind, da die Gegenätze sich mehr ausgeglichen haben, zeigen die Daphnien immer noch die neue Form. Auch bei starker Vermehrung weist diese Form nie mehr als 4—5 Eier auf. Dagegen zeigen sich fast das ganze Jahr hindurch Männchen und entsprechend Weibchen mit Ephippien. Von einer Unterernährung kann eigentlich kaum gesprochen werden, denn die Tiere vermehren sich gut und sind stets in größerer Anzahl vorhanden, so daß ich immer ein paar Hydren im Glase habe, die dafür sorgen, daß der Segen nicht zu groß wird. Natürlich vermehren sich die Hydren sehr stark, so daß man fortwährend welche herausnehmen muß. Einfacher wäre es selbstverständlich, ab und zu eine Anzahl Daphnien herauszufangen. Aber die Hydren bilden ein fast jedem Besucher interessantes Anschauungsmaterial, das ich auch nicht missen mag.

Von Tieren, die man auf diese Weise das ganze Jahr für Untersuchungen zur Verfügung hat, möchte ich nur nennen: Infusorien, Käbertiere, verschiedene Kladozieren (besonders Daphne, Chydorus, Peracantha, Alona), ferner Hydren, Turbellarien, Saugwürmer und die verschiedensten Kleinpflanzen, die fast immer in einer oder der anderen Art vertreten sind. Zweckmäßig ist es, einige kleine Schnecken in das Aquarium zu bringen. Sie halten die Glaswände einiger-

maßen sauber und ihr Laich bietet interessantes Material für embryologische Studien. Wenn es darauf ankommt, zu gewissen Zeiten bestimmte Kleinlebewesen oder bestimmte Ordnungen, Klassen, Arten vertreten zu haben, so muß man mehrere Gläser mit möglichst verschiedenen Lebensbedingungen unterhalten. Dazu gehört auch, daß man die Licht- und Temperaturverhältnisse recht verschieden gestaltet.

Will man lebende Bakterien vorführen, so genügt es, eines der im Wasser liegenden Fleischstückchen auszudrücken. Man erlangt hieraus die verschiedensten Formen, auch solche, die sich mehr oder weniger schnell bewegen; diese Arten sind bei der Vorführung, wenn es sich um ungeübte Beobachter handelt, vorzuziehen, da man sie niemals überfieht.

Euglenen und andere Flagellaten erhält man, wenn man absichtlich Fäulnis einleitet und außer viel Fleischsaft auch noch abgestorbene Pflanzenteile ins Wasser gibt. Daran befinden sich meist Dauerstadien dieser Geschöpfe, die sich unter den günstigen Lebensverhältnissen, wie sie ein so behandelter Behälter bietet, meist sehr rasch entwickeln und vermehren.

Manche Dinoflagellaten halten sich jahrelang im Aquarium, sterben aber schließlich einmal gänzlich aus, so daß man für Ersatz sorgen muß. Dieser Ersatz ist reichlich zu bemessen, denn ein großer Teil stirbt regelmäßig ab. Ein gewisser Rest aber bleibt meist lebensfähig und vermehrt sich schnell. Die Nachkommen passen sich den neuen Verhältnissen noch besser an und erhalten die Art dann meist ziemlich lange.

Von Rädertieren halten sich besonders Rotifer und verwandte Arten, dann Anuraea und einzelne Exemplare von Asplanchna.

Um viele Diatomeen zu bekommen, muß man die Wassertemperatur niedrig halten und viel abgestorbene Wasserpflanzen ins Aquarium bringen. Man hat dann mitunter einen wahren Diatomeensturz, den man lange erhalten kann.

Ich möchte insbesondere Lehrern empfehlen, sich Mikroaquarien anzulegen, da sie dauernd Gelegenheit bieten, frisches Demonstrationsmaterial in ausreichender Menge zu erhalten. Kleine Behälter sind meiner Ansicht vorzuziehen, obgleich größere vielleicht für manche We-

sen bessere Lebensbedingungen bieten. Man kann aber bei kleinen Gefäßen mehr individualisieren und dadurch reichere Auswahl erzielen. Auch kann man ein kleines Gefäß leichter durchmütern, als ein großes.

Wie weit man in der Verkleinerung des Behälters gehen kann, beweist folgendes Beispiel. Ich besitze außer den beiden oben erwähnten Aquarien noch ein drittes, das eigentlich diese Bezeichnung gar nicht verdient, da es lediglich aus einer kleinen Musterflasche von 3 cm Durchmesser und 5 cm Höhe besteht. Diese Flasche habe ich im Jahre 1907 in Trier zu  $\frac{2}{3}$  mit Wasser gefüllt, einige Algen aus einem fast stehenden Graben hinzugegeben, ein weiteres Algenbüschel in das Wasser ausgedrückt und dann mit einem Kork verschlossen. Diese kleine Welt steht noch heute so in meinem Zimmer auf dem Fensterbrett, Fäulnis ist in dem Glase nie eingetreten. Größere Tiere fehlen völlig; nur Rädertiere, Amöben, Disflagien und ganz winzige Kladoceren sind neben den Algen und Scenedesmus darin zu finden. Trotzdem spiegelt sich der Wechsel der Jahreszeiten deutlich in der Bewelt des Gläschens wider.

Bei so kleinen Wassermengen ist die Hauptsache, daß der Behälter stets gut verschlossen ist, und daß man von vornherein nur völlig klares Wasser einfüllt, wie es z. B. in Gebirgsbächen vorhanden ist. Sind diese Bedingungen erfüllt, so bedarf das Gläschen gar keiner Wartung.

Die vorstehend kurz geschilderten Erfahrungen haben mich zu der Ansicht geführt, daß der Naturfreund aus einem Mikroaquarium in der Regel bedeutend mehr lernen kann, als aus einem noch so gut besetzten Behälter mit Fischen. Aus diesem Grunde möchte ich jedem Mikroskopiker empfehlen, sich eine Anzahl Mikroaquarien anzulegen und in regelmäßigen Zwischenräumen einige Stunden dabei zu verweilen. Wer zugleich Fische hält, kann den Überschuß an Mikroorganismen als Futter verwerten und so zwei Fliegen mit einer Klappe schlagen. Aber auch ohne diesen realen Hintergrund wird man an Aquarien mit Kleinlebewesen dauernd Freude haben, ermöglichen sie uns doch das Studium der Welt im Wassertropfen in der ganzen Fülle ihrer Erscheinungen.

## Ein typischer Fall von Schriftfälschungsnachweis.

Von Prof. Dr. K. Schmuß.

Mit 2 Abbildungen.

Im 3. Hefte des laufenden „Mikrokosmos“-Jahrgangs hat Prof. Dr. W. Scheffer eine methodische Untersuchung veröffentlicht, die die Veränderung bestehender Schriftzeichen durch Überschriften zum Gegenstand hat. Scheffer zeigt in diesem Aufsatz, daß, wenn man nur die Zeit zwischen zwei aufeinanderfolgenden, sich kreuzenden Strichen, den Zeitpunkt des Lösens und die Strichdicke variiert, 32 Möglichkeiten herauskommen, erklärt indessen auf Grund einer eingehenden Untersuchung aller 32 Fälle, daß das Ergebnis annähernd dasselbe ist, wenn man die

erfolgen. Der Reisende schrieb nun auf ein leeres Wechselformular oben „Kronen 100.—“, ließ den Meister unterschreiben und füllte dann erst den übrigen Text aus. Am Fälligkeitstag wurde dem Bäcker ein auf  $\mathfrak{R}$  400.— lautender Wechsel vorgelegt, den er natürlich protestierte. Es wurde dann Klage erhoben und Dück erhielt den Auftrag, zu untersuchen, ob die beanstandete Zahl „100“ oder „400“ gelautet habe. Dieser Untersuchung stellten sich mannigfache Schwierigkeiten entgegen. Erstens war der ganze Wechsel mit Ausnahme der Unterschrift des Schuldners von

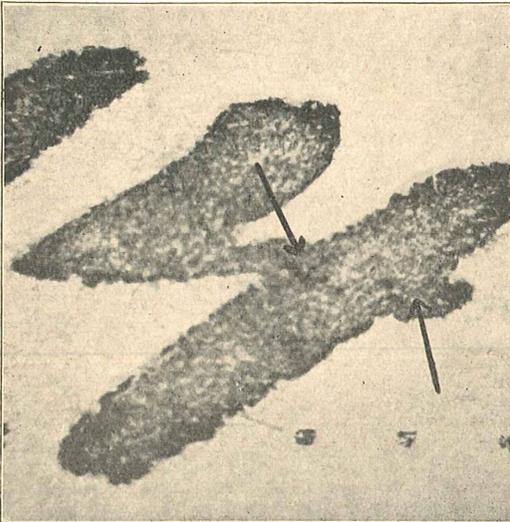


Abb. 1. Die Vergleichsziffer, bei der beide Teile unmittelbar nacheinander gemacht worden sind.

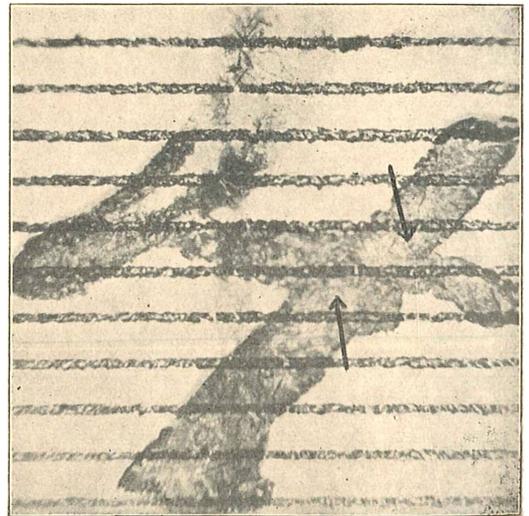


Abb. 2. Die gefälschte Ziffer, ursprünglich eine 1, die nachträglich durch Anbringen des Patens  $\mathfrak{L}$  in eine 4 umgewandelt worden ist.

Strichdicke nicht verändert, so daß sich die 32 Möglichkeiten auf 8 verringern. Im Anschluß an diese Ausführungen möchte ich die „Mikrokosmos“-Leser mit einem Fall aus der Praxis bekannt machen, über den der mit seiner Untersuchung betraute Schriftachverständige, Prof. Joh. Dück, vor einiger Zeit im „Archiv für Kriminalanthropologie“<sup>1)</sup> berichtet hat. Dieser Fall stimmt in seiner Lösung mit dem Ergebnis der Scheffer'schen Untersuchung sehr schön überein.

Bei einem Bäckermeister erschien ein Reisender, der dem Meister einen vielversprechenden Artikel verkaufte. Die Bezahlung sollte durch einen auf „ $\mathfrak{R}$  100.—“ lautenden Wechsel

einer Hand geschrieben, so daß keine Veränderung der Ziffer durch eine andere Handschrift vorkam. Zweitens war bei der Niederschrift des ganzen Wechsels die gleiche Tinte und die gleiche Feder benützt worden. Und drittens lag zwischen der Niederschrift von „Kronen 100.—“ und der des übrigen Textes nur eine kurze Spanne Zeit. Da in den Daten des Wechsels zweimal die Zahl „1914“ vorkam, nahm Dück die Ziffer „4“ einer dieser Jahreszahlen und die beanstandete „4“ nach Aufhellung mit Baselinöl in durchfallendem Lichte bei 16facher Vergrößerung mikrophotographisch auf und verglich beide Ziffern miteinander.

Dabei ergab sich folgendes: Bei der Ziffer „4“ der Jahreszahl 1914 (Abb. 1) war die Spur des dicken schiefen Grundstriches (!) deutlich auf

<sup>1)</sup> Prof. J. Dück, Welcher Strich wurde zuerst gemacht? „Archiv f. Kriminalanthropologie und Kriminalstatistik“, Bb. 60.

dem wagrechten Strich des Hafens (*L*) sichtbar. Die Mikrophotographie zeigte zwei dunkle Striche, die den Rändern des Grundstriches entsprachen, während die Ränder des Hafenstrichs verschwunden waren. Daraus ließ sich schließen, daß der Schreiber des Wechsels — wie es wohl meist Gewohnheit ist — zunächst den Haken und dann den Grundstrich gemacht hatte, und zwar beide Striche unmittelbar hintereinander (vgl. Scheffer, Fall Ia, a, Abb. 1).

Auf der Mikrophotographie der beanstandeten Ziffer (Abb. 2) aber waren sowohl die Ränder des Grundstrichs als auch die Ränder des den Grundstrich kreuzenden Hafenstrichs sichtbar. Bei dieser „4“ mußte demnach der Grundstrich früher geschrieben und die Tinte schon eingetrocknet sein, ehe der Haken gemacht wurde. Im andern Fall hätte auch hier ein teilweises Zueinanderfließen der Tinte erfolgen müssen. Der Zeitunterschied zwischen beiden Strichen muß einige Minuten betragen haben,

nämlich so viel, als zum völligen Trocknen der Tinte notwendig ist (vgl. Scheffer, Fall IIa, a, Abb. 6).

Bei einer stärkeren Vergrößerung (50fach) ließ sich sogar erkennen, daß die Tintenschicht des Querstrichs über der des Grundstrichs lag. Es war also aus der „1“ nachträglich eine „4“ gemacht worden. Auf Grund dieser Beweise bequemte sich der angeklagte Reisende, der früher keck geleugnet hatte, zu einem vollen Geständnis; er wurde zu mehrmonatlicher Freiheitsstrafe verurteilt.

Die mikrophotographische Aufnahme hat bei solchen und ähnlichen Untersuchungen einen doppelten Wert. Erstens bildet sie in vielen Fällen für den Sachverständigen die einzige Möglichkeit, sichere Grundlagen für sein Gutachten zu erlangen. Zweitens gestattet sie den Richtern, das Sachverständigen-Gutachten nachzuprüfen, also auf Grund eigener Anschauung das Urteil zu fällen.

## Mikroskopische Studien über die Kristallformen chemischer Verbindungen.

Von Dr. Peter Pooth.

Mit 18 Abbildungen.

Die mikroskopische Untersuchung der verschiedenen Kristallformen bildet eigentlich das Arbeitsgebiet der Mineralogen und Kristallographen. Durch Messung der Kantenlänge und der Winkel, durch Beobachtung der Kristalle im normalen und im polarisierten Lichte vermögen diese Forscher zahlreiche Schlüsse abzuleiten, die eine sichere Klassifizierung des Untersuchungsobjekts und damit seine spätere Wiedererkennung gestatten. Von derartigen Untersuchungen soll in den nachfolgenden Zeilen nicht die Rede sein, denn einmal erfordern sie Apparate, die nur wenigen Mikroskopikern zur Verfügung stehen, ferner setzen sie eingehende kristallographische und mathematische Kenntnisse voraus, über die im allgemeinen nur der verfügt, der jenes Gebiet zum Spezialstudium gewählt hat.

Es gibt aber noch eine Wissenschaft, die aus der Beobachtung der Kristallformen wichtige Schlüsse zu ziehen vermag, nämlich die Chemie. Und die von ihr benutzten Verfahren sind einerseits so eindeutig, andererseits so leicht ausführbar, daß auch der Nichtfachmann sie ohne große Schwierigkeiten anwenden kann.

Aus zwei Gründen untersucht der Chemiker seine Kristalle, entweder um ein Produkt nach

seiner charakteristischen Kristallform zu bestimmen, oder aber, um sich zu vergewissern, ob eine Substanz nicht aus einem Gemisch verschiedener Einzelprodukte besteht. Das erstere Verfahren dient hauptsächlich als Hilfsmittel bei der qualitativen Analyse, das zweite dagegen wird vorwiegend bei organisch-synthetischen Arbeiten angewendet. Bei all diesen Untersuchungen wird weder Mathematik noch Kristallographie gebraucht; sie erfordern lediglich ein geschultes Auge, eine Fertigkeit, die man sich sehr schnell aneignen kann.

Höchst feinernde Bilder sind es manchmal, besonders, wenn man noch die Beobachtung im polarisierten Licht in Betracht zieht, die sich bei solchen Studien dem Auge darbieten. Nimmt man hinzu, daß die technischen Schwierigkeiten solcher Untersuchungen meist nur gering sind und daß sie in der Regel mit einem einfachen mikroskopischen Stativ — nur für polarimetrische Untersuchungen sind Nebenapparate, ein Polarisator und ein Analysator, nötig — bewältigt werden können, so ergibt sich von selbst, daß auch dieses Gebiet dem Liebhaber-Mikroskopiker ein reiches Feld der Betätigung öffnet. Wie man darin eindringen kann und was dort zu holen ist, sollen die nachfolgenden Zeilen zeigen.

## I. Die Herstellung der Kristalle.

Außer den für die einzelnen Versuche erforderlichen Chemikalien braucht man nur wenige Hilfsmittel: ein Reagensglasgestell mit etwa einem Duzend sauberen Reagensgläsern, einige an den Enden rund geschmolzene Glasstäbe, ein paar kleine Glastrichter, gut hineinpassende Faltenfilter, einige kleine Bechergläser, eine Spirituslampe oder einen Bunsenbrenner und einige verschieden große Uhrgläser. Vielfach können diese Uhrgläser gleich als Objektträger verwendet werden; es empfiehlt sich jedoch, auch eine Anzahl der üblichen ebenen Objektträger vorrätig zu halten, und zwar sind diejenigen des sog. Gießener Formats (48×28 mm) für unsere Zwecke am bequemsten. Bei einem oder zweien der erwähnten Glastrichter müssen wir die Röhre absprengen, was dadurch geschieht, daß wir die Röhre an der betreffenden Stelle mit einer scharfen Dreikantfeile rund herum einritzen und den Einschnitt dann mit einem zugespitzten, heißen Glasstab berühren. Meist wird das Rohr in der Richtung des Feilstriches glatt abspringen. Wollen wir ein übriges tun, so runden wir die Sprengstelle in einer Flamme unter beständigem Drehen hübsch ab. Derartig verkürzte Trichter leisten beim Umkristallisieren (siehe weiter unten) vorzügliche Dienste, da es bei ihnen nicht möglich ist, daß schon im Trichterrohr auskristallisierte Substanzen den Trichter verstopfen.

Unsere Kristalle können wir auf zweierlei Weise darstellen, entweder durch Fällen oder durch Umkristallisieren. Das erste Verfahren ist dann anwendbar, wenn das darzustellende Produkt sofort beim Entstehen eine kristallinische Form annimmt, wenn, wie man sich ausdrückt, ein kristallinischer Niederschlag gefällt wird. Die Benutzung der zweiten Methode ist dann geboten, wenn wir im Handel erhältliche Produkte auf ihre Kristallform hin prüfen wollen, da die Kristalle bei solchem Material durch den Versand und das öftere Umpacken meist stark gelitten haben. Auch ist der Grad der Reinheit der Handelsprodukte sehr schwankend, so daß schon aus diesem Grunde ein Umkristallisieren notwendig wird.

### 1. Die Fällung kristallinischer Niederschläge.

Zu einigen im Reagensglas befindlichen Kubikzentimetern der ersten Lösung bringen wir vorsichtig die ungefähr gleiche Menge der zweiten und zwar genau in der in den Einzelvorschriften angegebenen Reihenfolge und nötigenfalls unter den dort vermerkten Vorsichtsmaßregeln. In den meisten Fällen wird der Niederschlag fast augen-

blicklich erscheinen und sich bald am Boden des Reagensglases absetzen. Mit wenigen Ausnahmen ist dieses Gemengel von Niederschlag und überstehender Flüssigkeit direkt zur Untersuchung unter dem Mikroskop geeignet. Hier und da muß der erhaltene Niederschlag allerdings noch einer weiteren Reinigung durch Umkristallisation unterzogen werden, zu welchem Zweck man ihn durch ein glattes Filter abfiltriert, den Filterinhalt nötigenfalls mit etwas Wasser wäscht, dann in ein neues Reagensglas bringt und weiter behandelt, wie im nächsten Abschnitt beschrieben. Es sei darauf aufmerksam gemacht, daß bei der Darstellung kristallinischer Niederschläge die in den Einzelvorschriften angegebenen Konzentrationen genau eingehalten werden müssen, da davon die Bildung der besprochenen Kristallformen vielfach stark abhängt.

### 2. Das Umkristallisieren.

Unter Umkristallisieren versteht man eigentlich die mechanische Reinigung eines Produkts von darin enthaltenen Fremdstoffen, die entweder in dem zur Verwendung gelangenden Lösungsmittel unlöslich sind, also abfiltriert werden können, oder aber einen stärkeren Löslichkeitsgrad besitzen, so daß sie entweder im Lösungsmittel überhaupt gelöst bleiben, oder erst viel später als die Hauptsubstanz ausfallen. Da wir unsere Produkte schon in möglichster Reinheit einzukaufen versuchen, hat für uns das Umkristallisieren neben etwaiger Reinigung vorwiegend den Zweck, das zu untersuchende Material in möglichst reiner und unverletzter Kristallform überzuführen.

Soll ein Material umkristallisiert werden, so bringt man einige Gramm davon in ein trockenes Reagensglas und gibt etwas weniger Lösungsmittel hinzu, als vermutlich zur völligen Lösung des betreffenden Stoffes notwendig ist. Um die Schätzung der nötigen Flüssigkeitsmenge zu erleichtern, sind in den nachfolgenden Einzelvorschriften stets Löslichkeitszahlen angegeben. Man erhitzt sodann den Reagensglasinhalt bis zum Sieden. Löst sich dabei das ganze Material, so fügt man noch etwas Substanz hinzu, bis auch bei längerem Kochen ein kleiner Rest ungelöst bleibt. Darauf gießt man die Flüssigkeit heiß durch ein vorher in einem der abgesprengten Trichter vorbereitetes und angefeuchtetes Faltenfilter in ein neues Reagensglas, das unter dem Strahl der Wasserleitung schnell abgekühlt wird. Meist setzt die Kristallisation sofort ein, so daß schon nach kurzer Zeit das ganze Reagensglas mit feinen Kriställchen angefüllt ist. Er-

folgt im Gegensatz zu dieser Angabe selbst nach längerem Stehen keine Ausscheidung von Kristallen, so liegt die Möglichkeit vor, daß sich eine sog. überfättigte Lösung gebildet hat. Wir brauchen dann nur mittels eines Glasstabs den Reagensglaseinhalt ein wenig umzurühren, oder die Glaswand ein wenig mit dem Stab zu reiben, um die Kristallisation sofort einzuleiten.

### 3. Die Beschaffung der Chemikalien.

Die für unsere Versuche nötigen Chemikalien beziehen wir am besten sämtlich aus der Apotheke, und zwar von jeder Sorte nicht mehr wie 5 bis 10 g. Handelt es sich darum, Kristalle durch

Fällung darzustellen, so werden die betr. Substanzen in dest. Wasser gelöst; die erforderlichen Konzentrationen sind in den Einzelvorschriften angegeben. Es möge nochmals darauf hingewiesen werden, daß die vorgezeichneten Konzentrationsverhältnisse oder sonstigen Versuchsbedingungen möglichst genau einzuhalten sind. Unter geänderten Verhältnissen lassen sich zwar auch Kristallisationen erreichen, doch muß man stets im Auge behalten, daß die Kristallbildung und das Wachstum der Kristalle von den verschiedensten Nebenumständen beeinflusst werden können, so daß bei ungeeigneten Versuchsbedingungen leicht falsche Bilder entstehen.

## II. Die Herstellung der Präparate.

Um aus dem gefällten oder umkristallisierten Material die zur Untersuchung nötigen mikroskopischen Präparate herzustellen, schütteln wir den Reagensglaseinhalt ein wenig, um den Niederschlag oder das Kristallpulver und die Flüssigkeit zu durchmischen, und bringen dann mit einem Glasstab einen Tropfen davon auf einen Objektträger. Damit die Flüssigkeit nicht so schnell verdunstet, wird der Tropfen behutsam mit einem Deckgläschen bedeckt; man muß sich indeß davor hüten, das Deckglas fest aufzudrücken, da man dadurch die manchmal äußerst feine Struktur der Kriställchen sehr leicht zerstören kann. Die Herstellung von Dauerpräparaten ist zwar möglich, aber durchaus nicht zu empfehlen. Wir sind auf diesem Gebiet auch gar nicht so sehr auf Dauerpräparate angewiesen, denn da die Ausgangsmaterialien, die wir zu unsern Versuchen benötigen, billig sind und wir mit wenigen Gramm unendlich viel Präparate herstellen können, da überdies die Reagensgläser mit der kristallisierten Substanz, wenn sie gut verschlossen sind, sich lange Zeit aufbewahren lassen, können wir unsere Studien auch ohne Dauerpräparate

jederzeit wiederholen. Soll von einem aufbewahrten Kristallpulver nach längerer Zeit ein frisches Präparat angefertigt werden, so empfiehlt es sich, den Reagensglaseinhalt zunächst durch Erwärmen zu lösen und ihn dann durch Abkühlen von neuem zur Kristallisation zu bringen. Man erhält dadurch einheitlichere Bilder, da bei langem Stehen der Lösungen durch das Wachstum der Kristalle Mißbildungen auftreten können, die leicht zu falschen Deutungen Anlaß geben.

Von großem Werte ist es bei solchen Kristallstudien, daß alle durch das Mikroskop vermittelten Bilder gezeichnet werden. Da es sich bei unseren Objekten durchweg um einfache geometrische Figuren handelt, kann selbst der im Zeichnen gar nicht Geübte annehmbare Skizzen herstellen. Ganz abgesehen davon, daß sich eine gezeichnete Figur dem Gedächtnis viel leichter einprägt, gelangt man so auch mit der Zeit zu einer hübschen Sammlung von Kristallbilderskizzen, die für spätere Untersuchungen von großem Werte sein können.

## III. Untersuchungen in gewöhnlichem Licht.

1. Strontiumchromat ( $\text{SrCrO}_4$ ) wird durch Fällung dargestellt. Zu einigen Kubikzentimetern einer gesättigten Lösung von Strontiumnitrat (3 bis 4 g Strontiumnitrat + 5 bis 6 ccm dest. Wasser) bringt man wenige Tropfen einer Lösung von Kaliumchromat (1 g auf 50 ccm Wasser). Schon bald tritt eine Trübung des Reagensglaseinhalts auf und nach etwa einständigem Stehen hat sich eine beträchtliche Anzahl Kristalle am Boden des Glases abgeschieden. Nach Ausschütteln des Bodensatzes bringen wir einen Tropfen davon auf einen Objektträger und

bedecken mit einem Deckglas. Das sich bei etwa 100facher Vergrößerung darbietende Bild ist äußerst charakteristisch, denn Strontiumchromat kristallisiert in langen, gelblichen Nadelchen, die oft zu Büscheln oder kugelförmigen Aggregaten zusammengelagert sind (vgl. Abb. 1).

Benutzen wir bei der Darstellung statt einer gesättigten Lösung von Strontiumnitrat eine stark verdünnte, so erhalten wir nach ziemlich langem Stehen gleichfalls Kristalle, diesmal jedoch kurze, dicke, hexagonale Prismen, die lange nicht so charakteristisch wie die Nadelchen sind.

Wir haben hier also gleich ein Beispiel dafür, daß die Art der sich bildenden Kristallform sowohl von der Konzentration der Lösung, als

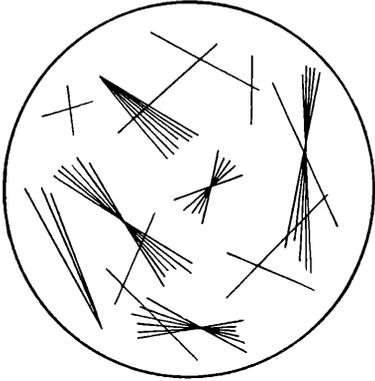


Abb. 1. Büschelförmig zusammengefaserte Nadeln von Strontiumchromat. Verggr. etwa 100fach.

auch von der auf die Kristallbildung verwendeten Zeit abhängig ist.

2. Magnesium-Ammonium-Phosphat  $[\text{Mg}(\text{NH}_4)\text{PO}_4]$  entsteht gleichfalls kristallinisch durch Fällung. Zu einer Lösung von Magnesiumchlorid (5%ig) gebe man so viel Ammoniakwasser (= Salmiakgeist des Handels), bis dessen Geruch deutlich auftritt und darauf so viel Chlorammoniumlösung (5%ig), bis der entstandene Niederschlag sich wieder gelöst hat. Dann erst füge man tropfenweise eine etwa 2%ige Lösung von Natriumphosphat hinzu, worauf sich bald ein kristallinischer, weißer Niederschlag von Magnesium-Ammonium-Phosphat absetzen wird. Unter dem Mikroskop (bei etwa 80facher Vergrößerung) betrachtet, bieten die Kristalle dieser Verbindung ein höchst eigenartiges Bild. Gezackte Kreuze, Sterne, sägeförmig eingekerbte längliche Prismen und überdies noch Vereinigungen der genannten Formen sind zu sehen. Besonders gut tritt diese große Mannigfaltigkeit hervor, wenn man das Präparat nicht mit einem Deckgläschen bedeckt und es ein wenig eintrocknen läßt; das sich dann bietende Bild erinnert lebhaft an Schneekristalle. Die in Abb. 2 wieder-gegebene Mikrophotographie ist von einem solchen halb eingetrockneten Präparat gewonnen worden; die einzelnen unförmigen Flecken rühren von größeren, im Wachstum begriffenen Kristallen her.

Arbeitet man bei der Darstellung des Niederschlages mit Lösungen, die 3—5mal mehr Wasser enthalten, als oben angegeben, so erscheint der Niederschlag erst nach geraumer Zeit. Dafür sind dann die Kristalle wesentlich

regelmäßiger ausgebildet, sehen sich also vom kristall-ästhetischen Standpunkt schöner an, bieten aber nicht das charakteristische Bild wie vorher. Abb. 3 zeigt diese regelmäßigen Kristallformen; das Bild ist nach einem Originalpräparat gezeichnet, jedoch etwas schematisiert. Manchmal sind zwei Schenkel der skizzierten kreuzartigen Form stark verlängert; das Gebilde sieht dann einer Wäscheklammer außerordentlich ähnlich.

3. Bleichlorid ( $\text{PbCl}_2$ ). Bringen wir in einem Reagenzglas zu 2—3 ccm einer klaren Lösung von essigsaurem Blei (Bleiazetat, Bleizucker)<sup>1)</sup> etwa die gleiche Menge verdünnte Salzsäure (10%ig), so entsteht ein dicker, weißer Niederschlag von Bleichlorid, auch Chlorblei genannt. Die erwähnte klare Bleiazetatlösung erhalten wir durch Auflösen von etwa 5 g Bleiazetat in 100 ccm Wasser; meist ist die Flüssigkeit nicht ganz klar, doch verschwindet eine etwaige Trübung bei vorsichtigem Zutropfen von verdünnter Essigsäure sehr bald; die Lösung ist dann für unjere Zwecke geeignet.

In manchen Fällen ist der oben erwähnte Niederschlag von Chlorblei schon kristallinisch; um jedoch wirklich schöne Kristalle zu erhalten,

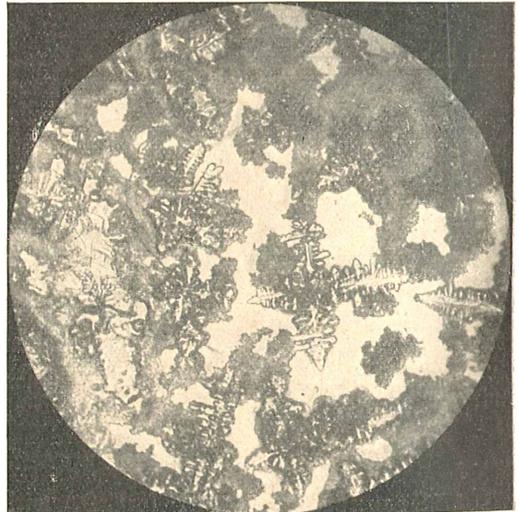


Abb. 2. Magnesium-Ammonium-Phosphat: Schneeflockenähnliches Bild der Kristallwuchstumerscheinungen bei einem halb eingetrocknetem Präparat. Verggr. etwa 80fach.

müssen wir umkristallisieren. Wir trennen zu diesem Zweck Niederschlag und Flüssigkeit durch Filtrieren (ein im Trichter glatt anliegendes Filter verwenden, kein sog. Faltenfilter), füllen, nachdem die ganze Flüssigkeitsmenge durchgela-

<sup>1)</sup> Das essigsaure Blei gehört zu den leichteren Giften, ist daher mit Vorsicht zu behandeln.

fen ist, das Filter noch etwa dreimal mit kaltem destilliertem Wasser und lassen jedesmal vollkommen ablaufen. Diese Operation, die wir im folgenden noch mehrfach anwenden werden, be-

deren äußere Form schon mit bloßem Auge erkennbar ist. Betrachtet man die Nadeln unter dem Mikroskop (bei etwa 60facher Vergrößerung), so erkennt man leicht, daß sie an den Längs-

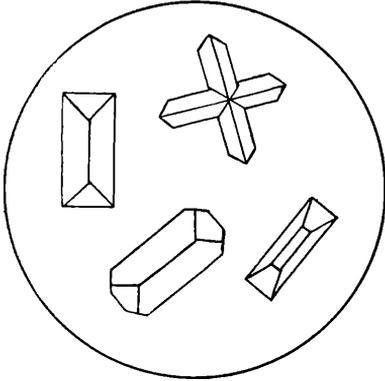


Abb. 3. Durch langsame Kristallisation entstandene Magnesium-Ammonium-Phosphat-Kristalle; schematisch. Vergr. etwa 100 fach.

zeichnet man als Auswaschen des Niederschlags. Mit dem Auswaschen beendet, so nehmen wir das Filter mit Inhalt aus dem Trichter heraus, breiten es auf einer Glasplatte aus, bringen mit einem Spatel die Hauptmenge des Niederschlags

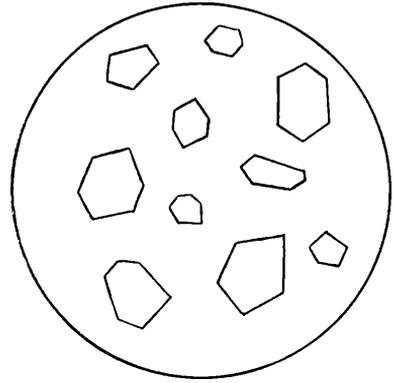


Abb. 5. Bleijodidkristalle. Vergr. etwa 50fach.

seiten vielfach gefasert erscheinen (Abb. 4). Schon dieser Umstand gestattet, sie von den Nadeln des Strontiumchromats sicher zu unterscheiden; überdies sind die Strontiumchromatkristalle stets in Büscheln angeordnet, während die Nadeln des Bleichlorids regellos übereinander gelagert erscheinen.

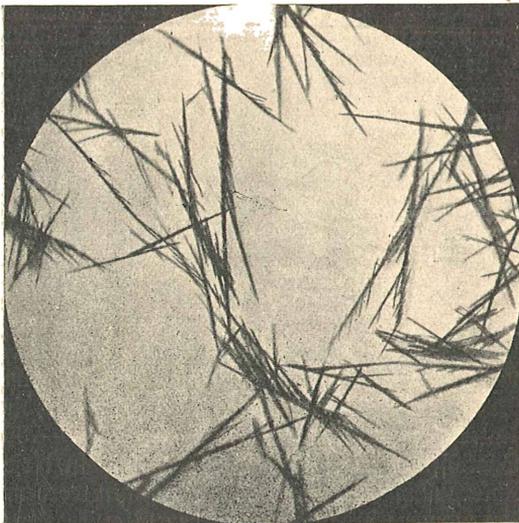


Abb. 4. Bleichloridkristalle. Vergr. etwa 60 fach.

4. Bleijodid ( $PbJ_2$ ). Wir benutzen die gleiche Bleiazetatlösung wie vorher, setzen aber diesmal eine Lösung von Jodkalium (1:10) hinzu. Sofort entsteht ein starker gelber Niederschlag von Jodblei, der abfiltriert und besonders gut (etwa 4—5mal) ausgewaschen wird. Jodblei ist in Wasser ziemlich schwer löslich (190 T. Wasser, 1 T. Bleijodid); wir nehmen das Amkristallisieren daher zweckmäßig in einem kleinen Bechergläschen vor. Je stärker verdünnt die Lösungen sind, mit denen wir arbeiten, um so schöner fallen die Kriställchen aus, um so länger dauert allerdings auch das Amkristallisieren. Es ist geradezu eine Augenweide, das Erscheinen der Jodbleikriställchen beim Abkühlen der Lösung zu beobachten. Flimmernden Goldblättchen gleich, die im auffallenden Licht prächtig glänzen, schwimmen die Bleijodidkristalle, die, wie Abb. 5 zeigt, aus meist sechsseitigen regelmäßigen Blättchen bestehen, in der Flüssigkeit umher. Da sich die dünnen Blättchen leicht falten, müssen wir uns bei der Herstellung der mikroskopischen Präparate ein wenig mit Geduld wappnen, ehe es gelingt, einige der Kriställchen flach auf den Objektträger zu bringen. Nach einigen Fehlversuchen werden wir unser Ziel aber sicherlich erreichen. (Fortsetzung folgt.)

in ein Reagensglas, setzen eine angemessene Menge Wasser hinzu, erwärmen bis zum Sieden, filtrieren wiederum und lassen das Filtrat langsam abkühlen. Bald werden sich am Boden des Reagensglases, teilweise auch an feinen Wänden, schöne, seidenglänzende, weiße Nadelchen absetzen,

# Über die Spaltöffnungsapparate der Pflanzen.

## Eine Anregung zu vergleichend-entwicklungsgeschichtlichen Untersuchungen.

Don H. Pfeiffer.

Mit 3 Abbildungen.

Mit dem Aufstieg der Pflanzen aus dem Wasser ins Trockene ergab sich notwendig die Aufgabe, die inneren Gewebe gegen die Außenwelt abzuschließen, um sie gegen Austrocknung, mikroparasitäre Angriffe, Insektenfraß, Licht, Wärme und mechanische Einwirkungen zu schützen. Dieser Aufgabe dient das Hautgewebesystem der höheren Pflanzen: die Epidermis mit ihren Anhangsorganen. Die Notwendigkeit der Assimilation, Atmung und Transpiration fordert aber eine Verbindung der luftgefüllten Zwischenzellräume (Interzellularen) mit der äußeren Luft. Deshalb finden sich Lücken in dem abschließenden Hautgewebe, die den Ausgleich zwischen den genannten Räumen bewirken; diese Lücken nennt man Spaltöffnungen oder Stomata. Sie stellen einen mitunter recht verwickelt gebauten Apparat dar, dessen Studium ungemein reizvoll und lehrreich ist, da es uns mit einer Fülle interessanter Tatsachen vertraut machen kann.

### Vorkommen der Spaltöffnungen.

Wer sich solchen Studien widmen will, wird sich zunächst bemühen, festzustellen, an welchen Organen Spaltöffnungen vorkommen. Aus ihrer Aufgabe können wir schließen, daß wir typische Vertreter am Blatt, der Assimilations- und Transpirationsfabrik der Pflanze, finden werden. Nehmen wir ein Laubblatt zur Hand,<sup>1)</sup> reißen vom Rande aus ein und drehen dabei die eine Hand ein wenig, so bekommen wir an dem Riß eine Angriffsstelle, die uns gestattet, die Epidermis als dünnes Häutchen abzulösen. Wir packen sie mit der Pinzette, ziehen ein kleines Lämpchen ab und bringen es in einen Tropfen dest. Wasser, Alkohol oder mit Wasser verdünntes Glycerin, den wir schon vorher auf einem Objektträger aufgetupft haben. Unter dem Mikroskop zeigt uns dieses Präparat zunächst die Epidermiszellen, die meist eigentümlich verzahnte Radialwände aufweisen. Dazwischen aber liegen in der Regel länglich-ovale Zellen, die so geordnet sind, daß je zwei eine durch einen schmalen schwarzen Spalt in zwei Hälften zerlegte Einheit bilden (vgl. Abb. 1). Diese Spalten, deren schwarze Färbung von der darin befindlichen Luft herührt, sind die Spaltöffnungen, die wir nun

auch an andern Pflanzenteilen auffuchen und nachweisen können. Dabei sind folgende Leitfäden zu beobachten: Entsprechend ihrer Aufgabe, treffen wir Spaltöffnungen nur an den mit der Luft in Berührung stehenden Organen. Die Epidermis der in der Erde oder unter Wasser lebenden Pflanzenteile weist keine Spaltöffnungen auf. Das Vorkommen der Stomata ist nicht auf grüne Pflanzenteile beschränkt. Auch die meisten nicht-grünen Pflanzen, die eine Epidermis besitzen (*Cuscuta*, *Orobancha*), sind mit Spaltöffnungen versehen,<sup>2)</sup> ebenso finden wir Spaltöffnungen an allerlei nicht-grünen Teilen der Pflanzen, so z. B. an Blütenblättern und Staubgefäßen. Selbst im Innern der Fruchtknotenöhle sind Spaltöffnungen beobachtet worden. An Samen kommen sie jedoch höchst selten vor.

Lehrreiche Vergleiche lassen sich ziehen, wenn man die

### Zahl der Spaltöffnungsapparate

bei verschiedenen Pflanzen untersucht, um die in dieser Hinsicht bestehenden relativen Unterschiede aufzudecken. Praktisch ist es, derartige Zählungen vorerst auf die Spaltöffnungen der Blätter zu beschränken, und dabei zugleich etwa bestehende Unterschiede in der Verteilung auf Ober- und Unterseite festzustellen. Möglichst geringe Vergrößerungen anwenden!

Bei etwa 88—90% aller von mir untersuchten Fälle fand ich Spaltöffnungen auf beiden Blattseiten, bei etwa 8% jedoch auf der Oberseite äußerst spärlich. Bei schwimmenden Blättern kommen die Spaltöffnungen nur auf der Oberseite vor.

Was die Zahl anlangt, so kommen nach meinen Untersuchungen auf 1 qmm Blattfläche im Durchschnitt ungefähr 100—300, wenn ich nur die Unterseite in Rechnung ziehe, sogar 100—700 Spaltöffnungen; Schwimmblätter sind in diese Untersuchungsreihe nicht mit einbezogen worden. Bei manchen Pflanzen, z. B. den Getreidearten, ist der Unterschied in der Zahl der Stomata auf Ober- und Unterseite nicht groß. Es scheint übrigens, als ob manche Pflanzen, bei denen die Zahl der Stomata gering ist, Ersatz für diesen Mangel in der Größe der Öffnungen fänden. Es

<sup>1)</sup> Stehen frische Blätter nicht zur Verfügung, so läßt sich auch Herbarmaterial verwenden. Über dessen Vorbereitung ist auf S. 102, Spalte 1 des laufenden „Mikrokosmos“-Jahrgangs nachzulesen.

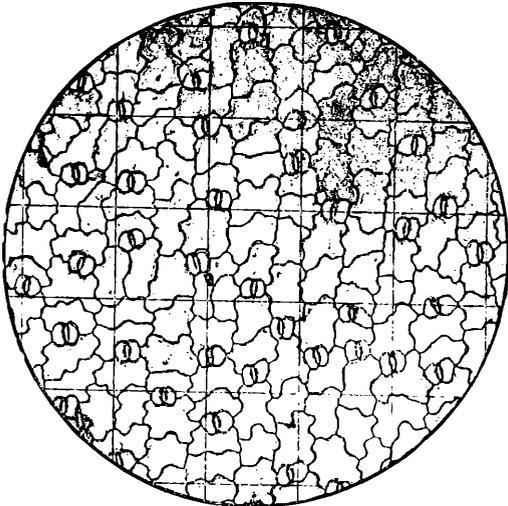
<sup>2)</sup> Über die Aufgabe, die sie dort haben, vgl. *Ab. K o e l s c h*, *Würger im Pflanzenreich* (Stuttg. art. Franzh'sche Verlagsbldg., geh. M 1.—), S. 69 f.

würde sehr wertvoll sein, diese Frage einmal eingehend zu untersuchen. Im allgemeinen schwankte die Größe in den von mir untersuchten Fällen zwischen  $\frac{1}{4}$  und 1  $\mu$ .

Auch das Studium der

#### Anordnung der Spaltöffnungen

bildet eine lohnende Aufgabe, bei deren Bear-



Dr. A. Herzog phot.

Abb. 1. Blattoberhaut des Flachsee nach Färbung mit Pheno-  
saffranin. Zwischen den weißig bearenzten Oberhautzellen  
zahlreiche Spaltöffnungen. Die mit photographierte Netz-  
teilung gestattet die bequeme Zählung der Spaltöffnungen.  
Vergr. 83 mal.

beitung man sich zweckmäßig gleichfalls zunächst auf ein Organ beschränkt (schwache Vergrößerungen benützen!). Man wird finden, daß in der Verteilung und Anordnung der Stomata je nach Form und Bau der betr. Pflanzenteile zahlreiche Verschiedenheiten bestehen. Bei langgestreckten Organen sind sie mehr oder weniger deutlich in Längsreihen angeordnet. Bei breiten Blattflächen hingegen sind sie meist ziemlich regellos zerstreut, mitunter auch zu zweien oder dreien in Gruppen zusammengefaßt. Bei der Begonie z. B. stehen je drei zusammen.

Nachdem wir durch solche Vorstudien das Material genauer kennen gelernt haben, können wir daran gehen, den

#### Bau der Spaltöffnungen

eingehend zu untersuchen, wobei wir anfänglich geringe, später auch stärkere Vergrößerungen verwenden.

Um die richtige Vorstellung vom Bau der Stomata zu bekommen, müssen wir neben Flächenansichten auch Querschnitte studieren. Da deren Herstellung im „Mikrokosmos“ schon

mehrfach erläutert worden ist,<sup>3)</sup> brauche ich nicht näher darauf einzugehen.

Die einfachste Art der Verbindung mit der umgebenden Luft kann man am Brunnenlebermoos (*Marchantia*) studieren, das man an Brunnenrändern, feuchten Mauern u. dgl. findet. Bei dieser Pflanze wird die Epidermis von mehrzelligen Röhren durchbrochen (Poren), deren Weite nicht regulierbar ist (vgl. Abb. 2).

Spaltöffnungen von typischem Bau werden zuerst bei den Moosen angetroffen, aber nur an der Sporenkapsel. Um die zur Untersuchung nötigen Flächen- und Querschnitte herzustellen, bedürfen wir eines äußerst scharfen Rasiermessers. Man kann auch eines der Anchnittverfahren (mittels Holundermark oder Kork) anwenden, muß dann aber sehr vorsichtig vorgehen, um eine Quetschung der äußerst feinen Organe zu verhindern. Die Spaltöffnungen der Moose sind etwas primitiver gebaut, als die der Angiospermen (s. u.). Es kann vorkommen, daß nur eine einzige ringförmige Schließzelle die Spalte öffnet und schließt.

Die Stomata mancher Farne sind einseitig mit konzentrisch aufeinanderfolgenden kalottenförmigen Zellen versehen, die die Regelung des Öffnungs- und Schließvorgangs übernehmen.

Der Spaltöffnungsapparat der Gymnospermen und Angiospermen wird von zwei nierenförmigen, mit der Längsseite nebeneinanderliegenden Zellen gebildet (vgl. Abb. 1), die durch schizogene Teilung (d. h. durch einfaches Auseinanderweichen der Zellen, nicht aber durch Auflösen ganzer Zellen, wodurch der Zusammenhang des Gewebes ebenfalls unterbrochen würde)

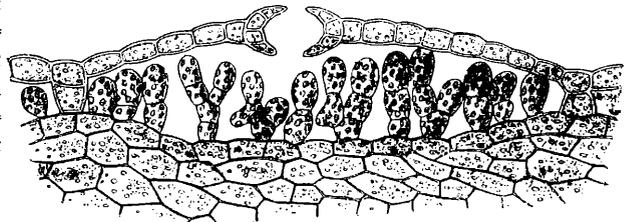


Abb. 2. Atemhöhle des Brunnenlebermooses mit den Assimilationszellen; Querschnitt.  
(Aus: „Das Leben der Pflanze“, Bd. II.)

aus der Spaltöffnungs-Mutterzelle hervorgegangen sind. Diese sog. Schließzellen enthalten im Gegensatz zu den übrigen Epidermiszellen Chlorophyllkörner und sind gewöhnlich etwas in die

<sup>3)</sup> Vgl. z. B. A. Wagner, Die botanische Schneidetechnik im „Elementarkurs der Mikroskopie“ (Buchbeilage zum „Mikrokosmos“, Stuttgart, Franck'sche Verlagsbuchhandlung, geh. M 2.—, geb. M 2.80), S. 50 ff.

Epidermis eingesenkt. Der Grad der Einkerbung ist wahrscheinlich ein Mittel, die Transpiration in erhöhtem Maße zu regeln. Eingehendere Untersuchungen darüber anzustellen, dürfte nicht schwer fallen. Häufig liegt vor der eigentlichen Spaltöffnung ein Vorhof, der sicherlich dem gleichen Zwecke dient. Bei Nerium Oleander liegen die Stomata gar in Gruppen zusammen am Grunde tiefer Höhlungen und werden von steifen Haaren verdeckt (vgl. Abb. 3).

Unterhalb der Schließzellen liegt die Atemhöhle, ein Hohlraum, der mit den Interzellularräumen des Innengewebes in Verbindung steht.

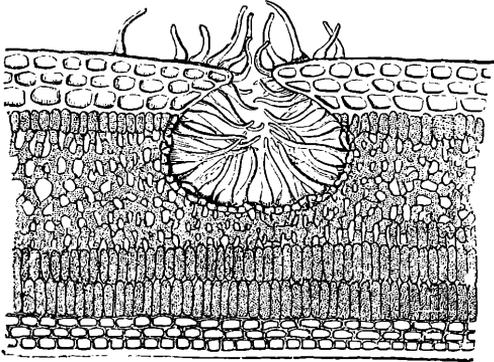


Abb. 3. Teil eines Querschnitts durch ein Oleanderblatt; am Grunde der Höhlung die Spaltöffnungen. (Aus: „Das Leben der Pflanze“, Bd. 1.)

Die Membranen der Schließzellen sind oft recht ungleichmäßig verdickt, die dem angrenzenden Gewebe abgekehrte Seite am stärksten. Häufig sind sie durch gelenkartige Bänder an den Nachbarzellen befestigt und meist mit zahnförmig vorspringenden Leisten versehen, die man bei hoher Einstellung als feine Linien erkennen kann. Die Gesamtheit dieser Einrichtungen befähigt die Schließzellen, die Weite der Spaltöffnung und damit die Stärke der Wasserabgabe durch Transpiration selbsttätig zu regeln.

Die Schließzellen der Getreidearten

sehen hantelförmig aus; in der Mitte sind sie allseitig gleichmäßig verdickt, an den zusammenstoßenden Enden sind die Membranen dünn. Auch dieser Typ der Spaltöffnungen regelt die Wasserabgabe selbsttätig. Wir haben somit in den winzigen Spaltöffnungen ein Meisterwerk der Natur vor uns, das, trotzdem es sich der größten Einfachheit in Bau und Einrichtung erfreut, den feinsten und schwierigsten Aufgaben selbsttätig gerecht wird. Das ausgiebige Studium dieser Verhältnisse, die hier nur in allgemeinen Umrissen angedeutet werden konnten, wird jedem Naturfreund große Freude machen.

Für sämtliche Untersuchungen, zu denen diese Arbeit anregt, ist die Anfertigung recht vieler

#### Dauerpräparate

von größter Wichtigkeit. Die Herstellung geschieht folgendermaßen: Man gießt etwas Glycerin gelatine in ein Reagenzglas, taucht das Glas in heißes Wasser, gibt einen nicht zu großen, aber auch nicht zu kleinen Tropfen der flüssig gewordenen Gelatine auf einen sauberen Objektträger und bringt den vorher aus Alkohol in Wasser übergeführten und dann in reinem Glycerin aufgeweichten Schnitt hinein. Hernach legt man ein Deckglas auf, entfernt etwa vorhandene Luftblasen durch leichtes Erwärmen oder mittels eines steifen Haares und verschließt das Präparat durch einen Kanadabalsam-Rahmen, den man an den Deckglaskanten entlang zieht. Zum Schluß werden die üblichen Vermerke angebracht, worauf man das Dauerpräparat einige Zeit an einem gegen Wärme und Staub geschützten Ort wagrecht liegend aufbewahrt, damit es in aller Ruhe trocknen kann. Statt Glycerin gelatine kann man auch reine Gelatine verwenden. Beide Medien nebeneinander zu benutzen, empfiehlt sich indessen im vorliegenden Falle, wo es sich um Material für vergleichende Untersuchungen handelt, nicht; vielmehr ist es ratsam, sämtliche Präparate auf dieselbe Weise herzustellen.

## Mikroskopie für Anfänger.

### IX. Das Zeichnen mikroskopischer Objekte.

Don Hannas Günther.

Mit 16 Abbildungen.

Hat der Anfänger durch Ausführung einiger einfacher Untersuchungen und Beobachtungen, wie sie in den früheren Artikeln dieser Aufsatze beschrieben worden sind, eine gewisse Gewandtheit im Gebrauch des Mikroskops erlangt,

so muß er sich daran gewöhnen, fortan alle Objekte, die er studiert, während oder nach der Untersuchung zu zeichnen. Anfänglich werden die hergestellten Bilder nicht besonders anschaulich sein. Dieser Umstand macht indessen nicht das

geringste aus, weil unsere Zeichenübungen nicht den Zweck verfolgen, andere über unsere Beobachtungen zu unterrichten, sondern nur die Aufgabe haben, uns selbst zur genauen Musterung des Präparats zu erziehen. „Während des Zeichnens eines mikroskopischen Objekts“, schreibt Sachs in seiner „Geschichte der Botanik“, „ist das Auge genötigt, auf den einzelnen Linien und Punkten zu verweilen und ihren wahren Zusammenhang nach allen Dimensionen des Raumes aufzufassen; es werden dabei sehr häufig erst Verhältnisse wahrgenommen, welche vorher selbst bei sorgfältigster Beobachtung unbeachtet blieben, für die zu untersuchende Frage jedoch entscheidend sein oder sogar neue Fragen eröffnen können. So wie das Auge erst durch das Mikroskop zu wissenschaftlichem Sehen dreijert wird, so wird erst durch sorgfältiges Zeichnen der Objekte das geschulte Auge zu einem wachsamem Ratgeber des forschenden Verstandes.“ Diese Worte heben die Bedeutung des Zeichnens für den Mikroskopiker so klar hervor, daß jede Hinzufügung überflüssig erscheint.

\*

Die zur Herstellung mikroskopischer Zeichnungen nötigen Materialien sind die gleichen, die man auch sonst beim Zeichnen benützt, in erster Linie also Bleistift und Papier, außerdem Zeichenfeder, Tusche, Pinsel und Farben. Was das Zeichenpapier anlangt, so wählt man am besten eine ziemlich starke weiße Sorte mit feinkörniger Oberfläche (sog. Aquarelpapier), da man damit für die meisten Fälle gerüstet ist. Nur für Tuschezeichnungen braucht man ein anderes Papier, am zweckmäßigsten einen glatten, weißen Karton. Zu vorläufigen Skizzen kann man, da gutes Zeichenpapier nicht billig ist, gutes Schreibpapier verwenden. Aus dem gleichen Grunde werden wir auch für unsere ersten Übungen zu Schreibpapier greifen. Empfehlenswert ist es, das Zeichenpapier in rechteckige Blätter zu zerschneiden, deren Breite dem Durchmesser des größten Gesichtsfeldes entspricht. Dadurch wird sowohl die Herstellung, als auch die Aufbewahrung der Zeichnungen erleichtert. Der auf den rechteckigen Blättern freibleibende Raum läßt sich gut für Notizen benützen, die man zweckmäßig nach einem vorher festgelegten Schema durchführt. Praktisch sind in dieser Beziehung die von der Geschäftsstelle des „Mikrokosmos“ herausgegebenen Zeichenkarten (vgl. Abb. 1), die mit entsprechendem Vordruck versehen sind. 100 Stück dieser Karten kosten M. 1.60; der Vordruck ist hauptsächlich auf Schnittpräparate be-

rechnet. Ähnliche Karten für andere Präparate sind geplant.

Beim Einkauf der Bleistifte muß man darauf sehen, daß man nur anerkannt gute Marken wählt, an denen wir ja in Deutschland keinen Mangel haben. Sehr brauchbar sind z. B. die Faber'schen Castell-Stifte, doch gibt es noch mehrere andere Fabrikate, die Faber durchaus ebenbürtig sind. Zur Anlage der Zeichnung, d. h. zum Andeuten der Umrisse, werden mittelharte Nummern benützt, während zur Ausführung weichere Stifte vorzuziehen sind, nötigenfalls in Verbindung mit Lederwischern, die bei der Wiedergabe von Schatten, wolkigen Partien, zarten Inhaltsstoffen und dergleichen gute Dienste leisten. Alle Stifte müssen lange feine Spitzen haben, die man des öfteren schärfen muß (am besten mit einer Feile), damit man den zeichnenden Teil immer sieht. Ist eine Spitze stumpf geworden, so kommt es vor, daß der zeichnende Teil dem Auge verborgen ist. Daraus können sich u. U. Fehler ergeben, weil das Auge stets die Lage der sichtbaren Spitze mit dem mikroskopischen Bilde vergleicht.

Viele Mikroskopiker ziehen es aus diesem Grunde vor, zur Anlage der Zeichnung statt des Bleistiftes die Zeichenfeder zu verwenden, deren Spitze sich nicht abnützen kann. Wenn man mit einem Zeichenapparat arbeitet, hat man dabei zugleich den Vorteil, daß die mit Tusche angefeuchtet reflexlos schwarz erscheinende Zeichenfeder im meist hellen Bilde des Objekts bedeutend besser sichtbar ist, als das grau glänzende Graphit der Bleistiftspitze. Vielfach wird die Zeichenfeder auch zur Ausführung der Zeichnungen benützt, da sich mit ihr lediglich durch Veränderung des Druckes ungemein feine Abstufungen in der Stärke der Striche erzielen lassen, so daß man zarte Linien wie tiefe Schatten gleich gut wiedergeben kann. Man muß allerdings sehen, daß man gute Federn erhält; die ganz billigen taugen für unsere Zwecke nicht.

Der Pinsel wird vorzugsweise zur Schattenanlage und Farbengebung benützt. Man kann ihn jedoch auch zum Konturieren, zur Ausführung der mit Bleistift angedeuteten Umrisse, verwenden, ein Verfahren, das zwar einige Übung voraussetzt, dafür aber den Vorteil bietet, daß man sehr schnell vorwärts kommt und sehr weiche Zeichnungen erhält. Zur Wiedergabe der Umrisse sind dünne Pinsel mit sehr feiner Spitze nötig, die man auch für farbige Punkte (Zellkerne, Stigmen u. dergl.) benützt; zur Anlage von Grundtönen, Schatten usw. verwendet man zweckmäßig mitteldicke Pinsel mit ziemlich breiter Spitze, zum

Verwaschen, d. h. zum Ausgleichen verschiedener Farbentöne, starke mit stumpfer Spitze. Es empfiehlt sich, auch noch einige Übergangsformen anzuschaffen, da man sonst bei kleinen oder sehr großen Zeichnungen leicht in Verlegenheit gerät. Mit fünf verschiedenen Stärken reicht man jedoch im allgemeinen vollkommen aus. Jede Stärke soll in mehreren Stücken vorhanden sein, damit man für jede Hauptfarbe stets den gleichen Pinsel verwenden kann. Beim Einkauf von Pinseln halte man sich streng an die Regel, daß das Beste gerade gut genug ist. Verraupte Stücke und solche, deren Haare sich beim Anfeuchten nicht glatt zusammenlegen, weise man zurück. Ein langer Stiel ist bei der Arbeit vorteilhaft. Wichtig ist es auch, die Pinsel gut zu pflegen. Man wache sie stets gleich nach Gebrauch sorgfältig aus und zwar am besten in destilliertem Wasser, das auch bei Beginn der Arbeit zum Anfeuchten zu benutzen ist.

Als Farben kommen für unsere Zwecke hauptsächlich Wasserfarben in Betracht, die ihrer Durchsichtigkeit halber die zarte Färbung mikroskopischer Präparate am besten wiederzugeben gestatten. In vielen Fällen leisten aber auch farbige Zeichenstifte gute Dienste, namentlich bei der Wiedergabe von Polarisationbildern, für die man übrigens zweckmäßig schwarzes oder farbiges Papier (Karton) verwendet, um gleich den passenden Untergrund zu haben. Beim Einkauf beachte man, daß man mit verhältnismäßig wenig Farben auskommt, da man Abstufungen und Zwischentöne leicht durch Mischung und Verdünnung herstellen kann. Im allgemeinen genügt die Anschaffung von Indigo, Berlinerblau, Gummigutt, Chromgelb, Siena, Sepia, Ocker, Karmin, Ultramarin und schwarzer Tusche, die sich sämtlich durch Verdünnen mit Wasser in der mannigfachsten Weise abtufen lassen, Karmin z. B. bis zum zartesten Rosa, Ultramarin bis zum lichtesten Himmelblau. Was die Mischungen anlangt, so unterrichtet man sich darüber am besten aus einem guten Leitfaden der Aquarellmalerei, da es sich ohnedies empfiehlt, sich mit der Technik dieses Malverfahrens recht genau vertraut zu machen. Hier sei nur erwähnt, daß man durch Mischung von Gummigutt und Indigo verschiedene Grüne herstellen kann, während Berlinerblau oder Ultramarin mit Karmin violette Töne liefert. Die braunen Töne stellt man mit Siena oder Sepia her, die man je nach Erfordernis mit geringen Mengen Ocker oder Karmin vermischt. Graue Nuancen erhält man durch Zusatz schwarzer Tusche, die z. B. mit Grün Graugrün, mit Berlinerblau Grau-

blau liefert. Zusatz von Weiß macht die Farben heller und undurchsichtiger; es läßt sie, wie man sagt, massiger erscheinen. Zum Setzen von Schatten benutzt man gewöhnlich Sepia. Kaiser<sup>1)</sup> empfiehlt, für diesen Zweck Neutraltinte, eine unbestimmte Farbe, zu verwenden. Man geht dann so vor, daß man zunächst die Schatten mit dieser Neutraltinte aufträgt, trocknen läßt und hernach die Stellen mit der in Frage kommenden Farbe übermalt.

Was das Zeichnen selbst angeht, so bieten sich uns dafür zwei Wege. Der erste besteht darin, daß man das im Mikroskop erscheinende Bild in der gleichen Weise nachzeichnet, wie irgendein anderes Objekt, also so, daß man von Zeit zu Zeit in das Instrument hineinschaut, sich einen Teil des Bildes merkt, den gewonnenen Eindruck auf das Papier überträgt, durch Nachprüfung feststellt, ob die Wiedergabe der Natur entspricht, nötigenfalls berichtigt, dann den daranstoßenden Teil in der gleichen Weise behandelt und so fortfährt, bis das Gesamtbild vollendet ist. Diese Art des Zeichnens bietet den großen Vorteil, daß sie den Zeichner zwingt, sein Präparat sehr genau zu betrachten und sich Gestalt und gegenseitige Beziehungen der einzelnen Teile des mikroskopischen Bildes völlig klarzumachen, da sonst eine getreue Wiedergabe nicht möglich ist. Dafür stellt das Verfahren aber so große Anforderungen an die zeichnerischen Fähigkeiten des Beobachters, daß nur ein geübter Zeichner es zu brauchbaren Bildern bringt. Wer diese Vorbedingung nicht erfüllt, tut deshalb besser daran, den zweiten Weg einzuschlagen, der in der Benutzung eines Zeichenapparats besteht. Solche Apparate sind in verschiedenen Formen im Handel. Bei den einen — den sog. Projektions-Zeichenapparaten — wird auf irgend eine Weise, gewöhnlich durch einen über dem Okular angebrachten Spiegel, ein reelles Bild des Objekts auf die Zeichenfläche projiziert (genau wie ein Lichtbild auf die weiße Wand), so daß der Beobachter es dort nachzeichnen kann.<sup>2)</sup> Bei den andern bringt eine geeignete Vorrichtung, gewöhnlich ein kleines, auf dem Okular sitzendes Prisma, an dem vorüber man

<sup>1)</sup> W. Kaiser, Die Technik des modernen Mikroskops. 2. Aufl. (1906, Wien, M. Perles), S. 175.

<sup>2)</sup> Diese Bemerkung ist nur bedingt richtig: sie gilt lediglich für die Theorie des Zeichnens mit dem Zeichenapparat. In Wirklichkeit begnügt man sich nicht mit einer bloßen Kopie. Näheres darüber ist weiter unten zu finden.

ins Mikroskop schaut, das Bild der neben dem Mikroskop angeordneten Zeichenfläche mit dem Bilde des Präparats im Auge des Beobachters zur Deckung, so daß man das Bild des Objekts

Datum .....			Zeit .....		
Fundort .....					
Bestimmung .....					
Blatt Nr. <input type="text"/>					
Objektiv .....		Okular .....		Vergr. ....	
Kalter .....					
Platierung .....					
Auswaschung .....					
Farbung .....					
Einbettung .....					
Mikromasstab .....					
Aukulturbau .....					
Schräglinien .....					
Einschl. ....					

Abb. 1. Stark verkleinerte Wiedergabe der vom „Mikroskosmos“ herausgegebenen Zeichentafel mit Vordruck für Notigen. Wirkliche Größe 11 : 20 cm.

auf der Zeichenfläche erblickt, es also gleichfalls nur nachzuzeichnen braucht. Die Apparate dieser Art verdienen für unsere Zwecke den Vorzug. Sie sind in verschiedenen Bauarten und Preislagen im Handel, so daß man die Auswahl hat. Am empfehlenswertesten, aber auch am teuersten ist der Abbesche Zeichenapparat; andere hierher gehörende Formen sind der Reichertsche Zeichenapparat, das Leigsche Zeichenokular und das Reissche Zeichenprisma.

Konstruktion und Handhabung findet man in den Preislisten und Gebrauchsanweisungen der verschiedenen Werkstätten beschrieben. Näher darauf einzugehen, erübrigt sich also. Hier sei nur erwähnt, daß man das Auge stets dicht über die Öffnung des Apparats halten und genau in der Richtung der optischen Achse in den Tubus hineinblicken muß, da sich das Bild bei schräger Blickrichtung merklich verschiebt.

In welcher Höhe über dem Arbeitstisch die Zeichenfläche anzuordnen ist, hängt von den Sehverhältnissen des Beobachters ab. Bedingung ist, daß das mikroskopische Bild und das Bild der Zeichenfläche gleich scharf sichtbar werden. Bei normal-sichtigen Beobachtern bietet die Akkommodation auf das Bild der Zeichenfläche keine Schwierigkeiten; sie ordnen die Zeichenfläche am besten in der Höhe des Objektisches an. Nicht normal-sichtige Beobachter müssen entweder mit Brille zeichnen oder die Zeichenfläche höher bzw. tiefer legen. Eine dritte Möglichkeit besteht in der Verwendung eines geeigneten Korrektionsglases, das in den Zeichenapparat eingesetzt oder auf ihn aufgelegt wird. Die meisten Werkstätten liefern solche Korrektionsgläser unberechnet mit, wenn man es bei der Bestellung verlangt und die

erforderliche Dioptrienzahl angibt. Daß die Zeichenfläche fest liegen muß, damit sie sich während der Arbeit nicht verschiebt, ist selbstverständlich. Sie wird in der üblichen Weise auf einem kleinen Zeichenbrett oder einem der für das Zeichnen mit dem Mikroskop im Handel befindlichen Zeichentische, die verschiedene Vor- teile bieten, aufgestellt.

\* \*

Der Anfänger, der mir bis hierher gefolgt ist, könnte nach dem Gesagten den Eindruck haben, daß sich das Zeichnen bei der Verwendung eines Zeichenapparates auf eine rein mechanische Wiedergabe des Gesehenen beschränkt. Ich habe indessen oben schon angedeutet, daß die Angabe, man brauche das Bild des Objekts nur nachzuzeichnen, in Wirklichkeit nicht ganz richtig ist. Die Aufgabe, die sich dem Mikroskopiker beim Zeichnen seiner Präparate bietet, besteht nämlich nicht in der Anfertigung einer bloßen Kopie des Bildes, das bei einer bestimmten Einstellung im Gesichtsfeld zu sehen ist, sondern in der Wiedergabe von Beobachtungen und Erfahrungen, die beim Studium des Präparats gemacht worden sind. Die Zeichnung muß, wie Behrens<sup>3)</sup> es

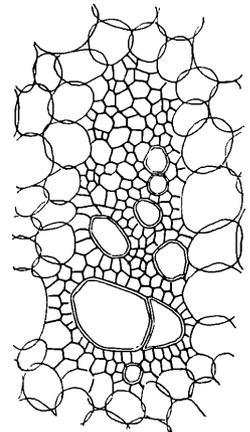


Abb. 2. Zell eines Querschnitts durch den Stengel von *Richardia africana*. Beispiel einer schematischen Umrißzeichnung. (Nach W. Behrens.)

ausdrückt, durchgeistigt sein; sie muß das untersuchte Objekt so darstellen, wie es dem Beobachter erscheint, nachdem er das Präparat in allen Einzelheiten genau gemustert, die Beziehungen der einzelnen Teile zu einander und zum Ganzen klargelegt und das für die in Frage kommenden Untersuchungszwecke Wichtige vom Unwichtigen getrennt hat.

Zur näheren Beleuchtung dieses Punktes sei

<sup>3)</sup> W. Behrens, Hilfsbuch zur Ausführung mikroskopischer Untersuchungen im botanischen Laboratorium. (1883, Braunschweig, C. U. Schwetsche u. Sohn), S. 11.

hier eine Stelle aus Hartings klassischem Mikroskop-Buch angeführt, die sich zugleich über die Haupterfordernisse einer guten mikroskopischen Zeichnung ausspricht und uns damit wertvolle Winke für unsere Arbeit gibt. „Man hat

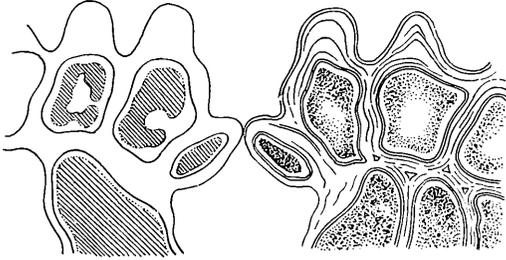


Abb. 3. Teil eines Querschnitts durch die Nadel von *Taxus baccata* zur Veranschaulichung des Unterschieds zwischen einer schematischen und einer voll ausgeführten Zeichnung. Die linke Hälfte des Bildes, das den oberen Teil einer Spaltöffnung und die angrenzenden Zellen der Epidermis darstellt, ist schematisiert, die rechte Hälfte dagegen ausgeführt. (Nach W. Behrens.)

mohl angenommen“, schreibt Harting, „die besten Zeichnungen mikroskopischer Objekte müßten immer jene sein, worin dieselben gerade so dargestellt sind, wie sie sich im Gesichtsfeld zeigen, ohne daß in der Arbeit etwas hinzugefügt oder weggelassen wird. Deshalb hat man auch angefangen, die Photographie für solche Zeichnungen zu verwenden. Die Hoffnung indessen, daß diese photographischen Bilder hinsichtlich der Genauigkeit und Treue den Vorrang hätten, weil die Subjektivität des Beobachters dabei ganz ausgeschlossen ist, muß als eine törichte betrachtet werden. Freilich hat man auf einem photographischen Blatte die Bilder der Objekte genau so, wie sie sich im Augenblick der Aufnahme im Gesichtsfeld würden dargestellt haben, wenn man dasselbe hätte sehen können; allein gerade durch diese übermäßige Treue sind solche Bilder nicht allein undeutlich, sondern auch unwahr. Erstlich werden alle gar nicht eigentlich zum Objekt gehörigen, sondern nur zufällig anwesenden Teile gleichzeitig mit abgebildet und veranlassen einen verwirrenden Eindruck beim Betrachten: eine solche Abbildung muß daher studiert werden, um das, was nicht Bestandteil des Bildes ist, in Gedanken von demselben abzuziehen. Zweitens gibt die Abbildung nur von solchen Objekten oder Teilen derselben, die sich im Augenblick der Aufnahme gerade in der richtigen Entfernung vom Objektiv befanden, ein getreues und wahres Bild, und alle übrigen, die sich etwas entfernter oder etwas näher befanden, haben Diffusionsbilder erzeugt, welche die wahren Bilder an Größe übertreffen, aber der scharfen Umrisse entbehren.

„Hieraus ist schon zu entnehmen, daß nur in wenigen Fällen alles, was sich bei einer bestimmten Stellung des Mikroskops im Gesichtsfeld zeigt, auch in die Zeichnung aufgenommen werden darf, und das, ungeachtet des scheinbaren Widerspruchs, eine vollkommen getreue Abbildung deshalb noch nicht immer eine vollkommen wahre ist.

„Eine Zeichnung soll eine Beobachtung wiedergeben, sie muß deshalb auch wirklich das Resultat der Beobachtung sein. Es muß demjenigen, welcher die Zeichnung betrachtet, die Mühe erspart werden, die während der Beobachtung selber zu überwinden war, und zwar um so mehr, weil jetzt nicht mehr die Gelegenheit vorhanden ist, durch veränderten Abstand des Objekts und durch andere dem Beobachter sich darbietende Hilfsmittel die wahre Bedeutung dessen, was in der Zeichnung niedergelegt ist, aufzudecken. Deshalb ist es nicht bloß gestattet, sondern es ist geboten, daß in einer Zeichnung alles wegliebt, was nicht zu dem eigentlich abzubildenden Objekte gehört. Das bezieht sich nicht nur auf alle zufällig vorhandenen Teilchen, die mit dem Objekt der Beobachtung gar nichts zu tun haben, z. B. kleine in der Luft schwebende Staubteilchen, welche darauf siefen, sondern auch auf solche Teile des Objektes selbst, durch deren Aufnahme die Abbildung nur an Deutlichkeit verlieren würde. An Durchschnitten von Pflanzengewebe z. B. sieht man oftmals mehrere Zellenlagen, die durcheinander schimmern, von denen aber nur die oberste mit Klarheit und Schärfe wahrzunehmen

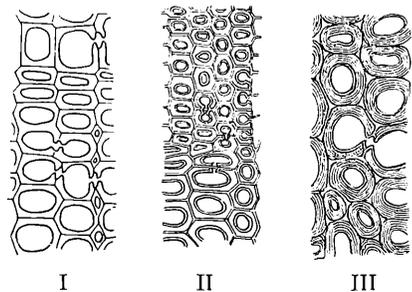


Abb. 4. Teilstücke aus Querschnitten durch junge Koniferen-Stämme als Beispiele verschieden stark schematisierter Zeichnungen. (Nach W. Behrens.)

ist. In einem solchen Fall darf man sich unbedingt auf die Abbildung dieser einen Lage beschränken, da die Aufnahme jener tieferen Lagen nur zur Verwirrung führen kann.

„Ebenso verhält es sich in einem anderen Punkte, nämlich mit der Darstellung der körperlichen Form in den Zeichnungen mikroskopischer Objekte. Beim Betrachten durchs Mikroskop sieht

man nur die Flächen mit Bestimmtheit; die Körperlichkeit eines Objekts läßt sich niemals in dem nämlichen Augenblicke in seiner Totalität deutlich erkennen, sondern nur dadurch, daß man sukzessiv die Stellung des Objektivs ändert. Es

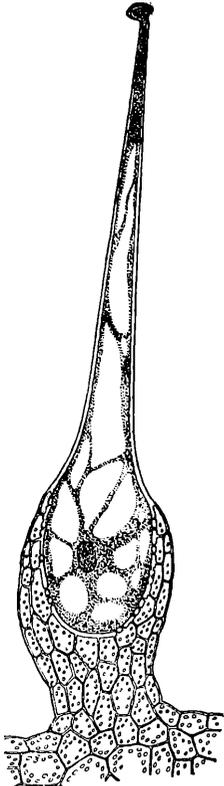


Abb. 5. Brennhaar von *Urtica dioica*. Start vergrößert.

Beispiele für die zeichnerische Wiedergabe Körnchen und Bläschen führenden Protoplasmas.

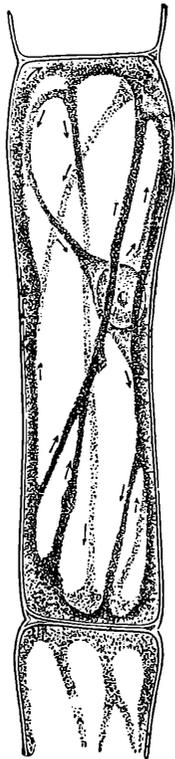


Abb. 6. Zelle aus einem Staubfadenhaar von *Tradescantia virginica*. Start vergr.

die Beobachtung selbst. Die Beobachtung wie die Abbildung können sich der Wahrheit bloß nähern, und derselben möglichst nahe zu kommen, muß das Streben eines jeden sein, der seine Untersuchungen für die Wissenschaft verwerten will. Allein auch hierbei kann man sich, ohne der Wahrheit zu nahe zu treten, noch innerhalb gewisser Grenzen bewegen; dazu berechtigt uns die Betrachtung der organischen Natur selbst. Beim Zeichnen eines Blutgefäßnetzes z. B. ist es ganz gleichgültig, ob wir einem Ästchen, das in der Wirklichkeit unter einem Winkel von  $50^\circ$  mit einem andern verbunden ist, eine Richtung geben, daß der Winkel  $51^\circ$  beträgt; denn es gibt Tausende von Ästchen in dem nämlichen Netze, wo der Unterschied ebenso groß oder noch größer ist. Es gibt aber auch andere Fälle, wo die getreueste Befolgung bis in die kleinsten Einzelheiten erfordert wird. Siefte man sich z. B. bei der Darstellung von Kristallen in gleich geringem Maße an die wirkliche Größe ihrer Ecken, wie bei der Zeichnung der Blutgefäßverzweigungen, so würden ohne Zweifel sehr unvollkommene Abbildungen herauskommen.<sup>4)</sup> Das gleiche gilt für die Wiedergabe der Größenverhältnisse des mikroskopischen Bildes. Alle Einzelheiten, die die Zeichnung zeigt, müssen zu einander im rich-

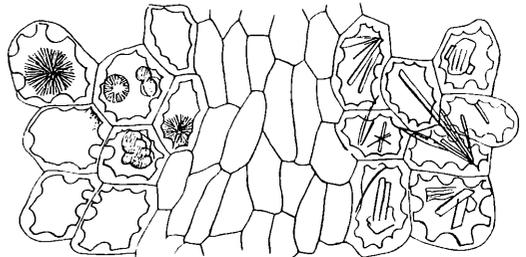


Abb. 7. Querschnitt durch den Samen von *Areca catechu* (Handelsnare). Zellen des Endosperms, in der Mitte Zellen des Natriumgewebes. Links sind Aretolin-Ausfällungen eingezeichnet, die nach Behandlung mit Salpetersäuredampf entstehen; rechts Fällungen mit Mikrotionsäure.

Beispiel für die zeichnerische Wiedergabe mikroskopischer Reaktionen in Schnittpräparaten.

(Nach Zumann.)

wäre aber ganz ungereimt, wollte man Körperchen, bei deren Abbildung es hauptsächlich auf Darstellung der körperlichen Form ankommt, wie etwa Kristalle, gerade so zeichnen, wie sie im Mikroskope erscheinen, wo nur eine der Flächen scharfe Umrisse hat, die übrigens aber wie durch Nebel schimmern. Sobald daher in einer Abbildung die körperliche Form als Ergebnis der Beobachtung wiedergegeben werden soll, ist es ganz zulässig, diese wiederzugeben, wenn auch auf diese Weise nicht ein einzelner, durchs Mikroskop erhaltener Eindruck zur Ansicht kommt, vielmehr viele sukzessive Eindrücke zu einem Ganzen vereinigt werden.

„Da nach der soeben aufgestellten Regel jede Abbildung das Resultat der Beobachtung sein soll, so wird dieselbe niemals auf vollkommene Wahrheit Anspruch machen können, so wenig als

tigen Maßverhältnis stehen, im gleichen Verhältnis also, wie im Objekt selbst, namentlich dann, wenn die Zeichnung zur Nachprüfung von Messergebnissen dienen soll.

\* \* \*

Durch die Forderung, daß die zeichnerische Darstellung eines mikroskopischen Objekts nur die Dinge wiedergeben soll, auf die es dem Be-

<sup>4)</sup> P. Harting, Das Mikroskop. Deutsche Originalausgabe. 2. Aufl. (1866, Braunschweig, Vieweg u. Sohn) Bd. II, S. 277 ff.

obachter bei der betreffenden Untersuchung anfangen, sind für die Ausführung der Zeichnung bestimmte Richtlinien gegeben, die wir nur klarzulegen brauchen, um zu Regeln zu kommen, nach denen wir uns bei unserer Arbeit richten können. Macht jemand z. B. rein histologische Studien, bei denen er die gegenseitige Lage von Zellen und Zellverbänden untersucht, so braucht er in den betreffenden Zeichnungen weder den Zellinhalt noch die feinere Skulptur der Zellwände darzustellen, da beides für die in Rede stehende Frage nicht von Bedeutung ist. Er kommt vielmehr mit einer einfachen schematischen Umrisszeichnung aus, wie wir sie in Abb. 2 sehen. Das Bild entstammt einer Untersuchung über die Stengel-anatomie von *Richardia africana* und hat die Aufgabe, den Beschauer über Lagerung, Form und Bau der Gefäßbündel zu unterrichten. Um diese Verhältnisse zu veranschaulichen, genügt es, die Umrisse der Zellen, ihren gegenseitigen Anschluß und die relative Wandstärke wiederzugeben. Der letzteren Forderung trägt unsere Abbildung dadurch Rechnung, daß sie die Zellwände des umgebenden Parenchymgewebes durch sehr zarte, die des Kamboforms durch stärkere Linien ausdrückt, während sie die Gefäßwände durch doppelte Konturierung hervorhebt. Noch einheitlicher wäre das Bild geworden, wenn die Gefäßwände gleichfalls durch einfache, aber sehr starke Linien dargestellt worden wären, da ja auch die übrigen Zellen in Wirklichkeit doppelte Konturen besitzen. „Eine solche Zeichnung ist natürlich in hohem Maße schematisch, aber sie genügt den an sie gestellten Anforderungen vollkommen, und sie hat vor einer Zeichnung, welche das mikroskopische Bild photographisch getreu wiedergeben würde, jedenfalls das voraus, daß sie das Auge nicht durch Nebensächlichkeiten von der Hauptsache ablenkt.“<sup>5)</sup>

Das Gegenstück zu einer solchen schematischen Zeichnung ist eine voll ausgeführte. Den Unterschied zwischen beiden erläutert Abb. 3, die uns einen stark vergrößerten Querschnitt durch den oberen Teil einer Spaltöffnung und die angrenzenden Teile der Epidermis einer Nadel von *Taxus baccata* zeigt. Die linke Hälfte der Zeichnung ist schematisch, die rechte ausgeführt. Durch die Betrachtung der linken Hälfte lernen wir nur die Form und die Größe der Zellen, die durch verschieden starke Linien angedeutete Stärke

der Zellwände und die Verteilung der in einzelnen Zellen vorhandenen protoplasmatischen Inhaltsstoffe kennen. Die rechte Hälfte führt uns diese Verhältnisse ebenfalls vor Augen, zeigt aber außerdem noch ein gut Teil mehr, nämlich die Ausdehnung und Form der Kutikula, die Struktur der Zellwände, die Zwischenzellräume (Interzellularen), die Verschiedenheit der Inhaltsstoffe in den Schließzellen, der Epidermis und der Subepidermalanlage, mit einem Worte: Sie zeigt alles, was wir an der in Rede stehenden Stelle des Präparats bei der benutzten Vergrößerung ermitteln können.

Zwischen diese beide Grenzfälle schieben sich zahlreiche Zwischenstufen ein, die jeweils bestimmten Anforderungen angepaßt sind, und bald der einen, bald der andern Grenze näher liegen. Als Beispiel sind in Abb. 4 Holzzellen darstellende Teilstücke aus Querschnitten durch junge Koniferenstämme wiedergegeben. Zeichnung I ist stark schematisiert, denn die Mittellamelle ist durch einen einfachen dünnen Strich, die innerste Verdichtungsschicht durch eine stärkere, gleichfalls einfache Linie angedeutet, während die zwischen beiden liegende Ligninschicht nicht weiter ausgeführt ist. Bei Zeichnung II ist die Mittellamelle, wie es der Wirklichkeit entspricht, durch zwei dünne Striche, wiedergegeben, während die Innenschicht durch eine dünne und eine dickere, das Zellumen begrenzende Linie dargestellt wird; die Ligninschicht ist nicht weiter ausgeführt. Eine solche Zeichnung könnte man halb-schematisch nennen. Bei Zeichnung III endlich ist alles genau wie bei II, nur sind auch noch die konzentrischen Schichtungen der Ligninschicht eingetragen, so daß III ein vollständiges Bild der Wandstruktur der Holzzellen gibt, wie man es bei stärkeren Vergrößerungen wahrnimmt.

Während die durch gleichmäßige Linien ersolgende Wiedergabe der Zellwände dem Anfänger gewöhnlich keine besondere Mühe macht, wird ihm die Darstellung der Zellinhaltsstoffe oft sehr schwer. Besteht der Inhalt aus einer klaren homogenen Flüssigkeit, so ist die Möglichkeit der Darstellung sehr beschränkt, denn solche Flüssigkeiten verraten sich unter dem Mikroskop nur durch ihr Lichtbrechungsvermögen. Die zeichnerische Wiedergabe muß sich insolgedessen auf eine schematische Darstellung durch Schraffieren oder (besser!) Anlegen mit dem Wischer beschränken. Anders steht es, wenn Rörchen und Bläschenführendes Protoplasma den Zellinhalt bildet, das sich, wie die Abb. 5 und 6 zeigen, sehr schön und deutlich durch Zeichnung wiedergeben läßt und zwar sowohl mit dem Bleistift, als auch mit Zei-

<sup>5)</sup> W. Behrens, a. a. O., S. 211 f. Das Behrens'sche Werk enthält eine ausgezeichnete Darstellung der bei der Ausführung mikroskopischer Zeichnungen zu beachtenden Regeln, die den vorliegenden Ausführungen mehrfach zugrunde gelegt wurde.

chenfeder und Tuschje. Man verfährt dabei so, daß man zunächst durch feine Bleistiftstricheln die Ausdehnung und Lage der in Frage kommenden Stellen andeutet, worauf man die betreffenden Räume ganz gleichmäßig mit äußerst feinen Pünktchen besetzt, die auch die Grenzstriche überdecken. Dann fügt man an den Stellen, die im Präparat Körnchen anhäufungen zeigen, neue Pünktchen hinzu, die sich zwischen die ersten einfügen und sie auch teilweise berühren und

gilt insbesondere für die Darstellung mikroskopischer Reaktionen in Schnittpräparaten und für die Wiedergabe des Körperinhalts von Einzelnern, zwei Fälle, für die die Abb. 7 und 8 gute Beispiele sind. Dippel bemerkt zu diesem Punkt, daß die Beschaffenheit des Zellinhalts dort, wo er für die histologische und physiologische Bedeutung der betreffenden Elementarorgane oder Gewebe von Wichtigkeit ist, ohne Mühe aus der Zeichnung hervorgehen muß. „Es ist daher auf dessen

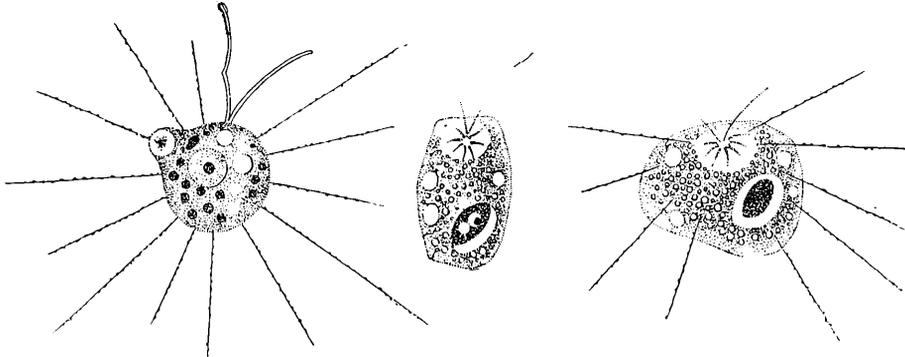


Abb. 8. *Dimorpha mutans* Gr. im Seltzoen- und Flagellatenzustand.  
Beispiel für die zeichnerische Darstellung des Körperinhalts bei Einzellern.  
(Nach Blochmann und Penard.)

bedecken, so daß die Granulation hier genau so dicht und stark erscheint, wie im Objekt. Etwa vorhandene dickere und dichtere Körnchen werden zuletzt eingefügt, je nach dem Aussehen in Gestalt kleiner Kreise oder mit unregelmäßigen Umrissen. Protoplasmaströmungen deutet man nach Abb. 6 durch kleine Pfeile an, die in die Strömungsrichtung weisen.

Eine etwas andere Ausführung ist am Plage, wenn das die Körnchen enthaltende Protoplasma sehr dicht und wolkig ist, ein Zustand, der sich durch Pünktchen nicht wiedergeben läßt. In diesem Falle greift man entweder zum Pinsel oder man stellt den Untergrund, wie in den drei untern Zellen der rechten Hälfte von Abb. 3 durch viele feine, wirr durcheinander laufende Stricheln dar.

Überhaupt darf man bei der Wiedergabe der Zellinhaltsstoffe niemals nach Schema F arbeiten, sondern muß sich immer den tatsächlichen Verhältnissen so eng wie möglich anpassen. Dies

Darstellung die erforderliche Sorgfalt zu verwenden, und man darf sich nicht mit einigen flüchtigen Andeutungen begnügen, die dem Beschauer jagen, das ist Etwas, es aber seiner Phantasie überlassen, das Was und Wie sich auszumalen. Gerade diese Darstellung wird dem Anfänger oft die meiste Mühe verursachen, und es hilft zu deren Überwindung nur eine wiederholte und eingehende Beobachtung. Wo der Inhalt keine besondere Bedeutung besitzt, da mag man ihn mehr derart ausführen, daß nur allgemeinere Charaktere festgehalten werden.“ —<sup>6)</sup> Die Erfüllung der in diesen Sätzen ausgesprochenen Forderung wird bei geformten Inhaltsstoffen durch Anwendung körperlicher Darstellung sehr erleichtert. Darüber ist weiter unten Näheres zu finden. (Schluß folgt.)

<sup>6)</sup> L. Dippel, Grundzüge der allgemeinen Mikroskopie (1885, Braunschweig, Vieweg und Sohn), S. 497.

## Briefe an die Redaktion.

Sehr geehrte Schriftleitung!

Zu dem im 13. Hefte des Jhd. „Mikrokosmos“<sup>2</sup> Jhg. erschienenen Aufsatz R. Matthaeis: „Was man mit dem Mikroskop am Stacheln sehen kann“ erlaube ich mir zu bemerken, daß die Angabe auf

S. 254 unter Ziffer 4: „Man sieht die Herzmuskelfasern mit Kittlinien“ vermutlich auf einer falschen Deutung des Präparats beruht. Persönlich war ich zwar bis jetzt noch nicht in der Lage, das Fischherz zu untersuchen, doch kenne

ich mehrere Literaturstellen, die gegen die erwähnte Angabe sprechen. Abgesehen von einem Aufsatz Dr. Aug. Weismann's: „Über die Muskulatur des Herzens beim Menschen und in der Tierreihe“ (Archiv f. Anatomie ufw., Jahrg. 1861, S. 48 ff.), möchte ich nur Paul Hofmann's Arbeit „Ein Beitrag zur Kenntnis der sog. Kittlinien der Herzmuskelfasern“ (Dissertation, Leipzig, 1909) anführen, in der der Verfasser schreibt: „Alle Autoren sind sich darin einig, daß die Kittlinien nur bei Säugern vorkommen, mit Ausnahme von Marceau, der angibt, sie auch bei älteren Hühnern und Gänsen gefunden zu haben.“ — Ferner schreibt Professor Dr. M. Haidenhain auf S. 559 von „Plasma und Zelle“ (Handb. d. Anat. d. Menschen, Bd. VIII; Jena 1911): „Schaltstücke wurden bisher in keinem Falle bei niederen Wirbeltieren beobachtet; sie finden sich bei Vögeln zum ersten Male.“

Hochachtungsvoll

Wilh. Biehler, stud. med.

Sehr geehrte Redaktion!

Heute erhielt ich Ihre Mitteilung über die Zeitschrift, die sich mit meinen Angaben über die Kittlinien beschäftigt. Eine nochmalige Durchprüfung meiner Präparate ergibt, daß sie tatsächlich nicht zu der Annahme von Kittlinien in der Muskulatur des Stüchlingsherzens berechtigen. Auch in der ersten Zeichnung, die ich nach dem Zuprpräparat entwarf, finde ich nichts davon angegeben. Über den Anlaß, der mich zu der falschen Angabe in meinem Aufsatz verführte, vermag ich jetzt keine Auskunft mehr zu geben. Ich bitte

also, dem Korrespondenten, der mich auf diesen Fehler aufmerksam machte, meinen Dank dafür übermitteln zu wollen und das Faktum zu berichtigen.

Hochachtungsvoll

R. Matthaei, cand. med.

Sehr geehrte Redaktion!

Da die Suche nach einer für mikrophotographische Zwecke geeigneten Lichtquelle, die billig zu betreiben und einfach zu behandeln ist, immer noch nicht abgeschlossen zu sein scheint, erlaube ich mir, Sie darauf aufmerksam zu machen, daß ich mit einer gewöhnlichen Fahrradlaterne sehr schöne Erfolge erzielt habe. Das Mikroskop wird zur Anfertigung der Aufnahmen vollständig umgelegt und unter Verwendung von schwarzem Papier (Plattenumwicklung) lichtdicht mit der Kamera verbunden. Der Raum zwischen Objektisch und Objektiv wird gleichfalls mit schwarzem Papier abgedichtet. Stellt man dann den Beleuchtungspegel so ein, daß er mit der optischen Achse einen Winkel von 45° bildet, und ordnet man ihm gegenüber, also im rechten Winkel zur optischen Achse, die Laterne an, so lassen sich Aufnahmen bei jeder beliebigen Vergrößerung herstellen. Die Helligkeit des Bildfeldes kann durch Regelung der Leuchtflamme und geeignete Verwendung des Kondensators in weiten Grenzen geändert werden. Wer keine besonderen photographischen Okulare besitzt, die das Gesichtsfeld bis zum Rande scharf abbilden, greift zweckmäßig zu einem Okular, das hohe Vergrößerung mit großem Sehfeld vereinigt, (z. B. Winkel Nr. 4) und deckt beim Herstellen der Abzüge die unscharfen Teile ab.

Hochachtungsvoll

Wilh. Biehler.

## Aufforderung zum Materialtausch.

Von verschiedenen Seiten ist der Redaktion gegenüber in der letzten Zeit der Wunsch geäußert worden, doch die in den ersten Jahrgängen unserer Zeitschrift enthaltene Rubrik „Tauschverkehr für mikroskopische Präparate und Studienmaterial“ wieder ausleben zu lassen. Die Rubrik ist fallen gelassen worden, weil die Beteiligung zu gering war. Wir sind aber gern bereit, einen neuen Versuch zu machen, und bitten

daher alle Leser, die Präparate oder Rohmaterial im Tausch abgeben können und wollen, um Mitteilung ihrer Adresse und Angabe, was abgegeben werden kann und was dafür verlangt wird. Wir werden diese Adressen dann zu Tauschlisten zusammenstellen und sie von Zeit zu Zeit veröffentlichen. Die Aufnahme erfolgt für die Abonnenten kostenlos. Der Einsendung ist eine Bezugsbefcheinigung beizufügen. Die Schriftleitung.

## Kleine Mitteilungen.

**Berichtigung.** In der Arbeit „Was man mit dem Mikroskop am Stüchling sehen kann“ (Heft 13 des lauf. Jahrg.) ist auf S. 254, rechte Spalte, Zeile 8 von oben, statt „Guerninkriställchen“ zu lesen „Guaninkriställchen“; weiter ist auf S. 255, linke Spalte, Zeile 2 von oben, statt „Verabderung der Linsenfasern“ zu setzen „Verzahnung der Linsenfasern“. — In dem in Heft 11 des lauf. Jahrg. erschienenen Abschnitt „Zestoden“ des „Praktikums der Parasitenkunde“ sind die Abb. 13 und 15 miteinander vertauscht worden, so daß die Bilder falsche Unterschriften tragen. Das jetzt als Abb. 13 bezeichnete Bild muß die Unterschrift von Abb. 15 erhalten und umgekehrt.

**Zum Studium der Protoplasmaströmung** empfiehlt H. Schinz in „Erfahrungen im naturwissenschaftlichen Unterricht“ (Jahrgang I, Heft 4, Seite 26) die Plasmodien der Schleimpilze, die vor den bisher für diesen Zweck benützten Objekten (Staubfadenhaare von *Tracheantia*-Arten, Blätter von *Elodea canadensis*, Internodialzellen von *Chara* oder *Nitella*), den Vorzug haben, stets zur Verfügung zu stehen, da sie jederzeit leicht aus Sklerotien „gezogen“ werden können. „In den reich- und feinerästelten Pseudopodien dieser Plasmodien strömt das Plasma mit auffallender Schnelligkeit, im einen Augenblick in der Richtung nach der Spitze hin,

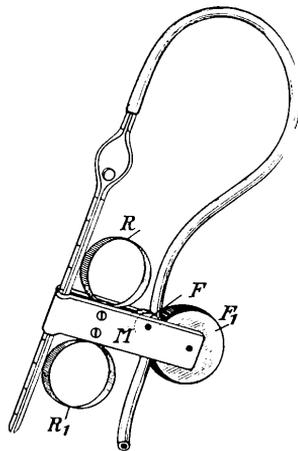
um im nächsten Augenblick, ohne ersichtliche Ursache, die Strömungsrichtung plötzlich umzukehren; sehr oft sieht man im selben Strang zwei sich nicht weiter störende gegenläufige Strömungen.“ Um das nötige Untersuchungsmaterial zu beschaffen, bringt man ein Sklerotium von der Größe eines Stednadelknopfes auf feuchtes Fliesspapier, das sich in einer nicht zu niedrigen Petrischale befindet. Nach 2–3 Tagen beginnt die chomgelbe Schleimmasse auf dem Fliesspapier umherzukriechen. Ernährt man sodann das Plasmodium mit in das Kulturgefäß gelegten Stücken von Waldfschwämmen (*Auricularia*, *Stereum hirsutum* usw.), so kann man Plasmodien von über Quadratdezimetergröße gewinnen. Zur mikroskopischen Untersuchung bebaut man sich zweckmäßig einer aus einem Kartonrähmchen von der Breite und halben Länge des Objektträgers hergestellten feuchten Kammer; Rähmchen in Wasser legen, nach dem Vollaugen auf einen Objektträger bringen, Deckglas passender Größe auflegen, das an der Unterseite ein kubikmillimetergroßes Plasmodiumstück trägt. Nach 2 bis 3 Stunden wird die Plasmodiumbewegung und damit auch die Plasmaströmung einsehen. Läßt man die Petrischale nach beendeter Untersuchung eine Zeitlang offen stehen, so erstarrt das Plasmodium und wird hart und spröde. In diesem Zustand kann es jahrelang aufbewahrt werden, so daß bei Bedarf stets Material für neue Kulturen vorhanden ist, denn die Skerotien bleiben trocken mindestens drei Jahre, oft auch noch länger, lebensfähig. Besonders geeignet für derartige Untersuchungen ist nach Schinz das Plasmodium von *Badhamia utricularis* (Bull.) Berk. Skerotien dieser Art können unsere Vase, solange unser Vorrat reicht, gegen Einsendung von 20 Pfg. in Briefmarken von unserer Geschäftsstelle erhalten.

H. G.

**Gute Objekte für Untersuchungen in polarisiertem Licht.** Dünne Spaltblättchen von Gipskristallen, die sich mit einem feinen Messerchen oder einer Nähnadel leicht abheben lassen, zeigen sehr schöne Farben, desgleichen kleine Splitter von Kupfervitriolkristallen, die man trocken unter das Mikroskop bringt. Schöner wird die Erscheinung, wenn man einige Kupfervitriolsplitter auf dem Objektträger in wenig Wasser löst, die Lösung etwas erwärmt und dann offen (d. h. ohne Deckglas) auskristallisieren läßt. Das Wachstum der Kristalle vom Rande her läßt sich ausgezeichnet verfolgen. Die Kristalle von Kal. chlorat., Kal. tartaric., Kal. nitric., Kal. sulfuric., Acid. oxalic., Acid. boric., Acid. citric., Cuprum acetic., Ammon. citric., Acid. tartaric. und Acid. pyrogallic. liefern bei ähnlicher Behandlung gleichfalls schöne Bilder. — Wer pflanzliche Kristalle untersuchen möchte, findet brauchbares Material in Zwiebelschalen und im Rhabarber. — Sehr lehrreich ist es, Haare, Seide und frische Gewebeschnitte der verschiedensten Art (tierische und pflanzliche) in polarisiertem Licht zu untersuchen. Man wird dabei manche interessante Tatsache kennen lernen. — Stärkekörner zeigen unter dem Polarisationsmikroskop das häufig erwähnte helle bezw. dunkle Kreuz. Am schönsten tritt die Erscheinung bei der Kartoffelstärke auf (die man durch Abschaben der frischen Schnittfläche einer zerhackten Kartoffel erhält), weit weniger schön bei

Roggen- und Weizenstärke. In der Regel werden die Stärkekörner für die Untersuchung in dest. Wasser gebracht; schönere Bilder erhält man indessen, wenn man sie in Öl, z. B. Zedernholzöl, untersucht. P. Meyner.

**Eine praktische Vorrichtung zum Füllen und Entleeren von Pipetten**, insbesondere von Mischpipetten für Blutförverzählungen (s. dar. P. Booth, „Blut-Studien“, Jahrg. 1914/15, S. 63), wird von R. D. Maddox im „Journ. of the Am. Med. Ass.“ (Jahrg. 1913, Nr. v. 1./3.) beschrieben. Die Vorrichtung benutzt ein altbekanntes Prinzip: die Erzeugung eines Vakuums durch Zusammendrücken eines Gummischlauchs (dessen eines Ende mit der Pipette verbunden ist) zwischen zwei beweglichen Rollen, durch deren Drehung der Schlauch nach oben oder unten verschoben werden kann, ähnlich wie ein Tuch durch die Wäschemaschine. Werden die Rollen, während man die Pipette in die Flüssigkeit taucht, so gedreht, daß das zwischen Pipette und Rollen befindliche Schlauch-



Die Maddoxsche Vorrichtung zum Füllen und Entleeren von Pipetten auf mechanischem Wege.

stück sich verlängert, so verdünnt sich die Luft in der Pipette und die Flüssigkeit steigt darin auf, je nach der Drehungsgeschwindigkeit langsam oder schnell. Wird die Drehrichtung umgekehrt und damit das Schlauchstück verkürzt, so treibt der Druck der sich verdichtenden Luft die Flüssigkeit aus der Pipette heraus. Die beigefügte Abbildung stellt die Vorrichtung dar. Die beiden Rollen liegen in einem aus zwei Messingplatten von 50 mm Länge und 6,5 mm Breite zusammengesetzten Rahmen M, dessen freies Ende eine die Pipette haltende Federklammer bildet, während zwischen Pipette und Rollen zwei Fingerringe R und R<sub>1</sub> angebracht sind. Diese Einrichtung erleichtert die Benutzung sehr, da sie gestattet, Pipette und Rollen mit der gleichen Hand zu bedienen. Die Rolle F hat einen Durchmesser von 8, die Rolle F<sub>1</sub> von 25 mm; sie sind einander bis auf etwa 1,5 mm genähert. Die größere Rolle vermittelt den Antrieb des Apparats; sie ragt dazu ein Stückchen aus dem Rahmen heraus und ist an der Oberseite gerieft, so daß sie bequem mit dem Daumen gedreht werden kann. Die

Länge des Schlauches richtet sich nach dem Fassungsraum der Pipette; für Blutmischpipetten genügt ein 20 cm langes Stück von etwa 3 mm lichter Weite. U. J. K.

**Ein brauchbarer Wärmeschrank für Einbettungszwecke u. dgl. kann nach A. u. W. Schneiders** „Prakt. d. mikr. Anat. d. Wirbelt.“ (1915, Leipzig, G. Freytag) auf folgende Weise mit leichter Mühe hergestellt werden: Man verschaffe sich zwei Weißblechschachteln (Keks- oder Schokoladenschachteln z. B.), von denen die eine etwa 30 cm lang und breit (auf genau quadratische Form kommt es nicht an) und etwa 20 cm tief, die andere etwa 20 cm lang und breit und entsprechend flacher ist. In die Mitte des Deckels der größeren Schachtel schneidet man eine Öffnung, in die der kleinere Kasten paßt; hernach lötet man den Deckel fest. Sodann biegt man den freien Rand der kleinen Schachtel etwa 5 mm breit nach außen um, setzt sie in die Deckelöffnung der größeren ein und verlötet beide miteinander. Der Deckel der kleineren Schachtel, dessen überfallenden Rand man zurückbiegt, wird zur Tür; Schanzniete und ein einfacher Verschluss lassen sich leicht anbringen. Den Innenraum teilt man durch eine festgelötete durchlöchernte Blechscheibe in zwei Teile. Zu kaufen braucht man nur den Brenner (am besten Gasmikrobrenner mit Glimmerzylinder) und ein Thermometer, das man in einer passend angebrachten Öffnung mit Watte befestigt. Ein so hergestellter Schrank ist zwar nicht vollkommen, denn der Raum zwischen Innen- und Außenwand kann nicht mit Wasser gefüllt werden und die Vorderseite (Tür) ist nicht doppelt. Man findet aber durch Versuche schnell den Stand der Flamme heraus, bei dem die gewünschte Temperatur konstant bleibt, und lernt auch bald, die mit dem Wechsell der Zimmertemperatur naturgemäß eintretenden Schwankungen auszugleichen. H. G.

**Über eine praktische Neuerung in der Aufstellung des Mikroskops** berichtet G. C. van Walsem in einem in H. 1 des 32. Jahrg. der „Zeitschr. f. wissensch. Mikroskopie“ erschienenen Aufsatz, der sich mit der zweckmäßigsten Gestaltung des Arbeitsraums des Mikroskopikers beschäftigt. Walsem hat die Platte seines Arbeitstisches mit einem vom freien Längsrand ausgehenden, 10 cm breiten und 25 cm tiefen Einschnitt versehen, oben mit schräg nach unten zugespitztem Rande. Unter diesem Einschnitt befindet sich eine Schublade, auf deren Boden das Mikroskop steht. Es ist durch kleine, seitlich angebrachte Nägel fixiert, kann also nur durch Bewegung der Lade, d. h. nur in der Richtung senkrecht zum angeschnittenen Tischrand, verschoben werden. Der Boden der Lade befindet sich 11 cm unterhalb der Tischfläche, so daß der Objektstiel die Tischfläche etwas überragt. Die Handhabung der Objektträger, das Aufbringen von Reagenzien usw. wird also durch die tiefe Aufstellung nicht behindert, ebensowenig die Betätigung der Triebsschrauben eines etwa benötigten Objektführapparats oder beweglichen Objektstisches, die bequem zugänglich bleiben. Über die Vorzüge dieser neuen

Aufstellungsart mag Walsem selber berichten. „Selten habe ich an einer einfachen Vorrichtung soviel Freude erlebt, wie an dieser,“ schreibt er in der oben erwähnten Arbeit. „Mehr und mehr bin ich zu der Überzeugung gelangt, daß das Aufstellen des Mikroskops auf den Arbeitstisch im Grunde doch widersinnig ist, wenn man nicht gezwungen sein will, bei jedem Blick durch das Mikroskop entweder auf einem höheren Sitz Platz zu nehmen oder in eine unbequeme Lage sich zu versetzen. Für Leute mit einer ungewöhnlich großen Körperlänge mag dies von geringerer Bedeutung sein, da diese den Unterschied in der Höhenlage des Auges bei der Anfertigung des Präparats und bei der Betrachtung durch das Mikroskop leichter durch eine Änderung in dem Grad der Rückenkrümmung ausgleichen können. Ich habe mich indessen überzeugt, daß auch längere Personen die beschriebene Vorrichtung zu schätzen wissen, während sie bei Personen mittlerer Statur . . . einem wirklichen Bedürfnis entspricht. Die Beschwerde ist natürlich schon von dem ersten Mikroskopiker, den es überhaupt auf der Welt gab, bemerkt worden, und deshalb hat man die Stative unlegbar gemacht. Diese Einrichtung versagt aber, wenn man feuchte Präparate untersucht, wobei in der nicht horizontalen Lage entweder das Ganze oder Teile davon sich in Bewegung setzen. Bei der beschriebenen Stellung des Mikroskops ist dies nicht der Fall und ist die Betrachtung von trockenen Präparaten wenigstens so bequem wie bei ungelegtem Mikroskop, weil zudem die Arme auf den anstoßenden Teilen des Tisches eine ganz angenehme Stütze finden. Die Umlegeeinrichtung verwende ich denn auch seit Jahren nicht mehr. Kleinere, eventuell erwünschte Änderungen in der Höhenlage der Frontlinie des Okulars lassen sich durch Änderung in der Länge des Tubus herbeiführen. Die beschriebene Einrichtung hat auch bei der Anfertigung von Zeichnungen Vorteile, da hierbei der Arm in normaler Lage auf dem Tisch ruhen kann.“ — Zu bemerken ist noch, daß Walsem lediglich mit künstlichem Licht arbeitet. Die Mikroskopierlampe hat gegenüber dem Mikroskop ihren festen Platz und läßt sich gleichfalls nur in einer Richtung verschieben, in derselben wie das Mikroskop bei Bewegung der Lade. H. G.

**Zur Konservierung von Wasserinsekten** (Hydratarien), die später zergliedert und zu Präparaten verarbeitet werden sollen, eignet sich ein Gemisch aus 11 T. Glycerin, 3 T. Essigsäure, 6 T. dest. Wasser. Die mit einer Pipette herausgefangenen Tiere spritzt man in eine flache Schale, läßt das Wasser ablaufen und wäscht die Tiere mit einem Pinsel in ein mit obiger Mischung halbgefülltes Glasröhrchen. Die Tiere schrumpfen zunächst, nehmen aber bald wieder ihre normale Gestalt an. Das Röhrchen wird dann ganz gefüllt, mit einem etwas hineingetriebenen Wattebausch verschlossen und in ein größeres mit Glycerin gefülltes Gefäß versenkt. Das so vorbehandelte Material ist weich und leicht zu zergliedern; es wird am besten zu Glycerin-Gelatine-Präparaten verarbeitet. Für anatomische Untersuchungen ist es nicht geeignet. R. Viets.

# Das Laboratorium des Mikroskopikers

## Beiblatt zum „Mikrokosmos“

Wir veröffentlichen in diesem Beiblatt, das in zwangloser Folge erscheint, Beschreibungen neuer Apparate und Instrumente für sämtliche Zweige der Mikroskopie, um dadurch einen dauernden Überblick über die Fortschritte der Apparatechnik zu geben. Ebenso bringen wir hier Anleitungen zur Selbstanfertigung mikrotechnischer Hilfsapparate, um unsern Lesern die Vervollständigung ihrer Apparatur auf dem billigsten Wege zu ermöglichen.

### Die Prüfung von Lichtfiltern ohne Spektroskop.

Von P. Meßner.

Mit 3 Abbildungen.

Für eine ganze Reihe mikroskopischer Arbeiten, insbesondere für kristallographische Untersuchungen und für die Mikrophotographie, empfiehlt sich die Verwendung von möglichst einfarbigem Licht. Der einfachste Weg, solches Licht zu erzeugen, besteht in der Anwendung einfar-

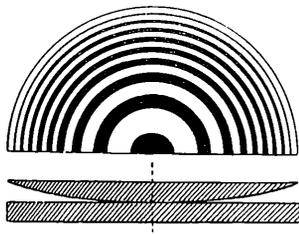


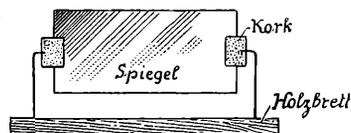
Abb. 1. Schematische Darstellung der Entstehung der Newtonschen Farbenringe.

biger Lichtquellen, wie wir sie u. a. in der Natrium- oder der Lithiumflamme vor uns haben. Das vollkommenste Verfahren ist die Auswahl passender Wellenlängen mit Hilfe des Spektralapparats (Monochromator). In der Praxis hat die Verwendung geeigneter Farbstoffe als Filter die größte Verbreitung gefunden. Die Prüfung solcher Lichtfilter geschieht in der Regel mit dem Spektroskop. Im folgenden soll gezeigt werden, daß die spektroskopische Prüfung durchaus nicht nötig ist, daß wir uns vielmehr durch einen kurzen Blick ins Mikroskop ein Urteil über die Güte solcher Filter bilden können.

Die physikalische Grundlage dieser Prüfungsmethode bildet die bekannte Erscheinung der Newtonschen Farbenringe. Wenn wir ein ganz flaches Brillenglas von etwa 1 m Brennweite auf eine ebene Glasplatte legen, so sehen wir an der Berührungsstelle der beiden Gläser farbige Ringe auftreten, die sich verbreitern, wenn man die Gläser gegeneinander drückt. Blicken wir von seitlich oben her auf die Linse, so heben sich die Ringe deutlich gegen die Umge-

bung ab. Blicken wir durch die Gläser hindurch, so werden wir Mühe haben, die Ringe zu erkennen. Benutzen wir von vornherein einfarbiges Licht — etwa das Licht einer Natriumflamme — so können naturgemäß keine Farben entstehen, und wir erblicken nur dunkle und helle Ringe. Damit ist das Prinzip unseres Prüfungsverfahrens bereits ausgesprochen. Bevor wir näher darauf eingehen, zunächst noch einige Worte über die Entstehung der Farbenringe. Sie stellen eine Interferenzerscheinung dar, sind also durch die Wellenatur des Lichtes bedingt. Der Ort ihrer Entstehung ist der keilförmige Luftspalt zwischen den beiden Gläsern. Abb. 1 zeigt uns schematisch, was wir im auffallenden, vollkommen einfarbigen Lichte sehen. Die Mitte der Figur ist dunkel.<sup>1)</sup> Dann folgen zunächst breite, mit wachsender Entfernung aber rasch enger werdende Ringe. Stehen uns verschiedene einfarbige

Abb. 2. Das zur Beleuchtung mit auffallendem Licht dienende Spiegelchen, das auf dem Objektisch aufgestellt wird.



Lichtquellen zur Verfügung, so bemerken wir, daß bei rotem Licht der erste — und damit auch die folgenden Ringe — bedeutend weiter sind als bei blauem. Im weißen Tageslicht sind bekanntlich alle Farben vorhanden. Es entstehen also alle Ringsysteme, die den einzelnen Farben entsprechen, so daß sich die Ringe zum großen Teil überlagern. Diese Überlagerung hat die Entstehung von allen möglichen Misch-

<sup>1)</sup> Infolge kleiner Unvollkommenheiten der Glasflächen fehlt manchmal der dunkle Fleck; er tritt auf, wenn beide Gläser etwas gegeneinander gepreßt werden.

farben zur Folge, so daß wir bei weißem Licht verschiedenfarbige Ringe sehen. Die normale Reihenfolge der Farben von innen nach außen ist schwarz, bläulich-weiß, gelblich-weiß, bräunlichgelb, rot; — violett, blau, gelblichgrün, gelb, rot; — purpur, blau, gelbgrün, rot, karmin; — grünblau, blaßgrün, gelbgrün, rot. — Die folgenden Ringe sind abwechselnd blaßgrün und blaßrot, werden aber bald so matt, daß man sie nicht mehr unterscheiden kann. Sind in dem untersuchten Lichte nicht alle Spektralfarben vorhanden, sondern nur einige, so entstehen weniger Ringsysteme. Die Folge davon ist, daß sich die einzelnen Ringe weniger überdecken, so daß man bedeutend mehr Ringe aufzählen sieht. Am zahlreichsten sind die Ringe bei vollkommen einfarbigem Licht.

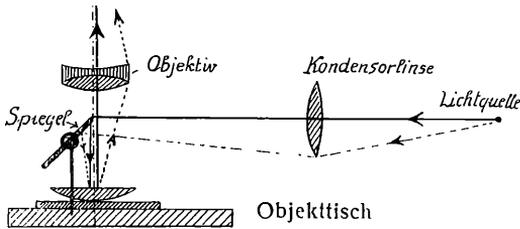


Abb. 3. Schematische Darstellung des Lichtstrahlenganges bei der mikroskopischen Untersuchung Newtonscher Ringe, zugleich Schema für die Anordnung der Apparate.

Ein Übelstand ist die Kleinheit der ganzen Erscheinung. Wir betrachten sie darum am besten mit dem Mikroskop. Wer über einen Vertikalilluminator verfügt, wird diese Vorrichtung verwenden, und zwar in Verbindung mit einem möglichst schwachen Objektiv (Brennweite etwa 30 mm). Wir können uns aber auch ohne einen solchen Apparat behelfen, wenn wir uns der in Abb. 2 skizzierten Einrichtung bedienen, die aus einem Brettchen besteht, auf dem mit zwei Drahtstiften und zwei Korken ein schmales Spiegel drehbar befestigt ist. Der Spiegel wird so gedreht, daß er mit der Horizontalen einen Winkel von etwa  $45^\circ$  bildet und so auf dem Objektisch des Mikroskops aufgestellt, daß er die eine Hälfte der Objektivöffnung verdeckt. Auf das Brettchen kommt ein Stück dunkles Glas und darauf eine Sammellinse (Brillenglas) von etwa 30—100 cm Brennweite. Unter 30 cm Brennweite hinabzugehen, empfiehlt sich nicht,

da dann die Krümmung zu stark ist, so daß kein gutes Bild entsteht. Zur Erhöhung der Lichtintensität können wir eine Kondensorlinse in den Strahlengang schalten, der sich aus Abb. 3 ergibt. Durch Verschieben der Glasplatte oder der Linse bringen wir das Ringsystem in die Mitte des Gesichtsfeldes. Um zu wissen, wie das Bild bei einfarbigem Licht aussehen muß, ist es vorteilhaft, bei einem Versuch eine Natriumflamme als Lichtquelle zu benützen. Eine solche Flamme stellt man am bequemsten dadurch her, daß man ein Stückchen Asbestpappe mit gesättigter Kochsalzlösung tränkt und es, nachdem es getrocknet ist, mit dem Rande einer nichtleuchtenden Gas- oder Spiritusflamme in Berührung bringt. Sahen wir im Tages- oder im weißen Lampenlicht, wie es etwa eine Gasglühlichtlampe liefert, nur wenige (etwa 8—10) Ringe, so können wir bei dem intensiv gelben Licht jetzt mehrere Hundert zählen. In ähnlicher Weise lassen sich andere Lichtquellen prüfen. Bei der Prüfung von Filtern arbeiten wir mit weißem Licht. Die Filter werden an irgendeiner Stelle in den Strahlengang gebracht. Flüssigkeitsfilter hält man am besten dicht vor den Vertikalilluminator oder das Spiegelchen; Glas- und Gelatinefilter kann man mit demselben Erfolg zwischen Auge und Okular einschalten. Dabei hat man noch den Vorteil, daß man durch „Absuchen“ der Filterfläche Ungleichheiten im Absorptionsvermögen nachweisen kann.

Für die Beurteilung der Filter gelten folgende Grundsätze:

1. Je reiner das Filter oder die Lichtquelle ist, d. h. je weniger verschiedene Farben vorhanden sind, desto mehr Ringe treten auf.

2. Bei vollkommen einfarbiger Beleuchtung erscheinen die Ringe dunkel auf hellem Grund, der die Farbe des Filters oder der Lichtquelle zeigt.

3. Werden verschiedene Farben durchgelassen, bzw. ausgesendet, so sind nur wenig Ringe sichtbar. Die Ringe erscheinen dann farbig auf anders gefärbtem Grunde. In der Nähe des Zentrums erscheinen die durchgelassenen Spektralfarben fast rein; die weiteren Ringe haben Mischfarben.

Die äußeren Teile des Gesichtsfeldes zeigen die Farbe des Filters, wie sie dem Auge erscheint.

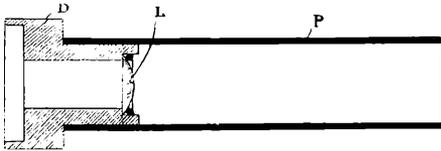
# Ein einfaches Hilfsmittel, um das gewöhnliche Mikroskop als Präpariermikroskop benutzen zu können.

Von Oberingenieur H. Behrend.

Mit 1 Abbildung.

Fast zu jedem Mikroskop gehören mehrere Okulare, die man zur Umkehrung des vom normalen Mikroskop gelieferten Bildes benutzen kann.

Man wird sich erinnern, daß das Bild, welches das Auge vom Objekt empfängt, als reelles



Auffahrohr zur Umwandlung eines Mikroskops in ein aufrechte Bilder lieferndes Präpariermikroskop.  $\frac{1}{2}$  der natürl. Größe.

Bild an der Stelle entsteht, wo sich die Blende des benutzten Okulars befindet. Dieses reelle Bild wird durch die Augenlinse des Okulars betrachtet.

Ähnlich, wie dieses Bild zur Augenlinse des Okulars, liegt aber das Objekt selbst zum Objektiv. Daher ließ sich vermuten, daß man die Augenlinse des Okulars als Objektiv zu dem reellen Bilde in der Blendenöffnung benutzen und das von diesem „Objektiv“ entworfene neue Bild durch ein zweites Okular beobachten kann, ein Vorgang, der vom terrestrischen Fernrohr her bekannt ist. Ein Versuch bestätigte meine Erwartung und veranlaßte mich, die in der beigegeführten Abbildung skizzierte Hilfsvorrichtung anzufertigen.

Als glücklicher Besitzer einer Drehbank konnte ich mir den schraffiert gezeichneten Drehkörper D selbst herstellen. Wer dieses Werkzeugs entbehrt, kann sich den Drehkörper für mäßigen Preis von einem Mechaniker aus geeignetem Material (Vulkanfaser sei bestens empfohlen) anfertigen lassen. Über das Drehstück wird ein Papierrohr P geschoben, das man am einfachsten durch Aufwickeln eines geleimten Papierstreifens über einen Stab vom Durchmesser der Okulare gewinnt. Das Rohr wird von innen mit gewöhnlicher Schreibrinne geschwärzt.

Setzt man das so hergestellte Rohrstück auf das Okular des gewöhnlichen Mikroskops (Objektiv 1, Okular 1 oder 2) und steckt in das Papierrohr ein anderes schwaches Okular (2 oder 3), so sieht man nach geringer Änderung der Einstellung mit der Mikrometerschraube ein aufrechtes Bild des Objekts, an dem man bequem alle Präparierarbeiten vornehmen kann.

Ist man feinerzeit so vorsichtig gewesen, von dem freundl. Angebot der „Oige“, sich einige Linsen gegen Ersatz der Porto- und Verpackungskosten leihen zu lassen, Gebrauch zu machen, so empfiehlt es sich, an der in der Abb. mit L bezeichneten Stelle eine kurz Brennweitige Sammellinse unterzubringen und sie durch einen gespannten Ring zu befestigen. Dadurch wird das Gesichtsfeld des „Präpariermikroskops“ bedeutend (von etwa 40% des normalen auf etwa 70%) erweitert. Notwendig ist aber die Einschaltung der Linse nicht.

## Kleine Mitteilungen.

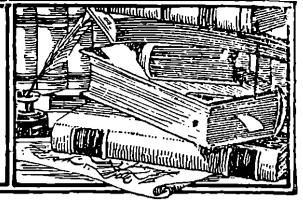
Ein gutes Mittel zum Dichten schwach rinner Glas- oder Porzellangefäße ist nach M. Dettli (Erfahr. i. naturw. Unterr., Jahrg. I, S. 4, S. 80) Kautschuklösung, die außen auf die rinnende Stelle aufgestrichen wird, nötigenfalls in mehreren Schichten. Ist der Druck der Flüssigkeit so stark, daß während des Bestreichens der Kautschuk in Form kleiner Wasserbläschen wieder abgehoben wird, so kommt man oft trotzdem zum Ziele, wenn

man durch starkes Blasen rasches Verdampfen des Lösungsmittels bewirkt, oder die Bläschen entfernt und die Stelle von neuem bestreicht. Kann man das Gefäß entleeren, so empfiehlt es sich, die Lösung von innen aufzutragen. Beim Dichten rinnender Pergamentschläuche, Stopfen u. dgl. leistet Kautschuklösung ebenfalls gute Dienste. Bezugsquelle: jede Fahrradhandlung. H. G.



## Bücherschau.

Unverlangt eingehende Werke werden im allgemeinen nur mit Titel, Verlag und Preis aufgeführt. Eine Rücksendung nicht besprochener unverlangter Werke erfolgt nicht.



**v. Linden, Prof. Dr. Gräfin, Die Assimilations-tätigkeit bei Schmetterlingspuppen.** 1912, Leipzig, Veit u. Co. Geh. M 4.50.

Die Versuche der Gräfin v. Linden haben, als sie zuerst veröffentlicht wurden, beträchtliches Aufsehen erregt, da sie, falls sie sich bestätigen, einschneidende Änderungen in unserem tierphysiologischen Lehrgebäude nötig machen werden. Die Forscherin hat nämlich entdeckt, daß einige Schmetterlingspuppen eine Assimilations-tätigkeit ganz ähnlich derjenigen der Pflanzen besitzen. Die betreffenden Berichte sind zuerst im „Archiv für Anatomie und Physiologie“ erschienen, in dem sie sich auf verschiedene Bände verteilen. Das oben angezeigte Buch faßt das gesamte Material zusammen und gibt damit eine übersichtliche Darstellung der in Betracht kommenden Methoden, Versuchsanordnungen und Versuchsergebnisse, die bei der Wichtigkeit der darin angeschnittenen Fragen sehr zu begrüßen ist. Über die bei dieser Assimilation tätigen Faktoren gibt die Arbeit keinen Aufschluß; doch erwähnt die Verfasserin vermutungsweise, daß vielleicht Pigmentstoffe oder Bakterien als solche anzusehen sind. Die dargestellten Anschauungen sind übrigens nicht ohne Widerspruch geblieben. Über ihre Richtigkeit läßt sich infolgedessen heute noch kein Urteil fällen.

Dr. G. Str.

**Bernh. Niedel, Kriegsmäßige Vermessungskunde in der Schule.** Nr. 42 der Beihfte zur Zeitschrift „Schaffende Arbeit und Kunst in der Schule“ (1915, Prag, Schulwissenschaftl. Verl. A. Haase), 14 S. mit 9 Abb., geh. M 0.50.

Niedel beschreibt eine Anzahl leicht auszuführender Versuche, die es jedem ermöglichen, sich praktisch mit dem Wesen der militärischen Entfernungsmessung und der Herstellung von Kartenbildern nach Geländeaufnahmen vertraut zu machen. Wer das Heftchen durchgearbeitet hat, wird den Fragen vom Zielen und Schießen, vom Entfernungsschätzen und der Auswertung von Zielergaufnahmen fortan mit ganz anderem Verständnis gegenüberstehen als jemand, der seine Kenntnisse nur theoretischen Studien verdankt. Wie der Titel andeutet, ist die Darstellung den Bedürfnissen der Schule angepaßt. Die nötigen Hilfsmittel sind insofern so leicht zu beschaffen, daß jeder andere Leser den Inhalt gleichfalls mit Nutzen verarbeiten kann.

-de-

**Dr. Losch, Rotgemüse.** Stuttgarter Kriegsbilderbogen Nr. 7. 1915, Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung, geh. M 0.25.

Wir haben diese kleine Kriegs-Veröffentlichung des „Mikrokosmos“-Verlags schon in H. 2, S. 56 des lauf. Jahrg. besprochen. Wenn wir heute nochmals darauf hinweisen, so geschieht es, weil jetzt die Zeit kommt, in der sich das Schriftchen verwerten läßt. Bei der Bedeutung, die Losch's Mitteilungen für die minderbemittelten

Schichten unseres Volkes haben, würde es sehr wünschenswert sein, wenn in allen Volksschulklassen auf den Bilderbogen hingewiesen würde. Vielleicht nehmen die Lehrer unter unsern Lesern sich im Interesse des Allgemeinwohls dieser Aufgabe an. Im übrigen sollte jeder Naturfreund das Heftchen besitzen, sei es, um selbst Gebrauch davon zu machen, sei es, um andern daraus wertvollen Rat zu erteilen, wozu sich ja heute hundertfältige Gelegenheit bietet.

**Wilh. Bölsche, Der Stammbaum der Insekten.**

92 S. mit zahlreichen Abbildungen nach Zeichnungen von Prof. Heinrich Harber und Rud. Desjüngler. 1916, Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung, geh. M 1.—, geb. M 1.80.

Selten hat mich ein Buch so gefesselt, wie dieses neue Bölsche-Bändchen, das zur Reihe der diesjährigen Kosmos-Veröffentlichungen gehört. Über die fachliche Richtigkeit des Inhalts zu urteilen, bin ich, da ich mich niemals näher mit Insektenstudien beschäftigt habe, nicht berufen; sie versteht sich indessen bei Bölsche von selbst. Ich urteile also lediglich vom Standpunkt des sich für alle Fortschritte der Naturwissenschaften interessierenden Laien-Lesers aus, als Vertreter jenes Leserkreises, an den sich Bölsches ganze Lebensarbeit wendet. Von diesem Standpunkt aus ist schon die Wahl des Themas ein Meistergriff, denn was liegt nicht alles an lockenden Fragen in den drei Worten „Stammbaum der Insekten“ verborgen, und wie wenig Gelegenheit gab es bisher für unsereinen, sich über diese Dinge zu unterrichten. Wer war zuerst da, der Schmetterling oder der Käfer, die Libelle oder die Heuschrecke, die Biene, die Ameise, die Fliege oder die Mücke, die Laus oder der Floh, um nur ein paar der größeren Gruppen zu nennen? Wie sah der Urahn der Insekten aus? Wie haben die heutigen Formen sich daraus entwickelt? Kommt das Insekt vom Lande oder vom Wasser her? Wann treten zuerst in der Erdgeschichte Insekten auf? Wo und wie schließt der Zweig der Insekten an den großen Stammbaum des Tierreichs an? Wie erklären sich die zahllosen biologischen Besonderheiten, die wir bei vielen Insekten finden? Das sind so einige der Fragen, die Bölsche aufwirft und auf Grund der bisherigen Forschungsergebnisse zu beantworten sucht. Die Art, wie er sie stellt und wie er sie beantwortet, verdient das Urteil „meisterhaft“ auch. Mich hat die Darstellung genau so gefesselt, wie die Handlung eines spannenden Romans, und ich darf wohl sagen, daß ich in diesem Punkte nicht gerade unterwöhnt bin. Deshalb kleide ich mein Urteil über das neue Bölsche-Buch in den Wunsch, daß recht viele unserer Leser sich bemogen fühlen mögen, sich damit zu beschäftigen. Ich bin sicher, daß keiner auch nur eine Minute der darauf verwendeten Zeit als verschwendet ansehen wird.

H. G.

# Mikroskopos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 16/17

## „Liquido Faure“ und sein Ersatz.

Von Privatdozent Dr. J. W. Sehlmann.

Vor einigen Jahren kam von Rom aus eine Flüssigkeit in den Handel, die als Einschlußmittel für mikroskopische Präparate geradezu verblüffende Eigenschaften aufwies und die bisherige Einbettungsverfahren beinahe überflüssig machte. Sie hatte so ziemlich alle Vorzüge des Kanadabalsams, daneben aber noch eine ganze Reihe anderer, die leider dem Balsam und den ihm ähnlichen Harzen fehlen. Diese Vorzüge des unter dem Namen „Liquido Faure per Microscopia“ käuflichen Produkts waren:

1. Mischbarkeit mit Wasser. Dadurch wurde es unnötig, die zur Anfertigung von Balsam-Dauerpräparaten unentbehrliche und oft so zeitraubende Entwässerung des Objekts mittels des teuren Alkohols vorzunehmen. Das Objekt konnte ohne jede weitere Behandlung aus Wasser in das Einschlußmittel übertragen werden.

2. Aufhellung des Objekts durch das Einschlußmittel. Diese Eigenschaft machte die Anwendung von Xylol u. dgl. unnötig. Ein „Vorharz“ war somit ganz überflüssig. Die Aufhellung erfolgte bei kleinen Objekten in wenigen Minuten, bei größeren, z. B. bei Tubifiziden und Insektenlarven, in 1 bis 2 Tagen.

3. Weitgehende Fixation des Objekts durch das Einschlußmittel, ein Umstand, der in vielen Fällen gestattete, das lebende, frische Objekt ohne Vorbehandlung sofort endgültig einzuschließen. Wie schwer diese Möglichkeit ins Gewicht fällt, weiß jeder, der mit kleinen Tieren zu arbeiten hat. Nur zu oft kommt es vor, daß die Objekte gerade beim Überführen von einer Lösung in die andere, sowie beim Durchziehen von Lösungen unter dem Deckglas verloren gehen oder beschädigt werden.

4. Rasches Erhärten des Einschlußmittels. Schon nach einer Woche waren die Präparate so fest, daß auch bei senkrechter Aufbewahrung ein Auslaufen nicht mehr befürchtet

werden mußte. Dabei erfolgte das rasche Erhärten ohne die sonst oft auftretenden unangenehmen Begleiterscheinungen (z. B. die Risse bei Wasserglas). Einzig bei dicken Objekten, wo auch Kanadabalsam durch Eintrocknen von den Deckglasrändern zurückweicht, erwies es sich als notwendig, zwei- bis dreimal nachzufüllen.

Vor Glyceringelatine und ähnlichen Einschlußmitteln hatte das neue Medium voraus, daß es flüssig und daher stets gebrauchsfertig war, zudem aber auch keines Lackings bedurfte. Man konnte somit die zeitraubende Umrandung sparen.

Flüssige Einschlußmittel, wie Glycerin, Formol u. dgl., vermochte die Fauresche Lösung in vielen Fällen zu ersetzen, was ebenfalls dazu beitrug, ihren Wert zu erhöhen. Es ist ja nur zu bekannt, wie leicht der feuchte Einschluß zur Ursache des Verlustes manch wertvollen Objektes wird.

Zur Herstellung z. B. eines Plankton-Dauerpräparats war bei Verwendung der Faureschen Lösung nur eine einzige Maßnahme nötig: das Übertragen des lebenden oder in Alkohol oder Formol fixierten Materials in einen Tropfen „Faure“ Nach dem Auflegen des Deckglases und der Beschriftung war das Dauerpräparat fertig und konnte nach wenigen Tagen endgültig der Sammlung einverleibt werden.

Die Haltbarkeit solcher Präparate scheint mit der von Kanadabalsampräparaten übereinzustimmen, denn meine ältesten mit „Faure“ angefertigten Präparate sind jetzt, nach fünf Jahren, noch genau so schön, wie in der ersten Woche.

Die Fauresche Lösung war somit ein geradezu ideales Einschlußmittel für viele nicht allzu feine Arbeiten; sie war ein wirkliches „Volumbus-Ei“

Um so mehr ist es zu verwundern, daß die Flüssigkeit beinahe unbekannt geblieben ist, denn meines Wissens hat sie sich nur in einigen weni-

gen Hochschulinstituten eingebürgert. Wo sie aber eingeführt wurde, da ist Liquido Faure schnell zum unentbehrlichen Hilfsmittel geworden, so z. B. in der Zool. Anstalt der Universität Basel. Dort habe ich das neue Einschlußmittel zuerst kennen gelernt. Wie sehr ich es heute schätze, geht am besten daraus hervor, daß Kanadabalsam und Glyceringelatine auf meinem Reagenziengestell beinahe zu Reliquien geworden sind, dank der fast ausschließlichen Verwendung von „Faure“ zu Trockenpräparaten.

Selbst den bei feuchtem Einschluß früher ganz unentbehrlichen Maskenlack hat das neue Medium bei mir verdrängt, da es selber eine Fixierung des Deckglases und einen verdunstungssicheren Abschluß bewirkt. Es vermag die verschiedenen Lacke also zu ersetzen und hat vor ihnen noch den Vorteil voraus, daß es bedeutend leichter zu handhaben ist. Dank der Mischbarkeit sowohl mit Wasser, als auch mit Alkohol und Glycerin ist es nicht nötig, darauf zu achten, ob Flüssigkeit neben dem Deckglas herausgetreten ist. Der Verschluß ist, wie ich beim Arbeiten mit dem Koenigschen Glycerin-Essigsäuregemisch erfahren habe, auch in solchen Fällen vollkommen. Von Wichtigkeit ist dabei, daß das erhärtete Medium fast unsichtbar ist. Infolgedessen erhält man selbst bei rascher und unsorgfältiger Ausführung äußerlich gut aussehende Präparate, während Lackverschlüsse, wenn sie nicht sorgfältig hergestellt sind, gewöhnlich recht un schön wirken.

Ein einziger größerer Fehler haftet Liquido Faure an, der nämlich, daß sich wässrige Farben auf die Dauer darin nicht halten, sondern teilweise ausgezogen werden. Infolgedessen ist die Flüssigkeit für gefärbte Präparate im allgemeinen unbrauchbar. Bei ungefärbten Präparaten aber kann man sie fast stets verwenden.

Ich habe sogar bei Infusorien und Flagellaten befriedigende Ergebnisse damit erzielt. Man muß sich nur vor dem Miteinschluß von Luftblasen hüten.

In der Schweiz, speziell in Basel, hat Herr Privatdozent Dr. E. Janicki die Fauresche Lösung bekannt gemacht und sich damit um die Förderung mikroskopischer Arbeiten ein wesentliches Verdienst erworben. Es sei mir gestattet, meinem verehrten Kollegen in meinem Namen wie in dem meiner Kommilitonen von der Zool. Anstalt Basel dafür den verbindlichsten Dank auszusprechen. Ohne Dr. Janickis Vermittlung wäre „Faure“ vermutlich noch jetzt gänzlich unbekannt, insbesondere da keine Literaturangaben darüber zu finden sind.

Leider zeigte sich bald nach Ausbruch des Krieges, daß der Bezug weiterer Mengen „Faure“ aus Italien nicht möglich war. Wollten wir „Basler“ nicht ohne „Faure“ bleiben, so mußten wir also wohl oder übel selber die Herstellung des Präparats versuchen. Diese Bemühungen führten zur Herstellung eines „Faure“-Ersatzes, der von der Firma A. Boreux in Basel unter der Bezeichnung „Einschlußmittel nach Dr. Fehlmann“ in den Handel gebracht wird.

Der Autorenname mußte abgeändert werden, weil der Ersatz dem Original nicht völlig entspricht, sondern weniger stark aufhellt (vgl. dazu R. Menzel, über die mikroskopische Landfauna der schweizerischen Hochalpen. Archiv f. Naturgesch., Jahrg. 1914, Abt. A, S. 3, S. 6) und noch rascher (in 1 bis 2 Tagen) erhärtet.

Das neue Einschlußmittel ist also der Faureschen Flüssigkeit noch überlegen. Ich möchte meinen Lesern sehr empfehlen, einen Versuch damit zu machen. Es ermöglicht in vielen Fällen ein rascheres, billigeres und müheloseres Arbeiten, als bisher.

## Die Transpirationsorgane der Pflanzen.

Von R. H. Francé.

Mit 5 Abbildungen.

In der Meinung, daß es vielen unserer Leser willkommen sein wird, etwas mehr über Bau und Wesen der Spaltöffnungsapparate zu hören, zu deren Untersuchung der Artikel von H. Pfeiffer im vorigen „Mikrokosmos“-Hefte anregt und anleitet, drucken wir nachfolgend einige die Transpirationsorgane der Pflanzen, im besonderen die Spaltöffnungen, behandelnde Abschnitte aus dem im Verlag der Franckschen Verlagshandlung in Stuttgart unter dem Titel „Das Leben der Pflanze“ erschienenen, von R. H. Francé, Dr. W. Koelsch u. a. bearbeiteten Pflanzenwerk ab. Wir möchten damit zugleich wieder einmal auf dieses prächtige Werk aufmerksam machen, das wie kein zweites seiner Art geeignet ist, dem Naturfreund, insbesondere dem Freunde der Mikroskopie, alle Erscheinungen des Pflanzenlebens nahezubringen, da es überall zu eigenen Untersuchungen anregt und das Erkennen breiter Zusammenhänge zwischen den durch solche Untersuchungen gefundenen Ergebnissen fördert. Die nachfolgenden Abschnitte sind dem „Das Leben der Ursubstanz“ und „Wau und Leben der Zellstaaten“ behandelnden 2. Bande der I. Abteilung entnommen, die „Das Pflanzenleben Deutschlands und seiner Nachbarländer“ bespricht. Der 1. Band

dieser Abteilung, deren beide Bände zusammen M 30.— (Mitroteilnehmer zahlen für den Band nur M 13.50) kosten, spricht über die Ursachen der Pflanzengestalten, die Anpassung an das Lebensganze und gibt eine Biologie und ein Übersichtsbitd der Flora Deutschlands und seiner Nachbarländer. Diese Abteilung ist in sich abgeschlossen und kann jederzeit einzeln bezogen werden. Wer sich für die weiteren Abteilungen interessiert, erhält gern einen ausführlichen Prospekt. Den Beziehern des „Mitrosomos“ wird auch während des Krieges die Anschaffung dadurch erleichtert, daß der Verlag die Tilgung des Kaufpreises in niedrigen Teilzahlungen gestattet. Wer von dieser Vergünstigung Gebrauch machen will, setze sich mit unserer Geschäftsstelle in Verbindung. Im übrigen ist das Werk durch jede gute Buchhandlung zu beziehen; dort legt man auch einzelne Bände zur Ansicht vor. Außer für Pflanzenfreunde empfiehlt sich die Anschaffung insbesondere für Lehrer und Schulen, die darin eine Fülle von zur Belebung des Unterrichts geeignetem Material finden. Für den ernst arbeitenden Liebhaber-Mikroskopiker kommt vor allem in Betracht, daß dieses „Pflanzenleben“ auf Duzende noch der Bearbeitung harrender Aufgaben aufmerksam macht. Die nachfolgenden Abschnitte geben auch in dieser Richtung eine kleine Probe.

Die Redaktion.

Es gibt keinen Punkt im weiten Kreise der Naturerscheinungen, der eindringlicher darüber belehrt, daß sich im lebenden Körper der „Zweck“ die Mittel erschafft, als die Transpirationsan-

in deren Zwischenraum noch 4—5 maliges Zerfallen ein Gebilde erschafft, das man als Spaltöffnung bezeichnet, weil es einen prachtvoll konstruierten Ausgang aus dem Pflanzeninnern

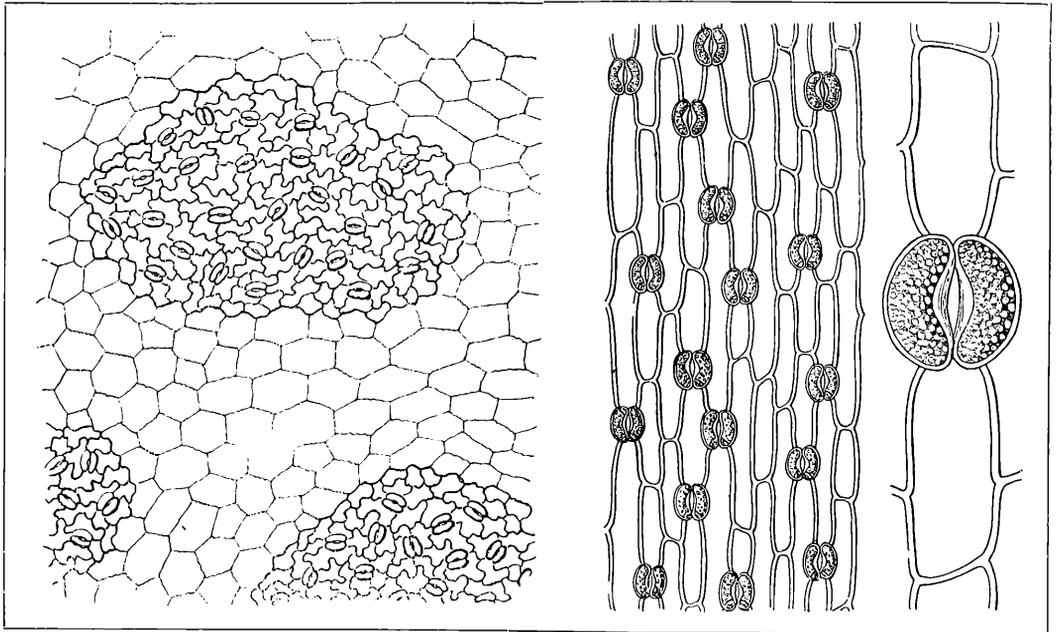


Abb. 1. Stomatopidermis mit Spaltöffnungen in schwacher und stärkerer Vergrößerung.

passungen der Pflanzen. Der Drang, das überflüssige Wasser in einer den gegebenen Umständen entsprechenden Menge wegzuschaffen, erzeugt nicht nur Lebensformen, sondern baut auch das Innere des Körpers in eigenartigster Weise um. Er erschafft Transpirationsorgane. Die so vielfegällige Epidermis ist auch dazu bereitwilliger Diener. Sie öffnet Tausende von „Lippen“, um Luft einzuschlüpfen und Wasserdampf auszuhauchen. Zur Zeit, da die Haut noch nicht gegliedert ist als Protoderm, setzen an gewissen wohlverteilten Stellen Zellteilungen ein, die sich auf ganz geringen Umfang beschränken. Die Teilungen vollziehen sich so sinnvoll, daß zwei halbmondförmige Segmente ausgeschnitten werden,

darstellt. Seine Einrichtung und Wirksamkeit ist so merkwürdig, daß sie eingehende Schilderung verdient.

Wie die Abbildungen 1—5 verraten, besteht eine solche Spaltöffnung im ausgebildeten Zustande aus zwei halbmondförmigen Zellen, die einen mehr oder minder schmalen Spalt zwischen sich freilassen, sonst aber in die normale Epidermis eingefügt sind. Ein regelrechter Mund wird so gebildet mit zwei Lippen, die man aber hier Schließzellen nennt. In der Seitenansicht enthüllen sich noch mehr Einzelheiten dieses Pflanzenmundes (vergleiche Abb. 2 und 3). Man sieht nun, daß die zwei Schließzellen mit eigentümlichen Verdickungsleisten versehen sind; der

Berschluß wird hervorgebracht, wenn sie sich gegeneinander wölben, die Öffnung, wenn sich ihre Wölbung abflacht. Ihre Funktion hängt also

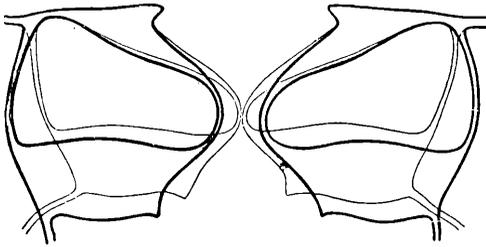


Abb. 2. Schema des Spaltöffnungsmechanismus. Die starken Rippen zeigen die offene, die schwachen die geschlossene Öffnung. (Nach Schwendener.)

von aktiven Formänderungen ab. Diese Formänderung muß aber sehr erleichtert werden durch die Verdünnung der Haut ihrer Nachbarzelle (man nennt das ein Hautgelenk), denn bei jeder Formänderung beugt die in der ganzen Epidermis herrschende Spannung die Schließzelle in ihrem Hautgelenk etwas nach abwärts oder aufwärts. Dadurch nähern oder entfernen sich die Schließzellen voneinander, was für die Pflanze Öffnung oder Verschluß ihrer Spaltöffnungen bedeutet. Die Schließzellen sind keine toten Organe; stets sieht man sie mit Plasma und großen Chlorophyllkörnern erfüllt. Auch gewahrt man nun, daß sich unter ihnen ein bald größerer, bald kleinerer Hohlraum befindet, gemeinhin als Atemhöhle bezeichnet, ein Atrium, dessen Pforte sie sind. Das alles läßt sich durch das Mikroskop erspähen, wenn man irgend ein grünes Laubblatt in Querschnitten mustert und die Haut von seiner Unterseite abzieht.<sup>1)</sup> Aber damit ist noch nicht bewiesen, daß die kühnen Erklärungen, mit denen man so leicht den Augenschein ergänzt, auch zu Recht bestehen. Noch ist es bloße Unterstellung, Transpiration mit diesen Gebilden in Zusammenhang zu bringen. Doch ein geschickter erdinner Versuch bringt rasch weiter. Wenn man ein abgeschchnittenes Efeublatt zu beiden Seiten mit trockenem Löschpapier überdeckt, das vorher mit 5%iger Kobaltchloridlösung getränkt wurde, so entsteht auf dem blauen Papier nach kurzer Zeit ein rosa Bild des Blattes. Und wer mit den

<sup>1)</sup> Sehr geeignet dazu sind die Blätter des Schneeglöckchen (*Galanthus*), die leicht zu behandelnden Efeublätter oder die des Diptam (*Dictamnus*), der *Tradescantia* u. a. (Näherlich finden sich aber nicht auf jedem Querschnitt Spaltöffnungen!) Das Schließen und Öffnen läßt sich durch Hinzufügen 10%iger Zuckerslösung und (nach ihrer Wirkung) durch Absaugen mittels Löschpapier und Nachfüllen mit reinem Wasser sehr leicht anschaulich machen.

Eigenschaften des Kobaltpapiers vertraut ist, erkennt hierin den Beweis, daß das Blatt Wasser aushaucht.

Damit ist der Kreis der Überzeugungen geschlossen, und man kann daran gehen, die näheren Bedingungen dieser fesselnden Sache zu erforschen. Der springende Punkt der Spaltöffnungstätigkeit ist nämlich noch nicht erörtert. „Aha“, sagen jetzt viele meiner Leser, „jetzt kommt wieder die ewige Litanei von der Psyche“. Doch sie irren. Die Wölbung und Abplattung der Schließzellen hat eine andere Erklärung gefunden. Seit H. v. Mohl es zum erstenmal erforschte, wissen wir, daß Zuckerslösung, auf die Spalten gebracht, die Öffnungen schließt, reines Wasser sie aber öffnet. Und der unermüdlige Vorkämpfer der Idee von der „plante machine“, S. Schwendener, bewies, daß der Bewegungsmechanismus auf Turgorschwankungen beruht. Es ist sehr praktisch, daß die Schließzellen Blattgrün enthalten, denn das assimiliert und erzeugt so Zucker, der auf dem bekannten osmotischen Wege kräftig Wasser anzieht; dadurch erhöht sich der Turgor, und die Schließzellen wölben sich dort, wo sie die schwächsten Wände haben, also senkrecht zur Oberfläche des Blattes. Fazit: die Spaltöffnung schließt sich. Wenn keine Assimilate da sind, sinkt der Turgor. Erfolg: die Spaltöffnung klappt. Das berühmte Schema, an dem Schwendener diesen Vorgang demonstrierte, wird heute jedem Universtitätshörer vor Augen gebracht (vgl. das obige Bild). Mit Recht, denn an der Richtigkeit dieser Beschreibung läßt sich nicht mehr zweifeln.

Sie gilt in dieser Form allerdings nur für einen typischen Fall, der sich bei einer beschränkten Zahl von Pflanzenarten verwirklicht findet

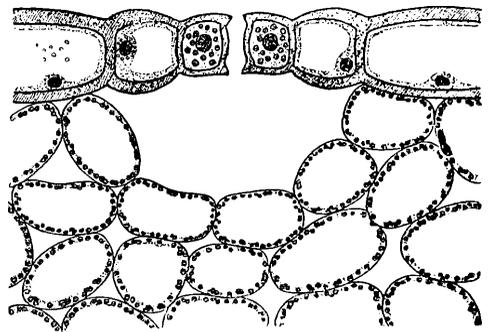


Abb. 3. Typische Spaltöffnung (von *Tradescantia*) in Seitenansicht mit den blattgrünführenden Schließzellen und der Atemhöhle. (Nach Memann.)

(z. B. bei den Birnbaum- oder Schneeglöckchenblättern). Die Natur, unabhängig von jedem Schema, weiß sehr große Mannigfaltigkeit auch

in den Bau dieses bescheidenen Organs aufzubringen. Bei vielen Gräsern sind besondere Verdickungsleisten da, bei den meisten Schattenpflanzen ist der ganze Apparat auf die Spitze eines kleinen Kegels gesetzt; die einzelnen Bestandteile sind verzerrt, bald die einen stark hervorgehoben, die andern unterdrückt, oder die benachbarten Epidermiszellen wirken mit und senken das Luftmündchen, wie bei der Föhre (vgl. Abb. 4), in eine Grube ein, die unter Umständen, so bei dem Oleander (vergleiche das Bild auf S. 280), mit Haaren ausgesteiert ist. Diese Vielheit ist aber nicht regellos, sondern jede Abweichung vom

lieber einigen Sonderanpassungen zuwenden, die zu interessant sind, als daß ich sie mit Still-schweigen übergehen dürfte. Solche sind vornehmlich die Schutzmittel der Stomata gegen die gefährliche Benetzung. Bei gewisser xerophilen Orchideen und den Wüsteneuphorbien sind die Spaltöffnungen manchmal von einem wahren Wall aus Wachs umgeben (s. Abb. 5<sub>2</sub>). Wozu? Um einen windstillen Winkel zu schaffen, um die ohnehin schmerzlich fühlbare Verdunstung noch mehr zu verlangsamen. Oder die Ausführungsgänge der Atemhöhle sind mehr oder minder durch Wachskörnchen verstopft, die Schließ-

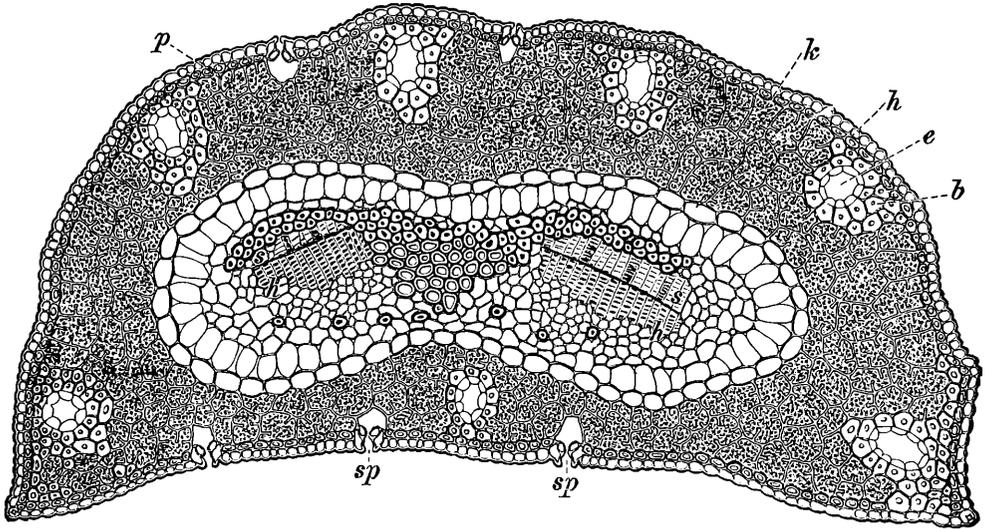


Abb. 4. Querschnitt durch eine Föhrennadel.

sp = Spaltöffnungen; h = Epidermis; e = Harzgänge mit Schutzgewebe b; p = eigentliches Assimilationsgewebe mit Faltenwänden; k = Parenchymscheibe um den zweiteligen Mittelnerve, darin s = Siebteil, h = Holzteil. (Nach Eschsch.)

Typus hat ihren Sinn. Entweder es wird durch die besondere Anordnung ein Schutz der kleinen Atemhöhle gegen das Eindringen bei Biegungen des Blattes erreicht, oder — und das ist meistens der Fall — die Bedürfnisse der erschwerten oder erleichterten Wasserabgabe bestimmen den Platz und besonderen Bau der Stomata. So wird es niemanden bejammern, daß sich die Spaltöffnungen der Regel nach auf der Unterseite der Blätter befinden, aber gerade bei den schwimmenden Wasserpflanzen (z. B. der Seerose) auf der Oberseite. Denn ihr ganzer, mühsam vorbereiteter Lebenszweck wird vereitelt, wenn Wasser, und sei es nur Tau oder Regen, in sie eindringt. Auch wird man es begreiflich finden, daß, mit Ausnahme der Wurzeln, kein Pflanzenteil völlig der Spaltöffnungen entbehrt, ebenso daß die Blätter am reichlichsten damit bedacht sind. Ein wenig eigenes Erwägen und Nachdenken ergänzt diese Andeutungen von selbst, weshalb ich mich

zellen sind ineinander verzahnt, wie es auf Abb. 5<sub>3</sub> ersichtlich ist; sie verengern sich durch Leisten, durch wulstige Fortsätze, oder bei langandauernder Trockenheit wachsen thyllenartige Ausstülpungen in die Atemhöhle, und Zellneubildungen verschließen endgültig die zarte Pore, wenn ihr Dasein der Pflanze gefahrdrohend wurde (Abb. 5<sub>5</sub>). Ebenso zweckmäßig wie diese Erscheinungen ist auch die Verteilung der Spaltöffnungen (Stomata), die aber nicht ausschließlich von den Bedürfnissen der Transpiration regiert wird, sondern auch auf eine wichtige Nebenfunktion Bedacht nimmt, nämlich auf die Durchlüftung der Organe. Die „innere Transpiration“ und die Atmung bedienen sich der gleichen Apparate. So wird es erklärlich, warum oft an Blättern Stomata die Ober- und Unterseite zieren und warum über Bastrippen und sonstigen Stereomen keine Spaltöffnungen sitzen. Andererseits ist die außergewöhnliche Zahl dieser Vorrichtun-

gen angeichts solch mehrfacher Bedeutung nicht befremdlich. Laubblätter besitzen etwa 100—300 Stomata auf 1 mm<sup>2</sup>, d. h. ein mittelgroßes Kohlblatt zählt 11 Millionen, ein Sonnenblumenblatt sogar 13 Millionen Spaltöffnungen, im allgemeinen um so weniger, je trockener der Standort der Pflanze ist. Aber es ergab sich, daß zwischen dem Verhältnis der Spaltöffnungszahl und dem der Transpirationsgröße keine Proportionalität besteht. Die Unterschiede sind immerhin beträchtlich. Bei der Tollkirsche verhält sich die Zahl der Öffnungen der Oberseite zu jener der Unterseite wie 10:55, die Transpirationsmenge aber wie 48:60, und bei dem Tabak, bei der Linde, den Dahlien ist das Mißverhältnis noch ausgeprägter. Das Lindenblatt hat auf seiner Oberseite gar keine Stomata und verdunstet da doch fast halbmal so viel wie auf der Unterseite. Daraus geht handgreiflich hervor, daß die Spalten nicht die einzige Stelle sind, wo Wasser entweicht, sondern daß es — um gelehrt zu reden — neben der stomatären auch eine epidermoidale Transpiration gibt. Auf diese hätte man auch schon aus dem Vorhandensein der verdunstungshemmenden Haare, Schuppen, Wachs- und Kalküberzüge bei Xerophyten schließen können. Dieser Umstand erschwert die Beurteilung der Spaltöffnungsfunktion nicht unerheblich. Denn man weiß nun nicht, auf welches Konto manches im Verhalten der Stomata zu setzen sei. Bei Wasserpflanzen haben sie die Fähigkeit, sich zu schließen, verloren. Das ist ja die wahre Ursache, warum diese Gewächse so rapid welken, wenn man sie ihrem Element entreißt. Und das ist denn auch durchaus gemäß den Lebensbedingungen dieser Pflanzen. Wärme steigert die Transpiration; das ist eine rein physikalische Wirkung. Trockenheit bewirkt rasches Schließen der Spaltöffnungen. Im Licht öffnen sie sich, im Dunkeln schließen sie sich. Das erstere hat seinen Sinn, wenn man an den lebhaftesten Gaswechsel der assimilierenden Blattgrünzellen denkt. Aber hat es auch seine mechanische Erklärung durch Turgoränderung? Wie kommt es, daß nicht alle Gewächse die Spaltöffnungen beim Welken schließen? Warum schließen sie sich im Dunkeln? Das sind Dinge, die mit der epidermoidalen Transpiration nichts zu tun haben können; ja, das sind Dinge, bei denen sogar der Kausalzusammenhang mit der Molekularmechanik abreißt. Je mehr Aufmerksamkeit man der Transpiration zuwendet, desto mehr türmen sich die Schwierigkeiten. Die Rechnungen, an denen sich unsere Väter ergötzen, stimmten bei genauer Nachprü-

fung nicht, denn die lebenden Wesen sind unberechenbar. Ich habe mir die Schelmerei erlaubt, treuherzig einmal an den blinden Mechanismus der Spaltöffnungsfunktion zu glauben, um ihn ad absurdum zu führen. Viele Leser werden auf den letzten Seiten des öftern stutzig geworden sein, wie unkritisch ich offenbare Widersprüche über sah. Es war Absicht, um an einem Exempel zu zeigen, wie verwirrend und undurchsichtig Lebenskunde ist, wenn man sie gewaltsam zur Molekularmechanik machen will. Kein Wunder, daß sie sich dann in den Ausweg rettet, Einzelheiten und lokale Abänderungen des Verlaufs aufzuzählen, mit Sondernamen zu belegen, müßige Vergleichs anstellungen, eine Niesenarbeit des überflüssigen zu wälzen, denn dadurch wird der einfache Zusammenhang, es wird die klare Frage unübersichtlich, und sie kann offen bleiben, ohne daß man es merkt. Also darf ich nun die Rede wieder aufnehmen, die der „neuen Zeit“ unserer Wissenschaft eigen ist?

Da muß ich denn sagen: die Transpiration wird selbstregulatorisch erhöht oder vermindert. Und die Spaltöffnungen mit ihren Turgoränderungen sind nur ausführende Organe. Die Mittel sind abhängig von der Umwelt, von der Physik, nicht aber der Lebensodem, der sich der Mittel bedient und der sie hervorgerufen hat. Es entstehen an der Pflanze allerlei Vorrichtungen, um das überschüssige Wasser loszuwerden. Die Spaltöffnungen sind nur ein Spezialfall, denn an den Ästen und Stämmen errichtet die Pflanze andere Durchlüftungs- und Verdunstungsapparate. Von ihnen war noch nicht die Rede, darum muß ich sie hier vorstellen. Es sind die Rindenzellen (Lenticellen). Ohne erkennbare äußere Ursache bilden sie an einjährigen Zweigen der Bäume und Sträucher lichte Flecken, die jeder finden wird, der nur einmal genau zusieht. Die Korkgewebe sind an diesen Stellen unterbrochen, und es bilden sich feinhäutige, locker liegende Füllzellen. An ganz jungen Zweigen sieht man, daß sie immer unter einer Spaltöffnung entstehen, an älteren Zweigen ist dieser Ursprung verwischt; im zweiten Sommer reißt gewöhnlich die Epidermis auf, und eine Grube, erfüllt mit den luftdurchlässigen Füllzellen, vermittelt jede erwünschte Transpiration aus dem Innern der Zweige.

Man gebe mir eine mechanische Kausalklärung für diese Bildungen. Man gebe mir eine für die Bildung der Hydathoden, dieser Wasseraustrittsstellen, aus denen die Pflanze im Notfall die Wassermenge ausscheidet, die nicht rasch genug durch die sonstigen

Verdunstungsöffnungen entweichen konnte. Die besonders von Haberlandt studierten Hydathoden sind den hygrophilen Gewächsen eigentümlich, ihr Dorado sind also die Tropen. Im einfachsten Fall sind sie nur eine umgestaltete Epidermiszelle (in den Blattsähnen der Primeln, Farne usw.), meist eine transformierte und oft unbeweglich gewordene Spaltöffnung am Ende eines Blattnerven, in diesem Fall Wasserpalte genannt, oder ein Keulen- oder Schuppenhaar (zum Beispiel bei Phaseolus), stets aber mit der Eigenschaft begabt, Wasser

der Wassertropfen aus den Blättern mit großem Fleiß studierte, kam zwar zu der Überzeugung, daß hierbei von aktivem Wirken keine Rede sein kann, da die Hydathoden einfach nur Filter sind, Orte des geringsten Widerstandes, aus denen so viel Wasser tritt, als die Transpiration von der Menge, die das Saftsteigen in die Blätter befördert, nicht verbraucht. Mir scheint das aber die eigentliche „Aktivität“ der Pflanze gar nicht zu berühren, denn sie liegt nicht in der allerdings zweifelhaften Pumpkraft der drüsigen Hydathoden, sondern

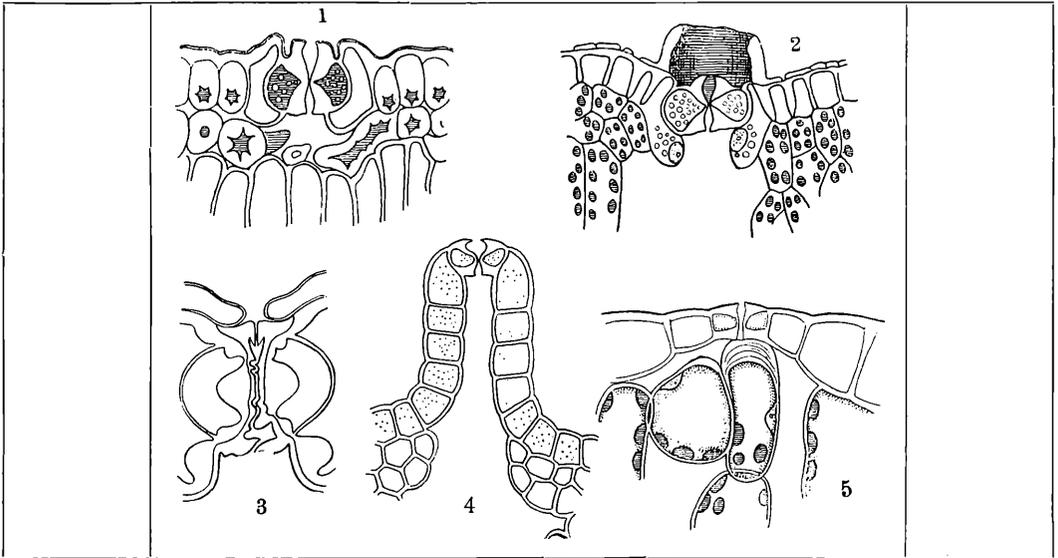


Abb. 5. Anpassungen der Spaltöffnungen.

1 = Verengung der Atemhöhle durch mechanische Zellen bei einer Xerophyte (Xanthorrhoea). 2 = Wachringbildung um die Spaltöffnung bei einer Euphorbie. 3 = Verzahnte Schließzellen der Spaltöffnungen von Nipa. 4 = Emporgehobene Spaltöffnung des Kürbisses, zur Hebung der Transpiration. 5 = Nachträglich verchlossene Spaltöffnung bei Silea. (Zellweise nach Haberlandt.)

zu filtrieren und es in tropfbarer Form auszuscheiden.<sup>2)</sup> Und zwar unter Umständen sogar sehr viel. Die beliebte Zimmerblume, die der Gärtner als *Colocasia* bezeichnet, scheidet in einer Nacht fast 100 ccm Wasser aus mit solcher Blutungsdruckkraft, daß sie oft wie eine lebende Fontäne das Wasser in feinen Tröpfchen im parabolischen Bogen emporschleudert.

Prof. Nestler, ein österreichischer Botaniker, der vor etwa 10 Jahren die Ausschcheidung

<sup>2)</sup> Geeignete Untersuchungsobjekte zum Studium der Wasserpalten sind für den einfachen Typus die Spitze der Scheidenblätter des Roggens, für die besser entwickelten besonders Aroiden, so die *Colocasia*, Arum-Arten. Ferner die Kapuzinerkresse (*Tropaeolum*), der Frauenmantel (*Alchemilla*) und die Blattsähne der Ulmen, der Nießwurz (*Helleborus*), besonders der Fuchsen.

darin, daß die Pflanze solche Organe im gegebenen Fall überhaupt zu erbauen weiß, daß sie die Spaltöffnungen das ein mal zu Rindenporen, an anderem Orte zu Wasserpalten umzugestalten versteht, daß sie unter den unendlich wechselnden Anforderungen stets das richtige Mittel trifft, um das Gleichgewicht des Lebens zu erhalten. Die Vielheit dieser Mittel ist der beste Zeuge für eine gewisse „Erfindungskraft“ des Plasmas, die durch den Kampf ums Leben wohl gestählt und gefördert werden kann, unmöglich aber durch ihn hervorgerufen ist. Denn sie muß da sein, bevor ein Wesen den Lebenskampf überhaupt wagen darf. Läßt man diese bunte Reihe der Transpirationshilfsmittel an sich im Geiste vorbeiziehen: Die Apparate zur Wasseraufnahme

und =ableitung, die Samtblätter und Träufelspitzen, die Wurzelverlängerung und Blattreduktion, die Dornenbildung, die Bewegungskünste der Blätter, die Wachsabscheidungen und Kalkinkrustationen, die wasser auffaugenden und verdunstungsfördernden Haare und Ladausschwiungen, die Änderungen im Blattbau, die Bildung der Spaltöffnungen und ihrer Schutzmittel, die Regelung ihrer Funktion durch das Bedürfnis, ihre Umwandlung zu Rindenporen, ihren Verschluss, ihre Verstopfung, ihren Umbau zu Wasserspalten — dann ist es unmöglich, den Ursprung von so viel Sinn, Zweckmäßigkeit und Formenplastik immer wieder in dem Defizit des Festes, in dem stumpfen Wörtlein „Zufall“ zu finden. Wohl aber drängt es sich mächtig und überredend, ja mit zwingender Schmeichelei auf, einen Vergleich zu ziehen zwischen der erfindungsreichen Schöpferkraft des Pflanzenplasma und den Fähigkeiten des Hirnplasma, die sich in Gedanken, Urteilen und „guten Einfällen“ entladen. Sollte nicht das, was im Menschen zu solcher Vollkommenheit gedieh, in der Pflanze in einfacher Vorstufe, aber dem Wesen nach vorhanden sein als belehrendster Anfang der „Entwicklungs-geschichte des Geistes“, die zum Verständnis der Welt ebenso notwendig ist, wie die Entwicklungshistorie der Organismen überhaupt?

Wird der dumpfe Widerstand der herkömmlichen, anerzogenen Begriffe auch so viel zwingendem Beweismaterial gegenüber triumphieren? Ich weiß es nicht — aus vielen Anzeichen jedoch läßt sich schließen, daß „die Zeit erfüllt sei“ und das wissenschaftliche Denken reif für das Verständnis dieser Genesis des Geistes. Aber das eine weiß ich sicher, daß auf keinem Gebiete der Pflanzenforschung der „Mechanismus des Lebens“ schmälicheren Schiffsbruch leidet, als bei der Erwägung des letzten Trumpfes, den ich hiermit ausspielen kann, wenn ich die Aufmerksamkeit der Botaniker darauf lenke, welcher Kampf um das Wasser in der lebenden Pflanze ausgefochten wird.

Schon einmal trat uns dieser innere Kampf der Teile entgegen, als wir bei der „Selektion“ des sich selbst Verzehrens hungerrnder Pflanzen gedachten.<sup>3)</sup> Etwas Ähnliches gibt es auch in der Transpiration, denn bei durstenden Pflanzen geben sehr oft ältere Blätter ihr Wasser an die jüngeren und an die Triebspitzen ab, so daß diese sich trotz der Todesgefahr noch

entwickeln können. Man hat diese Erscheinung, auf die zuerst ein russischer Botaniker aufmerksam machte, das „déplacement des Wassers“ genannt, was man gut deutsch mit Wasser = aushilfe wiedergeben könnte. An tropischen Xerophyten ist diese innere Aushilfe, wie es scheint, gar keine seltene Sache, und wenn man ihr mehr Beachtung schenkt, wird man sie zweifellos auch bei uns häufiger finden. Kommt sie aber auch nur einmal vor, so genügt das schon, um das letzte Bollwerk eines Mechanismus des Lebens gründlich zu zerstören.

Man hat das schon längst erkannt, und einer der angesehensten Naturforscher unserer Zeit, Wilhelm Roux, hat in seinem berühmten gewordenen Werke vom „Kampf der Teile im Organismus“ die Angreifer durch die geschicktersonnene Hypothese abschrecken wollen, daß in jedem lebenden Wesen stets eine „Intraselektion“ stattfindet, indem die mehr Arbeit leistenden Zellen besser ernährt werden, sich daher kräftiger entwickeln können. Das klingt ungemein plausibel — nur erklärt es leider bloß die Ausführmittel, nicht aber die Ursache. Kein Zweifel, daß die Elemente eines besonders tätigen Muskels besser ernährt werden, sie wachsen ja offensichtlich als Zeichen ihrer guten Fütterung — aber warum werden sie besser ernährt? Das ist durch die „innere Selektion“ in keiner Weise kundgetan. Und die Ursache der nicht abzuleugnenden großen Zweckmäßigkeit, die im Bevorzugen jüngerer Blätter liegt, schon gar nicht! Diese funktionieren nicht anders als die älteren, sie transpirieren infolge ihrer erst teilweisen Entwicklung eher weniger als die vollentfalteten — und dennoch werden sie bevorzugt! Dennoch verläßt das Wasser die Zellengemeinschaft der älteren und strömt hinüber zu den jüngeren!

In einem lichtvollen Beispiel symbolisiert sich so der Eindruck, den das ganze Leitungsproblem auf den unbefangenen Denker macht. Überall sehen wir hier nur mechanische Mittel, chemische Kräfte, physikalische Energien: Molekularkräfte, osmotische Gewalten, Druck und Zug — aber all das ist eben nur Mittel zum Zweck! All das beweist nicht mehr, als daß die Pflanze nach dem Prinzip des kleinsten Kraftmaßes arbeitet. Sie bedient sich der vorhandenen Weltkräfte, so wie der Mensch in seinen Gewerben, aber sie bedient sich ihrer in einer Weise, daß man jeden Moment deutlich sieht, sie steht über dem blinden Naturwirken eines sinnlos rollenden Stromes oder einer brennenden Flamme.

<sup>3)</sup> Vgl. „Das Leben der Pflanze“. (Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung) Band II, S. 236 f.

Einer der Naturphilosophen unserer Tage, der im Jh. 1906 verstorbene Eduard v. Hartmann, sagt uns das in seinem letzten Werke vom Problem des Lebens mit der Klarheit und dem tiefen Verstande, die ihm eigen, und er wird mir zum erwünschtesten Eideshelfer, wenn er die Denkarbeit seines Lebens abschließt mit der Er-

kennntnis: Leben sei ein in seiner Betätigung psychisches Prinzip, zwar beschränkt durch seine Eigengesetzlichkeit, aber durchdrungen von der Tendenz und begabt mit der Macht, diese höhere organische Gesetzmäßigkeit auch zu verwirklichen!

## Über Farbstoffe in Tablettenform für mikroskopische Zwecke.

Von Kreisarzt Dr. E. Beintker, 3. St. im Felde.

Vor drei Jahren habe ich auf Veranlassung der Schriftleitung des „Mikrokosmos“ die von der Firma „Bram“ in Leipzig in den Handel gebrachten trockenen Nährböden nach Prof. Doerr nachgeprüft. Diese Untersuchung, über deren Ergebnis in Heft 12 des VII. „Mikrokosmos“-Jahrgangs (S. 281 f.) berichtet wurde, brachte mich auf den Gedanken, daß es mindestens ebenso angenehm sein würde, wenn man die verschiedenen in der Bakteriologie gebräuchlichen Farblösungen in ähnlicher Form zur Verfügung hätte. Alle Vorteile, die der Liebhaberbakteriologe von den fertigen Nährböden hat, würden dann auch jedem anderen Freunde des Kleinlebens zugute kommen können. Denn jeder Mikroskopiker muß gelegentlich Färbungen anwenden. Und gerade dem Freunde des Kleinlebens, der die Beschäftigung mit mikroskopischen Studien nicht als Lebensberuf, sondern als Ablenkung, als Erholung von der Berufsarbeit betrachtet, müssen alle Schwierigkeiten, die ihm dabei entgegentreten, nach Möglichkeit aus dem Wege geräumt werden. Eine der Hauptschwierigkeiten ist aber meines Erachtens, daß er gewöhnlich die Untersuchungen, die ihn fesseln, erst vornehmen kann, nachdem er eine Anzahl lästiger Vorbereitungen getroffen hat, unter denen die Herstellung etwa nötiger Farblösungen gewöhnlich einen besonders breiten Raum einnimmt. Durch derartige Vorarbeiten, die in der Regel sehr zeitraubend und langweilig sind, werden viele Naturfreunde abgeschreckt, ihre Mußestunden dem Studium der Kleinwelt zu widmen, und mancher, der sich voll Begeisterung ein Mikroskop angeschafft hat, stellt es nach einigen Versuchen mit wehmütigem Verzicht in die Ecke oder zeigt an, daß ein noch guterhaltenes Mikroskop billig zu verkaufen ist. So geht es aber nicht nur dem Naturfreunde, sondern auch manchem Arzt und Lehrer, der sich während der Studienjahre ein Mikroskop angeschafft hat; er kann es später

nicht mehr benutzen, weil er nicht die Zeit findet, ungestört die zur Färbung nötigen Vorarbeiten vorzunehmen. Hat er sich aber die Farblösungen verschafft, so kann er sie oft längere Zeit nicht verwenden; und kommt dann einmal ein Fall, wo er eine bestimmte Lösung braucht, so ist sie in der Regel verdorben.

Auch für „fliegende Laboratorien“, wie sie bei der Ausrüstung von Expeditionen zur Bekämpfung der Tropenkrankheiten oder zur Entsendung in Seuchengebiete gebraucht werden, ist es von hoher Wichtigkeit, die Mitführung von Flüssigkeiten möglichst einzuschränken, namentlich von solchen, durch die bei einem Zerbrechen der Gefäße Unheil angerichtet werden kann.

Die Gesamtheit dieser Gründe ließ es schon damals als recht wünschenswert erscheinen, Farblösungen für mikroskopische Zwecke in Tablettenform zu bringen, derart, daß nur das Auflösen in einer bestimmten Menge Wasser nötig ist, um eine gebrauchsfertige Lösung zu erhalten. Nach Ausbruch des Krieges trat ein weiterer Grund hinzu, der nämlich, daß solche Tabletten für die Laboratorien der beratenden Hygieniker des Feldheeres eine große Erleichterung bedeuten würden. Wer jemals die Einrichtung des bakteriologischen Hilfsgeräts für die Bedürfnisse des Feldheeres zusammengepackt gesehen hat, weiß, wieviel da auf einem ganz geringen Raum untergebracht werden muß und untergebracht wird. Die Ersparnis an Raum ist auf das Äußerste getrieben, und jede noch so kleine Möglichkeit, in dem festgesetzten Raume mehr unterzubringen als bisher, wird von allen Beteiligten dankbar begrüßt.

Aus diesen Gedankengängen heraus, die mir das Bedürfnis für die Herstellung solcher konzentrierter Farblösungen „trocken“ genügend zu begründen scheinen, bin ich an die Lösung der Aufgabe gegangen. Ich ließ mich dabei von folgendem Gedanken leiten, der auch bei der besonderen Zusammenfügung der gebräuchlichen

bakteriologischen Farblösungen Pate gestanden hat.<sup>1)</sup> In jeder bakteriologischen Farblösung befinden sich außer dem Farbstoff noch mehrere andere Bestandteile, die eine besondere Wirkung ausüben. Das bekannte Löfflersche alkalische Methylblau hat z. B. folgende Zusammensetzung:

Methylblau	1,0
Kalilauge (1%)	1,0
Alkohol	30,0
Wasser	100,0

Diese Stoffe wirken folgendermaßen: Das Methylblau färbt; die Kalilauge, so kann man annehmen, macht die Bakterienhülle für den Farbstoff durchlässiger; der Alkohol ruft durch sein Wasseranziehungsvermögen Strömungen hervor, die das Eindringen des Farbstoffs in den Bakterienleib begünstigen.

Ähnlich verhält es sich beim Karbolfuchsin nach Ziehl-Neelsen, das sich zusammensetzt aus:

Fuchsin	1,0
Flüss. Karbolsäure	5,0
Alkohol	10,0
Wasser bis	100,0

In diesem Gemisch wird die Karbolsäure dazu benützt, die Haut der Bakterien durchlässiger zu machen und das Eindringen des Farbstoffs zu erleichtern.

Man kann den diese Wirkung ausübenden Zusatz der Einfachheit halber als Beize bezeichnen, weil in der Färberei die Beize, obgleich sie eine etwas andere chemische Wirkung hat, gleichfalls den Zweck verfolgt, ein besseres Festhaften des Farbstoffs zu erzielen. Solche Beizen sind in fast allen Bakterienfarbstoffen enthalten. Beim Anilinwassergentianaviolett ist es das Anilinwasser, beim Boraxmethylblau der Borax usw. Von der Wirkung der Beizen kann man sich sehr leicht überzeugen, wenn man das gleiche Farbstoffgemisch mit und ohne Beize herstellt und dann gleiche Präparate mit den beiden Lösungen färbt.

Wollen wir eine allgemeine Formel für Bakterienfarbstoffe oder überhaupt für alle, einzelne Bestandteile eines Präparats besonders färbende Farben aufstellen, so können wir sagen, daß jeder Bakterienfarbstoff aus

Farbe + Beize + Diffusionsmittel + Wasser  
(F) (B) (D) (W)  
besteht. Unter Diffusionsmittel verstehe ich dabei

<sup>1)</sup> Wie weit sich dieser Gedanke mit den jetzt geltenden Anschauungen über Färbung und Farbwirkung verträgt, lasse ich dahingestellt.

ein Mittel, das imstande ist, Wasser aus dem Innern der Bakterien anzuziehen und dadurch Diffusionsströme hervorzurufen.

In dieser Formel ist F wohl stets fest; B ist gewöhnlich in sehr geringer Menge vorhanden und häufig auch fest; D ist meist Alkohol, also flüchtig; W braucht erst kurz vor dem Gebrauch zugesetzt zu werden. Es kam also nur darauf an, D, d. h. den Alkohol, durch eine andere Substanz zu ersetzen, die sich aber chemisch und besonders physikalisch-chemisch, d. h. als Lösung, ähnlich wie Alkohol verhalten muß; sie darf insbesondere nicht in Ionen aufgespalten werden, da sonst in dem verhältnismäßig leicht zu erschütternden Bau der Farbstoffmoleküle Veränderungen auftreten können, die die Färbung mäßigen lassen.

Dieser Ersatz war mir kurz vor Ausbruch des Krieges nach längeren Versuchen gelungen, so daß das Verfahren schon damals zum Patent angemeldet werden konnte. Bald darauf kam aber die Einberufung, die meinen Untersuchungen ein Halt bot, so daß ich mich mit dem weiteren Ausbau der Sache nicht befassen konnte. Ich setzte mich deshalb später mit der Firma „Bram“ in Leipzig, die die eingangs erwähnten Doerrschen Trockennährböden herstellt, in Verbindung und machte sie mit meinen Plänen und Erfolgen vertraut. „Bram“ ging gleich mit Eifer auf meine Vorschläge ein und dank ihrer Arbeit liegt jetzt eine ganze Reihe von Farbstoffen, nicht nur für Bakterienfärbungen, sondern auch für andere Zwecke der mikroskopischen Technik, in der so handlichen Form der Tabletten vor. Soweit mir eine Prüfung möglich war, habe ich sie vorgenommen; diese Versuche sind so ausgefallen, daß ich sicher bin, daß die neuen „Trockenfarbstoffe“ die Erprobung berufener Stellen aushalten können.

Ein besonderer Vorteil dieser Farbstofftabletten scheint mir darin zu liegen, daß die Benützung von destilliertem Wasser zur Herstellung der Lösungen nicht unbedingt erforderlich ist, während die gewöhnlichen Farbstofflösungen stets mit destilliertem Wasser angefertigt werden müssen, weil sie sonst nicht aufbewahrt werden können. Werden sie nämlich mit Brunnenwasser angefertigt, so bilden sich durch dessen Salze allmählich Niederschläge, die die Lösung verderben. Bei den Farbstofftabletten spielt dieser Umstand keine Rolle, weil sie gestatten, stets nur so viel Lösung anzusetzen, wie man gerade gebraucht. Aus dem gleichen Grunde fallen auch alle Reste fort, die sonst oft lange umherstehen.

Die Trockenfarbstoffe kommen in Glasröhr-

chen mit je 10 Tabletten in den Handel; jede Tablette reicht für eine bestimmte, leicht abmeßbare Menge Wasser aus. Sobald die Tablette sich völlig gelöst hat (nötigenfalls durch Kochen), ist die Lösung gebrauchsfertig; sie wird genau so angewendet, wie es für die Originallösung vorgeschrieben ist. Die Versuche, die ich mit einigen dieser Tablettenlösungen angestellt habe, haben mich zu der Überzeugung gebracht, daß sie genau so brauchbar sind, wie die nach den Originalrezepten hergestellten Flüssigkeiten.

Eine Tablette Karbolfuchsin z. B., in 10 ccm Wasser gelöst, zeigte im Reagensglas den gleichen Farbenton wie die Ziehl-Neelsen'sche Fuchsinlösung. Um die Wirkung zu erproben, benutzte ich jedesmal zwei Präparate, die vom gleichen Material so hergestellt wurden, daß ein Teil des Auswurfs in der üblichen Weise zwischen zwei Objektträgern zerquetscht wurde. Der eine Objektträger diente zur Prüfung des Tablettenfarbstoffs, der andere wurde mit der Originallösung gefärbt. Im großen und ganzen entsprachen sich die Ergebnisse. Die Tuberkelkeime traten kräftiger rot und mässiiger hervor als in den Vergleichspräparaten, ein Umstand, der mir schon bei der ersten Färbung aufgefallen war und mich damals zu weiteren Versuchen ermunterte. Ein weiterer Vorzug der mit Tablettenfarbstoff gefärbten Präparate war, daß die Entfärbung mit salzsaurem Alkohol besser gelang; die Niederschläge, die sonst sehr leicht bei zu starker Erhitzung des Präparats auftreten und sich mit Säure nur sehr schwer entfernen lassen, blieben aus.

Die Färbung der mit Löffler'schem alkalischen Methylenblau behandelten Präparate entsprach genau der der Vergleichsprä-

parate; die kräftige Färbung des Bakterienleibes durch den Trodenfarbstoff trat auch hier deutlich hervor. Vom Boragmethylenblau gilt das gleiche.

Mit Anilinwasser- und Karbolgentianaviolett färbte ich nach Gram. Die grampositiven Bakterien nahmen einen tiefblauschwarzen Ton an; die übrigen Bestandteile des Gewebes, auch die Kerne der weißen Blutkörperchen, die sonst die Färbung gut festhalten, wurden sehr gut entfärbt. Die Gonokokken nahmen ebenfalls die Gegenfärbung an.

Einige andere Farbstoffe, die vorzugsweise zur Gewebefärbung dienen (Maunhämatin, Grenacher's Boragfärbmin usw.) konnte ich in Ermangelung färbbaren Materials noch nicht ausprobieren.

Ich hoffe, durch diese Tablettenfarbstoffe den Freunden mikroskopischer Studien ein Mittel an die Hand gegeben zu haben, das ihnen die Beschäftigung mit dem Mikroskop noch angenehmer macht, weil es sie von einer Anzahl lästiger Vorarbeiten befreit. Des weiteren hoffe ich, daß die neuen Farbstoffe dem Arzte, der bisher auf die Hilfe der bakteriologischen Institute angewiesen war, ein Umstand, der immer zeitraubend ist, die Möglichkeit geben, sich durch einen Blick ins Mikroskop selber ein vorläufiges Urteil zu bilden, das in zweifelhaften Fällen für seine Kranken und deren Umgebung von hohem Werte sein kann. Auch für den mikrobiologischen Unterricht mit seinen Schülerübungen werden die Tablettenfarbstoffe sich sicher mit Vorteil nutzbar machen lassen, bietet doch hier jede Zeiterparnis die sehnlichst erwünschte Gelegenheit zu tieferem Eindringen in die gewaltige Fülle des zu bearbeitenden Stoffes.

## Mikroskopie für Anfänger.

### IX. Das Zeichnen mikroskopischer Objekte.

Schluß von S. 287.

Von Hanns Günther.

Mit 16 Abbildungen.

Alle Beispiele, die wir bis jetzt betrachtet haben, handeln von optischen Querschnitten oder Flächenbildern, wie man sie im Mikroskop bei einer bestimmten Einstellung sieht. In den meisten Fällen kommt man mit solchen Bildern vollkommen aus, und zwar nicht nur in der Pflanzenanatomie, sondern auch bei Studien an tierischen Geweben, in der technischen Mikroskopie, der Mikromineralogie usw. Ab und zu muß der

Zeichner aber auch mehrere Einstellungen kombinieren und zu ganz oder teilweise körperlichen Darstellungen greifen, wenn er seine Beobachtungen veranschaulichen will (vgl. z. B. Abb. 8). Daraus ergeben sich einige weitere Aufgaben, die wir gleichfalls kurz besprechen wollen. Um einer Flächenansicht Körperlichkeit zu geben, bedarf es lediglich der Anlage von Schatten, eine Aufgabe, die im allgemeinen nicht allzuschwer zu lösen ist,

die aber den meisten Anfängern trotzdem große Schwierigkeiten bereitet. Um von vornherein richtig zu zeichnen, merke man sich, daß man das Licht immer aus einer bestimmten Richtung auf den zu schattierenden Körper fallend denken muß, am besten von rechts oben her unter einem Winkel von etwa 45°. Eigentlich ist das selbstverständlich, dennoch wird oft gegen diese Regel gesündigt. Des weiteren sind folgende Punkte zu beachten: „Wo man in Höhlungen hineinieht, da sind die Schatten immer etwas tiefer, als da, wo die Konturen benachbarter Gewebeelemente zusammenstoßen. Jene müssen daher auch in der Zeichnung in der entsprechenden Stärke ausgeführt sein. . . Eine recht genaue Betrachtung des mikroskopischen Bildes wird hierfür die besten Winke an die Hand geben. Wo auf den Schnitten röhrenförmige oder faserförmige Elementarorgane auftreten, die etwa halbiert sind, da muß aus der Zeichnung erkannt werden, ob man die untere konkave oder die obere konvexe Hälfte vor sich hat, indem, den mit bloßem Auge erlangten körperlichen Ansichten entsprechend, im ersteren Falle der stärkste Schatten zur rechten, im andern zur linken Seite der Achse gelegt wird. In gleicher Weise muß bei andern Strukturen der Unterschied zwischen Vertiefungen und Erhabenheiten der Membranen oder der Oberflächen hervorgehoben werden.“<sup>7)</sup>

Sehr häufig vorkommende Gebilde, die man wohl stets in körperlicher Darstellung wiedergeben wird, sind Schraubengefäße und spiralig gerollte Chlorophyllbänder (bei Algen); ich führe für beide Objekte in den Abb. 9 und 10 Beispiele vor. Abb. 9 ist zugleich ein Muster für eine nur teilweise körperlich gehaltene, ziemlich stark schematisierte Darstellung. Man ersieht aus der Zeichnung sogleich, daß die Gefäßwand so wiedergegeben ist, wie man sie bei einer bestimmten mittleren Einstellung erblickt, während das die Wandung auskleidende Schraubenband perspektivisch und körperlich dargestellt ist, ein Anblick, wie er sich durch Vereinigung der aus mehreren Einstellungen gewonnenen Flächenbilder ergibt. Beide Teile sind dabei schematisch gehalten, da Inhaltsstoffe, Struktureinzelheiten u. dgl. nicht wiedergegeben sind.

Die in Abb. 10 gezeigte Zeichnung einer Schraubenalgenzelle ist bedeutend weiter ausgeführt, denn die körperliche Darstellung dehnt sich hier auch auf die dem spiralig gerollten Chlorophyllband eingelagerten Stärkekörner und einige andere Teile aus, während zugleich die

den Zellwänden anliegende Plasmaplaste, die davon ausstrahlenden Fäden und der von ihnen gebildete plasmatische Beutel mit dem Zellkern eingezeichnet sind.

Damit führt uns das Bild auf die schon oben angechnittene Frage der körperlichen Darstellung solcher Zellinhaltsstoffe, die eine ihnen eigentümliche Form besitzen. „Als hierher gehörig sind vornehmlich Stärkekörnchen, Chlorophyll- und Farbstoffkörnchen, sodann Kristalle, endlich Flüssigkeitsbläschen und -tröpfchen zu nennen. Was die Stärkekörner anbelangt, so läßt sich über ihre Darstellung wenig allgemeines sagen, da sie unter sehr mannigfachen Formen, einfach und zusammengesetzt, vorkommen. Als Beispiel geben wir in Abb. 11 das Bild der bekannten Stärkekörner der Kartoffel; die Abb. 11 II zeigt zwei einzelne Körnchen, die so schattiert sind, als ob das Licht von oben in etwas schräger Richtung einfiele. Bei dieser Art der Schattierung ist es unmöglich, die Vorstellung zu erwecken, daß die Körnchen glatte Scheiben wären, was bei einem Mangel an Schatten leicht möglich sein würde. — Chlorophyllkörnchen müssen gewöhnlich als rauhe Kügelchen gezeichnet werden, was am besten auf die durch Abb. 12 I illustrierte Weise geschieht. Will man bei stark vergrößerten Chlorophyllkörnchen die im Innern befindlichen Stärkekörnchen zur Anschauung bringen, so wendet man eine Ausführung an, wie sie die beiden untern Körnchen in Abb. 12 II verdeutlichen.“<sup>8)</sup> Farbstoffkörnchen werden, wenn sie sehr klein sind, am besten durch einfache Kreise dargestellt, wie in Abb. 13 I; sind sie größer, so gibt man ihnen Kugelschattierung (vgl. 13 II). Vielfach trifft man aber auch spindelige, sowie drei- und viereckige Formen, die an Kristalle erinnern und natürlich ihrem Aussehen entsprechend dargestellt sein müssen. Zweckmäßig nimmt man dabei Farben zu Hilfe, wie denn überhaupt die Wiedergabe von Inhaltsstoffen eines der wichtigsten Anwendungsgebiete der Farbgebung ist. — Im Zellgewebe vorkommende Kristalle sollen nach Möglichkeit stets körperlich gezeichnet werden, da der Beschauer nur dann den richtigen Eindruck gewinnt. Vielfach genügt die Andeutung der Umrisse, besser ist es aber, man schattiert sie ab. Um die Art der Schattierung zu veranschaulichen, führe ich in Abb. 14 von den zahlreichen Formen mikroskopischer Kristalle drei der am häufigsten auftretenden vor. Links sehen wir eine morgensternartige Druse, in der Mitte ein Quadratoctaeder mit ab-

<sup>7)</sup> L. Dippel, a. a. O., S. 497

<sup>8)</sup> W. Behrens, a. a. O., S. 215.

gestumpften Spitzen, rechts ein Rhomboëder. Ein Zweifel über die Formen ist infolge der Schattengebung unmöglich. Ganz ähnlich, wie die



Abb. 9. Darstellung eines Schraubengefäßes, zugleich Beispiel einer teilweise körperlich gehaltenen, stark schematisierten Zeichnung. (Nach Behrens.)

Kristalle sind auch die Zystolithen zu behandeln, jene an kleinen Stielchen aufgehängten Zellstoffklumpen mit Kalkeinlagerungen, die man hauptsächlich bei Artifazeen, Morazeen und Akanthozeen findet. Abb. 15 mag als Beispiel für ihre Darstellung dienen. — Verhältnismäßig schwierig ist die Wiedergabe mikroskopisch kleiner Flüssigkeitströpfchen und Gasbläschen, deren Aussehen je nach der Einstellung stark wechselt. „Auf die Mitte eingestellt, erscheinen sie gewöhnlich scharf und doppelt konturiert, während sie bei hoher Einstellung einer dunkel gefärbten Kugel gleichen, die nach dem Pole zu etwas heller

nungen sind daher schon etwas schwieriger auszuführen; mit der nötigen Geduld kommt man aber auch hier bei fortgesetzter Übung sicher zum Ziel. Erleichternd wirkt, daß man bei solchen Untersuchungen ordentlich mit schwachen oder mittelstarken Objektiven auskommt, die vermöge ihrer größeren Sehtiefe das Objekt mehr oder weniger körperlich zeigen und so die Lage der einzelnen Teile zueinander bedeutend besser erkennen lassen, als die absoluten Flächenansichten, die man bei Anwendung starker Vergrößerungen erhält. Die Ausführung solcher Zeichnungen, für die man am besten Stift und Wischer benützt, gestaltet sich nach Abb. 16 so, daß man zunächst mit Hilfe des Zeichenapparats die Umrißlinie des darzustellenden Objekts festlegt (Abb. 16 a) und dann die hauptsächlichsten Einzelheiten gleichfalls in Umrißlinien einzeichnet (Abb. 16 b). Ist man damit fertig, so nimmt man den Zeichenapparat ab oder klappt ihn beiseite, denn bei den nun noch folgenden Arbeiten bedarf man feiner nicht mehr. Die nächste Stufe besteht in einer leichten Schattierung, die die Werte der Farbentöne und die Plastik des Körpers wiedergibt (Abb. 16 c). Zum Schluß fügt man die feineren Einzelheiten hinzu, überlegt das Bild mit dem Wischer und übermalt es mit Wasserfarben, wobei man sich immer wieder durch vergleichende



Abb. 10. Ausgewachsene Spirogyra-Zelle mit Ringfalten, Chlorophyllband, dessen Stärtern und Zellkern. Beispiel für die zeichnerische Darstellung spiralförmig gewölbter Chlorophyllbänder. (Nach Francé.)

wird, während der Pol selbst hell glänzt. Die bildliche Darstellung geschieht gewöhnlich durch zwei konzentrische Kreise, die um die scheinbare Stärke der bei mittlerer Einstellung wahrnehmbaren Kontur von einander abstehen.“<sup>9)</sup>

Erfordert schon die getreue Wiedergabe von Zellinhaltsstoffen in den meisten Fällen körperliche Darstellung, so ist dies in noch höherem Grade bei morphologischen Bildern und bei Habitatzeichnungen, wie sie insbesondere der Mikrobiologe so häufig braucht, der Fall. „Hier muß uns das betreffende Organ oder das dargestellte Geschöpf in seiner vollen Plastizität entgegenreten,“ schreibt D i p p e l, „was nicht allein die Beachtung von Schatten und Licht, sondern auch der Perspektive erfordert.“ Derartige Zeich-

Betrachtung des Originals von der Richtigkeit der Darstellung überzeugt.

Für die glasartigen Planktonwesen empfiehlt Francé als besonders schön wirkend eine Technik, die darin besteht, daß man eine in Bleistiftmanier ausgeführte Umrißzeichnung mit Sepia oder Neutraltinte zart übermalt und schattiert, die Einzelheiten mit dem Pinsel halbdunkel einzeichnet und dann alle harten Linien wieder ausradert. „Man erhält dann besonders körperlich wirkende Bildnisse, die das Glasartige der Planktonwesen trefflich widerspiegeln.“<sup>10)</sup> Es muß überhaupt unser stetes Bestreben beim Zeichnen von Kleinlebewesen sein, das Leichte, Luftige,

<sup>9)</sup> W. Behrens, a. a. O., S. 216.

<sup>10)</sup> R. S. Francé, Das Zeichnen mikroskopischer Objekte. In „Elementarkurs der Mikroskopie“ (1909, Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung), S. 61.

Hauchartige, das ihnen eigen ist, darzustellen und so das sie kennzeichnende „Air“, ihren „Habitus“, wie der Botaniker sagt, in unser Bild

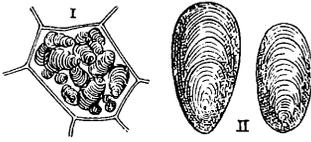


Abb. 11. Stärkekörner der Kartoffel: I Zelle mit Stärkekörnern, II einzelne Stärkekörner in stärkerer Vergrößerung. Beispiel für die zeichnerische Wiedergabe der häufig vorkommenden Stärkekörner. (Nach Behrens.)

zu bannen. Das darauf gerichtete Bemühen wird uns, wie Francé in seiner oben zitierten Arbeit betont, die Schönheit der mikroskopischen Tier- und Pflanzenwelt erst wirklich erschließen und uns viel Künstlerisches genießen lassen.

Hinsichtlich der Farbgebung noch die Bemerkung, daß die Anwendung von Farben außer im vorerwähnten Falle hauptsächlich bei der Darstellung von Zellinhaltsstoffen (Farbkörperchen, Zellfäst usw.), künstlich gefärbten Präparaten, injizierten Gefäßen, mikrochemischen Reaktionen usw. in Frage kommt. Die nötigen Anhaltspunkte für Art und Ton der Farbgebung gewinnt man durch eingehende Betrachtung des Objekts. Regeln irgendwelcher Art lassen sich auf diesem Gebiet nicht aufstellen.

Um farbige Zeichnungen haltbar zu machen, überzieht man sie mit Hilfe eines Zerstäubers mit Fixatif, einer schwachen Lösung von gebleichtem Schellack in Alkohol. Durch das gleiche Verfahren macht man auch Bleistiftzeichnungen ununterscheidbar.

\* \*

Der Anfänger, der die vorstehenden Abschnitte im Zusammenhang durchliest, wird im ersten Augenblick sicher ein wenig vor der Fülle der Bemerkungen und Hinweise erschrecken, die

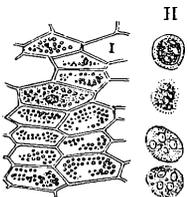


Abb. 12. I Zellen mit Chlorophyllkörnern; II einzelne Chlorophyllkörner in starker Vergrößerung, z.T. mit eingelagerten Stärkekörnern. Beispiel für die zeichnerische Wiedergabe des Chlorophylls. (Nach Behrens.)

er beim Zeichnen beachten soll. In Wirklichkeit ist es damit indessen gar nicht so schlimm, wenn man nur von vornherein beim Lernen den richtigen

Weg einschlägt, der ganz allmählich vom Leichten zum Schweren führt. Für die erste Übung in der neuen Kunst wählt man am besten ein Objekt, das dunkle Linien auf hellem Grunde zeigt, also z. B. ein Objektmikrometer.<sup>11)</sup> Bei dem Versuche, die Teilung mit Hilfe des Zeichenapparats genau nachzuzeichnen, wird man sofort merken, daß schon dieses scheinbar kinderleichte Unternehmen Schwierigkeiten bietet. Drehen man die Teilung so, daß die Striche von rechts nach links verlaufen, so kann man an der Zeichnung sehr schön feststellen, ob die Zeichenfläche auch wirklich die richtige Lage zum Zeichenapparat hat.<sup>12)</sup> In diesem Falle sind alle Teilstriche gleich weit von einander entfernt, während sie im andern Falle links näher aneinander liegen als rechts, so daß das Bild der Teilung verzerrt erscheint.

Nach diesem Anfang geht man dazu über, irgend ein ganz einfaches Präparat zu zeich-

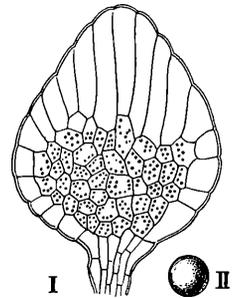


Abb. 13. I Zellen mit Farbstoffkörnern; II Farbstoffkörner in starker Vergrößerung. Beispiel für die zeichnerische Wiedergabe von Farbstoffeinlagerungen. (Nach Behrens.)

nen, d. h. ein Objekt, bei dem die zu zeichnenden Teile alle oder doch zum größten Teile in einer Ebene liegen und deutliche, scharfe Umrisse haben. Solche Objekte sind z. B. Schnitte durch Zwiebeln, Zwiebelwurzeln, überhaupt durch großzellige Pflanzenteile, die auch der Anfänger in der richtigen Dicke herstellen, nötigenfalls färben und einschließen kann. Teile von Tieren sind schon schwieriger wiederzugeben. Am ehesten lassen sich nach Mayer<sup>13)</sup> die Adern in einem

<sup>11)</sup> Das Objektmikrometer ist ein Glasplättchen mit eingerichteter Teilung, das zum Messen mikroskopischer Objekte dient. Zu beziehen von allen optischen Werkstätten oder durch die Geschäftsstelle des „Mikrokosmos“, Preis M 5.— bis 6.—. Die Verwendung für Meßzwecke wird demnächst besprochen.

<sup>12)</sup> Bei den meisten Zeichenapparaten muß die Zeichenfläche in einem bestimmten Winkel gegen das Mikroskop geneigt werden. Näheres darüber enthalten die Gebrauchsanweisungen.

<sup>13)</sup> P. Mayer, Einführung in die Mikroskopie (1914, Berlin, J. Springer), S. 172.

Fliegenflügel zeichnen, auch kann man es bei stärkerer Vergrößerung mit der Abbildung der Haare eines Flügelstücks versuchen.



Abb. 14. Drei im pflanzlichen Zellgewebe häufig vorkommende Kristallformen, als Beispiel für die zeichnerische Wiedergabe mikroskopischer Kristalle. (Nach Behrens.)

An plastische Darstellungen soll man sich erst wagen, wenn man im Zeichnen von Flächenbildern schon eine gewisse Gewandtheit erlangt hat. Wichtig ist auch hier die Wahl des ersten Objekts, das nicht durch allzu große Schwierigkeiten abschrecken darf. Maner empfiehlt, es zunächst mit einem Brennesselhaar zu probieren, „weil man es da nur mit einem drehrunden Körper zu tun hat, dessen Dicke in den einzelnen Regionen man nach der Bewegung der feinen Schraube<sup>14)</sup> abschätzen kann; man braucht also nur Schatten und Licht richtig anzubringen, nachdem man den optischen Längenschnitt, d. h. die beiden Linien, die das Haar von der Basis bis zur Spitze seitlich begrenzen, mit der Kamera<sup>15)</sup> aufs Papier gebracht hat. Danach mag man sich an einem Fliegenbeine abmühen, dessen viele Haare und Borsten auf der ganzen Oberfläche zerstreut stehen. Da muß man wieder den opti-

ben, natürlich in der Verkürzung, die dabei nötig wird. Das Bein muß aber gebleicht sein, da man sonst mit der Kamera die Haare, schwarz

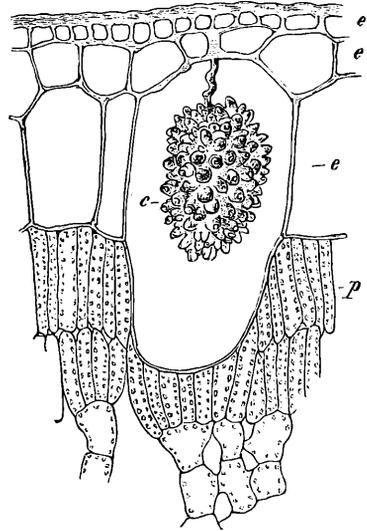


Abb. 15. Teil eines Querschnitts durch ein Blatt von *Ficus elastica* als Beispiel für die zeichnerische Wiedergabe von Zytolithen. c Zytolith, e Epidermis, p Palisadenparenchym, s Schwammparenchym. (Nach Strasburger.)

auf schwarzem Grunde, nur schwer wahrnimmt.“<sup>16)</sup>

Im Verlauf dieser Übungen wird man bald merken, daß man den Zeichenapparat in der Re-

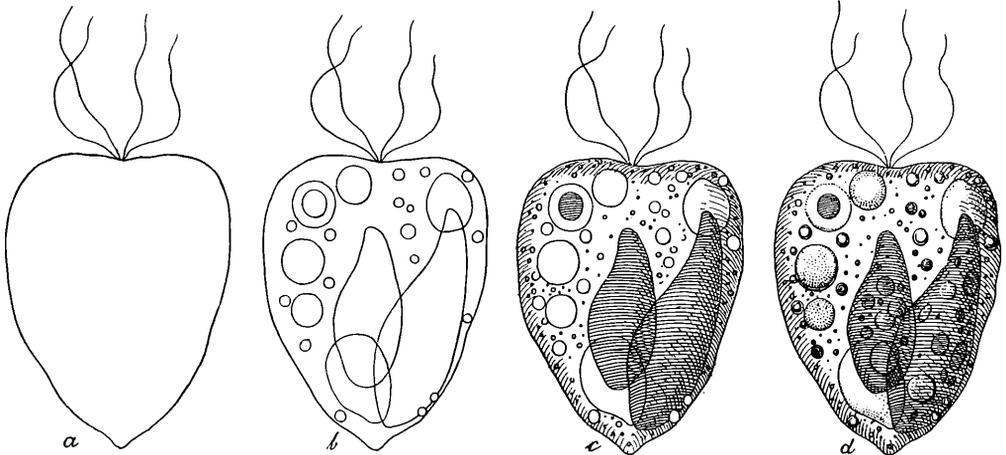


Abb. 16. Der Werdegang einer Habitus-Zeichnung eines Collodion, das zwei Euglenen verzehrt hat: a Umrißlinie, b Haupteinheiten im Umriß eingezeichnet, c Anlage der Schatten, d feinere Einzelheiten eingezeichnet und Schattierung vollendet. (Nach Francé.)

sehen Längsschnitt zeichnen und kann erst nachher die darüberliegenden Teile, in diesem Falle die Behaarung, ebenfalls dem Bilde einverle-

gel nur zur Festlegung der Umrisse und der Haupteinheiten braucht, während seine Hilfe bei der Ausführung und Vollendung der Zeichnung gewöhnlich überflüssig ist, ein Punkt, auf

<sup>14)</sup> Feine Schraube = Mikrometerschraube.

<sup>15)</sup> Kamera = Zeichenapparat.

<sup>16)</sup> P. Mayer, a. a. O., S. 172 f.

den schon bei der Besprechung von Abb. 16 kurz hingewiesen wurde. Aus dieser Tatsache darf man indessen nicht etwa die Folgerung ziehen, daß die Zeichenapparate im Grunde ziemlich unnütze Einrichtungen sind, und daß man sie bei größerer Übung völlig entbehren kann. Ein derartiger Schluß wäre schon deshalb falsch, weil sich bei einer ohne Zeichenapparat angefertigten Zeichnung nur selten die genaue Vergrößerung angeben läßt, die man zur richtigen Wertung des Bildes naturgemäß wissen muß. Die genaue Vergrößerung einer mit einem Zeichenapparat angefertigten Zeichnung läßt sich dagegen sehr leicht bestimmen, auch sind Zeichenfehler in diesem Falle nahezu ausgeschlossen, so daß jeder, der diese Verhältnisse kennt, eine unter Verwendung eines Zeichenapparats hergestellte Skizze unwillkürlich für originalgetreuer und wertvoller hält, als eine noch so gute Freihandzeichnung.

\*

Die Vergrößerung, in der der dargestellte Gegenstand wiedergegeben ist, muß auf jeder Zeichnung angegeben sein. Es fragt sich also, wie man die Vergrößerung bestimmt. Sie hängt im wesentlichen von der bei der Anfertigung des Bildes benützten Objektiv=Okular=Zusammenstellung ab, doch würde man in den meisten Fällen einen Fehler begehen, wenn sich mit der Angabe der dieser Zusammenstellung entsprechenden Vergrößerungszahl, wie sie in der jedem Mikroskop beigelegten Vergrößerungstabelle enthalten ist, begnügte. Die dort verzeichneten Vergrößerungsziffern geben nämlich durchweg die Vergrößerung für einen Bildabstand von 250 mm — die normale oder konventionelle Schweite — an und sind demnach

nur richtig, wenn die Fläche, auf der man zeichnet, genau um diesen Betrag vom Auge absteht, ein Fall, der in der Praxis selten vorzukommen pflegt. Man kann die genaue Vergrößerung einer Zeichnung aber sehr leicht berechnen und zwar mit Hilfe eines Objektmikrometers, das man, nachdem man die Umrisse des Präparats aufgezeichnet hat, für einen Augenblick an dessen Stelle bringt, um ein Stückchen der Teilung in einer Ecke oder am Rande des Zeichenpapiers wiederzugeben. Mißt man dann später auf dem Bilde der Teilung die Größe einer bestimmten Anzahl Mikrometerintervalle mit einem guten Meßlineal aus und dividiert man den gefundenen Wert durch die wahre Größe der Intervalle, so erhält man als Ergebnis die gesuchte Vergrößerungszahl, die — da Teilung und Präparat ja unter den gleichen Bedingungen gezeichnet wurden — auch für das Bild des Präparats gilt. Messen z. B. 12 Intervalle des Mikrometerbildes gerade 63 mm und ist das Mikrometer in 0,01 mm geteilt, so daß die 12 Intervalle in Wirklichkeit 0,12 mm messen, so ist die Vergrößerung  $63:0,12 = 525$ .

Statt die Vergrößerungszahl bei jeder Zeichnung von neuem zu ermitteln, kann man sie auch für jede Objektiv=Okular=Kombination, die man besitzt, ein für allemal festlegen, wobei man zweckmäßig mehrere Stellen der Teilung zeichnet, um daraus den Mittelwert zu bestimmen. Die gefundenen Zahlen trägt man in eine kleine Tabelle ein, in der man zugleich vermerkt, für welchen Abstand der Zeichenfläche vom Tische die Ziffern gelten. Bringt man das Zeichenpapier dann beim Zeichnen stets genau in dieser Höhe über der Tischfläche an, so läßt sich die Vergrößerung, die der Zeichnung zukommt, ohne weiteres aus der Tabelle entnehmen.

## Die Herstellung mikroskopischer Präparate von Schimmelpilzen.

### Neben kurzen Angaben über Schimmelpilz-Kulturen.

Von Prof. Dr. W. Migula.

Schimmelpilze stellen in systematischer Hinsicht keine einheitliche Gruppe dar, sie gehören vielmehr den verschiedensten Familien und Klassen der Pilze an. Ihr gemeinsames Merkmal ist ein rein äußerliches: die Wuchsform, das Auftreten zahlreicher, mehr oder weniger dicht gedrängter feiner Fäden (Hyphen) an der Oberfläche des Nährsubstrats, das mit einem flau-

migen oder samtartigen Überzug, dem „Schimmel“, bekleidet erscheint. Dabei kann das Substrat überaus verschieden sein. Meist ist es irgend ein toter organischer Körper (Speisereste, Früchte, abgestorbene Pflanzenteile, alte Milch, feuchtes Holz, feuchte Tapeten usw.), doch können auch lebende Organismen von parasitischen, schimmelbildenden Pilzen befallen werden, z. B.

der Weinstock vom Traubenschimmel. Auch tote, im Wasser liegende Insekten oder Fische zeigen oft schimmelartige Überzüge (*Saprolegniaceen*).<sup>1)</sup>

Im allgemeinen lassen sich die unzähligen Schimmelpilzarten nur in fruchtendem Zustande erkennen und bestimmen. Nicht fruchtende, unentwickelte Rasen wird man deshalb nur dann beachten, wenn man in der Lage ist, sie zur Fruchtbildung zu bringen, was in den meisten Fällen keine Schwierigkeiten bietet. Am besten läßt man die Pilze dazu einfach am Ort ihres Vorkommens und kontrolliert sie täglich. Ist dies nicht möglich, so bringt man sie mit dem Substrat in eine mit übergreifendem Deckel versehene Glaschale, in der man sie der weiteren Entwicklung überläßt. Nur muß man darauf achten, daß kein Austrocknen stattfindet, was am einfachsten dadurch verhindert wird, daß man ein Knäuel mit Wasser getränkten Fliesspapiers mit in die Schale legt. Da die Entwicklung in den meisten Fällen sehr rasch vor sich geht, wird man meist nur wenige Tage zu warten haben.

Von den Schimmelpilzen interessieren zu meist nur die Fruchtträger mit den Konidien bzw. Sporen, und nur davon wird man Präparate anfertigen, da die vegetativen Myzelien zu einformig sind und über die Art des Pilzes nichts ausagen. Die Herstellung der Präparate ist einfach, muß sich aber in mancherlei Hinsicht nach der Art des Pilzes und dem Substrat, auf dem er wächst, richten. In manchen Fällen wird man mit einer feinen Pinzette etwas aus dem Schimmelräschen herauszupfen und direkt untersuchen können; in anderen wird man damit aber nicht zum Ziele gelangen, sondern die Fäden werden sich dabei dermaßen verfilzen, daß man unter dem Mikroskop kein richtiges Bild von dem Aufbau des Schimmelräsens bekommt. In diesem Falle ist es am zweckmäßigsten, ein Stück des Substrats mit dem Schimmelüberzug für einige Stunden in absoluten Alkohol zu legen und dadurch zu härten. Dies gilt namentlich für Pilze, die auf lebenden Blättern oder Zweigen wachsen. Ebenso lassen sich Kulturen auf Agar oder Gelatine behandeln; man hebt mit einem Skalpell die ganze Kolonie ab und überträgt sie in Alkohol.

Durch die Übertragung des frischen lebenden Materials in absoluten Alkohol erzielt man zwei bedeutame Vorteile. Einmal härtet man die zarten Pilzfäden bis zu einem gewissen Grade

und bewirkt, daß sie bei den späteren Manipulationen weder ihre Form verlieren noch sich merklich verfilzen. Zweitens — und das ist für fast alle Schimmelpilz-Präparate von der größten Bedeutung — wird durch den absoluten Alkohol die Luft, die zwischen den feinen Pilzfäden mit unglaublicher Zähigkeit haftet, ausgetrieben, wodurch die Objekte erst zur Untersuchung brauchbar werden. Man wird den Alkohol vielfach auch bei nicht zu härtenden Präparaten anwenden müssen, um die Luft zu entfernen, da eine passende Luftpumpe für mikroskopische Zwecke selten zur Verfügung steht.

Die in Alkohol gehärteten Präparate werden je nach ihrer Beschaffenheit in verschiedener Weise weiter behandelt. Handelt es sich um parasitische Schimmelsbildungen auf lebenden Blättern, z. B. um den bekannten Pilz der Kartoffelkrankheit (*Phytophthora infestans*) oder eine andere Peronosporazee, so wird man das Blattstück zwischen Holundermark klemmen und mit einem Rasiermesser eine Anzahl feiner Querschnitte herstellen. Der eine oder andere dieser Schnitte wird stets das charakteristische Bild der durch die Spaltöffnungen auf der Blattunterseite hervortretenden Konidienträger mit einzelnen noch anhaftenden Konidien zeigen. Ebenso sind lebende oder tote Zweige und Rindenstücke zu behandeln, wobei man allerdings gut daran tut, das Holz zu entfernen (des leichteren Schneidens wegen), wenn nicht aus irgendeinem Grunde auch das Eindringen des Pilzmyzels in die Tiefe beobachtet werden soll.

Von Schimmelpilzkolonien auf Agar- oder Gelatineplatten lassen sich auf diese Weise ebenfalls ausgezeichnete Präparate erhalten. Die gehärtete Kolonie wird zwischen Holundermark gebracht und mit dem Rasiermesser geschnitten. Namentlich die zahlreichen *Penicillium*- und *Aspergillus*-Arten liefern hierbei prachtvolle Präparate.

Etwas weniger gut gelingt das Schneiden bei den meisten *Mucor*-Arten, namentlich *M. stolonifer* und dessen Verwandten, weil sie in zu lockeren Rasen wachsen. Hier kann man auf folgende Art sehr lehrreiche Präparate erhalten. Man bringt auf einen sterilisierten Objektträger einen etwa Deckglasgröße besitzenden Tropfen sterile Nährgelatine, impft den betreffenden *Mucor* in die Mitte des Tropfens und überläßt diese Objektträgerkultur in einer Petrischale einige Tage der Entwicklung, bis man sich mit der Lupe vom Zustand der Sporangien überzeugen kann. Hat die Kolonie den richtigen Entwicklungsgrad erreicht, so bringt man neben den

<sup>1)</sup> Über die auf Insekten lebenden Pilze erscheint in einem der nächsten Hefte eine größere Arbeit. Anm. d. Red.

Objektträger in die Petriſchale ein mit Formalin getränktes Wattebäufchen, wodurch nicht nur der Pilz abgetötet, ſondern auch die Gelatine gehärtet wird. Eine halbe Stunde ſpäter drückt man ein mit einer Spur Glycerin befeuchtetes Deckglas vorſichtig, unter möglichſter Vermeidung von Luftblaſen, auf den ausgebreiteten Gelatinetropfen und erwärmt den Objektträger leicht über einer Flamme. Dadurch entfernt man die letzten Luftblaſen und bewirkt zugleich, daß das Deckgläschen feſt an die Gelatine angeſaugt wird. Die über den Deckglasrand hervortretende Gelatine entfernt man nach dem Erkalten ſorgfältig mit einem Skalpell und wüſcht die letzten Reſte mit einem angefeuchteten Leinwandſtücken ab. Der Objektträger muß um das Deckglas herum ſpiegelblank ſein und darf keinen Hauch von Gelatine mehr erkennen laſſen. Zweckmäßig iſt es, den Objektträger jezt nochmals für einige Minuten in der Petriſchale den Formalindämpfen auszuſetzen, weil andernfalls manchmal Sporen gewiſſer, jezt genügender Schimmelpilze auf der gehärteten Gelatine vom Rande her ſich entwickeln, die das Präparat zerſtören würden. Zum Schluß wird ein Ring von Kanadabalsam angebracht und darüber nach dem Trocknen noch ein Ring von Aſphalt- oder einem andern Verſchlußlack.

Das Gelingen dieſer Präparate, die auch für manche andere in lockeren Maßen wachſende Schimmelpilze jezt zu empfehlen ſind, hängt hauptſächlich von der gleichmäßigen Ausbreitung des Gelatinetropfens, der richtigen Entwicklung der Kolonie und dem geſchickten Auflegen des Deckgläschens ab. Dem letzten Punkt kommt ganz beſondere Bedeutung zu, denn zu viele Luftblaſen ſind ſpäter kaum zu entfernen und wirken jezt ſtörend. Sind die Präparate aber gut gelungen, ſo zeigen ſie z. B. bei *Mucor stolonifer* nicht nur die intereſſante Art der Verzweigung der im Bogen ſich erhebenden, wieder niederſinkenden und ſich bewurzelnenden Ausläufer, die Fruchtträger mit den Sporangien in verſchiedenen Entwicklungszuſtänden, ſondern ſie halten ſich auch lange Zeit vortrefflich.

Schnittpräparate durch Maſen von Schimmelpilzen werden nach dem Schneiden in ein Uhrſchälchen mit Waſſer gebracht, worin ſie ſich gewöhnlich ſchön ausbreiten und ihre natürliche Form (der absolute Alkohol bewirkt ja eine Schrumpfung) wieder annehmen. Zur Unterſuchung bringt man die einzelnen Schnitte mit einem Schnittfänger in einen großen Tropfen Waſſer, den man vorher auf einen Objektträger gebracht hat und bedeckt mit einem Deckglas.

Oder, noch beſſer, man bringt den Schnitt in eine größere Schale mit Waſſer, fährt mit dem Objektträger darunter und hebt den Schnitt auf dieſe Weiſe vorſichtig heraus, wobei man darauf achtet, daß er möglichſt in der Mitte liegt, damit er nachher nicht mehr verſhoben werden braucht. Bei dieſem Verfahren bleibt die natürliche Lage der Fruchtträger am ſchönſten erhalten. Will man den Schnitt zu einem Dauerpräparat verarbeiten, ſo ſaugt man das überſchüſſige Waſſer ab, trocknet den Objektträger mit einem ſeinernen Tuche um den Schnitt herum ſorgfältig ab und jezt einen großen Tropfen ſtark verdünntes (1:20) Glycerin hinzu. Dann legt man das Präparat an einen vor Staub geſchützten Ort (z. B. unter eine große Glasglocke) und läßt das Glycerin ſich durch allmähliche Verdunstung konzentrieren. Iſt dies geſchehen, ſo kann man den Schnitt in dieſem konzentrierten Glycerin ſelbſt einſchließen, indem man ein Deckglas auflegt und nach Entfernung aller vortretenden Flüſſigkeit einen Lackring (zuerſt Kanadabalsam, darüber ſpäter Aſphaltlack) aufträgt. Man kann aber auch einen Tropfen verflüſſigte Glyceringelatine hinzufügen (vorſichtig!) und dann erſt das Deckgläschen auflegen. In letzterem Falle iſt zunächſt feſtzustellen, ob nicht zuviel konzentriertes Glycerin über dem Schnitt ſteht, ſonſt muß man es vor dem Aufbringen der Glycerin-Gelatine mit einer feinen Pipette abſaugen.

Für alle Präparate, die in Glycerin oder Glycerin-Gelatine eingeschloſſen ſind, eignet ſich als erſter Verſchluß der von Straßburg empfohlene, in Terpentin, Benzol oder Xylol gelöſte Kanadabalsam weitaus am beſten, da er das Glycerin vom Glaſe verdrängt und feſt anhaftet, während die anderen Verſchlußlacke an allen von Glycerin nicht völlig befreiten Stellen ſpäter abſpringen und ſo den erſten Anstoß zum Verderben der Präparate geben. Über dem Kanadabalsamring iſt nach dem völligen Erhärten ſtets noch ein zweiter Verſchluß aus Aſphaltlack anzubringen.

Bei Schimmelpilzen mit jezt langen und wenig dichtſtehenden Fruchtträgern iſt es ſelbſtverſtändlich unzulänglich, Schnittpräparate durch das Subſtrat mit dem Schimmel herzuſtellen. Man wird dann am beſten tun, die feinen Konidienträger mit einer Pinzette dicht über dem Subſtrat abzureißen. Man kann ſie dann gleich in einen Tropfen Waſſer auf den Objektträger bringen, mit dem Deckglas bedecken und unterſuchen. Da man aber auch hier, bei den einzelnen Fruchtträgern, nicht ſelten damit zu kämpfen hat, daß die Köpſchen oder Konidien-

gruppen die Luft sehr zäh festhalten und überhaupt schlecht vom Wasser benetzt werden, ist es zweckmäßiger, die abgerissenen Konidienträger zuerst in absoluten Alkohol zu tauchen und sie dann in Wasser zu übertragen. Unerlässlich ist diese Behandlung, wenn von dem Material Dauerpräparate hergestellt werden sollen. Man bringt dann eine ganze Anzahl abgepflückter Konidienträger zunächst in ein Schälchen mit absolutem Alkohol, hernach in ein Schälchen mit stark (1:20) verdünntem Glycerin und läßt sie darin an einem staubfreien Orte stehen, damit das Glycerin sich langsam konzentrieren kann. Aus dem konzentrierten Glycerin lassen sich die Konidienträger direkt in Glycerin oder Glyceringelatine übertragen und einschließen, dagegen darf man sie nicht direkt aus dem absol. Alkohol in konzentriertem Glycerin oder in Glyceringelatine bringen, weil die im Alkohol geschrumpften Pilze sonst geschrumpft bleiben würden. Empfehlenswert ist es, mehrere verschieden entwickelte Konidienträger in einem Präparat zu vereinigen; mit der Lupe lassen sich die verschiedenen Entwicklungsstadien leicht ausfinden.

Wenn man irgendeinen stark verschimmelten Gegenstand betrachtet, so wird man meist schon mit bloßem Auge feststellen können, daß eine ganze Anzahl verschiedener Pilzarten gleichzeitig von dem Gegenstand Besitz ergriffen hat. Zuweilen wachsen die einzelnen Arten so durcheinander, daß es nicht leicht ist, eine einzelne völlig rein zu einem Präparat herauszubekommen. In solchen Fällen wird man sich, wenn einem gerade an dieser oder jener Art liegt, zur Kultur entschließen müssen, was bei den meisten Schimmelpilzen äußerst einfach ist. Fast alle diese gewöhnlichen Formen wachsen auf feucht gehaltenem Brot, Kartoffeln, Mohrrüben, Kleister, gekochtem Reis oder ähnlichen organischen Stoffen. Man braucht also keine Nährgelatine und kein Nähragar, wenn auch die Kultur darauf bequemer ist. Notwendig ist nur, die Stoffe, auf die man den Pilz übertragen will, zu sterilisieren, weil zu viel Schimmelpilzsporen überall verbreitet sind und man sonst keine Reinkultur bekommen würde. Das Sterilisieren geschieht, indem man die Kartoffel- oder Brotscheiben usw. in Petriehalen legt und mit diesen eine Stunde im Dampf kocht, im Notfall in einem Topf, der zum Kochen der Kartoffeln im Dampf dient. Nach dem Erkalten kann die Impfung vorgenommen werden. Hat man keine Platinnadel, so genügt auch eine einfache Präpariernadel, die man vorher in absol. Alkohol taucht und in der Flamme abbrennt.

Nach dem Erkalten der Nadel sucht man unter einer scharfen Lupe eine reine Stelle des abgeimpften Pilzes aus, berührt die Köpfe der Konidienträger mit der Nadel und streicht sie auf dem sterilisierten Nährboden ab. Ist keine reine Stelle aufzufinden, so muß man mit der Nadel eine größere Anzahl Striche auf einer entsprechend größeren Fläche des Nährbodens machen. Dadurch wird es fast stets gelingen, die durcheinander wachsenden Arten auf dem neuen Nährboden getrennt zur Entwicklung zu bringen, so daß man in der beschriebenen Weise Präparate davon anfertigen kann.

Zu bemerken ist noch, daß sehr zarte Formen in den üblichen Einschlußmitteln bald so durchsichtig werden, daß man nicht mehr viel an ihnen wahrzunehmen vermag. Solche Objekte müssen vorher gefärbt werden, am besten nach Behandlung in absolutem Alkohol mit irgendeinem Hämatoxylinfarbstoff (sehr brauchbar ist Delafields Glycerinhämatoxylin). Auch manche Anilinfarben eignen sich recht gut, z. B. Fuchsin. Nach dem Färben muß man die Objekte auswäschen, in stark verdünntes Glycerin übertragen und dieses sich konzentrieren lassen. Darauf erfolgt Einschluß in reines Glycerin oder verflüssigte Glyceringelatine. Anilinfarben werden meist durch Glycerin stark ausgezogen. Es empfiehlt sich deshalb, die Objekte etwas zu überfärben. Daß sich bei solchen Präparaten schließlich auch das Einschlußmittel etwas färbt, läßt sich nicht vermeiden. Bei gefärbter Glyceringelatine kann man aber die Färbung einigermaßen abschwächen, wenn man die Präparate einige Zeit dem direkten Sonnenlicht aussetzt. Mit Hämatoxylin färben sich auch die zahlreicheren, aber äußerst kleinen, nur mit den stärksten Vergrößerungen gut wahrnehmbaren Zellkerne in den Pilzfäden; auch treten manche Merkmale der Membranen, besonders an den Konidien, durch die Färbung schärfer hervor. Bei den meisten Schimmelpilzen wird man indessen ohne Färbung auskommen.

Um Material für Präparate wird man kaum in Verlegenheit kommen. Fast alle organischen Stoffe bedecken sich, feucht gehalten und vor Luftzug geschützt, nach einiger Zeit mit meist verschiedenen Schimmelpilzarten. Besonders auf Kuh- und Pferdemiß, auch auf den Exkrementen der verschiedensten anderen Tiere, auf altem Brot, gekochten Kartoffeln, Früchten, Kleister, Papier und Pappe, Leder, den verschiedensten Pflanzenteilen entwickeln sich Schimmelpilze, wenn die Stoffe nur hinreichend feucht gehalten werden, manchmal die seltsamsten und interessant-

teften Arten, mitunter durch besondere Zierlichkeit ausgezeichnet. Trockene Luft und Zugluft können die Schimmelpilze nicht vertragen, namentlich die Formen mit hochaufgeschossenen Konidienträgern nicht; diese sinken, der Zugluft ausgesetzt, rasch um und sterben ab, verwelfen. Man darf daher derartige Kulturen, die in mit

übergreifendem Deckel verschlossenen Gläschen gezüchtet worden sind, bei der Entnahme von Material nur für einen Augenblick öffnen, sonst liegt der ganze Fruchtträgerwald auf einmal darnieder, wie ein vom Hagel zertrümmertes Kornfeld.

## Über das Verhalten einiger Protozoen und Zöleraten.

Von Dr. C. W. Schmidt.

Mit 7 Abbildungen.

Es ist das Verdienst amerikanischer Forscher gewesen, die ersten exakten Untersuchungen über das Verhalten niederer Tiere vorgenommen zu haben. In den letzten Jahren sind auch von deutschen Zoologen zahlreiche niedere Tiere auf ihre Lebensäußerungen hin untersucht worden, so daß wir bereits einen gewissen Überblick über die Phy-

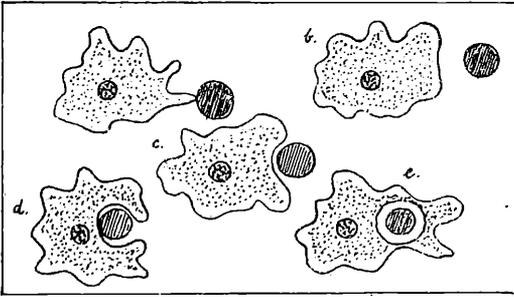


Abb. 1. Verhalten einer Amöbe beim Fressen einer Euglenzyste. (Schematisiert.)

siologie namentlich der Protozoen besitzen. Zweck der Untersuchungen war, durch Feststellung der Reaktionen eines Tieres auf äußere Reize die Gesamtheit der Aktionsmöglichkeiten, das sog. Aktionsystem, des betreffenden Tieres zu ergründen. Das Aktionsystem eines Tieres ist dann völlig bekannt, wenn sich sämtliche Handlungen, die wir beobachten können, daraus erklären lassen.

Bei diesen Untersuchungen hat sich herausgestellt, daß bei den niedersten Tieren, auf die es uns hier allein ankommt, sich alle Lebensäußerungen auf ein paar Reaktionen zurückführen lassen, und daß sich diese Reaktionen bei den verschiedenen Arten immer wieder finden. Ferner ergab sich die bemerkenswerte Tatsache, daß mit zunehmender Organisationshöhe das Aktionsystem sich durchaus nicht in gleichem Maße komplizierter gestaltet. Selbstverständlich geht in großen und ganzen mit der höheren Organisation auch eine höhere Ausgestaltung des Aktionsystems Hand in Hand, aber in den unteren Stämmen des Tierreichs gibt es, wie wir sehen werden, eine ganze Reihe Ausnahmen von dieser Regel.

Es ist eine wichtige Aufgabe der Wissenschaft, die Aktionsysteme möglichst vieler Tiere zu erforschen; die Kenntnis der Aktionsysteme ermöglicht es uns nämlich, alle Lebensäußerungen, bei den höheren Tieren demnach auch die psychischen Fähigkeiten, auf eine einfachere Formel zurück-

zuführen. So liegt in dieser Methode die Grundlage auch zu einer exakten Tierpsychologie. Es hat aber noch gute Weile, bis dieses Ziel erreicht werden kann, denn die Untersuchung des Verhaltens der höheren Tiere ist mit großen Schwierigkeiten verknüpft, da nur sehr lange Beobachtung aller Erscheinungen und zahlreiche Experimente den nötigen Aufschluß zu geben vermögen. Auf diesem Gebiet kann auch der ernst arbeitende Naturfreund der Wissenschaft große Dienste leisten, wenn er die Ergebnisse entsprechender Studien sorgfältig sammelt. Die vorliegende Arbeit will dazu anregen, indem sie an einigen Beispielen zeigt, was solche Untersuchungen zutage gefördert haben. Sie beschränkt sich dabei auf die niederen Tiere, die einfachere Verhältnisse zeigen, und behandelt nur solche Formen, die auch dem Liebhaber-Mikroskopist leicht zugänglich sind. Dadurch wird der Leser instandgesetzt, zunächst die hier mitgeteilten Ergebnisse nachzuprüfen. Auf den so gewonnenen Erfahrungen fußend, kann er dann später zu eigenen Untersuchungen übergehen.

### 1. Amöben.

Die drei Haupttypen der Amöben werden auf Grund ihrer Bewegungsart unterschieden. *Amoeba proteus* bewegt sich spannerartigen, indem sie

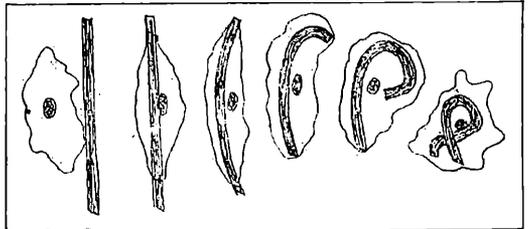


Abb. 2. Verhalten einer Amöbe beim Fressen eines Ugenfaden. (Schematisiert.)

sich mittels sehr kleiner Pseudopodien vorwärtschiebt, ohne daß der ganze Körper das Substrat berührt. *A. limax* fließt durch seitliche Protoplasmaströme; die dickere *A. verrucosa* oder *terricola* rollt sich vorwärts, indem die oberflächlichen Plasmaschichten in der Bewegungsrichtung um das Tier herumlaufen. Jede Amöbe, die nicht einzystiert ist, bewegt sich auf eine dieser drei Weisen vorwärts und läßt sich danach ohne besondere Schwierigkeit bestimmen. Jeder chemische Reiz, wie er etwa durch destilliertes Wasser, Farbstoffe, Säuren, ja sogar schon durch Wasser aus frem-

den Kulturen, das natürlich eine etwas andere Beschaffenheit hat, ausgeübt wird, hat eine sofortige Reaktion zur Folge: Die Scheinfüßchen werden eingezogen und die Bewegung hört auf. Dasselbe tritt ein, wenn man Wärme einwirken läßt

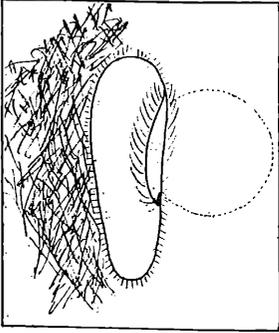


Abb. 3.  
Schematische Darstellung der Strubelbewegung eines an einer Zoogloa festhängenden Parameciums.

(durch vorsichtiges Erhitzen des Objektträgers) oder helles oder blaues Licht auf die Tiere konzentriert. Auf rotes Licht und Dunkelheit erfolgt keine Reaktion.

Das Zusammentreffen der Amöbe mit einem freßbaren Gegenstand löst noch andere typische Reaktionen aus, die bei den verschiedenen Arten verschieden sind. Die Nahrungsaufnahme der Amöben geschieht durch Umfließen der Partikel, und *A. verrucosa* nimmt auf diese Weise alles auf, was ihr in den Weg kommt. Die große *A. proteus* frisst besonders oft die kugelförmigen *Euglena*-Zysten. Wird eine solche Zyste von einem vorgestreckten Pseudopodium getroffen, so rollt sie meistens durch den leichten Anstoß ein kleines Stück vorwärts und kann auf diese Weise leicht ganz aus dem Bereich der Amöbe kommen. Um dem vorzubeugen, verbreitert die Amöbe nach der ersten Berührung ihre Vorderfläche, vergrößert also damit die Wahrscheinlichkeit, die vorwärts gerollte Kugel wieder zu treffen. Ist dies der Fall, so wird die Zyste von beiden Seiten und von oben her von Protoplasma umschlossen und so ins Innere des Amöbenkörpers befördert, wo sie in einer Entoplasmaakuole verdaut wird (vgl. Abb. 1).

Das Bestreben, den Zusammenhang mit der einmal berührten Nahrung nicht aufzugeben,

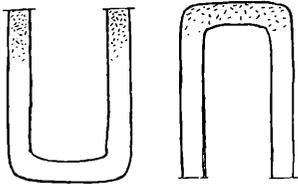


Abb. 4.  
Schematische Darstellung eines einfachen Versuchs zum Nachweis des negativen Geotroptismus von Paramecium.

führt, so zweckmäßig es meistens ist, doch manchmal auch zu Unzweckmäßigkeiten. Wird nämlich ein Körper von einem seitlichen Pseudopodium getroffen, dann wird das Scheinfüßchen nur lang ausgedehnt, ohne daß die Amöbe von der zufällig eingeschlagenen Richtung abweicht. Die Folge davon ist, daß das Nahrungspartikelchen der Amöbe entgeht. Das Pseudopodium wird, nachdem es zu einem ganz dünnen Faden ausgezogen worden ist, schließlich vom Körper wieder eingezogen.

Bemerkenswert ist auch das Verhalten der Amöben, wenn es gilt, einen längeren Algenfaden aufzunehmen. Die Amöbe dehnt sich zunächst möglichst weit aus, um den Faden allseitig zu umgeben. Hierauf wird das im Bereich des Entoplasmas liegende Fadenstück langsam verdaut. Mit dem Fortschreiten der Verdauung kann der Faden mehr und mehr eingebogen werden, und auf diese Weise kommt Stück für Stück in den Bereich des verdauenden Plasmas, so daß zuletzt der ganze Algenfaden als loses Knäuel in der Amöbe liegt (vgl. Abb. 2). Wie Versuche gezeigt haben, bei denen man an Stelle der Amöbe Ströpfchen nahm und für die Alge einen dünnen Schellackfaden, läßt sich der ganze Vorgang rein aus dem chemisch-physikalischen Verhalten der beiden Körper ableiten. Der Schellackfaden wurde im Bereich des Dles teilweise aufgelöst und legte sich in ganz ähnliche Windungen wie der Algenfaden.

## 2. Paramecium.

Das Verhalten von Paramecium ist ungleich komplizierter als das der Amöbe. Die Bewegung des Tieres setzt sich aus drei Bewegungsarten zusammen. Zunächst wird es durch den Schlag der den ganzen Körper umgebenden Zilien in gerader Richtung vorwärts getrieben; zugleich erfolgt eine Drehung um die eigene Längsachse, wobei ein ständiges Abweichen nach der oralen (dem Munde

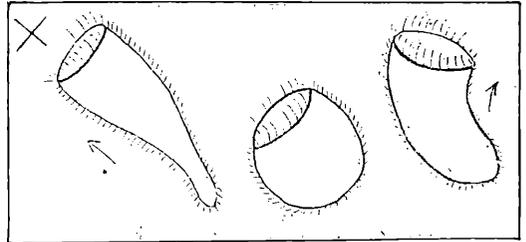


Abb. 5. Schematische Darstellung der Fluchtreaktion von Stentor. Das Kreuz bezeichnet den Netzkort, der die Bewegungsrichtung vor und nach der Einwirkung des Netzes.

zu gelegenen) Seite eintritt, das durch den stärkeren Schlag der größeren Perizonzilien bedingt wird. Das Pantoffeltierchen bewegt sich also in einer Spirale fort und kommt doch geraden Weges weiter.<sup>1)</sup> Stößt es dabei an einen Gegenstand an, so schwingt es einige Male umher und setzt dann seinen Weg in anderer Richtung fort. Diesen Vorgang bezeichnet man als Fluchtreaktion.

Anders wird die Sache, wenn das Tier eine weiche Masse berührt, etwa eine Bakterienzoozöle, aus der es Nahrung entnehmen kann. Da hört der größte Teil der Zilien zu schlagen auf und das Tier bleibt stehen. Nur die das Mundfeld umgebenden Zilien schlagen weiter und erzeugen einen kleinen Wirbel, durch den Nahrung herbeigeschleudert wird (vgl. Abb. 3). Diese sehr zweckmäßige Reaktion vermag jedoch, wenn die Nahrungsmasse zu klein ist, um dem Tiere genügend Halt zu geben. Es wird dann durch den Strubel der oralen Wimpern mitgerissen und fährt im Kreise herum, d. h. es wird bewegt, ohne sich in typischer Weise zu bewegen.

<sup>1)</sup> Seine Verwandten bewegen sich ebenso.

Chemische Reize werden sehr fein wahrgenommen und lösen zumeist eine Fluchtreaktion aus. Dazu genügen schon die verschwindend geringen Mengen von  $\frac{1}{10}\%$  Kochsalzlösung, 1% Alkohol oder  $\frac{1}{250}\%$  Kalilauge. Säuren bewirken keine Fluchtreaktion. Läßt man einen Tropfen Säure ins Wasser fallen, so diffundiert er; die Paramazien sammeln sich dann in der Schicht an, die für sie nach der Konzentration das Optimum bedeutet. Dieses Ansammeln darf man sich aber nicht so vorstellen, als ob die Tiere die Säure aufsuchten. Sie bleiben nur dort, wenn sie der Zufall hingeführt hat, und schwirren mit der Fluchtreaktion zurück, wenn sie auf die Grenze stoßen. Auf diese Weise läßt sich auch das massenhafte Vorkommen an einer Stelle erklären.

In gleicher Weise sammeln sich die Ziliaten auch im Temperaturoptimum an, das zwischen 24 und 28 Grad liegt.

Mit Hilfe eines kleinen U-Rohrs, das mit Paramazien enthaltendem Wasser gefüllt wird, kann man un schwer den negativen Geotropismus dieser Protozoen nachweisen (vgl. Abb. 4).

Die in Teilung befindlichen Paramazien verhalten sich, wie nicht anders zu erwarten, wie ein einziges Tier. Dies ändert sich erst, wenn der Vorgang seinem Ende zugeht und nur noch eine schmale Plasmabrücke die beiden Individuen zusammenhält. In diesem Stadium wird nämlich durch entgegengesetzte Reaktionen die völlige Trennung unterstützt.

Ähnlich steht es bei den konjugierenden Tieren. Bevor das verbindende Sekret abgefordert wird, werden die beiden Individuen durch den oralen Wimperstrom aneinander gepreßt und zusammengehalten.

### 3. Stylonychia.

Das in Protozoenkulturen häufig auftretende Muscheltierchen zeigt bei der Vorwärtsbewegung keinerlei Drehung um die Längsachse, bewegt sich vielmehr durch Laufen auf den steifen Bauchzirkeln fort. Die Nahrungsaufnahme geschieht wie beim Pantoffeltierchen durch den Schlag der Mundfeldwimpern. Reize irgendwelcher Art haben ein plötzliches Aussetzen der Bewegung zur Folge; das Tier läuft ein kleines Stück zurück, um dann nach einer anderen Richtung die Vorwärtsbewegung wieder aufzunehmen. Die Fluchtreaktion gleicht also der des Pantoffeltierchens.

Sehr starke Reize bewirken eine andere Reaktion; das Tier schlägt mit den Bauchzirkeln stark auf den Boden auf und macht dadurch einen schnellen Purzelbaum nach hinten, der es sofort eine Strecke weit vom Reizort entfernt.

### 4. Stentor.

Auch bei Stentor tritt auf stärkere Reize hin eine Fluchtreaktion ein. Sie spielt sich so ab, daß sich das schwimmende Tier mit Hilfe seiner Muschelfrisellen plötzlich stark zusammenzieht, so daß die schlanke Trompetenform zu einer Tonne wird. Nach einiger Zeit dehnt es sich wieder aus und schwimmt, durch Wimperpschlag getrieben, in anderer Richtung weiter (vgl. Abb. 5). Die starke Zusammenziehbarkeit des Trompetentierchens ist auch die Ursache dafür, daß es nie gelingt, das Tier vollständig gestreckt zu fixieren.

Werden Trompetentierchen einseitig beleuch-

tet, so pendeln sie erst eine lange Weile umher und stellen sich schließlich in die Richtung der Strahlen ein (also so, daß sie der Einwirkung des Lichtes möglichst wenig ausgesetzt sind), indem sie in der zufällig erreichten Stellung verharrten.

Feststehend ist St. Roeselii, der um seinen Fuß eine Röhre aus erhärtetem Schleim mit Schmutzpartikeln aufbaut. Auf leichte Reize hin zieht er sich so weit als möglich in die Röhre zurück; starke oder andauernde Reize veranlassen das Tier, sich vom Substrat zu lösen und eine andere Stelle aufzusuchen.

Auf die durch elektrische Reize verursachten Reaktionen wollen wir in diesem Zusammenhang nicht eingehen, weil sie in der Natur nicht vorkommen.

### 5. Schwämme.

Die Schwämme geben im allgemeinen keine Reaktionen, da ihre Lebensäußerungen sehr geringfügig sind. Sie beschränken sich oft auf den Schlag der Geißeln im Innern des Tieres. Etwas abweichend verhält sich *Stylostella heliophila* infolge seiner Lebensgewohnheiten. Dieser Schwamm bewohnt nämlich das Strandgebiet des Meeres und wird deshalb bei jeder Ebbe freigelegt. Zur normalen Lebensprozeß tritt das Wasser mit der darin enthaltenen Nahrung durch die Demalsporen ins Innere des Tieres ein, wird durch Wimperpschlag durch das Gangsystem der Geißelkammern geleitet und verläßt den Körper durch ein Ostium (vgl. Abb. 6).

Tritt Ebbe ein, so schließt *Stylostella* die Öffnungen, so daß weder Wasser heraus- noch Luft hineingelangen kann. Gleichzeitig hört der Wimperpschlag auf. Diese sehr zweckmäßige Abschließreaktion wird auch durch chemische Reize ausgelöst, z. B. durch sauliges Wasser. Der Verschluß der Öffnungen ist das einzige Mittel des Schwammes, sich schädlichen Einflüssen zu entziehen, denn der Geißelpschlag ist nicht umkehrbar; die einmal aufgenommenen Stoffe müssen also das ganze Röhrensystem des Schwammes durchlaufen und können nicht schnell durch den Eingang wieder hinausbefördert werden.

### 6. Hydra.

*Hydra fusca* hat lange Tentakel, die in weitem Umkreis umherpendeln und Beute einfangen. *H. viridis* dagegen hat viel kürzere Tentakel und macht deshalb mit dem ganzen Körper kreisende Bewegungen. Die Nahrung beider Süßwasserpolyphen besteht aus Daphnien, Ostrakoden und Rospopoden, die durch das von den Tentakeln abge sonderte Nesselgift getötet werden. Jeder mechanische oder chemische Reiz bewirkt eine Entladung der Nesselkapseln, gleichviel, ob er durch ein Beutetier oder künstliche Eingriffe verursacht wird. Starke mechanische Reize haben eine Kontraktion und damit ein Herabfallen des Tieres zur Folge. Auf diese Weise entfernt sich *Hydra* schnell von der gefährlichen Stelle.

Jeder Aquariensbesitzer weiß, daß sich die Süßwasserpolyphen stets an der Lichtseite der Aquarien festsetzen. Die Hydren suchen aber keineswegs das Licht auf, sondern erreichen es auf ihren Wanderungen zufällig und verbleiben dann im Optimum. Die Ortsbewegung geht spannerartig vor sich; das Tier neigt sich zunächst zur

Seite, biegt dann den Tentakelkranz bis zum Boden hinab, heftet sich fest, rückt mit dem Körper bis zu den Tentakeln nach, erhebt sich wieder und wiederholt die Bewegung (vgl. Abb. 7).

### 7. Andere Zölenteraten.

Auf die übrigen Zölenteraten wollen wir nur kurz eingehen, weil man selten Gelegenheit hat,

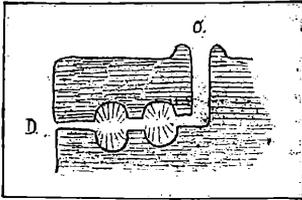


Abb. 6. Schema des inneren Baues eines primitiven Schwammes: D = Dermalporus, O = Ostium, dazwischen im Gemebe die Gabelkammern.

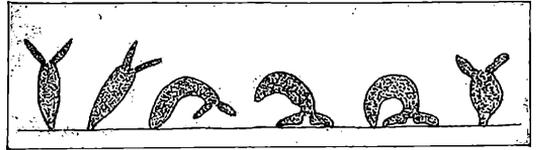


Abb. 7. Schematische Darstellung der Fortbewegung einer Hydra.

sie lebend zu beobachten. Es gibt unter ihnen die verschiedensten Stufen des Verhaltens gegen Reize der Außenwelt. Manche, z. B. Rhizostoma, reagieren an keiner Körperstelle auf irgendwelche Reize; diese Formen haben das einfachste Aktions-system, das sich in der rhythmischen Kontraktion und Expansion des den Glockenschirm umgebenden Ringmuskels erschöpft. Bei anderen Formen verbiden sich die Tentakel an der Stelle, wo sie mechanisch gereizt werden. Am empfindlichsten ist die Subumbrella, die Unterseite des Schirmes, in der sich ja auch meist die Beutetiere fangen. Schon bei geringer Reizung neigt sich der herabhängende

Das Aktions-system der Zölenteraten ist also, wie wir aus allem ersehen, recht einfach. Dies erklärt sich daraus, daß die Lebensäußerungen, die von den Lebensbedingungen abhängen, sehr beschränkt sind. Da das Meer einen ständig reich gedeckten Tisch darstellt und die Zölenteraten nur wenig Feinde haben, ist die Erhaltung des Individuums und der Art nicht mit Schwierigkeiten verknüpft. So blieb auch das Aktions-system der Tiere klein. Denn wie die körperliche Organisation, so muß auch das Verhalten eines jeden Tieres so beschaffen sein, daß es den Kampf ums Dasein aufnehmen kann.

## Mikroskopische Studien über die Kristallformen chemischer Verbindungen.

Fortsetzung v. S. 277.

Von Dr. Peter Pooth.

Mit 18 Abbildungen.

5. Kaliumplatinchlorid ( $K_2PtCl_6$ ). Die Platinchlorwasserstoffsäure ist freilich ein recht teures Material,<sup>1)</sup> aber da wir nur einen Tropfen davon brauchen, wird unser Versuch doch nicht so kostspielig. Wir benutzen diesmal ein

Uhrglas, das sowohl zur Fällung des Niederschlags als auch zur Umkristallisierung und als Objektträger für die mikroskopische Beobachtung dienen soll. Zu einem auf dem Uhrglas befindlichen Tropfen einer kalt gesättigten Lösung von Kaliumchlorid in Wasser fügen wir einen Tropfen Platinchlorwasserstoffsäure (1:10), worauf wir sofort einen schönen, gelben Niederschlag von Kaliumchloroplatinat erhalten. Nach Zugabe einiger Tropfen destillierten Wassers erwärmen wir das Uhrglas behutsam über der Spiritusflamme und lösen den Niederschlag so auf; u. U. sind noch ein paar neue Tropfen Wasser zuzusetzen. Hernach stellen wir das Uhrschälchen ohne zu filtrieren an einen kühlen Ort; nach einer Weile erscheinen dann kleine gelbe Kristalle, die sich unter dem Mikroskop, bei etwa 80facher Vergrößerung betrachtet, als schön ausgebildete Diäeder erweisen (vgl. Abb. 6).<sup>2)</sup>

Wollen wir von diesen kostbaren Kriställchen

<sup>1)</sup> An dieser Stelle sei nachdrücklich darauf hingewiesen, daß es sich empfiehlt, Lösungen und Niederschläge, die Platin in irgend einer Form enthalten, nicht wegzugießen, sondern in einem besonderen Fläschchen zu sammeln. So wenig es auch ist, Platin ist stets ein Wertobjekt; es kann aus der scheinbar unbrauchbaren Flüssigkeit durch geeignete Verfahren wieder zurückgewonnen werden, und Spezialunternehmen, wie Scheideanstalten u. dgl., zahlen für solche Platinrückstände stets gute Preise. Für Silber- und Goldrückstände gilt das gleiche. Wer sich mit photographischen Arbeiten befaßt, sollte daher ausgediente Fixierbäder, Tonfixierbäder, verunglückte Papierabzüge u. dgl. niemals wegwerfen, sondern alles durcheinander — Silber und Gold natürlich getrennt — in eine große Flasche schütten. Für den meist recht unansehnlich erscheinenden Inhalt zahlen die Scheideanstalten zwar kein Vermögen, aber doch immerhin so viel, daß einige Duzend Platten dafür erstanden werden können.

<sup>2)</sup> Durch geschickte Verwendung der Mikrometerschraube treten die Seitenflächen der Diäeder deutlich hervor.

ein Dauerpräparat herstellen, so filtrieren wir den Inhalt des Uhrschälchens durch ein ganz kleines Filter ab, lassen den Rückstand bei gewöhnlicher Temperatur auf dem Filtrierpapier völlig trocknen und betten dann eine Spur davon in Glyceringelatine oder Kanadabalsam ein. Noch besser, allerdings schwieriger, ist es, einen genügend großen Tropfen des unfiltrierten Uhrschälchens-Inhalts auf einen Objektträger zu bringen (dabei muß man natürlich darauf achten, daß in dem Tropfen eine angemessene Anzahl Kriställchen vorhanden ist), ganz kleine Wachsflüßchen zu machen, unter Vermeidung von Luftblasen ein Deckglas aufzusetzen, mit Wachs zu umranden und schließlich einen Ladring um das Deckglas zu legen. Der Raum zwischen Objektträger und Deckglas muß vollkommen mit Flüssigkeit angefüllt sein. Darauf ist bei der Herstellung besonders zu achten.

6. Ammoniumplatinchlorid  $[(\text{NH}_4)_2\text{PtCl}_6]$ . Mischen wir in der gleichen Weise wie bei dem vorigen Versuch einen Tropfen Platinchlorwasserstoffsäure mit einem Tropfen Ammoniumchloridlösung (1:1), so erhalten wir wiederum einen gelben Niederschlag, der aber diesmal aus Ammoniumchloroplatinat besteht. Um zur Untersuchung geeignete Kristalle zu erhalten, müssen wir umkristallisieren. Wir könnten dabei genau wie unter 5. angegeben verfahren, wollen aber diesmal, um unsere Kenntnisse zu erweitern, eine andere Methode benutzen, die nicht nur im vorliegenden Falle, sondern auch sonst vielfach mit äußerst günstigen Ergebnissen angewendet werden kann. Wir nehmen die Fällung nicht auf dem Uhrschälchen, sondern in einem Reagensglas vor, fügen eine angemessene Menge destillierten Wassers hinzu, lösen durch vorsichtiges Erwärmen, filtrieren in ein neues Reagensglas hinein und stellen es vorläufig beiseite. Nunmehr nehmen wir ein kleines Koch- oder Erlenneyerföhlchen, durch dessen Hals das zuletzt verwendete Reagensglas bequem hindurchgeht, füllen das Köhlchen zur Hälfte mit reinem Wasser und erhitzen, bis das Wasser lebhaft kocht. Sodann erwärmen wir auch das Reagensglas, das die Ammoniumchloroplatinatlösung enthält, bis zum Sieden, stecken es durch den Hals des Kochfläschchens, diesen dabei als Halter benutzend, in das heiße Wasser, verschließen das Reagensglas durch einen lose eingesetzten Wattepfropfen und lassen das Ganze an einem ruhigen Orte etwa 24 Stunden stehen. Wir werden dann die Wände des Reagensglases mit feinen, ungemein regelmäßig ausgebildeten Kristallen besetzt finden, die sich gewöhnlich schon durch Schütteln, nötigen-

falls unter vorsichtiger Nachhilfe mit einem Glasstab, leicht von den Wänden ablösen lassen. Da die Ammoniumchloroplatinat-Kristalle den des Kaliumplatinchlorids in der Gestalt und den Eigenschaften völlig gleichen, gelten die im vorigen Abschnitt gegebenen Erläuterungen auch für sie.

7. Natriumplatinchlorid  $(\text{Na}_2\text{PtCl}_6)$ . Das Chloroplatinat des Natriums ist auf die gleiche Art und Weise darstellbar wie das Kaliumplatinchlorid, nur muß man einen Überschuß von Platinchlorwasserstoffsäure anwenden, also etwa zu einem Tropfen kaltgesättigter Kochsalzlösung 3 bis 4 Tropfen Platinchlorwasserstoffsäure geben. Dann dampft man die in einem Uhrschälchen befindliche Lösung vorsichtig etwas ein und läßt erkalten. Unter dem Mikroskop wird man die gelben, prismatischen Nadeln des Natriumchloroplatinats leicht erkennen können. Natriumplatinchlorid kristallisiert mit 6 Molekülen Kristallwasser und ist in Alkohol und Wasser leicht löslich. Aus diesem Grunde müssen wir, um die Kristalle zu erhalten, eindampfen, dürfen dabei aber nicht zu weit gehen, da wir sonst das Kristallwasser verjagen und damit die Kristallform zerstören würden.

8. Silbernitrit  $(\text{AgNO}_2)$  entsteht beim Vermischen einer wässrigen Lösung eines Nitrats mit einer Silbernitrat-(Höllenstein)-Lösung. Als Nitrat verwenden wir am besten eine Lösung von Kalium- oder Natriumnitrat in dest. Wasser (5 g Nitrat auf 100 ccm Wasser). Als Silbernitrat nehmen wir das kristallisierte Salz. Sollte eine der beiden Lösungen nicht ganz klar sein, was besonders beim Nitrat vorkommen kann, so müssen wir sie so lange filtrieren, bis völlige Klarheit erreicht ist. Der beim Mischen gleicher Mengen der beiden Lösungen entstehende Niederschlag wird abfiltriert, gut gewaschen und in einer hinreichenden Menge Wasser warm gelöst. Beim Abkühlen der filtrierten Lösung scheiden sich feine, feidenglangende Nadelchen ab, die bei etwa 80 facher Vergrößerung betrachtet, das in Abb. 7 wiedergegebene Bild bieten.

Wir haben nun schon viermal eine Kristallform gesehen, die man allgemein kurz als Nadel bezeichnet, und dennoch sind alle vier Formen unter sich in vielen Punkten verschieden. Zunächst sind zwei weiß (Bleichlorid und Silbernitrit), eine gelblich (Strontiumchromat) und eine schön gelb (Natriumchloroplatinat). Die beiden weißen Formen unterscheiden sich dadurch, daß die eine (Silbernitrit) vollkommen glattrandig (besser gesagt: glattkantig) ist, während die andre (Bleichlorid) an den Längskanten Abspaltungen

oder Faserungen zeigt. Weiterhin zeigen die Nadeln des Strontiumchromats die Eigentümlichkeit, sich fast stets zu Büscheln oder Bündeln zu-

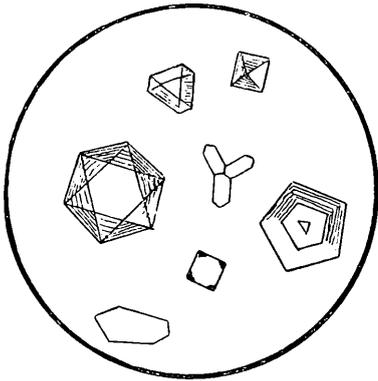


Abb. 6. Kaliumplatinchlorid-Kristalle in etwa 80facher Vergr.

sammenzuliegen, während die anderen drei Arten regellos übereinander liegen. Es ist also auch bei gleichartigen Kristallformen gar nicht so schwierig, aus allerlei Neben Umständen für fast jede chemische Verbindung irgendein Charakteristikum zu finden.

9. Natriumpyroantimoniat ( $\text{Na}_2\text{H}_2\text{Sb}_2\text{O}_7$ ). Die Kristalle dieser Verbindung werden deshalb hier erwähnt, weil man sie bei chemisch-analytischen Arbeiten zum Nachweis des Natriums öfters herstellen muß. Leider wird das Mikroskop bei derartigen Arbeiten noch viel zu wenig als Hilfsmittel herangezogen, obwohl sein Gebrauch den Analytiker oft vor Täuschungen bewahren könnte. Das gilt besonders für

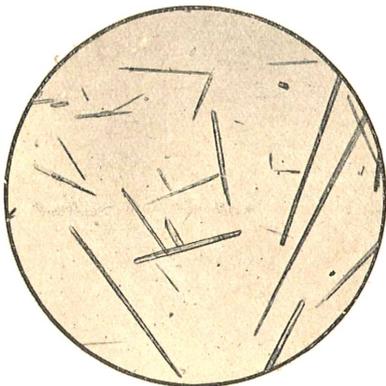


Abb. 7. Silbernitratkristalle in etwa 80facher Vergr.

den folgenden Fall. In fast allen Lehrbüchern der analytischen Chemie findet man die Angabe, daß ein durch Kaliumpyroantimoniat, das zu der entsprechend behandelten Lösung gegeben wird, gebildeter weißer, kristallinischer Nieder-

schlag die Anwesenheit von Natrium beweise. Ist die auf Natrium zu prüfende Lösung aber nicht durchaus neutral oder schwach alkalisch, sondern etwas sauer, so bildet sich, selbst wenn keine Spur Natrium darin enthalten ist, dennoch ein weißer Niederschlag, der aber nicht aus Natriumpyroantimoniat, sondern aus Antimon säure besteht. Mittels des Mikroskops läßt sich die Natur dieses Niederschlags auf einen Blick feststellen, denn er ist nicht kristallinisch, sondern amorph.

Um diese Angaben nachzuprüfen, besorgen wir uns etwas Kaliumpyroantimoniat-Lösung aus einer Apotheke oder einem chemischen Laboratorium. Geben wir einen Tropfen davon zu einer wässrigen Lösung von Kochsalz, so fällt bei konzentrierten Lösungen sofort, bei verdün-



Abb. 8. Ammoniumchlorid- (Salmat-) Kristalle in etwa 80facher Vergr.

ten nach einer kleinen Weile ein weißer Niederschlag, den wir aufschütteln, um dann einen Tropfen der trüben Flüssigkeit auf einen Objektträger zu bringen. Zur besseren Verteilung des Tropfens legen wir ein Deckgläschen auf, worauf wir bei 80- bis 100facher Vergrößerung betrachten. Da wir nicht umkristallisiert haben, werden wir zwar keine so schön ausgebildeten Kristalle erblicken wie bisher, doch werden wir uns schwer feststellen können, daß dem feinen Niederschlag Kristallstruktur eigen ist.

Nunmehr versetzen wir etwas Kaliumpyroantimoniatlösung mit einem Tropfen Salzsäure und betrachten den entstandenen Niederschlag bei der gleichen Vergrößerung. Diesmal werden wir nur unregelmäßig gestaltete Gebilde sehen, die keinerlei Ähnlichkeit mit Kristallen aufweisen.

10. Ammoniumphosphormolybdäat ( $[\text{NH}_4]_3\text{PO}_4, \text{MoO}_3$ ). Die zur Herstellung dieser Verbindung, die gleichfalls, da sie zum Nachweis der Phosphorsäure dient, für die

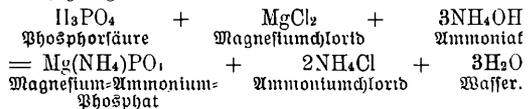
analytische Chemie äußerst wichtig ist, erforderlichen Lösungen besorgen wir wiederum vom Apotheker oder aus einem chemischen Laboratorium. Zu etwa 5 ccm einer Lösung von Ammoniummolybdat setzen wir vorsichtig so viel verdünnte Salpetersäure,<sup>3)</sup> bis der entstehende Niederschlag sich wieder gelöst hat. Hierauf geben wir etwa 3 Tropfen einer Lösung von 10 g Dinatriumphosphat in 100 ccm dest. Wasser hinzu und erwärmen langsam auf etwa 60—70°. Es bildet sich dann ein dichter, gelber Niederschlag von Ammoniumphosphormolybdat, den wir direkt unter dem Mikroskop bei 100facher Vergrößerung betrachten. Wir werden im Gesichtsfelde zahlreiche scharfkantige, dunkelgelbe Punkte erblicken, die sich bei stärkerer Vergrößerung (250—300fach) als schöne vieleckige gelbe Kristalle, ähnlich denjenigen des Kaliumchloroplatinats, erweisen. Als Besonderheit ist zu notieren, daß die Kristalle fast stets in kleinen Gruppen von drei, vier oder noch mehr zusammenstehen.

11. Bariumchlorid (BaCl<sub>2</sub>). Das in den Apotheken käufliche Bariumchlorid besteht meistens aus ziemlich großen, durchsichtigen Kristallblättchen von weißer Farbe. Wir lösen etwa 10 g unter schwachem Erwärmen in 100 ccm Wasser auf und filtrieren die Lösung, um etwaige Unreinlichkeiten abzuscheiden. Zu ungefähr 5 ccm der erkalteten, klaren Lösung fügen wir die gleiche Menge etwa 25%iger Salzsäure. Sehr bald wird ein weißer, kristallinischer Niederschlag entstehen, den wir ausschütteln, um dann einen Tropfen unter das Mikroskop zu bringen. Man muß dabei sehr vorsichtig verfahren, damit das Objektiv nicht mit der Salzsäure in Berührung kommt. Es ist also vorher ein Deckglas aufzulegen und etwa seitlich hervorquellende Flüssigkeit mit Filtrierpapier zu entfernen. Bei ungefähr 80facher Vergrößerung werden wir schöne, längliche, scharfkantige Blättchen erkennen, von denen meist mehrere mit einer Kante zusammenge wachsen sind, so daß sich vielgestaltige Gebilde ergeben. Mit Hilfe der Mikrometerschraube können wir uns aber leicht überzeugen, daß auch diese eigentümlichen Formen aus einzelnen Blättchen bestehen.

12. Ammoniumchlorid (NH<sub>4</sub>Cl), im täglichen Leben Salmiak genannt, kommt im Handel entweder als grobes Kristallpulver oder aber in geschmolzenem Zustand, in Form großer,

mehr oder weniger durchsichtiger Stücke vor. Für unsere Zwecke wählen wir das kristallisierte Material, stellen eine etwa 10%ige wässrige Lösung davon her, bringen ein bis zwei Tropfen auf einen Objektträger oder ein kleines Uhrgläschen, erwärmen gelinde, bis eben ein wenig Dampf entweicht und legen das Gläschen dann auf eine kalte Unterlage. Bald wird sich eine weiße kristallinische Kruste bilden, die wir bei 80facher Vergrößerung betrachten. Wir haben hier den Kristalltypus der sogenannten Skelette vor uns. Vielzweigige Gebilde, teils kreuzförmig angeordnet, so daß Schneekristallen ähnliche Formen entstehen, teils parallel nebeneinander gestellt, wie eine Reihe kleiner Tannen, manchmal auch zwei, drei oder mehr schnurgerade Linien, ähnlich Palisadenreihen, das sind die hauptsächlichsten Formen, in denen wir bei Zune haltung der gegebenen Vorschriften die Skelette des Salmiaks erhalten (vgl. Abb. 8).

Ganz ähnliche Formen haben wir schon bei unsern Versuchen mit Magnesium-Ammonium-Phosphat erblickt (vgl. Abb. 2). Worauf ist das zurückzuführen? Überlegen wir uns einmal, wie wir diese Kristalle herstellten. Wir mischten Magnesiumchlorid mit Natriumphosphat oder Phosphorsäure und Ammoniak. Die nachfolgende Formel stellt die dabei vor sich gehende Umsehung dar:



Wir haben also außer Magnesium-Ammonium-Phosphat auch Ammoniumchlorid oder Salmiak erhalten, so daß wir in dem halbeinge trockneten Präparat, das wir damals zuerst untersucht, auch dessen Skelettkristalle vor Augen gehabt haben. Bei der stark verdünnten Lösung, mit der wir später arbeiteten und die wir langsam auskristallisieren ließen, erhielten wir dagegen nur Magnesium-Ammonium-Phosphat-Kristalle, da Chlorammonium, das viel leichter wasserlöslich ist, in diesem Falle nicht auskristallisierte.

13. Saures, weinfaures Kalium oder Weinstein [KH(C<sub>4</sub>H<sub>4</sub>O<sub>6</sub>)]. Mit dieser Verbindung betreten wir das Gebiet der organischen Chemie. Wie ich schon eingangs erwähnte, ist das Mikroskop für den organisch-synthetisch arbeitenden Chemiker ein kaum zu entbehrendes Hilfsmittel geworden, das besonders dann zu Rate gezogen wird, wenn es sich darum handelt, die Einheitlichkeit und Reinheit einer kristallisierten Substanz zu untersuchen.

<sup>3)</sup> Enthält die Molybdänlösung schon Salpetersäure, wonach wir uns beim Einkauf erkundigen müssen, so ist ein erneuter Zusatz überflüssig.

Wer dabei mit offenen Augen arbeitet, dem werden bald trotz der scheinbaren Ähnlichkeit der Kristalle allerlei Besonderheiten auffallen, die ganz gut qualitativ-analytischen Zwecken dienstbar gemacht werden können. Beruht doch z. B. die ganze Mikrochemie der Pflanzen, die in so



Abb. 9. Kristalle des sauren weinsäuren Kaliums (Weinstein) in etwa 8) facher Vergr.

prächtiger Weise von Tunmann, Mosisch u. a. ausgebaut worden ist, in der Hauptfache auf Kristallbeobachtungen, bei denen vielfach scheinbar ganz nebensächliche Erscheinungen einen für die Identifizierung der betreffenden Substanz ungemein wichtigen Faktor bilden. Diese Erkenntnis hat allerdings vorderhand für uns nur theoretischen Wert, denn vorläufig wollen wir ja nicht analysieren, sondern uns an den schönen Formen der Kristalle erfreuen und versuchen, uns ihr Bild einzuprägen.

Wir können den Weinstein auf zwei verschiedenen Wegen darstellen. Das erste Verfahren besteht darin, daß wir zu einer wässrigen Lösung von reiner Weinsäure (1:10) einige Tropfen einer kaltgesättigten Kaliumchloridlösung geben. In den wenigsten Fällen wird der Niederschlag sofort erscheinen; reiben wir aber die Wandungen des Gefäßes ein wenig mit einem Glasstab, so wird sich sehr bald ein immer dichter werdendes Kristallpulver am Boden absetzen. Bei der zweiten Methode verwenden wir an Stelle der Weinsäure ihr leicht lösliches saures Natriumsalz, das saure weinsäure Natrium, gleichfalls in einer wässrigen Lösung von der Konzentration 1:10. Die Darstellung ist im übrigen die gleiche; der Niederschlag tritt etwas reichlicher auf. Unter dem Mikroskop betrachtet (Vergr. etwa 80 bis 100 fach), bieten die Weinstein-kristalle ein höchst charakteristisches Bild. Vor allem werden uns rhombische, manchmal auch trapezförmige Gebilde auffallen, die an beiden Schmalseiten tiefe dreieckige Einschnitte haben,

so daß die Kristalle das Aussehen richtiger Wäscheklammern besitzen. Daneben werden wir rhombische Täfelchen finden, die zu morgensternartigen<sup>4)</sup> Gebilden zusammengewachsen sind. Auf der beigeigten Mikrophotographie (Abb. 9) sind die beiden Formen deutlich zu erkennen. Daneben sind alle möglichen Zwischenstufen und Wachstumserscheinungen zu sehen.

14. Kupferazetat oder essigsaures Kupfer  $[Cu(C_2H_3O_2)_2]$ . Vielfach wird diese tiefgrünblaue Verbindung als destillierter Grünspan bezeichnet, während der eigentliche Grünspan aus einem Gemenge von essigsaurem Kupfer und Kupferhydroxyd besteht. Die wässrige, etwa 5% ige Lösung des Kupferazetats, die wir verwenden, hat eine schöne blaugrüne Farbe und ist, wie sämtliche Kupferverbindungen, giftig; beim Arbeiten mit ihr ist also Vorsicht geboten. Wir bringen einige Tropfen der Lösung auf ein Uhrgläschen und erwärmen es behutsam, bis sich eben Wasserdämpfe entwickeln. Gleichzeitig werden wir das Auftreten eines Essigsäuregeruchs wahrnehmen; dies schadet unserem Präparat jedoch nichts, wenn wir nur dafür sorgen, daß die Erwärmung nicht so weit getrieben wird, daß sich das Kupferazetat völlig zersetzt. Sollte sich nach dem Erkalten an den Rändern des Tropfens keine schwache Kruste bilden, so reiben wir das Uhrglas an einer kleinen Stelle des Tropfen-

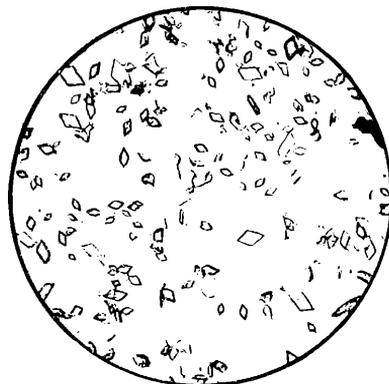


Abb. 10. Kristalle des essigsauren Kupfers in etwa 80 facher Vergr.

randes mit einem Glasstab, neigen es in dieser Richtung ein wenig und bringen es dann wieder in seine alte Lage zurück. Durch das Reiben leiten wir die Kristallisation der wahrscheinlich übersättigten Lösung ein, während wir durch das Neigen des Schälchens die entstandenen Kristalle dem ganzen Tropfen mitteilen. Auf diese

<sup>4)</sup> Gemeint ist das mittelalterliche Kriegsgesetz.

Weise wird eine regelmäßiger Kristallisation erzielt, als wenn wir durch Reiben eines größeren Bezirks den ganzen Tropfen „in Aufruhr“ gebracht hätten. Ein Präparat zeigt uns bei etwa 80 facher Vergrößerung grüne rhombische Tafelchen, die gewöhnlich sehr regelmäßig ausgebildet sind und meist einzeln liegen, hier und da jedoch

auch zu zweien oder dreien zusammenstehen (Abb. 10). Enthält unser Tropfen sehr viele Kristalle, so liegen sie manchmal in mehreren Reihen übereinander und bieten dann infolge ihrer Regelmäßigkeit den Anblick eines gründerdeckten Schieferdachs.

(Schluß folgt.)

## Tauschcke

### für mikroskopische Präparate und Studienmaterial aller Art.

Mit dem im vorigen Hefte (vergl. S. 288) angeregten Tauschverkehr für mikroskopische Präparate und Studienmaterial scheint's diesmal genau so zu gehen, wie beim ersten Versuch: Es wird bei der guten Absicht bleiben. Bis jetzt haben sich erst zwei Leser als Interessenten gemeldet. Sollten von den vielen tausend Beziehern unserer Zeitschrift tatsächlich nur zwei das Bedürfnis haben, mit andern Mikroskopikern in Austausch zu treten und so ihre Material- und Präparatensammlung zu erweitern? Wir vermuten, daß die Mehrzahl die Notiz übersehen hat, da nicht einmal jene Leser sich meldeten, auf deren Anregung hin wir den Vorschlag machten. Wir machen deshalb nochmals darauf aufmerksam, daß wir bereit sind, die Adressen aller „Mikrokosmos“-Leser, die mikroskopische Präparate oder Studienmaterial auszutauschen wünschen und uns die nötigen Angaben übermitteln, kostenlos in unserer Tauschcke zu veröffentlichen. Die beiden Adressen, die uns schon zungen, mögen als Anregung gleich mitgeteilt sein:

Herr Otto Meißner, Buchholz-Ga., Kaiserstr. 51

hat abzugeben:

Präp. und unpräp. Diatomeenmaterial aus obererzgeb. Teichen, Diatomeenpräp. in Stray, konsev. Plankton (Meßjang) und Material aus Alpenrasen.

wünscht einzutauschen:

Präpariertes u. unpräpariertes Diatomeenmaterial aus beliebigen anderen Gewässern, konsev. Planktonmaterial aller Art.

Herr Eugen Paravicini, Zürich, Apollostr. 8

hat abzugeben:

Mikroskopische Präparate aus allen Gebieten, im besonderen botanische.

wünscht einzutauschen:

Mikroskopische Präparate aus allen Gebieten, im besonderen zoologische.

## Kleine Mitteilungen.

**Die Herstellung von Knochenschliffen** geschieht nach H. Pohl (Monatsh. f. d. naturw. Unterr., Jahrg. VIII, S. 7) am besten so, daß man in einen beliebigen mazerierten Knochen mit der Laubsäge zwanzig bis dreißig etwa 5 mm tiefe und 1 bis 1,5 mm voneinander entfernte Querschnitte einräut und die „Röhre“ des so entstandenen Knochentunnels mit der Pinzette abbricht. Die einzelnen Knochenplättchen werden dann mit Siegelack auf kleine Flaschenkorke gefittet und auf einem mit Wasser angefeuchteten Schleifstein geschliffen. Das Schleifwasser ist dabei häufig zu erneuern. Sieht man den Siegelack deutlich durch die Knochenschicht hindurchschimmern, so sprengt man den Schliff mit dem Federmesser ab, um ihn nun auch auf der Rittseite glatt und dünn zu schleifen, was dadurch geschieht, daß man ihn mit der Fingerbeere auf dem Stein hin und her reibt. Statt der Schleifsteine kann man auch feine Feilen benutzen; in diesem Falle klebt man das Knochenplättchen mit hartem, erwärmten Kanadabalsam auf ein Stück Holz auf. — Der fertige Schliff soll so dünn sein, daß man, wenn man ihn in nassem Zustand auf Druckschrift legt, die Schrift deutlich

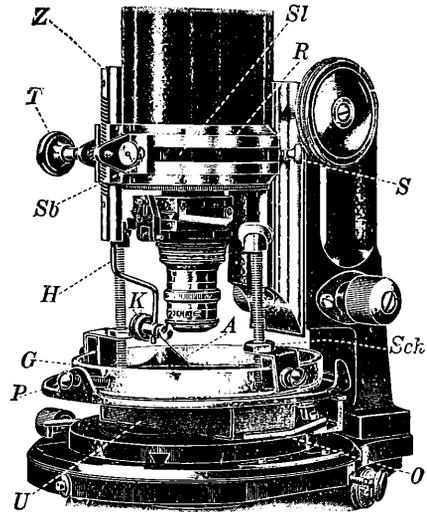
durch ihn hindurch lesen kann. Er wird dann mit Alkohol gereinigt (war er mit Kanadabalsam aufgeklebt, so löst man ihn mit Xylol ab) und auf einem Objektträger oder einem Lederlappen, den man mit der linken Hand straff gespannt hält, beiderseits gut poliert. Damit ist der Schliff zum Einschliff fertig. Ist er gut gelungen, d. h. ist die Struktur der Knochenhöhlen und Kanälchen deutlich sichtbar, so wird er am besten trocken eingeschlossen, also einfach auf einen blank gepulverten Objektträger gebracht und mit einem sauberen Deckglas bedeckt, das man mit Deckglasfitt befestigt. Weniger gut geratene Präparate lassen sich durch Einschliff in Kanadabalsam etwas verbessern. Man bringt dazu ein erbsengroßes Stückchen harten Kanadabalsams (den man, wenn man ihn nicht vorrätig hat, aus in Xylol gelöstem durch Verdunstenlassen des Lösungsmittels leicht herstellen kann) auf einen Objektträger, erwärmt vorsichtig über einer kleinen Flamme bis zum Schmelzen und wartet dann, bis die Schmelze eben wieder zu erstarren beginnt. Die kurze Wartezeit benutzt man dazu, etwa vorhandene Luftbläschen mit der Spitze einer erhitzten Nadel

zu entfernen oder durch Neigung des Objektträgers eine von Luftblasen freie Stelle des Balsams herzustellen. In diese Partie wird der Schliff eingelegt. Man nimmt ihn dazu mit einer leicht angewärmten Nadel, die man vorher in den Balsam eintaucht (damit das Knochenplättchen an ihr haften bleibt) auf, drückt ihn leicht in die Balsamschicht hinein, kehrt ihn dann um, so daß die benetzte Fläche nach oben schaut, und legt ein Deckglas auf, das mit dem Stiel der Nadel kräftig angepreßt wird, um die noch vorhandenen Luftblasen aus der Nähe des Schliffes zu verdrängen.

H. G.

**Eine einfache Mikro-Operationsvorrichtung,** die die Operation mikroskopischer Objekte sehr erleichtert, wird von S. Tschachotin in der „Zeitschr. f. wissenschaftl. Mikr.“ (Jahrg. 29, Heft 2, S. 188 ff.) beschrieben. Der Apparat gestattet u. a., größere Zellen, z. B. Amphibieneier, und kleinere Tiere zu zerschneiden oder anzuflechten, Exstirpationen und Resektionen mikroskopischer Teile auszuführen und elektrische, thermische oder andere Reize an kleinen Objekten ganz fein lokalisiert anzubringen. Er ist also recht vielseitig verwendbar und wird jedem experimentell arbeitenden Mikrobiologen ein willkommenes Hilfsmittel sein, da das freihändige Operieren unter dem Mikroskop große Schwierigkeiten bietet und bedeutende Schulung voraussetzt. Wie die beigelegte Abbildung zeigt, wird die Vorrichtung, die von Fr. Runne, Präzisionsmechaniker in Rohrbach bei Heidelberg, angefertigt wird, mit Hilfe eines Metallrings R und einiger Schrauben S am unteren Ende des Tubus befestigt. Der Ring R hat einen Längsschlitz Sl, in dem ein Schieber Sb läuft, der durch Anziehen einer Schraube in beliebiger Lage auf dem Umfang des Ringes festgestellt werden kann. An dem Schieber ist eine Zahnstange Z mit Trieb T angebracht, durch den der an der Zahnstange befestigte Halter H auf- und abwärts bewegt und in beliebiger Stellung fixiert werden kann. Am freien Ende des Halters H ist eine Universalglenne K befestigt, in die sich beliebige Apparate, z. B. feinste Lanzettspitzen, Staroperationsnadeln, Glasnadeln, Reizelektroden, Elektroautoren u. dgl., einfüllen lassen; die Bauart der Glenne gestattet dabei, die Apparate in alle denkbaren Stellungen zu bringen. — Das zu operierende Objekt kommt auf eine geeignete Unterlage,<sup>1)</sup> die in die flache, mit Wasser zu füllende Glaschale G gebracht und dort mit Hilfe der entsprechend ausgebildeten Schrauben Sch befestigt wird. Die Glaschale ruht auf einer Metallplatte P, auf der sie durch Schrauben festgeklemmt ist. Diese Platte, die in der Mitte einen großen rahmenförmigen Ausschnitt besitzt, trägt einen fest mit ihr verbundenen Untersatz U, der zwischen die Präparatklammern jedes Kreuztisches

(Objektträgerapparats) paßt und hier eingespannt wird. Mit Hilfe der Kreuztischschlitten kann die Schale G dann beliebig verschoben werden. — Die Operation gestaltet sich verschieden, je nachdem es sich um Einstiche oder Schnitte handelt. Für Einstiche wird das in der mit Wasser gefüllten Glaschale befestigte Objekt so eingestellt, daß der zu operierende Teil mit dem Mittelpunkt eines im Okular angebrachten Fadenzweiges zusammenfällt. Dann wird der Tubus gehoben und das kleine Operationsinstrument durch Verstellen des Schiebers Sb im Längsspalt des Ringes R und Verschieben der Universalglenne K in die richtige Stellung gebracht, so daß die Spitze sich mit dem Fadenzweig-Mittelpunkt deckt. Darauf wird das Instrument mittels des Triebes T ge-

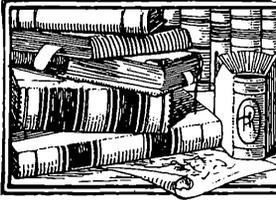


Mit Tschachotins Mikrooperationsvorrichtung versehenes Mikroskop.

hoben oder gesenkt, bis die Spitze scharf in die Einstellebene des benutzten Objektivs fällt. Schließlich senkt man den Tubus, bis die Spitze des Instruments den zu operierenden Teil berührt, was sich durch Einstellen auf das Objekt leicht ermitteln läßt. Die eigentliche Operation erfolgt dann durch weiteres Senken des Tubus, wobei die Tiefe des Einstiches an der Teilung der Mikrometererschraube abgelesen werden kann. — Will man Schnitte führen, so stellt man das Operationsinstrument so ein, daß die gesenkte Spitze das Objekt seitlich berührt und zieht das Objekt durch Drehen der Kreuztisch-Triebe an der Spitze vorüber. Dabei macht die Spitze einen mikroskopischen Schnitt, dessen Länge und Tiefe sich durch entsprechende Betätigung des Kreuztisches in weiten Grenzen abändern läßt. Bequem ist der gleichzeitige Gebrauch eines Okularmikrometers. — Zerschneidungen von Amöben, großen Eiern u. dgl. bewerkstelligt man mit Hilfe eines gespannten Fadens (Haar oder feinsten Draht), der in einem besonderen Halter befestigt wird. — Zum Schluß sei erwähnt, daß die Vorrichtung auch zum Marzieren benutzt werden kann.

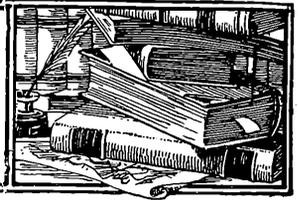
H. G.

<sup>1)</sup> Bei Eizellen und anderen kleinen Objekten verwendet man als Unterlage zweckmäßig einen Objektträger, auf dem man das Objekt mit Glycerinagar oder Glycerin fixiert. Für etwas größere Eier empfiehlt Tschachotin, seine Eöcher in eine Paraffin- oder Zelloidenschicht zu stechen und die Eier hineinzubringen.



## Bücherschau.

Bei der Fülle der eingehenden Neuerscheinungen können wir unerlangt zugesandte Werke im allgemeinen nur mit Titel, Verlag und Preis aufzählen. Eine Rücksendung nicht besprochener unerlangter Werke erfolgt nicht.



**Deutsche Geschichte für das deutsche Volk.** Von Dr. Albrecht Wirth. 152 Seiten stark. Geh. M 1.—, gebd. M 1.60. Stuttgart, Franckh'sche Verlagshandlung.

Die Zeit, in der wir leben, hat in weiten Kreisen den Wunsch ausgelöst, neben der Geschichte des großen Krieges auch die Geschichte unseres Volkes zu studieren, die nur Allzuvielen bisher fremd geblieben ist. Schuld daran trägt u. a. sicher der Umstand, daß eine packend geschriebene, kurzgefaßte, billige deutsche Geschichte auf dem Büchermarkt nicht vorhanden war. Das ist jetzt endlich anders geworden. Der bekannte Münchner Historiker Dr. Albrecht Wirth hat sich der Aufgabe der Herausgabe einer solchen kurzen Geschichte des deutschen Volkes unterzogen und diese Aufgabe, wie das oben angezeigte Werkchen beweist, vorzüglich gelöst. Nicht in dem trockenen Ton des Geschichtsschreibers, auch nicht in der Form eines gründlich sorgfältigen Aneinanderreihens der geschichtlichen Vorgänge tritt Dr. Wirth in dem Büchlein an den Leser heran, sondern in flotten, unterhaltendem Plaudertou, dabei aber doch in geschichtstreuer Darstellung schildert der Verfasser die Entwicklung des deutschen Volkes von der „Eroberung der deutschen Heimat“ bis zum „Zeitalter der Weltpolitik (1871—1916)“. Wer das Bedürfnis spürt, den geistigen und materiellen Werdegang unseres Volkes kennen zu lernen oder sich ins Gedächtnis zurückzurufen, wird in der Wirth'schen Geschichte gerade das Nichtigste finden. Auf den angelegten Umfang (152 S.) und der guten Ausstattung erstaunlich billigen Preis sei besonders aufmerksam gemacht. Desgleichen darauf, daß sich das Werkchen für Schützengraben und Heimat gleich vortrefflich eignet. Jeder Feldgraue, gleichviel welchen Ranges, wird für solchen Lesestoff dankbar sein. W.

**Bastian Schmid, Biologisches Praktikum für höh. Schulen.** 2. stark verm. u. verb. Aufl. (1914, Leipzig, B. G. Teubner), 78 S. mit 92 Abb. u. 9 Tafeln, geh. M 2.—, geb. M 2.50.

Knapp, klar, frei von überflüssigem Beiwerk, in den verständlich ausgewählten Übungsbeispielen lediglich Tatsachenmaterial bietend und die theoretischen Ausführungen ganz dem Lehrer überlassend — das sind die wichtigsten Kennzeichen des Schmid'schen Praktikums, das wir für eines der brauchbarsten Werke seiner Art halten. Der Inhalt gliedert sich in einen botanischen und einen zoologischen Teil, von denen jeder einen anatomischen und einen physiologischen Kursus enthält. Das nötige Material ist durchweg leicht zu beschaffen; die Arbeitsanleitungen zeichnen sich durch erfreuliche Bestimmtheit aus. M.

**Mitrographie des Holzes der auf Java vorkommenden Baumarten.** Unter Leitung von F. W. Moll bearbeitet von H. H. Jansoniüs. 4. Hft., 336 S. mit 39 Abb. (1914, Leiden, E. J. Brill), geh. M 6.—.

Mit dieser Lieferung beginnt der dritte Band des groß angelegten Werkes zu erscheinen, der den Calyciflorae gewidmet ist. Die Lieferung behandelt folgende Familien: Connaraceae, Leguminosae, Rosaceae, Saxifrageae, Hamamelideae und Rhizophoreae, die meisten in mehreren bis vielen Vertretern. W.

**Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie und Hydrographie.** Herausgegeben von R. Woltereck u. a. (Leipzig, Dr. W. Klinkhardt, Preis des Bandes einschl. der biol. und hydrogr. Supplemente M 50.), Bb. VII, H. 2—5.

Die wieder sehr reichhaltigen Hefte enthalten eine Fülle wertvoller Beiträge, die auch für den Liebhaber-Mikroskopiker und den biol. Unterricht zahlreiche Anregungen bieten. Wir nennen aus dem Inhalt als besonders bemerkenswert: 1. die umfangreiche Arbeit Sven Ekman's über die Bodenfauna des Bätternsées (Schweden), die qualitativ und quantitativ untersucht wurde; 2. eine kleine biologische Studie Victor Bauer's über den Seefern Palmipes membranaceus, die sehr interessante Mitteilungen über die Fähigkeit dieses Tieres, sich in seiner Lebensweise den besonderen Anforderungen seines Wohngebietes anzupassen, enthält, 3. einen Aufsatz A. Steuere's über die horizontale und vertikale Verteilung der Ropopoden nach den Ergebnissen der deutschen Tiefsee-Expedition; 4. Mitteilungen Einar Mann's über Euglena sanguinea als erster Teil einer „Quantitative Untersuchungen über die Organismeninformationen der Wasserflächen“ betitelten Studie. Von den zahlreichen Berichten und Referaten sei eine umfangreiche Zusammenstellung neuerer amerikanischer Literatur über Süßwasserbiologie erwähnt; der Mehrzahl der aufgeführten Arbeiten ist eine Inhaltsübersicht beigegeben. Unter „Stationsnachrichten“ findet sich eine kurze Beschreibung des 1912 zur Erforschung des Tier- und Pflanzenlebens der Süßwasser Spaniens gegründeten „Laboratorio de Hidrobiología española de Valencia“, der einzigen hydrobiologischen Station, die Spanien zurzeit besitzt. Das Institut befindet sich in der Nähe des Albufera de Valencia, eines Küstensees, der sich durch außergewöhnlich reiche Wasservegetation auszeichnet. Die Räume der Anstalt und ihr ganzes wissenschaftliches Material stehen bedingungslos jedem Forscher zur Verfügung, der dort zu arbeiten oder Auskunft über die Hydrobiologie der spanischen Gewässer betreffende Fragen zu erhalten wünscht. W. H.

# Mikrokosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie  
und mikroskopische Technik

Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“

1915/16

Neunter Jahrgang

Heft 18

## Bakteriologische Luftuntersuchungen in geschlossenen Räumen.

Von Albert Pietsch.

Mit 1 Abbildung.

Jedem Mikroskopiker ist bekannt, daß in der Luft stets in größerer oder geringerer Anzahl Bakteriensporen schweben. Diese Bakterienflora bildet für den praktisch arbeitenden Naturfreund ein reizvolles Arbeitsfeld, das nach den verschiedensten Richtungen hin studiert werden kann. Zunächst muß man sich entscheiden, ob man die qualitativen oder die quantitativen Verhältnisse untersuchen will. Untersuchungen der ersteren Art kommen m. E. für den Naturfreund der dazu notwendigen Hilfsmittel wegen weniger in Betracht, zumal es sich dabei oft um schwierige Artbestimmungsverfahren (Färbungen, Kulturen, Tierversuche) und um den näheren Umgang mit pathogenen Keimen handelt. Beschränkt man sich dagegen auf quantitative Luftuntersuchungen, also auf die Bestimmung der vorhandenen Keimzahlen, so fallen diese Schwierigkeiten mehr oder weniger fort. Doch auch dieses Gebiet schließt wieder zwei Teilfragen in sich. Einmal kann als Untersuchungsgegenstand die Bestimmung der absoluten Luftkeimzahl gewählt werden, das andere Mal kann es sich um relative Keimzahlbestimmungen handeln. Im ersten Falle, wo es also gilt, die in einer bestimmten Luftmenge vorhandene Bakterienzahl festzustellen, bedarf es eigens dazu angefertigter Apparate (nach Hesse, Hueppe, Ficker usw.).<sup>1)</sup> Bei Untersuchungen der zweiten Art dagegen kommt man mit den allereinfachsten Hilfsmitteln aus. Zu Studien dieser Art sollen die nachstehenden Ausführungen anleiten. Sie beschreiben eine einfache Methode zur Bestimmung der relativen Keimzahl und erörtern eine Anzahl Anwendungsmöglichkeiten.

### A. Die Methodik.

#### 1. Die Kulturgefäße. Zur Benützung

<sup>1)</sup> Vgl. A. Reib, „Apparate und Arbeitsmethoden der Bakteriologie“. Herausgegeben vom „Mikrokosmos“. 1914. S. 48.

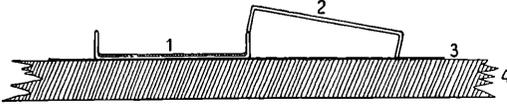
gelangen Petrischalen von etwa 10 cm Durchmesser.

2. Der Nährboden. Um einen in seiner Zusammensetzung immer möglichst gleichartigen Nährboden zu haben und mir die umständliche Selbstherstellung zu ersparen, benütze ich Doerr's Trockennährböden<sup>2)</sup> und zwar durchweg Nähragar I. Jede Kulturschale wird mit 10 ccm Kulturflüssigkeit befüllt. Ich tue das in der Weise, daß ich in die betr. Anzahl von Reagensgläsern (übliche Kulturgläser von 13 oder 16 mm Durchm.) je 10 ccm destilliertes Wasser und 0,5 g Agar fülle, sie mit einem Wattebausch verschließe und sie in einer leeren Konservendose  $\frac{3}{4}$  Stunde im Wasserkochtopf dem Wasserdampf aussetze. Mit den Reagensgläsern zusammen wird die entsprechende Anzahl Petrischalen sterilisiert. Nach beendeter Sterilisation läßt man die Gläser noch eine Zeitlang im Wasserkochtopf stehen, indem man den Deckel wenig lüftet, damit der noch vorhandene Wasserdampf entweicht. Wenn die Gläser sich etwas abgekühlt haben, füllt man die Petrischalen mit dem flüssigen Agar. Dazu entfernt man den Wattebausch eines Reagensglases, lüftet so wenig wie möglich mit der linken Hand den Deckel der auf einen Tisch gesetzten Petrischale und gießt die Kulturflüssigkeit mit der rechten Hand hinein. Jede Berührung der Schalen- und Gläseränder muß vermieden werden. Alle Handlungen werden schnell, doch nicht hastig ausgeführt. Dann läßt man die Schalen bei Zimmertemperatur sich abkühlen, bis der Agar fest geworden ist. Mit Fettpenel werden auf jeder Schale Nummer, Datum und Art des Kultur-

<sup>2)</sup> Bezugsquelle: Chemische Fabrik Bram, Leipzig, Albertstr. 10. Pulver für 100 ccm Nährboden M 1.20. Näheres über die Trockennährböden findet man in Heft 12 (S. 281 ff.) des VII. „Mikrokosmos“-Jahrgangs.

mediums vermerkt. Die beschickten Schalen werden 4—5 Tage bei Zimmertemperatur im Dunkeln gehalten. Schalen, die nach dieser Zeit Kolonien aufweisen, werden verworfen.

3. Die Exposition. Die nicht infizierten Schalen sind nun zur Exposition bereit. Dazu wird die Schale in dem zu untersuchenden Raum



Wie man die Petrischale bei der Exposition aufstellt.  
1. Unterschale mit Agardeckel; 2. Deckel; 3. Papierunterlage; 4. Tischplatte.

auf einen Tisch, Stuhl oder dergl. gestellt. Sie erhält eine Unterlage von ganz sauberem weißen Papier. Die Exposition geschieht derart, daß man in der rechten Hand die Uhr hält und mit der linken den Schalendeckel abnimmt. Man legt ihn so, daß er mit dem Rande genau auf dem Rande der Unterschale und auf der Unterlage liegt (vgl. die obige Abbildung). Nach beendeter Exposition wird die Schale wieder geschlossen. Alle Bewegungen müssen ruhig ausgeführt werden, damit jede Staubaufwirbelung vermieden wird. Von großer Bedeutung ist die Dauer der Exposition, denn je länger man exponiert, desto größer ist die Anzahl der sich entwickelnden Kolonien. Die Expositionsdauer richtet sich nach der Menge der Keime in dem Untersuchungsraum. Eine längere Exposition in einem staubigen, mit sehr vielen Keimen beladenen Raum würde durch die Menge der sich entwickelnden Kolonien das Zählen außerordentlich schwierig gestalten. Darum lassen sich nicht für alle Fälle bindende Angaben machen. In verhältnismäßig staubigen Räumen (Schulräumen) habe ich 5 Minuten, bei verursachten Staubaufwirbelungen 2½ Minuten exponiert.<sup>3)</sup>

4. Die Kultur. Nach beendeter Exposition kommen die Schalen in den Brutschrank. Als Entwicklungstemperatur benutze ich 22° C. Auch eine Temperatur von 37° oder die des Zimmers kann zur Anwendung gelangen. Die erstere hat den Nachteil, daß die Entwicklung der Kolonien sehr schnell geschieht, so daß Kontrolle und Zählung erschwert werden. Der Zimmertemperatur fehlt in der Regel die Konstanz; die dadurch bedingte ungleichmäßige Entwicklung

kann ungenaue Ergebnisse veranlassen. Von Bedeutung ist auch die Kulturzeit. Je länger man kultiviert, desto mehr Kolonien entwickeln sich, desto genauer gestaltet sich das Ergebnis. Doch in der Praxis läßt sich das nicht durchführen, weil die auseinanderlaufenden Kolonien die ganze Kultur unbrauchbar machen würden. Da es sich in unsern Versuchen nur um relative Verhältnisse handelt, ist die Feststellung aller vorhandenen Kolonien auch nicht notwendig. Ich arbeite gewöhnlich mit einer Zeit von 72 Stunden.

5. Die Zählung. Die Zählung geht von der Voraussetzung aus, daß jede Kolonie ihren Ursprung aus einem Keim genommen hat. Nach Verlauf der Kulturzeit wird die Hauptzählung vorgenommen. Zwischendurch werden die Schalen nach Ablauf von je 24 Stunden gemustert, ev. die Kolonien gezählt, und alle Auffälligkeiten in dem weiter unten erwähnten Protokollbuch eingetragen. Die Zählung ist manchmal durch die auseinandergelaufenen und die große Anzahl der Kolonien nicht so einfach. Manche Platte wird durch das Auftreten auseinanderlaufender Kolonien geradezu unbrauchbar. Die Zählung kann mit bloßem Auge, mit Hilfe einer Lupe oder mit einer schwachen Vergrößerung unter dem Mikroskop vorgenommen werden. Ich zähle nur die mit bloßem Auge sichtbaren Kolonien. Handelt es sich um Platten, auf denen nur wenige Keime zur Entwicklung gelangt sind, so ist das Zählen ohne den Gebrauch von Hilfsmitteln möglich. Reich besäte Platten zähle ich entweder so durch, daß ich jede schon gezählte Kolonie mit dem Fettstift markiere, oder ich benutze eine selbstgefertigte Zählplatte, die aus einem auf Pappe geklebten quadratischen Stück schwarzen Papiers (wie es zum Einwickeln photographischer Platten dient) von etwa 15 cm Seitenlänge besteht, das ich mit weißer Tinte in Quadratcentimeter eingeteilt habe. Auf diese Zählplatte wird die Kulturschale gestellt und jedes Quadrat dann durchgezählt. Manchmal sind bei der Zählung auch qualitative Unterschiede zu berücksichtigen. Die Kolonien können von Bakterien, Schimmelpilzen oder gelegentlich auftretenden andern Mikroorganismen ihren Ausgang genommen haben. Von den Bakterienkolonien können wieder einzeln unterschieden und gezählt werden nach der Farbe: weiße und farbige (gelbe, rote) Kolonien, nach der Form des Wachstums: kreisförmige und auseinanderlaufende Kolonien, nach der Art: Koffen- u. Stäbchenkolonien. Letztere Unterscheidung ist nur unter dem Mikroskop unter Zuhilfenahme einer

<sup>3)</sup> Vgl. A. Pietsch, Der Keimgehalt der Schulkluft mit besonderer Berücksichtigung der Schulverhältnisse. „Zeitschr. f. Schulgesundheitspflege“, Jahrg. 1916, Heft 6.

Färbung möglich. Die nötigen Präparate sind leicht herzustellen. Man verreibt mit einer Platintafel eine Spur von der Kolonie in einem kleinen Tröpfchen Wasser auf einem Objektträger, läßt den Tropfen trocknen, zieht das Präparat dreimal durch die Spiritusflamme, färbt mit Methylenblau oder Safranin, spült ab und legt ein Deckglas auf. — Die Schimmelpilzkolonien lassen sich von den Bakterienkolonien gewöhnlich mit bloßem Auge leicht unterscheiden. Charakteristisch für Schimmelpilzkolonien ist das fast genau kreisförmige Wachstum, der nicht so kompakte Aufbau, das Auftreten einer lockeren Randzone und die Farbe (weiß, grünlich, bräunlich, schwärzlich). In zweifelhaften Fällen entscheidet eine Untersuchung der Platte bei schwacher Vergrößerung unter dem Mikroskop; die Schimmelpilzhypphen werden dann deutlich sichtbar. Andere Mikroorganismen, z. B. Hefen (*roja Hefe*, *Saccharomyces cerevisiae*) treten nur gelegentlich auf und können das Bild bei quantitativen Untersuchungen nicht stören.

6. Die Listenführung. Die genaue Führung einer Liste, die sämtliche Ergebnisse, Beobachtungen usw. enthält, ist unbedingt notwendig. Am besten verwendet man ein Schreibheft, das man in die nötigen Kolonnen einteilt. Um unnötige Worte zu ersparen, gebe ich ein Beispiel aus meinen Listen, das sich auf Luftuntersuchungen in einem Schulraum bezieht.

Man muß unterscheiden zwischen allgemeinen und zufälligen Faktoren. Erstere sind bedingt durch verhältnismäßig beständige Verhältnisse (Art und Lage des Raumes, Temperatur usw.), letztere durch das plötzliche Auftreten neuer Umstände (Staubaufwirbelungen usw.). Ein Beispiel möge diese Frage erläutern. Es soll der Einfluß der Temperatur, also eines allgemeinen Faktors, auf die Größe der Keimzahl in einem Raume untersucht werden. Einmal werden Expositionen bei geheiztem Raume, das andere Mal bei ungeheiztem Raume gemacht. Nehmen wir als Ergebnis der Versuchsreihe an, die Temperatur sei ohne merklichen Einfluß. Eine zweite Reihe zeigt, daß bei niedriger Temperatur die Keimzahl in der Luft geringer ist. Bei eingehender Prüfung dieses zweiten Ergebnisses stellt sich aber heraus, daß die höhere Keimzahl der Expositionen bei geheiztem Raume dadurch bedingt war, daß man kurz vorher den Raum ausgefegt hatte. Das Auftreten dieses zufälligen Faktors war also die Ursache eines falschen Ergebnisses. Bei Untersuchungen über den Einfluß allgemeiner Faktoren müssen zufällige mithin vollkommen ausgeschlossen werden. Soll der Einfluß eines zufälligen Faktors geprüft werden, so müssen die allgemeinen Faktoren stets die gleichen sein und alle nebensächlichen zufälligen Faktoren müssen ausgeschaltet werden. Gerade in der großen

Nr. der Platte	Datum	Schülerzahl		Temperatur		Wind		Wetter	Expositionszeit	Kulturtemperatur	Tag der Zählung	Anzahl der Kolonien					Bemerkungen
		innen	außen	innen	außen	Stärke	Richt.					weiße	farbige	auseinanderbergl.	Pflge	Summe	
28	13. 12. 15	—	14°	1°	mittel	SW.	wolkig feucht	12—12 <sup>5</sup>	22°	16. 12. 15	103	11	3	—	117	Eine Kolonie war sehr auseinanderbergl.	

Je nachdem es sich um Untersuchungen handelt, die noch andere Faktoren berücksichtigen sollen, muß die Liste erweitert werden. Soll z. B. der Einfluß der Luftfeuchtigkeit auf die Keimmenge untersucht werden, so dürfen entsprechende Zahlen nicht fehlen.

7. Besondere Vorschriften. Alle zu einer Reihe gehörenden Versuche müssen unter denselben Versuchsbedingungen — gleicher Nährboden, gleiche Exposition, gleiche Kulturtemperatur, gleiche Kulturzeit — ausgeführt werden, wenn es sich nicht gerade um Untersuchungen handelt, die eben diese Faktoren näher prüfen sollen. Dazu treten noch die äußeren Bedin-

Menge der Einflüsse liegt die Schwierigkeit derartigen Untersuchungen. Endlich dürfen Schlüsse nicht auf Grund einzelner Platten gezogen werden. Durchschnittszahlen aus vielen Platten kommen den Verhältnissen der Wirklichkeit am nächsten.

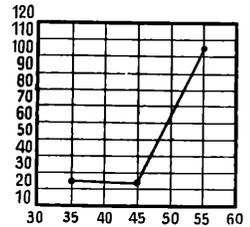
8. Die Verarbeitung des Materials. Unsere Hauptarbeit besteht nun darin, die Zahlenreihen und die Bemerkungen in einen Zusammenhang zu bringen und durch Vergleiche entsprechende Folgerungen daraus abzuleiten. In den wenigsten Fällen wird es sich bei unseren relativen Untersuchungen um eine reine Aufzählung handeln. Gewöhnlich kommt es auf

das Herausarbeiten der Beziehungen zwischen der Keimquantität bezw. =qualität (siehe Abschnitt 5) zu irgendeinem allgemeinen oder zufälligen Faktor an. Das Ergebnis kann dann in Tabellenform gebracht oder durch eine Kurve veranschaulicht werden, wie es folgendes Beispiel zeigt, das ich der in Anm. 3 genannten Arbeit entnehme. Es stellt den Einfluß des Chorringens in einer Gefangstunde auf den Keimgehalt des betreffenden Raumes dar.

Bis 10 Uhr 35 Einzelgesang, von 10 Uhr 35 bis 10 Uhr 50 Chorringen.

Nr. der Platte	Datum	Tag	Spülerzahl	Expositton	Kulturtemperatur	Keimzahl	Bemerkungen
54	2. 2. 16.	Mittwoch	54	10 <sup>30</sup> —10 <sup>35</sup>	Zimmertemp. ca. 17—18°	25	1 Kolonie sehr auseinandergelaufen
55			54	10 <sup>40</sup> —10 <sup>45</sup>		23	
65	„		54	10 <sup>50</sup> —10 <sup>55</sup>		105	

Das Ergebnis der gleichen Untersuchung in Kurvenform.



### B. Anwendungsmöglichkeiten.

Es ist hier nicht der Ort, sämtliche bis jetzt gefundenen Ergebnisse hinsichtlich unseres Gegenstandes anzuführen. Im allgemeinen (Ausnahmen sind vorhanden) kann man zusammenfassend sagen: Je mehr Staub die Luft enthält, desto größer ist ihr Inhalt an Bakterien. Es sind jedoch noch viele Untersuchungen nötig, um ein einigermaßen klares Bild von den wirklichen Verhältnissen zu erhalten und die genauen Beziehungen zwischen dem Keimgehalt und den bedingenden Faktoren aufzudecken. Für solche Untersuchungen seien nachstehend einige Anregungen gegeben, die vielleicht diesem oder jenem Leser willkommen sind.

Zu untersuchen ist:

1. Der Keimgehalt der Luft in den verschiedensten Räumen: Wohnräume, Keller, Boden (Speicher, Winde), Stallungen, Geschäftslokale, Werkstätten und Fabrikräume, Bergwerke, Höhlen, Tunneln usw. usw.

2. Der Einfluß der Lage des Raumes: Stadt, Land; Berg, Tal; Wald, Wasser.

3. Der Keimgehalt an verschiedenen Stellen desselben Raumes in senkrechter und wagrechter Richtung.

4. Der Einfluß der Menge und Art der Bewohner.

5. Der Einfluß der verschiedenen Fußbodenarten: Steine, Fliesen, Holzdielen, Parkett; rohe, sandgestreute, geölte, gestrichene, gebohrte, linoleumbelagte, teppichbedeckte Fußböden.

6. Der Einfluß der Reinigungsmethoden: Das Fegen mit und ohne Sprengung von Wasser, das nasse Aufwischen, das Scheuern, das Aufsaugen mit Staubsaugern.

7. Der Einfluß von Desinfektionsmitteln: Lysol, Sublimat, Kalk usw.

8. Der Einfluß der Luftreinigungsmittel: Natürliche Ventilation, künstliche Ventilation, Lufterneuerungsapparate.

9. Der Einfluß meteorologischer Faktoren: Temperatur, Luftdruck, Feuchtigkeit, Wind usw.

10. Der Einfluß der in einen Raum einfallenden direkten Sonnenstrahlen.

11. Der Einfluß der wechselnden Jahreszeit (während eines Jahres die Verhältnisse jedes Monats untersuchen).

Man sieht schon aus diesen wenigen Beispielen, ein wie reiches Arbeitsfeld sich uns hier bietet. Bedenkt man noch, daß in allen Fällen einerseits das Verhältnis der verschiedenen Arten der Bakterien untereinander, andererseits das der Bakterien zu den Schimmelpilzen berücksichtigt werden kann, und daß jede einzelne Frage wieder mehr oder weniger zahlreiche Teilprobleme in sich schließt, so ergibt sich ohne weiteres, daß auf diesem Gebiet jeder Freund bakteriologischer Studien etwas für ihn passendes finden kann. Man wird an solchen Untersuchungen viele Freude erleben.

## Erfahrungen mit Färbungen pflanzenanatomischer Präparate.

Von Reallehrer Wilh. Schmidt.

Ich verwendete für meine pflanzenanatomischen Präparate anfänglich hauptsächlich die von Prof. Dr. Sigmund für die ersten „Mikro-

kosmos“-Präparatserien empfohlenen Färbungen. Mit Gentianaviolett machte ich die auch von Straßburger („Bot. Prakt.“) erwähnte Er-

fahrung, daß häufig der Farbstoff durch die Alkoholstufen zu stark wieder ausgezogen wird. Nur die verholzten Membranen hielten die Farbe; alle andern wurden meistens zu hell und dadurch undeutlich. Die Färbung mit Hämalaun und Safranin bewährte sich weit besser, ist aber bedeutend umständlicher und erfordert eine fortwährende Überwachung zur Vermeidung von Überfärbungen. Der richtige Färbungsgrad ist schwer zu erreichen, da die Färbung im Einschlussmittel ganz anders wirkt, als in Wasser oder Alkohol.

Beim Einschluß von mit Safranin gefärbten Präparaten in Glycerin-Gelatine, einem von Stoltz in seinen „Elementen des Pflanzenbaues“<sup>1)</sup> empfohlenen Verfahren, nahm die Gelatine, trotz Einlagerung des Objekts in Glycerin und Glycerin-Gelatine vor der Einbettung auf dem Objektträger, sehr oft einen Teil des Farbstoffs auf, was zwar weniger die Deutlichkeit als die Schönheit des Präparats beeinträchtigte.

Die besten Erfahrungen machte ich mit dem Flemmingschen Orangeverfahren mit der Nawaschinschen Abänderung. Im nächsten Artikel habe ich die von mir benützte,

<sup>1)</sup> Prof. Dr. Stoltz, Die Elemente des Pflanzenbaues (Beilage z. IV. „Mikrokosmos“-Jahrgang), Stuttgart, Franck'sche Verlagsbdlg., 132 S. mit 149 Abb., Mk. 1.25.

bedeutend vereinfachte Form des Verfahrens erläutert. Wo ich verschiedene dabei befolgte Hinweise in der Literatur fand, z. B. die fast unmittelbare Überführung aus der Chromsäurebeize in die Safraninlösung, vermag ich nicht mehr anzugeben. Jedenfalls kann ich versichern, daß die nach diesem Verfahren hergestellten Präparate viel schöner und deutlicher ausfallen, als die nach den andern von mir erprobten Methoden behandelten. Das Verfahren ist nur scheinbar umständlich auszuführen. Es erfordert lediglich mehrere Tage hintereinander je ein paar Minuten. Die Zahl der einzelnen Stufen ist kaum größer, als bei irgendeiner anderen Mehrfachfärbung mit Balsameinschluß.

Sehr gut bewährten sich bei meinen Versuchen die im „Elementarkurs der Mikroskopie“ (S. 58, Abb. 2) beschriebenen kleinen Korkpressen nach Behrens. Sie leisten namentlich dann vortreffliche Dienste, wenn man zur Erleichterung guter Einbettung dünnflüssigen Balsam verwendet. Man muß die Presse in solchen Fällen meiner Erfahrung nach allerdings mindestens eine Woche wirken lassen, damit der Balsam genügend hart wird und nicht der vom Kork spröde Schnitt das Deckglas emporhebt und Luft eintreten läßt. Während dieser Woche ist tägliche Nachschau und nötigenfalls Zugabe eines Balsamtropfens am Deckglasrand zu empfehlen.

## Über ein vereinfachtes Orangeverfahren für einfachere pflanzenanatom. Präparate, beispielsweise Stengel- und Zweigquerschnitte.

Von Reallehrer Wilh. Schmidt.

Die Schnitte kommen

1. in Alkohol (mindestens 12 St.)

2. in Chromsäurelösung (desgl.)

3. in Safranin-Anilin (desgl.)

4. in Gentianaviolett (desgl.)

5. in Wasser (desgl.)

6. in steigende Alkohole bis absolut

(je 5 Min.)

7. in Nesselöl mit Orange (mind. 12 St.)

8. in Xylol (mind. 5 Min.)

9. Einbettung in Kanadabalsam.

Zu 1. Je nach der Empfindlichkeit der Schnitte müssen Zwischenstufen eingeschaltet werden. Als Vorstufen kann man bereits benutzten Alkohol verwenden.

Zu 2. Die Schnitte werden aus der Chromsäure nur abgepült, nicht ausgewaschen,

und sogleich in das Safranin-Anilin übergeführt.

Zu 3. Am besten alkoholische Safraninlösung mit gleichviel Anilinwasser (überschüssiges Anilin wurde mit Wasser geschüttelt, filtriert und das Anilinwasser auf Vorrat gehalten). Aus der Farblösung genommen, werden die Schnitte gut abgepült, können auch länger in Wasser ausgewaschen werden.

Zu 4. Wässerige dunkle Lösung von Gentianaviolett. Die Schnitte entziehen der Lösung u. U. das ganze Gentiana und geben Safranin ab.

Zu 5. Die Schnitte sind jetzt mit Safranin und Gentiana stark überfärbt. Das Wasser wird anfangs und zuletzt ein paarmal gewechselt. Das Auswaschen muß gründ-

- lich erfolgen, da sonst der Alkohol zuviel Farbe entzieht.
- Zu 6. Die Differenzierung in Alkohol ist meist rasch erreicht, eine Verstärkung durch salzsauren Alkohol (einige Tropfen Salzsäure in Alkohol; die Schnitte werden nur kurz eingetaucht und gleich in Alkohol abgespült) selten nötig. Die Schnitte müssen noch eine leichte Überfärbung behalten, da auch das Nelkenöl noch Farbe entzieht. Zumeist erreicht man ohne weiteres die richtige Differenzierung, wenn man die Alkoholstufen nur 5 Minuten einwirken läßt. Auch hier können gebrauchte Alkoholmischungen wieder verwendet werden. Nur beachte man, daß der Prozentgehalt durch die Benützung abnimmt.
- Zu 7. Eine gesättigte Lösung von Orange G in Nelkenöl. Bereits verwendetes Nelkenöl kann wieder benützt werden. Man spült dann vor der Übertragung in Xylol mit frischem Nelkenöl nach.
- Zu 8. und 9. Man hütete die Schnitte vor Austrocknung, da trockene Stellen Luft aufnehmen und im fertigen Präparat schwarze Flecken ergeben.
- Das Verfahren ist wenig empfindlich und recht sparsam, da alle Flüssigkeiten zum gleichen

Zweck wieder verwendet werden können. Die Farblösungen aufzuheben lohnt sich natürlich nicht, doch ist es bequem, wenn man sie sofort für neue Schnitte verwenden kann. Die fertigen Schnitte zeigen die Farben in mancherlei Übergängen, was die Unterscheidung der einzelnen Bestandteile des Schnittes sehr erleichtert. Sowohl Membran- als Inhaltsdoppelfärbung wird erzielt. Erstere wird schon bei größeren Freihandschnitten mit schwachen Vergrößerungen sehr deutlich. Das Verfahren kommt daher nicht nur für Mikrotomschnitte und starke Vergrößerungen in Betracht, sondern in dieser vereinfachten Form auch für gute Freihandschnitte.

Die Zahl der Operationen ist nicht wesentlich größer als bei einfacheren Färbeverfahren, weil während der Ausführung der Färbung eine Kontrolle kaum nötig ist, wenigstens nicht bei einfacheren Präparaten. Überfärbung oder zu schwache Färbung sind kaum zu befürchten. Die Zeiten für die einzelnen Einwirkungen sind nahezu beliebig.

Besonders schön treten die verholzten Gefäße, ihre Spiralen, Ringe usw. hervor. Poren zeigen sich sehr scharf als helle Löcher in gefärbten Wänden. In Blattflächen Schnitten werden die Schließzellen sehr schön und deutlich.

## Mikroskopische Studien über die Kristallformen chemischer Verbindungen.

Schluß v. S. 322.

Don Dr. Peter Pooth.

Mit 18 Abbildungen.

15. Natriumazetat ( $\text{NaC}_2\text{H}_3\text{O}_2$ ). Auch hierbei stellen wir uns die Kristalle durch einfaches Umkristallisieren des in den Apotheken käuflichen Salzes dar. Die Arbeit bietet nur geringe Schwierigkeiten, da wir lediglich den Umstand in Betracht zu ziehen haben, daß Natriumazetat sehr löslich in Wasser ist, so daß wir mit einer ziemlich konzentrierten Lösung arbeiten müssen. Nach einigem Probieren werden wir sicherlich annehmbare Kristalle erhalten, die unter dem Mikroskop, bei 100 facher Vergrößerung betrachtet, das in Abb. 11 wiedergegebene Bild erkennen lassen. Bei richtiger Verwendung der Mikrometerschraube können wir uns sehr schön über die Dicke der einzelnen Kristalle orientieren; besonderes Augenmerk ist auf die verschiedenen Wachstumsformen zu richten.

16. Oxalsäure ( $\text{C}_2\text{H}_2\text{O}_4$ ). Die Oxalsäure ist ein sehr gutes Objekt zur Veranschaulichung der Verschiedenartigkeit der Kristallbildungen, je

nachdem die Kristallisation schnell oder langsam vor sich gegangen ist. Wir stellen aus dem käuflichen Produkt eine etwa 10% ige wässrige Lösung dar, bringen einen Tropfen davon auf den Objektträger, erwärmen langsam, bis eben Wasserdampf entweicht, legen das Präparat schnell auf eine kalte Unterlage und betrachten die gebildeten Kristalle bei etwa 100 facher Vergrößerung. Wir werden ziemlich lang angeschossene, aus mehreren Schichtungen bestehende Kristalle von mehr oder weniger prismatischer Form erblicken, wie wir sie in Abb. 12 sehen. Kristallisieren wir dagegen in der vorher angegebenen Weise die Oxalsäure richtig um, so zeigt uns unser Präparat bei der gleichen Vergrößerung wesentlich kleinere, dafür aber sehr schön ausgebildete, prismatische Kristalle (vgl. Abb. 13). Es sei darauf aufmerksam gemacht, daß die Oxalsäure giftig ist.

17. Ammoniumoxalat ( $(\text{NH}_4)_2\text{C}_2\text{O}_4$ ).

Bringen wir einen Tropfen einer 5 % igen, wässrigen Lösung von neutralem Ammoniumoxalat auf einen Objektträger, den wir in der übli-

Kristallstudien im normalen Licht abschließen. Wir haben zwar längst nicht alle bisher beobachteten Kristallformen kennen gelernt, aber doch

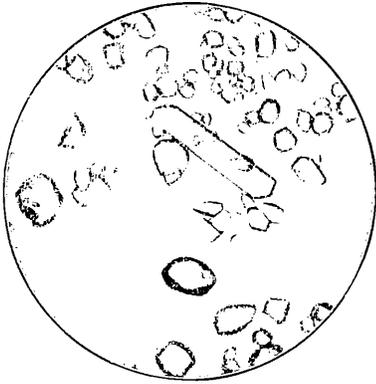


Abb. 11. Natriumoxalat-Kristalle in etwa 100facher Vergr.

Weise anwärmen und dann schnell erkalten lassen, so zeigt uns das Mikroskop bei 60- bis 80-facher Vergrößerung ein höchst eigenartiges Bild. Die langen Kristallnadeln dieses Oxalsäuresalzes haben sich nämlich zu einer Form angeordnet, die lebhaft an eine Korn- oder Getreidegarbe erinnert. Abb. 14 gibt uns eine Anschauung davon.

\*

\*

Mit dieser Verbindung wollen wir unsere

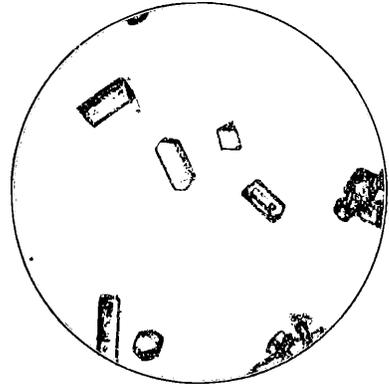


Abb. 13. Langsam kristallisierte Oxalsäure in etwa 100facher Vergr.

wenigstens eine Anzahl der charakteristischsten. Überdies haben wir Gelegenheit gehabt, uns mit allen möglichen Kniffen der niederen und höheren Kunst des Kristallisierens vertraut zu machen. Die ausgewählten Verbindungen sind durchweg solche, die in der chemischen Analyse als Reagenzien dienen. Die geschilderten Versuche bilden demnach gute Vorübungen zu kleinen mikrochemischen Analysen, über deren Ausföhrung ein andermal berichtet werden soll.

#### IV. Untersuchungen in polarisiertem Licht.

Unser gewöhnliches Licht besteht aus transversalen Schwingungen der Ätherteilchen und wechselt dabei die Schwingungsebene bestän-

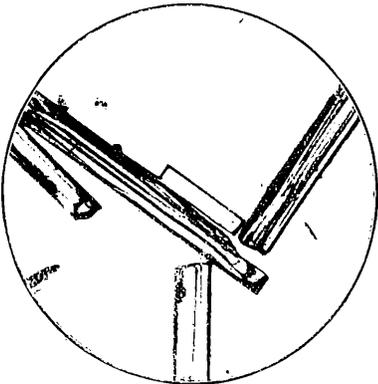


Abb. 12. Schnell kristallisierte Oxalsäure in etwa 100f. Vergr.

dig in unmeßbar kleinen Zwischenräumen. Wir können uns diesen verwickelten Vorgang am besten so klar machen, daß wir uns den Licht-

strahl als Achse eines Ringes denken, den wir, während die Achse (der Lichtstrahl) schwingt, in lebhaftere Drehung versetzen (vgl. Abb. 15); dann ändert die Schwingungsebene ständig ihre Lage, und wir erhalten so eine ungefähre Vorstellung der Vorgänge, die unser gewöhnliches Licht zustande bringen. Würde, um in unserem Bilde zu bleiben, der Ring still stehen, während die Achse transversal schwingt (vgl. Abb. 16), dann bliebe die Schwingungsebene stets die nämliche, und wir hätten eine wesentlich einfachere Lichtart vor uns, die wir linear polarisiertes Licht nennen. Um derartiges Licht herzustellen, stehen uns verschiedene Verfahren zur Verfügung, deren Einzelbeschreibung an dieser Stelle zu weit führen würde. Alle nötigen Einzelheiten findet der Leser in X. Teile des vom „Mikroskopischen Technik“ (C. Leiß und S. Schneiderhöhn, „Apparate und Arbeitsmethoden zur mikroskopischen Untersuchung kristallisierter Körper“) in anschaulichster Weise geschildert.

Für unsere Zwecke kommt nur die Herstellung polarisierten Lichtes mit Hilfe der Nicol'schen Prismen in Frage. Bei einem für Unter-



Abb. 14. Ammoniumoxalat-Kristalle in etwa 60 facher Vergr.

suchungen in polarisiertem Licht eingerichteten Mikroskop (fast jedes bessere Stativ ist entsprechend umwandelbar) läßt sich an Stelle des gewöhnlichen Beleuchtungsapparats unter dem Objektiv ein kleines Rohr einschieben, das ein solches Nicol'sches Prisma enthält. Dieser kleine Apparat führt den Namen „Polarisator“, da er das gewöhnliche Licht in polarisiertes verwandelt. Ein zweiter ähnlicher eingerichteter Apparat, der „Analytator“ heißt, wird auf das Okular aufgesetzt. Der Analytator besteht gleichfalls aus einem Nicol'schen Prisma, das jedoch in einem drehbaren Röhrchen befestigt ist; ein mit dem Röhrchen verbundener Zeiger gestattet, auf einer konzentrischen angeordneten Gradeinteilung die Größe der mit dem Analytator ausgeführten Drehung zu messen.

Überlegen wir uns nun einmal, was im Inneren unseres so ausgerüsteten Mikroskops vor sich geht. Die durch den Spiegel in den Polarisator eintretenden gewöhnlichen Lichtstrahlen werden durch das Nicol'sche Prisma linear polarisiert und gelangen in diesem Zustand in den Analytator. Steht dieser so, daß die beiden Nicols vollkommen parallel gerichtet sind, so tritt das polarisierte Licht durch das obere Nicol aus dem Mikroskop heraus und das Gesichtsfeld erscheint hell. Stehen die Nicols aber quer zueinander, sind sie, wie man sagt, gekreuzt, so kann der polarisierte Strahl das obere Nicol nicht passieren, und das Gesichtsfeld bleibt dunkel. Für die Erklärung dieser und der im Folgenden erwähnten Tatsachen sei auf das oben erwähnte Buch verwiesen.

Nach dieser notwendigen Abshweifung kehren wir zu unseren Kristallen zurück. Amorphe

Körper sowie die Kristalle des regulären Systems sind einfach brechend (optisch isotrop), während die der meisten anderen Kristallsysteme doppelbrechend (optisch anisotrop) sind. Ein optisch isotroper Körper läßt, zwischen gekreuzte Nicols gebracht, in jeder Lage das Gesichtsfeld dunkel, während ein optisch anisotroper Körper das dunkle Gesichtsfeld mehr oder weniger aufhellt. In der Natur der Doppelbrechung liegt es, daß dabei gewisse Farbenercheinungen auftreten, deren Intensität und Ton von allerlei Neben Umständen abhängen, z. B. der Dicke des Objekts, der Art der Lichtquelle usw. Diese Einzelheiten kommen indessen für uns nicht in Betracht. Wir wollen lediglich einige einfache Versuche anstellen, die uns die Grundlagen dieses Gebiets erläutern, und zwar wollen wir zunächst die oben erwähnte Erscheinung des Aufhellens des Gesichtsfeldes durch optisch anisotrope Körper studieren.

Dazu richten wir unser Polarisationsmikroskop so her, daß die Nicols gekreuzt sind, das Gesichtsfeld also dunkel ist, und fertigen dann, am besten direkt auf dem Objektträger nach den früher beschriebenen Verfahren, aus Kochsalz und gewöhnlichem Bittersalz je ein Kristallpräparat an. Kochsalz kristallisiert im regulären System und hellt daher das Gesichtsfeld nicht auf. Bringen wir dagegen das Bittersalzpräparat zwischen die gekreuzten Nicols, so sehen wir sofort, wie sich das Gesichtsfeld aufhellt, während wir beim Drehen des Analytators oder des Objektträgers die schönen Färbungen, die „Interferenzfarben“, erblicken. Bittersalz, kristallisiert im rhombischen System, ist optisch zweiachsig und daher anisotrop.

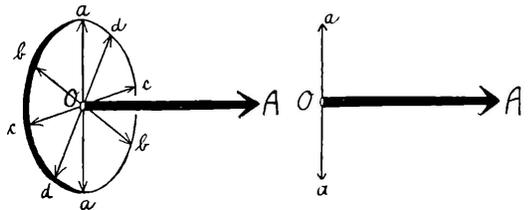


Abb. 15. Fortpflanzungsrichtung OA und Schwingungsrichtungen aOa, bOb, cOc, dOd bei gewöhnl. Licht.

(Nach Schmetzer'schen.)

Abb. 16. Fortpflanzungsrichtung OA und Schwingungsrichtung aOa bei linear polarisiertem Licht.

Der Kristallograph vermag aus dem Verhalten eines Kristalls im polarisierten Licht zwischen gekreuzten Nicols eine Reihe höchst wichtiger Schlussfolgerungen zu ziehen, doch sind dafür, wie schon eingangs erwähnt wurde, ganz spezielle Kenntnisse erforderlich. Aber auch

ohne diese Kenntnisse können wir das Polarisationsmikroskop bei unsern Kristallstudien oft mit Vorteil verwenden. Dafür einige Beispiele:

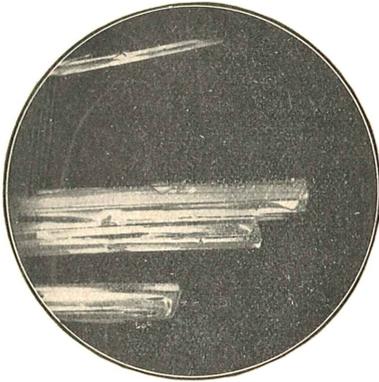


Abb. 17. Schnell kristallisierte Oxalsäure in polarisiertem Licht.

Angenommen, wir haben ein durch irgend-eine chemische Reaktion erhaltenes Präparat zu untersuchen, in dem eine Kristallform vorkommen soll, von der wir wissen, daß sie optisch anisotrop ist; wir betrachten das Präparat zunächst in gewöhnlichem Licht und finden dabei neben allerlei amorphen Gebilden auch vereinzelt Körper, von denen wir glauben, daß sie den gesuchten Kristallen entsprechen, ohne daß wir sie indessen sicher bestimmen können. Die Untersuchung zwischen gekreuzten Nicols gibt uns dann sogleich Aufschluß, denn amorphe Körper hellen das Gesichtsfeld nicht auf, während die von uns erwarteten Kristalle die Interferenzfarben zeigen müssen. Ein zweiter Fall: Ein Körper, von dem wir wissen, daß er isotrop ist, zeigt in normalem Licht allerlei Kristallwachs-tumsformen, so daß wir über die Einheitlichkeit nicht ganz klar sind. Auch hier bringt das Polarisationsmikroskop sogleich die Entscheidung. Zeigt es uns allerlei in den schönsten Farben leuchtende Kristalle, so dürfen wir die Reinheit der betreffenden Substanz ruhig bezweifeln und wissen, daß erneutes Umkristallisieren am Platze ist. Dieses Untersuchungsverfahren wird in der Praxis zur Bestimmung der Reinheit etwa neu dargestellter Körper sehr häufig angewendet, wenn die Feststellung sonstiger Reinheitskriterien aus diesem oder jenem Grunde unmöglich ist.

In Abb. 17 sind schnell kristallisierte Oxal-

säurekristalle, also das gleiche Objekt wie in Abb. 12, allerdings viel stärker vergrößert, in polarisiertem Licht bei Dunkelstellung photographisch wiedergegeben, während Abb. 18 das gleiche Präparat wie Abb. 13 ebenfalls im polarisierten Licht darstellt. Die schönen Interferenzfarben lassen sich durch die Photographie leider nicht wiedergeben; aus diesem Grunde ist auch davon abgesehen worden, Polarisationsbilder der anderen vorher besprochenen Kristallpräparate wiederzugeben. Wer jedoch in der Lage ist, sein Mikroskop für Polarisationszwecke umzuwandeln, der möge alle oben erwähnten Präparate auch auf diese Weise einmal betrachten. Zwar ist nicht bei allen etwas besonderes zu sehen, aber viele Präparate werden uns durch ihr hübsches Farbenpiel erfreuen, und hier und da wird man auch, wenn man schon etwas geübter geworden ist, Schlüsse auf die Reinheit der verwendeten Substanz zu ziehen vermögen. Besonders dankbare Objekte sind außer der Oxalsäure das saure weinsaure Kali, das Kupferazetat, das Natriumazetat und das Ammoniumoxalat. Von hier nicht besprochenen chemischen Verbindungen seien als optisch anisotrop noch

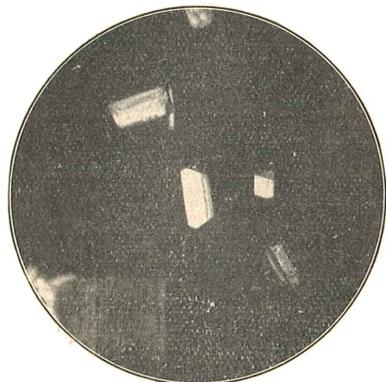


Abb. 18. Langsam kristallisierte Oxalsäure in polarisiertem Licht.

folgende erwähnt: Natriumnitrat, Nickelvitriol, Quecksilberchlorür, Kaliumchromat, Kalziumsul-fat, Borax, Weinsäure, Kupfervitriol und Kaliumbichromat. Von allen lassen sich mit Hilfe der beschriebenen Methoden mehr oder weniger leicht schöne Kristallpräparate erhalten, und wer unsere 16 Beispiele durchgearbeitet hat, der wird auch bei Versuchen auf eigene Faust nicht auf allzugroße Schwierigkeiten stoßen.

# Mikroanatomische Studien zur Systematik der Umbelliferen.

Von H. Pfeiffer.

Mit 24 Abbildungen.

Die einzelnen Blüten der Umbelliferen oder Doldengewächsen sind zu klein, um genügend Insekten, die die Fremdbestäubung besorgen sollen, anzulocken. Darum müssen die Blüten das, was ihnen an Größe abgeht, durch ihre Anzahl ersetzen. Sie treten zu auffälligen Dolden zusammen. Nachdem die Bestäubung durch die Insekten geschehen ist, entsteht dann aus dem Blütenstand der Fruchtstand, bei dem zahlreiche Früchte auf engem Raume vereinigt stehen. Es ergibt sich jetzt die Schwierigkeit, die Verbreitung der Früchte so zu besorgen, daß sie weit genug voneinander fortgetragen werden, um sich nicht gegenseitig in den Lebensbedingungen hinderlich zu sein. Um das zu erreichen, haben die Umbelliferen Vorrichtungen ausgebildet, durch die ihre Früchte den Tieren oder Menschen angeheftet werden. Es sind hakige Borsten, die sich an der Fruchthülle befinden. Die Ausbildung dieser für die Verbreitung so überaus wichtigen Hakenborsten zusammen mit dem sonstigen Bau der Frucht durch die Familie der Umbelliferen zu verfolgen, ist sehr lehrreich. Wir werden sehen, daß wir bei gründlicher Arbeit durch diese Untersuchungen zu einer Tabelle gelangen, nach der wir die einzelnen Arten bestimmen können.

**1. Das Sammeln des Materials.** Um unsere Untersuchungen anzustellen, müssen wir uns die verschiedenartigsten Vertreter der Umbelliferen zu verschaffen suchen. Als Fundplätze kommen alle Orte in Betracht, wo noch höheres Pflanzenleben fortkommt. So finden wir Umbelliferen in Laubwäldern (z. B. *Sanicula*, *Heracleum*), auf Äckern und an Wiesenrändern (*Falcaria*, *Carum*), in Gärten (*Apium*, *Petroselinum*), in Gräben und Sümpfen (*Cicuta*), ja selbst auf Torfboden (*Hydrocotyle*) und am sandigen Fluß- und Meeresstrand (*Eryngium*). Bei jedem gesammelten Exemplar ist der Standort zu vermerken, da vielfach mit wechselndem Standort feine Unterschiede im Bau der Fruchthüllen festzustellen sind.

Etwas beschränkter als der Sammelort ist die Zeit, die für unsere Sammelgänge in Frage kommt. Die Umbelliferen blühen zumeist in den Monaten Juni bis August, teilweise auch schon im Mai. Ihre Früchte werden nur wenig später angelegt und halten sich dann meist bis spät ins Jahr hinein.

## 2. Die Vorbereitung des Materials

**und die Herstellung der Präparate.** Nachdem wir uns das Studienmaterial beschafft haben, können wir daran gehen, es für unsere Arbeiten vorzubereiten. Wir können es in der gewöhnlichen Art konservieren. Jedoch lassen sich die meisten Umbelliferenfrüchte viel besser frisch schneiden. Wollen wir dagegen Herbarmaterial verwenden, so müssen wir es für unsere Arbeit erst schnittfähig machen. Das geschieht genau in der gleichen Weise, wie bei der Verwertung anderer Herbarpflanzen.<sup>1)</sup> Zum Schneiden nimmt man die Teilfrüchtchen (s. u.) am besten zwischen zwei Finger. Ganz kleine kann man auch zwischen Holunder- oder Sonnenblumenmark schneiden. Eine Einbettung empfiehlt sich meist nicht, weil sie sehr lange aufhalten würde und auch nicht eingebettete Früchte gute Präparate liefern. Sollen jedoch Dauerpräparate hergestellt werden (s. Abschnitt 4), so bringt die Einbettung den Vorteil, daß man leichter Präparate bekommt, deren Teile durch das Schneiden nicht zu sehr aus ihrer ursprünglichen Lage gedrängt worden sind. Das Schneiden mit dem Mikrotom wird sich wohl stets als überflüssig erweisen.

## 3. Die Untersuchung der Präparate.

Der Fruchtknoten (*Ovarium*) der Umbelliferen wird von zwei Fruchtblättern (*Karpellen*) gebildet, die nach und nach fest mit den eingeschlossenen Samen verwachsen. Erst nach der Reife trennen sie sich und bilden dadurch eine Spaltfrucht (*Schizokarpium*). Auch der fadenförmige Fruchtträger wird mit gespalten. Für unsere Untersuchungen kommt es auf das Stadium der durch die Trennung der Fruchtblätter entstehenden Teilfrüchtchen (*Merikarpium*) an.

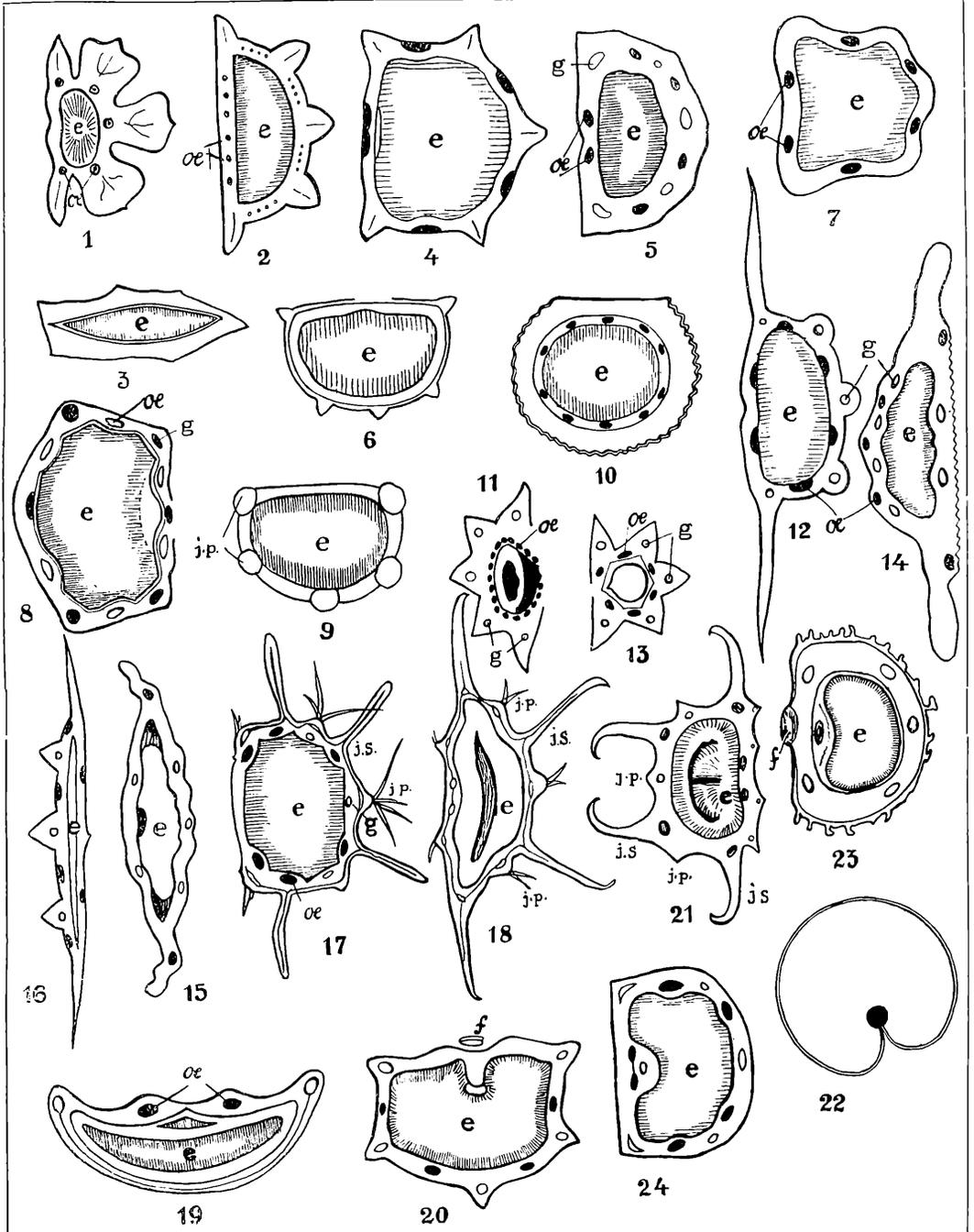
Bei frischem Pflanzenmaterial können wir die Querschnitte der Teilfrüchtchen zur Untersuchung gleich auf den mit einem Tropfen dest. Wasser beschickten Objektträger bringen. Häufig sind aber die im Präparat befindlichen Luftbläschen so störend, daß wir, um sie zu entfernen, die Schnitte zunächst in ein Uhrgläschen mit Alkohol geben müssen. Vorteilhaft ist es, dem Alkohol nach einiger Zeit einige Tropfen Kalilauge zuzusetzen. In diesem Gemisch bleiben die Schnitte 24 Stunden liegen. Wollen wir unsere Untersuchung früher fortsetzen, so müssen wir die Menge der zuzugießenden

<sup>1)</sup> Vgl. darüber meine Ausführungen auf S. 102 dieses Bandes.

Lauge entsprechend vermehren. Zur Aufbewahrung der Uhrgläschen mit den Schnitten haben wir einen staubfreien Ort zu wählen.

Bei der Betrachtung der Schnitte (schwache

Berggr. verwenden) erkennen wir innerhalb der Fruchtschale ein gleichförmiges, aus lauter parenchymatischen Zellen bestehendes Gewebe, das nicht zum Embryo gehört. Es heißt Endo-



Querschnitte durch die Merikarpn (Teilfrüchte) verschiedener Umbelliferen.

1. Astrantia; 2. Silaus; 3. Hydrocotyle; 4. Petroselinum; 5. Cicuta; 6. Aegopodium; 7. Falcaria; 8. Carum; 9. Sium; 10. Berula; 11. Archangellica; 12. Angelica; 13. Levisticum; 14. Thysselinum; 15. Pastinaca; 16. Heracleum; 17. Laserpitium; 18. Daucus; 19. Coriandrum; 20. Conium; 21. Caucalis; 22. Anthriscus silvestr.; 23. Anthr. vulg.; 24. Chaerophyllum. (e = Endosperm, j. p. = Juga primaria, j. s. = Juga secundaria, g = Gefäßbündel, oe = Ödänge, f = Fruchtträger.)

perm und besteht allgemein aus Eiweißstoffen, die in verschiedenen Formen auftreten können.<sup>2)</sup> Das Endosperm entsteht innerhalb des Embryosackes der (weiblichen) Befruchtungsanlage. Während der Entwicklung der Eizelle zum Embryo werden auch die übrigen Teile der Samenknoſpe verändert, wodurch sie sich zum Samen umbildet. Sie vergrößert sich bald nach der Befruchtung bedeutend. Der an dem Wachstum teilnehmende Embryosack füllt sich mit Zellgewebe an (Endosperm), dessen Aufgabe die Ernährung des Keimlings ist. Gerade das Endosperm erfährt bei den verschiedenen Vertretern der Umbelliferen eine mehr oder weniger verschiedene Ausbildung. Wenn wir zu einer systematischen Übersicht über die Familie kommen wollen, müssen wir demnach auf die Ausbildung des Endosperms besonders achten. Um die nötigen Anhaltspunkte für Vergleiche später stets zur Hand zu haben, empfiehlt es sich, alle bei der Untersuchung gemachten Beobachtungen, so unbedeutend sie anfangs auch erscheinen mögen, sogleich zu vermerken, und weiterhin möglichst alle Präparate bei schwacher (vielleicht 60- bis 100facher) Vergrößerung zu zeichnen oder zu photographieren.<sup>3)</sup>

Bei unseren Untersuchungen werden wir drei Typen feststellen können, nach denen wir die Gattungen in Unterfamilien bringen (s. u.). Gleichzeitig fällt uns an den Schnitten die Bewaffnung der Fruchtschale auf, deren biologische Bedeutung (Verbreitung der Samen) ich bereits erwähnte. Nach der Ausbildung unterscheiden wir vielfach Haupt- und Nebenrippen, deren Zahl, Länge und Gestalt wir genau feststellen und im Bilde festhalten müssen. Durch vergleichende Betrachtung gelangen wir so bald

<sup>2)</sup> Über das Wesen des Endosperms vgl. auch F. v. S. Schimper, Anleitung zur mikroskopischen Untersuchung der Nahrungs- und Genussmittel (1886), S. 7.

<sup>3)</sup> Über die Anfertigung derartiger einfacher Mikrophotographien vgl. den Artikel von Prof. G. Uth im „Mikrofosmos“ Jahrg. VII (1913 bis 1914), S. 273, sowie die Ausführungen im „Mikrofosmos“, Jahrg. VIII (1914/15), S. 91 (Briefe an die Redaktion).

zu einer brauchbaren Übersicht, die wir jederzeit weiter ausbauen und ergänzen können.

Für die erste Untersuchung empfehle ich als besonders geeignet Conium, Chaerophyllum, Daucus, Heracleum und Cicuta. Späterhin wird man nicht nur die Umbelliferen seiner Heimat für die Untersuchungen sammeln, sondern sich auch aus botanischen Gärten oder durch Freunde aus anderen Gegenden Deutschlands Material schicken lassen.<sup>4)</sup> Auf diese Weise gelangt man nach und nach zu immer vollständigeren Übersichten.

Zur Erleichterung vergleichender Untersuchungen empfiehlt sich die Herstellung von Dauerpräparaten von den Früchten jeder Gattung oder gar Art.

**4. Die Anfertigung von Dauerpräparaten** geschieht in der üblichen Weise, indem man die Schnitte auf 24 Stunden in mit Lauge versetzten Alkohol bringt, sie nach dem Auswaschen in verdünntes Glycerin überführt, schließlich in unverdünntem Glycerin einschließt, ein Deckglas auflegt und mit Kanadabalsam umrandet, nachdem man den Schnitt mittels steifer Borsten in die gewünschte Lage gebracht hat.<sup>5)</sup>

\*  
\*

Zur Veranschaulichung der beschriebenen Arbeiten will ich eine Tabelle hierhersetzen, die ich in Anlehnung an ältere Arbeiten zusammengestellt habe, und eine Anzahl Teilfrüchtchen in schematischen Abbildungen vorführen (vgl. Abb. 1—24). Nach der Tabelle lassen sich die 24 Gattungen, deren Teilfrüchtchen die Abbildungen zeigen, leicht bestimmen.

<sup>4)</sup> Durch die Post zu versendendes Material ist zuerst zu bestimmen und dann einige Tage zum Trocknen hinzulegen, bevor man es abschickt. Um die Pflanzen wieder aufzuweichen, bringt man sie für einige Stunden oder einen halben Tag in Alkohol, dem man einige Tropfen verdünnter Kalilauge zusetzt. Hernach wird gründlich ausgewaschen und sogleich geschnitten.

<sup>5)</sup> Wer genauere Angaben wünscht, lese im 3. Abschnitt des Artikels „Mikroskopische Untersuchungen an Orchideenblüten“ auf S. 103 dieses Bandes nach.

### **Tabelle zur Bestimmung der Umbelliferen mit besonderer Berücksichtigung des Baues ihrer Teilfrüchtchen (Merikarpien).**

I. Unterfamilie. Orthospermae (Geradsamige). — Sameneiweiß auf der inneren Seite der Merikarpien gerade oder nur wenig vorgewölbt:

A. Frucht nahezu stielrund:

- a. Frucht mit Schuppen und Stacheln. Blüten in einfachen oder unvollkommenen Dolben I. Saniaculeae.
  1. Gattg. *Astrantia*. Merik. mit 5 erhabenen, stumpfen faltig gezackten Rippen.
  2. Gattg. *Silaus*. Merik. mit 5 scharfen, gleichen, etwas geflügelten Rippen; Sameneiweiß halbstielrund.
- b. Mit 5 fadenförmigen oder geflügelten Hauptrippen . . . . . II. Seselineae.
  1. Gattg. *Silaus*. Merik. mit 5 scharfen, gleichen, etwas geflügelten Rippen; Sameneiweiß halbstielrund.

- B. Frucht von der Seite her zusammengedrückt:
- a. Frucht nur flach zusammengedrückt, wie aus zwei mit den Rändern verwachsenen Schildchen gebildet. . . . . III. Hydrocotyleae.  
3. Gattg. Hydrocotyle. Merik. mit 5 fadenförmigen Striejen.
  - b. Frucht deutlich zusammengedrückt, oft gleichsam eingeschnürt; Eiweiß auf der inneren Seite ziemlich konvex und stielrund. . . . . IV. Ammineae.  
a. Frucht aus zwei fast kugelförmigen Hälften bestehend (Längsschnitt!):  
4. Gattg. Petroselinum. Merik. mit 5 gleichen, fadenförmigen Rippen.  
5. Gattg. Cicuta. Ohne scharf hervortretende Rippen, mit 6 deutlich ausgebildeten Striesen.  
β. Frucht im Längsschnitt länglich:  
1. Hülle fehlend oder 1- bis 2blättrig:  
6. Gattg. Aegopodium.  
2. Hülle und Hüllchen 3- oder mehrblättrig:  
7. Gattg. Falcaria. Kelchrand fünfzählig, Frucht ungeflügelt.  
8. Gattg. Carum. Kelchrand unmerklich; Blätter doppelt gefiedert.  
γ. Frucht im Längsschnitt oval oder eiförmig:  
9. Gattg. Saum. Früchtchen mit 5 gleichen, fadenförmigen Rippen; Eiweiß auf der Innenseite ziemlich flach, kaum von der Fruchthülle bedeckt.  
10. Gattg. Berula. Früchtchen nicht stachelig, glatt; Sameneiweiß kreisrund, dick von rindiger Fruchthülle umkleidet.
- C. Frucht vom Rücken her zusammengedrückt:
- a. Seitenrippen stärker hervortretend als die übrigen, mitunter geflügelt . . . . . V. Angeliceae.  
11. Gattg. Archangelica. Samen frei in der Fruchtschale liegend.  
12. Gattg. Angelica. Frucht eiförmig; Merik. mit 2 seitenständigen flügelartig verbreiterten und 3 fadenförmigen Rippen.  
13. Gattg. Levisticum. Merik. mit 5 häutig-geflügelten Rippen, die Flügel der seitenständigen besonders breit.
  - b. Frucht mit 5 Hauptrippen (Juga primaria); die seitlichen, am äußersten Rande der Frucht stehenden Hauptrippen miteinander verwachsen. . . . . VI. Peucedaneae.  
14. Gattg. Thyselinum. Frucht vom Rücken her linsenförmig zusammengepreßt und am Rande breit flügelartig eingefaßt; Rippen der Früchtchen fast gleich weit voneinander entfernt.  
15. Gattg. Pastinaca. Rippen der Früchtchen sehr fein glatt.  
16. Gattg. Herauleum. Rippen nach außen vielfach kielig und spiz.
  - c. Frucht am Rande nicht geflügelt mit 5 J. prim. und J. secund. . . . . VII. Thapsieae.  
17. Gattg. Laserpitium. J. prim. klein und scharf beächtelt, J. secund. länger.
  - d. Beide Merikarprien mit 3 schwach beborsteten J. prim. und 4 steifen J. secund. . VIII. Daucineae.  
18. Gattg. Daucus. Hüllchen vielblättrig, gewimpert.
- II. Unterfamilie. Coelospermæ (Hohlsamige). Sameneiweiß auf der inneren Seite gehöhlt oder gekrümmt:  
Frucht kugelig, mit 10 geschlängelten J. prim. und 8 geraden J. secund. . . . . IX. Coriandreae.  
19. Gattg. Coriandrum. Querschnitt der Frucht fast kreisförmig, Rippen kaum erkennbar; Ölgänge nur 2 auf der Innenseite der Merikarprien.
- III. Unterfamilie. Campylosperræ (Krummsamige). Sameneiweiß auf der Innenseite der Früchte etwas eingerollt:
- A. Frucht rundlich oder aus rundlichen Hälften bestehend, ungeschnäbelt . . . . . X. Smyrnicæae.  
20. Gattg. Conium. Frucht rundlich-eiförmig, Früchtchen mit 5 gleichen, vorspringenden, wellig gekerbten Rippen. Besonders deutlich vor der Reife der Frucht.
  - B. Frucht von der Seite her schwach zusammengedrückt:  
a. Die 3 J. prim. schwach, die 4 J. secund. stark gestachelt . . . . . XI. Caucalineae.  
21. Gattg. Torilis. Frucht dicht und regellos bestachelt.  
22. Gattg. Caulis. Frucht mit in Reihen gestellten Stacheln, die die Fruchtschale nicht vollständig verdecken (nur bei der reifen Frucht deutlich).  
b. Fruchthälften mit 5 gleichmäßigen, oft undeutlichen J. prim. und schwachen oder fehlenden Zwischenrippen<sup>9)</sup> . . . . . XII. Scandiceae.  
23. Gattg. Anthriscus. Frucht, wenn auch undeutlich, geschnäbelt; Früchtchen nur am Schnabel gerippt. (An jedem Merikarpium 5 Rippen.)  
24. Gattg. Chaerophyllum. Frucht schnabellos; Außenseite der Merikarprien ebenfalls glatt; Ölgänge wie bei Carum (außen 4, innen 2).

<sup>9)</sup> Die Hauptrippen sind mitunter nur an der Spitze deutlich bemerkbar; deshalb Schnitte möglichst dicht dort führen!

## Briefe an die Redaktion.

Sehr geehrte Redaktion!

Als Mitglied der „Mikrokosmos“-Gemeinde glaube ich, daß es den Freunden der Kleinwelt willkommen ist, wenn ich sie auf ein einfaches Verfahren aufmerksam mache, durch das es er-möglicht wird, auch die kleinsten und flinksten In-fusorien, die gewöhnlich immer rasch dem Ge-sichtsfeld des Mikrostops entschwinden, bequem im lebenden Zustand beobachten zu können, ohne daß sie imstande sind, sich dem Blicke des Beobachters zu entziehen. Man nehme ein Stückchen Seiden-gaze, etwa von einem dichten weißen Damenschleier, schneide ein Viereck heraus, das in der Größe mit den üblichen Deckgläschen überein-stimmt, feuchte es ordentlich mit Wasser an und lege es so auf den Objektträger. Sodann bringe man ein Tröpfchen der die Infusorien enthaltenden Flüssigkeit darauf und bedecke in der üblichen Weise

mit einem Deckglas. Man erhält dadurch eine große Anzahl kleiner, von den Maschen der Gaze gebildeter Zellen, in denen die Infusorien einge-schlossen sind, wie in winzigen Aquarien. Da man durch Wahl einer geeigneten Vergrößerung leicht bewirken kann, daß eine dieser Zellen so ziemlich das ganze Gesichtsfeld deckt, kann man die Tier-chen bequem beobachten, ohne befürchten zu müs-sen, daß sie im nächsten Augenblick verschwinden. Ich kam durch Zufall auf diese Beobachtungs-weise, als ich einmal Seide mikroskopisch unter-suchte. Jedenfalls finde ich das Verfahren weit besser, als jene Methoden, die das in Rede stehende Ziel durch Zusatz schleimiger Substanzen u. dgl. zum Wasser zu erreichen suchen.

Hochachtungsvoll

A. Taeschner.

## Kleine Mitteilungen.

**Über Kernverschmelzungen in der Sproßspitze von *Asparagus officinalis*** berichtet P. N. Schürhoff in der „Flora“ (Bd. IX, 1916, S. 55). Kernverschmelzungen treten regelmäßig bei der Ontogenese der höheren Pflanzen im Befruch-tungsakt ein; aber auch im vegetativen Gewebe, z. B. den Antherenwandungen, im Endosperm, bei Pflanzengallen sowie bei den auf S. 202 des laufenden „Mikrokosmos“-Jahrgangs erwähnten Chloralysierungsversuchen kommt es zu Kernver-schmelzungen. Schürhoff hat festgestellt, daß die Riesenerne, die in den Sproßspitzen von *Asparagus officinalis* neben den jungen Gefäßbündel-anlagen zu bemerken sind, gleichfalls durch Kern-verschmelzungen zustande kommen. Die Riesenzel-len mit ihren Riesenernen degenerieren nach kurzer Zeit und dienen wahrscheinlich als Baumateri-al für die Gefäßbündel. Daß die Kernverschmel-zungen im allgemeinen von großer ernährungs-physiologischer Bedeutung sind, ergibt sich aus ihrem Auftreten (Tapetenzellen der Antheren, Gallen, Endospermen usw.) in solchen Geweben, die für die Ernährung anderer Zellgruppen in Frage kommen. Schürhoff weist noch darauf hin, daß der sekundäre Embryosackf Kern, der aus der Ver-schmelzung von zwei Kernen der Embryosackanlage hervorgegangen ist, bei seiner späteren Vereini-gung mit dem zweiten Spermakern einen Über-gang zu den durch Kernverschmelzung entstande-nen syndiploiden Kernen darstellt, so daß die bio-logische Bedeutung dieser „vegetativen Befruch-tung“ sich mit dem ernährungsphysiologischen Zweck der vegetativen Kernverschmelzungen wahr-scheinlich völlig deckt. Sch.

**Die Neufärbung verblischener Schnittpräpa-rate.** Unser Plan, ein „Rezeptbuch für Mikrosko-piker“ herauszugeben (vgl. dar. die Bekannt-machungen von S. 10 oder S. 11), veranlaßt Herrn G. J. Roesch, uns mitzuteilen, daß es ihm gelun-gen sei, alte verblischene Schnittpräparate mit verhältnismäßig gutem Erfolg wieder aufzufär-ben. Die Präparate werden dazu so, wie sie sind, in reichlich Chloroform gebracht (zudecken, um

die Verdunstungsverluste möglichst zu beschränken) und darin so lange liegen gelassen, bis sich die Bal-jamschicht aufgelöst hat, was je nach ihrer Dicke und ihrem Alter bis zu 24 Stunden dauert. Sollte die Auflösung zu langsam vor sich gehen, so kann man den Prozeß durch vorsichtige Rührten der Deckgläserchen beschleunigen. Unaufgelebte Schnitte schwimmen nach beendeter Auflösung infolge des geringeren spezifischen Gewichts auf. Aufgelebte Paraffinschnitte bleiben aufgeklebt. Aus dem Chloroform kommen die Präparate mit oder ohne Objektträger auf einige Zeit in reines Äthylol, das einmal gewechselt wird, von da über Karbolyzol in 96%igen Alkohol, der bereits Coffin und einige andere Farbstoffe auszieht, weiter zum vollstän-digen Entfärben in Salzsäurealkohol (event. auch in andere entsprechend wirkende Reagenzien), und schließlich über die Alkoholreihe rückwärts in Was-fer (gründlich wässern!). Hier schließt dann die in der üblichen Weise vorzunehmende Neufärbung an, bei der die Präparate genau wie frisches Material zu behandeln sind. Man kann dabei nach Belieben die ursprünglich verwendeten oder auch neue Farb-stoffe benutzen. Herr Roesch hat z. B. entfarbte Narmenpräparate mit Haematoxylin und anderen Farbstoffen neu gefärbt und verhältnismäßig gute Ergebnisse erhalten. — „Bei einiger Übung geht die Sache recht gut,“ heißt es in dem betreffenden Briefe, „und wenn man die neuen Präparate auch nicht gerade als Musterpräparate bezeichnen kann, so sind sie doch immer noch besser als verblischene. Ob allerdings das Verfahren auch für vorher ge-beizte und gefärbte Präparate anwendbar ist, ent-zieht sich meiner Kenntnis, da ich gegenwärtig nicht mehr auf diesem Gebiet tätig bin und seiner-zeit meine Versuche unterbrechen mußte.“ — Viel-leicht nimmt sich einer unserer Leser der Aufgabe an, die Frage näher zu studieren und das Ver-fahren an möglichst vielen verschiedenen Präpara-ten auszuprobieren. Für Mitteilung der erziel-ten Ergebnisse zwecks Veröffentlichung an dieser Stelle und im Rezeptbuch würde die Schriftlei-tung dankbar sein. S. G.

# Mit Mikroskop und Kamera

## Beiblatt zum „Mikrokosmos“

Dieses Beiblatt berichtet über alle Fortschritte der Mikrophotographie und leitet zu mikrophotographischen Arbeiten an; vor allem aber dient es zur Veröffentlichung guter Mikrophotographien mit oder ohne begleitenden Text, die unsere Leser andern zugänglich machen wollen. Wir nehmen entsprechende Einsendungen gern entgegen. Die Veröffentlichung erfolgt nach Maßgabe des verfügbaren Raumes.

### Über die Verwendung von Rollfilms zur Herstellung gewisser Mikrophotogramme.

Don Oberbergrat A. Pliwa.

Wenngleich die Aufnahme unbewegter mikroskopischer Objekte auf Glasnegativen ohne weiteres als die vollkommenste Art der Herstellung von Mikrophotogrammen bezeichnet werden muß, so gibt es doch Fälle, bei denen die Verwendung von Rollfilms praktisch viel zweckmäßiger erscheint und ein erstrebtes Ziel weit leichter und tadelloser erreichen läßt, so daß die Ergebnisse bedeutend mehr befriedigen, als Aufnahmen auf Platten.

Dies ist vor allem dann der Fall, wenn man die Absicht hat, mikroskopische Vorgänge aufzunehmen, die als in Bewegung befindlich sich innerhalb ganz kurzer Zeit abspielen (in 1 bis 2 Minuten), so daß Serien von 6—12 Aufnahmen hintereinander nötig und doch auch wieder genügend sind, um das Charakteristische des bewegten Vorgangs festzuhalten. Als Beispiele nenne ich das Ausschlüpfen einer Larve aus der Eihülle, das Ausschwärmen von Sporen, die Bewegung von Plasmodien usw. usw.

Wir stehen für meine Aufnahmen zwei Apparate zur Verfügung: die im X. Teil des vom „Mikrokosmos“ herausgegebenen „Handbuch der mikroskopischen Technik“ auf S. 31 beschriebene und abgebildete konische Minimumkamera von R. Fues und die in Heft 4/5 (auf S. 107) des „Mikrokosmos“ Jahrgang 1915/16 wiedergegebene mittlere Kamera von E. Leitz.

Solange ich mit Platten arbeitete, litt durch das schnelle Hantieren beim Wechseln der durchaus nicht immer leicht und zügig einschiebbaren Kassetten bei der ersterwähnten Kamera, die mit dem Mikroskop fest verschraubt ist, stets die feine Fokussierung wie überhaupt die Einstellung auf die Mitte des Objekts oft in sehr störender Weise. Aber auch bei dem zweiten Apparat, bei dem keine feste Verbindung mit dem Mikroskop besteht — die lichtdichte Vereinigung von Mikroskop und Kamera wird durch einen nicht anschließenden übergreifenden Deckel bewirkt, — kamen häufig recht unliebbare Verschiebungen vor, die auszugleichen es während der Aufnahme an Zeit mangelte, so daß unter vielen Reihenaufnahmen ein erheblicher Teil der Bilder mehr oder minder unbefriedigend ausfiel.

Diesem Übelstand half ich endlich durch Verwendung einer Rollfilmkassette mit den bekannten recht empfindlichen Rollfilms deutscher Firmen gründlich ab.

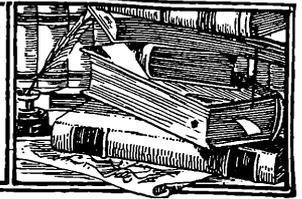
Das Abrollen des Films vollzieht sich in kürzester Zeit, geht ohne Hast und recht behutsam vor sich, so daß die Herstellung von Reihenaufnahmen sehr bequem möglich ist.

Die erzielten Ergebnisse sind in allen Fällen tadellos und lassen in bezug auf Genauigkeit der Einstellung nichts zu wünschen übrig.



## Bücherschau.

Unverlangt eingehende Werte werden im allgemeinen nur mit Eitel, Verlag und Preis aufgeführt. Eine Rücksendung nicht besprochener unverlangter Werke erfolgt nicht.



**Gohlke, Kurt, Die Brauchbarkeit der Serundiagnostik für den Nachweis zweifelhafter Verwandtschaftsverhältnisse im Pflanzenreiche** (Stuttgart, F. Grub), geh. M 4.—.

Die Serundiagnostik gewinnt in jüngster Zeit für die Beurteilung von Verwandtschaftsverhältnissen sowohl im Tier- als auch im Pflanzenreiche immer mehr Bedeutung. Auf biochemische Verwandtschaftsreaktionen allein können zwar heute noch keine Verwandtschaftsverhältnisse postuliert werden, doch liegt das wohl zum größten Teil daran, daß die Methoden noch unvollkommen sind. Fest steht indessen schon jetzt, daß die Serundiagnostik ein wertvolles Mittel zur Nachprüfung der auf vergleichend-morphologischen, paläontologischen oder anderen Wegen gefundenen Verwandtschaftsverhältnisse bildet und daß die durch ihre Anwendung gewonnene Erkenntnis in zweifelhaften Fällen entscheidend in die Waagschale fällt. Das Gohlkesche Buch hat sich die Aufgabe gestellt, die Brauchbarkeit der Serundiagnostik zur Beurteilung von Verwandtschaftsverhältnissen im Pflanzenreiche nachzuweisen. Eingangs werden die verschiedenen Methoden (Präzipitation, Komplementbindung, Anaphylaxie, Konglutination) und die Technik dargestellt; dann folgen in tabellarischer Übersicht die Ergebnisse zahlreicher Untersuchungen. Als Zimmnera wurden solche von *Petroselinum sativum*, *Brassica napus oleifera*, *Papaver somniferum*, *Helianthus annuus*, *Cucurbita Pepo*, *Pyrus prunifolia*, *Lens esculenta*, *Salvia officinalis*, *Juglans regia*, *Cannabis sativa* und *Corylus Avellana* verwendet. Die Untersuchungen fielen durchweg in bejahendem Sinne aus. Die Gohlkesche Arbeit ist eine neue Bestätigung der Brauchbarkeit serundiagnostischer Methoden zur Beleuchtung verwandtschaftlicher Fragen. Dr. G.

**M. Goldschmidt, Die Artiere.** Eine Einführung in die Wissenschaft vom Leben. „Aus Natur und Geisteswelt“, Bd. 160. 2. Aufl. (1914, Leipzig, W. G. Teubner), 96 S. mit 44 Abb., geh. M 1.—, geb. M 1.25.

Das Studium des Bändchens ist jedem, der einen Überblick über die mikroskopische Tierwelt und die Probleme, die sie ihrem Erforscher bietet, zu erhalten wünscht, sehr zu empfehlen. Sicher wird sich mancher Leser dadurch angeregt fühlen, tiefer in das behandelte Gebiet einzudringen und durch eigenes Forschen den besprochenen Fragen nachzugehen. Diese Hoffnung spricht der Verfasser im Vorwort ausdrücklich aus. Ihre Verwirklichung sucht er durch ein „Untersuchungsmethoden“ betitelt Kapitel zu erleichtern. Der Inhalt erscheint uns indessen allzu knapp bemessen, um praktisch brauchbar zu sein. Ließ es der vorgefehene

Umfang des Bändchens nicht zu, ausführlicher zu werden, so hätte zum mindesten die Literatur angeführt werden müssen, die es dem Naturfreund ermöglicht, sich mit den einfachsten Arbeitsmethoden der Mikrobiologie näher vertraut zu machen. U. a. hätte hierher auch ein Hinweis auf den „Mikrokozmos“ und seine Veröffentlichungen gehört. — Das eben erwähnte Kapitel bildet zusammen mit einer kurzen Entdeckungsgeschichte der mikroskopischen Lebewelt die Einleitung des Bändchens. Der übrige Inhalt ist in drei Teile gegliedert, von denen der 1. Bau und Leben der Artiere (besonders ausführlich die Lebensgeschichte einer Amöbe), der 2. die Artiere als Krankheitserreger (besonders ausführlich die Malaria Parasiten), der 3. unter dem Titel „Die mikroskopische Lebewelt im Haushalt der Natur“ die Bedeutung der Planktonorganismen für den Gewässerhaushalt und (sehr kurz) die Entstehung bestimmter Sedimentgesteine aus Foraminiferenschalen und dergl. bespricht. Den Schluß bildet ein kurzes Literaturverzeichnis, das jedoch lediglich fachwissenschaftliche Literatur enthält. W. S.

**Friedrich Nietzsche, der Immoralist und Antichrist.** Von Dr. Julius Reiner. Preis geh. M 1.—, geb. M 1.60 (Stuttgart, Franck'sche Verlagshandlung).

Nietzsche, bald hoch bewundert, bald tief verdammte, ist immer noch für gar zu viele so gut wie unbekannt. Wohl geht eine Reihe von ihm stammender bedeutsamer Stich- und Kraftwörter — Übermensch; Umwertung aller Werte; Menschliches, Unmenschliches; Jenseits von Gut und Böse u. a. — von Mund zu Mund, aber Wert und Bedeutung dieses modernsten Philosophen und seiner götzenerstatternden Lehre sind verhältnismäßig wenigen vertraut. Vielen wird darum das oben angezeigte Buch Dr. Julius Reiner's willkommen sein, da hier von kundiger Hand der Leser schnell und sicher durch die schlüsslernden, leicht irreführenden Pfade von Nietzsches Gedankenwelt geleitet wird. Überraschen wird es manchen, daß ein Meister im Denken — wider alle Erwartung und Erfahrung — auch als Künstler und Meister der Sprache erscheint. Hellau lodert funkenprühend seines Geistes Fackel und verzehrt in buntem, blendendem Feuerwerk, was Jahrtausende mühsam aufgebaut. Der bewährte Führer aber hält dem Geblendeten die Hand vor das Auge und klärt ihm den Blick durch den Hinweis, wie und warum der Himmelsstürmer die Fackel bereitet und geschleudert hat. Sagt doch auch Nietzsche selbst: „Zur Humanität eines Meisters gehört, seine Schüler vor sich zu warnen!“



