II 90372

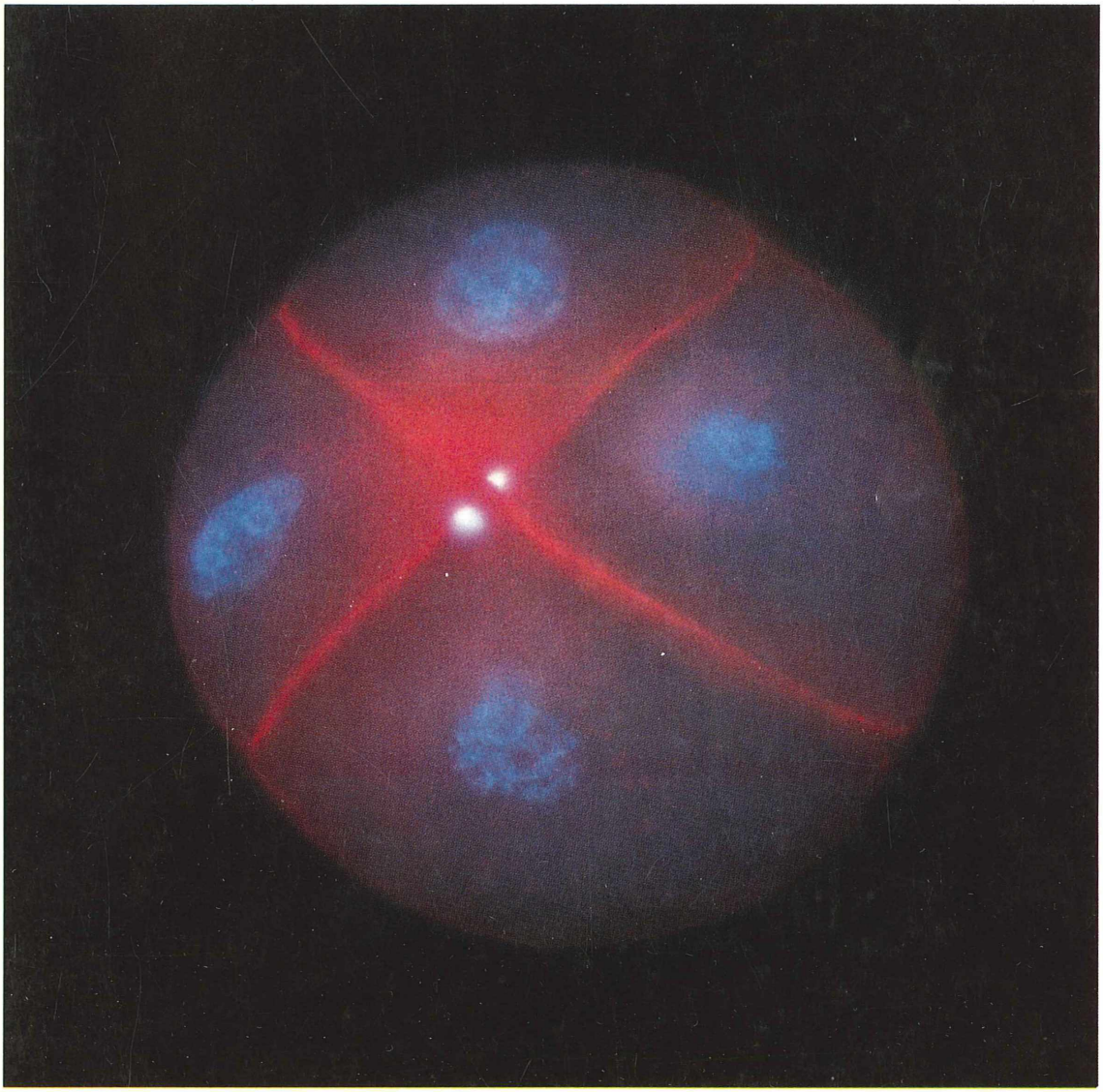
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

E 20582 F

MIKROKOSMOS

82. Jahrgang/Heft 2

März 1993



GUSTAV FISCHER

ISSN 2005–4975

©Ges. zur Förderung d. Erforschung von Krankheitsvorbeugung; download unter www.biologiezentrum.at

MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)
und Bruno P. Kremer (Köln)
Redaktionsassistentin: Annett Burzlaff (Berlin)

Mitteilungsorgan für Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart, Mikroskopische Vereinigung Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikrographische Gesellschaft Wien, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V., Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart, Mikroskopische Gesellschaft Zürich.

Inhalt

Artikel

65 Lanzettfischchen – Fertigpräparate zeigen mehr
Christel Hintze-Podufal

69 Trichocysten – welchen biologischen Sinn erfüllen sie?
Annett Burzlaff

71 Metalle unter dem Mikroskop
Johann Bornhardt

75 Verbesserung der Selbstbau-Polarisationsmikroskopie durch Optimierung der Dunkelstellung
Walter Neubert

81 Das Maisblatt
Rudolf Väth

89 4. Internationale Mikroskopie-Tage in Hagen
Gerhard Göke

93 Kern- und Zellteilungen im Embryo eines Meeresborstenwurms *(Ophryotrocha puerilis)*
Sabine Jacobsohn und Hans-Dieter Pfannenstiel

99 Symmetrie im Pflanzenreich
Bruno P. Kremer

107 Beobachtungen am Periphyton eines Stadtparkteiches
Marion Zehner

113 Eine Mikroblitzeinrichtung unter Verwendung des Olympus-Blitzgenerators
Jan-Peter Frahm

117 Ein fürstliches Gerät
Norbert G. Günkel

Rubriken

70
Aus der Redaktion

78
Mikro-Galerie

92, 120
Aus der Industrie

74, 80, 91, 116
Kurze Mitteilungen

88, 92, 106
Nachrichten

121
Buchbesprechungen

125
Nachruf

126
Aus den Arbeitsgemeinschaften

128
Mikro-Markt

Beilagenhinweis

Dieser Ausgabe liegt eine Werbebeilage unseres Hauses bei.

Umschlagabbildung: 4-Zell-Stadium von *Ophryotrocha puerilis*; Fluorochromierung von F-Aktin (Zellgrenzen, rot) und DNS (Kerne, bläulich-grün), dargestellt durch Doppelbelichtung. Siehe Artikel Jacobsohn und Pfannenstiel, S. 93–98. Vergrößerung 1100fach, Foto: Sabine Jacobsohn.

Bezugsbedingungen: Sechs Hefte bilden einen Band. Bezugspreis pro Band DM 102,– (Sonderpreis für Schüler und Studenten DM 74,80), Einzelheft DM 20,– (jeweils zuzüglich Porto und Versandkosten).
Anzeigenpreise: Es gilt die Anzeigen-Preisliste Nr. 18 vom 1. 1. 1993.
Verlag: Gustav Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Wollgrasweg 49, D-7000 Stuttgart 70, Tel. 07 11/45 80 30

Die in der Zeitschrift veröffentlichten Beiträge sind urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte, insbesondere das der Übersetzung in fremde Sprachen, vorbehalten. Kein Teil dieser Zeitschrift darf ohne schriftliche Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form – durch Fotokopie, Mikrofilm oder andere Verfahren – reproduziert oder in eine von Maschinen, insbesondere von Datenverarbeitungsanlagen, verwendbare Sprache übertragen werden. Auch die Rechte der Wiedergabe durch Vortrag, Funk- und Fernsehsendung, im Magnettonverfahren oder ähnlichem Wege bleiben vorbehalten. Fotokopien für den persönlichen oder sonstigen Gebrauch dürfen nur von einzelnen Beiträgen oder Teilen daraus als Einzelkopien hergestellt werden.

© Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · Jena · New York · 1993

Gesamtherstellung: Mitterweger Werksatz GmbH, Plankstadt; gedruckt auf chlorfrei gebleichtem Papier.
Printed in Germany

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

Lanzettfischchen – Fertigpräparate zeigen mehr

Christel Hintze-Podufal

Die ständig steigende Zahl an Studierenden des Faches Biologie fordert den Einsatz von Tieren in den Anfängerpraktika zu überprüfen. Die Präparation soll Lerninhalte wie Kennenlernen der Anatomie und Morphologie der Organsysteme, deren vergleichende Betrachtung, Lagebeziehung und Funktion in Verbindung zur Lebensweise vermitteln. Die Präparation des Lanzettfischchens wird diesen Ansprüchen nicht gerecht, vielmehr erfüllt eine sorgfältige Betrachtung von Totalpräparaten in Verbindung mit Querschnitten durch verschiedene Körperregionen diese Aufgabe.

Das bekannte Lanzettfischchen *Branchiostoma lanceolatum* Pallas gehört systematisch eingeordnet in die Familie Branchiostomidae der Ordnung Amphioxiformes des Unterstammes Acrania (= Schädellose). Sein Grundbauplan stimmt in wesentlichen Merkmalen mit dem höherer Mitglieder des Tierstammes Chordata überein. Es zeigt zudem typische Evertebratenelemente und charakteristische, gruppeneigene Merkmale. Sein Lebensraum, seichte Küstengewässer aller Meere gemäßigter und warmer Klimazonen, ist zunehmend gefährdet. Erwachsene werden nur bis zu 7,4 cm lang und 0,8 cm hoch, d.h. sie sind so klein, daß bei der Präparation im Anfängerpraktikum (von Dehn, M. 1975; Renner, M. et al., 1991) die Baueigentümlichkeiten den Studierenden nur ungenügend vermittelt werden können. Seit vielen Jahren verwenden wir daher von diesen Tieren ausschließlich Totalpräparate mit Hämalaun gefärbt (mit Boraxkarmin gefärbte Präparate sind im Handel erhältlich) in Verbindung mit Präparaten von Querschnitten durch verschiedene Körperregionen.
Abbildung 1 zeigt deutlich, daß bereits mit schwacher Lupenvergrößerung am Totalpräparat, bedingt durch die transparente Körperdecke, innere Organe wie Muskulatur, Gonaden, Kiemendarmbereich erkennbar sind, durch Regulierung der Fokusebene besser als bei präparierten Tieren (Abb. 2).

Äußere Körperform

Die äußere Körperform zeigt das typische Merkmal, Fehlen eines Kopfes mit Schädel (Acrania) ebenso der paarigen Gliedmaßen. Am Vorderende liegt die Mundöffnung ventral, im hinteren Drittel ist der Porus abdominalis, aus dem das aufgenommene Atemwasser entweicht, und caudad der After. Ein unpaarer Flossensaum umgibt Rücken und Schwanz – diesen lanzettförmig – und reicht ventral bis zum After. Flüssigkeitsgefüllte Coelomkammern, 3–5 pro Muskelsegment, mit bindegewebigen Stützen festigen ihn (Abb. 3a,b) im Gegensatz zu den paarigen, von je einem

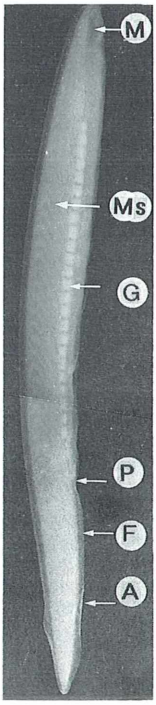


Abb. 1: Totalpräparat, Seitenansicht: A After, F Flossensaum, G Gonade, M Mund, Ms Muskulatur Porus abdominalis.

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

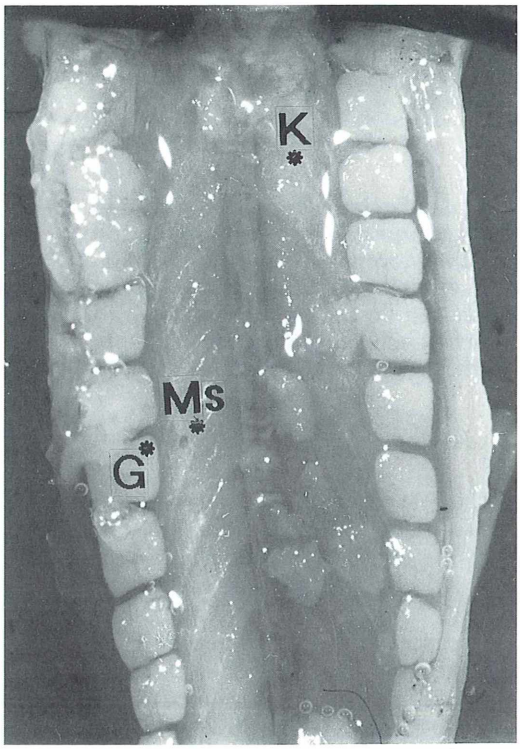


Abb. 2: Aufsicht auf einen Teil der Organe nach Öffnung der Bauchwand: G Gonade, K Kiemendarmbereich, Ms Muskulatur.

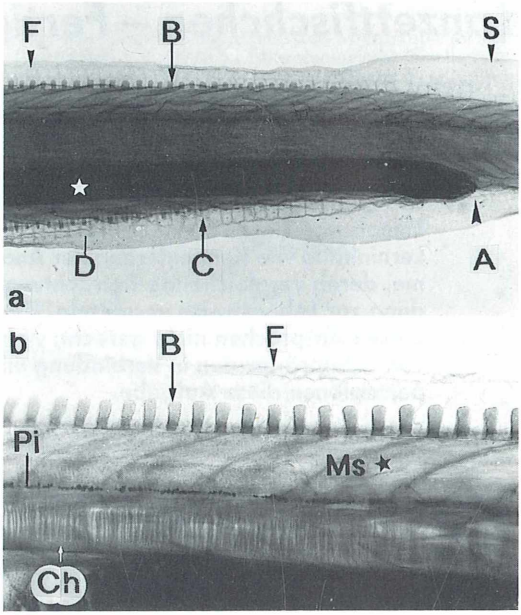


Abb. 3: Totalpräparat, Lateralansicht der hinteren Körperregion (a), vergrößerter Ausschnitt von Flossensaum bis Chorda (b): A After, B bindegewebige Stütze, C Coelomkammer, Ch Chorda, D Darm, F Flossensaum, Ms Muskulatur, Pi Pigmentbecherocellen, S Schwanzflosse.

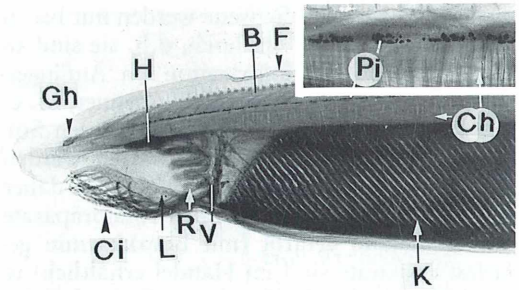


Abb. 4: Vorderende des Totalpräparates, lateral mit Ausschnittvergrößerung von der Chorda und Ocellen rechts im Bild: B bindegewebige Stütze, F Flossensaum, Ch Chorda dorsalis, Ci Cirren, Gh Gehirnbläschen, H Hatscheksche Grube, K Kiemendarm, L Lippen, Pi Pigmentbecherocellen, R Räderorgan, V Velum.

Coelomraum durchzogenen Metapleuralfalten. In der Schwanzflosse fehlen Kammern, Coelomräume werden hier nicht ausgebildet (Abb. 3a). Querschnittpräparate durch den Schwanz und Kiemendarmregion festigen diese Beobachtung.

Durch Regelung der Fokusebene kann am Totalpräparat der durchgehende Muskelmantel betrachtet werden (Abb. 1). Er wird von der Chorda in der Längsachse überragt. Auch die segmentierten Myomere, die auf beiden Körperseiten um 1/2 Breite verschoben sind – der Körper ist dadurch leicht asymmetrisch – treten deutlich hervor und ihre „V"-förmige Anordnung läßt sich verfolgen.

Chorda und Rückenmark

Die Chorda dorsalis als zentrale Achse hebt sich durch zarte Längsstriche ab (Abb. 3b, 4). Es sind die Trennlinien der 1–4 µm dicken, geldrollenartig hintereinander geschichteten, scheibchenförmigen Platten, deren weiterer Feinbau an Querschnitten erläutert werden kann. Die Skelettstäbe der primären und sekundären Kiemenbögen bestehen aus fibrillärem z. T. knorpelartigem Bindegewebe.

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

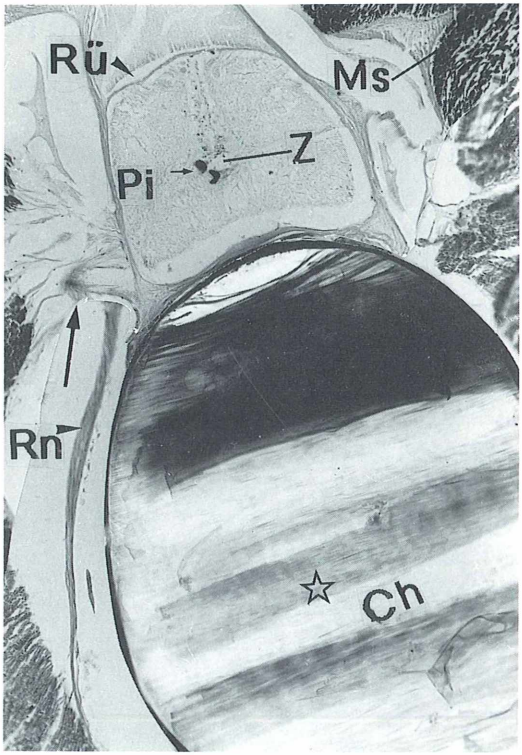
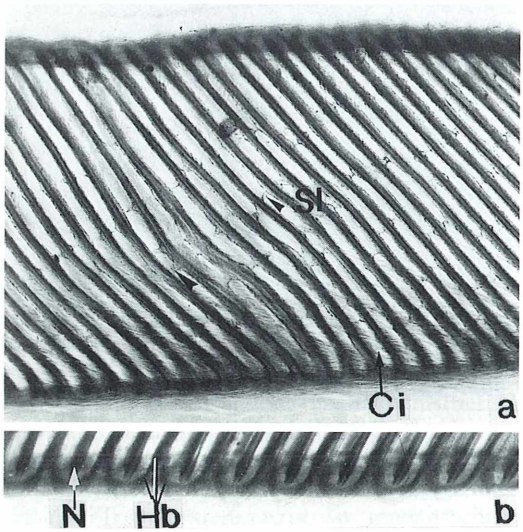


Abb. 5: Rückenmark und Chorda im Querschnitt: Ch Chorda, Ms Muskulatur, Pi Pigmentbecherocellen, Rn Rückenmarksnerven, Rü Rückenmark, Z Zentralkanal.

Das Rückenmark als Zentrum des Nervensystems dorsal der Chorda tritt im Totalpräparat durch zahlreiche kleine Pigmentkörner, die Hesseschen Pigmentbecherocellen, hervor, deren Anordnung um den Zentralkanal in Querschnitten gezeigt werden kann (Abb. 3–5). Bei geeigneter Fokussierung sieht man am Vorderende einen größeren (manchmal auch mehrere kleinere) Photorezeptor, das Gehirnbläschen und die Köllikersche Grube, vermutlich ein olfaktorisches Organ.

Mund

Die Mundöffnung wird von einem reusenartigen Gitterkorb aus Cirren zur Filtration und Abtasten der Nahrung umgeben und durch einen hufeisenförmigen Lippenrand begrenzt (Abb. 4). Der Studierende kann am Totalpräparat den Bau des Mundvorraumes und des Atmungssystems gut und übersichtlich ermitteln. Hierfür sind stärkere Vergrößerungen des Stereomikroskopes und des Mikroskopes erforderlich. Z.B. ist hier die muskulöse Hautfalte, das Velum, zu nennen, die den Mundvorraum blendenartig vom Kiemendarm trennt. Bei der Präparation kann sie nur von Fortgeschrittenen erahnt werden. Ebenso gut ist in den Präparaten die Hatscheksche Grube im Dach der Präoralhöhle zu sehen, die sich deutlich vom Räderorgan mit den fingerförmigen Lappen abhebt (Abb. 4).



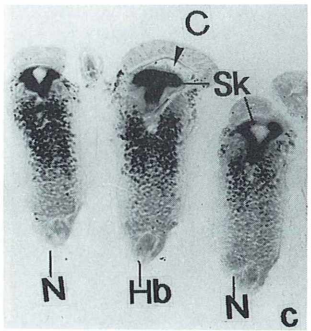


Abb. 6: Kiemendarm mit Kiemenbögen im Totalpräparat (a, b), im Querschnitt (c): C Coelomraum, Ci Cilien, Hb Hauptbögen, N Nebenbögen, Sk Skelettstäbe, Sl Synaptikel.

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

Kiemendarm

Am Kiemendarm fällt die Fülle an Spalten (180–200 pro Seite) auf, die wie die Muskulatur auf beiden Körperseiten alternieren. An den schmalen Wänden der Kiemenbögen findet der Gasaustausch statt, echte Kiemen fehlen hier noch. Cilien an den Wänden, die bei starker Vergrößerung sichtbar werden (Abb. 6a), steuern den Atemwasserstrom. Außerdem wird deutlich, daß die Kiemenbalken durch feine Querbalken (Synaptikel) verbunden (Abb. 6a) und die Hauptbögen ventral aufgegabelt sind im Gegensatz zu den Nebenbögen, die sich gleichsam zungenartig zwischen die ersteren geschoben haben (Abb. 6b). An Querschnitten durch die Kiemenregion kann ihr Feinbau ebenso wie jener der Hypobranchialrinne am Boden und der der Epibranchialrinne am Dach des Kiemendarmes erläutert werden. Der Darm mit dem großen rechtsseitig gelegenen Leberblindsack tritt in den Totalpräparaten ebenso wie die Gonaden schon bei geringer Lupenvergrößerung hervor. Der Feinbau von Leberblindsack und Darm wird an Querschnitten deutlich ebenso der Bau der männlichen und weiblichen Gonade der getrenntgeschlechtlichen Tiere, Anteile des Kreislaufsystems, der Exkretionsorgane, des Rückenmarks, der Rückenmarksnerven, Muskulatur u. a. (Abb. 6c, 7, 8).
Das gründliche Studium der Total- und Querschnittpräparate von *B. lanceolatum* bietet einen optimalen Einblick in den Bau der Organsysteme und deren morphologische Feinheiten, was eine Voraussetzung für das Verständnis von Funktionsabläufen ist. Durch die Präparation der Tiere kann vergleichbares Wissen nicht vermittelt werden.

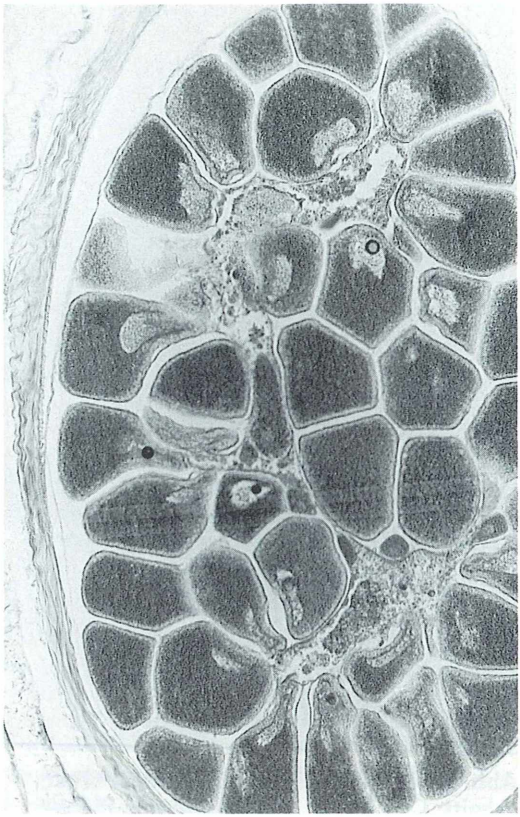


Abb. 7: Ovar im Querschnittpräparat mit Eizellen.

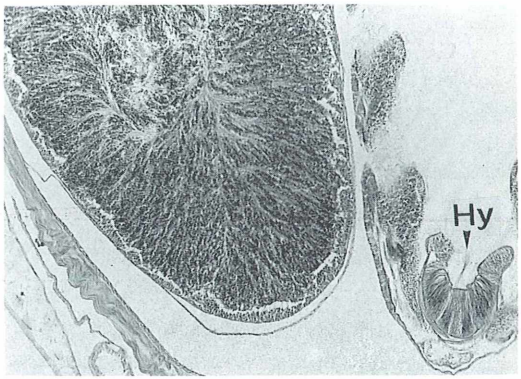


Abb. 8: Hoden im Querschnittpräparat neben der Hypobranchialrinne Hy.

Literaturhinweise

Von Dehn, M.: Vergleichende Anatomie der Wirbeltiere. Taschentext *30* Verlag Chemie 1975.
Renner, M., Storch, V., Welsch, U.: Kükenthals Leitfaden für das Zoologische Praktikum. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, Jena 1991.

Verfasserin: Prof. Dr. Christel Hintze-Podufal, III. Zoologisches Institut – Entwicklungsbiologie der Universität Göttingen, Berliner Str. 28, 3400 Göttingen

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

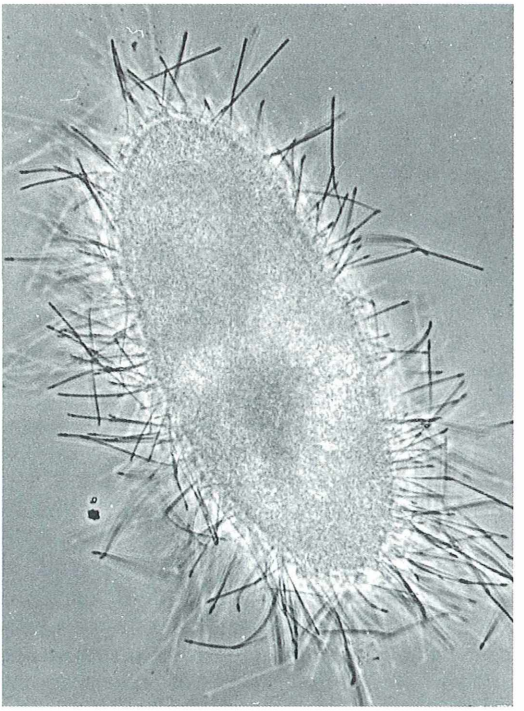
Trichocysten – welchen biologischen Sinn erfüllen sie?

Annett Burzlaff

Das Pantoffeltier *Paramecium* zählt zu den bekanntesten und beliebtesten mikroskopischen Objekten. Jeder, der *Paramecium* unter dem Mikroskop einmal genauer betrachtet, kann beobachten, daß diese Tiere innerhalb von Sekundenbruchteilen hunderte von spitzen, an Nadeln erinnernde Strukturen, die sogenannten Trichocysten, „abschießen" können. Beim normalen Mikroskopieren geschieht dies meist dann, wenn die Paramecien vom Gewicht des Deckglases erdrückt zu werden drohen. Doch worin liegt der biologische Sinn in der Produktion und dem Abschluß hunderter Trichocysten?

Seit der Entdeckung der Trichocysten vor über 100 Jahren wurden vielfältige Versuche unternommen, diese Frage befriedigend zu beantworten. 1883 postulierte Maupas eine Verteidigungsfunktion gegen den wohl spektakulärsten Freßfeind der Paramecien, den Ciliaten *Didinium*. Werden Paramecien von *Didinium* angegriffen, schießen sie ihre Trichocysten in großen Mengen ab. In jüngster Zeit unternommene vergleichende Untersuchungen zwischen Paramecienstämmen, die Trichocysten produzieren und abschießen können, und Mutantenstämmen, die dazu nicht in der Lage sind, widerlegten jedoch diese Hypothese. Paramecien der Wildtypstämme werden von *Didinium* genauso häufig gefressen wie die „wehrlosen" Mutanten. Wenn nicht in der Verteidigung, worin könnte die Funktion der Trichocysten dann liegen?

Elektronenmikroskopische Untersuchungen zeigten, daß diese Organellen aus einer parakristallinen Proteinstruktur mit einer calcifizierten Spitze bestehen. Bei der oft auch spontanen Exocytose, also beim Abschuß dieser Organellen, streckt sich der parakristalline Schaft auf die 8fache Länge und liegt jetzt als komplexes dreidimensionales Gitterwerk vor. Das Trichocystenprotein ähnelt in seiner Zusammensetzung bestimmten Speicherproteinen. Den Trichocysten Speicherfunktion zuzuschreiben, scheint jedoch nicht plausibel zu sein, da sie niemals in Nahrungsvakuolen gefunden wurden. Auch eine Funktion in der Osmoregulation aufgrund des hohen Na^+-Gehalts in der Trichocystenmatrix ist unwahrscheinlich. Die kontraktile Vakuole reguliert den Ionengehalt der Zelle sehr viel effektiver als der Trichocystenabschuß. Die Annahme, daß die Trichocysten einen nennenswerten Einfluß auf



***Paramecium*, von abgeschossenen Trichocysten umgeben. Der Abschuß von Trichocysten kann durch Zugabe gesättigter Pikrinsäure induziert werden. Foto: Hausmann, Berlin.**

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

das Schwimmverhalten oder die Ausrichtung im Schwerefeld haben, ließ sich ebenfalls nicht bestätigen.
Jüngste Untersuchungen zeigten nun, daß die allererste, bereits vor hundert Jahren postulierte Funktion zur Verteidigung am wahrscheinlichsten ist. Bringt man Paramecien des Wildtypstammes bzw. des Mutantenstammes mit dem räubersichen Ciliaten *Dileptus* zusammen, so haben die Wildtyp-Paramecien eine etwa 45mal größere Chance dem Räuber durch Trichocystenabschuß zu entkommen als die Mutanten. Wird ein *Paramecium* von dem rüsselartig verlängerten, mit Toxicysten besetzten Zellvorderpol eines *Dileptus* berührt, so löst dieses binnen einer Millisekunde den Abschuß hunderter Trichocysten aus. Dies gibt dem *Paramecium* die Chance mit schnellen Schwimmbewegungen dem Angriffsbereich des Räubers zu entkommen. Auch beim Angriff eines Suktors zeigt dieses Verteidigungsprinzip hohe Wirksamkeit.
Trichocysten haben also tatsächlich in erster Linie eine Verteidigungsfunktion. Daß *Didinium* sich von diesem Verteidigungssystem unbeeindruckt zeigt, deuetet auf eine hohe Anpassung des Räubers hin und stellt eher die Ausnahme als die Regel dar. So hat also nur die zufälligerweise unglücklich getroffene Auswahl des Freßfeindes zu irrtümlichen Annahmen geführt.

Literaturhinweise

Haacke-Bell, B., Hohenberger-Bregger, R., Plattner, H.: Trichocysts of *Paramecium*: Secretory organelles in search of their function. Europ. J. Protistol. 25, 289–305 (1990).
Harumoto, T., Miyake, A.: Defensive function of trichocysts in *Paramecium*. J. Exptl. Zoology 260, 84–92 (1991).
Hausmann, K.: Extrusive organells in protists. In: Bourne, G. H., Danielli, J. F. (Hrsg.): Int. Rev. Cytol. 52, 197–276. Academic Press, New York 1978.

Verfasserin: Annett Burzlaff, Institut für Zoologie, FU Berlin, Königin-Luise-Str. 1–3, 1000 Berlin 33

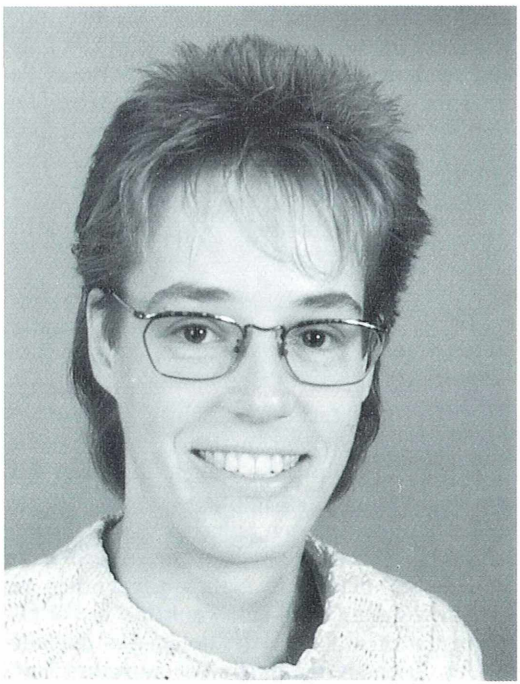
Aus der Redaktion

Liebe Leserin, lieber Leser!

Als Dritte im Bunde der MIKROKOSMOS-Redaktion möchte ich mich Ihnen heute gerne kurz vorstellen.
Im vergangenen Jahr habe ich mein Biologiestudium an der Freien Universität Berlin mit dem Diplom abgeschlossen. Seither bin ich Wissenschaftliche Mitarbeiterin am Institut für Zoologie und beschäftige mich in meiner Doktorarbeit mit einem Thema aus dem Gebiet der Protozoologie.
Als Redaktionsassistentin möchte ich gemeinsam mit Herrn Prof. Hausmann und Herrn Dr. Kremer den MIKROKOSMOS zu einer spannenden und informativen Lektüre gestalten. Ich freue mich auf die Zusammenarbeit mit Ihnen, liebe Leserinnen und Leser, Autorinnen und Autoren, und natürlich auf eine Flut interessanter Artikel.

Viel Spaß beim Lesen wünscht Ihnen

Annett Burzlaff



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

Metalle unter dem Mikroskop

Johann Bornhardt

Durchweg sind feste Stoffe kristallisiert, d. h. die Atome bzw. Moleküle befinden sich über große Bereiche hinweg in einem geometrisch geordneten Zustand (Ausnahme sind z. B. Gläser, feste Stoffe biologischen Ursprungs wie Holz, Knochen, Kohle und anderes mehr). Das Gefüge dieser Stoffe wird durch eine Vielzahl von Kristalliten gebildet. Die Größe und äußere Form der einzelnen Kristallite selbst ist unregelmäßig, da sie nicht frei wachsen können.

Betrachtet man speziell einmal die metallischen Werkstoffe, so sind die Eigenschaften nicht nur von der chemischen Zusammensetzung abhängig, sondern auch wesentlich von der vorliegenden Größe, Form und Ausrichtung der Kristallite (Körner) im Gefüge. Formändernde Bearbeitungen des Werkstücks verändern das Gefüge wesentlich und nehmen daher auch auf die mechanischen Eigenschaften starken Einfluß.

Bei Legierungen liegt im allgemeinen keine homogene Mischung der Bestandteile vor, sondern das Gefüge besteht aus Kristalliten mit unterschiedlicher Konzentration der einzelnen Komponenten. Auch bilden sich Ausscheidungen zwischen den einzelnen Kristalliten, d. h. an den Korngrenzen, die zum Beispiel die Festigkeit des Werkstoffs oder bei einer Verformung die Gleitfähigkeit zwischen den Korngrenzen erheblich beeinflussen.

Bereits von der Herstellung des Werkstoffs her können Verunreinigungen enthalten sein oder während der Verarbeitung eintreten, welche unter Umständen bereits in geringer Konzentration die Festigkeit, Dauerfestigkeit, Verformbarkeit, Bearbeitbarkeit, elektrische Leitfähigkeit oder Korrosionsbeständigkeit nachteilig beeinflussen.

Metalle weisen Phasenänderungen in Abhängigkeit von der Temperatur auf, die man zum Beispiel durch schnelles Abkühlen (abschrekken) „einfrieren" kann. Umgekehrt kann man durch „Anlassen", d. h. gezieltes Tempern die Phasenänderung teilweise rückgängig machen oder modifizieren.

Eine Beeinflussung der Oberfläche von Werkstücken ist auch durch Diffusion in Schmelzen möglich (z. B. Nitrieren von Stahl) oder durch Induktionshärten.

Das Weichglühen oder Tempern von Werkstoffen oder Fertigteilen, die durch Formänderung hart und spröde geworden sind, ist ein weiteres Beispiel für die Vielartigkeit der Werkstoffbeeinflussung.

Weil Einzelheiten dieser Gefügestrukturen mit dem Lichtmikroskop einfach mit hoher Zuverlässigkeit untersucht werden können, spielt die Mikroskopie bei der Werkstoffprüfung, speziell in der Metallographie, eine bedeutende Rolle. Sie beginnt bei der Werkstoffherstellung (Rohmaterial) und reicht bis zur Untersuchung der Fertigprodukte. Selbst später bei einer eventuellen Schadensfeststellung spielt die Mikroskopie eine bedeutende Rolle.

Die lichtmikroskopische Untersuchung der Werkstoffproben wird an Anschliffen vorgenommen. Die Probe wird zersägt und in Kunstharz eingebettet. Die Oberfläche wird auf Spezialmaschinen zunehmend feiner poliert, bis sie in höchstem Maß spiegelnd ist. Vielfach wird die Oberfläche noch werkstoffspezifisch angeätzt, in seltenen Fällen auch bedampft.

Durch Polieren werden die feinen Strukturen in Abhängigkeit von der Härte geringfügig unterschiedlich abgetragen, so daß ein zartes Relief von der Struktur des Materials entsteht. Die verschiedenen lichtmikroskopischen Kontrastierungsverfahren zeigen nun die Oberfläche in unterschiedlicher Weise.

Mit der Ätzung werden die einzelnen Legierungsbestandteile unterschiedlich angegriffen, auch unterschiedlich in Abhängigkeit von der Orientierung der Kristallstruktur zur Oberfläche. Hierdurch werden weitere Differenzierungen im Mikroskopbild möglich. Beispielsweise werden so Fließstrukturen des Werkstoffs infolge der Verarbeitung deutlich sichtbar.

Fremde Einschlüsse, Verunreinigungen können

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

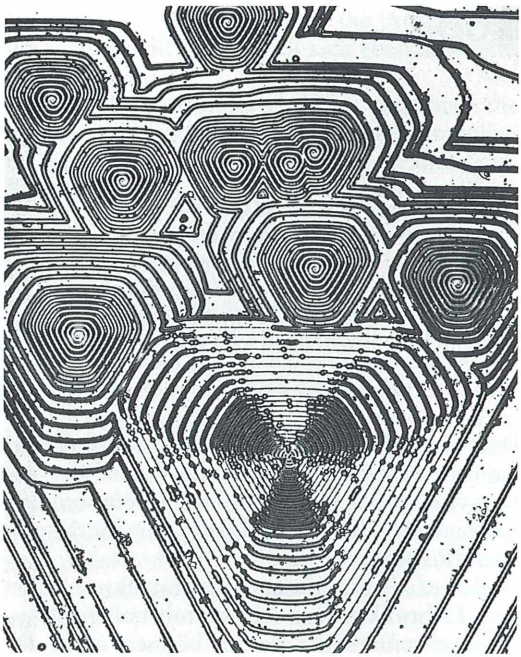


Abb. 1: Oberfläche von Silizium-Carbid-Kristallen (Schleifmittel) mit Epitaxie-Erscheinungen (geordnet ausgeschiedenes Silizium-Dioxid), Auflicht-Hellfeld, Foto: J. Gahm, Zeiss Archiv.

gleichfalls deutlich erkannt werden. Die störenden Einschlüsse haben meist mindere Festigkeit und heben sich in der polierten Probe deutlich von der Umgebung ab.

Bei Routineuntersuchungen sind die Materialkomponenten in der Regel bekannt. Für Analysen, welche Komponenten in der Probe enthalten sind (z. B. bei Schadensfällen, Eingangskontrollen auf richtigen Werkstoff), müssen auch noch andere Untersuchungsmethoden herangezogen werden. Dies sind zum Beispiel Polarisation zur Differenzierung isotroper von anisotropen Phasen. Härteprüfung mit dem Mikrohärteprüfer und die Photometrie. Weitere Untersuchungsverfahren, wie die chemische Analyse oder Röntgen, seien an dieser Stelle nur erwähnt.

Lichtmikroskopische Untersuchungsmethoden

Für die Untersuchung von metallischen (und anderen opaken) Werkstoffen kommt nur die Auflichtbeleuchtung in Frage.

Auflicht-Hellfeld-Beleuchtung. Das Licht wird mittels eines Planglas-Reflektors senkrecht auf die Probenoberfläche geleitet. Das reflektierte Licht zeigt Kontraste, wenn die Partie nicht oder nur vermindert reflektiert oder mehr oder weniger zur Senkrechten geneigt ist. Gut zu erkennen sind Korngrenzen und Einschlüsse.

Auflicht-Differential-Interferenzkontrast. Hiermit können kleinste Höhenunterschiede in der Probe sichtbar gemacht werden (ab ca. 20 nm), die sich in der Probe einstellen, wenn durch das Polieren infolge unterschiedlicher Härte der Strukturen im Gefüge die Oberfläche unter-

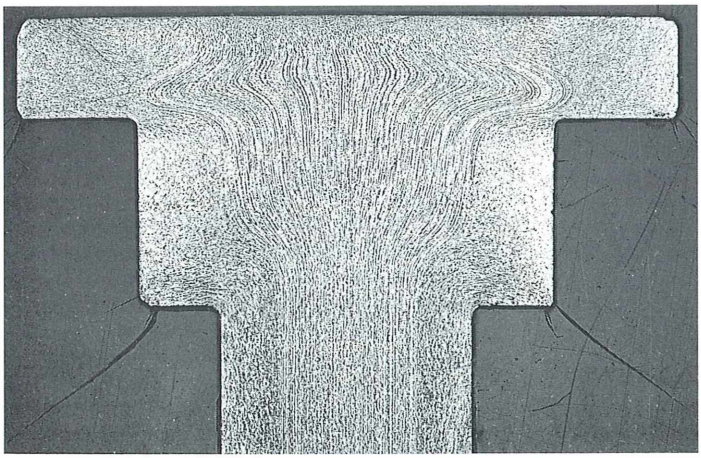


Abb. 2: Längsschliff einer Schraube, Faserverlauf, Auflicht-Hellfeld, Ultraphot/ Luminar 100 mm, Foto: Pietschker, Hamburg, Zeiss Archiv.

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

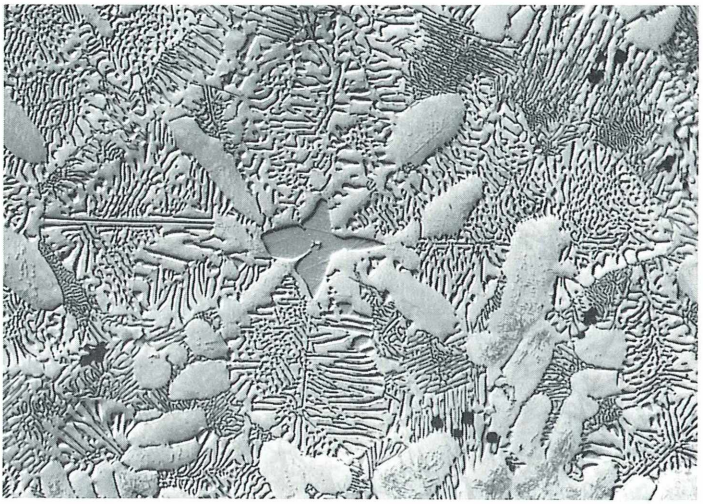


Abb. 3: Schnellstahl, überhitzt gehärtet, Auflicht-Differential-Interferenzkontrast, Ultraphot.

schiedlich abgetragen wird. Dabei können auch Interferenzfarben entstehen, die die Darstellung unterstützen.

Auflicht-Polarisation. Im Beleuchtungsteil befindet sich ein Polarisator, im Beobachtungsteil ein Analysator. Stehen beide in Kreuzstellung, erscheinen isotrope Phasen dunkel, anisotrope mehr oder weniger hell. Bei Abhängigkeit der Anisotropie von der Lichtwellenlänge erscheinen die Phasen auch farbig.

Auflicht-Dunkelfeld. Hier wird seitlich an der Objektivoptik vorbei beleuchtet. Die Korngrenzen leuchten deutlich auf, daher ein wichtiges Verfahren für die Korngrößenbeurteilung. Bei Bauteilen und Fertigteilen werden auch Fließstrukturen sowie Kratzer an der Oberfläche deutlich sichtbar.

Wichtige Voraussetzungen sind hierfür:

- Planoptik, damit die Probe bis zum Rand scharf erscheint.
- Hochwertige Entspiegelung der Linsen, damit das durch die Optik geleitete Licht kein Störlicht erzeugt.
- Besonders angenehm ist der leichte Wechsel der Kontrastierungsverfahren mit demselben Objektiv.
- Leistungsfähige Beleuchtungseinrichtungen, da die Kontrastierungsmethoden (außer Hellfeld) primär viel Licht benötigen.

Mikrofotografie von Metallen

In der Metallografie werden für die Fotografie vorzugsweise die Großformate 9 · 12 oder 4 · 5″ eingesetzt mit den Normvergrößerungen von 50:1, 100:1, 200:1, 500:1 und 1000:1.

Nicht selten haben die Bilder von Werkstoffproben auch ästhetisch ansprechende Konfigurationen und Farben. Sucht man nach Fotomo-

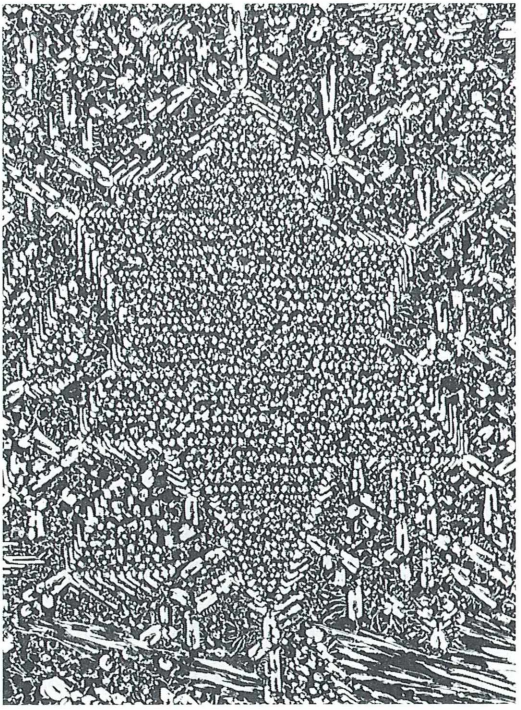


Abb. 4: Sonderguß auf Fe-Basis, Auflicht-Dunkelfeld, Ultraphot, Foto: Pietschker, Hamburg, Zeiss Archiv.

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

tiven, können sich reizvolle Mikrofotografien ergeben.
Auch eine kleine Probe ergibt bei den hohen Vergrößerungen eine unübersehbare Zahl von möglichen Bildausschnitten. Es gehört daher zur Erfahrung und zu dem Geschick eines Prüfers oder Mikrofotografen, das Typische des Materials und der speziellen Probe, aber auch eventuelle Besonderheiten oder Mängel zu erkennen und photographisch festzuhalten.

Verfasser: Johann Bornhardt, Rosenweg 7, 7082 Oberkochen

Kurze Mitteilung

Blattanatomie und Lichtintensität

Ein schönes Beispiel dafür, daß man mit dem intelligenten Gebrauch des Lichtmikroskops noch interessante Entdeckungen machen kann, zeigt eine Arbeit, die kürzlich in Californien durchgeführt worden ist. Die Forscher untersuchten die Abhängigkeit der Blattanatomie und die photosynthetische Kapazität einer Pflanze, *Alocasia macrorrhiza*, die zur Familie der Aronstabgewächse (Araceae) gehört. Diese ursprünglich im tropischen Regenwald von Australien beheimatete Pflanze wächst normalerweise im tiefen Schatten des Unterholzes, wird aber beim Absterben und Zusammenbrechen großer Bäume oft plötzlich dem vollen Sonnenlicht ausgesetzt. Man kann also erwarten, daß sie gegenüber schnellem Wechsel der Lichtintensität tolerant ist. Im Experiment wurden daher Pflanzen teilweise unter Bedingungen gehalten, die 1 % des vollen Sonnenlichtes entsprachen; andere wurden unter Lichtbedingungen gehalten, die 20 % des vollen Sonnenlichtes entsprachen. Die Untersuchung der Blattdicke und der inneren Anatomie erfolgte an Schnitten, die mit Toluidin-Blau angefärbt wurden. Die Beobachtungen und Messungen erfolgten bei einer Vergrößerung von 300x.

Anatomische Parameter ausgewachsener Blätter unter Starklicht (11 mol Photonen pro Tag pro m²) und Schwachlicht (0,5 mol Photonen pro Tag pro m²)

	Licht-Blätter-	Schatten-Blätter
Blattdicke (µm)	291	207
Mesophyll-Dicke (µm)	226	149
Epidermis-Dicke (µm)	65	57
Pallisadenzell-Höhe (µm)	61	44
Größe der Pallisadenzellen (µm²)	1037	787
Schwammparenchym-Dicke (µm)	165	104
Luft-Raum (%)	42	46
Größe der Schwammparenchym-Zellen	614	514

Die photosynthetische Kapazität der stark beleuchteten (Licht-)Blätter war um 66 % höher als die der schwach beleuchteten (Schatten-) Blätter. Dem entsprach die Blattdicke (Tabelle), die bei den Licht-Blättern 41 % größer war als bei den Schattenblättern. Auch die Dicke des Mesophyll-Gewebes und der Epidermis waren bei den Lichtblättern 52 % und 13 % größer als bei den Schattenblättern, obgleich in beiden nur jeweils eine Pallisaden-Schicht vorhanden war. Im Gegensatz dazu war die Zahl der Schwamm-Parenchym-Zellen bei den Lichtblättern um 71 % erhöht, während die Größe derselben nur um 19 % zugenommen hatte.
Interessant waren die Versuche, bei denen die Pflanzen aus den Schatten-Bedingungen in die Licht-Bedingungen gewechselt wurden. Es zeigte sich, daß lediglich die Blätter, die sich nach der Umstellung noch im Streckungswachstum befanden, sich an die stärkere Belichtung hinsichtlich ihrer Blattanatomie anpassen konnten. Ausgewachsene Blätter können sich an geänderte Lichtbedingungen nicht mehr anpassen. Der Anpassungsmechanismus besteht also in dem Ersatz der vorhandenen Blätter aus dem vorhergehenden Lichtregime durch neue, die an das entsprechende Lichtregime angepaßt sind.

Sims, D.A., Pearcy, R.W.: Response of leaf anatomy and photosynthetic capcity in *Alocasia macrorrhiza* (Araceae) to a transfer from low to high light. American Journal of Botany 79, 449–455 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

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

Verbesserung der Selbstbau-Polarisationsmikroskopie durch Optimierung der Dunkelstellung

Walter Neubert

Das Arbeiten mit polarisiertem Licht hat die Mikroskopiker immer wieder fasziniert, besonders dann, wenn sie Mikroaufnahmen zu sehen bekommen, wie z. B. das Titelbild im MIKROKOSMOS 8/86 „Seeigelzahn quer". Bei diesen Aufnahmen bestechen die satten Interferenzfarben und der tiefschwarze Hintergrund.

Im MIKROKOSMOS findet man eine Reihe von Veröffentlichungen, die sich mit dem Ausbau eines Kursmikroskopes für polarisationsoptische Beobachtungen mit einfachen Mitteln befassen (z.B. Gangloff, 1984 und Kremer, 1982). Es gibt sicher viele Mikroskopiker, die sich nach solchen Anleitungen ihre Mikroskope um diese interessante Variante erweitert haben.

Wer sich kritisch mit dieser Technik befaßt hat, mußte die Erfahrung machen, daß die Auslöschung des Lichtes bei gekreuzten Polfiltern zu wünschen übrigläßt. Immer verbleibt ein Restlicht, was die Farbsättigung beeinträchtigt. Auf Mikroaufnahmen erscheint an Stelle des tiefschwarzen Hintergrundes ein meist ins bläuliche gehender Farbstich. Der folgende Beitrag richtet sich daher an die Mikroskopiker, die mit ihrer Polarisationseinrichtung nicht zufrieden sind.

Es gibt zwei Gründe, die das Ergebnis beeinträchtigen:

1. Die verwendeten Polfilter genügen nicht den Anforderungen, die man bei der Polarisationsmikroskopie an sie stellen muß. Eine einfache Prüfung, die jeder selbst durchführen kann, klärt auf, ob die Filter geeignet sind. Man legt beide Filter aufeinander und verdreht sie solange, bis Löschung erreicht ist. Dabei schaut man durch die Filter auf eine brennende Glühbirne. Bei sorgfältiger Einjustierung der beiden Filter auf Dunkelstellung darf die Glühbirne nicht mehr zu sehen sein. Wenn die Glühbirne noch zu erkennen ist und womöglich einen blauen Farbstich hat, sind die Filter ungeeignet.
2. Die Mikroskop-Optik ist nicht spannungsfrei. Was heißt das? Die verwendeten Linsen haben die Eigenschaft, in geringfügiger Weise polarisiertes Licht beim Durchgang zu beeinflussen. Für die Normalanwendung haben solche Spannungen keinerlei Bedeutung. In der Polarisations-Mikroskopie aber sind sie störend. Sie beeinträchtigen das Löschverhalten der Filter. Das führt dazu, daß eben in der 90 ° Stellung keine vollständige Auslöschung zustande kommt. Aus diesem Grunde werden für Polarisationsmikroskope grundsätzlich spannungsfreie Objektive und Kondensoren verwendet.

Ist es nun möglich, mit den einfachen Mitteln, die einem Amateur zur Verfügung stehen, trotzdem solch schöne Aufnahmen herzustellen? Oder wenigstens die visuelle Beobachtung von so kontrastreichen und reinen Interferenzfarben zu ermöglichen? Wer möchte sich schon teure Spezialoptiken für gelegentliche Beobachtungen im polarisierten Licht anschaffen!

Im folgenden wird aufgezeigt, wie man seine Polarisationseinrichtung verbessern kann.

Zu 1.: Es gibt hochwertige Polarisationsfolien zu kaufen, die den Anforderungen genügen. Die Fa. Schneider, Optische Werke in Bad-Kreuznach, liefert die Polarisationsfolie Typ P-W 44 in 5 × 5 cm großen Stücken sehr preiswert. Die Folie besitzt ein Löschungsvermögen von 1:20000, entsprechend einem Polarisationsgrad von 99,99 %. Das Restlicht ist farblos. Die Folie kann leicht auf das individuelle Sollmaß zugeschnitten und ungefaßt verwendet werden. Gegen einen Aufpreis kann man sich die Filter aber auch paßgerecht zuschneiden oder auch fassen lassen. Solche Sonderwünsche verteuern allerdings die Anschaffung erheblich.

Zu 2.: Auch hier gibt es eine Abhilfe, die wenig

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

bekannt ist. Mit Hilfe einer Lambda/4 Verzögerungsfolie (ebenfalls bei der Fa. Schneider erhältlich) ist es möglich, das Restlicht beträchtlich zu verringern. Zunächst wird der Polarisator auf maximale Dunkelheit eingestellt. Dann wird die Verzögerungsfolie auf den Polarisator gelegt und ebenfalls auf maximale Dunkelheit gedreht. Dabei darf der Polarisator nicht mitgedreht werden. Nachdem maximale Dunkelheit erreicht ist, wird der Polarisator allein um einen geringen Betrag von der 90 ° Stellung weggedreht. Das führt natürlich zu einer Aufhellung des Bildfeldes. Nun wird die Verzögerungsfolie allein verdreht, bis wieder maximale Dunkelheit herrscht. Ist die erreichte Dunkelheit größer, dann wurde das Polfilter in der richtigen Richtung verdreht. Im umgekehrten Falle ist das Polfilter nach der anderen Seite zu verdrehen. Es kommt nun darauf an, durch ganz vorsichtiges Justieren des Polfilters und der Verzögerungsfolie die Einstellung maximaler Auslöschung zu finden. Das klingt etwas kompliziert, ist aber in der Praxis ganz einfach. Man merkt sehr bald, in welche Richtung und wieviel der Polarisator und die Verzögerungsfolie zu verdrehen sind, um optimale Auslöschung zu erhalten. Die Einstellung ist sehr kritisch, d. h. schon geringste Veränderungen bewirken viel.

Physikalisch geschieht folgendes: Durch die Spannungen in den Linsen des Kondensors und des Objektivs erhält das linear polarisierte Licht eine elliptische Komponente. Die Lambda/4 Verzögerungsfolie bewirkt das gleiche, wenn sie nur wenig gegen die Lage verdreht wird, in der sie keine Wirkung zeigt. Es kommt nun darauf an, die vorhandene elliptische Verschiebung mit Hilfe der Verzögerungsfolie zu kompensieren.

Zum Verständnis sei erläutert, wie eine Lambda/4-Verzögerungsfolie funktioniert. Die Folie hat zwei Vorzugslagen, die räumlich um 90 ° zueinander versetzt sind. In der einen Lage wird polarisiertes Licht einer bestimmten Wellenlänge (z. B. 550 nm) um eine viertel Wellenlänge gegenüber der anderen Lage phasenverschoben. Das Licht benötigt also in der einen Richtung mehr Zeit, um die Folie zu passieren, als in der um 90 ° dazu versetzten. Daher kommt die Bezeichnung „Verzögerungsfolie". Das führt zu folgendem Phänomen: dreht man eine solche Folie zwischen gekreuzten Polfiltern um 360 °, dann bemerkt man, daß im Abstand von 90 ° Dunkelheit zu beobachten ist. Die Folie zeigt in diesen vier Stellungen keine Wirkung. Dazwischen gibt es um 45 ° versetzt vier Stellungen maximaler Helligkeit. In diesen Stellungen wird das linear polarisierte Licht in zirkular polarisiertes umgewandelt.

Geht man von einer Stellung aus, in welcher die Verzögerungsfolie keine Wirkung zeigt und dreht sie um einen geringfügigen Betrag, dann hellt sich das Bildfeld sofort auf. Das austretende Licht ist elliptisch polarisiert. Die Folie hat eine Phasenverschiebung verursacht. Verdreht man die Folie im Uhrzeigersinn, dann wirkt die Phasenverschiebung additiv, gegen den Uhrzeigersinn substraktiv. Es ist demnach möglich, linear polarisiertes Licht mit Hilfe einer Verzögerungsfolie so zu beeinflussen, daß die negativen Einflüsse der optischen Elemente, die sich zwischen Polarisator und Analysator befinden, wieder aufgehoben werden.

Abbildung 1 zeigt die vorgeschlagene Reihenfolge der Filteranordnung. Die in der Mikroskopoptik erzeugte elliptische Polarisation wird kompensiert, indem der Polarisator aus der 90 ° Stellung geringfügig verdreht und die linear polarisierte Lichtstrahlung mit Hilfe der Verzögerungsfolie in eine elliptisch polarisierte derselben Größenordnung, aber umgekehrter Phasenlage umgewandelt wird. Hinter der Mikroskopoptik liegt demnach wieder eine linear polarisierte Lichtstrahlung vor. Die Kompensation ist natürlich nur für eine Wellenlänge exakt möglich. Deshalb gelingt es nicht, die optischen Spannungen vollständig zu eliminieren, wohl aber zu minimieren. Das Ergebnis kann sich sehen lassen. Es lassen sich damit Mikrofotos von ausgezeichneter Qualität herstellen.

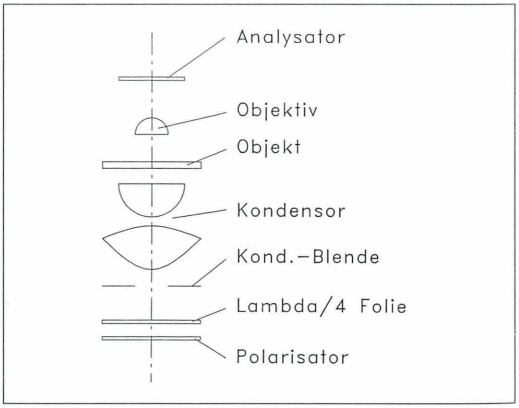


Abb. 1: Filteranordnung mit Lambda/4-Folie zur Kompensation geeignet für das Standardmikroskop.

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

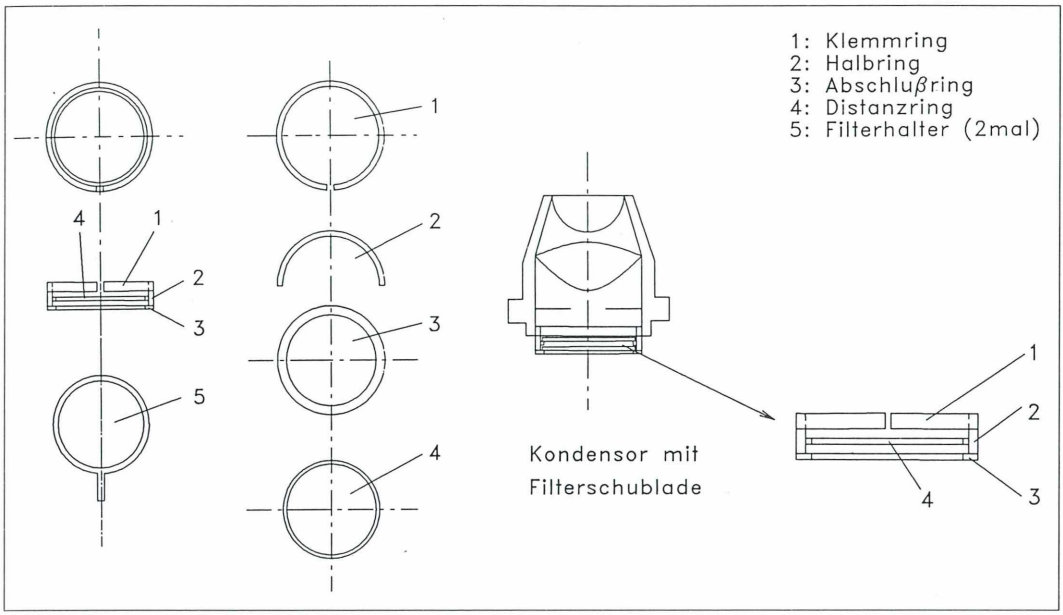


Abb. 2: Filterschublade mit Polarisator und Lambda/4-Folie zum Anbau an den Kondensor, Teilezeichnung.

Die Filteranordnung gemäß Abbildung 1 läßt sich an jedem Mikroskop leicht realisieren. Den Entwurf einer Filterschublade, die man am Kondensor befestigen kann, zeigt Abbildung 2. Die Teile 1, 2, 3 und 4 werden aus einem passenden Messing- oder Kunststoffrohr herausgesägt und mit UHU-Plus zusammengeklebt. Die Lichteintrittsöffnung des Kondensors nimmt die Filterschublade auf. Dazu dient der Klemmring Teil 1. Der Ring ist aufgeschlitzt und findet mit seiner Federkraft genügend Halt im Kondensor.

Der Distanzring Teil 4 teilt die Schublade in zwei Hälften, so daß die Filter unabhängig voneinander bewegt werden können. Der Distanzring wird aus dem gleichen Rohrstück herausgesägt und aufgeschlitzt. Man entfernt soviel vom Umfang, daß sich der Ring dem Innendurchmesser von Teil 2 anpaßt. Mit UHU-Plus eingeklebt, ergibt sich eine stabile Konstruktion.

Teil 5 läßt sich leicht aus einer stabilen Kunststoffolie herausschneiden. Er wird je einmal für den Polarisator und die Lambda/4-Folie benötigt, die mit einem geeigneten Kleber darauf befestigt werden. Dabei ist auf die richtige Orientierung des Polarisators (vorher ausprobieren und kennzeichnen) zu achten.

Polarisator und Lambda/4-Folie werden von vorn in die Schublade geschoben und können auf einfache Weise gegeneinander verdreht werden. Nach erfolgter Einjustierung sollten die beiden Filter gegen Herausfallen und Verdrehen gesichert werden. Kleine Holzkeile, die man sich aus Streichhölzern zurechtschneidet, eignen sich dafür.

Die Dimensionierung der Filterschublade hängt von den mechanischen Abmessungen des Kondensors ab und muß individuell bestimmt werden.

Bei Mikroskopen mit eingebauter Beleuchtung können die beiden Filter ohne jeden Aufwand am Lichtaustritt angeordnet werden. Sie werden einfach aufeinander gelegt und einjustiert. Eine Filterschublade erübrigt sich.

Literaturhinweise

Bovard, J.P.: Seeigelzahn, Mikrokosmos *75*, Umschlagbild (1986).

Gangloff, P.: Die Bestimmung von Gesteinen mit Hilfe des Mikroskopes. Mikrokosmos *73*, 105–110, (1984).

Kremer, B.P.: Polarisationsoptische Beobachtungen im Kursmikroskop. Mikrokosmos *71*, 213–218, (1982).

Firmenanschrift: Jos. Schneider, Optische Werke, Ringstraße 132, 6550 Bad Kreuznach

Verfasser: Walter Neubert, Tassilostr. 1, 8011 Kirchheim/München

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

Filigraner „Schaufelbagger" für Vegetarier

Die Schnecken (Gastropoden) sind mit ca. 110000 Arten die weitaus größte Klasse innerhalb der Mollusken. Sie haben im Laufe ihrer Evolution nahezu alle Lebensräume des Meeres, des Süßwassers und des Festlandes erobert. Die Vielfalt der von Schnecken besiedelten Lebensräume spiegelt sich naturgemäß unter anderem auch in einer außerordentlich vielseitigen Ernährungsweise wider. Neben den weitverbreiteten Pflanzenfressern gibt es Aasfresser, Jäger, die ihre Beute mit Gift töten, Strudler, „Fallensteller" mit Schleimnetzen sowie darüberhinaus auch einige parasitäre Formen.

Die meisten Schnecken nehmen ihre Nahrung mit Hilfe der Reibezunge (Radula) auf. Sie ist eine molluskentypische Struktur im vordersten Schlundbereich des Verdauungstraktes, die je nach Nahrung in vielgestaltiger Form entwikkelt ist.

Die Radula der hier vorgestellten afrikanischen Schneckengattung *Biomphalaria* gehört zum wohl ursprünglichsten Ernährungstyp, dem „Weidegänger". Sie besteht aus zahlreichen Reihen quer angeordneter Zähnchen, die einer biegsamen Chitinmembran aufsitzen (Abb. 1). Jede dieser Querreihen besitzt in der Mitte einen zweispitzigen Zentralzahn. Nach außen schließen sich auf beiden Seiten sieben bis acht Lateralzähne an (ihre Anzahl variiert in Abhängigkeit von Alter und Größe der Tiere). Die Lateralzähne sind in aller Regel dreispitzig. Die außen liegenden Marginalzähne beginnen ab der achten oder neunten Längsreihe mit einer allmählichen Streckung der Basis, begleitet von einer Zackenzunahme (Abb. 2).

Bei der Nahrungsaufnahme wird die Radula durch die ventral gelegene Mundöffnung mit Hilfe des Radulapolsters nach außen geklappt (Abb. 3a). Die vordere Kante der Radula schabt mittels verschiedener Muskelgruppen des Buccalapparates und des Radulapolsters wie ein Schaufelbagger die Nahrung ab. Anschließend werden die aufgenommenen Nahrungspartikel durch eine Rückwärtsbewegung des Radulapolsters in den Schlund befördert und von dort nach hinten in Richtung des Magens transportiert. Bei Biomphalarien besorgen aktiv in den muskulösen Magen aufgenommene Sandkörner eine weitere Zerkleinerung der Nahrungspartikel. Abgenutzte und abgebrochene Zähnchen werden durch den Verdauungstrakt mit dem Kot ausgeschieden.

Abb. 1: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme der Radula von *Biomphalaria sudanica* mit zweizackigen Zentralzähnen (Mitte) sowie rechts und links davon dreizakkigen Lateralzähnen. Vergr.: 570x.

Die Radula wird in der sogenannten Radulatasche gebildet, einer nach hinten ausgerichteten Ausstülpung des Schlundes (Abb. 3b). Spezialisierte Zellen des Taschenepithels scheiden Sekrettropfen aus, aus denen nach Beimischung von Pigmenten und Mineralsalzen die Zähnchen entstehen. Die Radula wächst ständig von hinten nach und wird wie ein Fließband nach vorne über das Radulapolster in Richtung Mundöffnung geschoben (Kaestner, 1982). Untersuchungen an der großen Schlammschnecke *(Lymnaea stagnalis)* haben gezeigt, daß die gesamte Radula nach etwa 40 Tagen völlig erneuert ist (Götting, 1974).

Die Anzahl der Radulazähnchen verschiedener Arten reicht von einigen wenigen bis zu einer knappen Million! Innerhalb der Gattungen und höherer Taxa ist die Anzahl und Anord-

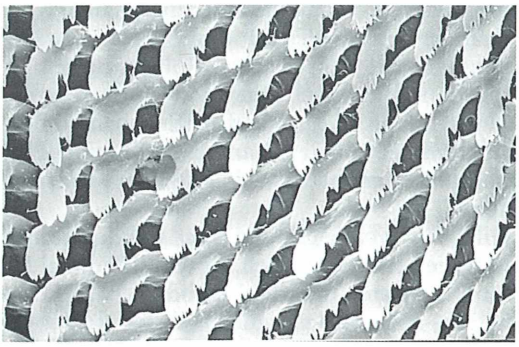
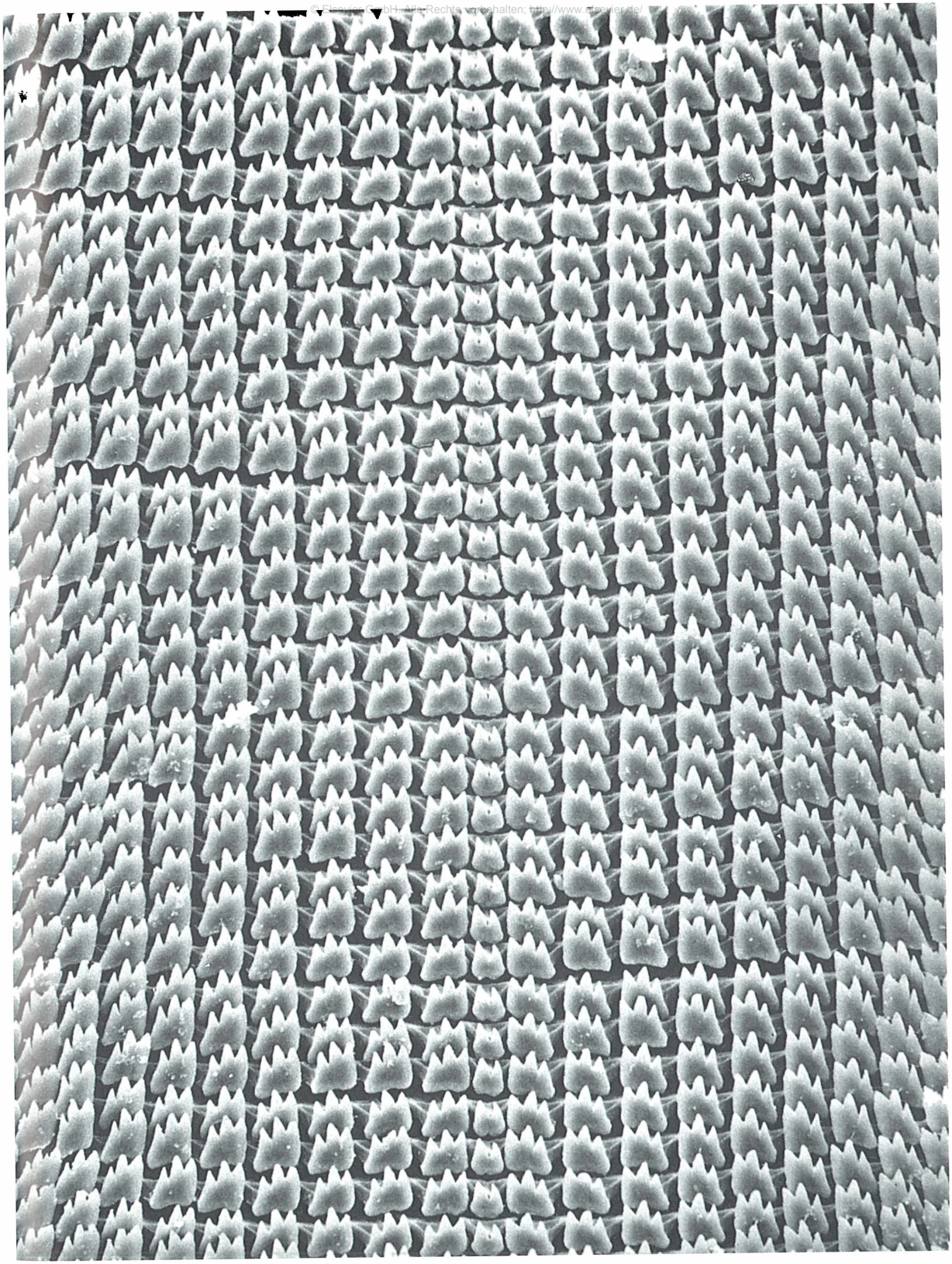


Abb. 2: Die Randzähne (Marginalzähne) sind vielzackig. Vergr.: 540x.

© Springer GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.springer.de/



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

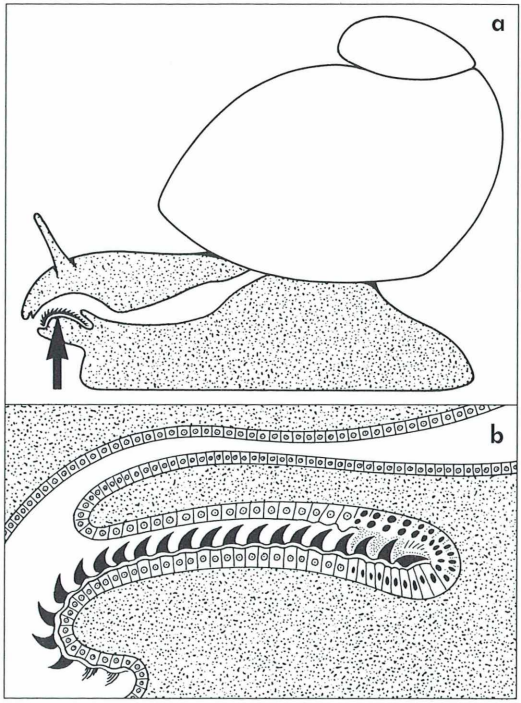


Abb. 3: Schematische Darstellung von Lage (a, Pfeil) und Morphologie der Radula (b).

nung der Zahnreihen relativ konstant, so daß sie als taxonomische Merkmale herangezogen werden können. Im Falle der Biomphalarien ist die Variationsbreite bei nahe verwandten Arten allerdings relativ groß. Zur Artunterscheidung müssen teilweise andere morphologische Merkmale herangezogen werden, wie beispielsweise die Ausprägung der zwittrigen Genitalorgane (Vollmer, 1991).

Biomphalarien gehören zu den Wasserlungenschnecken der Familie Planorbidae, deren Gehäuse zumeist scheibenförmig in einer Ebene aufgerollt sind. Sie sind mit der mitteleuropäischen Posthornschnecke vergleichbar, nur wesentlich kleiner. Zahlreiche Spezies innerhalb der Biomphalarien sind Zwischenwirte des Erregers der Bilharziose in Ost- und Westzentralafrika.

Literaturhinweise

Götting, K.J.: Malakozoologie. 1. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1947.

Kaestner, A.: Lehrbuch der Speziellen Zoologie. Band 1: Wirbellose Tiere, 3. Teil. 4. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1982.

Vollmer, W.: Anatomical features and their variation in the african schistosome hosts, *Biomphalaria sudanica* and *Biomphalaria camerunensis* (Pulmonata; Planorbidae). Proc. X. Int. Malacol. Congr., Tübingen 1989, 579–582 (1991).

Verfasser: Werner Vollmer, Friedenstr. 53, 7530 Pforzheim

Kurze Mitteilung

Zell-Zell-Kontakt ändert intrazellulären pH-Wert

Der intrazelluläre pH-Wert [pH(i)] ist ein wichtiger Faktor für die Aktivität der Zelle, der vor allem die Anheftung von Zellen an ein festes Substrat reguliert. Außer der Adhäsion von Fibroblasten werden auch deren Lokomotion und Proliferation vom pH(i) beeinflußt. Es zeigte sich nun, daß der pH(i) von der Zahl der Kontakte der Zelle mit benachbarten Zellen und dem Substrat abhängt: Einzelzellen haben einen pH(i)-Wert von 6,9; Zellen, die sich mit drei bis fünf Nachbarzellen berühren, haben einen pH(i)-Wert von 7,0; während eine dichte, einschichtige Zellage einen pH(i)-Wert von 7,15 aufweist. Die Abhängigkeit der pH(i)-Werte von der Zelldichte konnte simuliert werden durch steigende Konzentrationen einer Peptid-Lösung (sogenanntes RGD-Peptid mit den Aminosäuren Arginin-Glycin-Asparagin). Dieses RGD-Peptid kommt auch in den extrazellulären Matrix-Proteinen der Mäuse-Fibroblasten vor. Die Zell-Zell- und Zell-Substrat-Wechselwirkungen werden durch Integrine vermittelt, welche die RGD-enthaltenden Orte der Proteine der extrazellulären Matrix erkennen.

Galkina, S.I., Sud'Ina, G.F., Margolis, L.B.: Cell-cell contacts alter intracellular pH. Experimental Cell Research 200, 211–214 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

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

Das Maisblatt

Eine Einführung in die Blattanatomie einer C_4-Pflanze

Rudolf Väth

Der typische Aufbau eines bifazialen Laubblattes dikotyler Pflanzen ist allgemein bekannt. Die Erarbeitung der Begriffe Epidermis, Palisaden- und Schwammgewebe und ihrer Aufgaben wird bereits in der Schule an geeigneten Objekten (*Helleborus*) vorgenommen. Ganz anders sieht aber der Blattaufbau einiger tropischer Gräser aus. Als leicht zugängliches Beispiel soll das Blatt von *Zea mays* dienen.

Zur Untersuchung benötigt man frische, kräftig, entwickelte, aber nicht zu alte Maisblätter, die etwa 1 m Länge erreicht haben. Von einem Stückchen aus der Blattspreite fertigt man zwischen Holundermark sehr dünne Querschnitte an und betrachtet sie im Wassertropfen. Dabei fällt sofort auf, daß hier sowohl die obere wie auch die untere Epidermis Spaltöffnungen besitzen. Außerdem ist das Blattmesophyll nicht in Palisaden- und Schwammparenchym unterteilt, sondern umgibt allseitig die zahlreichen Leitbündel. Besonders dünne Schnitte zeigen, daß es, vor allem zwischen den Leitbündeln, auch viele Interzellularen aufweist. Wenn die meist darin eingeschlossenen Luftblasen die Beobachtung beeinträchtigen, kann man das Präparat z. B. in Etzolds Gemisch fixieren und färben und nach Entwässerung in Euparal einschließen.

Die Unterscheidung von Ober- und Unterseite am scheinbar zunächst symmetrischen Querschnitt gelingt einmal durch die kollateralen Leitbündel; das Xylem liegt oben. Eine weitere Hilfe sind besonders große, sogenannte Gelenk- oder Entfaltungszellen („bulliforme Zellen"), die nur in der oberen Epidermis vorkommen. Außerdem sind zahlreiche Haarbildungen zu sehen.

Die Leitbündel selbst besitzen einen auffälligen Ring von chlorophyllhaltigen Bündelscheidenzellen. Diese Leitbündelscheiden sind auf die Blattspreiten beschränkt, den Stengelleitbündeln fehlen sie. Dabei sind an den kleineren Bündeln die Scheidenzellen auffallend groß und dünnwandig, während die großen Blattnerven kleinzelligere Bündelscheiden aufweisen. Dafür können dort aber oben und unten sklerenchymatische Erweiterungen der Leitbündelscheide vorhanden sein, die zur besseren mechanischen Stabilität der großen Blattspreite beitragen (Abb. 1).

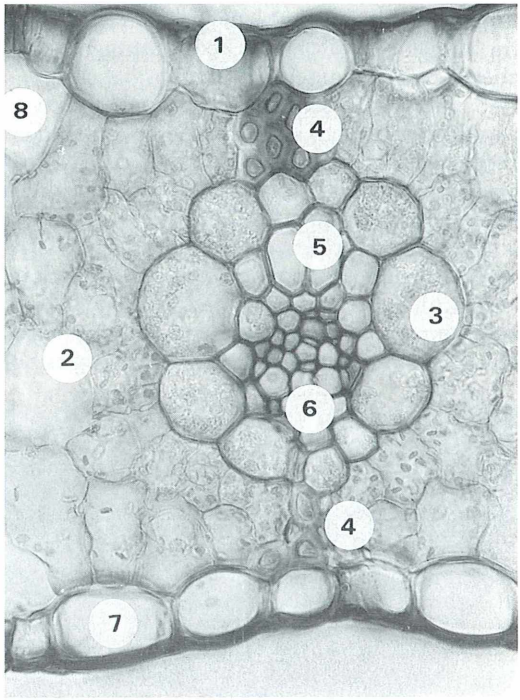


Abb. 1: Blattquerschnitt von *Zea mays*, Kranzanatomie: 1 obere Epidermis, 2 Mesophyll, 3 Leitbündelscheide, 4 sklerifizierte Erweiterung der Bündelscheide, 5 Xylem, 6 Phloem, 7 untere Epidermis, 8 Interzellularraum.

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

Führt man den Blattquerschnitt durch den Bereich der sog. Mittelrippe, so ist bei schwacher Vergrößerung zu erkennen, daß diese Mittelrippe nicht etwa aus einem besonders großen Gefäßbündel besteht, sondern eine Leiste aus großzelligem Parenchym darstellt, an deren Unterseite sich zahlreiche Leitbündel zusammendrängen (Abb. 2).

Als Haberlandt für den besonderen Bau des Maisblattes 1904 den Begriff „Kranzanatomie" prägte, bezugnehmend auf die auffälligen Leitbündelscheiden und die daran radiär ansetzenden Mesophyllzellen, konnte er noch nicht wissen, daß der anderen Anordnung auch Besonderheiten in den biochemischen Leistungen des Assimilationsgewebes entsprechen. Grundlegende Arbeiten von Hatch und Slack in den sechziger Jahren zeigten, daß der Mais, wie auch andere aus den Tropen stammende Gräser, zu den C_4-Pflanzen gehört. Sie unterscheiden sich von den C_3-Pflanzen in der primären Bindung und Anlieferung des zur Kohlenhydratsynthese nötigen CO_2. Der experimentelle Zugang zu diesen Problemen ist recht schwierig; einige grundlegende Beobachtungen sind aber auch mit einfachen Mitteln möglich.

Untersucht man sehr dünne Blattquerschnitte von Frischmaterial, so erkennt man bei starker Vergrößerung (Ölimmersion), daß die Chloroplasten von Bündelscheiden- und Mesophyllzellen Unterschiede aufweisen. Die der Bündelscheiden sind größer und zeigen eine relativ grobe Körnung. Es handelt sich dabei um Stärkeeinschlüsse. Dagegen fehlen ihnen die sonst lichtmikroskopisch typischen Granastrukturen. Die Mesophyll-Chloroplasten dagegen besitzen Chlorophyllgrana, aber keine Stärkeeinschlüsse. Dieser „Chloroplasten-Dimorphismus" läßt sich besonders gut an elektronenmikroskopischen Aufnahmen zeigen. Bei der lichtmikroskopischen Beobachtung muß man kritisch sein, da beim Schneiden und Einbetten einzelne Chloroplasten aus ihren Zellen verlagert werden können.

Ergänzend dazu führt man an frischen Blattquerschnitten von Maispflanzen, die 12 Stunden intensivem Sonnenlicht ausgesetzt waren, eine Nachweisreaktion mit Lugol'scher Lösung durch. Dabei gelingt der Nachweis photosynthetisch gebildeter Stärke nur in den Chloroplasten der Leitbündelscheide; die Mesophyllzellen sind frei davon (Abb. 3). Nach einer Dunkelphase von einigen Tagen zeigen auch die Bündelscheiden-Chloroplasten keine Stärke mehr; sie ist über die Leitungsbahnen abtransportiert worden. Die zugrundeliegenden biochemischen Vorgänge lassen sich stark vereinfacht folgendermaßen darstellen:

Bekanntlich besteht die Photosynthese aus zwei Hauptschritten. In den Primärprozessen wird mit Hilfe von zwei Photosystemen und Licht Energie in Form von ATP und Reduktionsäquivalenten ($NADPH + H^+$) zur Verfügung gestellt. Diese werden in den anschließenden Sekundärprozessen für die Reduktion und den Einbau des aufgenommenen CO_2 in Kohlenhydratverbindungen benötigt.

Die C_3-Pflanzen binden dabei das CO_2-Molekül zunächst an einen Akzeptor, das Ribulose-1,5-bisphosphat. Die Reaktion wird von einem sehr komplex aufgebauten Enzym, der Ribulosebisphosphatcarboxylase (Rubisco) kataly-

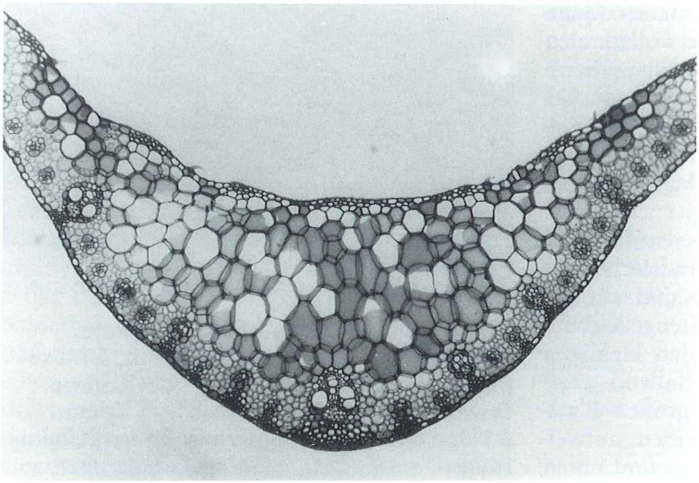


Abb 2: Mais, Blattquerschnitt durch die Mittelrippe (schwache Vergrößerung).

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

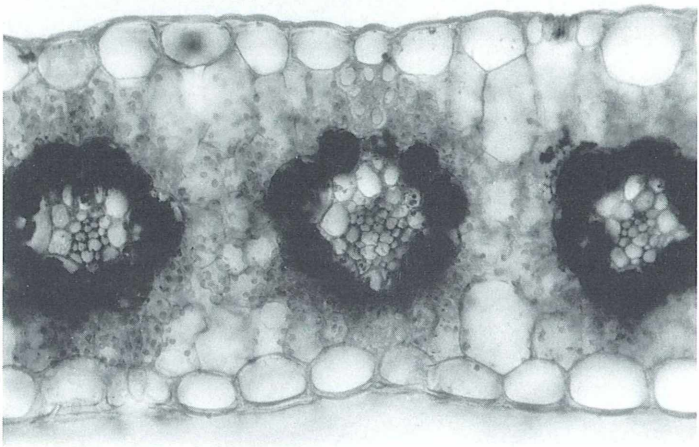


Abb 3: Stärkenachweis in den Leitbündelscheidenzellen (nach Belichtung) mit Jod-Kaliumjodidlösung.

siert. Zunächst entsteht dadurch ein instabiles Zwischenprodukt, das sofort in zwei Moleküle Phospho-3-glycerat zerfällt. Diese wiederum werden durch die bereitgestellten Reduktionsäquivalente und unter ATP-Verbrauch zu Triosephosphaten reduziert. Die Triosephosphate dienen teilweise zum Aufbau von Hexosen, teils werden sie zur Regeneration des CO_2-Akzeptors verwendet, so daß ein Kreisprozeß, der Calvincyclus, in Gang gehalten wird. Die darin erstmals faßbaren Zwischenprodukte mit drei C-Atomen haben der betreffenden Pflanzengruppe ihre Bezeichnung eingebracht.

Bei C_4-Pflanzen wie dem Mais ist ein teilweise anderer Weg der CO_2-Bindung verwirklicht. In den Mesophyllzellen des Maisblattes ist Phosphoenolpyruvat der primäre CO_2-Akzeptor. Er reagiert damit zu Oxalacetat, einem C_4-Körper. Das beteiligte Enzym heißt PEP-Carboxylase. Das gebildete Oxalacetat seinerseits wird unter Verbrauch an $NADPH+H^+$ in Malat, ebenfalls eine C_4-Dicarbonsäure, überführt. Im Mesophyll des Maisblattes reichert sich also bei Belichtung und CO_2-Zufuhr Malat an, während Stärke nicht zu finden ist. Dieses Malat wird aus den Mesophyllzellen in die Zellen der Leitbündelscheide transportiert, wozu zahlreiche elektronenoptisch gut nachweisbare Plasmodesmen zwischen beiden Zelltypen ausgebildet sind. Dort wird es in den Chloroplasten durch das NADP-Malatenzym zu Pyruvat decarboxyliert. Dabei werden CO_2 und $NADPH+H^+$ frei, die in den Calvincyclus eingehen, der beim Mais auf die Bündelscheidenzellen beschränkt ist, so daß nur dort eine umfangreiche Neusynthese von Hexosen und Stärke abläuft.

Das Pyruvat kehrt in die Mesophyllzellen zurück, wird dort wieder zu PEP phosphoryliert und steht somit erneut für eine CO_2-Aufnahme auf dem C_4-Weg zur Verfügung. Auch hier liegt also ein Kreisprozeß vor. Die Vorgänge verkomplizieren sich zusätzlich noch dadurch, daß in den Mesophyllzellen ein mehrfacher Wechsel von Intermediärprodukten zwischen Chloroplasten und Zellplasma stattfinden muß.

Damit entspricht dem sichtbaren Chloroplastendimorphismus und der besonderen Blattanatomie auch eine arbeitsteilige biochemische Zusammenarbeit. Ein vereinfachtes zusammenfassendes Schema dazu wird in Abbildung 4 dargestellt.

Weitere Einzelheiten des Aufbaus lassen sich an Längs- und Oberflächenschnitten der Maisblätter erkennen. Dabei sollte das Frischpräparat fallweise aufgehellt oder auch angefärbt werden.

Abbildung 5 zeigt eine Aufsicht auf die Epidermis. Die langgestreckten Epidermiszellen sind durch gewellte Seitenwände miteinander verzahnt. In ziemlich regelmäßigen Reihen liegen die Spaltöffnungen; sie entsprechen dem Gramineentyp, besitzen die bekannten hantelförmigen Schließzellen und zwei fast dreieckig erscheinende Nebenzellen. Öffnen und Schließen des Zentralspalts wird durch Turgoränderungen in den keulig verdickten Enden der Schließzellen erreicht.

Durch die Epidermiszellen hindurch erkennt man schwach die kleineren, aus dieser Perspektive rundlichen Mesophyllzellen, die unter jeder Spaltöffnung eine große Interzellulare freilassen.

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

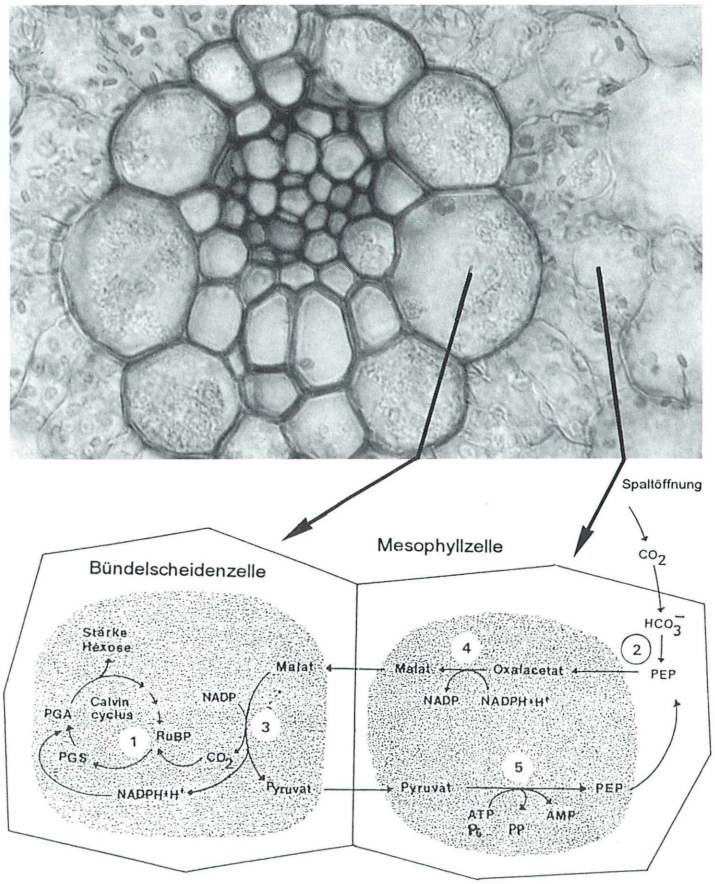


Abb 4: Stark vereinfachtes Schema des Zusammenwirkens von Bündelscheiden- und Mesophyllzellen beim Mais. Die punktierten Flächen sollen je einen Chloroplasten in beiden Zelltypen symbolisieren. Wichtige beteiligte Enzyme: 1 Ribulosebisphosphat-Carboxylase, 2 Phosphoenolpyruvat-Carboxylase, 3 decarboxylierendes Malatenzym, 4 NADP-Malatdehydrogenase, 5 Pyruvat-Phosphat-Dikinase. PEP = Phosphoenolpyruvat, PGS = 3-Phosphoglycerat, PGA = Glycerinaldehyd-3-Phosphat, RuBP = Ribulose-1,5-bisphosphat.

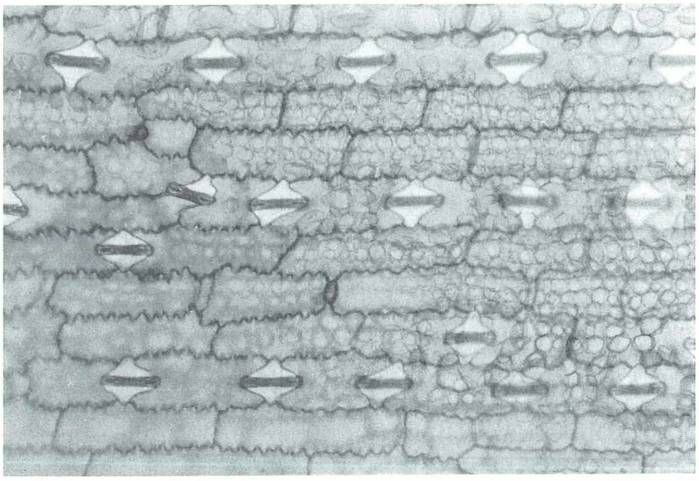


Abb. 5: Aufsicht auf die Epidermis mit Spaltöffnungen, darunter das kleinzelligere Mesophyll.

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

Flächenschnitte, die tiefer in das Blatt eindringen, zeigen vor allem Längsansichten der Gefäßbündel. Man sieht, daß die annähernd parallel verlaufenden Blattnerven durch Queranastomosen verbunden sind (Abb. 6). Diese zweigen beinahe rechtwinklig ab. Daher sind sie auch in den Blattquerschnitten, in denen sie zufällig getroffen wurden, fast über die ganze Länge zu sehen (Abb. 7). Außerdem heben sich deutlich die Zellen der Bündelscheide ab, die blockförmig eng gepackt dem Leitbündelverlauf folgen.

Längsschnitte durch das Blatt können ein recht verschiedenartiges Bild ergeben. Denn möglicherweise ist zwischen oberer und unterer Epidermis nur das grüne Mesophyll getroffen, vielleicht aber auch ganze Leitbündelstränge oder nur die Leitbündelscheidenzellen. Zusätzlich kann man in der Epidermis z. B. die Schließzellen (längs) oder die großen Gelenkzellen der Oberseite anschneiden. Abbildung 8 zeigt eine Ansicht mit Leitbündel, Bündelscheide und Schließzellen.

Die Längsschnitte eignen sich daher, wenn man sie stets mit den Querschnitten vergleicht, gut zur Schulung des räumlichen Rekonstruktionsvermögens. Sie müssen aber genau angefertigt werden, weil schon bei leicht schräg verlaufender Schnittführung keine klaren Informationen mehr zu erhalten sind.

Schließlich ist noch zu fragen, welche Vorteile der Mais aus seiner besonderen Biochemie und Blattanatomie ziehen kann. Grundsätzlich gilt, daß alle C_4-Pflanzen mit dem aufgenommenen Kohlendioxid sehr sparsam und haushälterisch umgehen können. Einmal erleichtert das ausge-

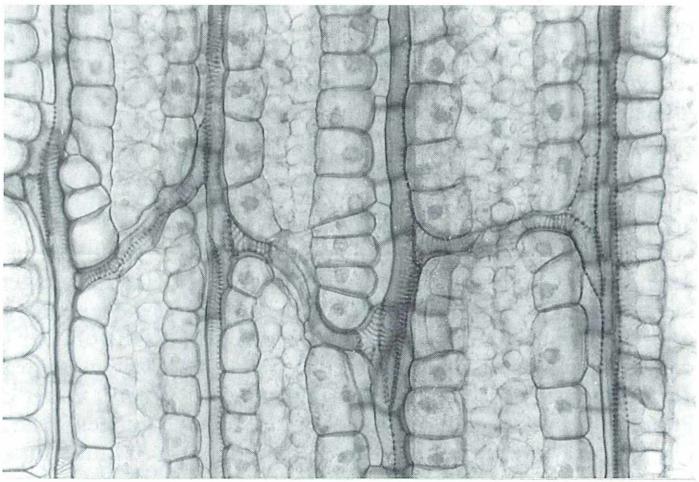


Abb. 6: Flächenschnitt vom Maisblatt, man sieht Längsnerven, die durch zahlreiche Queranastomosen verbunden sind. Die regelmäßigen Zellreihen sind die Leitbündelscheiden.

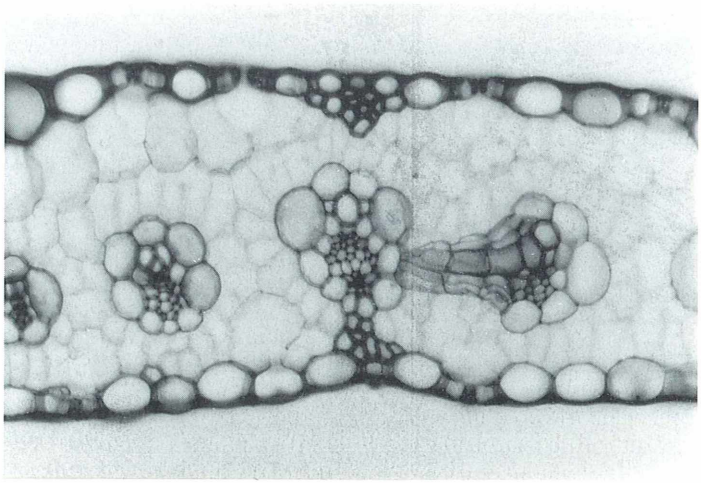


Abb. 7: Blattquerschnitt mit Leitbündel-Anastomose.

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

dehnte Interzellularsystem seinen Übertritt in die Mesophyllzellen, zum anderen hat die dort wirkende PEP-Carboxylase eine wesentlich höhere Affinität zu CO_2 als die Ribulosebisphosphat-Carboxylase des Calvincyclus. Dadurch wird in den Mesophyllzellen das CO_2 (bzw. HCO_3^-) sehr effektiv in Form von Malat gebunden und in so hoher „Konzentration" den Bündelscheidenchloroplasten angeboten, daß dort die Rubisco nach der Decarboxylierung eine besonders wirkungsvolle Neufixierung im Calvincyclus einleiten kann. Diese Zusammenhänge werden dann wichtig, wenn das CO_2-Angebot von außen sinkt. Das ist z. B. stets der Fall, wenn an trockenen Standorten tagsüber zur Vermeidung übergroßer Transpirationsverluste die Spaltöffnungen zum Teil geschlossen werden müssen, obwohl wegen der Lichtbedingungen gerade dann eine effiziente Assimilation möglich wäre.

C_4-Pflanzen können ohne wesentliche Einschränkung dieser Art ihre Wasserverluste minimieren, da sie zur Malatbildung noch sehr geringe CO_2-Konzentrationen nutzen. Der „Malatspeicher" hält die Assimilationsleistung auch dann noch eine Weile aufrecht, wenn die Spaltöffnungen ganz geschlossen sind. Dazu kommen noch ein höheres Temperaturoptimum der CO_2-Fixierung und eine Einschränkung des CO_2-Verlustes durch Photorespiration. Diese Erscheinung, die darauf beruht, daß das Enzym Rubisco neben der Carboxylase auch eine Oxygenasefunktion hat, führt bei C_3-Pflanzen bei geringem CO_2-Angebot und höheren Temperaturen zum Absinken der Nettophotosyntheserate. Die höhere CO_2-Konzentration (gebunden in Malat) verhindert dies; etwa verlorengegangenes CO_2 wird im Mesophyll sofort wieder in Form von Malat abgefangen.

Obwohl der C_4-Weg mit einem etwas größeren Energieaufwand in Form von ATP erkauft wird, bietet er daher unter bestimmten Bedingungen Vorteile. Er ist eine Anpassung für gute Assimilationsleistungen an sehr warmen und ariden Standorten.

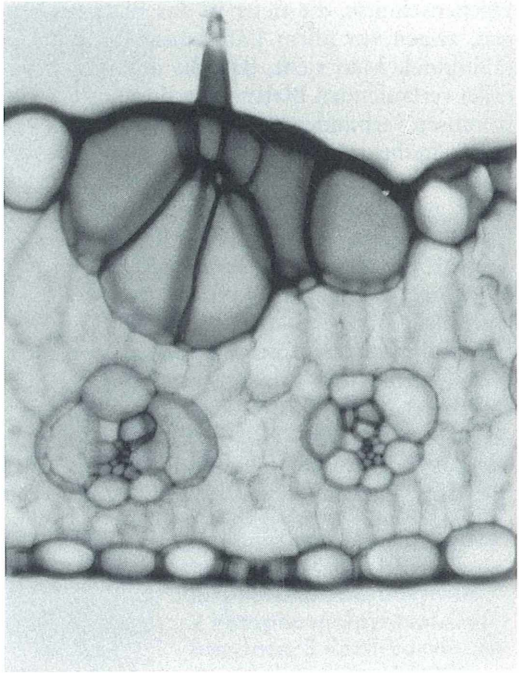


Abb. 9: Mais, Blattquerschnitt, Gelenkzellen (bulliforme Zellen) der Oberseite.

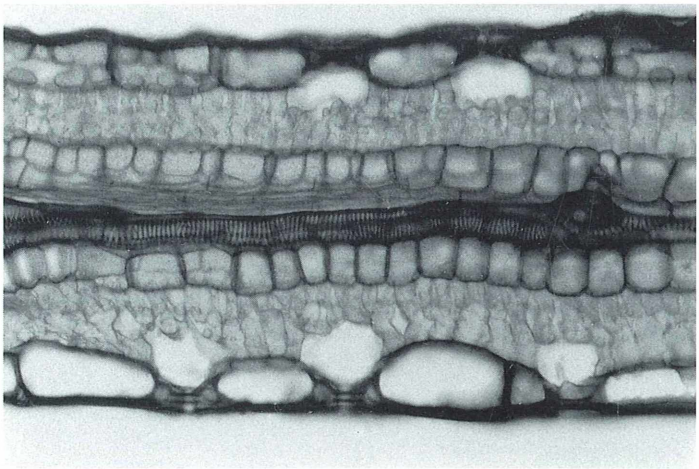


Abb. 8: Längsschnitt durch das Maisblatt mit Blattnerv und Bündelscheide. Einige Schließzellen sind längs getroffen, darunter liegen im Mesophyll große Interzellularen.

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

Alle wichtigen Kulturpflanzen dieses Typs (Mais, Zuckerrohr, Hirse) stammen aus tropischen bzw. subtropischen Gebieten.
Man nimmt an, daß die großen Gelenkzellen in der oberen Epidermis (Abb. 9) eine zusätzliche Hilfseinrichtung darstellen. Sie sollen einmal zur raschen Entfaltung der großen Blattspreite beim Wachsen dienen, zum andern auch daran beteiligt sein, daß sich das Blatt bei längerer Trockenheit einrollt und bei Wasserzufuhr wieder abflacht, was ebenfalls Transpirationsverluste einschränkt.
Wegen seiner hohen und raschen Stoffproduktion (man vergleiche Wachstumsgeschwindigkeit und Biomassenzunahme mit einer C_3-Getreideart!) wird der Mais inzwischen bei uns als Futterpflanze schon intensiver genutzt, als es ökologisch verträglich erscheint. Weltweit gewinnen die C_4-Pflanzen über die Nahrungs- und Futtermittelproduktion hinaus zunehmend Bedeutung als „Industriepflanzen" für „nachwachsende Rohstoffe" wie Bioalkohol oder Zellulose zu technischen Zwecken.

Literaturhinweise

Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum I. Gustav Fischer, Stuttgart 1991.

Eschrich, W.: Strasburgers kleines Botanisches Praktikum. Gustav Fischer, Stuttgart 1976.

Gunning, B. E. S., Steer, M. W.: Biologie der Pflanzenzelle. Ein Bildatlas. Gustav Fischer, Stuttgart 1987.

Hess, D.: Pflanzenphysiologie. Ulmer, Stuttgart 1991.

Kleinig, H., Sitte, P.: Zellbiologie. Gustav Fischer, Stuttgart 1984.

Libbert, E.: Lehrbuch der Pflanzenphysiologie. Gustav Fischer, Stuttgart 1987.

Richter, G.: Stoffwechselphysiologie der Pflanzen. Thieme, Stuttgart 1988.

Wilkins, M.: Physiologie der Pflanzen. Kosmos-Franckh, Stuttgart 1988.

Verfasser: Rudolf Väth, Bayernstraße 15, 7919 Bellenberg

GUSTAV FISCHER FACHBIBLIOTHEK

Fang und Präparation wirbelloser Tiere

Von Prof. Dr. Rudolf Abraham, Hamburg

1991. X, 132 S., 40 Abb., kt. DM 32,-

In diesem Buch werden zahlreiche wertvolle Hinweise und Anleitungen zu Fangmethoden, Zucht und Haltung sowie Präparation und Aufbewahrung wirbelloser Tiere vermittelt.

Bestimmung wirbelloser Tiere im Gelände

Bildttafeln für zoologische Bestimmungsübungen und Exkursionen

Herausgegeben von Prof. Dr. H. J. Müller, Jena

2. Aufl. 1986. 280 S., 147 Tafeln, 2 Abb., geb. DM 42,-/kt. DM 26,80

Die langjährig erprobten Bildtafeln ermöglichen einen raschen Bestimmungsgang für etwa 1500 Gattungen und 1600 Arten.

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

Nachrichten

Zieralgen-Exkursion mit Rupert Lenzenweger

Wegen der sehr guten Resonanz der im Mai 1992 durchgeführten 1. Zieralgenexkursion lädt der Desmidiaceen-Arbeitskreis Esternberg unter Leitung von Konsulent Rupert Lenzenweger zum Pfingstwochenende zu einem gemeinsamen Treffen von Mikroskopikern nach Abtenau im Salzburger Land ein. Für die Tagung steht der Zeichensaal der dortigen Hauptschule zur Verfügung (Vorträge und Mikroskopie).
Freitag, 28. Mai 1993: Anreise bis zum Abend.
Samstag, 29. Mai 1993: Exkursion zum Eblsee bei Abtenau. Nachmittag: Arbeit am Mikroskop mit Auswertung der Proben. Abend: Vortrag von Herrn Lenzenweger über „Zieralgen – Kleinodien heimischer Moore".
Sonntag, 30. Mai 1993: Exkursion „Hornspitz-Moor" bei Gosau sowie Aufsuchen von Fossilienfundstellen. Nachmittag: Mikroskopie. Abend: Vortrag über Erfahrungen bei Mikrofotografie sowie Zeichnen am Mikroskop.
Montag, 31. Mai 1993: Video-Mikroskopie (H. Klughardt). Nachmittag: Rückreise.
Ein ausführliches Programm kann bei Bruno Ortner, A-4092 Esternberg 24, Österreich, Tel. 0043/7714/2 17 angefordert werden.

Biologische Kurse im Volkshochschulheim Inzigkofen

Das Volkshochschulheim Inzigkofen ist eine selbständige Einrichtung der freien Erwachsenenbildung. Es wurde im Jahr 1948 eröffnet und ist in den Räumen eines ehemaligen Frauenklosters aus dem 17. Jahrhundert untergebracht. Träger ist der Verein „Volkshochschulheim Inzigkofen e. V." unter dem Vorsitz von Baudirektor i. R. Klaus Herzer, Villingen-Schwenningen. Die Leitung des Volkshochschulheimes hat Bernd-Joachim Eck, die Geschäftsführung liegt in den Händen von Helga Fenzl, Pädagogische Mitarbeiterin ist Iris Kick.
Durch die geographische Lage Inzigkofens im Bereich des oberen Donautals, einer der schönsten Landschaften Deutschlands, und durch die Architektur des Hauses werden alle Voraussetzungen für konzentriertes Arbeiten: aber auch für Gespräche und Entspannung geboten. Die früheren Klosterzellen sind als Einzel- und Doppelzimmer in ihrer ursprünglichen Form erhalten, aber zeitgerecht ausgestattet und eingerichtet. Für Vorträge und Arbeitsgemeinschaften stehen mehrere Räume zur Verfügung, vom stimmungsvollen „Konventsaal" bis zum Werkraum. Anmeldungen richten Sie bitte an das Volkshochschulheim Inzigkofen, 7483 Inzigkofen 1.

Die im Programm ausgeschriebenen Preise für Unterkunft und Verpflegung sind Doppelzimmerpreise. Für Einzelzimmer (mit Ausnahme der Zimmer ohne Wasser) erheben wir einen Zuschlag von DM 10,– pro Nacht. Bitte kreuzen Sie bei Ihrer Anmeldung an, wie Sie untergebracht werden wollen.
Ermäßigung: Einen Nachlaß von 25 bis 40 Prozent erhalten in Ausbildung Stehende (Altersgrenze: 27 Jahre), Arbeitslose sowie alle, die Wohngeld beziehen und/oder von ihrer Krankenkasse vom Eigenanteil für medizinische Heilanwendungen befreit sind. (Bitte bringen Sie bei der Anreise die entsprechenden Nachweise mit.) Ihren Anspruch auf Ermäßigung vermerken Sie bitte schon auf der Anmeldekarte.
Kursdauer: Wenn nicht anders vermerkt, beginnen die Kurse jeweils am ersten Tag mit dem Mittagessen und schließen am letzten Tag nach dem Frühstück.
Rücktritt: Im Falle Ihres Rücktritts erbitten wir sofortige Nachricht. Sollte diese erst später als sechs Wochen vor Beginn der Veranstaltung hier eintreffen, müssen wir eine Verwaltungsgebühr in Höhe von 60,– DM erheben (unabhängig vom Grund Ihres Rücktritts). Bitte haben Sie Verständnis. Wir empfehlen Ihnen, bei Bedarf eine Reiserücktrittsversicherung abzuschließen.

Einführung in die Moose Kurs 0162
27. September – 2. Oktober 1993
In Bestimmungsübungen im Saal und auf Exkursionen im Donautal wollen wir Moose kennen- und unterscheiden lernen. Dieser Kurs ist auch für Anfänger in der Mooskunde geeignet, botanische Grundkenntnisse sind jedoch wünschenswert.
Leitung: Dr. Hermann Muhle, Ulm
Kursgebühr 180,– DM
Unterkunft und Verpflegung 285,– DM

Fossilien präparieren Kurs 0165
13.–18. September 1993
Das Sammeln von Versteinerungen ist für viele zu einer anregenden und sinnvollen Freizeitbeschäftigung geworden. Aber selbst in den fundreichen Schichten der Schwäbischen Alb gibt es nur ganz selten Stücke, die unbearbeitet in der Vitrine aufgestellt werden können.
Dieser Kurs soll dem Fossilienfreund Anregungen geben für die richtige Behandlung seiner Fundstücke, von der Bergung im Aufschluß bis zur Präparation in der eigenen Werkstatt.
Mit Übungen, Demonstrationen und zwei ganztägigen Exkursionen. Eigenes Fundmaterial kann mitgebracht werden.
Leitung: Gerhard Lichter, Biberach
Kursgebühr 270,– DM
Unterkunft und Verpflegung 285,– DM

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

4. Internationale Mikroskopie-Tage in Hagen
30. Oktober – 4. November 1992

Gerhard Göke

Als Instrument zur Visualisierung, Untersuchung und Vermessung kleinster Organismen und Strukturen hat das Mikroskop von allen optischen Geräten die höchste Bedeutung für den Menschen. Deshalb stand bei allen Internationalen Mikroskopie-Tagen in Hagen das Mikroskop im Vordergrund des Interesses, während die mikroskopischen Untersuchungsobjekte nur eine zweitrangige Bedeutung hatten.

Zum viertenmal seit 1986 trafen sich 107 Mikroskopiker aus Dänemark, Deutschland, Holland, Österreich und der Schweiz am Hohenhof in Hagen zu einer Vortrags- und Diskussionsveranstaltung, die von der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V. unter der Leitung von Gerhard Göke und Jürgen Stahlschmidt ausgerichtet wurde. In seiner Begrüßungsansprache betonte Prof. Dr. Herbert Kersberg, Vorstand und Ehrenmitglied der NWV-Hagen, den großen Wert solcher Fachtagungen, die in dieser Größenordnung von den Universitäten bestenfalls objektbezogen, von den Mikroskopherstellern nur produktbezogen organisiert werden können. Wie die Teilnehmerliste zeigt, arbeiten die in Hagen anwesenden Mikroskopiker auf sehr unterschiedlichen Gebieten in der Forschung und Produktionsüberwachung oder widmen sich der Mikroskopie in ihrer Freizeit. Ihr gemeinsamer Berührungspunkt ist allein das Mikroskop mit seinen Peripheriegeräten.

Am Freitag um 15 Uhr eröffnete Dr. C. van Duijn aus den Niederlanden, Mitglied der Royal Microscopical Society Oxford, den fachlichen Teil der Tagung mit seinem Lichtbildervortrag „Die Bedeutung der Augeneigenschaften für die mikroskopische Wahrnehmung". Die anschließende Diskussion unter der Leitung von Jürgen Stahlschmidt ließ deutlich erkennen, daß für die meisten Mikroskopiker die optische und physiologische Betrachtungsweise des schwächsten Gliedes bei der mikroskopischen Bildentstehung Neuland war. Besonders die Vorteile einer absichtlichen Überschreitung der förderlichen Vergrößerung und die Wirkung der UV- und IR-Strahlung von Halogenlampen auf das Auge gab manchem zu denken. Anschließend zeigte Gerhard Göke in einem Lichtbildervortrag die „Konstruktionsmerkmale und vielfältigen Einsatzmöglichkeiten von Stereomikroskopen", wobei auch das selbstgebaute „umgekehrte Stereomikroskop" vorgestellt wurde. In Vertretung von Dr. Jürgen Balzer aus Rathenow übernahm Herr Schmuhl, Entwicklungsingenieur der Askania-Werke Rathenow, dessen Lichtbildervortrag „Stereomikroskope und Zusatzeinheiten der Askania-Werke Rathenow", in dem es hauptsächlich um die modernen Zoom-Stereomikroskope ging. Für beide Vorträge hatte Jürgen Stahlschmidt die Diskussionsleitung. Bei einem Abendessen in der „Wartburg" wurden die Diskussionen weitergeführt.

Am Samstagmorgen begann die Tagung um 9 Uhr mit einem Lichtbildervortrag von Johann Bornhardt aus Oberkochen „Über die Bildentstehung im Mikroskop. Versuche mit dem Diffraktionsapparat nach Ernst Abbe". In diesem didaktisch sehr gut aufgebauten Vortrag wurde mit zwei Projektoren gleichzeitig das mikroskopische Bild des Objekts und das Diffraktionsbild auf die Leinwand gebracht. Gerhard Göke übernahm die Leitung der anschließenden Diskussion. In seinem Lichtbildervortrag „Der TTL-gesteuerte Mikroblitz" zeigte Jürgen Stahlschmidt neue Konstruktionsansätze und gab Hinweise zur praktischen Arbeit. Die von Rainer Mehnert geleitete Diskussion ließ den Schluß zu, daß dieses Thema fast unerschöpflich ist. Nach einer Kaffeepause sahen die staunenden Mikroskopiker auf der 3,50 x 2,50 m großen Leinwand die phantastische Dia-Serie „Nicht gesehene Bilder" von Rainer Mehnert

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

Abb. 1: Angeregte Diskussionen. Von links nach rechts Gerhard Göke (Hagen), Mag. Peter Schulz (Wien), Hermann Hochmeier (Marchtrenk, Österr.), Dr. Christian van Duijn (Zeist, Niederlande) (Foto: Jürgen Stahlschmidt, Hagen).

aus Weil der Stadt, die mit Musik untermalt in Überblendtechnik projiziert wurde. Klebstoff und polarisiertes Licht ließen diese ungewöhnlichen Mikroaufnahmen entstehen.
Nach einem gemeinsamen Mittagessen im Hohenhof begann Eduard Klughardt seinen Vortrag mit der gerätetechnischen Demonstration „Die Videokamera am Mikroskop", wobei er einen theoretischen Überblick gab und praktische Erfahrungen mitteilte. Die Leitung der sehr langen Diskussion übernahm Gerhard Göke. Zur Videomikroskopie passend behandelte Werner Neubert aus Lüdinghausen das Thema „Die Bildanalyse in der Mikroskopie". Ein digitales Bilderfassungs- und Analysensystem der Firma SIS in Münster, bestehend aus Mikroskop, Fernsehkamera, Computer und zwei Monitoren, stand als Exponat zur Verfügung. Nach einer Kaffeepause zeigte Gerhard Göke in seinem Lichtbildervortrag „Projektionssysteme mit positiver und negativer Brennweite für die Mikrofotografie und Videomikroskopie". Er beschrieb die Konstruktionsmerkmale sowie die Vor- und Nachteile solcher Systeme. Der zweite Veranstaltungstag klang mit einer Stereo-Projektion aus, für die jeder Teilnehmer eine Stereobrille erhielt. Rainer Mehnert zeigte seine Serie „Mikrofossile Kleinodien", zu deren Aufnahmetechnik der Bildautor einige Hinweise gab. Beim Abendessen in einer Hagener Gaststätte fand ein Quiz zum Thema „Mikroskopie-Tage" statt. Den ersten Preis, eine Präparatesammlung von „Kunstformen der Natur", gewann Dr. C. van Duijn.
Am Sonntagmorgen um 10 Uhr machte Tine Stahlschmidt in ihrem Lichtbildervortrag „Hagen – eine Stadt mit Freizeitwert" auf die reizvolle Umgebung der Stadt aufmerksam. Dann stellte Gerhard Göke in seinem Lichtbildervortrag „Methoden der Auflichtmikroskopie" vor, und zwar sowohl leicht realisierbare als auch die speziellen Methoden. Um Zeit zu sparen, hing er seine Bilder von „Simultanen Beleuchtungs- und Kontrastverfahren" sofort an und zeigte den gleichzeitigen Einsatz von zwei verschiedenen Lichtquellen. In dem folgenden

Abb. 2: Während des Stereo-Dia-Vortrages „Mikrofossile Kleinodien" von Rainer Mehnert (Weil der Stadt) herrschte im Publikum angespannte Aufmerksamkeit (Foto: Jürgen Stahlschmidt, Hagen).

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

Lichtbildervortrag „Fotografie mit dem Stereomikroskop gab Johann Bornhardt den Praktikern viele Tips, besonders zur Beleuchtungstechnik. Mit dem Lichtbildervortrag „Histologische Wunder der Pflanzenwelt" von Robin Wacker aus Güntersleben, einem Meister der Mikrotomie, endeten die 4. Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen.
In seinem Schlußwort dankte Gerhard Göke als Vorsitzender der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V. allen Mikroskopikern für ihre rege Teilnahme an den Vorträgen und für ihre Pünktlichkeit und Disziplin, was angesichts so vieler interessanter Exponate nicht selbstverständlich ist. Die Askania-Werke Rathenow, die Polnischen Optischen Werke in Warschau, die Firmen Carl Zeiss und Olympus hatten insgesamt 17 Mikroskope und mehrere Fernsehkameras mit Monitoren ausgestellt. Hinzu kam das digitale Bildverarbeitungssystem der Firma SIS. Solche seltenen Exponate halten die begeisterten Mikroskopiker während der Vorträge nicht unbedingt auf ihren Plätzen fest. Im ganzen betrachtet verliefen die Mikroskopie-Tage 1992, wie bereits in den vergangenen Jahren, sehr harmonisch und waren für die meisten Teilnehmer so interessant, daß bereits nach den 5. Internationalen Mikroskopie-Tagen in Hagen 1994 gefragt wurde.

Verfasser: Gerhard Göke, Bahnhofstr. 27, W-5800 Hagen 1

Kurze Mitteilung

Extrazelluläre Fibrillen

Viele aquatische Organismen produzieren einen extrazellulären Schleim, der aus Fibrillen, sehr feinen Fasern, besteht. Diese Fibrillen sind bei Algen und Bakterien weit verbreitet und haben oft eine Funktion beim Festheften der Zellen an einem Substrat. Darüber hinaus sind die Fibrillen ein wichtiger Bestandteil der biologischen Verunreinigung von Gewässern, in denen sie durch Fibrillen-Koagulation, oft unter Mitnahme von anderen verunreinigenden Komponenten, im Sediment abgelagert werden. Die Fibrillen-Produktion kann bei Süßwasser-Algen und Cyanobakterien relativ leicht nachgewiesen werden. Dazu dient eine Färbung der Zellen mit Ruthenium-Rot. Dieses wird in einer Konzentration von 5 mg/ml unter Erhitzen bis auf 60 °C gelöst. Diese Lösung wird im Dunkeln aufbewahrt und filtriert, um ungelöste Farbpartikel zu entfernen. Ein Tropfen der Ruthenium-Rot-Lösung wird mit einem Tropfen der zu untersuchenden Zellsuspension auf dem Objektträger gemischt und mit einem Deckglas abgedeckt. Die Zahl der rot gefärbten Zellen kann nach einigen Stunden ermittelt werden; es werden dazu mindestens 10 Gesichtsfelder im Mikroskop ausgezählt. Von den 28 untersuchten Arten erwiesen sich zahlreiche als Fibrillen-Produzenten. Am stärksten reagierten auf die Ruthenium-Rot-Färbung *Navicula, Scenedesmus* und *Ankistrodesmus* – Arten, unter Kulturbedingungen *Eremosphaera, Micrasterias* und *Microcystis*. Eine deutliche Beziehung zwischen dem Wachstum, der Färbbarkeit und der Ruthenium-Rot-Aufnahme war nicht zu erkennen. Algenarten mit einem hohen Anteil an mit Ruthenium-Rot gefärbten Zellen wie *Micrasterias radiata, Eremosphaera* sp., *Xanthidium* sp. und *M. aeruginosa*, produzierten große Mengen schleimigen Materials; oft konnten auch deutlich Fibrillen an den Zell-Oberflächen erkannt werden, die nur langsam in das Medium freigesetzt wurden. Ruthenium-Rot positives Material wurde auch im Innern des Zytoplasmas, an den Zellwänden und -oberflächen von *M. radiata* und *M. aeruginosa* beobachtet. Eine quantitative Untersuchung scheint von Bedeutung, da diese einen Hauptteil der DOC-Fraktion (dissolved organic carbon) im Süßwasser bilden.

Strycek, T., Acreman, J., Kerry, A., Leppardm, G.G., Nermut, M.V., Kushner, D.J.: Extracellular fibrill production by freshwater algae and cyanobacteria. Microbial Ecology 23, 53–74 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

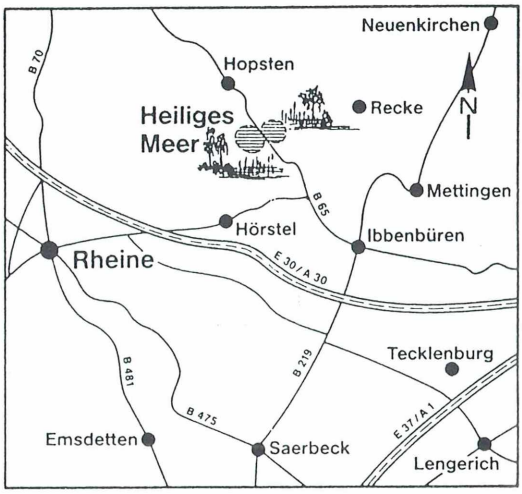
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachrichten

Westfälisches Museum für Naturkunde (Außenstelle „Heiliges Meer")

Kursprogramm 1993
Plankton-Kurs Montag, 16. August bis Donnerstag, 19. August 1993
Leitung H. O. Rehage, Recke
Algen-Kurs Donnerstag, 19. August bis Sonntag, 22. August 1993
Leitung Prof. Dr. W. Kausch, Bonn

Die Kursangebote richten sich an alle naturkundlich Interessierten, auch Schülerinnen und Schüler ab 14 Jahren. Die Kurse sind vom Kultusminister des Landes Nordrhein-Westfalen nach dem Arbeitnehmerweiterbildungsgesetz (AWbG) anerkannt.
Schriftliche Anmeldungen zu den beiden Kursen sind ab sofort möglich. Mit der Bestätigung der Anmeldung wird die Kursgebühr sofort fällig. Die Kursgebühr ist auf das Konto der Hauptkasse des Landschaftsverbandes Westfalen-Lippe Nr. 60129 bei der Westdeutschen Landesbank (BLZ 40050000) zu überweisen. Um Fehlleitungen vorzubeugen, wird dringendst empfohlen, die vorbereiteten Überweisungsträger des Westfälischen Museums für Naturkunde zu benutzen. Warten Sie bitte unsere Bestätigung und Rechnung ab. Sollte innerhalb von 14 Tagen nach Bestätigung kein Geldeingang von Ihnen zu verzeichnen sein, so gehen wir davon aus, daß kein Interesse mehr besteht und vergeben den Platz erneut.
Ihre Anmeldungen richten Sie bitte an: Westfälisches Museum für Naturheilkunde, Außenstelle „Heiliges Meer", Heiliges Meer 1, 4534 Recke, Telefon 05453/8475.
Die Unterbringung erfolgt im Regelfall in Zweibettzimmern. Die Verpflegung der Kursteilnehmer erfolgt in der Vertragsgaststätte direkt neben der Außenstelle. Die Vollpension beträgt 27,– DM pro Tag. An- und Abreisetag gelten als ein Tag. Eine Selbstverpflegung im Gebäude der Außenstelle ist nicht erlaubt. Die Kosten der Vollpension sind am Abend des ersten Tages für den gesamten Zeitraum zu entrichten.
Anreise der Kursteilnehmer am ersten Tag bis 14.00 Uhr, Kursbeginn 14.30 Uhr. Abreise nach dem Mittagessen des letzten Tages.
Weitere Informationen über das Westfälische Museum für Naturkunde erhalten Sie über BTX * 23377 #.



Anreise mit der Bahn: Bahnstation Ibbenbüren, ab Bahnhofsvorplatz mit der Linie Ibbenbüren – Hopsten der Verkehrsgesellschaft Regionalverkehr Münsterland GmbH. Der Bus hält direkt vor dem Gebäude der Außenstelle.

Aus der Industrie

PZO-Großfeld-Stereomikroskop MST 132

Auf der Hannover-Messe 1992 stellten die Polnischen Optischen Werke (PZO) ihr seit 1970 in Deutschland bekanntes Großfeld-Stereomikroskop vom monobjektiven Galilei-Typ mit neuem Design und verbesserter Mechanik vor. Die Stativstange hat jetzt einen Durchmesser von 30 mm. Der Fokussiertrieb besitzt kugelgelagerte Führungen. Durchlichtbeleuchtung und regelbare Stromversorgung sind in den Stativfuß integriert. Beide Beleuchtungsarten werden mit 6 V/10 Watt Halogenlampen realisiert, die man getrennt voneinander oder gleichzeitig einschalten kann. Wie bisher besitzt das Gerät ein vierlinsiges Plan-Objektiv und einen fünffach schaltbaren Vergrößerungs-Schnellwechsler. Von den sechs lieferbaren Großfeld-Okularpaaren mit einem Durchmesser von 34 mm hat das 10-fache eine Pupillenhöhe von 25 mm und ist somit auch für Brillenträger geeignet. Das vielseitige Zubehör ist mit dem der Stereomikroskope MST 130 und 131 identisch. Preis: DM 2.100.– + MWST.

Verkauf und Service in der BRD:
R. Göke, Bahnhofstr. 27, 5800 Hagen 1

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

Kern- und Zellteilungen im Embryo eines Meeresborstenwurms (*Ophryotrocha puerilis*)

Sabine Jacobsohn und Hans-Dieter Pfannenstiel

Der marine Borstenwurm *Ophryotrocha puerilis* ist eine zoologische Kuriosität. Die Würmer können je nach Bedingungen ihr Geschlecht wechseln und entweder als Weibchen oder als Männchen fungieren. Nach der Befruchtung entwickeln sich aus den Eiern ohne das sonst für Meeresborstenwürmer so typische Stadium der Trochophora-Larve direkt Jungwürmer, die mit wenigen Segmenten die Gelegeballen verlassen. Da man *Ophryotrocha* im Labor leicht züchten kann (Zuchtanleitung und Zuchtansatz können bei den Autoren angefordert werden), stehen befruchtete Gelege für Interessierte ständig zur Verfügung.

Die Embryonalentwicklung von *O. puerilis* war bis vor kurzem völlig unbekannt. Untersuchungen hierzu scheiterten am hohen Dottergehalt der Furchungszellen. Zellgrenzen können im Lichtmikroskop nur schwer identifiziert werden. Durch Kombination von zwei fluoreszierenden Markern können nun während der Embryonalentwicklung von *O. puerilis* außerordentlich interessante cytologische Vorgänge von der Befruchtung über die Karyogamie bis zu den ersten Furchungsteilungen beobachtet werden.

Morphologie

Zur mikroskopischen Betrachtung betäubt man die Tiere am besten in einer 1:1 Mischung aus Meerwasser und 6 % $MgCl_2$ in Aqua dest. Abbildung 1 zeigt eine junge *Ophryotrocha*. Der vorderste Abschnitt des Körpers, das Prostomium, enthält zwei Augen. Auf seiner Dorsalseite trägt es zwei Antennen, auf der Ventralseite zwei Palpen (Abb. 2). Im folgenden Segment, dem Peristomium, liegt ventral der Mund. Der Pharynx ist äußerst muskulös; er enthält als auffällige Strukturen Ober- und Unterkiefer (Abb. 3). In der dorsalen Furche zwischen Pro- und Peristomium liegen vier Wimpergruben, die als Nuchalorgane bezeichnet werden. Nach der Ultrastruktur der dort lokalisierten Rezeptorzellen zu urteilen, handelt es sich hier um chemorezeptive Organe, also um Riech- und/oder Schmeckorgane. Die folgenden Segmente tragen Parapodien, bewegliche beborstete Anhänge, die der Lokomotion dienen. Jedes Segment ist vollständig von einer Cilien-tragenden Zellreihe umgeben (Abb. 2). Auf dieses Merkmal bezieht sich der Gattungsname *Ophryotrocha*. Die Segmente werden von einer Sproßungszone am Hinterende gebildet. Das älteste Segment befindet sich also direkt hinter dem Prostomium, das jüngste unmittelbar vor der Sproßungszone. Man kann leicht erkennen, daß die hinteren Segmente z.B. noch Parapodien-Knospen tragen (Abb. 1). Das Pygidium als hinterer Körperabschluß trägt ventral den After sowie terminal zwei Cirren. Es liegt unmittelbar hinter der Sproßungszone. Der Darm durchzieht als breites Band den Körper. Er ist bei unseren Tieren grün gefärbt, da wir Spinat füttern. Mit einem leistungsfähigen Lichtmikroskop, am besten mit Differential-Interferenz-Kontrast ausgerüstet, lassen sich zahlreiche weitere interessante Details der Anatomie und Morphologie von *O. puerilis* beobachten.

Geschlechtsentwicklung

O. puerilis ist ein konsekutiver Zwitter. Jungtiere werden mit circa acht Segmenten als Männchen geschlechtsreif. Ausgangspunkt der Spermatogenese sind zwei Stammzellen in jedem Segment, die unterhalb des Darms liegen. Im Lichtmikroskop sind sie von anderen Zellen nicht zu unterscheiden. Die reifen Spermien tragen keine regulären Geißeln; sie sind entsprechend wenig beweglich. Sie lassen sich als

Copyright © 1996 Elsevier Science. All rights reserved; http://www.elsevier.de/

lichtbrechende Kugeln von circa 5 µm Durchmesser in der Leibeshöhle erkennen (Abb. 4). Bei stärkeren Vergrößerungen erkennt man als kegelförmige Struktur das Akrosom, das den Vorderpol des Spermiums kennzeichnet. Dieses Organell benötigt das Spermium, um bei der Befruchtung ins Ei eindringen zu können.

Nach weiterem Wachstum auf etwa 16 Segmente beginnen die Würmer anstelle der Spermien Eier zu produzieren. Sie entstehen aus denselben Stammzellen wie die Spermien. Die ersten Stadien der Oogenese, die zweifelsfrei erkannt werden können, sind Paare aus je einer Oozyte und einer Nährzelle, die frei in der Leibeshöhle schwimmen. Abbildung 5 zeigt einen solchen Ei-Nährzell-Verband. Die Eier sind an der gelbgrünen Dotterfärbung zu erkennen, während die Nährzellen wasserklar bleiben und einen hochpolyploiden Kern entwickeln. Die Nährzelle unterstützt das Eiwachstum. Schließlich wird die Nährzelle vollständig vom Ei resorbiert. Es resultieren die reifen Eier mit circa 120 µm Durchmesser.

Auch später können die Tiere erneut ihr Geschlecht wechseln. Schlechte Bedingungen wie Hunger oder stark verschmutztes Meerwasser führen zu einem größeren Männchenanteil in einer Population, während optimale Bedingungen zu einem stärkeren Anteil von Weibchen führen. Tiere können sich gegenseitig hinsichtlich ihres Geschlechtszustandes beeinflussen. Vermutlich dient ein Pheromon, ein ins Wasser abgegebener Botenstoff, dabei als Signal. Dieses externe Signal wirkt auf interne Signale (Hormone), die dann dafür sorgen, daß die Urkeimzellen entweder Spermien oder Eier entstehen lassen.

Frühe Embryonalentwicklung

Trotz des hohen Dottergehaltes des *Ophryotrocha*-Eies lassen sich die Kern- und Zellteilungen der frühen Embryonalentwicklung durch ganz einfache Färbungen unter dem Fluoreszenzmikroskop leicht verfolgen. Ohne Probleme kann man sogar am selben Präparat zwei verschiedene Färbungen durchführen und dann z.B. die Kerne und die Zellgrenzen der Furchungszellen anhand ihrer unterschiedlichen Fluoreszenz leicht erkennen.

Rhodaminylphalloidin (RPh, Sigma, München, Produkt-Nr.: P-5157), ein Phallotoxin, das an Aktinoligomere und -polymere bindet, fluoresziert unter Grünlichtanregung rot. Zellgrenzen der undurchsichtigen Blastomeren können durch Markierung des F-Aktins, das sich zur Stabilisierung der Zelloberflächen unterhalb der Zellmembranen befindet, identifiziert werden. Außerdem lassen sich durch Färbung mit RPh von der Anlage des u.a. F-Aktin-enthaltenen kontraktilen Rings bis zum Ringschluß alle Stadien der Cytokinese leicht verfolgen. Durch zusätzliche Färbung der Keime mit dem Fluoreszenzfarbstoff 4',6-Diamidino-2-Phenylindol Dihydrochlorid (DAPI) (Sigma, München, Produkt-Nr.: D-1388) können neben den Cytokinesevorgängen die Meiose- und Mitosestadien der Zellkerne in *Ophryotrocha*-Keimen dargestellt werden. DAPI bindet an AT-reiche Regionen der DNA. Der Farbstoff fluoresziert unter Blaulichtanregung türkis und bei UV-Anregung blau. Durch Doppelfärbung der Keime von *O. puerilis* mit RPh und DAPI können in einer Zelle Kern- und Zellteilung gleichzeitig beobachtet werden.

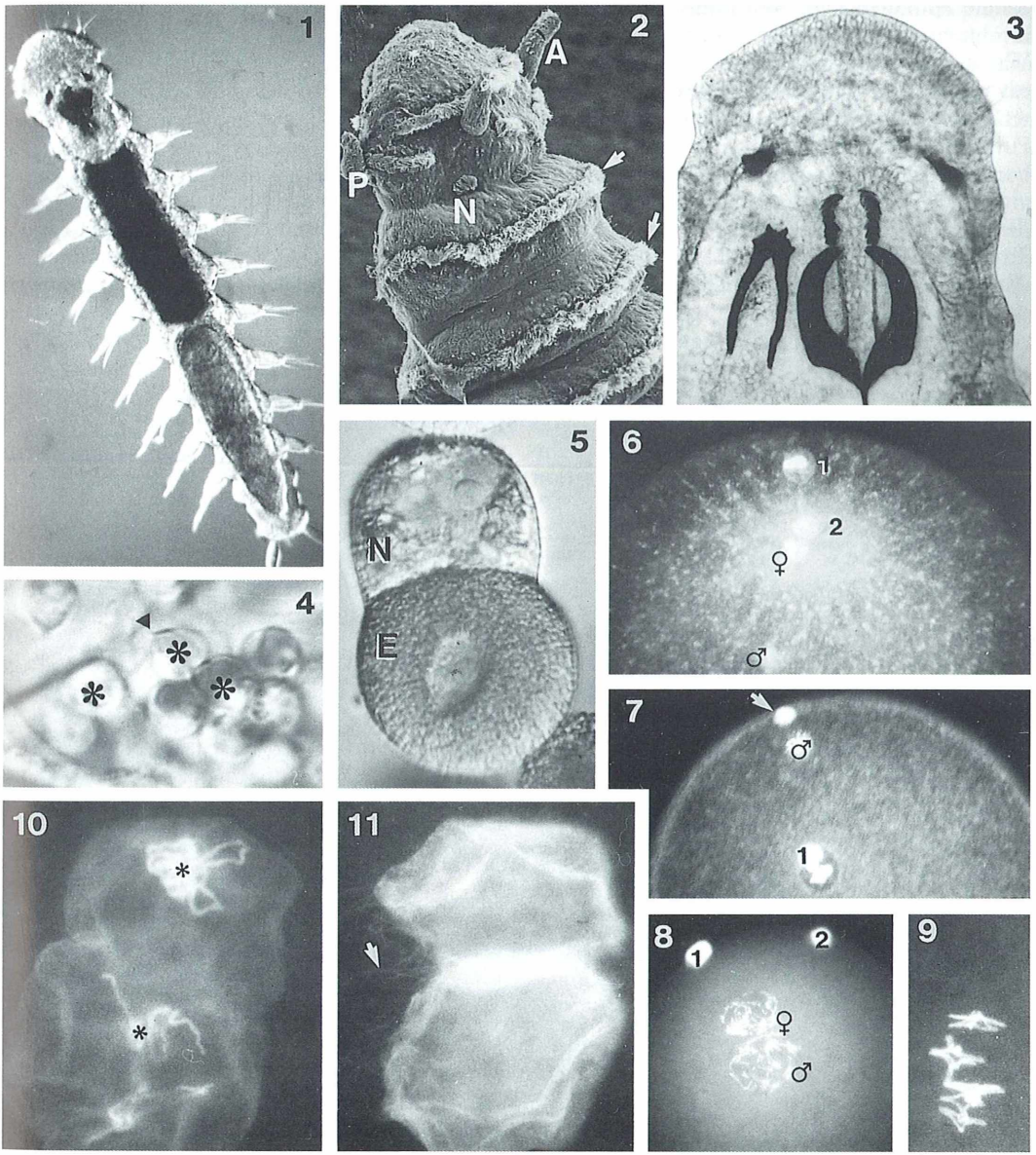
Abb. 1: *Ophryotrocha puerilis;* Jungtier; 40-fach. – Abb. 2: *Ophryotrocha puerilis;* Vorderende. A Antenne; P Palpus; N Nuchalorgan; *Pfeile* Wimpernringe 120fach. – Abb. 3: *Ophryotrocha puerilis;* Vorderende eines erwachsenen Tieres; im muskulösen Pharynx liegt die kräftige Zange des Oberkiefers, links daneben die beiden Unterkieferstäbe; 160fach. – Abb. 4: *Ophryotrocha puerilis;* Spermien *Sterne;* Akrosom *Pfeilkopf;* 1300fach. – Abb. 5: *Ophryotrocha puerilis;* Ei-Nährzell-Verband; *E* Ei; *N* Nährzelle; 500fach. – Abb. 6: *Ophryotrocha puerilis;* Ei nach der Befruchtung; Doppelbelichtung der DAPI- bzw. RPh-Fluoreszenz; *1* erster Polkörper; *2* zweiter Polkörper; ♀ weiblicher Vorkern; ♂ männlicher Vorkern; 425fach. – Abb. 7: *Ophryotrocha puerilis;* Ei bei der Befruchtung; Doppelbelichtung der DAPI- bzw. RPh-Fluoreszenz; ♂ eingedrungener Spermienkern; Eintrittstelle *(Pfeil)* mit F-Aktin markiert; *1* erste meiotische Teilung 1; 425fach. – Abb. 8: *Ophryotrocha puerilis; 1, 2* Polkörper; die beiden Vorkerne (♀, ♂) sind aufeinander zugewandert; DAPI-Fluoreszenz; 360fach. – Abb. 9: *Ophryotrocha puerilis;* DAPI-markierte Metaphasechromosomen; 900fach. – Abb. 10: *Ophryotrocha puerilis;* F-Aktin-Hüllen der beiden Prophase-Kerne; Doppelbelichtung; *Sterne* DAPI-Fluoreszenz der DNA in den Vorkernen; 1150fach. – Abb. 11: *Ophryotrocha puerilis;* F-Aktinhüllen der beiden Prophasekerne; *Pfeil* Aktinfilamente; 1150fach.

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

Methoden für die Fluoreszenzmikroskopie

Die Gelege werden im Kühlschrank in circa 3 ml 4 %igem Paraformaldehyd in PBS für 90 min fixiert (PBS = Phosphate Buffered Saline: 0,01 mol/l Na_2HPO_4/NaH_2PO_4 und 0,15 mol/l NaCl, pH 7,2). Zu Beginn der Fixierung sollte das Gelege mit einer vorn abgerundeten Pipette (Vermeidung von Zerstörung der Gelege) aufgelockert werden, so daß das Fixans in alle Keime eindringen kann. Sämtliche der Fixierung folgenden Schritte werden unter ständigem Bewegen (leichtes Schütteln) bei Raumtemperatur durchgeführt.

Nach der Fixierung werden die Eier einmal für circa 10 min in PBS gewaschen und für eine Stunde in 0,4 mol/l Glycin gebracht. Es folgen mehrmaliges Waschen in PBS und die erste Färbung für 25 min in 5 ml DAPI/PBS. Für den Ansatz von 100 ml DAPI/PBS wird eine Spatelspitze DAPI in 0,5 ml Methanol (p.a.) unter Schütteln (am besten auf einem Reagenzglas-



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

schüttler) gelöst und mit 100 ml PBS verdünnt. Die Lösung ist im Kühlschrank mehrere Wochen haltbar. Nach der ersten Färbung sollten die Keime sorgfältig gewaschen werden. Am besten läßt man sie über Nacht im Kühlschrank in PBS stehen. Die 0,01 %ige TRITC-markierte RPh-Stammlösung wird durch Lösen des kristallinen Phalloidins in Methanol (p.a.) hergestellt. Diese Stammlösung kann mehrere Monate abgedunkelt im Kühlschrank aufbewahrt werden. Für die 2. Färbung wird die RPh-Stammlösung 1:1000 mit PBS, worin die Keime enthalten sind, verdünnt. Die Färbung erfolgt für 15 min im Dunkeln. Nach kurzem Waschen können die Keime als Quetschpräparat unter dem Fluoreszenzmikroskop betrachtet werden. Sie sind im gefärbten Zustand in Puffer und im Kühlschrank mehrere Tage haltbar. Die Keime können als Schnelltest auch in vivo mit DAPI gefärbt werden. Hierzu werden die Eier auf dem Objektträger mit wenigen Tropfen DAPI-PBS für 1–2 min inkubiert. Nach Absaugen der Flüssigkeit läßt sich der Zustand der Kerne in den Keimen unter dem Fluoreszenzmikroskop für einige Minuten bestimmen bevor die unfixierte DNA verklumpt.

Die fluoreszenzmikroskopische Auswertung erfolgt mit einem entsprechenden Mikroskop (Filtersätze 2 (UV-Anregung) und 15 (Grün-Anregung) von Zeiss). Zur Dokumentation werden Fotos mit 50 ASA SW-Filmen (Pan F Ilford) und 400 ASA Farbdiafilmen (Kodak) aufgenommen. Mittels Doppelbelichtung können alle fluoreszenten Strukturen eines Präparates auf einem Foto dargestellt werden.

Beobachtungen zur Embryonalentwicklung

Die Eier werden arretiert in der Anaphase der ersten meiotischen Teilung ins Meerwasser abgelegt und dort befruchtet. Gelegentlich findet man in einem Gelege unbefruchtete Oocyten neben befruchteten. Die Ei-DNA befindet sich zwischen Zentrum und Cortex der Eizelle. An den sich gegenüberliegenden Enden der Chromosomen können punktartige, RPh-markierte Aktin-Strukturen beobachtet werden, die möglicherweise zum Transport der Ei-DNA an den Cortex dienen. Unmittelbar nach dem Eindringen des Spermiums beendet die Oocyte durch die Abgabe von zwei Polkörpern (Pk) die Meiose (Abb. 6). Manchmal können auch drei Pk beobachtet werden, da sich der 1. Pk gelegentlich noch einmal teilt. Die Pk markieren den animalen Pol des Keimes. Kurz nach Abgabe der Pk ist am animalen Pol eine sternförmige Ansammlung von F-Aktin zu beobachten.

Die Membran des Eies ist an der Eintrittsstelle des Spermiums durch eine kegelförmige Aktinansammlung oberhalb des im Ei liegenden, noch kondensierten Spermienkerns markiert (Abb. 7). Hierbei könnte es sich um den Rest eines Befruchtungshügels handeln, wie er auch für andere Tierarten schon beschrieben wurde, oder um ein Fragment eines möglicherweise bei *O. puerilis* auftretenden Akrosomenfilaments des Spermiums. Als Befruchtungshügel bezeichnet man eine Vorwölbung des Eies, die sich an der Anheftungsstelle des Spermium bildet. Akrosomenfilamente bilden sich, wenn das Spermium ins Ei eindringt, durch Polymerisation von G-Aktin (globuläres Aktin) zu F-Aktin (filamentöses Aktin) am Spermienkopf.

Nach beendeter Reduktionsteilung der Eizelle wandern die beiden Vorkerne aufeinander zu (Abb. 8). Sie replizieren sich dabei getrennt, d.h. die Verdoppelung der DNA, die der ersten mitotischen Teilung der Zygote vorausgehen muß, erfolgt vor der Synkaryonbildung, der Verschmelzung der Kerne von Ei und Spermium. Die eigentliche Befruchtung, die Vereinigung der Vorkerne, erfolgt dann wie bei Säugetieren erst in der Metaphase der ersten Teilung (Abb. 9). Während der Wanderung der Vorkerne beginnt sich eine Befruchtungshülle ausgehend vom animalen Pol abzuheben. Dabei handelt es sich um eine Hülle, die durch biochemische Modifikationen aus der primären Eihülle, der sog. Vitellinhülle, hervorgeht. Die Befruchtungshülle hält u.a. die Blastomeren zusammen.

Die Vorkerne kondensieren sich nebeneinander und um sie herum bildet sich je eine Hülle aus F-Aktin, von denen sich Fäden aus F-Aktin in das Cytoplasma erstrecken (Abbn. 10, 11). Beide Hüllen scheinen miteinander Kontakt zu haben. Die Funktion dieser F-Aktin-Hülle ist unklar. Sie existiert nur bei fortgeschrittener Kondensation der DNA (späte Prophase) und wird anscheinend in jedem nachfolgenden Zellzyklus der frühen Embryonalentwicklung um Prophase-Kerne der Blastomeren ausgebildet. Manchmal scheint die Hülle in den Blastomeren in mehrere Kompartimente unterteilt zu sein. Um Prophasekerne von Pflanzenzellen wurden bereits früher F-Aktinhüllen nachgewiesen. Dort sind diese Hüllen an der Positio-

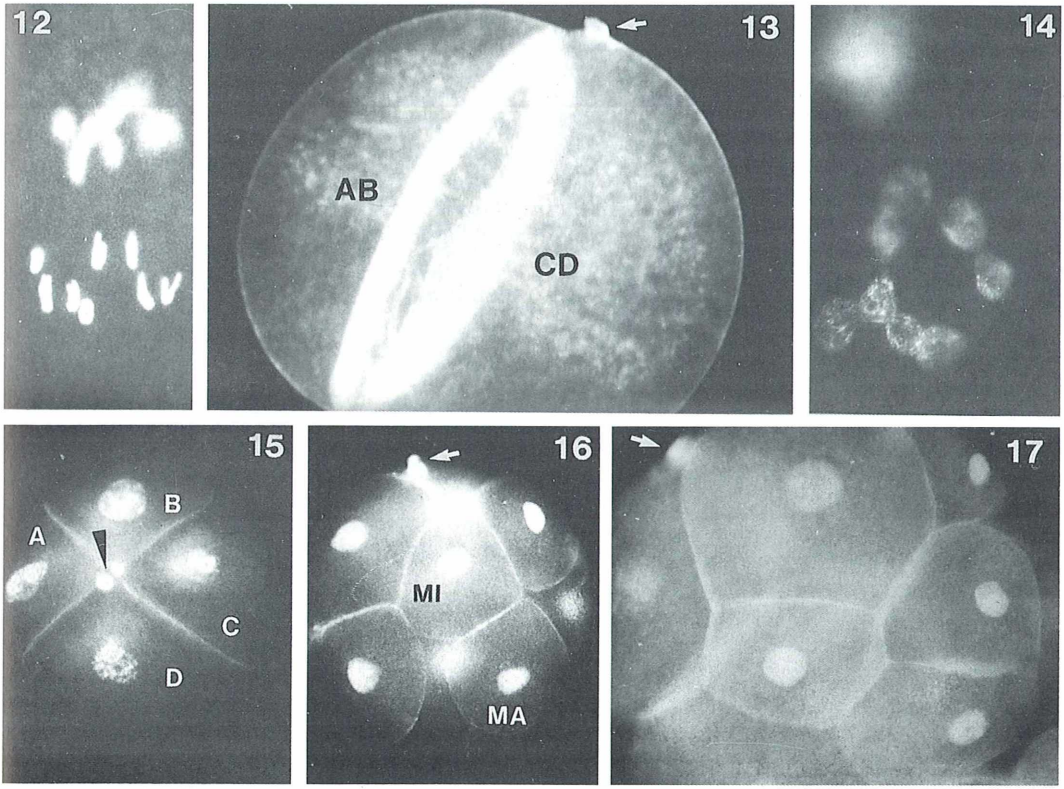
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Abb. 12: *Ophryotrocha puerilis;* Anaphase der ersten mitotischen Teilung der Zygote; 1150fach.
Abb. 13: *Ophryotrocha puerilis;* F-Aktin-markierter Cytokinesering bei der Teilung der Zygote zu den beiden ersten Blastomeren *AB* und *CD*; *Pfeil* Polkörper; 425fach.
Abb. 14: *Ophryotrocha puerilis;* DAPI-Fluoreszenz von Karyomeren nach der Anaphase; 900fach.
Abb. 15: *Ophryotrocha puerilis;* 4-Zell-Stadium; Doppelbelichtung; Zellgrenzen F-Aktin-markiert; Kerne (DNA) DAPI-markiert; Blastomeren *A, B, C* und *D* in Aufsicht vom animalen Pol; *Pfeilspitze* Polkörper; schwarz-weiß-Wiedergabe des Titelbildes; 360fach.
Abb. 16: *Ophryotrocha puerilis;* 8-Zell-Stadium; Doppelbelichtung; Zellgrenzen F-Aktin-markiert; Kerne (DNA) DAPI-markiert; animaler Pol *(Pfeil)* oben; *MI* Mikromere; *MA* Makromere; 360fach.
Abb. 17: *Ophryotrocha puerilis;* 16-Zell-Stadium; Doppelbelichtung; Zellgrenzen F-Aktin-markiert; Kerne (DNA) DAPI-markiert; *Pfeil* animaler Pol; 425fach.

nierung der Kerne in die prospektive Teilungsebene der Zellen beteiligt. Auch im Keim von *O. puerilis* könnten die beobachteten F-Aktinhüllen eine ähnliche Funktion besitzen.

Nach Verschmelzung der Vorkerne in der Metaphase gibt die nachfolgende Anaphase Aufschluß über den Chromosomensatz des Tieres. Jede Seite der Anaphaseebene enthält acht Chromosomen, was dem früher für *O. puerilis* beschriebenen diploiden Chromosomensatz von 2n = 8 entspricht (Abb. 12). Der Chromosomensatz läßt sich damit durch die DAPI-Markierung der DNA in der Zygote von *O. puerilis* einfach ermitteln. In späteren Stadien (schon ab dem 2-Zell-Stadium) liegen die Chromosomen während der Anaphase so eng beieinander, daß sie einzeln nicht mehr identifiziert werden können.

Mit Ablauf der Anaphase des Zygotenkerns wird verstärkt F-Aktin dicht unterhalb der Zellmembran angelagert. Auf diese Weise bildet sich ein Cytokinesering aus (Abb. 13). Die Zellteilung erfolgt durch Zusammenziehen des Cytokineserings, der durch die Ansammlung von F-Aktin stets leicht identifiziert werden



Copyright © 1992 Elsevier Science Publishers. All rights reserved; http://www.elsevier.de/

kann. Die Teilung zum 2-Zell-Stadium verläuft inäqual und parallel zur animal-vegativen Achse des Keims. Es entstehen eine große und eine kleine Blastomere (Abb. 13). Nach der Anaphase bildet das Kernmaterial kurzfristig Karyomere aus. Dabei handelt es sich um distinkte Vesikel mit jeweils eigener Kernhülle, in denen DNA enthalten ist. Häufig findet man acht solcher Vesikel, was darauf hindeutet, daß möglicherweise jedes Chromosom einen Kernvesikel ausbildet (Abb. 14). Die Kernvesikel fusionieren nach erfolgter Zellteilung zu einem ein- oder mehrlappigen Interphasekern. Um Interphasekerne ist eine diffuse Ansammlung von F-Aktin zu beobachten, das vermutlich für die Ausbildung der F-Aktinhülle in der nächsten Prophase benötigt wird. Die Teilung zum 4-Zell-Stadium verläuft ebenfalls entlang der animal-vegetativen Achse (Abb. 15). Es entstehen unterschiedlich große Blastomeren. Somit lassen sich die Blastomeren des 4-Zell-Stadiums leicht entsprechend der Terminologie der Spiralfurchung mit A, B, C und D benennen. D ist die größte Blastomere. Betrachtet man den Keim in Aufsicht auf den animalen Pol, so sind A, B, C und D im Uhrzeigersinn angeordnet. Bei *O. puerilis* verlaufen die ersten Zellteilungen analog der für Polychaeten typischen Spiralfurchung. So wird bei der Teilung zum 8-Zeller ein Quartett von kleinen Zellen (Mikromeren) in animaler Richtung abgegeben. Die Mikromeren liegen versetzt zu den größeren Schwesterzellen (Makromeren), die zum vegetativen Pol hin liegen. Die Mikromeren werden vom animalen Pol aus betrachtet im Uhrzeigersinn abgegeben (Abb. 16). Bei der Teilung zum 16-Zellstadium geben Mikro- und Makromeren entgegengesetzt des Uhrzeigersinns in animaler Richtung je ein Quartett von Zellen ab (Abb. 17). Der weitere Furchungsverlauf ist schwieriger zu verfolgen und zu dokumentieren, da die Blastomeren mit jeder weiteren Zellteilung kleiner werden.

Literaturhinweise

Faulstich, H., Zobely, S., Rinnerthaler, G. und Small, J. V.: Fluorescent phallotoxins as probes for filamentous actin. J. Muscle Res. Cell Motil. **9**: 370–383 (1988).

Franke, H.-D. und Pfannenstiel, H.-D.: Some aspects of endocrine control of polychaete reproduction. Fortschr. Zool. **29**: 53–72 (1984).

Katsuta J., Hashiguchi, Y. und Shibaoka, H.: The role of the cytoskeleton in positioning of the nucleus in premitotic tobacco BY-2 cells. J. Cell Sci. **95**, 413–422 (1990).

Pfannenstiel, H.-D.: Zur sexuellen Differenzierung von *Ophryotrocha puerilis* (Polychaeta: Eunicidae). Mar. Biol. **20**, 245–258 (1973).

Pfannenstiel, H.-D.: Sex determination and intersexuality in polychaetes. Fortschr. Zool. **29**, 81–98 (1984).

Pfannenstiel, H.-D. und Grünig, Ch.: Primordial germ cells and early stages of oogenesis in *Ophryotrocha puerilis* (Polychaeta, Dorvilleidae). Zoomorphology **100**, 203–215 (1982).

Pfannenstiel, H.-D. und Grünig, Ch.: Spermatogenesis and sperm ultrastructure in the polychaete genus *Ophryotrocha* (Dorvilleidae). Helgoländer Meeresunters. **44**, 159–171 (1990).

Rhode, B.: Ultrastructural investigations on the nuchal organ of the protandric polychaete, *Ophryotrocha puerilis*. Zoomorphology **108**, 315–322 (1989).

Ruthmann, A.: Zellwachstum und RNS-Synthese im Ei-Nährzellverband von *Ophryotrocha puerilis*. Z. Zellforsch. **63**, 816–829 (1964).

Schroeder, T. E.: The egg cortex in early development of sea urchins and starfish. In: The Cellular-Basis of Morphogenesis, Vol. 2, ed. Browder, L. W., Plenum Press, New York, London, 59–100 1986.

Tilney, L. G. and Jaffe, L. A.: Actin, microvilli, and the fertilisation cone of sea urchin eggs. J. Cell Biol. **87**, 771–782 (1980).

Traas, J. A., Doonan, J. H., Rawlins, D. J., Shaw, P. J., Watts, J. and Lloyd, C. W.: An actin network is present in the cytoplasm throughout the cell cycle of carrot cells and associates with the dividing nucleus. J. Cell Biol. **105**, 387–395 (1987).

Verfasser: Dipl.-Biol. Sabine Jacobsohn, Prof. Dr. Hans-Dieter Pfannenstiel, Institut für Zoologie der FU Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3, W-1000 Berlin 33

Symmetrie im Pflanzenreich

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

Bruno P. Kremer

Pflanzliche und tierische Strukturen lassen vielfach vergleichsweise einfache, in ihrer Entstehung aber nicht immer einfach zu deutende Ordnungsprinzipien erkennen. Symmetrien spielen beim Zustandekommen dieser bemerkenswerten Ordnung eine ganz besondere Rolle. Im Einzelfall lassen sich bei näherem Hinsehen verschiedene, getrennt oder in Kombination wirkende Symmetrieprozesse unterscheiden. Vieles davon wird der Mikroskopiker bei der eigenen Umschau wiederentdecken.

Gewöhnlich steht der Begriff organisch ungefähr gleichbedeutend für das spontan Gewachsene und somit nicht unbedingt starr Regelhafte. Tatsächlich aber sind organische und erst recht organismische Strukturen das Ergebnis fester und überwiegend sogar unverhältnismäßig einfacher Bauregeln. Erst deren nichtlineare Verknüpfung führt zu ungeahnter Vielfalt und schafft zugleich eine Komplexität, die man auf sämtlichen Strukturebenen eines Lebewesens in mannigfacher Abwandlung wiederfindet. Schon der Blick auf die Konstruktionsverhältnisse im Blütenstand eines Vertreters der Korbblütengewächse mag diese Zusammenhänge etwas näher beleuchten. Im blumigen Blütenkopf eines Gänseblümchens oder einer Wiesen-Margerite sind etliche Dutzend, in anderen Fällen sogar Hunderte einzelner Röhren- oder Scheibenblüten dicht zusammengedrängt – ein Verpackungsproblem, für das menschliche Technik wohl die Anordnung der Einzelelemente in einfachen Gerad- oder Schrägzeilen vorsehen würde. Bei den Korbblütlern werden die tatsächlich vorhandenen Zeilen allerdings zu Spiralsegmenten verbogen, so daß ein gänzlich unerwartetes Muster entsteht. Aus der fertigen Konstruktion lassen sich rechtsläufige und linksläufige Spiralbögen herauslesen. Deutlicher noch werden die Stellungsverhältnisse bei der ungleich größeren, ansonsten aber nach identischem Grundmuster aufgebauten Sonnenblume: Hier stehen die röhrigen fertilen Einzelblüten und künftigen Sonnenblumenkerne fast immer auf 55 links- und 89 rechtsläufigen Spiralabschnitten. Und noch erstaunlicher: Sämtliche Maßverhältnisse dieser ungleich großen Spiralsegmente stehen zueinander in den gleichen Proportionen wie die Streckenteile beim Goldenen Schnitt. Vielleicht liegt es tatsächlich nur daran, daß ein sonst gar nicht einmal besonders pompös aufgemachtes Gebilde wie der Blütenkopf eines Gänseblümchens oder eines beliebigen anderen Korbblütlers dennoch eine unverkennbare, wenngleich schlecht in Worte zu zwängende Harmonie zuwege bringt, die sich in gewissem Maße jedoch mathematisch formalisieren läßt. Nicht grundsätzlich anders liegen die Verhältnisse beim Bauplan normal fünf

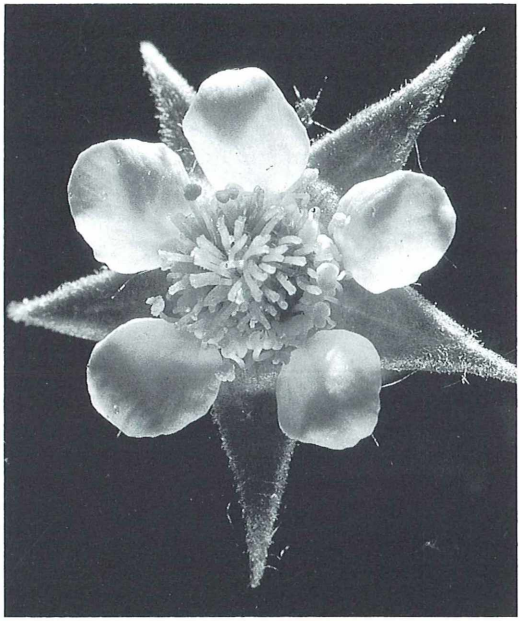


Abb. 1: Nelkenwurz (*Geum urbanum*), Einzelblüte (Makroaufnahme). Alle Bauteile der Blüte sind nach einem festgelegten geometrischen Raumplan angeordnet.

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

zähliger Blüten mit strahliger Symmetrie, beispielsweise der Nelkenwurz (Abb. 1). Die Elemente der Blütenhülle (Kelch und Krone) lassen sich erwartungsgemäß als regelmäßiges Fünfeck (= Pentagon) wiedergeben. Diese geometrische Figur fügt sich aus zehn rechtwinkligen Dreiecken zusammen (Abb. 2). Deren Seiten stehen zueinander im Verhältnis 3 : 4 : 5 und bilden somit ein sogenanntes Pythagoreisches Dreieck – eine besonders vollkommene Flächenfigur, deren Seitenquadrate (9 + 16 = 25) glattzahlig sind. Der Grundriß einer pentameren, strahlig aufgebauten Blüte läßt sich jedoch auch als erweitertes Fünfeck, nämlich als Pentagramm oder Drudenfuß, auffassen (Abb. 3). Dessen Teilstrecken überschneiden sich jeweils in den klassischen Proportionen des Goldenen Schnittes (angenähert 0,618 bzw. 1,62) und erweisen sich auch in der geometrischen Formalisierung als überraschend harmonische Raumgestalt. Dieses Muster ist in der belebten Natur ungemein weit verbreitet. Es findet sich in vielfacher Abwandlung auch auf anderen Ordnungsebenen, beispielsweise in der räumlichen Organisation der verschiedenen Leit- und Stützgewebe einer Sproßachse (Abb. 4).

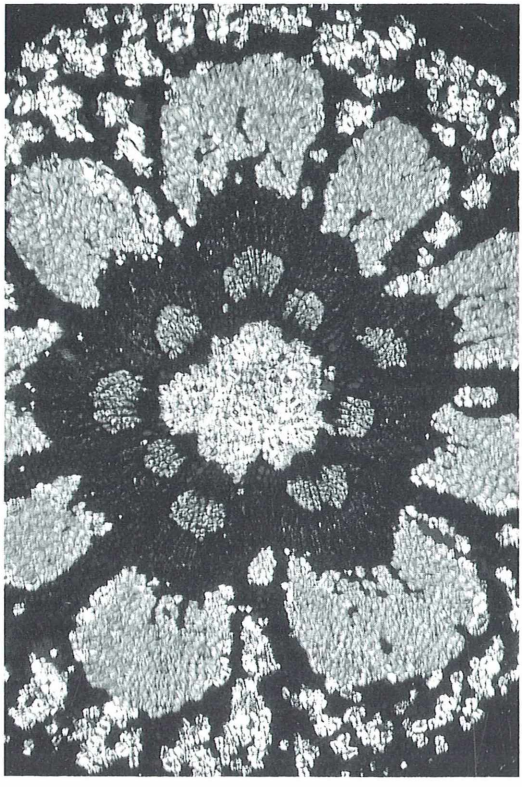


Abb. 3: Nicht nur die äußere Gestalt, auch die Gewebeorganisation vieler Pflanzenteile läßt eine klare fünfstrahlige Symmetrie mit den in Abb. 2 wiedergegebenen Grundmustern erkennen. Querschnitt durch den Fruchtstiel der Birne (*Pyrus communis*) im polarisierten Licht.

Bildschöne Muster

Unsere natürliche Umwelt ist enorm dicht mit allen möglichen Mustern und Gestalten bestückt, denen bestimmte Symmetrien zugrunde liegen. Wir nehmen sie gewöhnlich nur nicht direkt wahr und durchdringen sie auch nicht besonders gründlich. Beim Versuch, die Komplexität der Erfahrungswelt auf einfache und womöglich auch einheitliche Grundtatsachen zurückzuführen, findet man allerdings immer wieder ein Gestaltphänomen, welches wir heute Selbstähnlichkeit nennen. Im linienhaften Zuschnitt natürlicher und vieler vom Menschen geschaffener Strukturen treten offenbar zwangsläufig selbstähnliche Formelemente auf – Gestaltungen, die man durch einfache räumliche Verschiebungen (Operationen) aufeinander abbilden kann. Auf diese Weise entstehen Symmetrien mit ihren erwiesenermaßen so harmonisch wirkenden Mustern.

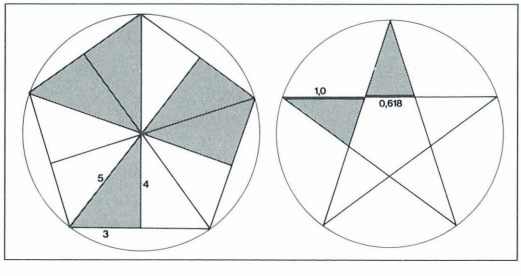


Abb. 2: Das Schema verdeutlicht das Konstruktionsprinzip vieler fünfstrahlig symmetrischer Organe von Pflanzen. Den gleichen Grundriß findet man auch im Bauplan mancher Tiere, beispielsweise der Stachelhäuter. Das regelmäßige Fünfeck, das auch der Blüte in Abb. 1 zugrunde liegt, besteht aus zehn pythagoreischen Dreiecken mit dem Seitenverhältnis 3 : 4 : 5 (2a). Der Grundriß läßt sich ebenso als Pentagramm deuten, in dem sich die Streckenlängen jeweils nach dem Goldenen Schnitt verhalten (2b).

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

Abb. 4: Wiederholungsstrukturen (Translationen) schaffen die Basis für Vielfalt, beispielsweise auch in der Wedelfieder des Schildfarns (*Polystichum aculeatum*).

Trotz aller beobachteten und möglicherweise kaum begrenzbaren Mustervielfalt, mit denen die Natur überrascht, sind deren Erzeugungsverfahren, die Deck- oder Symmetrieoperationen, durchaus begrenzt. Tatsächlich sind es im wesentlichen nur drei verschiedene Einzelverfahren, deren Wiederholung (Iteration) oder Verknüpfung (Kombination) aus der Einfachheit größtmögliche Vielfalt entstehen läßt. Translation ist die erste dieser Symmetrieoperationen. Translatives Vorgehen greift entlang einer Linie durch Wiederholung immer wieder auf die gleichen Formelemente zurück. Dadurch entsteht Segmentierung oder Metamerie – ein Bauprinzip, welches nicht nur bei Pflanzen auftritt, sondern auch in anderen Organismenreichen weit verbreitet ist. Es zeigt sich im Aufbau eines Farnwedels ebenso wie in der Anatomie des Holzes (Abb. 5) oder im Grundplan einer Bryozoenkolonie und letztlich auch in unserer eigenen Wirbelsäule. Metamerie findet sich selbstverständlich auch im Bereich der sehr kleinen Dimensionen. Jede Blattepidermis, besonders eindrucksvoll diejenigen der einkeimblättrigen Pflanzen, bestehen aus zahlreichen Wiederholungssequenzen identischer oder zumindest doch recht ähnlicher Bausteine. Obwohl die Harmonie der Gesamtstruktur in solchen Fällen fast ausschließlich auf die Translation nur eines bestimmten Bausteins zurückgeht, ist das Ergebnis alles andere als langweilig oder eintönig.

Ordnung durch Drehung

Eine weitere einfache Symmetrieoperation, die Drehung oder Rotation, führt zu strahlig symmetrischen Gestalten und damit wiederum zu einer sehr beachtlichen Musterfülle, denen

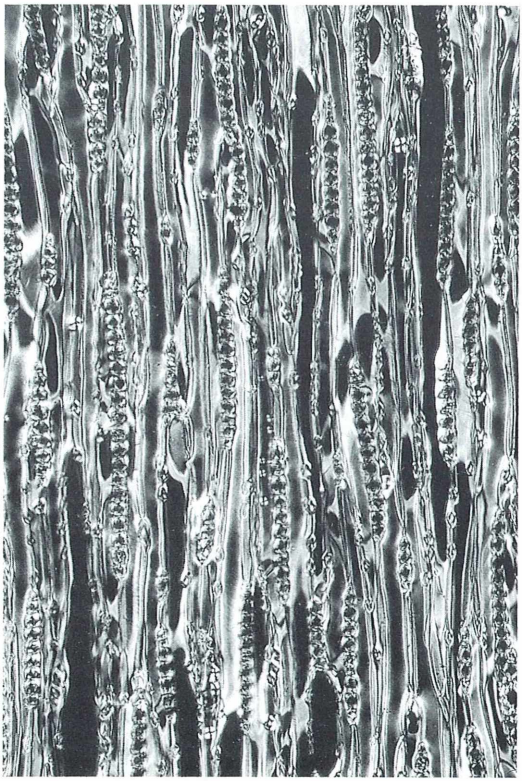


Abb. 5: Hochgradig repetitive Strukturen findet man unter anderem im Holz, beispielsweise in der zunächst sehr verwirrend aussehenden Anordnung der Markstrahlen. Fichte (*Picea alba*), Holz tangential, Aufnahme im polarisierten Licht.

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

auch der Mikroskopiker bei seiner Umschau in den kleinen oder sogar sehr kleinen Formgefügen häufig begegnen wird. Nicht nur die äußere Gestalt vieler Blüten oder Blütenstände ist radiärsymmetrisch. Radförmige, strahlige Grundrisse finden sich auch in Wurzeln und Pflanzenstengeln. Sie tritt in der Beblätterung der Laubmoose zutage und ist unter anderem auch bei den einzelligen Algen, beispielsweise bei der Ordnung Centrales der Kieselalgen (Abb. 6), äußerst erfolgreich erprobt worden. Auch wenn die jeweiligen Reihen und Serien von Einzelelementen nicht über exakten Kreisbögen oder deren Ausschnitten verlaufen, sondern eventuell Hyperbelausschnitte darstellen und schließlich zu Spiralen führen, erfüllen sie alle Bedingungen der Drehsymmetrie. Die Anzahl der mustererzeugenden Rotationen ist oft viel kleiner, als es das fertige Mustergefüge erwarten läßt.

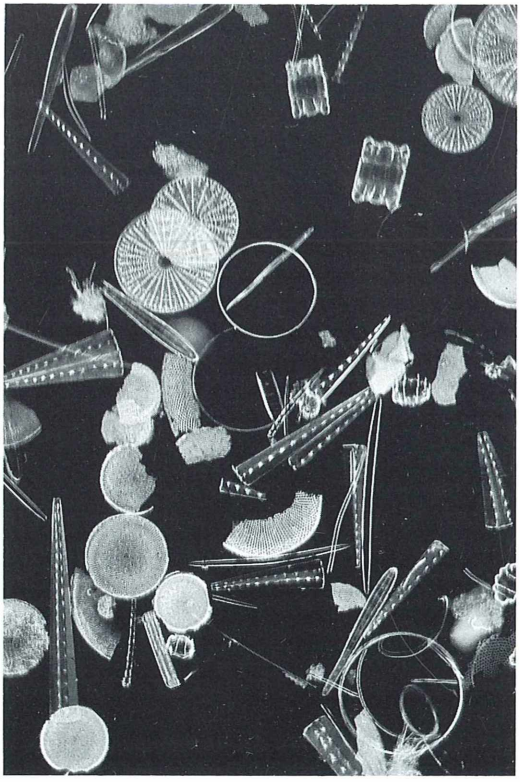


Abb. 6: Radiärsymmetrie oder Bilateralsymmetrie sind die Grundrißkonzepte der beiden Diatomeenordnungen Centrales und Pennales. Dieses Gestaltungsprinzip beherrscht die Schale der Kieselalgen schon seit Jahrmillionen, wie die Aufnahme einer fossilen Probe im Dunkelfeld zeigt.

Nur relativ wenige Pflanzengestalten, dafür aber um so mehr Tiere, gehören einer anderen Symmetrieklasse an. Zumindest die äußere Formgebung beschränkt sich in solchen Fällen auf nur zwei Musterelemente, die durch Spiegelung – die dritte grundlegende Symmetrieoperation – aufeinander abgebildet werden. Die Spiegelungsebene legt die einzige mögliche Symmetrieachse fest. Bei den Tieren ist die so entstandene Bilateralsymmetrie offenbar ein funktionales Zugeständnis an eine besonders rasche Fortbewegung, weil sie eine bessere Koordination unabhängig agierender Körperteile ermöglicht. Bei den Pflanzen ist mit dem Übergang ursprünglich radiärsymmetrischer Gestalten zur Dorsiventralität mit Bilateralsymmetrie nicht immer ein erkennbarer Anpassungsvorteil verbunden. Da wir Spiegelbildlichkeit vor allem bei Tieren und am eigenen Körper zu sehen gewohnt sind, erscheinen spiegelsymmetrisch aufgebaute Pflanzenteile, beispielsweise die zygomorphen Blüten, besonders ungewöhnlich und zuweilen sehr bizarr. Nur aus diesem Umstand erklärt sich die ungewöhnliche Karriere etwa der Orchideen. Die eigenartige Spiegelbildlichkeit beschränkt sich aber wiederum nicht auf die äußere Formgebung eines Pflanzenorgans. Sie liegt auch der Gewebeorganisation etlicher Pflanzenteile zugrunde. So findet man sie in der gesamten Sproßachsenorganisation (Abb. 7) ebenso wie im Aufbau einzelner Leitbündel (Abb. 8). Sie ist zudem auch nicht ausschließlich ein formbestimmendes Kriterium höherer Pflanzen, sondern läßt sich gerade bei den Einzellern in fast allen Verwandtschaftskreisen aufspüren: Der typenreiche Artenbestand der Ordnung Pennales bei den Kieselalgen umfaßt überwiegend spiegelbildlich gestaltete Zellen.

Bild und Spiegelbild

Auch die Desmidiaceen oder Zieralgen (Abb. 9) verdanken ihre beeindruckende Formschönheit unter anderem der Bilateralsymmetrie, die eine Zellhälfte mehr oder weniger exakt an der anderen spiegelt. Wenn sich schon Symmetrien und Symmetrieoperationen auf allen Strukturebenen der Lebewesen von der einfachen Zelle über komplexere Gewebe bis hinauf zu einzelnen Organen oder sogar vollständigen Orga-

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

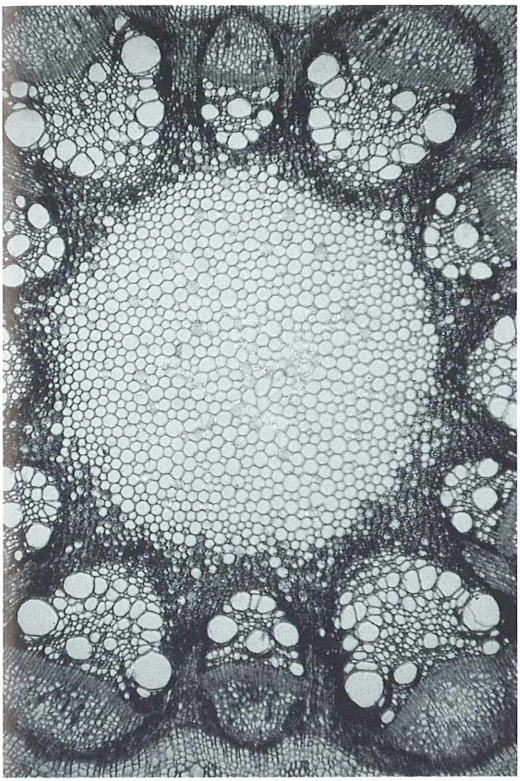


Abb. 7: Bei der Waldrebe (*Clematis vitalba*) sind die großen und kleinen Leitbündel strahlig angeordnet. Jedes Leitbündel ist jedoch für sich betrachtet spiegelsymmetrisch organisiert.

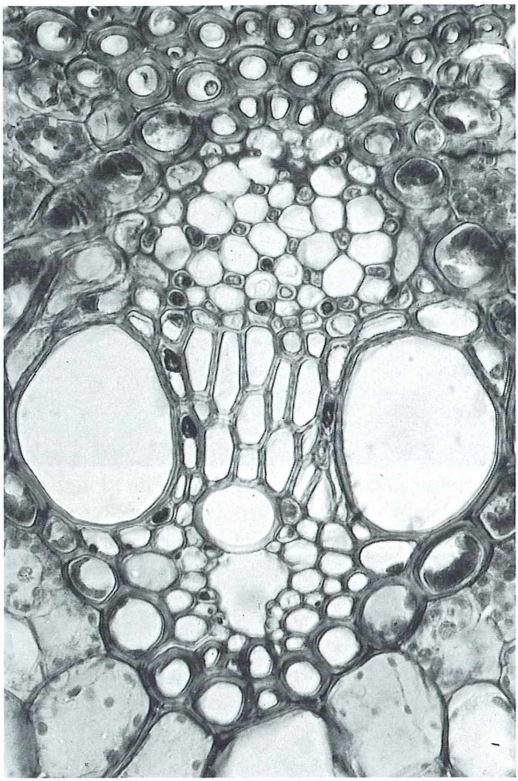


Abb. 8: Jedes Leitbündel von Mais (*Zea mays*) zeigt in seiner Grunddisposition eine beachtliche Spiegelbildlichkeit, obwohl es nur eines von sehr vielen ist, welche die Sproßachse längs durchziehen. Eine absolute Dekkungsgleichheit der jeweils rechten und linken Hälfte ist jedoch nicht zu erreichen.

nismen auffinden lassen, liegt die Vermutung nahe, daß ähnliche Strukturprinzipien auch sehr weit unterhalb der natürlichen Sichtbarkeitsgrenzen im Bereich der Makromoleküle walten. Die technischen Möglichkeiten der Elektronenmikroskopie leisten hier einen äußerst aufschlußreichen Brückenschlag, geben sie doch Gewißheit darüber, daß auch im makromolekularen Aufbau von Zellorganellen oder noch kleineren Strukturgefügen eine hochgradige Ordnung vorliegt, die zum Teil mit den klassischen Symmetrieoperationen zu beschreiben ist. Jede biologische Membran, die ein Zellorganell umkleidet oder das lebende Cytoplasma durchzieht, ist im Prinzip ein spiegelsymmetrisches Gebilde, in dem sich die Packlagen der Membranlipide wie Bild und Spiegelbild verhalten. Auf der Ebene der einzelnen Moleküle setzt die Spiegelsymmetrie dann jedoch weitgehend aus. Wo immer von einem organischen Molekül spiegelsymmetrische Gestalten möglich sind, hat die Natur eigenartigerweise nur von einer der beiden Möglichkeiten Gebrauch gemacht und die strenge Symmetrie durchbrochen, indem sie beispielsweise nur D-Zucker und überwiegend nur L-Aminosäuren verwendet. Solche molekular verankerten Vorlieben pausen sich übrigens auch immer wieder auf anderen Systemebenen der Lebewesen durch und finden letztlich sogar ihren Ausdruck in der rechtswindenden Sproßspitze des Hopfens oder in der linksgewundenen Vielfachkammer der Foraminiferen.

Die Symmetrien in biologischen Systemen sind zwar gesetzmäßig, aber eben nicht total starr. Die von den Symmetrien erzeugten Grundmuster in und an Lebewesen erscheinen durchaus regelhaft, aber nicht mathematisch vorhersag-

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

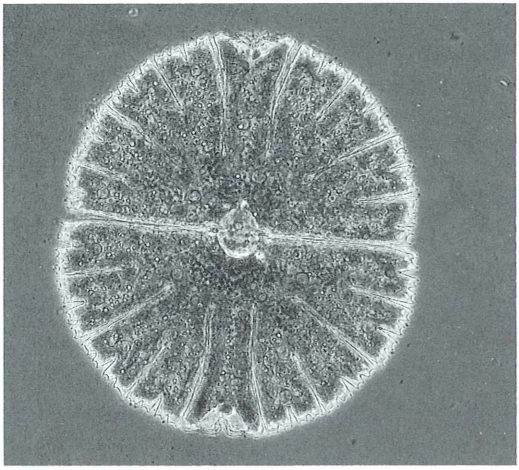


Abb. 9: Die Zieralge *Micrasterias denticulata* war lange Zeit Modellorganismus für das Studium gestaltbildender Prozesse auf zellulärer Ebene. Auch hier ist bei prinzipieller Spiegelbildlichkeit keine völlige Kongruenz der beiden Zellhälften gegeben.

bar. Die auf solche Weise unübersehbar hervortretenden Abweichungen sind wohl Ausdruck für den Unterschied zwischen mechanistischer (toter) und dynamischer (lebender) Ordnung. „Dem Leben graut vor der genauen Richtigkeit", kann man bei Thomas Mann im Zauberberg nachlesen. Lebewesen halten sich eben nur sehr bedingt an ganz strikte Symmetrien. Die so entstehenden Muster zeigen ihren symmetrischen Gestaltungsplan eher im statistischen

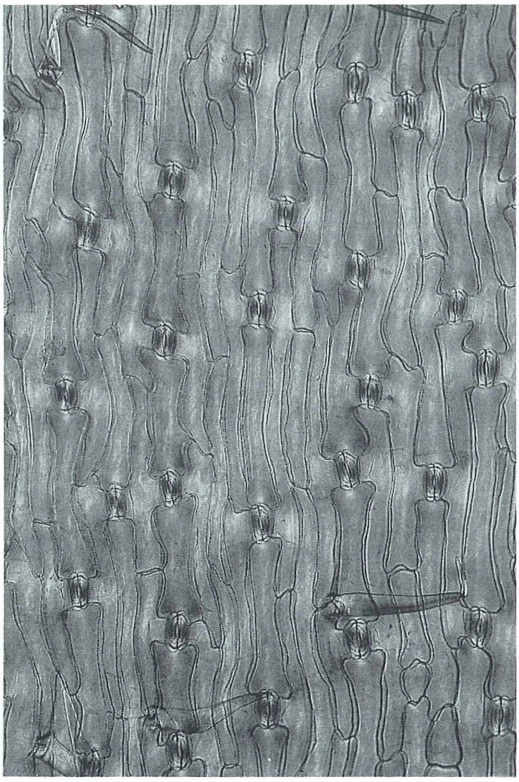


Abb. 10: Hochgradige Muster mit Translation und Iteration lassen vor allem die Epidermen der Blätter einkeimblättriger Pflanzen erkennen. Tulpe (*Tulipa gesneriana*), Aufnahme im polarisierten Licht.

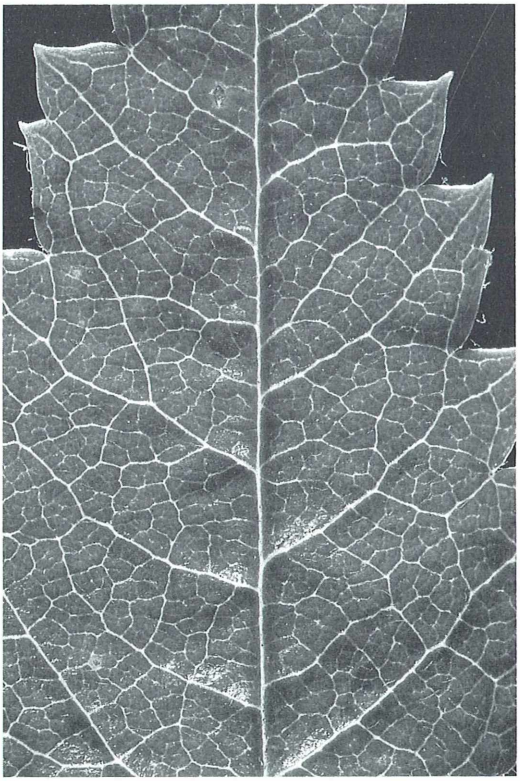


Abb. 11: Individualität der Form ist trotz der vom Bauplan auferlegten Gestaltungsschranken möglich: Bei grundsätzlicher Bilateralsymmetrie zeigen die Laubblätter dennoch stärkere Abweichungen vor allem in der Musterbildung der untereinander in allseitiger Verbindung stehenden Leitgewebe.

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

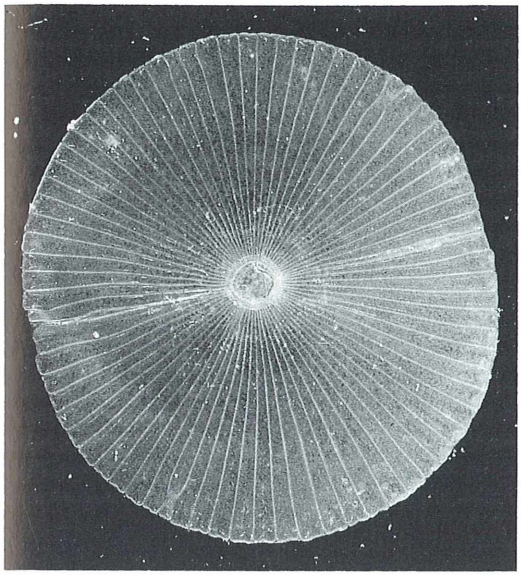


Abb. 12: Schirmchenalge (*Acetabularia acetabulum*). Was auf der Ebene komplexer Pflanzengewebe gilt, zeigt sich auch in Einzelzellen von auffälliger Formgebung. Die Gestalt des ungefähr zentimetergroßen Hutteils der Alge, der tatsächlich nur aus einer einzigen Riesenzelle besteht, schließt zugleich mehrere Symmetrieoperationen ein.

Zusammenhang. Für die Verteilung der zahlreichen Spaltöffnungen auf der Blattunterseite (Abb. 10) gilt dies sicher ebenso wie für die scheinbar völlig zufällige oder gar chaotische Anordnung der feinen Blattnerven in einem prinzipiell bilateralsymmetrischen Laubblatt. Erstaunlich ist das resultierende harmonische Gefüge dennoch, in dem sich bestimmte Bauteile gegenseitig ergänzen, Proportionen wiederholen, bildhafte Ordnung entsteht – und dies nicht nur einfach als statischer Entwurf, sondern auch noch zweckmäßig auf bestimmte Funktionsabläufe hin angelegt. Regelmaß, die Befolgung weniger, einheitlicher Grundregeln des Werdens und Gestaltens, läßt auf jeden Fall auch eine gewisse Einmaligkeit oder Individualität zu. Besonders eindrucksvoll zeigt sich die Individualität innerhalb vorgegebener Bauplanschranken bei jedem beliebigen Laubblatt (Abb. 11). Selbst auf dem Niveau einer besonders großen Einzelzelle, wie im Fall der hübschen Schirmchen-Alge *Acetabularia* (Abb. 12), drückt sich die Tatsache aus, daß einerseits mehrere Symmetrieoperationen gleichzeitig wirksam sind und auf jeden Fall von der völlig starren Formgenauigkeit abweichende Muster zustande kommen.

Literaturhinweise

Doczi, G.: Die Kraft der Grenzen, Capricorn-Verlag, München 1987.

Franke, H.W.: Schönheit der Mathematik. Naturwissenschaftl. Rundschau *43*, 513–518 (1990).

Kremer, B.P.: Das Maß aller Dinge. Physis 7(9), 70–77 (1991).

Sitte, P.: Morphologie. In: Strasburger, Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. 33. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Sitte, P.: Wer erfand den Goldenen Schnitt? Wissenschaft und Fortschritt *42(1)*, 36–41 (1992).

Verfasser: Dr. B. P. Kremer, Redaktion MIKROKOSMOS, Johann-Henk-Str. 35 a, 5307 Wachtberg 8

GUSTAV FISCHER FACHBIBLIOTHEK

Braune/Leman/Taubert

Pflanzenanatomisches Praktikum

Band 1: 6. Aufl. 1991. 283 S., 427 Teilbilder in 95 Abb. und Randleistenschemata auf 29 S., geb. DM 44,-

Band 2: 3. Aufl. 1990. 392 S., 758 Teilbilder in 137 Abb. und Randleistenschemata auf 51 S., geb. DM 54,-

Die mikroskopischen Präparate sind sowohl im Originalbild als auch als beschriftete Skizze abgebildet.

Band 1: Vegetationsorgane der höheren Pflanzen. Mit Anleitung zum Präparieren und Mikroskopieren sowie einem allgemeinen Praktikumsteil zur botanischen Zytologie und Histologie.

Band 2: Einführung in den Bau, die Fortpflanzung und Ontogenie der niederen Pflanzen und die Embryologie der Spermatophyta.

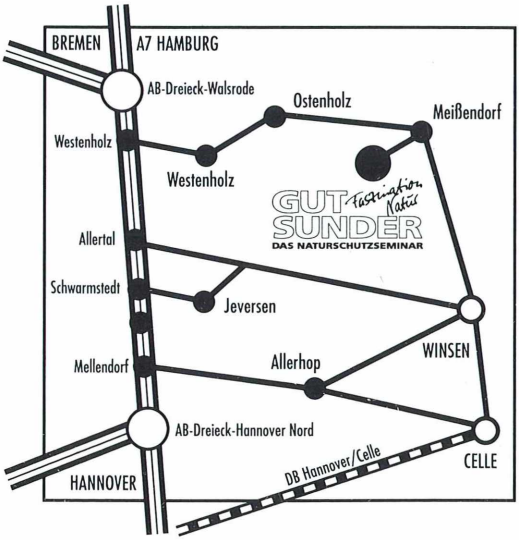
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachrichten

Gut Sunder – das Naturschutzseminar

Das ehemalige Teichgut Sunder bei Meißendorf im Landkreis Celle wurde 1980 vom Naturschutzbund Deutschland e.V. erworben. Mit Spenden und Fördermitteln wurde Gut Sunder renoviert und ist heute nicht nur die bundesweit wirksame Fortbildungsstätte des Verbandes, sondern zählt zu den anerkanntesten privaten Bildungseinrichtungen.
Am Rande der Süd-Heide und der Allerniederung mitten in einem großen Waldgebiet gelegen, ist Gut Sunder durch eine idyllische Abgeschiedenheit gekennzeichnet. Dazu noch in unmittelbarer Nachbarschaft zum mehrere hundert Hektar großen und bundesweit bedeutsamen Naturschutzgebiet „Meißendorfer Teiche – Bannetzer Moor", hat Gut Sunder einmalige Voraussetzungen, um sich mit Herz und Verstand mit Fragen zu Natur und Kultur oder Arten- und Biotopschutz auseinanderzusetzen und über aktuelle Probleme im Natur- und Umweltschutz zu informieren. Nicht nur im Tagungsraum, sondern auch auf unserem vier Hektar großen Hofgelände mit Tümpeln und Teichen, Bio-Garten und Erlebnis- bzw. Waldlehrpfad ergeben sich vielfältige Situationen zum Lernen und Erleben.
Das Angebot der Veranstaltungen reicht vom Umwelt-Unterricht für Schulklassen bis zur Fachtagung für Wissenschaftler, von Fortbildungsveranstaltungen für den ehrenamtlichen Naturschützer bis zum Einführungskurs für Auszubildende aus Handel und Gewerbe, Kinder und Erwachsene, Fachleute und Laien: Für alle bietet Gut Sunder ein interessantes Programm und eine ganz besonders reizvolle Atmosphäre.

Lage von Gut Sunder



Aus dem Programm 1993 scheinen die folgenden Veranstaltungen von besonderem Interesse für MIKROKOSMOS-Leser zu sein:

Mit Makro und Mikro auf Waldreise
107 4.–6. Juni 1993
Wenn man den Wald vor lauter Bäumen nicht mehr sieht, wird es Zeit, sich mit diesem Ökosystem auseinanderzusetzen, der mehr ist als nur Wanderrevier oder Naherholungsraum. Mit Buntstift und Mikroskop erfühlen und erforschen Eltern und Kinder diesen Lebensraum „Wald". Gemeinsam dringen wir vom Großen in faszinierende Kleinigkeiten vor.
Leitung: Ralf Richter-Riessland (Gut Sunder); Gebühr: Erwachsene 178,–, Kinder 61,–; für Eltern und Kinder von 6–12 Jahren.

Gewässer erleben
119 25.–30. Juli 1993
Wir wollen als Gruppe Gewässer entdecken, beobachten, was in ihnen lebt, staunen, wie unterschiedlich Gewässer sind und herausfinden, was sich unter Wasser alles abspielt. Ein Leben im Zelt, viel Spiel und Spaß gehört natürlich dazu!
Leitung: Dirk Wübbenhorst (Kassel); Gebühr: 281,–; für Kinder zwischen 9 und 13 Jahren.

Naturkundliches Wochenende
123 15.–17. Oktober 1993
Auf Exkursionen im Bereich der reizvollen Meißendorfer Teiche sowie der benachbarten Moore und Wälder wird das Augenmerk besonders auf alles Jahreszeittypische gelegt. Das eigene Beobachten und Erleben der Natur stehen im Vordergrund dieser Veranstaltung.
Leitung: Carlo Engstfeld (Gut Sunder); Gebühr: 76,–.

Lebensraum Boden
221 22.–24. Oktober 1993
Hier lernen Sie, eigene Bodenuntersuchungen in Ihrer Umgebung durchzuführen sowie Medieninformationen zu Gefährdung und Schutz von Böden besser zu verstehen.
Leitung: Manfred Grenz (Gießen); Gebühr: 112,–.

Gewässerökologische Untersuchungsmethoden
406 1.–3. Oktober 1993
Verschiedene leicht anzuwendende Methoden gewässerökologischer Untersuchungen an Fließgewässern werden in Theorie und Praxis vorgestellt.
Leitung: Reiner Dettmer (Hannover), Dr. Heiner Engel (Hannover) und Günther Ratzbor (Hannover); Gebühr: 140,–.

Anfragen und Anmeldung richten Sie bitte an:
Gut Sunder – Das Naturschutzseminar
W-3180 Winsen/Aller OT Meißendorf
Tel.: 05056/367, Fax: 05056/1421

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

Beobachtungen am Periphyton eines Stadtparkteiches

Marion Zehner

In der Limnologie gewinnen stehende Kleingewässer immer mehr an Bedeutung. Das liegt zum einen sicher daran, daß sie leicht zu finden und zu überschauen sind, und zum anderen eine Vielfalt von Organismen beherbergen und als ökologisches System beispielhaft für andere aquatische Ökosysteme sein können. Der Stadtparkteich als stehendes Gewässer erfüllt genau diese Bedingungen. Er dient vielen Besuchern als ein Zielpunkt des Spaziergangs, bei dem sie schon mit bloßem Auge die jahreszeitlichen Veränderungen am und im Teich beobachten können. Betrachtet man das Wasser und die in ihm lebenden Organismen noch genauer, wird eine Arten- und Formenvielfalt erkennbar, die der gewöhnliche Parkbesucher kaum erahnt.

Das Periphyton ist eine Organismengesellschaft, die belebtes und unbelebtes Substrat besiedelt und in zwei Gruppen unterteilt wird, nämlich in die echten sessilen Aufwuchsorganismen (das sogenannte Euperiphyton) und die vagilen Organismen (= Pseudoperiphyton) das entweder vom Euperiphyton oder zwischen ihm lebt (Wilbert, 1969).
Das Periphyton ist besonders gut zur Untersuchung der Wasserqualität geeignet, da es in kürzester Zeit eine hohe Besiedlungsdichte erreicht, wodurch die Feststellung des Saprobien-Indexes wesentlich erleichtert wird (Gerdung, 1989).
Bei der Wassergütebestimmung mit Hilfe des Saprobiensystems in stehenden Gewässern ergibt sich allerdings eine Schwierigkeit. Saprobiensysteme sind ein Maß für Stoffumsatz und Produktion von heterotrophen Organismen; in stehenden Gewässern nehmen aber Stoffumsatz und Produktion der autotrophen Organismen einen wichtigeren Stellenwert ein (Hollnaicher, Rahmann 1989).
Um zu Aussagen über die Wasserqualität zu kommen, erscheint es sinnvoll, auch die chemischen Parameter des Wassers im Laufe der Untersuchung festzuhalten.
Will man das Periphyton eines Gewässers betrachten, kann man auf zwei verschiedene Methoden zurückgreifen. Zum einen kann man natürliches Substrat, beispielsweise im Wasser liegende Steine, Äste u.ä. sammeln, die darauf aufgewachsenen Organismen abschaben, aufschwämmen und unter dem Mikroskop betrachten. Als eine weitaus praktischere Methode bietet sich dagegen die Analyse von künstlich geschaffenen Aufwuchsflächen an. Hervorragend bewährt haben sich als künstliches Substrat ganz normale Objektträger, die mit Hilfe von Bojenkonstruktionen im Teich ausgesetzt werden.
Die Objektträger haben den Vorteil, daß man sie an Stellen aussetzen kann, die der Untersucher von vornherein festlegt. Der Umweltfaktor Licht läßt sich auf diese Art und Weise individuell für jeden Probennahmeort bestimmen, so daß ein Vergleich des durch Sonneneinstrahlung und Schatten unterschiedlich entwickelten Periphytons möglich wird. Da sich die Objektträger in verschiedenen Höhen des Wasserkörpers ausbringen lassen, sind auch hier Vergleiche zwischen verschiedenen Probestellen ohne weiteres möglich.

Ablauf der Untersuchungen

Im Rahmen eines Monitoringprojektes wurden am Beispiel eines Teiches im Botanischen Garten Köln über den Zeitraum einer Vegetationsperiode hinweg einmal pro Woche die wichtigsten chemischen Parameter der Wasserqualität (z.B. Sauerstoff-, Ammonium-, Nitrit- und Nitratgehalt) festgestellt und gleichzeitig das auf den ausgebrachten Objektträgern befindliche Periphyton mikroskopisch betrachtet. An zwei verschiedenen Stellen im Teich wurden jeweils

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

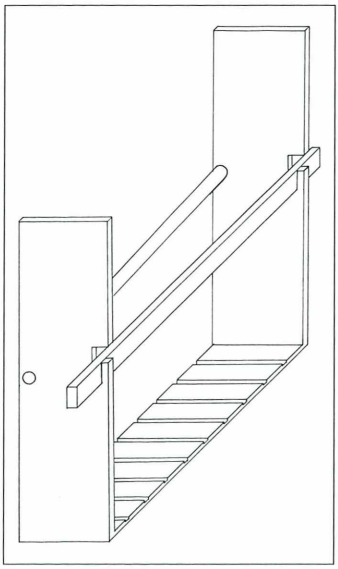
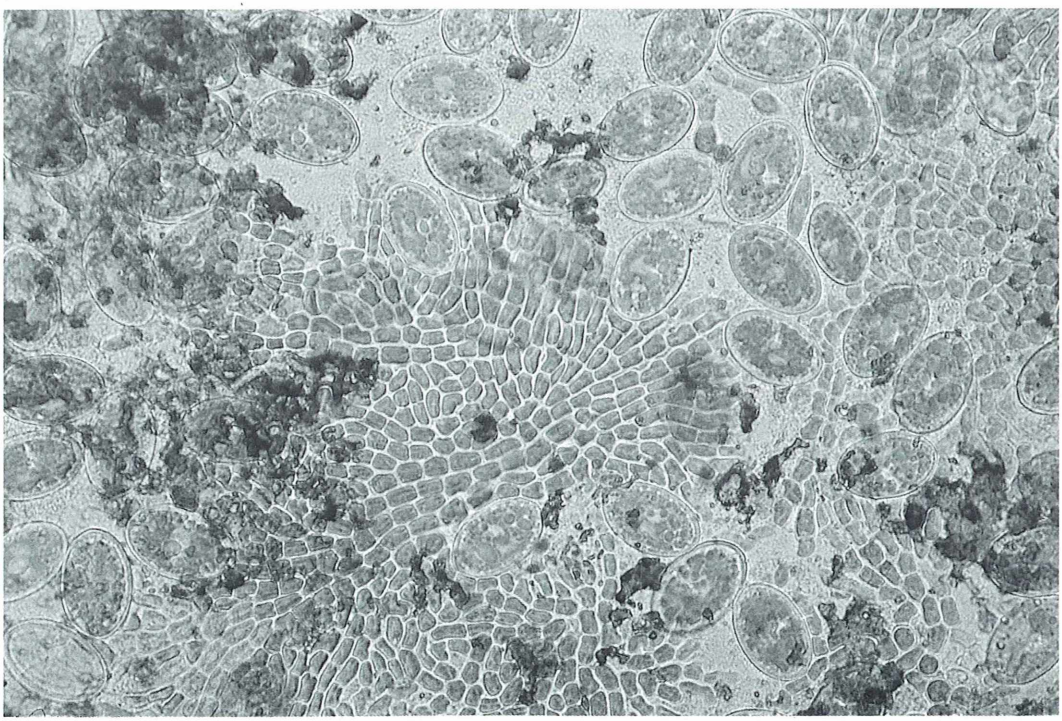


Abb. 1: Zeichnung eines Objektträgerständers, wie er in der vorliegenden Untersuchung verwendet wurde.

zwei Objektträgerständer (Abb. 1) ausgesetzt, einer direkt auf dem Sediment, ein zweiter unmittelbar unter der Wasseroberfläche.
Die beiden Expositionsstellen unterschieden sich im Grad ihrer Besonnung: die erste wurde über größere Teile des Tages besonnt, während die zweite kontinuierlich im Schatten lag.

Die chemischen Parameter wurden für jede Station einmal wöchentlich festgestellt. Zur Untersuchung wurden handelsübliche Schnelltests verwendet, wie sie für Gewässeranalytik von Fischteichen und Aquarien in Gebrauch sind. Die Objektträger wurden paarweise in den Ständern angebracht, damit immer nur eine Seite des Glases bewachsen wurde (Abb. 1). Die Entnahme erfolgte ebenfalls einmal wöchentlich.
Für die laufenden Untersuchungen erwiesen sich fünfwöchige Serien als besonders praktisch. Die jeweils freigewordenen Plätze im Objektträgerständer wurden wieder aufgefüllt, um einen lückenlosen Ablauf zu gewährleisten. Wenn die verwendeten Objektträgerständer für mehr als fünf Objektträgerpaare Platz bieten, kann man einige Aufwuchsträger auch länger als fünf Wochen exponieren. Hierbei wächst der Aufwuchs aber häufig zu solcher Dichte heran, daß es nicht mehr möglich ist, einzelne

Abb. 2: Ein typisches Bild eines Objektträgers aus dem Teich im botanischen Garten Köln im Juli. Zwischen den Lockeren Schildgrünalgen (*Coleochaete soluta*) befinden sich Diatomeen der Art *Cocconeis placentula*.



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

Organismen zu erkennen. Das Periphyton muß man in diesem Fall vorsichtig abkratzen und aufschwämmen.

Funde und Ergebnisse

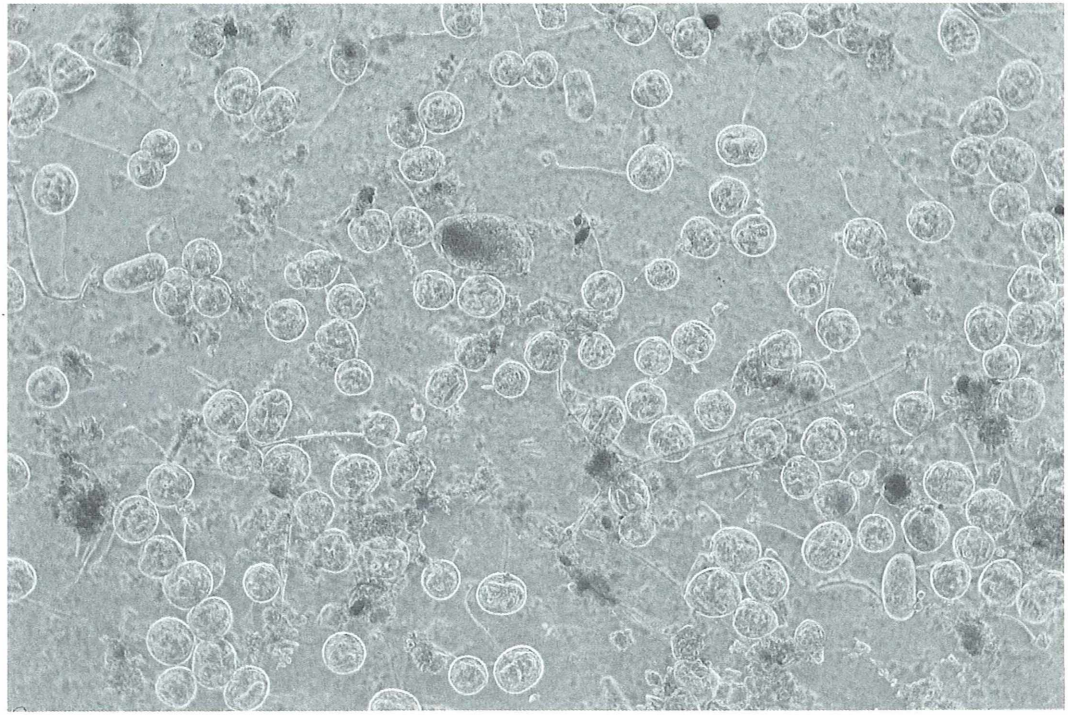
Im Laufe der Untersuchung stellte sich immer wieder heraus, daß die Objektträger, die unmittelbar unter der Wasseroberfläche exponiert waren, gleichzeitig am stärksten bewachsen wurden. An allen geprüften Stationen prägten jeweils Grünalgen, Diatomeen und Ciliaten das Bild (Abb. 2 und 3). Vom Frühjahr bis etwa Mitte Juli traten als Hauptvertreter der Grünalgen die Lockere Schildgrünalge (*Coleochaete soluta*) (Abb. 4), die Dichte Schildgrünalge (*Coleochaete scutata*) und die Knotengrünalge (*Chlorotylium cataractum*) auf (Bestimmung und Benennung nach Streble und Krauter, 1988). Zum gleichen Zeitpunkt fielen auch mehrere Arten von Diatomeen ins Blickfeld, die Flache Algenlaus (*Cocconeis placentula*), die sich über den gesamten Untersuchungszeitraum feststellen ließ, die Kreuz-Kieselalge (*Stauroneis anceps*) und das Augenschiffchen (*Navicula pupula*), das nur im Frühjahr bis etwa Ende Juni auf dem Substrat zu finden war (Abb. 5).

Im weiteren Verlauf des Frühsommers traten weitere Arten von Diatomeen auf, darunter *Fragilaria construens, F. crotonensis, Anomoneis sphaerophora, Navicula cryptocephala* und *N. radiosa, Amphora ovalis, Tabellaria fenestrata* oder *Synedra vaucheriae*.

Auch bei den Grünalgen nahm der Artenreichtum laufend zu. Außer den benannten Formen fanden sich noch andere Arten wie *Pandorina morum, Chlorhormidium spec., Gongrosira debaryana, Microspora stagnorum, Chaetophora elegans* oder *Gloeotila protogenita*. Hinsichtlich der Individuendichte stehen sie hinter den Diatomeen jedoch weit zurück.

Im August zeigten sich zum ersten Mal auch Jochalgen. Die kleine Mondalge (*Closterium leibleinii*) trat direkt massenhaft auf, war aber am Ende des Monats wieder verschwunden (Abb. 6).

Abb. 3: In solch großen Gruppen wurden die Glockentierchen (*Vorticella* spec.) Ende Juli bis Anfang August auf den Objektträgern gefunden.



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

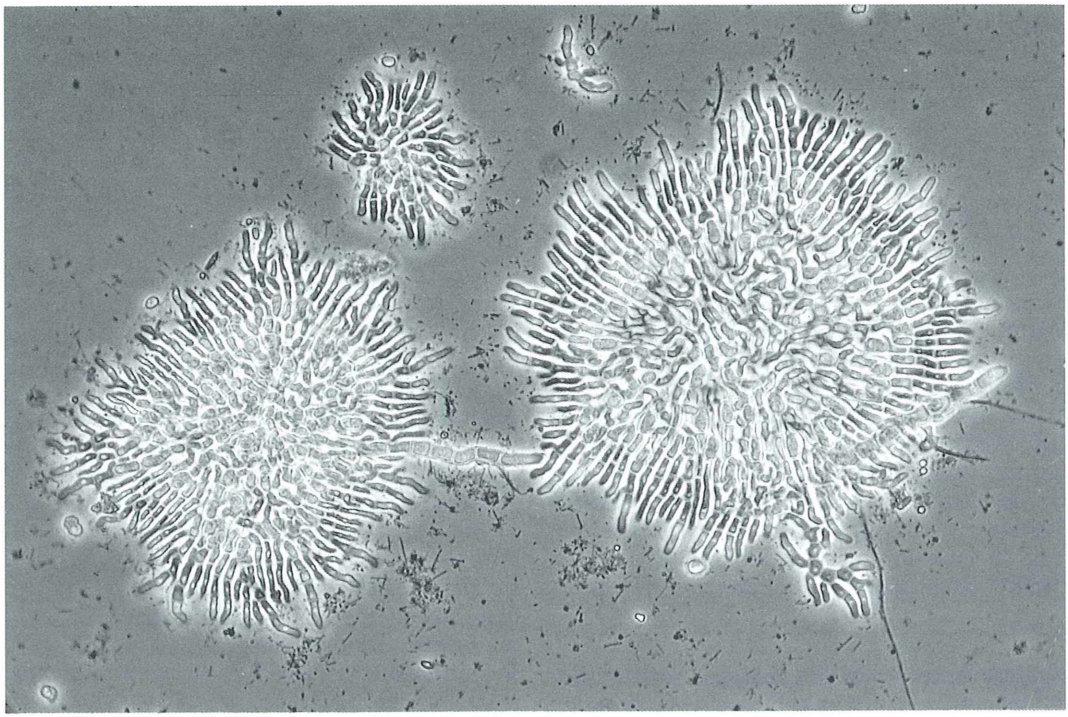


Abb. 4: Die Lockere Schildgrünalge (*Coleochaete soluta*) aufgenommen im Phasenkontrast. Sie ist eine während der Untersuchungen am häufigsten aufgetretenen Grünalgen.

Die Wimpertiere (Ciliophora) waren mit vierzehn verschiedenen Arten im Periphyton vertreten: *Chilodonella uncinata, Campanella umbellaria, Vorticella convallaria, V. campanula* und *V. microstoma, Litonotus fasciola, Hemiophrys pleurosigma, Oxytricha saprobia, Urotricha obliqua, Colpidium colpoda, Aspidisca lynceus, Platycola coelochila, Stylonychia mytilus* und *Trimyema compressum* und stellten somit den relativ artenreichsten Verwandtschaftskreis unter den beobachteten Organismen.

Mitte August stieg die Arten- und Individuenanzahl bei den Wimpertieren an, und parallel dazu verringerte sich bezeichnenderweise das Vorkommen von Grün- und Kieselalgen. Der Grund hierfür ließ sich im mikroskopischen Präparat beobachten. Einzelne Wimpertiere bewegten sich durch das Gesichtsfeld und hinterließen eine deutliche Fraßspur auf dem Objektträger. Die Diatomeen und Grünalgen fanden sich dann als braune und grüne Zellen in den Wimpertieren wieder. Auch die festsitzenden Wimpertiere (Vorticellen) profitierten erwartungsgemäß vom reichen Nahrungsangebot im Frühjahr. Ihre Populationen entwickelten sich so stark, daß sie als kleine graue Bündel oft schon mit bloßem Auge auf den Objektträgern zu erkennen waren.

Bei der Verbreitung der farblosen Flagellaten (*Bodo* spec.) spielte die Nahrungssituation sicherlich ebenfalls eine wesentliche Rolle. Ihr Auftreten fiel in den gleichen Zeitraum wie die Hauptentfaltung bestimmter Fäulnisbakterien (z.B. *Proteus vulgaris*), einem Bestandteil ihrer Nahrung.

Mit dem Abfall des Sauerstoffgehaltes im Wasser und vor allen Dingen an der Grenzschicht Detritus – Wasserkörper verbessern sich die Lebensbedingungen für die Gruppe der Desulfurikanten, zu denen auch *P. vulgaris* gehört. Sie bilden als Stoffwechselabfall Schwefelwasserstoff, der auf andere Organismen toxisch wirkt. So kann auch das Fehlen von Grün- und Kieselalgen erklärt werden, das während des Auftretens von *P. vulgaris* zu beobachten war.

Während Grün- und Kieselalgen zurückgedrängt wurden, konnten sich bestimmte Cya-

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

nobakterien, z.B. *Spirulina abbreviata*, vermehren. Cyanobakterien sind meist sehr anspruchslos und leben noch unter Bedingungen, in denen es eukaryotische Algen längst aufgeben.

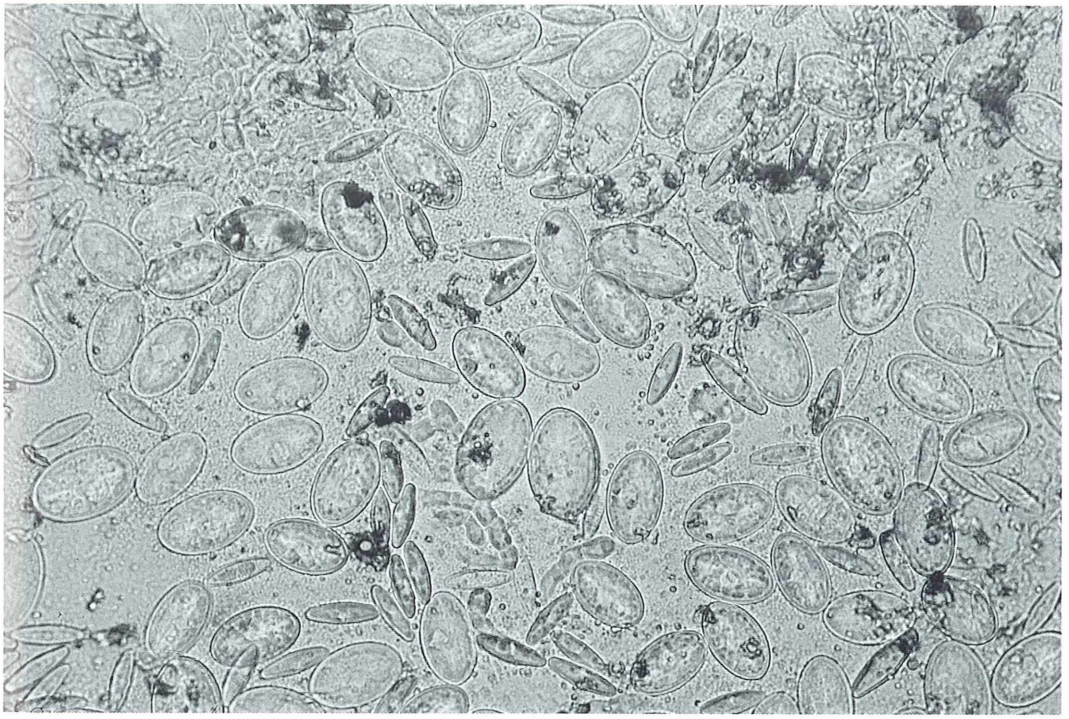
Außer den bisher genannten Organismengruppen wurden auch noch Wurzelfüßer, Sonnen- und Rädertierchen beobachtet. Sie traten in den Proben jedoch nur vereinzelt auf, so daß man sie nicht als Indikator-Organismen betrachten darf.

Das Auftreten der verschiedenen Organismengruppen läßt sich aber nicht nur auf Konkurrenz- und Nahrungsbeziehungen zurückführen, sondern auch auf die sie umgebenden abiotischen Faktoren. So spielt für die Photosyntheseleistung der photoautotrophen Organismen die Beleuchtungsstärke und die Umgebungstemperatur eine wichtige Rolle.

Im Untersuchungsgewässer dehnte sich die trophogene (durchlichtete) Zone während des Sommers bis zum Grund aus. Andererseits waren große Teile des Untersuchungsgewässers ab Ende Mai mit See- und Teichrosenblättern bedeckt, die den direkten Lichteinfall ins Wasser unterdrückten, so daß sie weite Bereiche des Wasserkörpers beschatteten. Artenreiches Periphyton stellte sich nur in relativ gut durchlichteten Teilen des Wasserkörpers ein. Im Schatten oder am Gewässergrund fiel die Bewuchsdichte deutlich schwächer aus.

Während des Untersuchungszeitraums stieg die Wassertemperatur bis auf 22,6 °C an. Entsprechend den allgemeinen physiologischen Grundregeln müssen unter diesen Bedingungen alle biochemischen Prozesse deutlich schneller ablaufen, darunter auch die Photosynthese der photoautotrophen Organismen, was sich in einer Zunahme des Sauerstoffgehaltes im freien Wasser zeigen sollte. Die mikrobielle Mineralisation des Detritus belastete den Sauerstoffhaushalt des Teiches so enorm, daß ein gegenteiliger Effekt eintrat, im Untersuchungsgewässer ließ sich ein Sauerstoffdefizit feststellen. Die vollständige Sauerstoffzehrung ist ein Anzeichen dafür, daß es sich beim untersuchten Teich um ein eutrophes Gewässer handelt. Ein weiteres Anzeichen für die Eutrophierung ist die am Teichgrund abgelagerte Muddeschicht von fast 20 cm. Durch das vorhandene Sauerstoffdefizit

Abb. 5: Zwischen den Diatomeen *Cocconeis placentual* mischten sich im August und September auch Schiffchenalgen der Gattung *Navicula*.



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

kam es zu einer Artenreduktion, die am deutlichsten in der Abnahme der Ciliaten zu erkennen war. Die Sauerstoffzehrung wirkte sich ab Mitte Juli auch auf das Vorkommen der Diatomeen ungünstig aus – die Arten- und Individuenzahlen gingen zurück.
Die während der sommerlichen Hauptentwicklung durchgeführte Phosphatbestimmung ergab für diesen anorganischen Nährstoff nur ein geringes Vorkommen. Da aber die meisten Algen Phosphat speichern können und auf viele ein hoher Phosphatgehalt hemmend wirkt, ist anzunehmen, daß die letztlich im Wasser vorhandene Menge jedenfalls im vorliegenden Fall keinen ausgeprägten regulierenden oder begrenzenden Einfluß auf das Periphyton besitzt.
Stickstoffquellen sind in einem stehenden Gewässer Nitrat und Ammonium. Von beiden Verbindungen waren im Teichwasser ausreichende Mengen vorhanden, so daß von einer optimalen Stickstoffversorgung ausgegangen werden kann. Andere Stoffe, wie z.B. Schwefelwasserstoff, sind für manche Organismen toxisch, was zum Absterben ganzer Populationen führen kann.
Bei der Probenentnahme im Gewässer stieg an manchen Tagen in Folge von Aufwirbelungen des Sediments der typische Geruch des Schwefelwasserstoffs auf. Wimpertiere, Rädertiere, Sonnentiere und andere Wurzelfüßer oder Zooflagellaten waren erst wieder in auffälligen Mengen vorhanden, als kein Schwefelwasserstoff mehr festzustellen war.
Auch aus solchen Beobachtungen wird deutlich, daß man die abiotischen Faktoren bei einer solchen Untersuchung ebenfalls berücksichtigen muß, um Überlegungen zur Abhängigkeit der Organismen von der Wasserqualität anstellen zu können und die Produktionsdynamik kleinster Gewässerausschnitte zu verstehen.
Die alleinige Betrachtung des Periphytons kann natürlich kein abgerundetes Bild vom Zustand eines Teiches oder eines anderen Kleingewässers geben. Erst in Kombination mit der Bestimmung wichtiger chemischer Parameter und der ständigen kontrollierenden Beobachtung ist es möglich, zu einigermaßen abgesicherten Aussagen über die ökologische Gesamtsituation des betreffenden Gewässers zu kommen.
Durch die praktische Arbeit am Teich gewinnt der Untersuchende Einblicke in ökologische Zusammenhänge, die auch die größeren Ökosysteme beherrschen. Selbst ein kleines Gewässer mag daher ein Modell für globale ökologische Probleme darstellen.

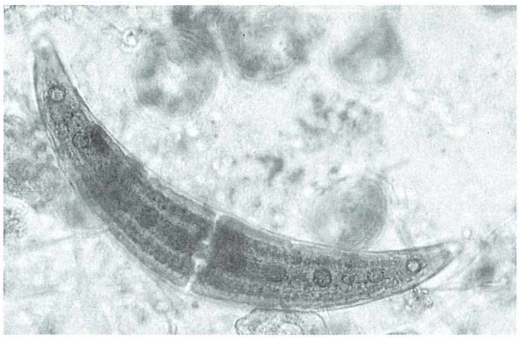


Abb. 6: Die kleine Mondalge (*Closterium leibleinii*) gehört zur Gruppe der Jochalgen. Jochalgen bilden oft sehr bizarre Formen aus. Ihre Lebensräume erstrecken sich über Moore, Torfstiche, mesotrophe Gewässer bis hin zu eutrophen Gewässern.

Literaturhinweise

Bellmann, H., Hausmann, K., Janke, K., Kremer, B.P. und Schneider, H.: Einzeller und Wirbellose. Steinbachs Naturführer. Mosaik-Verlag, München 1991.
Drews, R.: Kleingewässerkunde. Quelle und Meyer, Heidelberg 1986.
Gerdung, I.: Limnologische Untersuchungen an einem belasteten Kleingewässersystem. In: Ges. Naturkd. Württemberg *138*, 1983.
Hollnaicher, M. und Rahmann, H.: Bioindikation für kleinere Stehgewässer auf der Basis faunistischer Untersuchungen. In: Zintz, U.; Rahmann, H. und Weisser, H.: Ökologie und Management kleinerer Stehgewässer. Weikersheim 1990.
Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. 8. Aufl. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.
Wilbert, N.: Ökologische Untersuchung der Aufwuchs- und Planktonciliaten eines eutrophen Weihers. Arch. Hydrobiol. *35*, 411–518 (T), 1969.

Verfasserin: Marion Zehner, Lütticher Str. 29, 5000 Köln 1

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

Eine Mikroblitzeinrichtung unter Verwendung des Olympus Blitzgenerators

Jan-Peter Frahm

Anleitungen zum Bau von Mikroblitzanlagen sind ein immer wiederkehrendes Thema im MIKROKOSMOS. Offenbar ist dies ein von Mikroskopherstellern absolut vernachlässigtes Problem, so daß der Anwender auf einen Selbstbau angewiesen ist. Jan-Peter Frahm beschreibt eine sehr einfach auszuführende und dazu noch ausgesprochen preisgünstige Problemlösung.

Die Benutzung von Elektronenblitzen in der Mikrofotografie ist besonders durch die Einführung der TTL Blitzsteuerung mit der Olympus OM-2 vor 15 Jahren erleichtert worden, da sie zu automatisch richtig belichteten Aufnahmen führt. Auf die besondere Eignung der OM-2 für die Mikrofotografie aufgrund ihrer auswechselbaren Sucherscheiben und der Belichtungsautomatik bis zu mehreren Minuten weist Hauck (1978) hin. Dies gilt auch heute noch für das jetzt nur noch erhältliche Modell OM-4, die sich zusätzlich durch wahlweise Spotmessung auszeichnet, was ebenfalls für die Mikrofotografie von besonderem Nutzen ist. Dementsprechend basieren die Bauanleitungen zumeist auf diesem Kamerasystem. Schon kurz nach der Einführung der damals revolutionierenden Blitzautomatik, bei der die Belichtung während der Aufnahme und damit die Blitzdauer gesteuert wird, veröffentlichte Saake (1979) einen ersten Vorschlag zur Nutzung eines Automatik-Blitzes. Dabei wurde der Blitz neben dem Mikroskop befestigt und das Licht über ein am Mikroskopspiegel befestigtes Mattglas in den Strahlengang des Mikroskops geleitet.

Auf dem gleichen Prinzip basiert die Einrichtung von Thormann (1989). Wiertz (1983) stellte den Selbstbau eines kombinierten Lampengehäuses zur Aufnahme der Kunstlichtquelle und des Blitzes vor.

Einen Überblick über die verschiedenen Mikroblitzeinrichtungen gab Stahlschmidt (1987), der auch gleichzeitig eine weitere, aufwendige Methode über einen Strahlenteiler für Blitz und Mikroskopierleuchte vorschlägt.

Bormann und Saake (1979) gingen noch einen Schritt weiter und bauten die Blitzröhre aus dem Elektronenblitz aus, setzen sie in eine am Blitz angebrachte Fassung und konnten so die Blitzröhre in den Strahlengang des Mikroskops einbringen. Steinkohl (1992) geht nach dem gleichen Prinzip vor. Das Einbringen der Blitzröhre in den Strahlengang des Mikroskops ist unter optischen Gesichtspunkten sicherlich die optimale Lösung. Der Vorschlag von Bornann und Saake (1979) erfordert jedoch aufwendige Umbauten am Blitz und kommt daher für die meisten Anwender nicht in Frage.

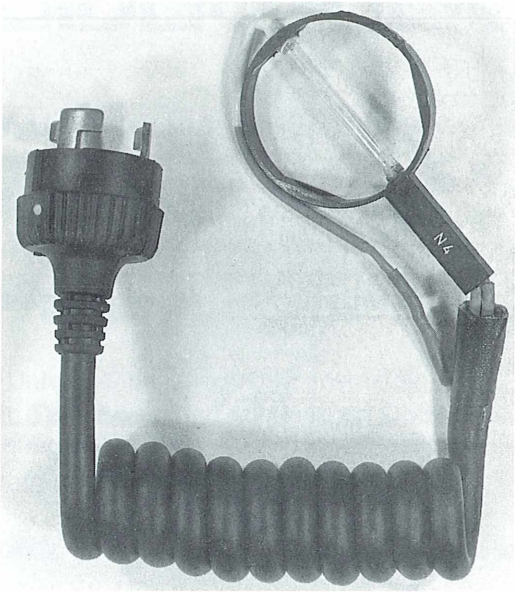
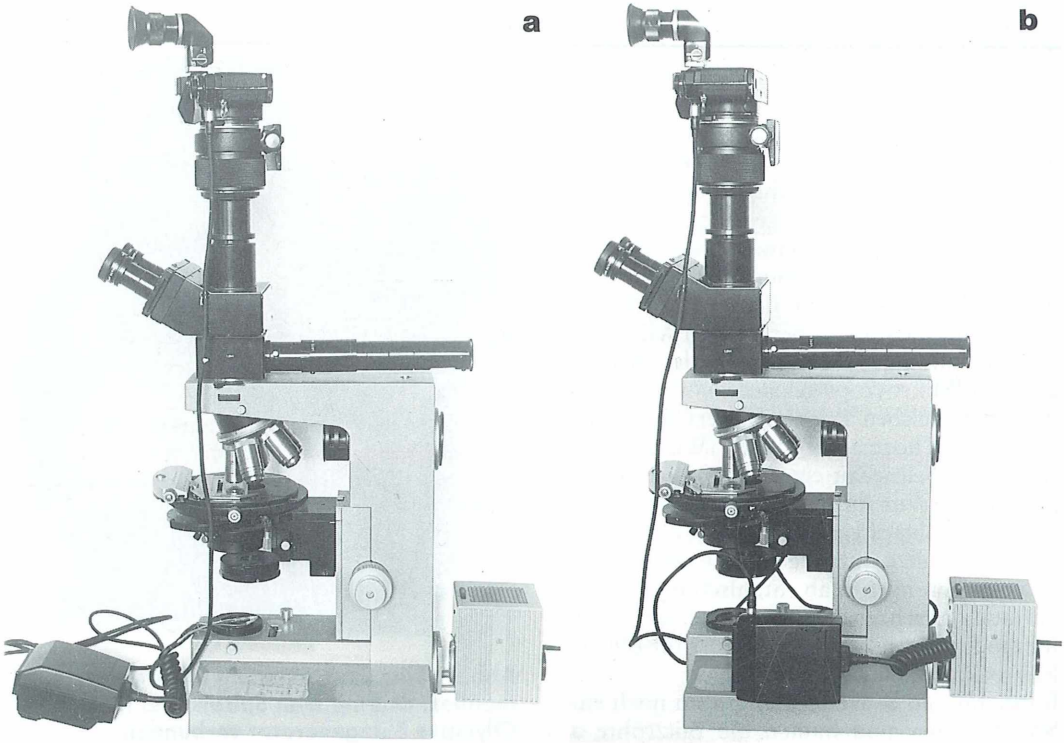


Abb. 1: Blitzröhre in einem Filterhalter montiert und mit dem Spiralkabel für den Olympus Blitzgenerator verbunden.

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

Die Autoren bedauerten seinerzeit, daß es nicht möglich sei, eine externe Blitzröhre an das Olympus Blitzgerät anzuschließen und so den Blitz wahlweise für normale Fotografie und Mikrofotografie nutzbar zu machen. Prinzipiell ist dies durch den Olympus Blitz-Generator möglich, an dem wahlweise die Ringblitze T8 oder T10 oder der Makro-Twin-Blitz angeschlossen wird. Hierbei ist der Blitzreflektor mit einem Spiralkabel von dem Generatorteil getrennt. Der Generatorteil entspricht dem des Blitzes T32, nur, daß er keinen Reflektor besitzt. An dem Spiralkabel muß nur eine Blitzröhre angeschlossen werden und diese in einer Halterung in den Strahlengang des Mikroskops gebracht werden. Zu diesem Zweck wurde eine im Elektronikhandel erhältliche Blitzröhre (z.B. Conrad Electronic 580422-11 zum Preis von 2,95 DM) an das Blitzkabel gelötet. Ein Blitzkabel wurde freundlicherweise durch die Fa. Olympus in Hamburg zur Verfügung gestellt, ist aber auch als Ersatzteil erhältlich. In diesem Fall müssen folgende Kabel verbunden werden: weiß-weiß, gelb-rot, grau-blau. Bei anderen Blitzröhren muß die Belegung ausprobiert werden. Es kann bei falscher Belegung jedoch nichts anderes passieren, als daß der Blitz nicht gezündet wird. Die hohe anliegende Spannung des Blitzkondensators wird am besten mit (vor dem Löten übergezogenen!) Schrumpfschläuchen (einige Pfennige im Elektronik-Fachhandel) isoliert. Die Schläuche schrumpfen durch Fönbehandlung ein. Die auf diese Weise mit dem Blitz verbundene Blitzröhre muß dann noch in den Strahlengang des Mikroskops gebracht werden. Dies geschieht am einfachsten, indem man sie mit Sekundenkleber auf einen Mikroskop-Filter klebt (Abb. 1). Damit ist die Einrichtung auch leicht an verschiedene Mikroskop-Modelle adaptierbar. Der Filter wird dann in den Filterhalter gelegt, entweder unterhalb des Kondensors oder am

Abb. 2a: Fertige Blitzeinrichtung: Die Blitzröhre ist in den Filterhalter des Mikroskops gelegt und mit dem Blitzgenerator verbunden, der wiederum über ein TTL-Autocord Kabel mit dem Kameragehäuse verbunden ist. – b: Dieselbe Blitzeinrichtung. Diesmal ist die Blitzröhre in den Strahlengang des Mikroskops am Lampengehäuse gebracht.



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

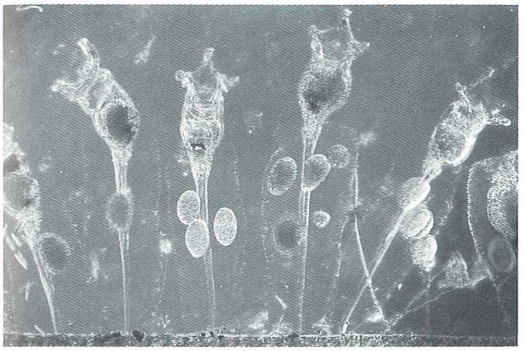


Abb. 3: *Collotheca ornata* (det. W. Hinz), eine sessile Rotatorie, aufgenommen mit der beschriebenen Mikroblitzeinrichtung.

Lampengehäuse (Abb. 2). Das Blitzkabel wird an den Blitzgenerator geschlossen und dieser mit einem TTL-Blitzkabel an das Kameragehäuse, bei der Olympus OM-4 direkt an das Kameragehäuse, bei OM-2-Modellen über einen Adapter, der an Stelle des Blitzfußes aufgesetzt wird. Die Zentrierung der Einrichtung, gleichmäßige Ausleuchtung, Korrektur der Blitzautomatik und andere Fehlermöglichkeiten sind bereits in den früher angegebenen Publikationen behandelt.

Literaturhinweise

Bormann, E., Saake, E.: Der Computerblitz als Hochleistungsgerät für die Mikrofotografie. Mikrokosmos *68*, 188–190 (1979).

Hauck, A.: Mikrofotografie mit der automatischen Kleinbildspiegelreflexkamera Olympus OM-2. Mikrokosmos *67*, 58–61 (1978).

Saake, E.: Mikrofotografie mit dem OM-2 Computerblitz-System. Mikrokosmos *68*, 71–74 (1979).

Stahlschmidt, J.: Der TTL-gesteuerte Elektronenblitz in der Mikrofotografie. Mikrokosmos *76*, 9–17 (1987).

Steinkohl, H.-J.: TTL-Mikroblitz für Mikroskope mit angesetzter Beleuchtung. Mikrokosmos *81*, 213–216 (1992).

Thormann, F.: Mein selbstgebautes Mikroblitzgerät. Mikrokosmos *78*, 155–157 (1989).

Wiertz, B.: Eine einfache Mikroblitzeinrichtung. Mikrokosmos *72*, 374–377 (1983).

Verfasser: Prof. Dr. Jan-Peter Frahm, Universität Duisburg, Fachbereich 6, Botanik, Postfach 10 15 03, 4100 Duisburg

GUSTAV FISCHER **FACHBIBLIOTHEK**

Gassner u.a. — **Mikroskopische Untersuchung pflanzlicher Lebensmittel**
5. Auflage. 414 Seiten, 832 Abbildungen, geb. DM 96,-

Czaja — **Einführung in die praktische Polarisations-Mikroskopie**
Zum Gebrauch bei Untersuchungen von Lebensmitteln, Drogen, pflanzlichen Textilfasern und botanischen Objekten
78 Seiten, 12 Abbildungen, 9 Tabellen, 96 schwarzweiße und 10 farbige Mikrofotos auf 21 Bildtafeln, kt. DM 36,-

Gunning/Steer — **Bildatlas zur Biologie der Pflanzenzelle**
3. Auflage. 103 Seiten, 49 Tafeln, kt. DM 42,-

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

Kurze Mitteilung

Die POC-Kammer zur mikroskopischen Direktbeobachtung

Die mikroskopische Beobachtung lebender Zellen und Mikroorganismen über längere Zeiträume erfordert besondere Vorrichtungen, welche die Zufuhr von Nährsubstrat während der Beobachtung erlauben. Solche Durchstrom-Kammern sind bereits mehrfach entwikkelt worden und bei der Zellkultur weithin in Gebrauch. Das neu entwickelte Kultur-System der POC-(perfusion, open, closed)-Kammer hat den Vorteil, daß es sowohl für die „offene" als auch die „geschlossene" Kultur verwendet werden kann. Bei geschlossener Kultur kann sowohl im auffallenden Licht von oben als auch unter Benutzung eines Umkehrmikroskopes von unten her beobachtet werden. Die innere Höhe der Kammer ist variabel zwischen 0,225 und 1,2 mm, so daß der Kulturraum längere Zeit benutzt werden kann. Sowohl Glas (z. B. von 0,17 mm Dicke) als auch Teflon-Folie können als Trägersubstrat bei offener Kultur benutzt werden. Der Anschluß von Schläuchen ermöglicht die kontinuierliche Zufuhr von flüssigem Substrat.

Die rechteckige Basisplatte der POC-Kammer besteht aus anodisiertem Aluminium und hat eine Größe von 81 × 55,5 × 5,5 mm. Der Perfusionsadapter, der in die runde Aussparung eingesetzt wird, besteht aus rostfreiem Stahl und ermöglicht den Anschluß von Schläuchen (Abb. 1).

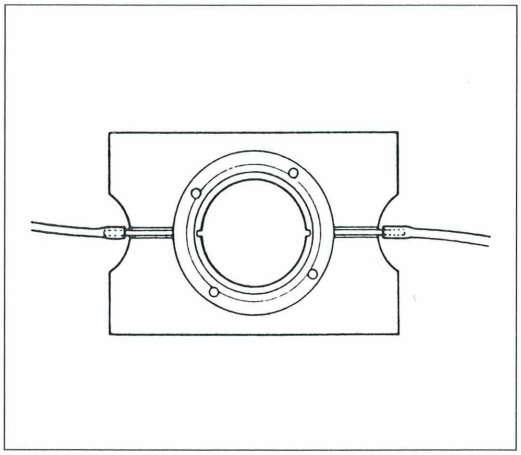


Abb. 1: Die Perfusionskammer von oben her gesehen, rechts und links die beiden angeschlossenen Silikon-Schläuche.

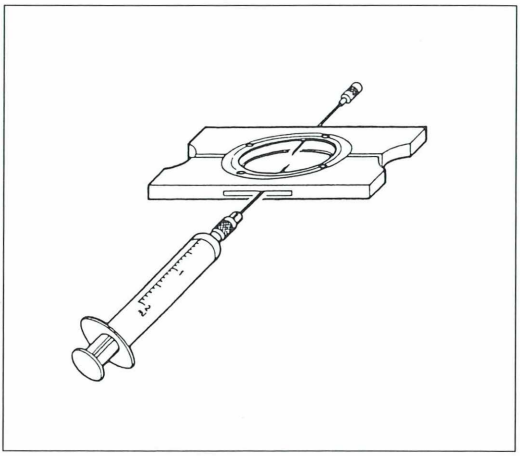


Abb. 2: Bei „geschlossener" Benutzung werden die beiden Glasplatten durch die Dicke des Silikon-Ringes in ihrem Abstand bestimmt und durch einen Schraubring festgehalten. Durch den Silikon-Ring kann die Nadel der Injektionsspritze eingestochen werden. Eine zweite Nadel an der gegenüberliegenden Seite dient dem Druckausgleich, wenn die Kammer mit Flüssigkeit gefüllt ist.

Rechtwinklig dazu sind zwei Schlitze eingefräst, die bei geschlossener Benutzung das Einbringen der Nadeln von Injektionsspritzen durch den Silikon-Dichtungsring hindurch gestatten (Abb. 2).

Alle Materialien der POC-Kammer sind biologisch inert und können sowohl trocken als auch feucht im Autoklaven sterilisiert werden. Die POC-Kammer wurde bereits erfolgreich für die Kultur zahlreicher verschiedener Zelltypen benutzt. Sie ist im Handel erhältlich: Firma Bachofer GmbH, Postfach 7058, D-7410 Reutlingen.

Pentz, S., Horler, H.: A variable cell culture chamber for 'open' and 'closed' cultivation, perfusion and high microscopic resolution of living cells. Journal of Microscopy 167, 97–103 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

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

Ein fürstliches Gerät
Das Mikroskop im Schloß der Fürsten Ysenburg

Norbert G. Günkel

Alte Geräte geben uns einen Einblick in das naturwissenschaftliche Forschen vergangener Zeiten. Norbert G. Günkel berichtet über ein Mikroskop aus dem 18. Jahrhundert.

Die Eintragung im Inventar des Museums ist eher karg: „Ein Mikroskop nach Cuff, Mitte des 18. Jahrhunderts, Nummer A 1". Das Gerät schmückt neben etlichen anderen wissenschaftlichen Instrumenten die „Alchimistenküche" des Museums im Schloß der Fürsten zu Ysenburg und Büdingen im hessischen Wetteraukreis. Es markiert nicht nur einen Wendepunkt in der Geschichte der Mikroskopie, steht es doch nach allem, was sich über seine Verwendung in Erfahrung bringen läßt, zwischen einem unterhaltsamen Zeitvertreib und wissenschaftlich ernsthafter Beschäftigung. Es ist außerdem ein Symbol für ein bestimmtes Bildungsideal.

Leider ist in den Unterlagen des Schloß-Museums nur wenig über das Gerät zu erfahren, es liegt praktisch nur das Blatt des Inventars vor, das erst aus den fünfziger Jahren dieses Jahrhunderts stammt. Ausstellungsstück im Schloß-Museum ist das Gerät allerdings schon seit den dreißiger Jahren. Was in den etwa 150 Jahren seit der Anschaffung damit gemacht wurde, darüber gibt es nur Vermutungen.

Das Gerät selbst ist schmucklos gefertigt (Abb. 1). Verglichen mit den oft prächtigen Stücken aus renommierten Werkstätten, ist es ein Zweckinstrument. Das eigentliche Stativ ist auf einem kleinen Kasten aus Holz montiert, dessen Schublade die Objektive und die Präparate aufnehmen kann. Am Holzstativ ist ein Messingtubus befestigt, dessen Okular eigens mit einem aufsetzbaren Verschluß versehen ist. Der Objekttisch besteht aus einem Messingring und einer drehbaren Blendenscheibe mit sechs Öffnungen (Abb. 2). Die immerhin sechs Objektive bestehen aus in Holzfassungen eingebrachte Linsen und Blenden aus Messing. Da das Okular nicht mehr justiert ist, lassen sich mögliche Vergrößerungen nicht mehr ermitteln. Ein zweifellos früher vorhandener Spiegel zur Beleuchtung ist verlorengegangen, von ihm zeugt nur noch die Bohrung im Fuß des Stativs. Mit Hilfe einer Schraube konnte der Tubus zur Scharfstellung bewegt werden. Die gesamte Konstruktion ist 44 Zentimeter hoch, der Kasten 17 Zentimeter breit und 25 Zentimeter

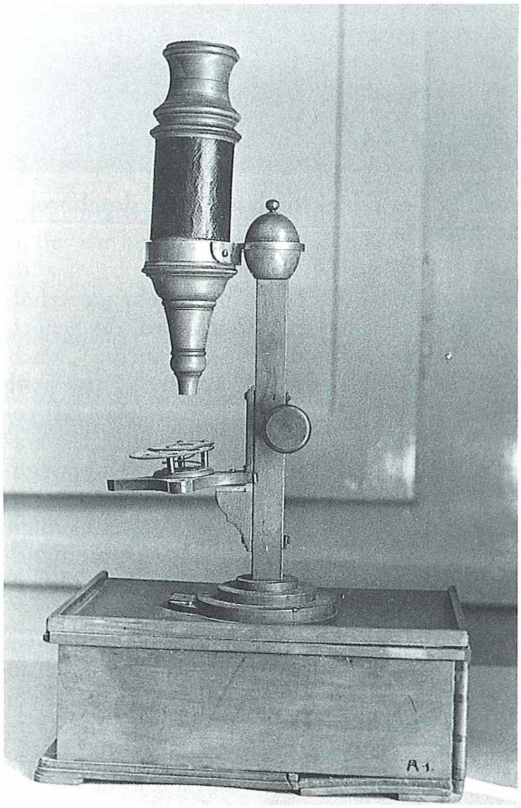


Abb. 1: Das Mikroskop „nach Cuff" im Museum des Schlosses der Fürsten zu Ysenburg und Büdingen.

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

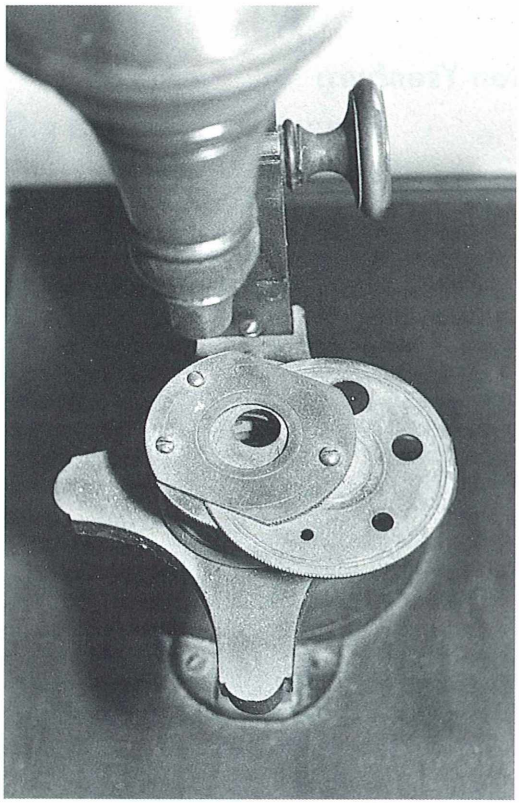


Abb. 2: Der Objekttisch mit einer drehbaren Lochblende.

tief. Leider ist das Gerät nicht sehr gut erhalten, der Tubus hat sich verschoben, die Scharfeinstellung funktioniert nicht mehr. „Nach Cuff": Das markiert einen gewissen Fortschritt in der Konstruktion der Mikroskope. Cuff gehörte zwischen 1730 und 1750 zu einer Generation englischer Konstrukteure, die den beweglichen Spiegel zu Beleuchtungszwecken entwikkelten, wie er heute noch an einfachen Geräten verwendet wird. Das ermöglichte es, die Bandbreite der Untersuchungen erheblich zu erweitern.

Leider findet sich am Mikroskop kein Hinweis darauf, wer es tatsächlich gebaut hat. Ebenso wenig ist zu erhellen, wann und zu welchem Zweck das Instrument für die Familie Ysenburg angeschafft wurde. Sicher ist aber eines: Die Büdinger Grafen sorgten am Ende des 18. und am Beginn des 19. Jahrhunderts, also zur Zeit des Erwerbs dieses Geräts, für eine umfassende Ausbildung ihrer Kinder. Dazu gehörte sowohl die musische Förderung als auch die geistes- und naturwissenschaftliche. Es war die Zeit Goethes, die ein umfassendes Bildungsideal proklamierte. Der heute oft so scharf wirkende Gegensatz zwischen Geistes- und Naturwissenschaften war damals nicht zu spüren. Sich als gebildeter Mensch mit naturwissenschaftlichen Experimenten zu beschäftigen, galt als keineswegs ungewöhnlich. Denkbar ist deshalb, daß einer der damals im Schloß angestellten Hauslehrer das Instrument mitbrachte, um die jungen Grafen (die Fürstenwürde kam erst 1840) mit den Geheimnissen der Natur bekannt zu machen.

Dafür gibt es einen Beleg: die dem Mikroskop beigegebenen Präparate (Abb. 3). Es handelt sich um zwölf kleine Schieber aus Holz, in die jeweils fünf Löcher mit Objekten eingebracht sind. Die nur etwa einen Zentimeter breiten und acht Zentimeter langen „Objektträger", damals auch „Sleiders" genannt, sind sorgfältig nummeriert. Dies läßt den Schluß zu, daß zu den einzelnen Objekten Beschreibungen existierten, die allerdings nicht mehr erhalten sind. Soweit die Präparate noch zu erkennen sind, handelt es sich um pflanzliche Gewebe, kleine Insekten und Teile größerer Insekten, um Haare und Vogelfedern. Bedauerlicherweise haben die Präparate in den vermutlich 200 Jahren seit ihrer Herstellung stark gelitten und sind für eine Untersuchung nicht mehr tauglich.

Daß diese Art der Fertigpräparate am Ende des 18. Jahrhunderts den Stand der Technik darstellten, beweist die Ausstattung des ältesten Mikroskops in der Darmstädter Firma Merck. Dem von Johann Heinrich Tiedemann gefertigten Instrument sind sechs „Sleiders" beigegeben. Das technisch weitaus bessere Mercksche

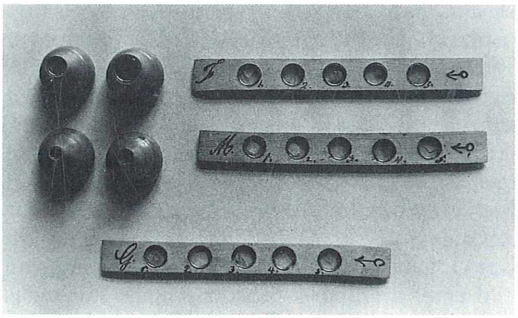


Abb. 3: Objektive und einfache Fertigpräparate waren dem Gerät beigegeben und weisen auf eine Verwendung für den Unterricht hin.

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

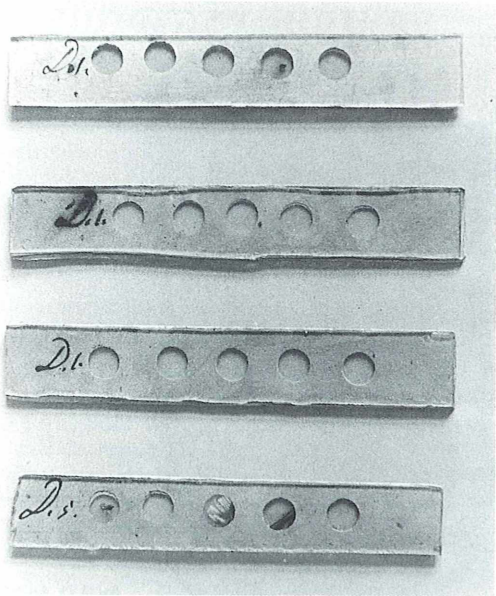


Abb. 4: Vom leider nicht bekannten Benutzer des Mikroskops wurden auch einfache Präparate selbst angefertigt.

Gerät weist übrigens Vergrößerungen von 38fach bis 360fach auf – vielleicht ein Hinweis auf die damals üblichen optischen Ausstattungen.

Dem Büdinger Mikroskop beigegeben waren aber auch Objektträger aus Glas, mit denen eigene Präparate hergestellt werden konnten (Abb. 4). Ein halbes Dutzend dieser Versuche haben sich im Kästchen unter dem Mikroskop erhalten. Zwischen zwei Glasplättchen wurde Papier gelegt, in das fünf Löcher gestanzt waren. In diese wurden die Präparate eingebracht, dann verklebte man Gläser und Papier. Überdauert haben Präparate mit einigen Fasern und Gewebestückchen. Von einer Einbettung in Balsam oder gar einer Färbung wußte man noch nichts. Natürlich wäre es interessant zu wissen, ob bei den Beobachtungen am Mikroskop Aufzeichnungen gemacht worden sind. Entsprechende Nachforschungen im Fürstlichen Archiv sind allerdings ohne Erfolg geblieben. In der sehr umfangreichen Bibliothek des Schlosses mit mehr als 30 000 Bänden wurde ein Band über Mikroskopie bisher ebenfalls nicht entdeckt. Das könnte ein weiterer Hinweis darauf sein, daß das Gerät in erster Linie der Bildung diente und von einem Lehrer erklärt wurde.

Denn über ernsthafte wissenschaftliche Bemühungen eines Grafen gibt es durchaus Aufzeichnungen. Ernst Casimir II (1806 bis 1861) ging nämlich naturwissenschaftlichen Interessen nach. Er sammelte Geräte für elektrische Experimente, die heute neben dem Mikroskop in der Alchimistenküche des Schloß-Museums, der früheren Hofapotheke, ausgestellt sind. Hier hatte sich der Graf nach dem Auszug des Hofapothekers sein Experimentierzimmer eingerichtet. Das optische Gerät angeschafft hat er indessen wohl nicht. Das Mikroskop wurde jedoch zusammen mit den Instrumenten Ernst Casimirs aufbewahrt und konnte so die Zeiten, wenn auch nicht unversehrt, überdauern.

Berücksichtigt man den zeitgeschichtlichen Hintergrund an der Wende vom 18. zum 19. Jahrhundert, dann legt das Mikroskop im Schloß der Fürsten zu Ysenburg und Büdingen Zeugnis ab von einer Zeit, da humanistische Bildung und naturwissenschaftliches Interesse sich keineswegs ausschlossen – eine Integration, der wir heute aus vielen Gründen nachtrauern.

Danksagung

Mein Dank gilt dem Leiter des Fürstlichen Archivs, *Dr. Klaus Peter Decker*, Schloß, Neuer Bau, 6470 Büdingen, für seine freundliche Unterstützung.

Literaturhinweise

Krause, R. (1968): Das älteste Mikroskop im Hause Merck. In: Merck, Emanuel W. (Hrsg): Mercksche Familien-Zeitschrift. Band XXIII. Darmstadt.

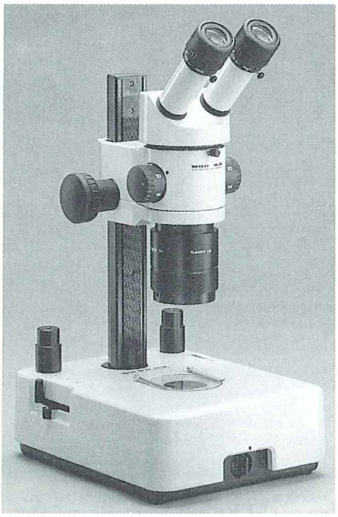
Verfasser: Norbert G. Günkel, Hanauer Str. 22a, 6774 Ortenberg

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

Aus der Industrie

Stereomikroskop mit 5 Vergrößerungsstufen und planapochromatischen Hochleistungs-Objektiven

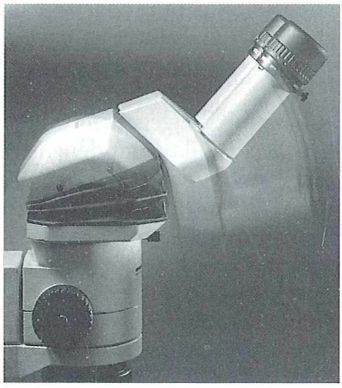
Wer Objekte immer wieder unter identischen Bedingungen untersuchen und mit denselben Abbildungsmaßstäben messen, zeichnen und photographieren muß, ist auf ein Stereomikroskop mit exakt reproduzierbaren Vergrößerungsstufen angewiesen. Für diese Aufgabenstellungen bietet Leica Heerbrugg das Stereomikroskop WILD M3C PLANAPO mit fünf Vergrößerungsstufen an. Ausgestattet mit planapochromatischen Objektiven erfüllt dieses optische Hochleistungsinstrument hohe Anforderungen in bezug auf Wiedergabequalität und Genauigkeit. Mit dem größten Zubehörprogramm für Stereomikroskope sind ergonomische und vielseitig nutzbare Arbeitsplätze garantiert.



WILD M3C Planapo.

WILD Binokulartubus 10°–50° Bessere Ergonomie bei Stereomikroskopen

Ermüdungsfreies Beobachten über viele Stunden, ohne verspannte Rückenhaltung ist mit den WILD Stereomikroskopen keine Utopie. Leica Heerbrugg bietet seit langem mit einem großen Sortiment an Binokulartuben die nötige Flexibilität: Binokulartubus mit 45°-Einblick, mit niedriger Einblickhöhe, Geradtubus und variabler Tubus 0–180°. Mit dem variablen Binokulartubus 10°–50° steht nun eine weitere Lösung für den Routineeinsatz in Industrie und Naturwissenschaft zur Verfügung. Mit einem einfachen Schwenk paßt sich das WILD Stereomikroskop der gewünschten Höhe an.



WILD 10°–50° Binokulartubus.

Pilotprojekt: Laborgläser-Recycling durch Schott

Scherben gelten in der Glasindustrie als wertvoller Rohstoff, der direkt in der Glasschmelze „wiederverwertet" wird. Im Gegensatz zum Recycling von z.B. Einwegflaschen müssen bei der Wiederverwertung von Spezialgläsern mit definierten chemischen und physikalischen Eigenschaften allerdings sehr viel strengere Kriterien, wie z.B. Sortenreinheit, erfüllt sein.

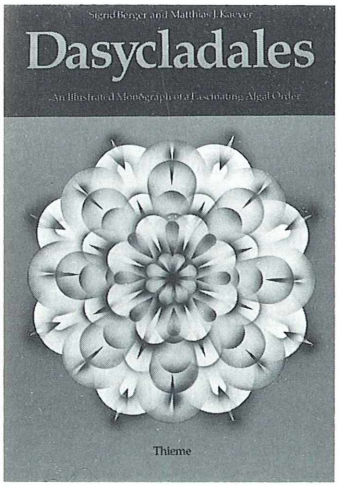
In einem Pilotprojekt nimmt Schott, Mainz, ab sofort beschädigte Laborgläser und Scherben aus „Duran" Borosilicatglas zurück. Voraussetzung für die Rücknahme und das Recycling dieses Spezialglases: es muß sich um den gleichen Glastyp handeln, d.h. „Duran" Borosilicatglas 3.3 von Schott. Das Laborglas darf nicht kontaminiert und muß frei von Rückständen sein, auch zum Schutz der Mitarbeiter. Weitere Informationen gibt: Rüdiger Muschik, Schott Glaswerke, Geschäftsbereich Chemie, Produktgruppe Laborglas, Hattenbergstraße 10, 65 Mainz, Telefon 06131/66-4398, Fax 06131/66-4016.

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

Buchbesprechungen

Berger, S., Kaever, M.J.: Dasycladales. An Illustrated Monograph of a Fascinating Algal Order. Georg Thieme Verlag, Stuttgart/New York, 1992, VIII, 247 Seiten, 565 Abbildungen (davon 136 in Farbe und 11 Verbreitungskarten), 23 Tabellen, gebunden, DM 298,00, ISBN 3-13-774301-X.

Das vorliegende Werk ist zweifellos eine der herausragendsten Buchveröffentlichungen über Meeresalgen, die in den letzten Jahren erschienen ist. Es widmet sich ausschließlich der Grünalgenordnung Dasycladales, die möglicherweise nicht (mehr) der Klasse Chlorophyceae im engeren Sinne zuzurechnen sind, sondern eine eigene, deutlich abgegrenzte Algenklasse bilden. Die weitaus meisten Vertreter der Dasycladales (nämlich rund 175 Gattungen) sind nur fossil bekannt. Heute umfaßt die Gruppe nur noch 11 Gattungen mit zusammen knapp 40 Arten, die weltweit im Benthos der tropischen und subtropischen Meere verbreitet sind.



Eine allgemeine Einführung stellt die forschungsgeschichtliche Bedeutung der Dasycladales heraus, insbesondere den Forschungsertrag an den Vertretern der Gattung *Acetabularia*, an denen eine beachtliche Anzahl grundlegender biologischer Phänomene erkannt und bearbeitet wurde. Ein weiteres Kapitel berichtet über fossile Formen aus dieser Algenordnung, die seit dem Ordovicium nachweisbar und auch für Gesteine aus der Trias, der Kreidezeit und des frühen Tertiärs als Leitfossilien für die Stratigraphie von größtem Interesse sind. Weitere Kapitel berichten über entwicklungsgeschichtliche Eigenheiten der Ordnung sowie über spezielle Untersuchungsmethoden, die zur Entdeckung besonderer biologischer Sachverhalte (z.B. die Rolle des Zellkerns bei der Steuerung der Gestaltbildung, Biologische Uhren etc.) geführt haben. Das Hauptkapitel bietet dann eine eingehende monographische Vorstellung und Dokumentation der beiden Familien Dasycladaceae und Acetabulariaceae mit einer detaillierten bildlichen Präsentation aller lebenden Arten. Gerade dieser Teil des Buches ist außerordentlich aufwendig mit höchst eindrucksvollen Farbbildern und rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen der behandelten Algenspezies ausgestattet. Jedes einzelne Bilddokument läßt an der besonderen Ästhetik dieser Algengruppe teilhaben, welche gewiß die formschönsten und grazilsten Gestalten unter den Grünalgen stellt. Allein der Bildteil ist so überzeugend und hinreißend zusammengestellt, daß man das Werk – von den inhaltlichen Qualitäten seiner sehr gut lesbaren Texte einmal völlig abgesehen – vor allem auch als Bildband betrachten und genießen kann.
Die Dasycladales sind daher bestimmt kein Lehrbuch für alle Tage oder einfach nur ein Nachschlagewerk für die eigene Handbibliothek. Dieses großformatige Buch ist eher eine themenreiche und im illustrativen Teil geradezu phantastisch schöne Dokumentation von künstlerischem Anspruch. Am besten läßt man sich das rundum gelungene, großartige Werk aus besonderem Anlaß schenken, wenn man den eigenen Bücheretat nicht doch einmal kräftig strapaziert, um ein wirklich begeisterndes Werk über die Schönheit mancher Algen in Händen zu halten.

Bruno P. Kremer, Köln

Hirschmann, W.: Acarologie. Schriftenreihe für vergleichende Milbenkunde. Folge 38. Hildegard Hirschmann Verlag, Nürnberg, 221 Seiten, zahlreiche Abbildungen, DM 95,00, ISSN 0567-672 X.

Die 38. Folge enthält eine weltweite Revision der Ganggattung *Oplitis* Berlese 1884 (146 bearbeitete Arten, davon 36 Neubeschreibungen) und der Ganggattung *Sejus* C.L. Koch 1836 (44 bearbeitete Arten mit 26 Neubeschreibungen). Die Bestimmung aller Entwicklungsstadien bei *Sejus* kann nun mit den Gangmerkmalen Hypo- und Epistom, Tritosternum und Chelicere erfolgen, bei *Oplitis* nach verschiedenen Merkmalen der Adulten und nach dem Epistom. 30 Sammler haben die Autoren der Publikationsteile 528–531 (Hiramatsu, Hirschmann, Kaczmarek und Wisniewski) aus der ganzen Welt beliefert. Bei den Autoren werden auch die Holotypen aufbewahrt. Jeder Publikationsteil beginnt mit einer Liste der Artengruppen der Ganggattung, die anschließend einzeln mit Bestimmungstabellen, Diagnosen und Zitaten früherer Bearbeiter abgehandelt werden. Weil Hirschmann seit über 40 Jahren (nur) „seine" Milben studiert, ist er imstande, Bestimmungsschlüssel zu erfinden, die in

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

knappster Form die sichersten Merkmale nennen und verwechselbare Arten gegeneinanderstellen, was man als Taxonom scheut, weil hier oft Schwächen der Differenzierung deutlich werden. Es mag Wissenschaftler geben, die sich mit den gleichen Milbengruppen befassen und sie anders unterteilen; aber sie können wenigstens das Stecksystem verwenden, das Hirschmann und seine Schule entwickelte. Vorher war die Gangsystematik der Parasitiformes eine Wundertüte, aus der sich jeder von einer anderen Ecke aus bediente.

Egon Popp, München

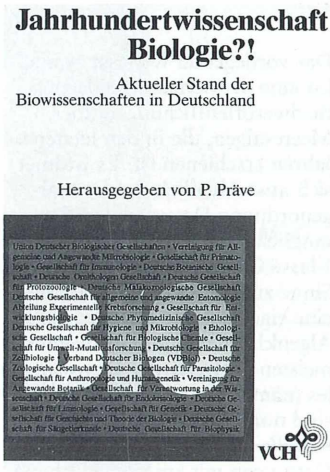
Krammer, K., Lange-Bertalot, H.: Bacillariophyceae. 4. Teil: Achnanthaceae. Kritische Ergänzungen zu *Navicula* (Lineolatae) und *Gomphonema*. Gesamtliteraturverzeichnis Teil 1–4. Band 2 der Süßwasserflora von Mitteleuropa (Hrsg. Ettl., H., Gärtner, G., Gerloff, G., Heynig, H., Mollenhauer, D.). Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1991, 437 Seiten, 88 Tafeln mit 2048 Figuren, geb. DM 168,00 (für Bezieher des Gesamtwerkes DM 151,00), ISBN 3-437-30664-2.

Mit dem vorliegenden Titel ist das Diatomeenwerk innerhalb der Neuausgabe der Süßwasserflora Mitteleuropas zum Abschluß gekommen. Viel umfangreicher als ursprünglich konzipiert, umfaßt der Band 2 nunmehr vier umfangreiche Teilbände (2/1-2/4) mit zusammen über 2 500 Text- und Bildseiten. Der kürzlich erschienene Teilband 2/4 vervollständigt die systematische Darstellung der Kieselalgen in Binnengewässern und behandelt schwerpunktmäßig die Gattungen *Achnanthes* sowie *Cocconeis* aus der Familie Achnanthaceae und bringt außerdem kritische Nachträge zu den in Teilband 2/1 vorgestellten Gattungen *Navicula* und *Gomphonema*. Ferner enthält der abschließende Band das Gesamtliteraturverzeichnis – eine lückenlose, allein fast 150 Druckseiten umfassende Auflistung aller wichtigen Veröffentlichungen, die sich mit der Biologie der Süßwasserdiatomeen befassen. Von bestechender Qualität sind wiederum die 88 Bildtafeln, die über 2 000 brillante Einzelfotos von Diatomeen zeigen – lichtmikroskopische Habitusdarstellungen ebenso wie rasterelektronenmikroskopische Details der Schalenstruktur. Das nunmehr abgeschlossene Diatomeenwerk steht somit in seiner Qualität und Vollständigkeit einzigartig da, auch wenn es in vielen Detailfragen der Kieselalgensystematik noch keine abschließenden Antworten anbieten kann. Wer sich mit dem eigenen Mikroskop in den besonderen Formenzauber und die fast verwirrende Vielfalt der Diatomeen limnischer Gewässer begeben möchte, wird dieses Gesamtwerk als überaus wertvolle Informationsquelle und Hilfe für seine Arbeit empfinden. Die Leistung der Autoren, die sich der äußerst schwierigen Aufgabe einer gesamthaften Darstellung unterzogen haben, verdient besondere Anerkennung und Bewunderung.

Bruno P. Kremer, Köln

Präve, P. (Hrsg.): Jahrhundertwissenschaft Biologie?! Aktueller Stand der Biowissenschaften in Deutschland. VCH-Verlagsgesellschaft, Weinheim, 1992, VIII, 96 Seiten, 29 Abbildungen, 9 Tabellen, gebunden, DM 48,00, ISBN 3-527-28491-5.

Die Biologie ist sicherlich eine der aufregendsten Wissenschaften überhaupt. Längst ist sie über die traditionellen Fächer wie Mikrobiologie, Botanik oder Zoologie hinausgewachsen und beschäftigt sich mit ertragreichen Fragestellungen, die völlig neue, in der Öffentlichkeit zum Teil aber nur wenig bemerkte Ansätze verfolgen. Von der Biosensorik bis zur Neurobiologie, von der Membranbiologie über Extremorganismen oder Bodenbiologie bis hin zur Stadtökologie und Ökosystemanalyse spannt sich der Themenbogen, der gar nicht inhaltsreicher sein könnte und zunehmend auch Problemfelder einschließt, in denen die Grundlagenforschung ethische Fragestellungen aufwirft.



Was die moderne Biologie zur Jahrhundertwissenschaft macht und welche Arbeitsrichtungen in ihr vertreten sind, zeigen die im vorliegenden Buch zusammengeführten Einzelbeiträge auf. Es sind Übersichtsreferate, die im Herbst 1991 in Bonn anläßlich eines Bioforums „Biologie in Deutschland heute" gehalten wurden, als sich 28 verschiedene Fachgesellschaften und der berufsständige Verband Deutscher Biologen (endlich) zur Union Deutscher Biologischer Gesellschaften zusammengeschlossen haben. Die Themenbeiträge bieten einen vorzüglichen Überblick über die Tätigkeitsfelder der modernen Biowissenschaften und zeigen, welcher Stellenwert dem Ertrag dieser Forschung in gesellschaftlichen Prozessen eigentlich zukommt.

Thomas Wassmann, Bonn

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

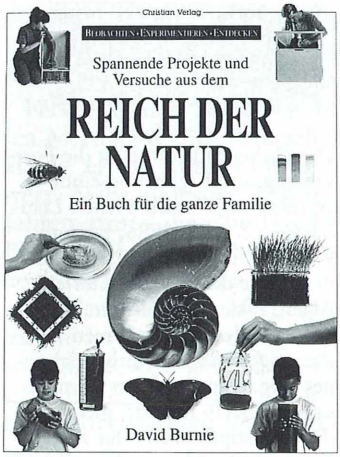
Anlacher, E.: Taschenbuch der Fischkrankheiten. Grundlagen der Fischpathologie. Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart, 1992, 500 Seiten, 241 z.T. farbige Abbildungen, 19 Tabellen, 6 z.T. farbige Tafeln, DM 98,00, ISBN 3-334-00350-7

Der „Taschenatlas der Fischkrankheiten" ist, wie auch der Autor in seinem Vorwort zur 6. Auflage schreibt, für Wissenschaftler, Tierärzte, Studenten, Fischer und Aquarianer bereits jahrzehntelang ein nützlicher Helfer. Inhaltlich streift der Autor in seinem Buch alle Bereiche, die die Krankheiten der Fische betreffen. Dabei wird im „Allgemeinen Teil" u.a. auf die wichtigsten mikroskopischen Untersuchungstechniken eingegangen und die Vorgehensweise bei der Herstellung von Quetschpräparaten, die Histotechnik sowie die Anwendung histochemischer Methoden beschrieben. Darüber hinaus gibt das Buch einen Einblick in aufwendige Techniken wie die Autoradiographie, die Bakterio- und Virotechnik bis hin zur Blut- und Serumuntersuchung. In einem weiteren Abschnitt wird die Histologie der wichtigsten Organe von Fischen und krankhafte Veränderungen, die in diesen Organen auftreten können, dargestellt. Ferner verschafft die tabellarische Auflistung von Krankheitssymptomen mit dem Verweis auf die entsprechenden Fischkrankheiten einen guten Überblick.
Die in der 6. Auflage neu aufgenommenen Abschnitte über die immunbiologischen Grundlagen der Infektionsabwehr und die entzündliche Reaktion geben eine Einführung in diese komplexe Thematik, sind aber aufgrund der vielen, vor allem medizinischen Fachbegriffe, schwer allgemein verständlich.
Im „Speziellen Teil" werden dann bekannte Krankheitsbilder ausführlich dargestellt, wobei sowohl Erkrankungen wirtschaftlich genutzter Fische des Freilandes als auch die der Zierfische berücksichtigt werden. Dabei gibt der Autor einen systematischen Überblick über die jeweiligen Erreger bzw. Parasiten mit anschließender sehr ausführlicher Beschreibung der Symptomatik und Diagnostik bis hin zur Therapie bzw. Prophylaxe der einzelnen Krankheiten. Ferner geht der Autor auf umweltbedingte Schädigungen der Fische sowie erbbedingte Krankheiten und Geschwulstkrankheiten ein.
Zu allen Beschreibungen sind umfangreiche Verweise auf weiterführende Literatur zu finden. Zur Veranschaulichung dienen zahlreiche gemalte Bildtafeln, schematische Zeichnungen und licht- und elektronenmikroskopische Bilder aus dem Bestand des Autors sowie aus dem anderer Wissenschaftler. Die Qualität der lichtmikroskopischen Bilder histologischer Schnitte könnte zum Teil besser sein. Auch ist die Beschriftung der Bilder für den Nichtexperten oft unzureichend und Größenangaben fehlen.
Trotz dieser Schönheitsfehler ist dieses Werk für alle diejenigen, die sich beruflich oder privat tiefergehend für das Erkennen von Fischkrankheiten und deren Heilung bzw. Prophylaxe interessieren, unverzichtbar und empfehlenswert.

Ulrike Paulus, Stuttgart

Burnie, D.: Spannende Projekte und Versuche aus dem Reich der Natur. Christian-Verlag, München 1992. Ein Buch für die ganze Familie. 192 Seiten, zahlreiche Farbabbildungen, gebunden, DM 49,00.
ISBN 3-88472-6.

Praktische Naturerkundung im Rahmen der Familie ist heute sicherlich wichtiger denn je, weil vor allem die heranwachsende Generation häufig von allzu großer Naturferne oder gar Naturfeindlichkeit umgeben ist. Den Umgang mit dem Lebendigen erzielt man am besten mit kleinen Projekten und spannenden Einzelversuchen, die überraschende Einblicke in Struktur und Funktion der Natur geben. Etwa einhundert solcher Versuchs- und Beobachtungsanregungen sind im vorliegenden Buch vereinigt. In Farbfotos zeigt es die Vorbereitung von Feldexperimenten oder Versuchen zu Hause, erläutert ihren Ablauf, hilft bei der Deutung der Ergebnisse und ordnet das jeweilige Thema in einen größeren biologischen Zusammenhang ein.



Die einzelnen Projektvorschläge sind nach Organismengruppen geordnet. Nach den Blütenpflanzen und Pilzen treten die Süßwasser- und Meerwassertiere in den Blick, dann die Insekten und anderen Wirbellosen, schließlich die Vögel, Reptilien und Säugertiere, wobei auch der Sinnesphysiologie des Menschen ein breiter Raum gewidmet wird. Wohl durchdachte Farbfotos zeigen jeweils das benötigte Material, den Versuchsaufbau oder Phasen aus der Durchführung. Bei den Experimenten kommt häufig auch das Mikroskop zum Einsatz. Fast alle Versuche und Beobachtungsanregungen sind sehr gute nachvollziehbar. In wenigen Fällen (Themenbereiche wie Korallenriff, Fische, Reptilien) ist die praktische Seite des Nachvollzugs allerdings sehr problematisch. Hier hätten

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

durchweg näherliegende Einzelthemen Platz finden können. Im übrigen mag man dieses Buch als Hinführung in eine originelle und ausgesprochen lehrreiche Freizeitbeschäftigung für die gesamte Familie aber durchweg empfehlen, zumal sie ausdrücklich auch den Einsatz des Mikroskopes anregt.

Thomas Wassmann, Bonn

Esser, K.: Kryptogamen II.
Moose und Farne. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, 1992, 220 Seiten, 94 Abbildungen, broschiert, DM 68,–,
ISBN 3-540-53651-5.

Der vorliegende Band ist die Fortsetzung und Ergänzung eines erstmals 1976 erschienenen Lehrbuches (2. Aufl. 1986, jetzt als Kryptogamen I zitiert), in dem der Autor die Cyanobakterien, Algen, Pilze und Flechten behandelte. Beide Bände widmen sich demnach dem Gesamtbereich jener Organismen, deren Gemeinsamkeit darin besteht, nicht zu den Blütenpflanzen oder zum Tierreich zu gehören. Das dieser Auswahl zugrundeliegende systematische Konzept ist gewiß nicht unproblematisch und mit Sicherheit veraltet. Aber praktische (oder traditionelle) Gründe mögen andererseits durchaus dafür sprechen, exakt so zu verfahren, wie weiland vor 250 Jahren Carl von Linné, der alles Blütenlose in die 24. Klasse Cryptogamia seines künstlichen Systems packte. Es geht dem Autor aber offenkundig gar nicht in erster Linie um systematische oder taxonomische Probleme, sondern um das Aufzeigen besonderer morphologischer Zusammenhänge und Entwicklungslinien. In dieser Hinsicht bietet das Buch, das spürbar aus einer sehr reichen praktischen Erfahrung geschrieben ist, eine Menge gut nachvollziehbarer Anregungen und Anleitungen, die jedem Mikroskopiker eine Fülle interessanter Einzelthemen versprechen. Der inhaltliche Bogen reicht von den verschiedenen Stufen der Gewebedifferenzierung bei den Moosen bis hin zu den Fortpflanzungsverhältnissen bei den Wasserfarnen, die bereits eine erstaunliche Annäherung an die Baupläne der Nacktsamer erreicht haben. Von besonderem Interesse sind auch die angebotenen Kultur- und Präparationsanleitungen, die den Erfolg der eigenen Untersuchungen in diesem themenreichen und spannenden Feld erleichtern. Viele bestechende Schwarzweißfotos und erläuternde Schemazeichnungen begleiten die verständlich und klar geschriebenen Einzeltexte. Insgesamt also ein Buch, das man auch dem Liebhaber-Mikroskopiker als praktische Anleitung für seine eigenen Erkundungen im Bereich der sehr ursprünglichen Pflanzen gerne empfehlen wird.

Bruno P. Kremer, Köln

Weberling, F., Schwantes, H.-O.: Pflanzensystematik.
Einführung in die Systematische Botanik. Grundzüge des Pflanzensystems. 6. neubearbeitete Auflage, UTB 62, Eugen Ulmer, Stuttgart, 1992, 431 Seiten, 118 Abbildungen, DM 34,80,
ISBN 3-8252-0062-0.

Pflanzliche Objekte spielen in der Mikroskopie seit jeher eine besonders große Rolle. Immerhin sah einer ihrer Pioniere, der englische Physiker Robert Hooke, im Jahre 1667 ausgerechnet an dünnen Korkscheibchen winzige Kammern, die er Zellen nannte. Es genügt sicherlich nicht, solche Objekte richtig benennen zu können, denn mindestens ebenso wichtig ist ihre richtige Einordnung in die Gesamtheit der Lebewesen, weil erst auf diesem Hintergrund ein genaueres Bild vom Stellenwert einer bestimmten Beobachtung zu gewinnen ist.
Das vorliegende Werk, das nach seinem ersten Erscheinen im Jahre 1975 nun schon die sechste Auflage erreicht hat und folglich als sehr erfolgreicher Sachtext gelten kann, leistet die notwendige Orientierungshilfe und bietet einen Überblick über das Pflanzenreich und die mutmaßlichen verwandtschaftlichen Zusammenhänge seiner einzelnen Gruppen. Soweit diese Darstellung die Bedecktsamer betrifft, verkörpert sie eine nicht besonders originelle, aber doch recht detailreiche und weithin zuverlässige Übersicht über Kriterien und Wege, wie man die heute mit Abstand artenreichste Unterabteilung zu gliedern und zu benennen hat. Verwunderung muß allerdings hervorrufen, welche weiteren Verwandtschaftsgruppen die Autoren dem Pflanzenreich zurechnen: Ab S. 179 tauchen die Bakterien unter der Sammelbezeichnung Schizobionta („Spaltpflanzen") auf, und auch die später behandelten Pilze sind „eine plastidenfreie, daher heterotrophe eukaryotische Gruppe des Pflanzenreichs" (S. 264). Nichts von der Diskussion der modernen Mehr-Reiche-Konzepte der systematischen Biologie, die unter Fachleuten bereits seit Jahrzehnten unumstritten ist, hat in diese Texte Eingang gefunden oder wird auch nur als denkbares Problem benannt. Hier folgt das Buch überkommenden Traditionen und wärmt unentwegt veraltete Einschätzungen auf. Ähnlich sind auch weite Textteile über die Algen zu bewerten. Wichtige Klassen wurden hier völlig übergangen. Andere werden mit Abbildungen bestückt, die bereits Generationen anderer Lehrbücher zierten. Außerdem fallen hier ungenaue oder gar unrichtige Formulierungen sowie Unsicherheiten im Umgang mit Phänomenen auf, die offensichtlich unkritisch aus älteren Werken übernommen wurden. Das Buch hinterläßt somit zwiespältige Gefühle. So richtig empfehlen mag man es vor allem wegen seiner antiquierten Sichtweise, die vieles verschweigt, eigentlich nicht.

Bruno P. Kremer, Köln

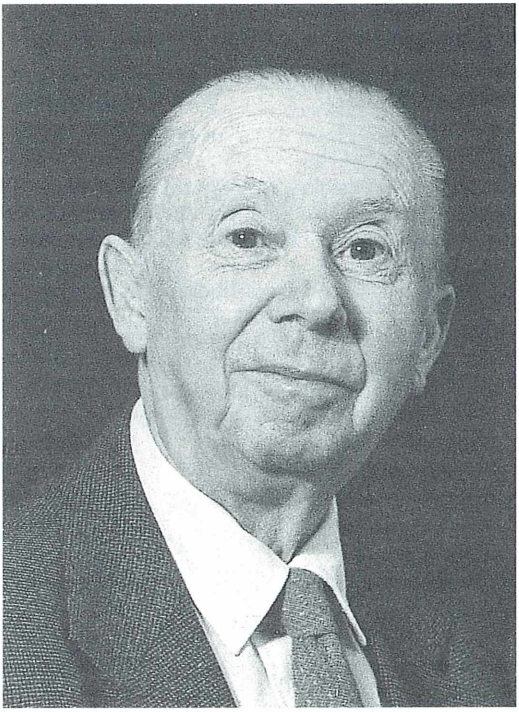
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachruf

62 Jahre MIKROKOSMOS

Zum Gedenken an Helmut Thaler

Manchem Leser werden die beiden Zeilen wohl ein Rätsel aufgeben. Steht doch auf dem Umschlag dieses Heftes deutlich „82. Jahrgang"! Aber nicht das schon ehrwürdige Alter dieser jung gebliebenen Zeitschrift ist gemeint, sondern einer ihrer Autoren, der beinahe sein ganzes Leben lang dazu beigetragen hat, daß sie all die Jahre so jung und interessant war.



Als Helmut Thaler seinen ersten MIKROKOSMOS-Beitrag schrieb, war er 21 Jahre alt. Das war 1927. Sein letzter wurde im März-Heft 1989 abgedruckt. Dazwischen liegen 62 Jahre. Kaum eines verging ohne eine kleine Notiz oder eine längere Aufsatzreihe von Helmut Thaler. Worüber er stets anregend geschrieben hat, über die Themenbreite, soll hier nicht berichtet werden. Auf Seite 31 des Jahrgangs von 1990 kann es jeder nachlesen. Damals konnten wir zum 85. Geburtstag gratulieren. Heute trauert die Mikrobiologische Vereinigung München um den Verlust ihres Ehrenvorsitzenden. Em. o. Prof. Dr. Helmut Thaler ist 87 Jahre alt geworden, und noch in den letzten Monaten vor seinem Tode hat er mikroskopiert, mit seinem alten, wohlausgestatteten Messing-Mikroskop, Stativ-No. 10945 von R. Winkel in Göttingen. Viele hervorragende Fotos hat er damit auch für den MIKROKOSMOS angefertigt. Seine Artikel, die er mit ihnen illustriert hat, sind lesenswert. Seine jüngsten Beiträge aus den letzten Jahren atmen dieselbe Frische wie die älteren. Ebenso die wohl-vorbereiteten Vorträge, die er noch bis in die letzten Jahre in unserer Münchener Gemeinschaft hielt, mit stets gleicher Präzision der Ausführungen. Nur seine Stimme war zuletzt leise geworden, da rückten dann sogar die „Hinterbänkler" nach vorne. Seine Themen aber steckten bis zuletzt voller Überraschungen.

Auch seinem Institut der Lebensmittelchemie an der TU in Braunschweig blieb er stets verbunden. Seinen Nachfolger im Amt hat er sozusagen noch Jahrzehnte mit mikroskopischen Arbeiten unterstützt. Im Alter von 86 Jahren arbeitete er jeden Tag von 10 bis 17 Uhr in seinem Labor und fertigte noch oft mikroskopische Präparate an!

Nicht nur unsere Münchener Vereinigung, sondern alle MIKROKOSMOS-Leser haben eine Freund und Weggefährten verloren.

Die Redaktion des MIKROKOSMOS hat von jeher vermieden, unsere Zeitschrift mit Nachrufen zu füllen, für die immer Anlaß wäre. Aber 62 Jahre am Mikroskop, 62 Jahre Mitgliedschaft in „seiner Mikrobiologischen", 62 Jahre hochinteressante, lebendige Beiträge im MIKROKOSMOS – das ist Grund genug für eine Ausnahme, für eine Augenblick der dankbaren Erinnerung.

Klaus Henkel, Mikrobiologische Vereinigung München e. V. (gegr. 1907)

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

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikrobiologische Vereinigung München

Programm 1993

10. März Mikroskop-Spektroskopie (W. Rieger)
24. März Wie bediene ich mein Mikroskop richtig (K. Henkel)
7. April Diskussionsabend
28. April Kriminaltechnische Mikroskopie (H. Pabst)
15. Mai Exkursion zum Federsee in Oberschwaben (S. Hoc)
26. Mai Schleimpilze (M. Schubert)
12. Juni Exkursion in das Haspelmoor und die angrenzenden Moorgebiete bei Jesenwang (M. Schubert/S. Hoc)
23. Juni Mikroskopier-Abend (S. Hoc)
10. Juli Exkursion zu den Schleierfällen im Ammertal bei Bayersoien (S. Hoc)
28. Juli Mikroskopier-Abend (Exkursions-Material) (S. Hoc)

Alle Veranstaltungen finden im Lehrsaal 04 (Kellergeschoß des Neubaus) der TU an der Lothstr. 17 (hinter dem ehemaligen Zeughaus) statt. Haltestelle Lothstraße der Straßenbahnlinie 20. Zugang von der Dachauer- oder von der Heßstraße. Beginn: 19.30 Uhr. Gäste sind zu allen Veranstaltungen herzlich willkommen.

Mikroskopische Gesellschaft Zürich

Programm von März bis Juni 1993

3. März Freier Arbeitsabend
10. März Margreth und Albert Mahler: Pollen
17. März Dr. Günter Lott: Einfache Bakterienfärbungen (Ölimmersionen mitbringen)
24. März Erwin Kaspar: Wir untersuchen Frühlingsplankton
31. März Freier Arbeitsabend (Bodman-Woche)
7. April Fällt aus wegen Karwoche
14. April Alfred Kern und Alfredo Verde: Maulwurfsgrille
21. April Freier Arbeitsabend
28. April Frühjahrsferien
5. Mai Frühjahrsferien
12. Mai Werner H. Schoch, Labor für Quartäre Hölzer: Unbekanntes Sibirien (Diavortrag)
19. Mai Fällt aus wegen Ausfahrt
26. Mai Erwin Kaspar: Morphologie der Koniferennadeln
2. Juni Prof. Dr. Walter Baer: Moderne biologische Untersuchungsmethoden in der Rechtsmedizin
9. Juni Otto Eggmann: Unbekannte Lebewelt auf Schnee und im Weiher (Diavortrag)
16. Juni Dr. Paul Blaser: Wir mikroskopieren Dermatophyten (Praktikum zum Vortrag vom 30. Sept. 92), Ölimmersion mitbringen
23. Juni PD. Dr. H. R. Preisig und Dr. K. Hanselmann: Cyanobakterien (Blaualgen) als Indikatoren von Umweltschäden Im Botanischen Garten Zürich, Institut für Pflanzenbiologie 19.00 Uhr
30. Juni Praktikum dazu, im Botanischen Garten 19.00 Uhr

Kurs- und Arbeitslokal Vortragssaal im Schulhaus Ilgen B, Ilgenstraße 15, 8032 Zürich, oberhalb Römerhof (Tram Nr. 3 ab Hauptbahnhof, Nr. 8 ab Bellevue)

Im Kurslokal stehen den Mitgliedern MGZ-eigene Mikroskope, Stereomikroskope mit Beleuchtung, Mikrotome, Färbe- und Arbeitsutensilien, Dia- und Schreibprojektor, Mikroprojektionseinrichtung sowie eine Bibliothek mit Fachliteratur zur Verfügung.

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart e. V.

Programm 1993

12. März Gruppenabend
26. März Gruppenabend
Osterferien
23. April Gruppenabend
14. Mai Gruppenabend
28. Mai Gruppenabend
Pfingstferien
10. Juni–13. Juni Pilzseminar 1993 (geplant mit verschiedenen Referenten)

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

25. Juni	Gruppenabend
	Sommerferien
27. August	Gruppenabend
10. September	Gruppenabend
24. September	Gruppenabend
08. Oktober	Gruppenabend
22. Oktober	Gruppenabend
	Herbstferien
12. November	Gruppenabend
26. November	Gruppenabend
10. Dezember	Weihnachtsfeier

Zeit: an jedem 2. und 4. Freitag im Monat, 19.00 Uhr (ausgenommen in den Schulferien).

Ort: Übungsraum U150 der Genetik und Mikrobiologie im Gebäude BIO 1 der Universität Hohenheim, Garbenstr. 30 (Treffen jeweils am Hintereingang um 19.00 Uhr).

Berliner Mikroskopische Gesellschaft

Veranstaltungsplan
Februar bis Juni 1993

18. Februar	Johannes Modlich: Mikroskopie der Chemie-Faser
4. März	Arbeitstagung
18. März	Andreas Vilcinskas: Altersbestimmung bei Fischen
1. April	Arbeitstagung
Osterferien	
29. April	Prof Dr. Klaus Hausmann: Blütenpollen
13. Mai	Arbeitstagung
27. Mai	Günther Zahrt: Bildfehler im Mikrofoto
10. Juni	Arbeitstagung
Sommerferien	
12. August	Thema wird noch bekannt gegeben
26. August	Arbeitstagung

Veranstaltungsort: Institut für Zoologie (Kursraum A), Königin-Luise-Straße 1–3 (Eingang: Haderslebener Straße 1–3), 1000 Berlin 33. Die Übungsabende beginnen jeweils um 19.30 Uhr.

Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen

Praktikum mit wechselnden Themen aus der Mikroskopie

Förderlicher Erfahrungsaustausch unter Mikroskopikern und Hilfe für Interessierte. Mikroskope stehen zur Verfügung. Gäste sind herzlich willkommen!
Treffen z.Zt. jeden zweiten Montag eines Monats um 18 Uhr in der Universität Bremen NW 2 Raum B 3236, Eingang Leobenstr./James-Watt-Straße, Fahrstuhl 3. Ebene.
Näheres bei: Hans Klemeyer, Suhrfeldstr. 33, 2800 Bremen 1, Tel. 04 21/44 20 90 (im Sommer auch 0 42 06/65 85).

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

Mikro-Markt

Kleinanzeigen im MIKRO-MARKT kosten DM 20,– (bis 20 Worte); jedes weitere Wort DM 1,–, Chiffregebühr DM 5,–. Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an den: GUSTAV FISCHER VERLAG, Anzeigenabteilung, Postfach 720143, 7000 Stuttgart 70.

Zeiss Binokular-Mikroskop, mono. Wechseltubus, dreh- u. zentrierb. Kreuztisch, BJ. ca. 1935, schwarz, 7/10/15 Okular-Paare, 8/40/90 Objektive, 1a Sammlerstück, wunderbarer Originalkasten. VB 1000,–. Tel.: 040/5507748

8 Stück russische **Forschungs-Stereo-Mikroskope,** Baujahr 92, Niedervolt-Beleuchtung, Durch- u. Auflichtsockel, 4-linsiges Frontobjektiv, 5-fach Schaltwalze 4,8 bis 56-fach, ausbaufähig bis 98-fach, komplett Stck. DM 560,00. Tel.: 0209/394745

„LOMO"-Mikroskop mit reichlicher Normoptik, externer 100 W-Beleuchtung, Fotoeinrichtung und automatisch gekühlertem Mikroblitz (Mecablitz 32 CT3) zu verkaufen. VB DM 2800,–. Tel.: 09145/1281

Suche Kameraansatz M4x5" und Linhof Doppelkassette zur ZEISS Mikroskop-Aufsetzkamera. MC-63. Angebote an: Gerhard Kauer, Fuhrmannsgasse 8, 7800 Freiburg-Hochdorf

Dialux Mikroskop, Baujahr 1957 mit Heine Phasenkontrast, Objektive 10x, 20x, Apo 40x, Apo 90x, HfL 1.750,–. Chiffre 1-202

Mikroskope gebraucht: 2x Zeiss Standard-14; 1x Wild M12 (Phasenkontrast); 1x Nicon Alphaphot; 1x Russisches Stereo ferner suche bzw. tausche „Mikrokosmos". Tel.: 02191/815 92

Objektive f. Zeiss-Mikroskope: Neofluar 40x nA 0,75 Ph2, HfL 300,–; Plan-Neo 63 nA og Ph3 Korr, HfL 600,–; Neofluar 100x Ph3 nA 1,3; HfL 400,–; Planapo 25x nA 065, HfL 500,–. Chiffre 1-201

Revolver 5-fach für Leitz Orthoplan; HfL 400,–; Chiffre 1-203

Suche f. Zeiss-Standardmikroskop folgendes Zubehör: Schlittenrevolver 7-fach, plan-neofluar 63x Öl oder plan-apochromat 63x Öl, binokularer Phototubus, Photowechsler für Standard GFL: Phototubus. Verkaufe billigst Mikropräparate (Histopathologie des Menschen). Tel.: 0711/588519

Mikroskopierbedarf, Präparierbedarf und Laborartikel erhalten Sie bei **Biologie-Bedarf Thorns**, Helvesanger 1, W-3400 Göttingen. Bitte kostenlosen Katalog anfordern!

Mikroskopische Präparate aus Zoologie und Botanik in **bester Qualität direkt vom Hersteller.** Wir liefern auch **Semi-Dünnschnitte** (1 µm). Bitte Liste anfordern. **Gelegenheit:** Preise wie vor 30 Jahren! Präparate aus unserem Lager zu DM 2,50 pro Stück solange der Vorrat reicht. Mikroskopisches Labor Ingrid Neureuther, Brentanostr. 7a, 8070 Ingolstadt, Tel.: 0841/54398

GUSTAV FISCHER FACHBIBLIOTHEK

Mikroskopische Anatomie der Haustiere

2., überarb. Aufl. 1992. 548 S., 546 Abb., 13 Tab., geb. DM 248,-

Von Prof. Dr. Alfred **Smollich,** Berlin, und Prof. Dr. Günther **Michel,** Leipzig

Inhalt: Kreislaufsystem - Immunsystem - Bewegungssystem - Verdauungssystem - Atmungssystem - Harnsystem - Geschlechtssystem - Milchdrüse - Endokrines System - Nervensystem - Sinnesorgane - Haut

Hinweise für Autoren

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

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Erfahrungsberichte, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie. Beiträge, die zur Veröffentlichung angeboten werden, dürfen nicht gleichzeitig anderweitig zum Druck eingereicht werden.

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte grundsätzlich nur maschinenschriftlich auf einseitig beschriebenen, fortlaufend numerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden und jeweils 30 Zeilen mit höchstens 60 Anschlägen pro Zeile umfassen.
Computergeschriebene Manuskripte bitte entsprechend einrichten. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse.

3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend numerieren) bitte nicht in den Haupttext einbauen, sondern als Anhang auf eigenen Manuskriptseiten schreiben.

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertig gezeichnete Strichzeichnungen (Graphiken, vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt). Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Beschriftungen nur mit Anreibebuchstaben (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der jeweiligen Bildvorlage ca. 3 mm) oder handschriftlich auf einem aufgelegten Transparent-Deckblatt anbringen. In letzterem Fall nimmt die Redaktion die Beschriftung der Bildvorlagen nach den Angaben der Autoren vor. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors und werden mit den Korrekturfahnen des Beitrags wieder zurückgesandt.

6. Literaturzitate in alphabetischer Reihenfolge nach folgendem Schema anordnen:

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:
Kappel, T., Anken, R.H.: Zur Biologie des Schwertträgers *Xiphophorus helleri*. Mikrokosmos *81*, 241–244 (1992).

Buchzitate:
Schwoerbel, J.: Einführung in die Limnologie. 5. Aufl., UTB 31, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1984.

Zitate von Buchbeiträgen:
Caspers, N.: Die Insektenfauna im unteren Hochrhein und im Oberrhein – Stand Sommer 1987. In: Kinzelbach, R., Friedrich, G. (Hrsg.): Biologie des Rheins, S. 349–359. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1990.

7. Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck eine Korrekturfahne zum Gegenlesen. Korrekturen müssen sich auf Satzfehler beschränken. Umfangreiche Textnachträge oder Umstellungen (Autorenkorrekturen) sind aus Kostengründen nicht möglich. Bei stärkerer redaktioneller Bearbeitung eines Manuskriptes erhält der Autor zuvor eine Kopie des druckfertigen Manuskriptes zur Freigabe.

8. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke sowie ein Belegheft.

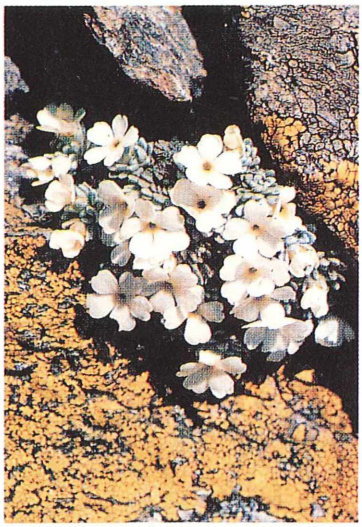
9. Der Verlag honoriert jede volle Druckseite mit DM 50,–, Kurzbeiträge bis zu einer halben Druckseite mit DM 25,– und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit DM 100,–.

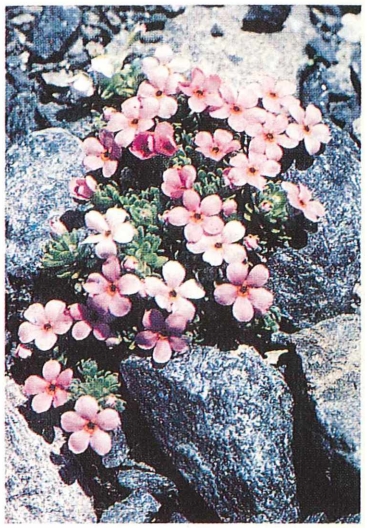
10. Text- und Bildbeiträge bitte einsenden
an Redaktion MIKROKOSMOS
Prof. Dr. Klaus Hausmann
Zoologisches Institut der Freien Universität
Königin-Luise-Straße 1–3
W-1000 Berlin 33
(Manuskripte zu zoologischen Themen);
oder an
Redaktion MIKROKOSMOS
Dr. Bruno P. Kremer
Johann-Henk-Straße 35 a
W-5307 Wachtberg 8
(Manuskripte zu botanischen Themen).

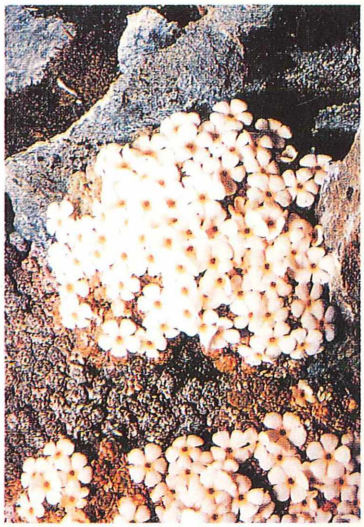
Mikrokosmos
Heft 2/93 1 Bote(6)
300229
Bibliothek des OÖ.Landesmuseum

Museumstraße 14
4020 Linz

Unsere Alpenflora







SEMPER BONIS ARTIBUS GUSTAV FISCHER

6., vollständig neu bearbeitete Auflage 1992.
318 Seiten, mit zahlreichen Zeichnungen sowie
480 Farbabbildungen auf 120 Bildtafeln,
gebunden DM 48,–

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 1993

Band/Volume: 82_2

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 82_2 1