

II 90372/92,2

.../journals/mikrokosmos

F 20582

MIKROKOSMOS



URBAN & FISCHER

März 2003
92. Jahrgang
Heft 2
ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin) v.i.S.d.P.
Redaktionsassistentin: Renate Radek (Berlin)

Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart, Mikrobiologische Vereinigung im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikroskopische 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** Mikroskopische Betrachtungen an der Vanille-Pflanze
Siegfried Hoc
- 73** Planktonarbeiten in der Feldberger Seenlandschaft
Wolfgang M. Richter und Georg Kubsch
- 79** Bildverarbeitung in der Mikroskopie
Norbert Lange
- 83** Frühe Mikroskopie und mikroskopische Literatur -
Über die Schwierigkeit, an ein gutes Titelbild zu kommen
Martin Mach
- 93** *Bosmina* - ein Planktonkrebs
Rudolf Drews
- 95** *Rhaphidiophrys coerulea* und *Spiromonas* spec.-
Ein neuer Fall von Parasitismus bei den Heliozoen
Martin Kreutz
- 99** Gelegte Präparate von Protisten - Vergessene und neue Methoden
Gerhard Göke
- 112** Die Protargolmethode - Eine (fast) sichere Silberimprägnationstechnik
Hans-Jürgen Voß
- 119** Zur Oberfläche und Verwendung von Mattscheiben
Gerhard Göke

Rubriken

- 70, 92, 94**
Nachrichten
- 69, 91, 123**
Buchbesprechungen
- 127**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV
(<http://urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/archiv/htm>) wird mit dem Erscheinen dieses Heftes ein Artikel
aus dem Jahrgang 41 (1951/52) über die Entwicklung des Huhnembryos wiedergegeben.

Das jeweils neueste Inhaltsverzeichnis können Sie jetzt auch kostenlos per e-mail (ToC Alert Service) erhalten.
Melden Sie sich an: <http://www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos>

Indexed in: Bibliography and Index of Geology (also known as GeoRef)/Biological Abstracts/Chemical
Abstracts/Excerpta Medica/Zoological Records

Mehr Informationen zum MIKROKOSMOS und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet:
<http://www.urbanfischer.de>

Umschlagabbildung: Der Rüsselkrebs *Bosmina* im farbigen Differential-Interferenzkontrast. Siehe Artikel
R. Drews, Seite 93–94.

Mikroskopische Beobachtungen an der Vanille-Pflanze

Siegfried Hoc

Von den Indianern Mexikos und Zentralamerikas wurden die Früchte einer im Boden wurzelnden, kletternden Orchidee als Gewürz verwendet. Von den zahlreichen Arten der Gattung *Vanilla*, die in den feuchten Küstenwäldern des tropischen Amerikas vorkommen, hat jedoch nur *Vanilla planifolia* wirtschaftliche Bedeutung gewonnen. Die Frucht dieser Pflanze liefert eines der feinsten Gewürze. Auch mikroskopisch hat die Vanille-Pflanze einiges zu bieten, wie der nachfolgende Beitrag aufzeigen soll.

Die Vanille hat einen grünen, runden, fleischigen Stamm, der bei einem Durchmesser von etwa 2 cm einige Meter lang werden kann. Die großen, dicken und breiten Blätter sitzen wechselständig dem Stamm ohne Stiel auf. An der den Blättern gegenüber liegenden Stammseite entspringen Luftwurzeln, die der Pflanze das Klettern an Bäumen oder Stützpfehlern ermöglichen.

Die Luftwurzeln können bei Berührungsreiz Orientierungsbewegungen ausführen. Man nennt dieses Phänomen Haptotropismus. Dadurch können sich die Luftwurzeln an Stützen empor ranken. Wird eine Luftwurzel nur kurz mit einem Stäbchen berührt, krümmt sie sich innerhalb von 30 Sekunden konkav. Diese Krümmung kommt durch ein plötzlich einsetzendes Streckungswachstum der der Berührungsstelle gegenüberliegenden Seite zustande. Die Konkavkrümmung tritt schon ein, wenn auf der Luftwurzel ein Wollfaden von nur einem Viertel Milligramm bewegt wird, was zum Beispiel vom menschlichen Tastempfinden nicht mehr wahrgenommen werden kann. Man nimmt an, dass plasmodesmenartige Fortsätze in den Außenwänden der Epidermiszellen (so genannte Ektodesmen) als Reizrezeptoren fungieren. Die Induktion erfolgt über Elektrolytverschiebungen und Spannungspotentiale, die eigentliche Reaktion wird durch Wachstoffsstoffe vollbracht.

Die unscheinbaren gelbgrünen, in Trauben angeordnete Blüten bestehen aus sechs in Wirteln angeordneten Perigonblättern (Blütenhülle, bei

der man Kelch und Krone nicht unterscheiden kann). Der mittlere der oberen Kreise ist zu einem röhrenförmigen, in einer Lippe (Labellum) endenden Gebilde umgewandelt. Durch Resupination (Drehung um 180°) an der blühenden Pflanze wird dieser Fortsatz zur faktischen Unterlippe und damit zur Anflugstelle von Insekten.

Im Inneren der Blüte befindet sich das zu einem Säulchen verwachsene Androeceum (Gesamtheit der Staubblätter) und Gynoeceum (Gesamtheit der Fruchtblätter). Zur Bestäubung der Blüten sind nur Kolibris und langrüsselige Falter in der Lage. Die Pollenmasse eines Pollensackes wird als Ganzes, als Pollinium, übertragen. Nur Pollinien ermöglichen die Befruchtung tausender Samenanlagen durch eine einmalige Bestäubung.

Heute wird die Vanille-Pflanze in vielen tropischen Ländern kultiviert. Da jedoch die spezialisierten Bestäuber meist fehlen, die imstande sind, die tief in der Blütenröhre liegenden Nektarien zu erreichen, muss eine künstliche Befruchtung durchgeführt werden. Die damit beschäftigten Personen in den Vanille-Plantagen benutzen dazu ein Stäbchen oder einen Pinsel.

Vorkommen der Vanille-Pflanzen

Die Vanille stellt an den Boden hohe Ansprüche. Gut durchlässige Schwemmlandböden sowie vulkanische Asche mit hohem Humusgehalt sind am günstigsten. Als tropische Urwald-

pflanze ist die Vanille sehr klimaempfindlich. Hohe Lufttemperatur und Luftfeuchtigkeit sowie ausreichende Niederschläge sind Voraussetzung für gutes Wachstum.

Ursprünglich nur in Mexiko kultiviert, wird die Vanille heute hauptsächlich auf Madagaskar, auf den Komoren, auf La Reunion (von hier stammt die bekannte Bourbon-Vanille), auf Tahiti und auf den französischen Kleinen Antillen plantagenmäßig angebaut (Abb. 1 und 2).

Kapseln

Die aus den unterständigen Fruchtknoten hervorgehenden Früchte sind einfächrige, aus drei

Fruchtblättern gebildete Kapseln von 10 bis 20 cm Länge und etwa einem Zentimeter Durchmesser. Da sie bei der Reife in zwei Längsklappen aufspringen, werden sie fälschlicherweise auch als Schoten bezeichnet.

Handelsware ist die noch unreife, geschlossene Kapsel, die zur Zeit der Ernte gelbgrün ist und erst durch ein Fermentationsverfahren dunkelbraun bis schwarz wird. Dazu werden die Kapseln kurz in kochendes Wasser getaucht und anschließend zu Haufen aufgeschichtet. Über Nacht kommen sie jeweils in luftdichte Kästen. Diese Prozedur wird etwa eine Woche lang täglich wiederholt. Dabei schrumpfen die Früchte und verfärben sich dunkel. Die Fermentation wird schließlich durch Trocknung beendet. Die



Abb. 1 und 2: *Vanilla planifolia* in einer Plantage auf La Reunion.

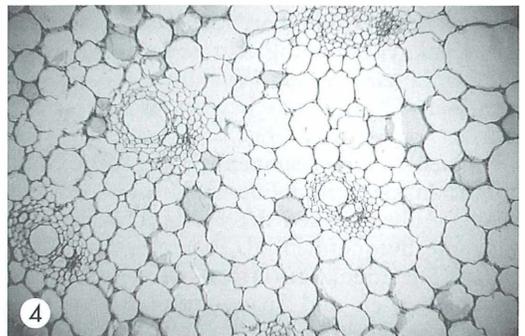
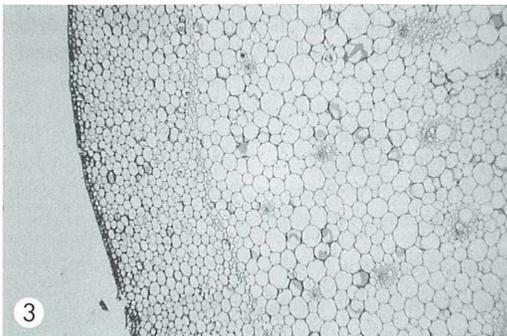


Abb. 3: Stamm, quer. Von Außen nach Innen: Kutikula, Epidermis (bilden zusammen die Rinde), Parenchym mit eingestreuten, geschlossenen kollateralen Gefäßbündeln. – Abb. 4: Geschlossenes kollaterales Gefäßbündel (Kambium fehlt).

fermentierten Kapseln werden in verlöteten Blechbüchsen verschickt.

Das Aroma bildet sich erst allmählich durch Freisetzung des Vanillins aus seiner glykosidischen Bindung. Vanillin ist ein Phenylpropan-Derivat, also eine aromatische Verbindung. Es scheidet sich häufig als schmutziggelber bis weißer Belag an der Außenseite der fettglänzenden Fruchtschale ab. Im Inneren der Kapsel sind zahlreiche kleine schwarze Samen an vorspringenden Plazentarleisten inseriert. Die Entwicklung einer Vanille-Pflanze ist wie bei den meisten Orchideen nur möglich, wenn bestimmte Pilze die Keimlinge infizieren und mit ihnen eine endotrophe Mykorrhiza bilden. Durch diese Mykorrhizie bestehen nur geringe Chancen für eine erfolgreiche Samenkeimung; daher die zahlreichen Samen! Die Samen sind dementsprechend winzig, daher auch undifferenziert (kaum differenzierte Embryos) und ohne Endosperm.

Handschnitte offenbaren den Feinbau

Während eines Aufenthaltes auf der Insel La Reunion habe ich auch Vanille-Plantagen besichtigt und Pflanzenteile für mikroskopische Studien gesammelt. Handschnitte von uneingeblettem Material, konzentrierte Wasserstoffperoxid-Lösung, Ammoniaklösung und Chloralhydrat-Lösung zum Bleichen, Methylenblau- und Eosin-Lösung als Farbstoffe (die beschriebenen Beobachtungen sind auch ohne Anfärbung möglich), Glycerin als Untersuchungsme-

dium und ein Reisemikroskop genügen, um an Ort und Stelle einen Einblick in den Feinbau der Pflanze zu erhalten.

Beginnen wir mit dem Stamm der Pflanze (Abb. 3 und 4). Orchideen sind monokotyle, also einkeimblättrige Pflanzen. Sie zeigen damit die einfachsten anatomischen Verhältnisse unter den Blütenpflanzen, das heißt, die primären Leitbündel im Stängel sind verstreut angeordnet. Die überwiegende Masse des Stammes besteht aus Parenchymzellen. Ihr Inhalt ist sehr reduziert; die winzigen Plasmareste mit dem kleinen Kern sind wandständig, der übrige Zellraum ist mit Wasser gefüllt. Die Gefäßbündel sind vom Typ des geschlossenen kollateralen Gefäßbündels, es enthält also zwischen Siebteil (Phloem) und Holzteil (Xylem) mit den großen Tracheen kein Kambium. Eine Gefäßbündelscheide aus dickwandigen Parenchymzellen fehlt weitgehend. Nach Außen ist der Stamm durch eine Rinde aus Kutikula und Epidermis abgegrenzt.

Auch die Blätter monokotiler Pflanzen sind einfach gebaut (Abb. 5). Ihre Nervatur ist streifenförmig und nicht netznerförmig. Das trifft auch für die Vanille zu. Wie alle Blätter bestehen auch ihre aus drei Gewebesystemen: Epidermis, Mesophyll (Grundgewebe) und Leitbündel (Adern oder Nerven). Die Epidermis ist bei *Vanilla* einschichtig aus gestreckten Zellen aufgebaut. Die Zellen können tetragonale Kristallprismen aus Calciumoxalat-Dihydrat enthalten (nur bei stärkerer Vergrößerung zu erkennen; Abb. 6). Das Mesophyll ist homogen aufgebaut, das heißt, ohne Differenzierung in

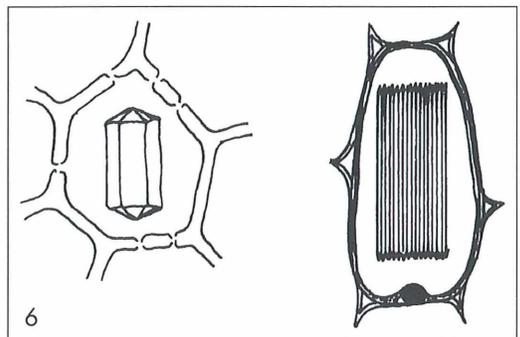
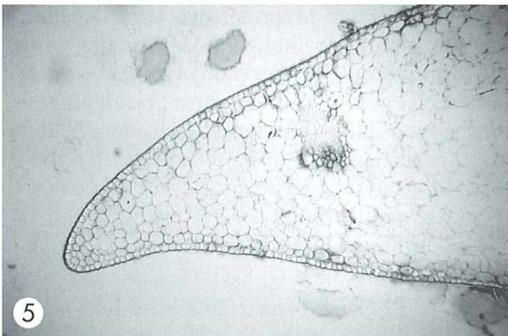


Abb. 5: Blatt, quer. Von Außen nach Innen: Einschichtige Epidermis, Mesophyll (Parenchym) und Leitbündel (Adern oder Nerven). – Abb. 6: Links: Calciumoxalat-Dihydrat-Solitärkristall in Epidermiszelle. Rechts: Calciumoxalat-Monohydrat-Nadeln (Raphiden) im Mesokarp der Kapsel Frucht. Die Nadeln können 500 µm lang werden.

Schwamm- und Palisadenparenchym. Die Photosynthese findet in den Zellen unter der Epidermis statt. Derartig gebaute Blätter ordnet man dem homofazialen Typ zu. Sie sind außerdem von beiden Seiten her gleich geformt und symmetrisch; damit handelt es sich um äquifaziale Blätter.

Und nun zum Wichtigsten, zur Frucht (Abb. 7). Handelsware wird vor dem Schneiden mit dem Rasiermesser mit einer starken Lupe betrachtet. Manchmal entdeckt man Abscheidungen von Vanillin, aber stets die kleinen Samen in großer Zahl. Will man Handschnitte anfertigen, so weicht man die Kapsel Früchte gut 30 Minuten

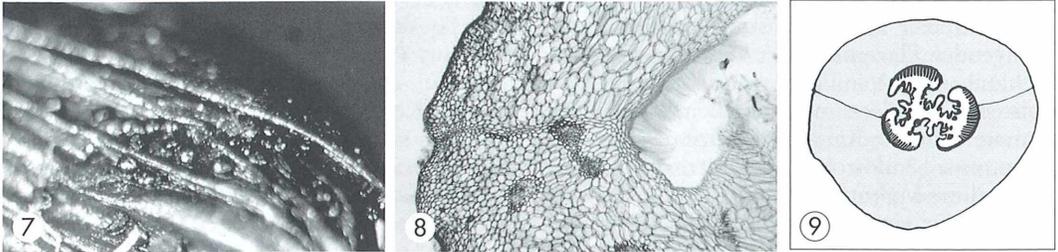


Abb. 7: Fruchtkapsel mit Samenkörnern. – **Abb. 8:** Fruchtkapsel, quer. Am Endokarp sind zwischen den Plazentarleisten die Papillen zu erkennen. – **Abb. 9:** Kapsel frucht im Querschnitt. Von Außen nach Innen: Exokarp, Mesokarp (Fruchtfleisch), Endokarp mit Papillen. Auf den Plazentarleisten entstehen die Samen.



Abb. 10: Calciumoxalat-Dihydrat-Kristalle in Epidermiszellen der Kapsel (Pfeil). – **Abb. 11:** Raphidenbündel (Calciumoxalat-Monohydrat) im Mesokarp der Kapsel (Pfeil). – **Abb. 12:** Plazentarleisten der Kapsel mit Samen.

lang in kaltes Wasser ein und legt sie danach in eine Mischung aus 90%igem Äthanol (neun Teile) und Glycerin (einen Teil). Nach etwa zehn Minuten können dann Querschnitte angefertigt werden.

An den Querschnitten sieht man eine braune Fruchtwand und im Zentrum eine Höhle (Abb. 8 und 9). In diese ragen drei Plazentarleisten hinein, die mit Samen besetzt sind. In der Fruchtwand (Fruchtfleisch) heben sich Näfte ab, an denen die reife Kapsel aufspringt.

Bei stärkerer Vergrößerung erkennt man, dass die Oberhaut, das Exokarp, aus Epidermiszellen besteht, die von einer dünnen Kutikula bedeckt sind und gelegentlich Stomata (Atemöffnungen mit Schließzellen) freilassen. Es folgt

die Zellreihe der Hypodermis, deren Zellen schwach getüpfelt sind. Das Mesokarp wird aus dünnwandigen Parenchymzellen aufgebaut. Es ist von Leitbündeln mit Spiralgefäßen durchzogen. Häufig findet man in den Zellen des Fruchtfleisches (Mesokarp) Calciumoxalat-Monohydrat-Kristalle (Nadeln) und -Dihydrat-Kristalle (Prismen), gelegentlich auch Raphidenbündel, deren einzelne Nadeln bis zu 500 µm lang werden können (Abb. 10 und 11). Die innere Epidermis, das Endokarp, das die Fruchthöhle auskleidet, ist zwischen den Plazentarleisten zu Papillen umgeformt (Abb. 12).

Die winzigen Samenkörner untersucht man am besten an einem Quetschpräparat. Vor dem Quetschen sollte das Material aufgehellt

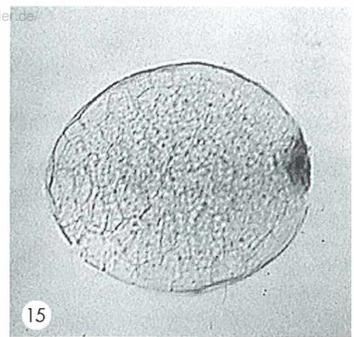
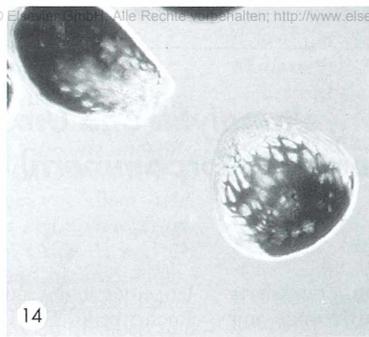
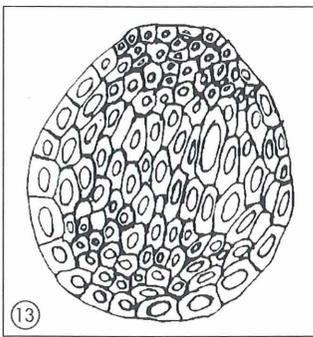


Abb. 13: Nach dem Aufhellen erkennt man auf den eiförmigen, 260 bis 330 μm großen Samen polygonale bis gestreckte, U-förmig verdickte Epidermiszellen (Steinzellen). – **Abb. 14:** Samenschale, teilweise gebleicht. Die Steinzellen (Epidermiszellen) sind erkennbar. – **Abb. 15:** Samen (Embryo) ohne Samenschale.

werden. Dazu versetzt man es mit einigen Tropfen konzentrierter Wasserstoffperoxid-Lösung und einigen Tropfen Ammoniaklösung (etwa 17%ig). Dann erhitzt man den Objektträger ohne Deckglas, bis ein großer Teil der Flüssigkeit verdampft ist, gibt jetzt einige Tropfen Chloralhydrat-Lösung hinzu und legt ein Deckglas auf. Nun wird vorsichtig erhitzt, bis die letzten Sauerstoffblasen ausgetrieben sind. Die verloren gegangene Flüssigkeit wird vor dem Mikroskopieren durch Glycerin ersetzt. Nach der Aufhellung erkennt man, dass die Samenschale aus polygonalen Steinzellen besteht. In der Aufsicht sind sie polygonal, im Querschnitt hufeisenförmig (Abb. 13–15). Der Embryo im Inneren besteht aus parenchymatischen Zellen.

Literaturhinweise

- Cadet, Th.: Fleurs et plantes de La Reunion. Times Editions/Les Editions du Pacifique, Singapore 1981.
 Heß, D.: Die Blüte. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 1983.
 Kaiser, R.: Vom Duft der Orchideen. Editiones Roche, F., Hoffmann-La Roche AG, Basel 1993.
 Mandl, A.: Die Vanille. Mikrokosmos 80, 221–223 (1991).
 Raven, P. H.: Biologie der Pflanzen. Walter de Gruyter Verlag, Berlin 1985.
 Schröder, R.: Wirtschaftspflanzen der warmen Zonen. KOSMOS-Bibliothek, Band 229. Stuttgart 1961.
 Strasburger, E. (Begründer): Lehrbuch der Botanik. 30. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.

Verfasser: Siegfried Hoc, Mikrobiologische Vereinigung München e.V., Donaustraße 1a, D-82140 Olching

Buchbesprechung

Dugas, M., Schmidt K.: Medizinische Informatik and Bioinformatik – Ein Kompendium für Studium und Praxis. Springer Verlag, Heidelberg 2003, 89 Abbildungen, 21 Tabellen, 229 Seiten, broschiert, € 24,95, ISBN 3-540-42568-3.

Die Bioinformatik ist eine relativ neue naturwissenschaftliche Facette, die zu Recht mehr und mehr an Bedeutung gewinnt. Sie

konzentriert sich auf die Schnittstelle Biologie/Medizin und Computertechnologie und versucht, diese beiden zunächst divergierenden Wissenschaftsrichtungen zu vereinen. An immer mehr Universitäten werden unterdessen zu dieser zukunftssträchtigen Fachdisziplin eigene Studiengänge angeboten. Konsequenterweise müssen für dieses Ausbildungssegment dann auch entsprechende Lehrbücher konzipiert und realisiert werden. Und genau

um eine solche Publikation geht es bei dem vorliegenden Buch, das sich insbesondere um einen Einstieg in die medizinische Informatik und Bioinformatik bemüht. Dieses Buch ist allerdings nicht ausschließlich auf die Ausbildung der zukünftigen Bioinformatiker beschränkt, sondern dürfte jedem einen Gewinn bringen, der sich für dieses Themenfeld interessiert.

Thomas Gross, Heidelberg

Nachricht

Sommerworkshop „Umweltanalytik und Umweltchemie“ 2002 am Krüselinsee (Mecklenburg-Vorpommern)

Sommerworkshops eignen sich gut, um interessierte Schüler, Studenten und andere Naturfreunde mit den Vorgängen in geschichteten Süßwasserseen vertraut zu machen. Wir berichteten in den vergangenen Jahren mehrmals im MIKROKOSMOS von diesen Sommerkursen.

Im Jahr 2002 trafen sich am Krüselinsee in Mecklenburg-Vorpommern für die zwei jeweils eine Woche dauernden Kurse insgesamt 31 interessierte Teilnehmer, um in den Seen des Naturparks Feldberger Seenlandschaft Gewässeruntersuchungen durchzuführen. Das Programm ist für Einsteiger gedacht. Die Untersuchungen begannen wieder mit der Beprobung der Seen, wobei jeweils eine Gruppe von einem See an der tiefsten Stelle das Temperatur- und Sauerstoffprofil registrierte, die Sichttiefe und den Schwefelwasserstoffgehalt bestimmte und Wasserproben aus dem Epi-, Meta- und Hypolimnion sowie eine Sedimentprobe für die chemischen Untersuchungen nahm. Diese Proben wurden aufbereitet und mittels Atomabsorptionspektrometrie (AAS), Inversvoltammetrie, Fließinjektionsanalyse (FIA), Photometrie und Gaschromatographie im Hinblick auf interessierende Parameter untersucht. Dabei lernten die Teilnehmer den gesamten Ablauf von der Probenahme bis zur Interpretation der Untersuchungsergebnisse kennen. Die Ergebnisse, die hier nicht weiter vorgestellt werden sollen, wurden in einer Broschüre und im MIKROKOSMOS (Richter und Kubsch, 2003) als Berichte zusammengefasst und können dort nachgelesen werden. Sie werden auch im Internet verfügbar sein.

Bei einer geführten Wanderung sollten die Teilnehmer trotz des umfangreichen Untersuchungsprogramms auch einen Eindruck von dieser schönen Landschaft bekommen. Unter fachkundiger Begleitung von Herrn Rusnak vom Naturpark Feldberger Seenlandschaft wurde zuerst der Lehrpfad von Carwitz bis zum Zansenblick begangen. Hier hörten die Teilnehmer viel über die Entstehung dieser Endmoränengebiete, über Offenlandschaften und den darin vorkommenden Pflanzen- und Tierarten und auch über Trockenrasen unterschiedlicher Nährstoffversorgung. Vom Hauptmannsberg und vom Zansenblick hatte man einen wunderbaren Blick auf den Zansen und den Carwitzer See mit seinen vielen so genannten Werdern.

Anschließend ging es zum Reihenberg mit dem Postkartenblick auf Feldberg und zu den Heiligen Hal-

len, einen in der Zusammenbruchphase befindlichen Buchenwald. Die Heiligen Hallen sind ein Totalreservat. Auch hier haben die jüngsten Stürme viele der mächtigen, aber nicht mehr so standfesten Buchen zum Stürzen gebracht. Nach dem Befall mit Zunderschwamm werden die Buchen instabil und brechen 5–10 m über dem Boden ab. Die gestürzten und auch die stehengebliebenen Stämme werden im Laufe von etwa 40 Jahren nahezu vollständig mineralisiert. Durch die umgestürzten Bäume wird das Kronendach lichtdurchlässiger. Jüngere Bäume können so wieder nachwachsen.

Gewässeruntersuchungen sind ohne biologische Untersuchungen nicht denkbar. Physikalische und chemische Parameter wie Temperatur, Druck, Lichtklima, pH-Wert, Sauerstoff- und Nährstoffgehalte strukturieren den Lebensraum. Sie werden aber auch durch das im Gewässer stattfindende Leben beeinflusst. Es gibt da zahlreiche Wechselwirkungen. Durch die Bestimmung verschiedener physikalischer und chemischer Parameter erhält man nur eine Momentaufnahme von dem untersuchten Gewässer. Die Analyse der Organismenbesiedlung und deren Vergesellschaftungen ermöglichen zuverlässigere Aussagen über die Gewässergüte. Innerhalb der Kurse wurden solche Untersuchungen für den Feldberger Haussee und für den Krüselinsee in ganz verkürzter Form mit den im Folgenden erläuterten Beobachtungen gemacht.

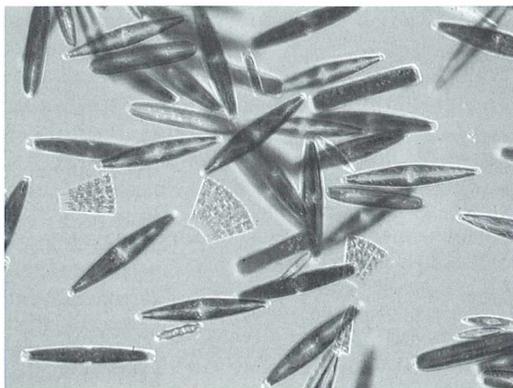


Abb. 1: Pennate Kieselalgen, die als Tycho plankter auftreten können (Foto: Klaus Hausmann, Berlin).

Phytoplankton

Bei der Zusammensetzung des Phytoplanktons im Feldberger Haussee bilden drei taxonomische Gruppen den Hauptanteil. Dies sind die Blaualgen (Cyanobacteria: vor allem *Anabaena*-, *Aphanizomenon*-, *Limnothrix*-, *Microcystis*- und *Planktothrix*-Arten), die Kieselalgen (Bacillariophyceae; vor allem *Asterionella*-, *Aulacoseira*-, *Cyclotella*-, *Diatoma*-, *Fragilaria*- und *Stephanodiscus*-Arten) (Abb. 1) und die Grünalgen (beigeißelte Grünalgen/Chlamydomonadales; z. B. *Chlamydomonas*-, *Phacotus*- und *Pteromonas*-Arten; kokkale Grünalgen/Chlorellales und Protosiphonales, z. B. *Actinastrum*-, *Coelastrum*-, *Dictyosphaerium*-, *Monoraphidium*-, *Pediastrum*-, *Scenedesmus*- und *Tetraedron*-Arten). Es sind nur wenige Zieralgen (Desmidiaceales) zu finden, die am besten in Gewässern mit einem hohen pH-Wert wachsen (z. B. *Closterium limneticum*, *Staurastrum*

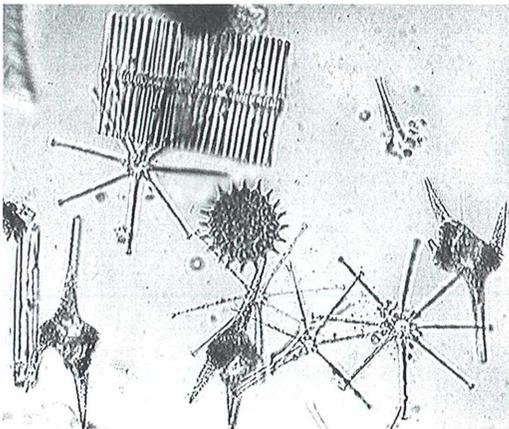


Abb. 2: Das Phytoplankton des Krüselinsees Anfang September 2002 (Übersichtsaufnahme) (Foto: Klaus Hausmann, Berlin).

spec.). Auch die geringe Artenzahl von Goldalgen (Chrysophyceae, beispielsweise *Dinobryon*- und *Mallomonas*-Arten) ist als Zeichen einer höheren Nährstoffbelastung zu werten. Nach der Phytoplankton-Besiedlung ist der Feldberger Haussee als ein nährstoffreiches Gewässer einzuschätzen.

Für den Krüselinsee ist eine sehr geringe Planktonentwicklung charakteristisch. Im Phytoplankton (Abb. 2) spielen vor allem Panzergeißler (Dinophyta: *Ceratium furcoides*, *C. birundinella*), Goldalgen (Chrysophyceae: *Dinobryon divergens*) und Kieselalgen (Bacillariophyceae: *Asterionella formosa*, *Fragilaria crotonensis*) eine große Rolle. Dies ist für einen nährstoffarmen Klarwassersee charakteristisch.

Makrophyten

Nachdem die Makrophyten-Besiedlung im Feldberger Haussee in den achtziger Jahren des vergangenen Jahrhunderts durch artenarme Röhrichte und fast fehlende submers Makrophyten gekennzeichnet war, konnte in den letzten Jahren eine Wiederbesiedlung festgestellt werden. Es wurden dabei das Gemeine Hornblatt (*Ceratophyllum demersum*), das Zarte Hornblatt (*Ceratophyllum submersum*), das Ährige Tausendblatt (*Myriophyllum spicatum*), das Kamm-Laichkraut (*Potamogeton pectinatus*) und das Durchwachsene Laichkraut (*Potamogeton perfoliatus*) beobachtet. Diese Wasserpflanzen indizieren eutrophe und beta-mesosaprobe Verhältnisse.

Von der reichen Wasser- und Sumpfpflanzen-Besiedlung des Krüselinsees konnten bei der Bootsexkursion eine ganze Reihe verschiedener Arten gefunden werden. Von den Armleuchteralgen bildet vor allem die Filz-Armleuchteralge (*Chara tomentosa*) ausgedehnte Grundrasen (unterseeische Wiesen). Die Armleuchteralgen sind kalkbedürftig. Sie lagern auf der Spross- und Astrine Kalziumcarbonat ab, das beim Trocknen den Thallus grün-grau-weiß erscheinen lässt. Durch Ablagerung der abgestorbenen Armleuchteralgen tragen sie zur Seekreidebildung (Kalkmudde) bei. Mit diesen vergesellschaftet ist die



Abb. 3: a Kolonie von Gallertkugeltierchen (*Ophrydium versatile*). Die Skala in cm belegt die erstaunliche Größe dieser Ciliatenkolonien. b Herauspräparierte Tiere lassen deutlich die zahlreichen endosymbiontischen Grünalgen erkennen, die der Grund für die auffällige Grünfärbung dieser Kolonien sind. (Fotos: Harald Bücker, Berlin).

Submersform der Krebschere (*Stratiotes aloides f. submersa*) als eine Besonderheit in mesotrophen Seen Nordostdeutschlands. Auch die Wasserschlauch-Grundmatten (*Utricularia vulgaris*) zwischen den Armleuchteralgen sind im klaren Wasser auffallend.

Dies ist auch der Lebensraum von makroskopisch sichtbaren grünen Gallertkugeln, die das besondere Interesse hervorriefen. Die mikroskopische Untersuchung ergab, dass es sich um das Grüne Gallertkugeltierchen (*Ophrydium versatile*, Abb. 3) handelt, das zu Tausenden in der jeweils kugeligen Kolonie vereint und durch endosymbiontische Grünalgen grün gefärbt ist. Dieses zu den Wimpertierchen (Ciliata) gehörende Urtierchen (Protozoa) gilt als ein Indikator für sehr saubere (oligosaprobe) Stillgewässer. Auch verschiedene Laichkräuter, besonders das Glänzende Laichkraut (*Potamogeton lucens*), und Vertreter der Schwimmblattfluren (Gelbe Teichrose [*Nuphar lutea*], Weiße Seerose [*Nymphaea alba*], Wasser-Knöterich [*Polygonum amphibium*], Schwimmendes Laichkraut [*Potamogeton natans*]) konnten beobachtet werden. Sehr dichte Tauchfluren bildete im Sommer 2002 das wärmeliebende Mittlere Nixkraut (*Najas marina* subsp. *intermedia*) in flachen Uferbereichen aus. Die Röhrichte sind im Krüselinsee schütter und kleinwüchsig. In sehr schönen Beständen wächst die Teichsimse (*Schoenoplectus lacustris*).

Die Makrophyten-Besiedlung charakterisiert den Krüselinsee als mesotroph-alkalischen Klarwassersee (*Chara tomentosa*-See), der als Flora-Fauna-Habitat (FFH)-Lebensraumtyp ein Gewässer von höchster Qualität ist.

Zooplankton

Als Vertreter des Zooplanktons (Planktonprotozoen = Urtierchen, z. B. Glockentierchen [*Vorticella* spec.], Sonnentierchen-Arten [Heliozoa], und Metazooplankton [vielzellige wirbellose Tiere]) konnten von den letzteren vor allem Rädertierchen (Rotatoria) und Kleinkrebse (Ruderfußkrebse/Hüpfertlinge [Copepoda] und Wasserflöhe [Cladocera]) beobachtet werden. Typische Rädertierchen sind *Brachionus*-, *Kellicottia*-, *Keratella*-Arten (mit Panzer) und weichhäutige Rotatoria (z. B. *Ascomorpha* und *Asplanchna*-Arten). Im Plankton des Krüselinsees wurde das kolonienbildende Rädertier *Conochilus hippocrepis* gefunden, das in sauberen Seen vorkommt. Bei den Hüpfertlingen (vor allem *Cyclops*-Arten im weitesten Sinne, *Eudiaptomus* spec.) kommen sowohl das Larvenstadium als Nauplius, die Zwischenstadien als Copepodit und die erwachsenen Tiere vor, was zu einer großen Formenvielfalt führt. Wichtige Vertreter der Wasserflöhe sind *Bosmina*-, *Chydorus*-, *Daphnia*-, *Diaphanosoma*-Arten und *Leptodora kindtii*. Auch Insekten-Larven (z. B. Larven der Büschelmücke *Corethra* [*Chaoborus*])

und Fadenwürmer (Nematoda) konnten als Tychoplankter beobachtet werden.

Für 2003 ist der nächste Workshop geplant.

Literaturhinweise

- Autorenkollektiv: Bericht vom 7. Sommerworkshop für Umweltanalytik und Umweltchemie. Berlin 2002 (www.chemie.hu-berlin.de/linscheid/).
- Richter, W. M., Kubsch, G.: 5. Sommerworkshop (1999) in der Alten Amtsmühle am Krüselinsee der Feldberger Seenlandschaft – eine Gemeinschaftsunternehmung der HU Berlin und der BONITO. *Mikrokosmos* 89, 15–18 (2000).
- Richter, W. M., Kubsch, G.: Planktonarbeiten in der Feldberger Seenlandschaft. *Mikrokosmos* 91, 73–78 (2003).

Verfasser: Dr. Lothar Täuscher, Institut für angewandte Gewässerökologie GmbH, Schlunkendorfer Straße 2e, D-14554 Seddiner See, e-mail: gewaeseroekologie-tauescher@gmx.de und Dr. Georg Kubsch, Humboldt-Universität zu Berlin Institut für Chemie, Brook-Taylor-Str. 2, D-12489 Berlin, e-mail: Georg.Kubsch@chemie.hu-berlin.de



Foto: Jörg Böhling

Indien

Spur in die Zukunft

Die Stadt - für viele Inder eine Verheißung. Doch für die meisten endet die Suche nach einem besseren Leben in den Slums der Metropolen. ANKUR, eine indische Gesellschaft für Alternativen im Erziehungswesen, engagiert sich vor Ort für die Chancen von Frauen und Kindern: Lehrt sie lesen und schreiben, klärt sie auf über ihre Rechte, über Liebe und Sexualität. Und eröffnet ihnen erstmals Perspektiven fürs Leben. „Brot für die Welt“ unterstützt dieses Projekt in Indien. Mit Ihrer Spende helfen Sie uns dabei zu helfen.

**Brot
für die Welt**
Ein Stück Gerechtigkeit

Postbank Köln
Konto 500 500-500
BLZ 370 100 50
Postfach 10 11 42
70010 Stuttgart

Planktonarbeiten in der Feldberger Seenlandschaft

Wolfgang M. Richter und Georg Kubsch

Den Lesern des MIKROKOSMOS sind verschiedentlich die Aktivitäten der Hydrographisch-biologischen Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V. vorgestellt worden. Heute soll über Arbeiten zur Planktonerfassung der größeren Feldberger Seen berichtet werden, die während des von der Humboldt-Universität zu Berlin und der AG BONITO veranstalteten 7. Sommerworkshops 2002 ausgeführt wurden.

In diesem Jahre konnte wieder in Zusammenarbeit von der Humboldt Universität zu Berlin (Fachinstitut für Analytische und Umweltchemie), der Technischen Universität Berlin (Institut für Technischen Umweltschutz), dem Institut für angewandte Gewässerökologie GmbH am Seddiner See sowie der Hydrographisch-biologischen Arbeitsgemeinschaft BONITO ein Sommerworkshop im Naturpark Feldberger Seenlandschaft abgehalten werden (Täuscher und Kubsch, 2003). Er fand traditionellerweise in der Krüseliner Amtsmühle statt. Dabei wurden in zwei Wochendurchgängen wieder Teilnehmer aus unterschiedlichsten Berufs- beziehungsweise Studienrichtungen mit grundsätzlichen limnologischen und Laborarbeiten an stehenden Gewässern (Stillgewässern) bekannt gemacht. Das begann vom Boot aus mit der Probenentnahme auf den Seen, ging über einfache und moderne analytische Laborarbeiten und dem Einblick in biologisch-ökologische Zusammenhänge in Vorträgen und Seminaren bis hin zu Wanderungen durch diese einmalig schöne Landschaft. Während der Seenbereisungen konnten natürlich auch Planktonproben aus den Gewässern entnommen werden, wobei die Handhabung von Planktonnetzen, die Fixierung der eventuell aufzubewahrenden Proben und natürlich deren mikroskopische Betrachtung im Plan standen. Seminare – von den Herren Dr. L. Täuscher (Institut für angewandte Gewässerökologie GmbH) und Prof. Dr. K. Hausmann (Freie Universität Berlin) durchgeführt – konnten den Teilnehmern durch moderne mikroskopische Technik viel von der winzigen Lebewelt im Wassertropfen vorstellen und erklären.

Die während der beiden Lehrgänge entnommenen Proben wurden – nach grober Lebendmusterung – jeweils mit Lugol'scher Lösung fixiert. Das ist zwar nur als Notbehelf zu werten (denn es ersetzt nicht die Betrachtung des lebenden Planktons), ermöglichte aber damit eine spätere, etwas ausführlichere Bearbeitung unter Gesichtspunkten einer Gewässergütebestimmung.

Die Lugol'sche Lösung (nach J. G. A. Lugol, 1786–1851, französischer Mediziner, der diese aus einem Teil Jod, zwei Teilen Kaliumjodid und 97 Teilen Wasser bestehende Lösung gegen entzündliche Prozesse seinen Patienten einspritzte) ist nun nicht gerade das Nonplusultra mikroskopischer Fixierkunst, aber, vorsichtig eingesetzt, stoppt die Jod-Jodkaliumlösung die in Planktonfängen sehr schnell ablaufenden, zersetzenden Prozesse. Der eiweißfaulige Geruch dürfte jedem Planktonmikroskopiker unvergesslich bleiben. Jedenfalls macht die Lugol'sche Lösung – in gewissen Grenzen – eine etwas spätere Bearbeitung der Proben noch möglich. Stärkere Braunfärbungen der zu betrachtenden Plankter müssen dabei allerdings meist in Kauf genommen werden. Bei der erst Ende Oktober 2002 möglichen Nachbereitung der Proben war es dann auch so.

Zur Verfügung standen Proben aus dem Zeitraum 30.08. bis 14.09.2002 und Daten zu den bei den Probennahmen ermittelten Sichttiefen und Wasserfarben der bereisten Gewässer: Haussee, Breiter Luzin, Lütter See, Schmalter Luzin, Scharteisen, Zansen, Carwitzer See und Krüselin (Tabelle 1).

Tabelle 1: Sichttiefen der Feldberger Seen im August und September 2002.

See	Tag (2002)	Sichttiefe (m)
Haussee	25.08.	2,00
	26.08.	2,05
	28.08.	1,35
	06.09.	1,50
	12.09.	1,70
Krüselin	26.08.	4,50
	28.08.	4,40
	02.09.	4,50
	05.09.	4,55
Breiter Luzin	26.08.	1,25
	27.08.	1,50
	06.09.	2,75
Lütter See	27.08.	3,10
Schmaler Luzin (Mittelbecken)	29.08.	4,00
	02.09.	5,00
	(Nordbecken)	29.08.
08.09.		4,00
Carwitzer See	31.08.	5,75
Zansen	31.08.	5,00
Scharteisen	01.09.	1,25

Die Fänge wurden einheitlich mit einem Planktonnetz P 25 (Müllergaze mit einer Maschenweite von $50 \times 50 \mu\text{m}$, Netzöffnung \varnothing circa 140 mm, Passage pro Meter 15,4 Liter) ausgeführt. Ein spezifisches Auszählen des Planktons, zum Beispiel in einer Kolkwitz-Kammer, wie es 1988/89 für Phytoplankton des Breiten Luzin von BONITO praktiziert worden war (Richter und Glatzer, 2000), konnte wegen der begrenzten Zeit während beider Lehrgänge nicht zur Anwendung kommen. Es musste also eine andere, wenn auch mehr überschlägige Verfahrensweise gewählt werden. Diese ergab sich mit einer visuell-quantitativen Bewertung des in den Proben sedimentierten Planktons. Diese Einschätzung erfolgte nach den Kriterien: + oder >0 = Einzelexemplar beziehungsweise nur gelegentlich, 1 = vereinzelt, 2 = spärlich, 3 = mehrfach, 4 = zahlreich, 5 = massenhaft. Sie wurde für die zu besprechenden Proben immer von ein und derselben Person vorgenommen. Nun können Einzelproben als Momentaufnahme grundsätzlich nur den aktuellen Zustand eines Gewässers vermuten lassen. Darum

folgt auch hier lediglich eine kurze Besprechung unserer nur einmal entnommenen Planktonproben.

Plankton des Schmalen Luzin

Der Schmale Luzin mit einer Sichttiefe von 4,00 m hatte außer *Lyngbya cf. limnetica* keine weiteren fädigen Phytoplankter aufzuweisen. Unter den Goldalgen (Chrysophyceen) wurde *Dinobryon sertularia*, das Becherbäumchen mit der Wertung 4 festgestellt. *Asterionella formosa*, mehrfach bis zahlreich angetroffen, war die einzige Kieselalge in unserer Probe, die hier aus der Wassersäule von 6 bis 0 Metern gezogen wurde. Das Rädertier *Kellicottia (Notholca) longispina*, gab es nur spärlich. Den Kugeligen Eierstock (*Asplanchna cf. priodonta*) traf man mehrfach bis zahlreich an. Blattfußkrebse waren häufiger in den Proben.

Der Springwasserfloh *Diaphanosoma brachyurum* wurde mit 3–4, *Daphnia cucullata*, der Helmwasserfloh (hier mit spitzem Helm), mit 4–5 bewertet. *Bosmina coregoni*, das See-Rüsselkrebchen, wurde mit 3 registriert. Auch *Leptodora kindtii* wurde in juvenilen und adulten Exemplaren vorgefunden. Nun sind das alles Plankter, die nach Streble und Krauter (2002) mit + bms gekennzeichnet werden und so den β -mesosapoben Charakter eines Gewässers kennzeichnen. Im Falle des Schmalen Luzin sprach übrigens bereits Anfang der 1930er Jahre Prof. W. Ohle von einem mesotrophen Gewässer.

Plankton im Scharteisen

Auch der Scharteisen bei Wittenhagen, seit 1959 vielfach untersuchtes Testgewässer von BONITO, konnte unter recht schwierigen Bedingungen beprobt werden. Der früher so besonders klare, kleine Kesselsee mit rund 30 m Tiefe und einstiger Trinkwasserversorger des Guts-Dorfes Wittenhagen, präsentiert sich heute in einem katastrophalen Zustand. Es muss angenommen werden, dass in den 1970er Jahren eine in 800 m Entfernung hinter dem Gutshaus angelegte, ungesicherte Schnitzelmiete ihre Gärungssäfte unterirdisch bis in diesen See verbrachte. Das ließ den See kippen. Keiner würde heute vermuten, dass in diesem Gewässer Hydrophyten wie *Potamogeton na-*

tans, das Schwimmende Laichkraut (in der Literatur mit einer Länge von 4 m angegeben) anzutreffen waren, welches auf der steilen Scharfkante eine Länge bis zu 6 Metern erreichte. Von Rothmaler (1981) wurde dieses Laichkraut als meso- und oligotrophe Zustände anzeigende Pflanze gekennzeichnet.

In unserer Planktonprobe kam *Microcystis flos-aquae* mit der Wertung 3–4 vor, die wenigen Kieselalgen-Arten mit 2 (*Diatoma*) und 1–2 (*Fragilaria crotonensis*). Der Dinoflagellat *Ceratium hirundinella* war mit 3–4 einzuschätzen.

Im herrschenden Zooplanktonregime von 1,25 m Sichttiefe war unter den Blattfußkrebse *Diaphanosoma brachyurum* mit der Bewertung 4–5 und besonders vielen juvenilen Exemplaren zu sehen. *Daphnia cucullata* wurde mit einer Bewertung von 2 und *Bosmina coregoni* mit 3 registriert. Auch *Leptodora kindtii* war in der Probe nachweisbar. Die Ruderfußkrebse waren durch *Eudiaptomus* (Bewertung 4) und *Cyclops strenuus* (Bewertung 3–4, besonders in juvenilen Exemplaren) vertreten.

Untersuchung des Zansens

Der Zansens, auf alten Karten als Xantes bezeichnet, stellt in seiner lang gestreckten Form ein Pendant zum Schmalen Luzin dar. Durch eine über ein Jahrzehnt währende, intensive Forellenhaltung in Käfigen stand es mit seiner Wasserqualität und seinem Sauerstoffhaushalt zeitweilig recht schlecht. Letzterer hat sich zwar wieder entscheidend verbessert, doch ist bekanntermaßen ein einmal nachhaltig geschädigtes Gewässer kaum wieder in seinen Ausgangsstatus rückführbar.

In unserer über der tiefsten Stelle vor dem Hülterbusch gezogenen Probe fanden wir die Blaualgen *Microcystis flos-aquae* (Wertung 3, Abb. 1), *Anabaena solitaria* (Wertung 2), *Anabaena flos-aquae* (Wertung 3), verhältnismäßig viele *Lyngbya* (Wertung 4–5) sowie *Oscillatoria pudrica* (Wertung 2), die mit der Wassergütekategorie IV (polysaprob) ausgewiesen wird.

Die Goldalge *Dinobryon sertularia* war mit der Wertung 3–4 im Fang vertreten, nur wenige Kieselalgen wie *Fragilaria crotonensis* (Wertung 1) und *Asterionella formosa* (Wertung 2) konnten ebenso wie der Dinoflagellat *Ceratium hirundinella* (Wertung 1–2) gesichtet werden. Außerdem wurden der Ciliat *Vorticella camp-*

nula (Wertung 3), die Rädertiere *Keratella quadrata* (Wertung 1), *Kellicottia longispina* (Wertung 2), eine *Ascomorpha*-Art (Wertung 2) und *Asplanchna* (Wertung 3–4) beobachtet.

Die Blattfußkrebse waren mit *Diaphanosoma brachyurum* (Wertung 3), *Daphnia cucullata* (Wertung 3, Abb. 2) und *Bosmina coregoni* (Wertung 2) vertreten, während *Leptodora* nicht auffindbar war. *Eudiaptomus gracilis* (Wertung 2–3) und *Cyclops strenuus* (Wertung 3–4) waren als Ruderfußkrebse vertreten. Nur wenige *Nauplien* (Wertung 2) deuteten in diesem doch noch recht artenreichen Gewässerplankton auf den Herbst hin.

Proben aus dem Carwitzer See

Am 31.08.2002 konnte auch der mit dem Zansen verbundene Carwitzer See von uns untersucht werden. Es wurde die traditionelle



Abb. 1: *Anabaena spiroides*; Mikroskopische Vergr.: 256×.

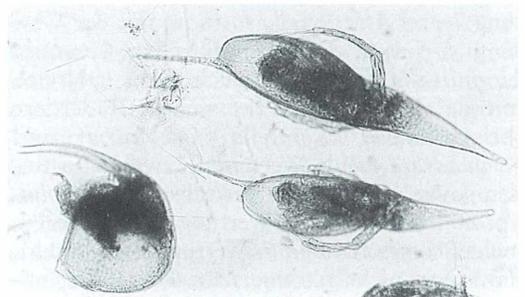


Abb. 2: *Daphnia cucullata*, hier im Gegensatz zu den Exemplaren im Haussee mit langem spitzen Helm; Mikroskopische Vergr.: 40×.

Probenahmestelle hinter dem Conower Werder vor der Isernpurt aufgesucht. Bei 5,75 m Sichttiefe fand sich an Blaualgen nur *Microcystis flos-aquae* in der Wertung 3–4. Nennenswert im Fang waren nur noch *Asplanchna* mit der Wertung 3–4 und beachtliche Mengen Blattfußkrebse. *Diaphanosoma brachyurum* und *Daphnia cucullata* mit der Wertung 4 bei nur wenigen *Bosmina*-Funden (Wertung 1) dokumentierten das Klarwasser-Zooplanktonstadium des etwas abseits liegenden Gewässers. Außerdem wären Ruderfußkrebse mit *Eudiaptomus gracilis* (Wertung >3) und *Cyclops strenuus* (Wertung 4) anzuführen. Nauplien traten erwartungsgemäß spärlich auf (Wertung 2).

Was gibt es im Krüselin?

Verbleibt die Besprechung des Krüselin. Dieser See wurde wahrscheinlich während der deutschen Ostkolonisation durch einen kleinen Damm aufgestaut und zum Spender von Mahlwasser für die einstige Feldberger Amtsmühle hergerichtet. Sein Wasserspiegel liegt mit 74,5 NN etwa 10 Meter unter dem des Dreetz (84,0 NN). Er erhält sein Wasser besonders von diesem, allerdings nicht oberirdisch, sondern unterirdisch und sozusagen gefiltert durch eine breite Kiesbarre, die mit Landgraben bezeichnet wird.

Die Krüselin-Planktonproben beinhalteten zahlreiche *Microcystis flos-aquae* (Wertung 4) sowie *Aphanizomenon flos-aquae* mit der Wertung 2 als einzige fädige Blaualgen. Dafür gab es einige Kieselalgen mehr. *Diatoma spec.* traf allerdings nur mit der Häufigkeit 1 und *Fragilaria crotonensis* auch nur mit der Wertung 2 und *Asterionella formosa* mit der Wertung 4–5 auf. Der Dinoflagellat *Ceratium hirundinella* zeigte sich auch recht zahlreich mit der Wertung 4. Nur wenige Rädertiere (beispielsweise *Keratella cochlearis* und *K. quadrata*, beide Wertung 2), waren zu finden sowie wenige Blattfußkrebse wie *Diaphanosoma brachyurum* (Wertung 2) und gering mehr *Bosmina coregoni* (Wertung 2–3). *Leptodora* war nicht nachweisbar. Die Ruderfußkrebse gab es nur in geringer Stückzahl: *Eudiaptomus gracilis* mit der Wertung 1–2 und *Cyclops strenuus* mit der Wertung 3. Nauplien erschienen nicht im Präparat.

Planktonische Organismen im Feldberger Haussee

Der Feldberger Haussee, obwohl in den letzten Jahren erheblich verbessert, ist immer noch das Sorgenkind unter den Seen des Naturparks Feldberger Seenlandschaft. Wir beprobten ihn in einer Phase sich deutlich verringernder Sichttiefe, die einige Zeit vor unseren Probenahmen über 2 m aufwies.

Im Bereich des Phytoplanktons war in den drei fixierten Proben die Blaualge *Microcystis flos-aquae* nachzuweisen. Sie nahm in der Zeit vom 28.08. bis 08.09.2002 leicht zu. Die fädige Blaualge *Lyngbya cf. limnetica*, die am 28.08.2002 noch nicht gesehen wurde, nahm zu. Unter den Grünalgen ist *Oedogonium spec.* zu erwähnen, die in der dritten Probe ein nur spärliches Vorkommen (Wertung 2) zeigte. Allerdings charakterisieren die in den Proben bestimmten Algen alle den β -mesosaprobien Gewässertyp, nach Liebmann (1962) die Gewässergüteklasse II bis III.

Gehen wir davon aus, dass unsere Probenahmen in einem deutlich abflauenden Klarwasser-Zooplanktonstadium erfolgten, so waren Zooplankter unter dem Mikroskop trotzdem immer noch reichlich zu finden (Abb. 3). Das Wimpertierchen *Vorticella campanula*, in Lugolfixierung später schlecht bestimmbar, erschien in der Probe vom 06.09.02 nur spärlich (Wertung 2). Unter den Blattfußkrebsen (Phyllozoa) waren in der Anzahl abnehmend der Springwasserfloh (*Diaphanosoma brachyurum*), der Helmwasserfloh (*Daphnia cucullata*), meist mit rundlichem Helm, und der See-Rüsselkreb (*Bosmina [Eubosmina] coregoni*) zu registrieren.



Abb. 3: Zooplankton aus dem Haussee; Mikroskopische Vergr.: 20×.

Zu erwähnen wären sicherlich auch noch drei Individuen der so genannten Glasstäbchen-Larve der Büschelmücke *Chaoborus (Corethra) plumicornis*. Die beiden letztgenannten Wasserbewohner leben räuberisch. Sie können, wie *Leptodora*, im Planktonhaushalt eines Gewässers durchaus bestimmende Funktionen innehaben und als Prädatoren des pflanzlichen Planktons auftreten.

Es bleiben die Ruderfußkrebse (Copepoden) zu besprechen. Der Farblose Schwebekrebs *Eudiaptomus gracilis* mit seinen 25-gliedrigen Antennen wurde vereinzelt in der Probe vom 08.09.2002 gesehen.

Proben aus dem Breiten Luzin und dem Lütten See

Auch vom Breiten Luzin und seinem Annex, dem Lütten See, wurden mehrfach Proben eingebracht (Abb. 4). Beginnend mit dem Phytoplankton ist festzustellen, dass neben den mengenmäßig abnehmenden Blaualgen *Microcystis flos-aquae* und *Anabaena flos-aquae* (möglicherweise auch *A. spiroides*) eine *Lyngbya*, vermutlich *L. limnetica*, das Präparat beherrschte. Die sonst so häufigen *Oscillatoria agardhii* und *O. redeckei* waren dahingegen kaum vorhanden.

Auch die Kieselalgen fielen nicht mehr ins Gewicht. Der oftmals häufige Dinoflagellat *Ceratium hirundinella* verminderte sich von Wertung 4 auf Wertung 2. Neben den nur noch wenigen Grünalgen gewannen Wimpertiere

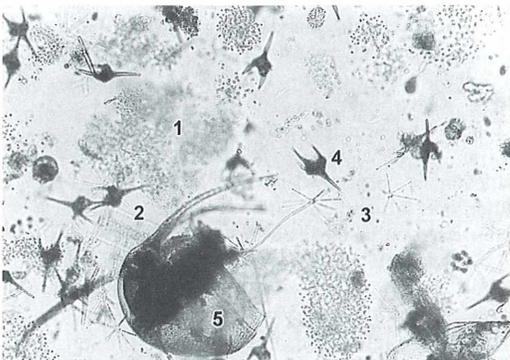


Abb. 4: Übersichtsaufnahme mit *Microcystis flos-aquae* (1), *Fragilaria crotonensis* (2), *Asterionella formosa* (3), *Ceratium hirundinella* (4) und *Bosmina coregoni* (5); Mikroskopische Vergr.: 256 \times .

(*Vorticella campanula*) mit der Einschätzung 3 an Vorkommen, während die Rädertiere kaum zu nennen wären.

Die Blattfußkrebse waren sowohl im Breiten Luzin wie auch in dem mit ihm verbundenen Lütten See im Abnehmen begriffen und nur mit der Wertung 2 bis 3 zu dotieren. *Leptodora kindtii* konnte mit der Wertung 3, maximal 4 eingestuft werden. Während Nauplien mit einer Wertung bis zu 3 anzutreffen waren, gab es bei den Hüpfertingen noch einen recht zahlreichen Besatz von *Cyclops strenuus*.

In den Proben für den Breiten Luzin und den Lütten See findet man vermehrt Leitorganismen, die eine Einstufung II nach der Liebmann-Gewässergüteklassen zulassen. Damit wären diese beiden Gewässer also in den oberen β -mesosaprobien Bereich einzustufen. Das aber zeigt, dass sich der Breite Luzin in den letzten beiden Jahrzehnten verändert hat und damit durchaus eine Tendenz zur Eutrophierung aufweist. Es wäre nachvollziehbar, wenn der zeitweilig stark verschmutzte Haussee, der mit dem Breiten Luzin durch den Luzin-Kanal verbunden ist, dafür verantwortlich zu machen wäre.

Zusammenfassende Güteklassifizierung

Zusammengefasst lässt sich sagen, dass es gar nicht so einfach ist, die Beurteilung von (Still-)Gewässern nach Trophiestufen (oligo-, meso-, eu- und polytroph), beziehungsweise den Wassergüteklassen I-IV (oligo-, β -meso-, α -meso- oder polysaprob) vorzunehmen. Vielleicht kommt da das siebenstufige System der Gewässergüteklassifizierung nach der Trophie oder der Saprobie der aktuellen Situation mehr entgegen.

Nach der Europäischen Wasserrahmenrichtlinie (Vogt und Friedrich, 2000) werden zukünftig das Phytoplankton, die benthischen Mikro- und Makrophyten, die benthischen Kleintiere und die Fische in quantitativer und qualitativer Hinsicht die Hauptrolle für die Einstufung des ökologischen Zustandes von Gewässern spielen. Hydromorphologische und physikalisch-chemische Parameter werden dann nur noch ergänzend hinzugezogen. Durch die Untersuchung der Organismenbesiedlung und ihrer Vergesellschaftungen erhält man integrale Werte für die ökologischen Verhältnisse im Gewässer. Die physikalisch-chemischen Untersuchungen liefern nur Augenblickswerte.

Literaturhinweise

- Bauch, G.: Die einheimischen Süßwasserfische. Neumann-Verlag, Radebeul und Berlin 1955.
- Jahnke, E., Einecke, U., Töwe, H.: Ein Beitrag zur Kenntnis der Algenflora des Feldberger und des Templiner Seengebietes. *Wiss. Zeitschrift Universität Rostock* 14, 553–563 (1965).
- Liebmann, H.: Handbuch der Frischwasser- und Abwasserbiologie, Band 1. Verlag Oldenbourg, München 1962.
- Ohle, W.: Die hypolimnische Kohlendioxid-Akkumulation als produktionsbiologischer Indikator. *Archiv Hydrobiologie* 46, 153–285 (1952).
- Plümecke, O.: Zur Biologie mecklenburgischer Gewässer. *Archiv Hydrobiologie* 9, 439–494 (1914).
- Richter, W. M.: Ein selbstgebautes Schließnetz mit wechselbaren Gazen für Plankton-Stufenproben. *Mikrokosmos* 79, 204–206 (1990).
- Richter, W. M.: Das Glaskrebschen *Leptodora* – ein räuberischer Blattfußkrebs. *Mikrokosmos* 79, 338–340 (1990).
- Richter, W. M.: Ermittlung einstiger Gewässergüte von Binnenseen durch biologische Analysen. *Wasserwirtschaft-Wassertechnik* 14, Heft 56, 50–53 (1991).
- Rothmaler, W.: Gefäßpflanzen. In: Exkursionsflora für die Gebiete der DDR und der BRD. Volk und Wissen, Berlin 1981.
- Schwoerbel, J.: Einführung in die Limnologie. Gustav Fischer Verlag, Jena 1977.
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen, 9. Auflage. Franckh-Kosmos Verlags GmbH, Stuttgart 2002.
- Täuscher, L., Kubsch, G.: Sommerworkshop „Umweltanalytik und Umweltchemie“ 2002 am Krüselinsee (Mecklenburg-Vorpommern). *Mikrokosmos* 92, 70–72.
- Thienemann, A.: Der Sauerstoff im eutrophen und oligotrophen See – ein Beitrag zur Seetypenlehre. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1928.
- Vogt, K., Friedrich, G.: Die Europäische Wasserrahmenrichtlinie. In: MUNLV & LUA NRW (eds.): Gewässergütebericht 2000 – Sonderbericht, S. 341–344, Essen 2000.

Verfasser: Dipl. Biol. Wolfgang M. Richter (BONITO), Drosselgang 2, D-21709 Himmelpforten (Niederelbe), und Dipl. Chem. Dr. Georg Kubsch (HU Berlin), Demminer Str. 9 c, D-13059 Berlin

Für einen guten Start ins Leben



900 Gramm - so viel wog das kleinste Baby, das dank der Neugeborenen-Intensivstation des Malteser Krankenhauses in Bethlehem doch noch einen guten Start ins Leben hatte. Unter den katastrophalen hygienischen Bedingungen und der unzureichenden medizinischen Versorgung in den palästinensischen Gebieten leiden besonders Schwangere und Neugeborene. Die meisten Familien können sich die Behandlung nur dank der Unterstützung aus der Armeenkasse der Klinik leisten. Das Malteser Krankenhaus zur Heiligen Familie ist die einzige gynäkologische und geburtshilfliche Klinik für ein Einzugsgebiet von 130.000 Menschen und nimmt jede Patientin auf - dabei spielen weder Religion, Staatsangehörigkeit, Wohnort oder finanzielle Situation eine Rolle. Um ihre Arbeit vor Ort fortsetzen zu können, ist die Klinik dringend auf Unterstützung angewiesen.

Helfen Sie mit

logische und geburtshilfliche Klinik für ein Einzugsgebiet von 130.000 Menschen und nimmt jede Patientin auf - dabei spielen weder Religion, Staatsangehörigkeit, Wohnort oder finanzielle Situation eine Rolle. Um ihre Arbeit vor Ort fortsetzen zu können, ist die Klinik dringend auf Unterstützung angewiesen.

Spendenkonto 21 300 41
Pax Bank Köln · BLZ 370 601 93
Stichwort: „Bethlehem“



Malteser

Malteser Werke e.V.
Kalker Hauptstraße 22-24
51103 Köln
www.malteser.de

Bildverarbeitung in der Mikroskopie

Norbert Lange

Während der 9. Internationalen Mikroskopie Tage in Hagen vom 8.–10.11.2002 hat es sich wieder einmal gezeigt, dass sowohl bei den Profi- als auch bei den Amateurmikroskopikern die digitale Fotografie immer stärker in den Vordergrund rückt. Nachdem die Frage nach dem Erstellen von Papierbildern aus den EDV-Dateien durch moderne Tintenstrahldrucker und Online-Fotodienste halbwegs geklärt scheint, stellt sich nun immer stärker die Frage, wie be- und verarbeite ich meine Bilder und woher bekomme ich preiswerte Programme?

Wir müssen zwischen der *Bildbearbeitung* und der *Bildverarbeitung* unterscheiden. Mittels *Bildbearbeitung* kann man Veränderungen an Bildern vornehmen, wie Farbänderungen, Verzerrungen oder sonstige Manipulationen. Genau betrachtet ist die *Bildbearbeitung* immer manipulativ. Für die *Bildbearbeitung* gibt es zahlreiche preiswerte Programme, wie PaintShop Pro, Corel Photo-Paint und viele andere. Mit diesen Programmen ist es nun möglich, Farbstiche zu korrigieren sowie Veränderungen an Helligkeit-, Kontrast- und Gamma-Einstellungen vorzunehmen.

Was ist Bildverarbeitung?

Bei der *Bildverarbeitung* geht es vornehmlich um wissenschaftliche und technische Anwendungen. Diese reichen vom Messen von Längen, Winkeln und Flächen bis hin zur automatisierten Auszählung von Blutkörperchen oder Bakterien. Weitere Punkte sind das Entfernen von Fehlern mittels Fouriermethoden oder das Umwandeln von Graustufenbildern in Falschfarbenbilder, da das menschliche Auge Farben besser unterscheiden kann als Grautöne. Diese Programme haben darüber hinaus Filter (so genannte Faltungsfiler), um Details in Bildern für das Auge leichter sichtbar zu machen, wie beispielsweise Kantenfindungsfiler oder schiefe Beleuchtung, um Konturen besser hervorzuheben. Jedoch gibt es auch Bereiche, in denen Be- und Verarbeitung von Bildern überlappen.

Problematische Programmbeschaffung?

Während die *Bildbearbeitung* relativ einfach umzusetzen ist, da, wie oben erwähnt, eine Anzahl entsprechender Programme zur Verfügung steht, wird es problematisch, wenn der Amateur versucht, im Bereich der *Bildverarbeitung* tätig zu werden. Zu diesem Thema hat Dr. Adelmann auf den Mikroskopietagen schon des Öfteren Vorträge und Workshops abgehalten, vornehmlich mit dem leistungsstarken Programm *Image Pro Plus* (IPP). Der gravierende Nachteil des Programms liegt in seinem hohen Anschaffungspreis von 4.000,00–5.000,00 €, den sich nur die wenigsten werden leisten können. Deshalb hatte ich des Öfteren auf den Mikroskopietagen die Diskussion, wie man an Programme kommt, die sich jeder leisten kann. Im Folgenden möchte ich drei Programme vorstellen, die auf Microsoft Windows und in einigen Fällen auch unter MacIntosh beziehungsweise UNIX (Linux) laufen und kostenlos aus dem Internet herunter geladen werden können. Ich möchte diskutieren, was die Programme können, und ob sie an ein professionelles Programm wie IPP heranreichen. Die drei Programme, die ich vorstellen werde, sind

- Image Tool: <http://ddsdx.uthscsa.edu/dig/it-desc.html>
- OSIRIS: <http://www.expasy.org/www/UIN/html1/projects/osiris/osiris.html>
- eiLab: http://www-nt.e-technik.uni-rostock.de/~wwsbv/sbv_projects_e.html

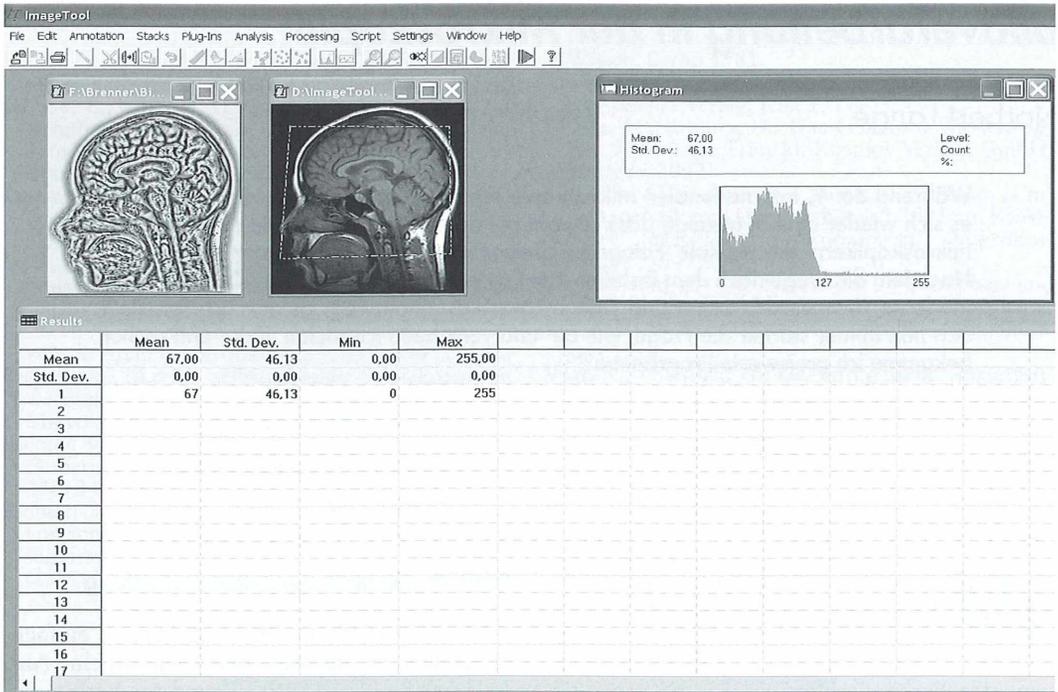


Abb. 1: Beispielseite aus dem Programm Image Tool 3.

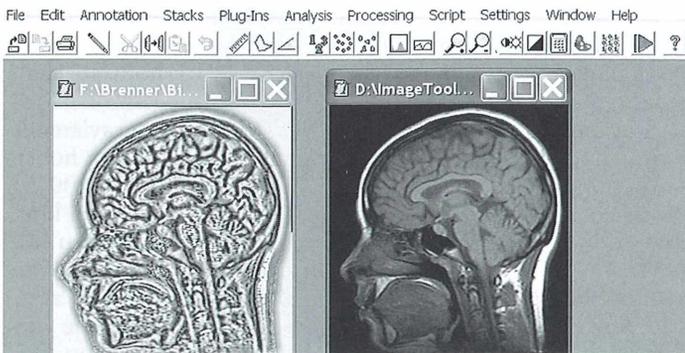


Abb. 2: Anwendung eines Faltenfilters.

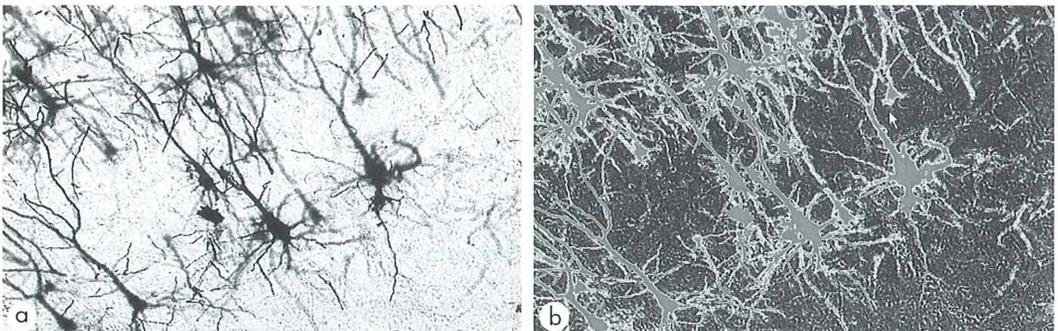


Abb. 3: Nervenzellen im Original (a) und im Falschfarbenbild (b).

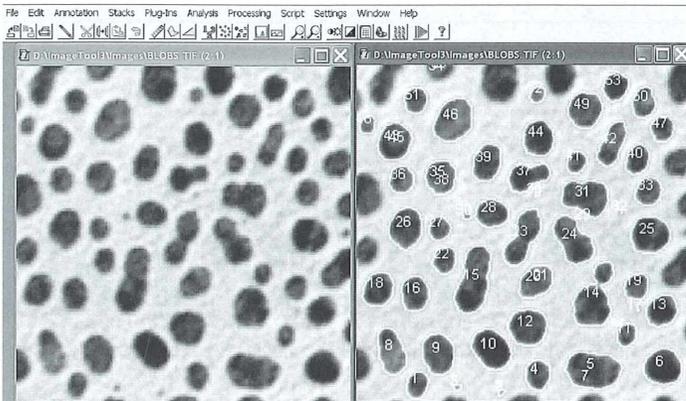


Abb. 4: Beispiel einer automatischen Partikelzählung.

Die ersten beiden laufen unter MS Windows und sind in englischer Sprache angelegt; das e-*Lab* läuft nur unter DOS, hat aber eine Maus gesteuerte grafische Benutzeroberfläche und arbeitet komplett in deutscher Sprache. Zu allen drei Programmen werden gut verständliche Handbücher mitgeliefert.

Image Tool

Image Tool kommt in der Art dem IPP am nächsten (Abb. 1). Nur hier kann man sich auch ein Entwickler Kit herunterladen, um selber Filter und Plug-ins zu entwickeln (Abb. 2). Der gesamte Quellcode wird zum Download angeboten, so dass das Programm an eigene Bedürfnisse angepasst und weiterentwickelt werden kann. Auf diese Weise

kann innerhalb der Mikroskopikergemeinde ein Austausch an neu entwickelten Filtern und Plug-ins stattfinden. Nur in diesem Programm können Plug-ins (8BF) von Photoshop verwendet werden, welche es reichlich als Freeware im Internet gibt. Aus dem Programm heraus kann die Twain-Schnittstelle des Scanners heraus gesprochen werden.

Außerdem kann auch direkt eine Videokamera zum Framegrabbing angeschlossen werden. Es ist mit dem Programm problemlos möglich, Bildstapel (Stacks) zu verarbeiten. Das sind jeweils eine Anzahl von aufeinander folgenden Aufnahmen, die man zu einem Film oder einer 3D-Bearbeitung verwenden kann. Mit mindestens fünf Aufnahmen eines Bildstapels kann man Bereiche markieren und sich ein neues Bild mit beispielsweise orthogonaler Ausrichtung daraus berechnen lassen.

Das Programm erlaubt es, nach einer Kalibrierung exakte Messungen an Objekten in der Länge, der Fläche und bei Schichtaufnahmen sogar bildübergreifend im Volumen vorzunehmen. Schwarzweißbilder können mit so genannten Falschfarben eingefärbt werden (Abb. 3).

Partikel wie Blutkörperchen oder Algen können sowohl manuell ausgezählt (dabei wird bei jedem Klick das Objekt markiert und der Zähler hoch gesetzt) als auch automatisch erfasst werden. Bei der automatischen Methode werden alle Partikel rot umrandet (Abb. 4) und das Ergebnis in eine Tabelle zur weiteren Auswertung übertragen. Alle Ergebnisse (auch Histogramm Daten), die in das Tabellenblatt eingetragen werden (Abb. 1), können abgespeichert und in anderen Programmen zur Auswertung weiterverarbeitet werden. Mittels so genannter

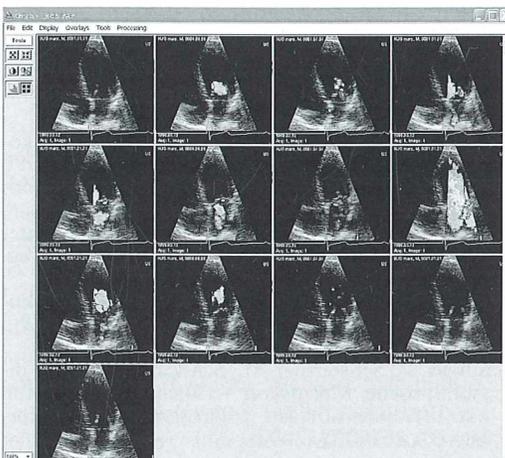


Abb. 5: Aufgelöster Bildstapel.

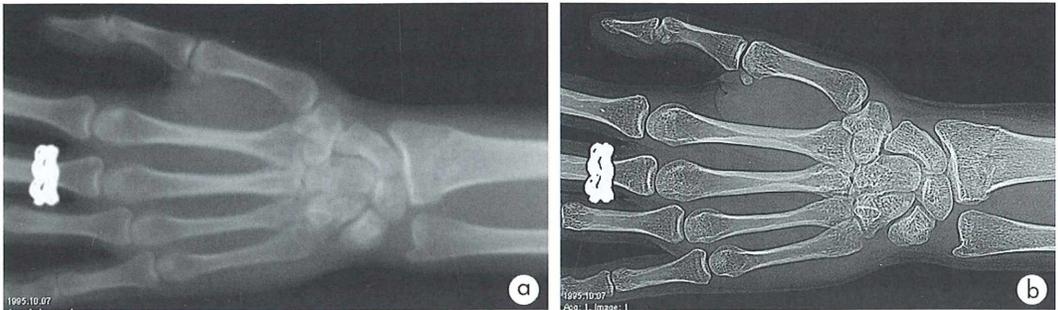


Abb. 6: Röntgenbild im Original (a) und nach Scharfzeichnen (b).

Overlays kann man schließlich die Bilder beschriften und Markierungen wie Pfeile, Bereichsmarkierungen oder Berechnungsergebnisse einblenden.

ImageTools beherrscht laut Historienführung ab der Version 3 auch die Überführung in den Fourieraum mit allen dadurch möglichen leistungsstarken Korrekturen. Leider habe ich die Funktion für die Inverse FFT und deren Rücktransformation nicht gefunden. Möglicherweise wird diese in Kürze durch ein Plug-in nachgeliefert.

Osiris

Das Programm Osiris wurde in erster Linie für medizinische Aufnahmen entwickelt und ist deshalb besonders darauf ausgelegt, Schichtaufnahmen zu verarbeiten (Abb. 5). So können aus mehreren Einzelaufnahmen Videofilme erstellt werden. Natürlich können genauso Einzelbilder verarbeitet werden. Auch hier ist es möglich, direkt im Programm die Twain-Schnittstelle anzusprechen, um Bilder zu scannen. Der Funktionsumfang ist nicht so groß wie beim ImageTool; auch gibt es hier nicht die Möglichkeit, eigene Plug-ins zu programmieren. Dafür gibt es eine Reihe von Tools, die den medizinisch Interessierten begeistern werden (Abb. 6).

eiLab

Das dritte Programm eiLab der Universität Rostock läuft nur unter DOS und mit einer maximalen Auflösung von 800×600 Bildpunkten. Das Programm verfügt über eine grafische Benutzeroberfläche, so dass auch unter DOS die Maus Verwendung findet. Es unterstützt sowohl Faltungfilter als auch die Umwandlung

in die inverse Fouriertransformation und deren Rückwandlung. Damit sind periodische Fehler wie Bildstreifen gut zu beheben, indem aus dem Bild nur die Frequenzen entfernt werden, welche die Störung verursachen.

Allen Programmen sind Beispielbilder beigegeben, dem Osiris auch Bildstapel, welche in einem eigenen Bildformat gespeichert werden. Während bei den ersten beiden Programmen mit einer Weiterentwicklung zu rechnen ist, scheint das eiLab nicht mehr weiterentwickelt zu werden.

Fazit

Man sollte sich alle Programme ansehen, um zu entscheiden, ob es dem Amateur in seinem Hobby nicht nur für seine Digitalbilder, sondern auch für gescannte Analogbilder nützlich sein kann. Ich denke jedenfalls, dass die Zeit zu Ende geht, in der sich nur große Institute und Firmen solche Nachbearbeitungen leisten konnten.

Literaturhinweise

- Günther, G.: Hardware und Software für Mikroskopiker – Die Adaptation der NIKON Coolpix 990 und die Anwendung aktueller Programme zur Bildbearbeitung. *Mikrokosmos* 91, 231–239 (2002).
- Hauck, A.: Digitalisieren von Dia- und Negativmaterial mit einem Filmscanner – Der hybride Weg. *Mikrokosmos* 91, 369–376 (2002).
- Mathias, A., Mathias, E.: Tiefenschärfe in mikroskopischen Bildern mittels PC. *Mikrokosmos* 90, 295–299 (2001).
- Schubert, V., Schwertner, M., Schwertner, D.: Das digitaloptische Mikroskop – Wichtige Innovation zur dreidimensionalen Mikroskopie. *Mikrokosmos* 91, 261–265 (2002).

Verfasser: Dr. Norbert Lange, Idsteiner Str. 36, D-57074 Siegen, e-mail: norbert.lange@gwu.net

Frühe Mikroskopie und mikroskopische Literatur – Über die Schwierigkeit, an ein gutes Titelbild zu kommen

Martin Mach

Die Amateur-Mikroskopie, im 18. Jahrhundert noch exklusives Privileg einiger weniger und wahrhaft barocker Charaktere, wurde im 19. Jahrhundert durch populäre Mikroskopie-Bestseller beflügelt. Diese Werke lösten, zunächst in Großbritannien und etwas später auch in Deutschland, eine regelrechte Massen-Mikroskopiebegeisterung aus. Es verwundert nicht, dass in Anbetracht der regen Nachfrage und der enormen Gewinnaussichten manche Bücher in unangemessener Eile hergestellt werden mussten. Im hier diskutierten Beispiel blieben zwei störende Künstler-Signaturen auf der Strecke. Ein winzig kleiner, verräterischer Rest dieser getilgten Signaturen hat sich allerdings erhalten und beweist uns einmal mehr, dass auch mikroskopische Details durchaus ernst zu nehmen sind.

Auch professionelle Biowissenschaftler mussten sich Zeitweise von böswilligen Kollegen aus den vermeintlich härteren Nachbarwissenschaften als nutzlose Blättchenzupfer, ja sogar Wurmschnippler schimpfen lassen. Die Angst vor dem Vorwurf, womöglich emotionsgeladener Naturschwärmerei nachzuhängen oder schlichtweg wirtschaftlich nutzlos zu sein, saß tief.

Diese Angst hat sicherlich im 20. Jahrhundert zu veränderten biologischen Forschungsschwerpunkten geführt und letztlich auch dazu beigetragen, dass unsere Stadtkinder zwar heute über Biochemie, Populationsdynamiken, Ribosomenprozesse, Meiose und Mitose und so weiter recht gut Bescheid wissen, ihnen andererseits die Eigenschaften der Milchkuh und die Entwicklung des Hühnerreis weniger gut vertraut sind.

Trotz der Rechtfertigungszwänge haben der zeitliche Abstand und eine nie ganz auszumerkende menschliche Großzügigkeit auch den eher nutzlosen Mikroskopie-Amateuren hin und wieder soziale Gerechtigkeit, ja sogar Anerkennung widerfahren lassen. Beispiele für den milderen Kurs sind der nun schon 25 Jahre zurückliegende Reprint von *Cosmos* Conrad Cunos (1652–1745) *Microscopia* im Basiliken-Verlag (1976), aber auch die regelmäßigen Beiträge über Amateure (Dilettanten im positiven Wortsinne) hier im MIKROKOSMOS (Günkel, 2000). Einem Koch würde ja schließlich auch niemand vorwerfen, dass er womög-

lich aus Spaß an der Sache oder aus Appetit kochte und nicht für die Wissenschaft.

Erwähnt seien auch die aufgrund anderer Aktivitäten berühmten aktiven und passiven Mikroskopie-Amateure, wie zum Beispiel Arno Schmidt (1914–1979) (Hendel, 1998), Johann Wolfgang von Goethe (1749–1832) (Hendel, 1994) und Jean Paul (1763–1825) (Hendel, 1995), welche allesamt ebenfalls im MIKROKOSMOS gewürdigt wurden.

Salon-Biologen

Schon kurze Zeit nach der Erfindung des Mikroskops im 16. Jahrhundert und den als zweifelsfrei professionell eingestuften biologisch-mikroskopische Anfängen mit den Arbeiten von Antoni van Leeuwenhoek (1632–1723) (Meyer, 1998), Nehemia Grew (1628–1711) (Schubert, 1997) und Robert Hooke (1635–1703) (Väth, 1999) im 17. Jahrhundert entwickelte sich die mikroskopische Betrachtung der Kleinlebewesen, der *animalcula*, im 18. Jahrhundert zu einer Lieblingsbeschäftigung barocker Charaktere auf der materiellen Sonnenseite des Lebens.

Es handelte sich meist um Zeitgenossen, die schon von Standes wegen genug Geld besaßen, sich die teuren Apparaturen zu kaufen und auch genug Zeit, um sie zu benutzen. Bekannte Vertreter dieser Gattung, man möchte sie Salon-

Biologen nennen, sind Rösel von Rosenhof (1705–1759) mit seinen *Insectenbelustigungen* (Rosenhof, 1746–1761), der Baron Wilhelm Friedrich von Gleichen-Rußworm (1717–1783) (Müller, 1979), sowie der weit weniger bekannte, aber ebenfalls barock-knollige Quedlinburger Pastor Goeze mit seinen Bärtierchen-Beobachtungen (Goeze, 1773).

Erste Mikroskopie-Bestseller

Mitte des 19. Jahrhunderts sind erstmals in größerem Umfang Anstrengungen nachzuweisen, die Mikroskopie als Wissensgebiet in Buchform breit zu vermarkten, das heißt schon existierende Amateure anzusprechen oder aber auch nur Leser mit mikroskopischen Interessen zu unterhalten, sozusagen als passive Amateure zu gewinnen. Holzschnneiderateliers standen bereit, fast beliebige Abbildungen drucktechnisch aufzubereiten. Andere populäre Publikationsprojekte hatten schon vorab gezeigt, dass größere Stückzahlen an Büchern problemlos und wirtschaftlich herzustellen sowie gewinnbringend zu verkaufen waren.

Als ein besonders prominenter Autor dieser populären Literatur sei zunächst Jabez Hogg mit seinem englischsprachigen *The Microscope* (Hogg, 1854) genannt, zwei Jahre später folgte ihm dicht auf (wir werden weiter unten sehen, wie dicht) der Deutsche Moritz Willkomm mit seinem Traktat *Die Wunder des Mikroskops oder die Welt im kleinsten Raume* (Willkomm, 1856). In beiden Fällen wurde ganz klar ausdrücklich der Laie angesprochen. Im Vorwort des Professors Willkomm lesen wir, dass der Herr Verleger beschlossen habe, *in einer neuen Reihe von billigen populären Schriften das Interessanteste und Wissenswertheste aus allen Gebieten der Naturkunde ... erläutert durch gute Abbildungen dem großen Publicum vorzulegen ...* Willkomm's Buch avancierte dementsprechend schnell zum Bestseller, 1878 erschien bereits die 10. Auflage.

Francé löst eine Lawine aus

In England entwickelte sich die populäre Mikroskopie kontinuierlich zu einer bürgerlichen Massenbewegung, die, wie zum Beispiel Kramer (1986) berichtet, eine gewisse Ähnlichkeit mit dem Fernsehen heute hatte. Die Amateur-

mikroskopikerin und Amateurastronomin The Honourable Mrs. Ward (1827–1869) (Ward, 1869) brachte ein einschlägiges Einführungsbuch auf den Markt, Reverend Wood publizierte einen Bestseller mit dem Titel *Common Objects of the Microscope* (Wood, 1900–ca. 1949) welchen er mit Tuffen Wests dekorativen Farbtafeln garnierte. Auch die Werke von Henry Gosse *Evenings at the Microscope* (Gosse, 1895) und Henry Slack *Marvels of Pond Life* (Slack, 1900) verraten schon im Titel das anvisierte Publikum.

In Deutschland scheint es in dieser Zeit deutlich weniger lesende und schreibende Amateure gegeben zu haben. Die meisten Werke, auch solche mit populärem Titel wie Jägers *Wunder der Unsichtbaren Welt* (Jäger, 1867) sprachen doch eher den Spezialisten an, welcher die Mikroskopie am Arbeitsplatz, beispielsweise als Analytiker oder als Arzt in einer Klinik einsetzte.

Die Amateurbewegung formierte sich hierzu-lande erst zu Beginn des 20. Jahrhunderts, sehr spät, aber umso heftiger, flankiert von zahlreichen Vereinsgründungen. Raoul H. Francés naturschwärmerische *Streifzüge im Wassertropfen* (Henkel, 1997) erreichten innerhalb des Jahres 1907 immerhin zwölf Auflagen (Henkel, 1989). Die Gründung der Zeitschrift MIKROKOSMOS im selben Jahr und das raffinierte Mitglieder-Abonnement-System des Kosmos-Verlags führten zu einer bis dahin nicht gekannten Breitenwirkung, in deren Sog auch andere Verlage populäre Mikroskopiebücher platzieren konnten. Noch heute lässt ein Blick in die Antiquariate erahnen, welche Lawine an Büchern zu diesem Zeitpunkt losgetreten wurde. Es sind typischerweise kleinformatige, populäre Werke eher bescheidenen Umfangs mit Titeln wie *Das Süßwasser-Plankton*, die *Naturgeschichte der kleinsten Tiere*, *Aus der Wunderwelt des Wassertropfens* und so weiter, welche in Francés breiten Fußstapfen entstanden.

Zwei Weltkriege dezimierten die Anhänger der Naturschönheiten. Andere, aus der Not zu erklärende Interessen traten in den Vordergrund. Trotz all dieser Probleme hielt sich Stehli's *Mikroskopie für Jedermann* im Hintergrund, sozusagen als Notreserve für Amateure über Jahrzehnte und reichte die Stafette bis an *Das Leben im Wassertropfen* weiter, welches nun sozusagen zur Bibel des an biologischen Sachverhalten limnischer Biotope interessierten, einfachen Amateurmikroskopikers geworden ist.

Über die Schwierigkeit, an ein gutes Titelbild zu kommen

„Haben Sie schon an ein Titelkupfer und Vignetten gedacht?“ „Ich vermute, daß Sie eine besondere Idee haben“, sagte der Baron neugierig. Ledermüller lächelte nicht wenig geschmeichelt: „Ich sehe vor mir eine Anzahl lieblicher Putten. Sie spielen mit Euer Gnaden neuem Universalmikroskop und betrachten, mit Lupen und Brillen bewaffnet, allerhand Gegenstände aus der Natur, ja, das eine Englein hält ein Staubgefäß, ein anderer Schelm klopft daran, der Staub fließt heraus und...“ (Willnau, 1921).

Der oben zitierte Romandialog (Abb. 1) zwischen Martin Frobenius Ledermüller (1719–1769) und dem Baron von Gleichen-Rußworm, zwei berühmte Mikroskopie-Amateure des 18. Jahrhunderts, soll zeigen, wie ernst damals die Ausgestaltung eines Mikroskopiebuches genommen wurde, nicht zuletzt nachdem der berühmte van Leeuwenhoek vorgeführt hatte, wie viele weltanschauliche Verknüpfungen zwischen Mikroskopie und restlicher Welt sich in ein Titelkupfer packen lassen (Hendel, 2000). Wie sich auch im Falle Ledermüllers zeigte, führen diese Begeisterung und der Idealismus der Fachbuchautoren zwar zu einem erhöhten sozialen Ansehen, erwiesenermaßen jedoch nicht zu materiellem Wohlstand: „Und als er (Ledermüller), erst fünfzigjährig, seiner Freundin, dem geistreichen Fräulein Thomasius, ein Jahr nach deren Tod folgte, begleitete seinen Sarg eine stattliche Menge trauernder Freunde, obgleich er ob paupertatem nur mit der Dreierleich begraben wurde.“ (Willnau, 1921).

Jabez Hoggs populäres Mikroskopiebuch erschien erstmals 1854, Moritz Willkomm's Werk mit erklärtermaßen gleicher Zielsetzung 1856. Vom Text her sind die beiden Bücher völlig unabhängige Produkte. Der englische Autor Jabez Hogg war Mitglied einer Reihe angesehener, naturwissenschaftlicher Organisationen und dürfte dementsprechend ehrgeizig gewesen sein. Seine Nation war in der Produktion von Mikroskopen weltweit führend, und er konnte auf ein zwar anspruchsvolles, jedoch mit Sicherheit interessantes, großbürgerliches Publikum rechnen. Etwas anders war die Situation bei Moritz Willkomm. Sein deutlich dünneres Büchlein erschien auf ausdrücklichen Wunsch des Verlegers in der, wie Willkomm selbst bemerkt, durch schöne Ausstattung und unge-

wöhnliche Billigkeit ausgezeichneten Reihe der *Illustrierten Volks- und Familienbibliothek*.

Rein wirtschaftlich betrachtet dürften beide Bücher erfolgreich gewesen sein, weil sie immer wieder – über Jahrzehnte hinweg – in fast unveränderter Form neu aufgelegt wurden. Willkomm's Buch wurde bereits hier im MIKROKOSMOS besprochen (Nachtigall, 1999). Wer die beiden Produkte vor sich auf dem Tisch liegen hat und die Buchdeckel aufschlägt, bemerkt auf den ersten Blick eine erstaunliche Seelenverwandtschaft (Abb. 2 und 3).

Das eigentliche Titelblatt, in beiden Büchern frappierend ähnlich, erinnert an eine Theaterbühne. Das dargestellte Szenario wird von einer Meduse bekrönt und ist von lebendigen Korallenstöcken im Stile eines Theatervorhangs umrahmt. Im Zentrum des Blickfeldes, auf einer Art Denkmalsockel, umgeben von Meeresorganismen, stehen zwei übergroße Mikroskope, ein (damals, 1850!) modernes und ein älteres. Das Bild setzt sich nach hinten als weite Wasseroberfläche fort. Jeweils auf der dem Ti-

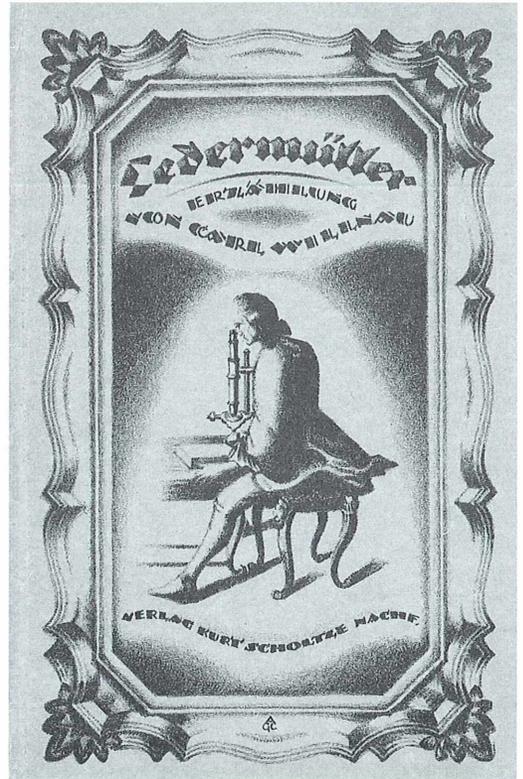
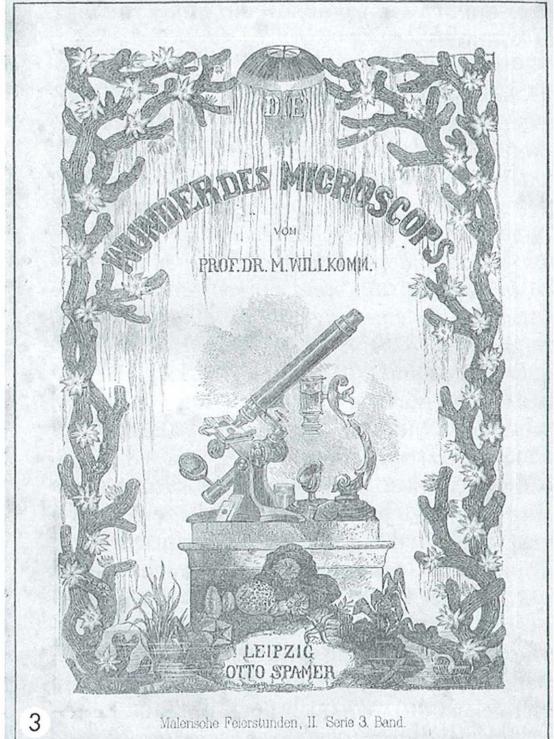
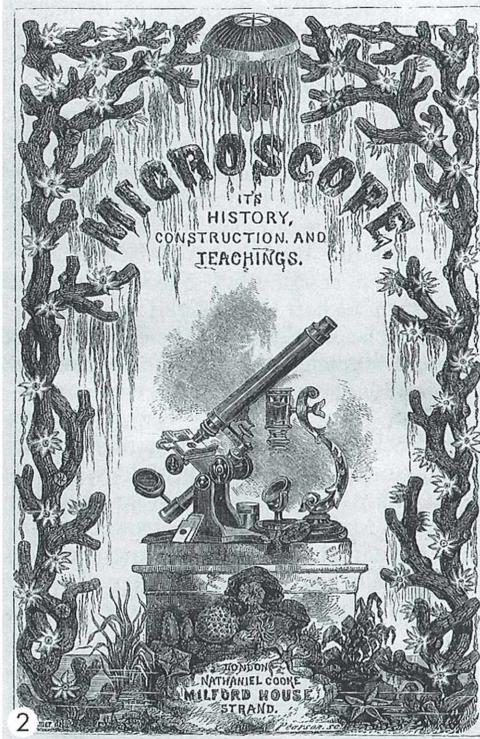
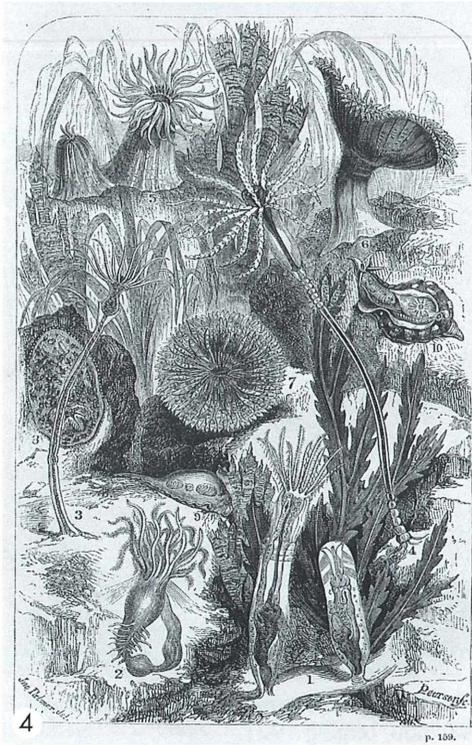


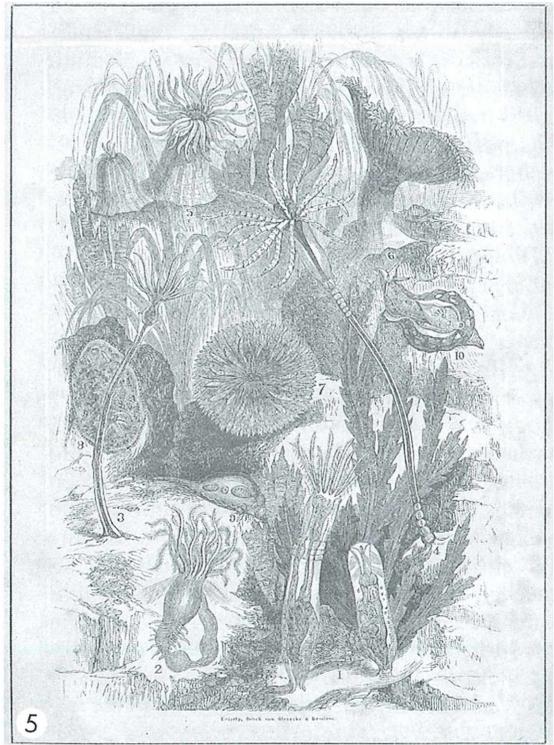
Abb. 1: Titelbild des Romans *Ledermüller*, von Carl Willnau, Leipzig 1921.



Malersche Feierstunden, II. Serie 3. Band.



p. 109.



telbild gegenüberliegenden Seite, dem so genannten Frontispiz, findet sich in beiden Fällen das gleiche, wunderschöne Arrangement von Meeresorganismen, gut für ein Buch aus einem Inselreich, weniger gut für ein Land, das nur eine kleine Meeresgrenze hat (Abb. 4 und 5). Zunächst ist der Leser versucht, anzunehmen, dass hier dieselben Druckstöcke zweimal verwendet und lediglich durch passende Beschriftungen ergänzt wurden. Eine einfache Überprüfung mit dem Lineal zeigt jedoch, daß die Illustrationen, wenn man sie einander überlagert, auch nicht annähernd deckungsgleich sind. Die Differenz ist zwar zahlenmäßig nicht besonders beeindruckend, kann jedoch durch Kopierverfahren, Dehnungen, Schrumpfungen oder Ähnliches nicht erklärt werden.



Abb. 6: Detail aus *Microscope*. Originalgröße circa 5 mm × 6 mm. Hell: Werkzeugspuren. – **Abb. 7:** Analoges Detail aus *Die Wunder des Mikroskops*. – **Abb. 8:** Detail aus *Microscope*. Circa 2,5 cm × 3,2 cm. – **Abb. 9:** Detail aus *Die Wunder des Mikroskops*.

Die Neugier, neben der Vergnügungssucht und dem Geltungsbedürfnis eine der Triebfedern des Amateurs, führt unweigerlich von einer Frage zur nächsten. Die erste Frage könnte sein: Haben wir es in diesem Fall mit zwei parallelen Produktionen zu tun, oder lässt sich eine Art Rangfolge festlegen? Können wir zum Beispiel ein besseres Original und eine spätere, womöglich erkennbar schwächere Kopie nachweisen? Zunächst einmal zeigt sich bei der Betrachtung in der Lupenvergrößerung, dass die beiden Bildpaare einander sehr ähnlich, jedoch keinesfalls identisch sind. Nicht ganz einfach gestaltet sich – wegen der offensichtlich unterschiedlichen technischen Umsetzung des Drucks – der Vergleich der Werkzeugspuren. Die englischen Stiche tragen eine vergleichsweise massive Schicht teerartig wirkender Druckerschwärze, während die deutschen Varianten einen nur lasierend wirkenden, blasen Ockerfarbton zeigen (Abb. 6 und 7). Im Bildbeispiel links führt die dichtere Schwärzung bei den englischen Stichen dazu, dass einige der feineren Schnittlinien regelrecht zulaufen und deshalb nicht mehr deutlich erkennbar sind. Trotzdem kann man anhand der Fotos in den flächig schwarz wirkenden Bereichen (in der Feinstruktur der Korallenstöcke) gut nachvollziehen, dass jeweils auf einem harten Druckstock mit feinem Werkzeug parallele Ritzungen annähernd gleicher Breite ausgeführt worden sein müssen. Da diese feinen Ritzungen des Druckstocks auf dem Papier farblos erscheinen, müssen wir von einem Hochdruck, das heißt einem in den Höhen mit Druckerschwärze bedeckten Druckstock ausgehen (siehe abschließendes Kapitel: Unterscheidung von Hoch- und Tiefdruck).

Es ist eindeutig zu erkennen, dass die rechte Abbildung einige Details schlechter wiedergibt (Abb. 8 und 9). So hat rechts beispielsweise der Seestern jetzt einen Klumpfuß. Das große, well verdrillte Blatt im Bild links ist auf der rechten Seite zu einer Art Hammer degeneriert.

Die genannten Unterschiede könnten natürlich auch dadurch entstanden sein, dass der Kopist einem schwachen Original eine Verbesserung zugefügt hätte. In der Tat haben wir beim Abbildungspaar 10 und 11 rechts einen verlängerten

Abb. 2: Titelbild von Jabez Hoggs *Microscope*. Randabmessungen (Kantenrelief) des Druckstocks ca. 16,1 cm × 9,7 cm. – **Abb. 3:** Titelbild von Moritz Willkomm's *Die Wunder des Mikroskops*. Randabmessungen des Druckstocks ca. 15,8 cm × 10,1 cm. – **Abb. 4:** Frontispiz von *The Microscope*. – **Abb. 5:** Frontispiz von *Die Wunder des Mikroskops*.

ten Ast, andererseits fehlt wiederum rechts ein halbes Korallenwesen. Was nun? Es erscheint am plausibelsten anzunehmen, dass der Kopist (rechts) bei einem Korallenzweig aus Versehen durchgestrichelt hat und deshalb das Korallentierchen nur halb fertigstach. Den Korallenstock links oben konnte er ohne großes Risiko ein wenig verlängern, weil ja genügend Anschauungsmaterial zur Verfügung stand.

Sehr viel aussagekräftiger sind technische Details, die dem Xylographen möglicherweise nicht bekannt sind. In Abbildung 12 zeigt sich, dass der Zylinderkörper des kleinen Mikroskops ohnehin schon etwas schwach abgebildet ist. In Abbildung 13 finden sich jedoch noch deutlich mehr Defekte, ganz besonders auffällig auf der untersten Ebene. Dies ist ein schwerwiegendes Argument gegen die Originalität der Willkomm-Abbildung. Offensichtlich hat der Zeichner nicht verstanden, dass hier eine zylindrische Grundform vorliegt, die natürlich über die ganz Höhe achsensymmetrisch durchgehalten sein muss.

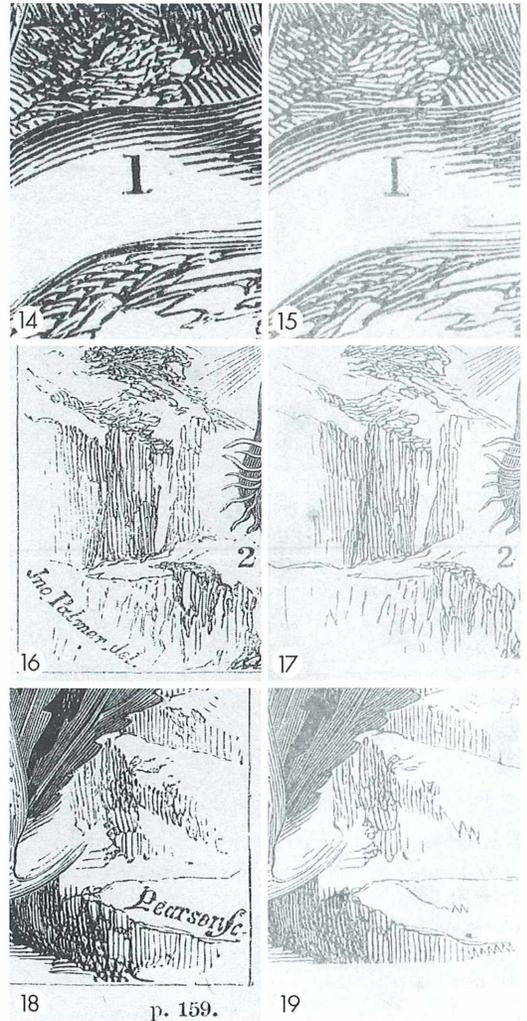
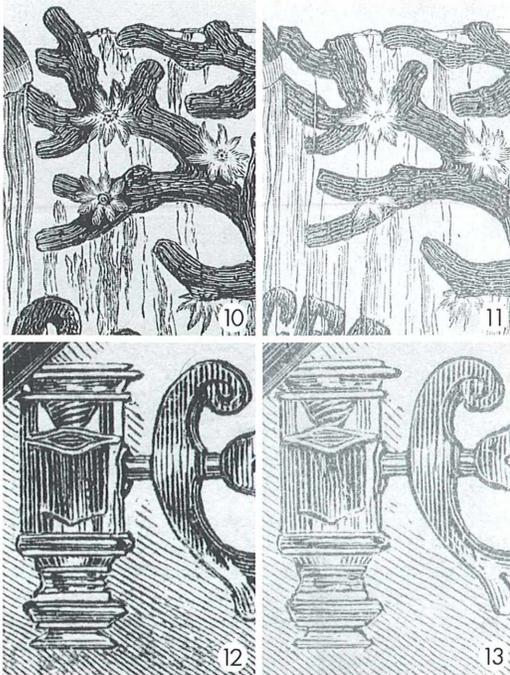


Abb. 10: Detail aus *Microscope*. Ca. 2,5 cm × 3,2 cm. – Abb. 11: Detail aus *Die Wunder des Mikroskops*. – Abb. 12: Detail aus *Microscope*. Ca. 1,2 cm × 1,6 cm. – Abb. 13: Detail aus *Die Wunder des Mikroskops*.

Abb. 14, 16 und 18: Details aus *Microscope*.
Abb. 14: Höhe der Ziffer ca. 1,5 mm. Abb. 16 und 18: Ausschnitte ca. 2,5 cm × 3,2 cm. – Abb. 15, 17 und 19: Entsprechende Details aus *Die Wunder des Mikroskops*.

deutung zu. Hier zum Beispiel zeigt sich (Abb. 15) eine T-förmig ausgeformte Linienstruktur an der Oberkante der Eins, welche die englischen Illustratoren, die Herren Pearson und Palmer (Abb. 14), so nicht gezeichnet hatten. Interessant erscheint übrigens auch die Tatsache, dass nur in Hoggs Buch tatsächlich auf die Ziffern im Frontispiz Bezug genommen wird. Offensichtlich hat hier jemand die Signaturen der Herren Palmer „Palmer del.“ und Pearson „Pearson sc.“ entfernt oder aber vom Original nicht mit übernommen (Abb. 16 und 17). „del.“ steht für *delineavit* (= mit Linien gefüllt, gestochen), „sc.“ (= *sculpsit*), in diesem Fall für die Rohzeichnung. Es kommt aber noch schlimmer. In Abbildung 19 sehen wir den kleinen, in Form einer schwarzen Kreisscheibe endenden Rest des Unterlaufs des langen „s“ aus Abbildung 18. Aus diesem Befund muss geschlossen werden, dass rechts zunächst eine Vorlage mit Signatur zur Verfügung stand, diese Signatur jedoch vorsätzlich getilgt wurde, wobei ein kleiner Rückstand übersehen wurde und sozusagen als stummer Zeuge der Verstümmelung gedruckt wurde.

Fazit

Heute empfinden wir eine derartige Vorgehensweise als klare Mißachtung der Urheberrechte von Zeichner und Holzstecher. Trotz der schönen Spur werden wir allerdings zugestehen müssen, dass wesentliche Informationen zum wirtschaftlichen und sozialen Hintergrund des Geschehens fehlen. Ein etwaiges Delikt dürfte ohnehin mittlerweile verjährt sein, so dass den Amateuren nur der Spaß am Spekulieren und Diskutieren bleibt.

Unterscheidung von Hoch- und Tiefdruck

Bei der Beschreibung älterer, illustrierter Bücher wird manchmal stillschweigend angenommen, dass die einfacheren, im Text eingearbeiteten Illustrationen stets Holzschnitte sein müssten, die eindrucksvolleren, schärferen Kupfer- oder Stahlstiche. Dies stimmt in der Regel, besser ist es jedoch, wenn man sich im Einzelfall selbst zu helfen weiß. Als Warnung sei allerdings hinzugefügt, dass die Grenzen zwischen den drucktechnischen Verfahren fließend sein können und manches angeblich sichere Unterscheidungsmerkmal in die Irre führt. Schon mit bescheidener mikroskopischer Ausrüstung lassen sich jedoch alte Hoch- und Tiefdrucke unterscheiden.

Für die Druckprozedur als Hoch- oder Tiefdruck müssen die Vorlagen, seien es nun Zeichnungen oder auch Fotos, in eine Reliefstruktur, quasi einen Stempel, umgesetzt werden. Beim Hochdruck wird die Druckerschwärze auf Höhen des Druckstockes aufgetragen, beim Tiefdruck versteht man die Tiefen, zum Beispiel feine Ritzungen in einer Kupferplatte, mit Druckerschwärze.

Für den Hochdruck muss der Graveur ins Negative umdenken. Jeder von ihm ausgeführte Schnitt wird *nicht* gedruckt. Vielmehr muss sich der Graveur um die Höhen herumarbeiten; auf diese Weise wirken die Linien in der Regel etwas unbeholfen.

Am Druckstock aus Holz für den Hochdruck (Abb. 20) sieht man, dass der Xylograph doppelt negativ denken muss: Die Schrift muss spiegelverkehrt als Negativ aus dem Vollen geschnitzt werden. Nur die erhabenen Bereiche werden eingeschwärzt und auf das Papier über-



Abb. 20: Ausschnitt eines Druckstockes aus Holz für den Hochdruck. Bildbreite 2,2 cm. – Abb. 21: Typische unruhige Linien des Hochdrucks. Lichtmikroskopische Aufnahme. Objektiv 2,5 \times , Bildbreite von Abb. 21, 22, 24 und 25: 1,7 mm. – Abb. 22: Tiefdruck. Stahlstich mit besonders feinen, geschwungenen Linien. Lichtmikroskop, Objektiv 2,5 \times .

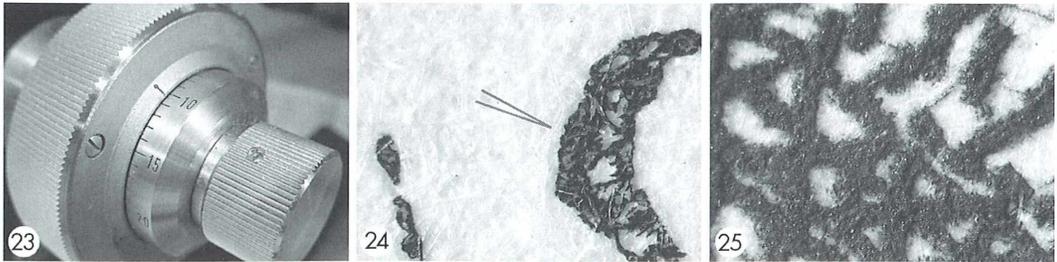


Abb. 23: Mikrometerschraube am Feintrieb des Mikroskopes, hier an einem alten Meopta-Mikroskop. – **Abb. 24:** Hochdruck, Detail aus einem Holzschnitt. Der Pfeil zeigt auf den messbar vertieften Eindruck der Schwärzung durch den Hochdruckvorgang. Lichtmikroskop, Objektiv 2,5 \times . – **Abb. 25:** Tiefdruck, Detail aus einem Stahlstich. Auf der Oberfläche des Papiers sind regelrechte Druckerschwärzberge festzustellen, die sich aus den Rillen des Druckstocks kommend auf dem Papier reliefartig abgelagert haben. Lichtmikroskop, Objektiv 2,5 \times .

tragen. Die Linien müssen mühsam freigelegt werden, indem der Holzstecher diese als Erhebungen stehen lässt. Gerade bei den kleineren, hier nur etwa 1 mm hohen Buchstaben ist dies äußerst schwierig und führt unweigerlich zu weniger glatten Konturen als beim Tiefdruck. Es entstehen typische, unruhige Linien (Abb. 21). Vom unteren Bildrand ausgehend sind Werkzeugspuren zu erkennen, welche beim Druck in Weiß wiedergegeben werden.

Beim Tiefdruckverfahren hingegen werden die feinen Gravuren, wie bereits erläutert, mit Druckerschwärze befüllt und auf diese Weise als Positiv gedruckt. Deshalb kommen beim Tiefdruckverfahren (Kupferstich, Stahlstich) schwungvoll gravierte, elegante Ritzungen in ungeschmälerter Eleganz zur Geltung. Stahlstich (Abb. 22) überträgt die Linien des Zeichners direkt auf das Papier, wodurch der Schwung in der Linienführung erhalten bleibt. Mit Geduld und einer skalierten Mikrometerschraube (Abb. 23) lassen sich die durch das Hochdruckverfahren bedingten Eindruckspuren in den geschwärtzten Bereichen, besonders an Spitzen, durch die Höhenunterschiede auch direkt mikroskopisch nachweisen. Ein 10fach vergrößerndes Mikroskopobjektiv reicht völlig aus. Beim Hochdruckverfahren finden sich hierbei tief eingeprägte Schwärzungen, beim Tiefdruckverfahren reliefartig aufliegende Schwärze, welche aus den Rillen des Druckstockes quasi schlampig herausgezogen wurde. Durch Fokussierung auf unterschiedliche Bildbereiche können extrem präzise Höhenmessungen durchgeführt werden, wodurch sich Höhenunterschiede im Druckbild nachweisen lassen (Abb. 24 und 25). Bei der bloßen Bildbetrachtung ist es oft schwie-

rig, zwischen Erhebungen und Vertiefungen auf dem untersuchten Objekt zu unterscheiden.

Literaturhinweise

- Geus, A.: Die Microscopia des Cosmus Conrad Cuno. *Mikrokosmos* 65, 132–136 (1976).
- Goeze, J. A. E.: Herrn Karl Bonnets Abhandlungen aus der Insektologie (aus dem Französischen übersetzt). Zweite Beobachtung, Über den kleinen Wasserbär, S. 367–375 und Tafel 4, Abb. 7. Halle 1773.
- Gosse, P. H.: *Evenings at the microscope*. London 1895.
- Günkel, N. G.: Dilettanten als Könner – Amateure in der Mikroskopie. *Mikrokosmos* 89, 143–150 (2000).
- Hendel, R.: Arno Schmidt am Mikroskop. *Mikrokosmos* 87, 357–363 (1998).
- Hendel, R.: Die Mikroskopie entschleierte die Naturgeheimnisse. Ein allegorisches Titelkupfer zu Leeuwenhoeks Werken. *Mikrokosmos* 89, 19–22 (2000).
- Hendel, R.: Infusions = Thiere. Goethes mikroskopische Untersuchungen vom Frühjahr 1786. *Mikrokosmos* 83, 337–347 (1994).
- Hendel, R.: Metaphern aus der Mikrowelt. *Mikroskopische Forschung des 18. Jahrhunderts im Spiegel der Romane Jean Pauls*. *Mikrokosmos* 84, 147–154 (1995).
- Henkel, K.: 80 Jahre Vereinsgeschichte. Eine Chronik der Mikrobiologischen Vereinigung München e.V. *Mikrobiologische Vereinigung München*, München 1989.
- Henkel, K.: Die Renaissance des Raoul Heinrich Francé. *Mikrokosmos* 86, 3–16 (1997).
- Hogg, J.: *The microscope: its history, construction, and applications*. 1. ed. 440 p. Published at the Office of the Illustrated London Library. London 1854 (15. Auflage 1898).
- Jäger, G.: *Die Wunder der unsichtbaren Welt enthüllt durch das Mikroskop*. Gustav Hempel Verlag, Berlin 1867.

- Krammer, K.: Kieselagen – Biologie, Baupläne der Zellwand, Untersuchungsmethoden. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1986.
- Meyer, K.: Geheimnisse des Antoni van Leeuwenhoek. Ein Beitrag zur Frühgeschichte der Mikroskopie. Papst Science Publishers, Lengerich, Berlin 1998.
- Müller, G. H.: Ein Mikroskopiker aus dem 18. Jahrhundert: Wilhelm Friedrich von Gleichen-Rußworm und seine Mikroskope. Mikrokosmos 68, 147–154 (1979).
- Nachtigall, W.: Mikroskopieren um die Mitte des 19. Jahrhunderts. Mikrokosmos 88, 363–371 (1999).
- Rosenhof, Rösel von: Insectenbelustigung. Johann Joseph Fleischmann, Nürnberg 1746–1761.
- Schubert, M.: Die botanischen Werke und die naturwissenschaftliche Arbeitsweise des Nehemia Grew. Mikrokosmos 86, 257–264 (1997).
- Slack, H. J.: Marvels of Pond-Life. Groombridge and Sons, London 1871.
- The Hon. Mrs. Ward: The Microscope. 3. ed., Groombridge and Sons, London 1869.
- Väth, R.: Robert Hooke und die „Micrographia“. Mikrokosmos 88, 129–138 (1999).
- Willkomm, M.: Die Wunder des Mikroskops oder die Welt im kleinsten Raume. 1. Auflage. 224 S., Verlag von Otto Spamer, Leipzig 1856 (10. Auflage 1878).
- Willnau, C.: Ledermüller. Verlag Kurt Scholze Nachf. Leipzig 1921.
- Wood, J. G.: Common objects of the microscope. London, vor 1900 bis mindestens 1949.

Verfasser: Martin Mach, Peter-Auzinger-Str. 1, D-81547 München, Tel.: 089/6909843, e-mail: webmaster@baertierchen.de

Buchbesprechung

Lewontin, R.: Die Dreifachhelix. Gen, Organismus und Umwelt. Springer-Verlag Berlin, Heidelberg 2002, 135 Seiten, gebunden, € 19,95, ISBN 3-540-43325-2.

Titel und Umschlagbild sollen provozieren: Eine Dreifachhelix gibt es nicht – und was haben die Nashörner damit zu tun? Der weltweit bekannte *Evolutionbiologe* (Klappentext) Richard Lewontin will der einseitigen Sichtweise vieler Wissenschaftler entgegenwirken, welche Evolution und Ontogenese nur von Genen und Umwelt gesteuert sehen. Aber Gene und Umwelt sind nicht mehr das, was sie einmal waren; die Forschung ist weitergeschritten. Zum Beispiel die Gene: Zwar entschlüsselt man das gesamte menschliche Genom – aber wo beginnt, wo endet ein einzelnes Gen? Zwar steuern Gene die Ausbildung der Merkmale – aber nicht allein. Hier spielt der Zufall – *developmental noise* – eine wichtige Rolle. Genetisch identische Bakterien vermehren sich – trotz exakt gleicher Kulturbedingungen – nicht stoßweise, sondern ungleich

schnell. Der Grund ist die zufällige ungleiche Verteilung von verschiedenen Typen von Molekülen bei der Zellteilung. Zweites Beispiel die Umwelt: Dieser Evolutionsfaktor darf nicht nur als Bedingungsfeld gesehen werden, an das sich Organismen zu adaptieren hätten. Vielmehr konstruieren Tiere und Pflanzen ihre Umwelt selbst, bestimmen deren Zusammensetzung, setzen einzelne Faktoren miteinander in Verbindung und verändern ihren Lebensraum.

Ist das menschliche Kinn eine evolutiv entstandene Adaption? Diese Frage steht exemplarisch für eine unzulässige Zergliederung des Organismus und seiner Funktionen. Was wir als Kinn wahrnehmen, resultiert lediglich aus der Rückbildung des Mandibularknochens gegenüber dem Unterkiefer – ein zufälliges, nicht durch Selektion hervorgerufenes Evolutionsprodukt. Organismen sind – anders als Kosmos und Atom – von mittlerer Größe, ein Knotenpunkt einer großen Anzahl von Kräften, von denen keine dominant herrscht (S. 74). Ursache und Wirkung können im Evolutionsgeschehen vielfach nicht klar bestimmt werden: Für

das Nebeneinander einhorniger und zweihorniger Rhinocerosse ist kein selektiver Umweltfaktor zu erkennen.

Aus solchem Stoff hätte ein gutes Buch werden können. Leider blieb es bei der Überarbeitung einer Vorlesungsreihe, karg illustriert, kompakt und streckenweise mühsam zu konsumieren. Lewontins Kritik an seinen Zunftgenossen macht das Buch zwar interessant und lesenswert. Aber ist sie gerechtfertigt, wenn der Verfasser schließlich feststellt: *Alles, was ich in den ersten drei Kapiteln dieses Buches dargelegt habe, ist den Biologen sehr wohl bewußt* (S. 118)? Und stellt das folgende Schlusswort schon eine konstruktive Kritik an den Grenzen der Naturwissenschaft (Klappentext) dar? *Um Fortschritte in der Biologie zu erzielen, brauchen wir ... Methoden, mit denen Problemstellungen, die eine aus begrenzten Ressourcen bestehende Welt für uns bereit hält, praktisch gelöst werden können* (S. 128f).

Auf jeden Fall kann, wer sich durch den Text hindurcharbeitet, sein Wissen erheblich erweitern und revidieren.

Erich Lüthje, Kiel

Nachricht

Bodman 2003: Limnologie und Mikroskopie am Bodensee (28.09.–05.10.2003)

Liebe Planktonfreunde,
auch in diesem Jahr treffen sich die Mikroskopiker zur Untersuchung von Plankton und Benthos des Bodensees und verschiedener Teiche und Tümpel in der näheren Umgebung von Bodman-Ludwigshafen. Natürlich besuchen wir verschiedene Institute, um mit professionellen Limnologen über unsere Thematik die neusten Erkenntnisse zu erfahren und zu diskutieren. Auch der Erfahrungsaustausch mit anderen Mikroskopikern kommt nicht zu kurz.

Die wissenschaftlich Leitung wird wiederum von Herrn Dr. Heinz Streble, Stuttgart, wahrgenommen. Alle Teilnehmer können von seinem umfassenden Wissen und Erfahrungsschatz profitieren. Wir kennen von Herrn Dr. Streble die vielen Veröffentlichungen im MIKROKOSMOS und insbesondere das für uns Planktonfreunde unentbehrliche Bestimmungsbuch, den *Wassertropfen*, der seit dem letzten Jahr in aktualisierter, 9. Auflage zur Verfügung steht.

Wie in jedem Jahr erfahren wir auch in 2003 eine hervorragende Unterstützung durch Herrn Walter Weiß, Göppingen, der uns für diese Woche in Bodman einen Kleinbus sowie verschiedene Medien, wie beispielsweise eine Videoanlage zur Verfügung stellt. Dadurch werden erst die vielen Ausflüge und der Transport der Geräte möglich. Schon jetzt danken wir ihm für diese Unterstützung.

Wir haben wieder das Haus Greth in Bodman zur alleinigen Nutzung durch unsere Gruppe in der Zeit vom 28.09. bis 05.10.2003 angemietet. Die Preise und das genaue Programm für die Planktonwoche in Bodman stehen ab Anfang April 2003 fest.

Haben Sie Interesse oder Fragen zu dieser Veranstaltung, so schreiben Sie oder rufen Sie an:
Günter Beyer-Meklenburg, Fischbänkenstraße 17,
D-16816 Neuruppin
Tel. (abends ab ca. 20.00 Uhr): 033 91/35 87 83.

Bohrend, hämmernd, stechend



Wenn sich Ihr Kopf anfühlt, als wären Handwerker bei der Arbeit, sollten Sie etwas dagegen tun.

Informieren Sie sich!

Die Broschüre "Kopfschmerzen - Anleitung zur Selbsthilfe" erhalten Sie bei Einsendung eines mit 0,77 € frankierten Rückumschlages (DIN A5) kostenlos bei

DEUTSCHES GRÜNES KREUZ e. V.
Stichwort: Kopfschmerz
Postfach 1207
35002 Marburg



Bosmina – ein Planktonkrebs

Rudolf Drews

Typische Kleinkrebse des Süßwasserplanktons sind Ruderfußkrebse (Copepoda) und Blattfußkrebse (Phyllopoda). Zur zweiten Gruppe werden die Wasserflöhe (Cladoceren) gerechnet, zu denen unter anderem Daphnien und Bosminen gehören.

Die Gattung *Bosmina* trägt den deutschen Namen Rüsselkrebse, weil das 1. Antennenpaar rüsselartig verlängert ist, und zwar jahreszeit- und generationsbedingt unterschiedlich stark. Hinzu kommen Abwandlungen, die mit der Aufspaltung von Bosminenarten in Lokalrassen zusammenhängen. Die saisonale Proportionsänderung einer Art wird unter dem Namen „Zyklomorphose“ beschrieben. Während die ersten Antennen insbesondere die Funktion der Reizwahrnehmung erfüllen, dient das zweite Antennenpaar durch schwirrendes Hin- und Herschlagen der Fortbewegung. So ist der Ortswechsel der Bosminen im Gegensatz zu dem hüpfenden der Daphnien eher ein gleitender. Auf die beiden Antennenpaare folgen die teilweise reduzierten ersten und zweiten Maxillen sowie das der Nahrungszerkleinerung dienende Mandibelpaar. *Bosmina* ist ein Partikelfresser und ernährt sich von planktonischen Mikroorganismen. An der Basis der 2. Maxille münden die Maxillar- oder Schalendrüsen. Es handelt sich hierbei um Nephridien, also Organe mit osmoregulatorischer und exkretorischer Funktion. Die durch einen Pumpmechanismus der mit Borsten versehenen fünf Blattbeinpaare filtrierten Nahrungspartikel werden längs einer Bauchrinne in Richtung Mundöffnung geleitet. Nach der Zerteilung der Nahrung durch die Mandibeln wird sie in den bei Kleinkrebsen im Mikroskop immer sehr auffälligen Darmkanal aufgenommen. Er endet am Postabdomen, dem letzten und bauchseits umgeschlagenen Teil des Abdomens. Das Postabdomen trägt an einem Krallenträger – einem besonderen Kennzeichen der Bosminen – zwei Furca-Krallen. Durch Streckbewegungen des Postabdomens kann *Bosmina* sich von eventuell an ihr hängenden Algenfäden oder Detritusteilchen befreien und den Filterstromkanal von möglicherweise zum Stau führenden Partikeln freihalten. *Bosmina* ist bis

auf den Kopf von einer Schalenduplikatur (Carapax) umgeben, die ventral und hinten offen ist und dorsal den Brutraum umschließt. Die dort eingebrachten Eier wachsen zu kleinen selbständigen Bosminen heran. Sie können den Brutraum durch die hintere Öffnung verlassen. Das dorsal gelegene Herz pumpt mit durchschnittlich 300 Schlägen pro Minute farbloses Blut in die teils von Membranen begrenzten Gewebslücken (es gibt kein Blutgefäßsystem) und nimmt es durch zwei seitliche Öffnungen (Ostien) wieder auf. Das wohl auffälligste Organ ist das Komplexauge. Es entsteht aus einer paarigen Anlage. Da es nur aus wenigen Om-

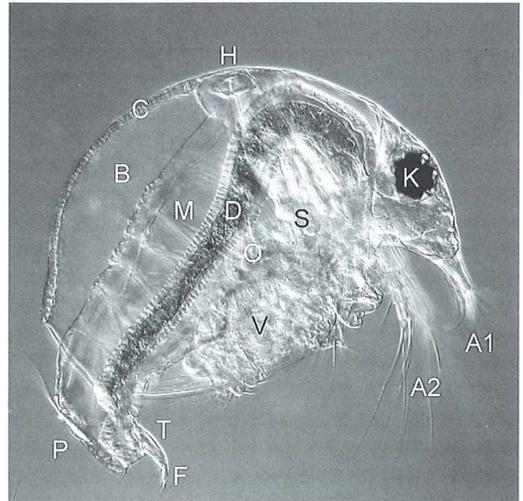


Abb. 1: Rüsselkrebse *Bosmina*. A 1, A 2 1. und 2. Antenne, B Brutraum, C Carapax, D Darmrohr, F Furca, H Herz, K Komplexauge, M Dorsoventralmuskeln, O Ovar, P Postabdomen, S Schalendrüse = Maxillarnephridium, T Krallenträger, V Filterfüße.

matidien zusammengesetzt ist, kann *Bosmina* wie alle anderen Cladoceren keine Bilder wahrnehmen, sondern nur die Lichteinfallrichtung. Durch an das Auge ansetzende Augenmuskeln ist das Auge geringfügig beweglich. Bosminen wie auch Daphnien neigen zur Schwarmbildung. Ob tierieigene chemische Substanzen dafür verantwortlich sind oder lediglich das Aufsuchen von Umweltfaktorenoptima (positive Taxis) bleibt offen. Jeder Schwarm setzt im allgemeinen eine gleichzeitige hohe Individuenproduktion voraus, die bei Wasserflöhen im Sommer durch eine schnelle Folge sich parthenogenetisch fortpflanzender Generationen gewährleistet ist.

Literaturhinweise

- Brauer, A.: Die Süßwasserfauna Deutschlands. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1961.
 Kaestner, A.: Lehrbuch der Speziellen Zoologie, Teil 1 Wirbellose, 2. Halbband. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1963.
 Siewing, R. (Hrsg.): Lehrbuch der Zoologie, Band 2 Systematik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1985.
 Storch, V., Welsch, U.: Systematische Zoologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1997.
 Wesenberg-Lund, C.: Biologie der Süßwassertiere. Springer Verlag, Wien 1939. Nachdruck: Verlag von J. Cramer, Lehre 1967.

Verfasser: Rudolf Drews, Straße 366, Nr. 3, D-13503 Berlin

Nachricht

Diaschau *Microcosmica*

Eine aufregende Reise in die verborgene, geheimnisvolle Welt der Farben, Formen, Lebenswelten und abstrakten Landschaften bietet die Diaschau *Microcosmica*. Mit Hilfe der Fotografie lassen sich am Mikroskop nicht nur wissenschaftliche Forschungsergebnisse festhalten, auch jenseits davon kann diese Mikrowelt eine große Faszination und Herausforderung durch besonders ästhetisch ansprechende Motive für den Beobachter erzielen.

Es ist schon eine merkwürdige Vorstellung, dass man kleinste Dinge vergrößert, eine wunderbare Formenvielfalt entdeckt und der Betrachter dann von der unglaublichen Formenvielfalt und Schönheit von beispielsweise farbenprächtigen Mikrokristallen (Abb. 1) gefangen genommen wird.

Alles in allem ist dies also ein Diavortrag, in dem der Zuschauer zum teilnehmenden Entdecker wird, weil er das Phantasieland *Microcosmica* an diesem Abend mit Hilfe der Fotografie bereisen kann. Faszinierende Farben und Formen in Überblendtechnik mit drei Projektoren, passender Musik und Kommentierung präsentiert von dem Team Peter Woitschikowski als Fotograf und Paul Elmer als AV-Gestalter.

Termin: Freitag 09.05.2003 um 20 Uhr, VHS-Reckenberg-Ems, Stadthaus, Luise-Hensel-Saal, Kirchplatz, D-33378 Rheda-Wiedenbrück, Info: vhs-reckenberg-ems.de

oder per e-mail an: peterwoitschikowski@web.de
 Wir wissen, dass die Mikroskopie ein sehr ungewöhnliches Thema für eine Diaschau ist und sind auf die Resonanz sehr gespannt.

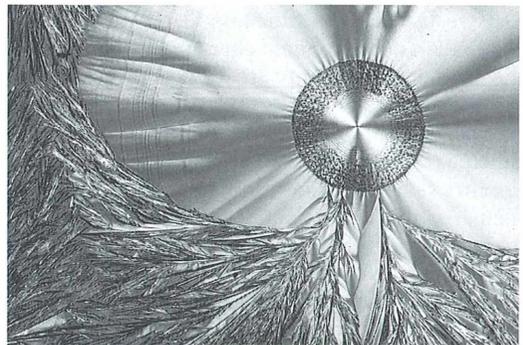


Abb. 1: Auskristallisierte, wässrige Ascorbinsäurelösung; polarisiert unter Zuhilfenahme einer Kunststoffolie als Kompensator.

Interessierte Mikroskopiker können ab Ende April gegen Kostenersatz eine Kurzversion der Diaschau auf CD (Laufzeit circa 10 Minuten) bei mir unter der nachfolgenden Adresse erhalten:

Peter Woitschikowski,
 Hüssengarten 6, D-33332 Gütersloh,
 Tel.: 052 41 463 79 ab 20 Uhr
 oder Handy: 01 73 975 70 65.

Peter Woitschikowski und Paul Elmer, Gütersloh

Rhaphidiophrys coerulea und *Spiromonas spec.* – Ein neuer Fall von Parasitismus bei den Heliozoen

Martin Kreutz

Der Parasitismus ist ein sehr interessantes und weit verbreitetes Phänomen. Im Grunde genommen ist es vielleicht die vorherrschende Lebensweise auf diesem Planeten, da es wahrscheinlich mehr parasitäre als freilebende Arten gibt. Denkt man nur an die Zahl der Parasiten, mit der alleine die Spezies Mensch zu kämpfen hat, wie zum Beispiel Malaria-Erreger, Bandwürmer oder auch Stechmücken, so wird dies schnell klar. Und selbst die Einzeller sind von diesem Phänomen betroffen und unter ihnen auch die Heliozoen, obwohl bisher nur sehr wenige Fälle beschrieben wurden. Im vorliegenden Fall konnte ich einen neuen Ectoparasiten auf *Rhaphidiophrys coerulea* beobachten.

Die bisher bekannten Parasiten, welche die Heliozoen als Wirte nutzen, gehören sowohl den Protozoen als auch den Metazoen an (Rainer, 1968). So befällt das Rädertier *Proales latrunculus* gleich mehrere Arten von Heliozoen, wie beispielsweise *Acanthocystis turfacea* oder *Rhaphidiophrys elegans* (Abb. 1). *P. latrunculus* wird als vermeintliche Beute einge-

fangen, kann aber durch einen unbekanntem Schutzmechanismen nicht verdaut werden und beginnt seinerseits das Plasma der Heliozoen zu fressen. Das Rädertier legt schließlich ein Ei zwischen dem verbliebenen Plasmakörper und der Sklerithüllschicht der Heliozoen. Danach durchstößt es die Sklerithülle und befällt das nächste Individuum beziehungsweise die nächste Kolo-

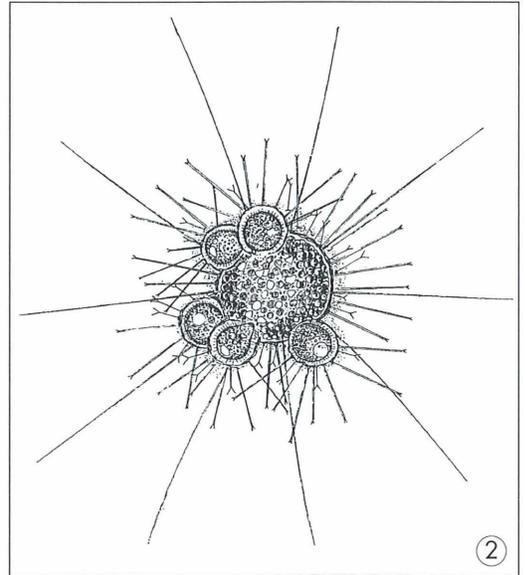
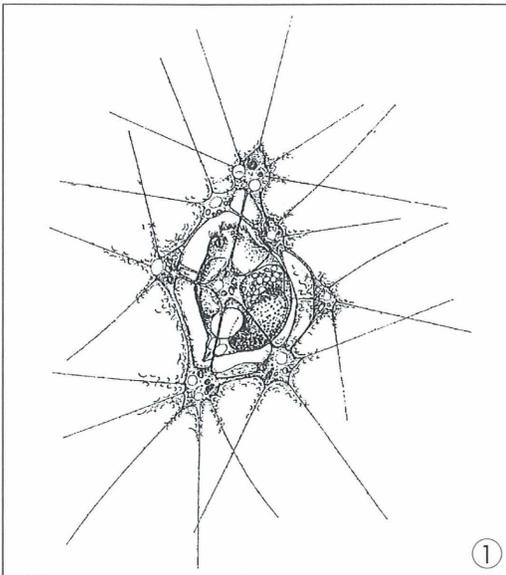


Abb. 1: Auch Metazoen parasitieren an Heliozoen. Hier ist es das Rädertier *Proales latrunculus* innerhalb einer Kolonie von *Rhaphidiophrys elegans* (aus Rainer, 1968). – Abb. 2: Das Sonnentierchen *Acanthocystis turfacea* wird von dem parasitären Ciliaten *Enchelyodon helioparasiticus* befallen. Hier liegt ein Parasitismus unter Einzellern vor (aus: Rainer, 1968).

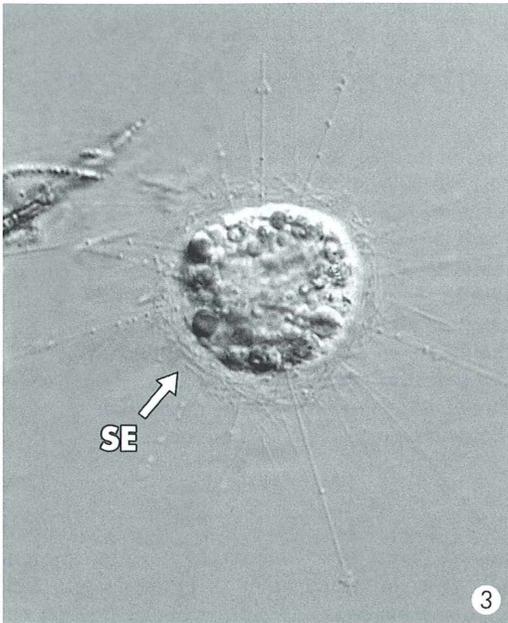


Abb. 3: Dieses Exemplar des Sonnentierchens *Raphidiophrys coerulea* misst 18 μm im Durchmesser. Es ist frei von einem parasitären Befall. Man erkennt die zarte Hülle aus Skleritelementen (SE), welche auch unter Ölimmersion nicht aufgelöst werden können.

nie. Auch ein Ciliat hat sich zum Parasiten von Heliozoen entwickelt. Es handelt sich um *Enchelyodon helioparasiticus*, der an *A. turfacea* beobachtet wurde (Rainer, 1968; Abb. 2). Er dringt ebenfalls durch die Sklerithülle und parasitiert dann am Ektoplasma. Dabei umgibt er sich mit den Hüllskleriten und erscheint als knospenartige Ausstülpung von *A. turfacea*. Jedoch ist er leicht als parasitierender Ciliat zu erkennen, da er weiterhin von Cilien umgeben ist, deren langsamer Schlag unter der Sklerithülle zu beobachten ist. Alle weiteren Beschreibungen von Parasiten an Heliozoen (es wird von einem Suktör und einem weiteren Ciliaten berichtet) sind ungenügend dokumentiert und nicht bestätigt worden (Rainer, 1968).

Sammelpunkt auf kleinstem Raum

Unter recht günstigen Umständen fand ich in einer Probe aus einem nordwestlich von Konstanz gelegenen Braunwassertümpel eher zufällig das

Sonnentierchen *R. coerulea* (Abb. 3). Es handelte sich um eine Benthos-Probe, welche aus schwarzem Schlamm bestand. Eigentlich kein typischer Aufenthaltsort von Heliozoen. Jedoch sah ich auf der weißen Gefäßwand nur wenige Millimeter oberhalb der Schlammschicht winzige Algenansammlungen. Diese pipettierte ich vorsichtig heraus und zu meiner Überraschung handelte es sich um überaus artenreiche Mikroökosysteme. Gleich fielen mir die zahlreichen Heliozoen auf, welche sich mitunter recht schnell über die Algenfäden bewegten und über den Objektträger abwanderten. Es handelte sich hauptsächlich um die Art *R. coeruleus* (Rainer, 1968). Diese Art ist mit etwa 20 μm Durchmesser sehr klein und lässt sich daran identifizieren, dass die in einer dünnen Schleimschicht gelagerten Hüllskelettelemente nicht an den Pseudopodien hinaufreichen. Zudem sind die Spicula selbst unter Ölimmersion nicht aufzulösen und erscheinen nur als Flitter. Das Protoplasma ist durch aufgenommene Nahrung deutlich grün, gelb oder orange gefärbt. Außerdem waren mehrere kontraktile Vakuolen und ein exzentrisch gelagerter Zellkern zu erkennen. Die nur wenige Millimeter messende Ansammlung von Algen ließ sich unter dem Deckglas ohne Schwierigkeiten auf so geringe Schichtdicken bringen, dass eine detaillierte Beobachtung unter Ölimmersion möglich war.

Hochbrechende Körper

Mir fiel an etwa einem Drittel der Exemplare von *R. coerulea* auf, dass sie offensichtlich reiche Beute gemacht hatten, denn sie waren teilweise dicht mit hochbrechenden Körpern besetzt (bis zu acht), von denen ich annahm, dass es sich um Beutetiere handelte (Abb. 4). Ich wäre über diese Beobachtung hinweg gegangen, wenn diese vermeintliche Beute nicht immer die gleiche Größe gehabt hätte. Sie war stets rund oder sehr breit birnenförmig und maß 5–6 μm im Durchmesser. In der näheren Umgebung konnte ich jedoch keinerlei Beutetiere dieser Größe entdecken. Deshalb beobachtete ich die Objekte genauer und konnte in jedem genau zwei tätige kontraktile Vakuolen entdecken (Abb. 5). Wie ich dann auch schnell feststellte, war zudem in jeder Zelle ein Zellkern lokalisiert (Abb. 5). Auch nach einer halben Stunde Beobachtungszeit konnte ich keine Anzeichen einer Phagocytose der vermeintli-

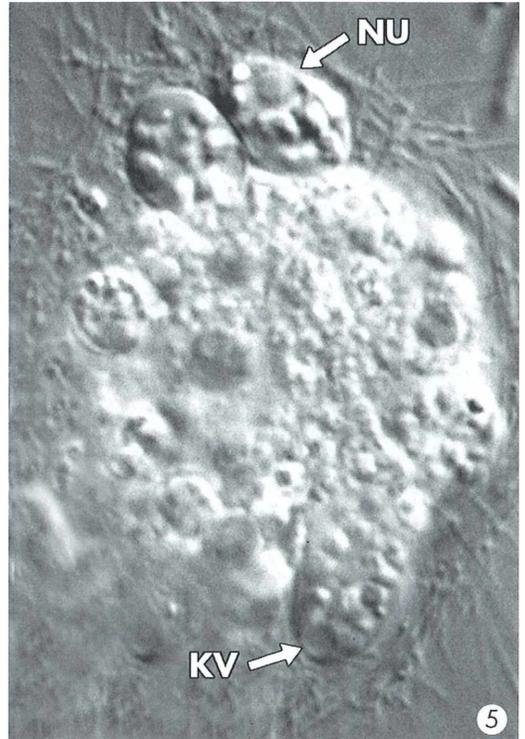
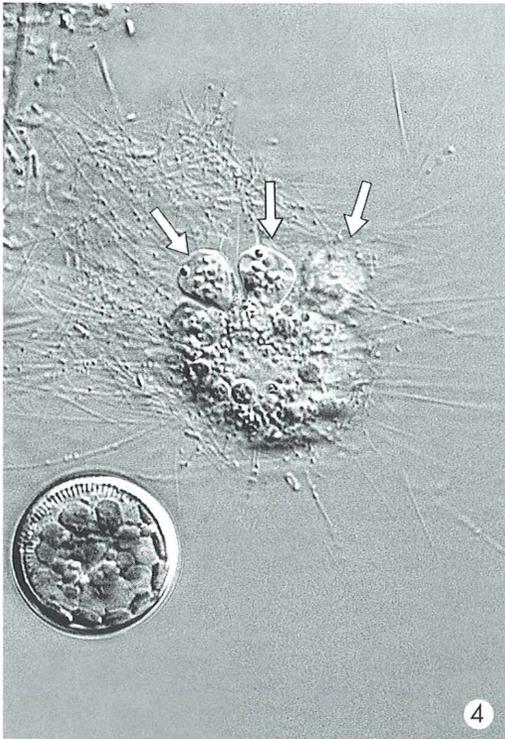


Abb. 4: Ein von *Spiromonas* spec. (Pfeile) befallenes Exemplar von *Rhaphidiophrys coerulea*. Die Parasiten messen $6 \times 7 \mu\text{m}$. – **Abb. 5:** Detailaufnahme von *Spiromonas* spec., parasitierend an *Rhaphidiophrys coerulea*. Man erkennt den Nucleus (NU) des Parasiten und eine der jeweils zwei kontraktile Vakuolen (KV) pro Parasitenzelle.

chen Beute erkennen. Es handelte sich also offensichtlich um einen Fall von Parasitismus. Da sich die Parasiten in diesem Falle auf der Wirtszelle festsetzen und nicht in sie eindringen, spricht man von Ectoparasitismus. Die Pellikula des Parasiten war nackt und zeigte weder Anzeichen von Geißeln noch Flagellen. Die Zellen waren deutlich zwischen dem Plasmakörper von *R. coerulea* und der aufgelagerten Sklerithüllschicht lokalisiert und dabei völlig unbeweglich. Eine aktive Aufnahme von Plasma aus dem Wirt konnte ich nicht beobachten, jedoch waren in den Parasiten zahlreiche granuläre Körper zu erkennen.

Flagellaten als Parasiten

Den Vorgang des aktiven Befalls oder ein Vermehrungsstadium des Parasiten konnte ich

nicht beobachten, wodurch die Zuordnung zu einer Klasse, Familie oder gar Gattung schwierig ist. Durch einen Zufall kam ich der mutmaßlichen Identität des Parasiten jedoch auf die Spur. Ich schickte einige Aufnahmen von meinem Fund an Prof. Wilhelm Foissner in Salzburg, der sich eigentlich schwerpunktmäßig mit Ciliaten befasst. Er erkannte auf den beigefügten Aufnahmen jedoch die Ähnlichkeit mit einem Parasiten, welcher die Ciliatengattung *Colpoda* befallt und schickte mir entsprechende Literatur zu (Foissner und Foissner, 1984). Der darin beschriebene Parasit des Ciliaten *Colpoda cucullus* heißt *Spiromonas gonderi* und ist ein Flagellat. Tatsächlich ergeben sich starke Ähnlichkeiten im äußeren Erscheinungsbild und der Größe mit dem von mir beobachteten Parasiten auf *R. coerulea* (Abb. 6). Da es sich bei dem von mir gefundenen Parasiten definitiv nicht um einen Ciliaten

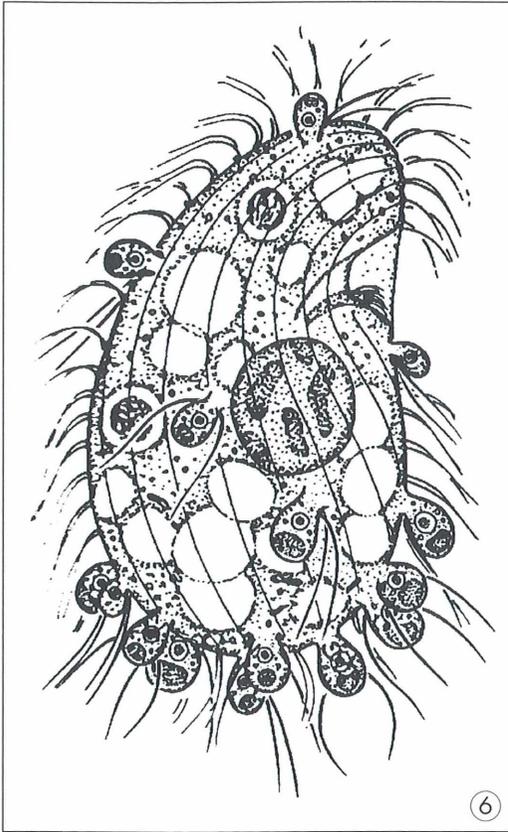


Abb. 6: Der Ciliat *Colpoda fastigata* wird von mehreren Exemplaren des Flagellaten *Spiromonas gonderi* parasitiert. *S. gonderi* wird 5–12 × 4–10 µm groß und zeigt bezüglich Größe und Aussehen im parasitierenden Zustand große Ähnlichkeit mit *Spiromonas spec. an Raphidiophrys coerulea* (aus Foissner und Foissner, 1984).

handelt (keine Cilien), ist seine Zugehörigkeit zu den Flagellaten sehr wahrscheinlich. Da eine genaue Zuordnung bisher nicht möglich ist, möchte ich ihn vorerst *Spiromonas spec.* nennen. Dass an den parasitierenden Zellen keine Flagellen erkennbar waren, wird dadurch erklärbar, das *Spiromonas* sich stets unterhalb der Hüllskleritschicht von *R. coerulea* verbarg (Abb. 5). Dadurch können feine Strukturen im Liniengewirr der Spicula untergehen.

Danksagung

Ich danke Herrn Prof. Wilhelm Foissner vom Zoologischen Institut der Universität Salzburg für die Identifizierung von *Spiromonas spec.* und die zur Verfügung gestellte Literatur.

Literaturhinweise

Foissner, W., Foissner, I.: First record of an ectoparasitic flagellate on ciliates: An ultrastructural investigation of the morphology and the mode of attachment of *Spiromonas gonderi* nov. spec. (Zoomastigophora, Spiromonadidae) invading the pellicle of ciliates of the genus *Colpoda* (Ciliophora, Colpodidae). *Protistologica* 20, 635-648 (1984).

Rainer, H.: Urtiere, Protozoa; Wurzelfüßler, Rhizopoda; Sonnentierchen, Heliozoa. In: Dahl, M., Peus, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands, 56. Teil, VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1968.

Verfasser: Dr. Martin Kreutz, Magdeburger Str. 2, D-78467 Konstanz, e-mail: makreu@gmx.de



Was bleibt wenn wir gehen

Es liegt an uns, unseren Kindern und Enkeln eine Welt zu hinterlassen, in der es sich zu leben lohnt. Bestellen Sie unsere kostenlose Broschüre für Ihre persönliche Nachlassregelung.

Bund für Umwelt und Naturschutz Deutschland e.V.
Am Köllnischen Park 1 · 10179 Berlin
Fax (0 30) 2 75 86-4 40
info@bund.net
www.bund.net



Gelegte Präparate von Protisten – Vergessene und neue Methoden*

Gerhard Göke

Mikroskopisch kleine Objekte, besonders die rezenten und fossilen Protisten, werden meistens zu Streupräparaten verarbeitet. Die Objekte liegen darin regellos im Sehfeld des Mikroskops. Oft ist es jedoch wünschenswert, einzelne Objekte zu separieren und zu besonderen Präparaten zu verarbeiten, die man als gelegte Präparate bezeichnet. Ausgelesene Protisten, zum Beispiel Schalen und Gehäuse von Diatomeen, Silicoflagellaten, Radiolarien und Foraminiferen, sind als Beleg- oder Vergleichspräparate für taxonomische Arbeiten wichtig. Diese Präparationstechnik ist schon sehr lange bekannt und wurde meistens von wenigen Berufspräparatoren benutzt, die ihre Methoden aber nie veröffentlicht haben. In diesem Beitrag wird die Herstellung gelegter Präparate von Protisten und anderen Objekten beschrieben, soweit sie dem Verfasser bekannt geworden sind.

Wer die ersten gelegten Präparate von Protisten hergestellt hat, ist nicht genau bekannt. Als Erfinder der gelegten Diatomeenpräparate gilt J. P. Möller aus Wedel in Holstein. In seinem wertvollen Tafelwerk (Wedel, 1891) bezeichnet er sie als Typenplatten. Möller hat in unübertroffener Genauigkeit besonders große Typenplatten geschaffen, von denen eine mit über 4000 Einzelformen als *Universum Diatomearum Moellerianum* bekannt geworden ist.

Während J. P. Möller die Präparation von Diatomeen entwickelte, hat Eduard Thum in Leipzig eine Vielzahl anderer Kunstformen der Natur zu gelegten Präparaten verarbeitet, neben den Diatomeen auch Radiolarien, Foraminiferen, Peridineen, Holothuriensklerite und Schmetterlingsschuppen. Albert Elger hat diese Technik bei Thum erlernt, später bei Möller in Wedel gearbeitet und sich dann als Präparator in Eutin selbständig gemacht. Von ihm habe ich in den 60er und 70er Jahren viel gelernt, ohne es zu dieser Meisterschaft gebracht zu haben. Seine Tochter Anke Korth gehört heute zu den wenigen Mikroskopikern, die diese Technik beherrschen. Zu erwähnen ist noch Klaus D. Kemp in Blautannen, Sommerset/England, der früher bei

Gurr Ltd. tätig war und heute als selbständiger Präparator arbeitet. Neben diesen berufsmäßigen Präparatoren gab es früher (wie auch heute) einige wenige Hobby-Mikroskopiker, die sich mit der Herstellung gelegter Präparate beschäftigt haben, beispielsweise der Leipziger Kartograph Prof. Dr. Debes und der Regierungsbaumeister K. E. Schmidt in Berlin-Charlottenburg.

Verschiedene Typen gelegter Präparate

Die Herstellung gelegter Präparate stellt hohe Anforderungen an die Konzentration und Nervenkraft des Mikroskopikers. In der Vergangenheit wurden mehrfach selbstgebaute Mikromanipulatoren für die Herstellung solcher Präparate beschrieben. Allerdings werden sie auch heute noch fast ausschließlich von Hand angefertigt (siehe hierzu Schmidt, 1937/38 a und b). *Präparate von Einzelformen* sind am einfachsten herzustellen. Sie enthalten nur ausgelesene Exemplare von einer einzigen Art, die möglichst deren Variationsbreite oder verschiedene Entwicklungsstadien zeigen sollen (Abb. 1 und 2). Bei den Diatomeen kann das auch eine Anordnung von Hauptseite, Gürtelseite und Teilungsstadium sein. Solche Präparate sind für taxonomische Arbeiten und als Vergleichspräparate wichtig.

* Basierend auf einem Vortrag, gehalten anlässlich der 9. Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen, 8.–10. November 2002.

Typenplatten, in denen möglichst viele Arten von Diatomeen, Radiolarien oder Foraminiferen in Reihen vereinigt sind, zeigen nur den Formenreichtum dieser Protisten und sind oft Meisterwerke der Präparationstechnik. Sie ha-

ben keinen großen wissenschaftlichen Wert, sind aber besonders für den Hobby-Mikroskopiker sehr informativ und wurden von den Berufspräparatoren besonders häufig hergestellt (Abb. 3 und 4).

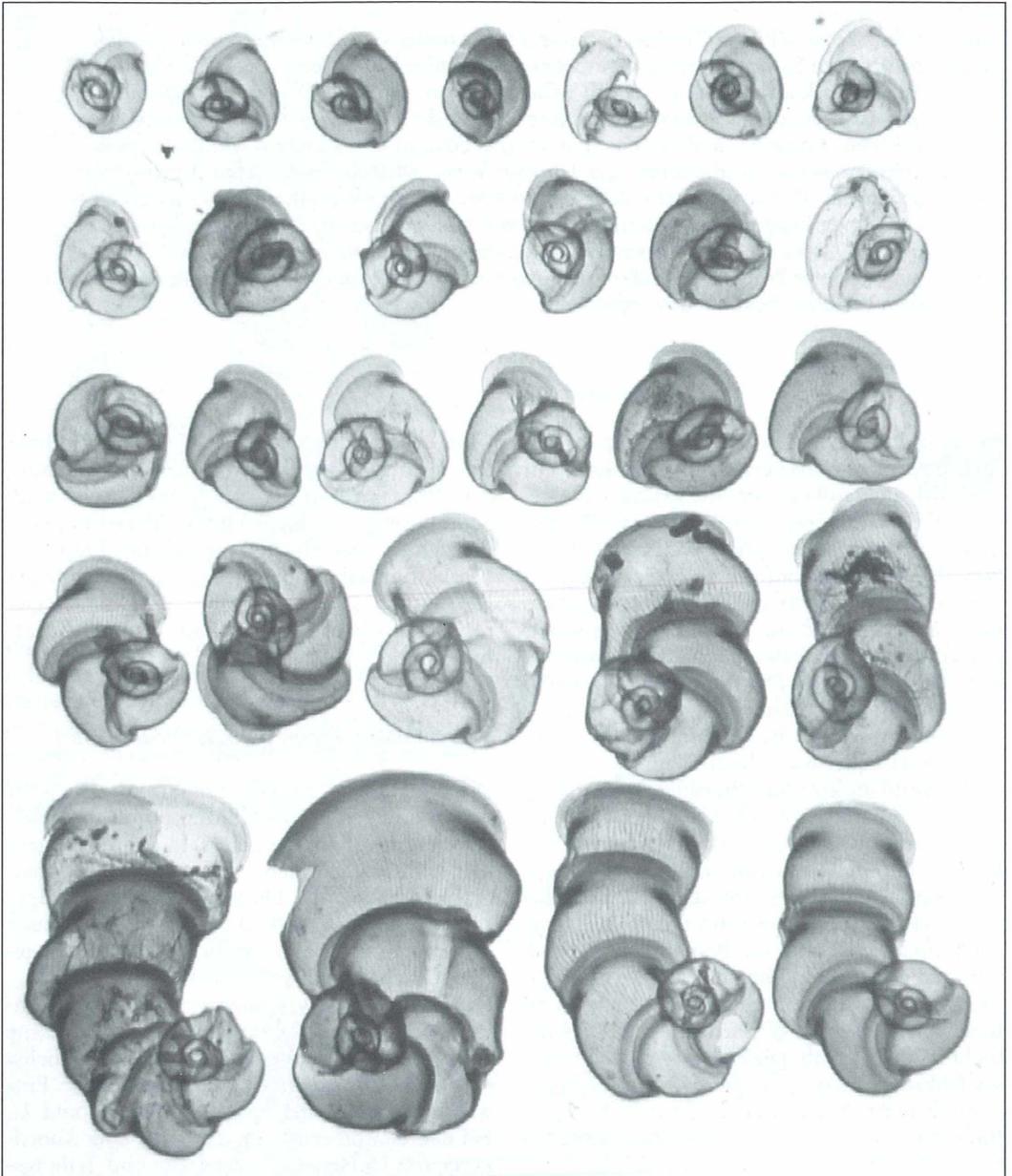


Abb. 1: Entwicklungsformen von *Vertebralina striata*. Foraminiferen des sessilen Benthos aus dem Mittelmeer. Vergr.: $\times 16$.

Fundortplatten enthalten möglichst viele Arten von einem einzigen rezenten oder fossilen Fundort. Sie sind für vergleichende Untersuchungen wichtig und wissenschaftlich umso wertvoller, je mehr Arten des Fundortes in ihnen vereinigt sind.

Generapplatten sollen möglichst viele Arten einer Gattung von verschiedenen rezenten und fossilen Fundpunkten enthalten und einen Überblick über den Artenreichtum der Gattung geben.

In den Typen-, Fundort- und Generapplatten liegen die Objekte in Reihen nebeneinander und übereinander (Abb. 5). Deshalb können davon Namenlisten angefertigt werden.

Kreispräparate sind so genannte Salonpräparate, die bis zu 100 (manchmal auch mehr) ornamental angeordnete besonders schöne oder interessante Objekte enthalten. Das müssen nicht immer Protisten sein (Abb. 6 und 7). Von diesen Präparaten können nur bedingt Namenlisten angefertigt werden.

Abb. 2: Entwicklung des Skeletts von *Cycladophora goethiana*. Radiolar aus der Oceanic-Formation von Barbados. Vergr.: ×80.

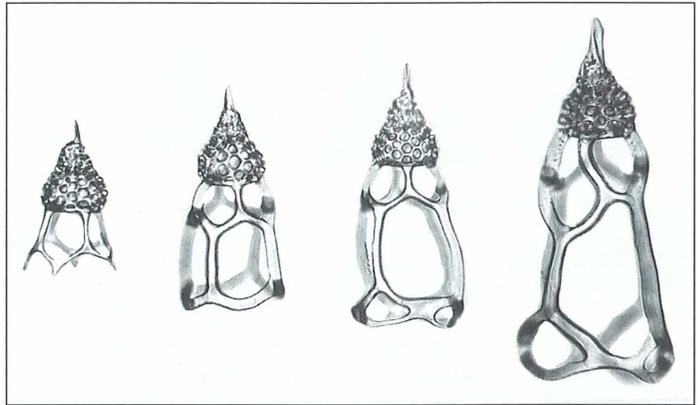
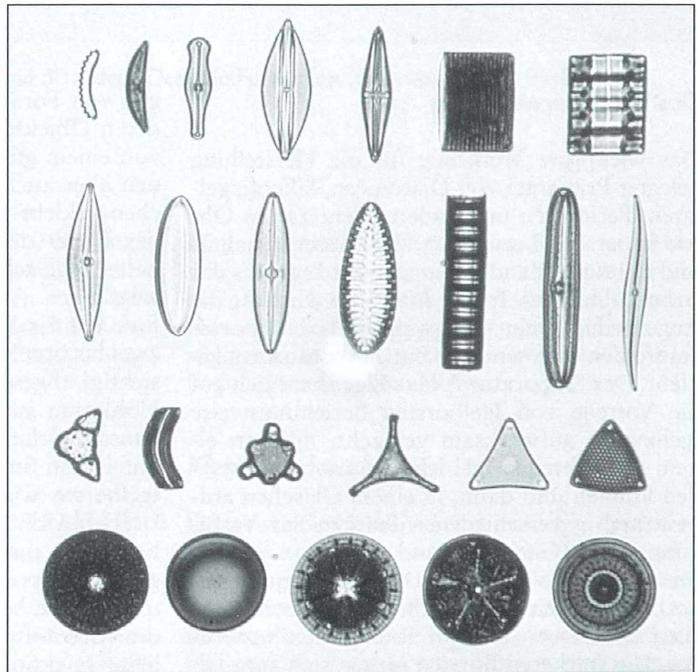


Abb. 3: Diatomeen-Typenplatte mit 25 Süßwasser- und Meeresformen. Vergr.: ×40.



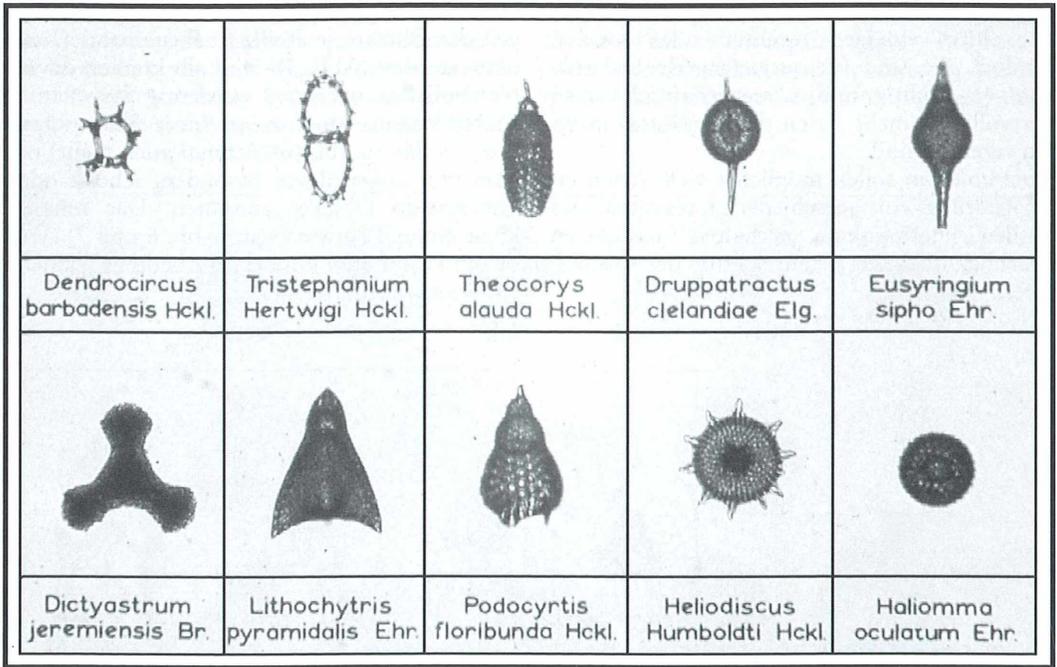


Abb. 4.: 10 Radiolarien aus dem Obereozän von Barbados. Der Präparator Albert Elger hat Typenplatten von Diatomeen, Radiolarien und Foraminiferen hergestellt, in denen die Objekte auf einen winzigen Fotofilm geklebt waren. Die Namen konnten mit dem Mikroskop gelesen werden. Vergr.: $\times 40$.

Das Präparierwerkzeug

Das wichtigste Werkzeug für die Herstellung gelegter Präparate von Diatomeen, Silicoflagellaten, Peridineen und anderen sehr zarten Objekten ist die Legeborste. Von ihrer Qualität und richtigen Handhabung ist das Ergebnis der Arbeit abhängig. In der Literatur wird oft die Augenwimper eines Schweines als Legeborste empfohlen. Sie wird an ein Holzstäbchen geklebt. Der Präparator Albert Elger hat mich auf die Vorteile von Igelborsten beziehungsweise Igelhaaren aufmerksam gemacht, die von einem überfahrenen Igel leicht entnommen werden können und dann, in einem Gläschen aufbewahrt, in verschiedenen Stärken zur Verfügung stehen. Ganz feine und spitze Borsten sind für das Legen von zarten Diatomeen gut geeignet. Die mittleren werden für die größeren fossilen Diatomeen und für Radiolarien verwendet. Die stärkeren Borsten eignen sich zum Le-

gen von Foraminiferen, Thekamöben und anderen Objekten. Die größeren Borsten werden von einem guten Nadelhalter gefasst. Sie können aber auch an ein bleistiftdickes Holzstäbchen geklebt werden. Die feinen Borsten fasst das Futter des Nadelhalters nicht mehr. Deshalb stelle ich meine feinen Legeborsten wie folgt her:

Eine 0,8 bis 1 mm starke Injektionsnadel wird zwei bis drei Millimeter oberhalb der Basis vorsichtig abgesägt. Die Schnittfläche, die den Hohlraum nicht zuschmieren darf, wird auf feinstem Schmirgelpapier glatt geschliffen. Eine unter dem Stereomikroskop ausgesuchte feine Igelborste wird gekürzt, an ihrem Ende mit UHU-HART oder einem ähnlichen Klebstoff bestrichen und so in das dünne Röhrchen eingeführt, dass ihre Spitze nur zwei bis drei Millimeter weit herausragt. Nach dem Aushärten des Klebstoffes wird die mit der Borste versehene Injektionsnadel mit Zweikomponenten-

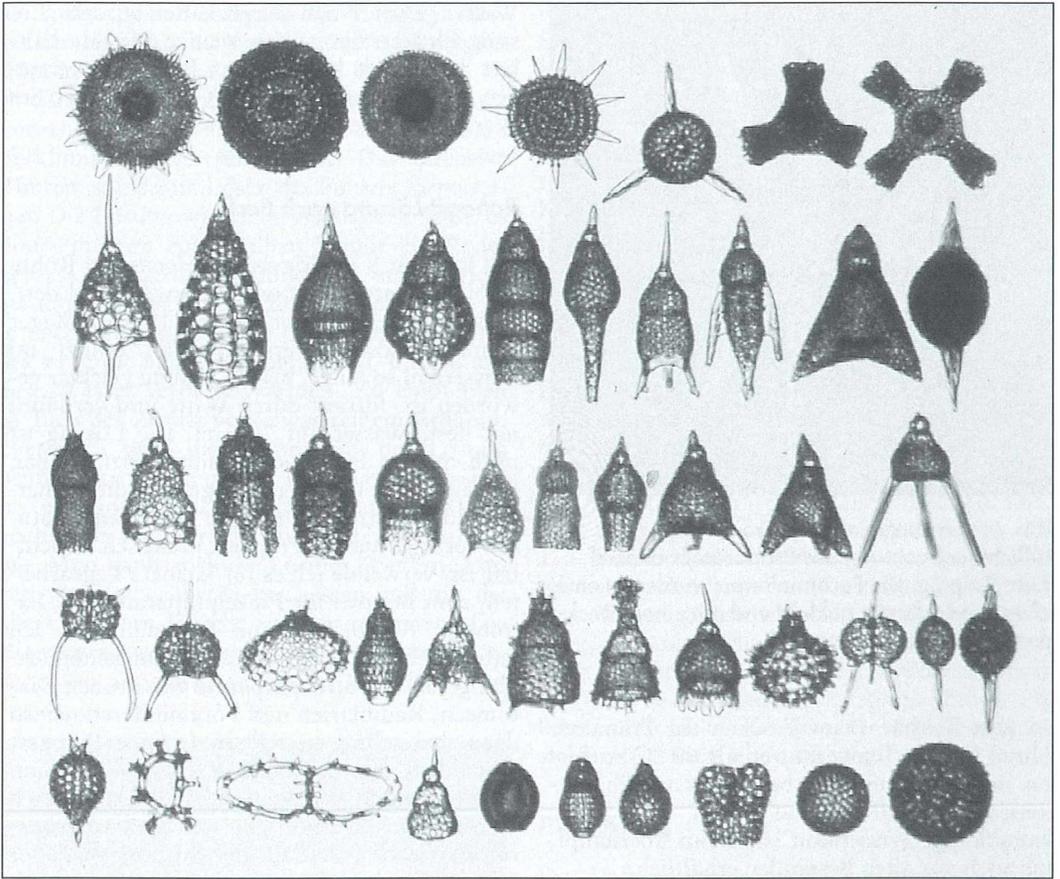


Abb. 5: Radiolarien-Fundortplatte mit 50 Arten. Oceanic-Formation (Obereozän) von Barbados. Vergr.: $\times 50$.

kleber auf ein bleistiftdickes, etwa 10 cm langes Holzstäbchen gekittet oder in das Futter eines Nadelhalters geklemmt. Am besten stellt man sich mehrere Legeborsten von unterschiedlicher Stärke her. Dabei ist zu beachten, dass zu lange Borsten federn, während man bei zu kurzen Borsten mit dem Metall der Nadel den Klebgrund beschädigen kann.

Die Herstellung von Klebgrund-Deckgläsern

Die für Legepräparate bestimmten Deckgläser müssen mit einem Klebgrund überzogen werden, der nur in feuchter Luft klebrig ist. An seine Qualität werden hohe Anforderungen gestellt.

In der Literatur wurden mehrere Klebemittel beschrieben, von denen einige mangels der erforderlichen Zutaten wie Syndetikon, Fischleim, Hausenblase und so weiter nicht mehr hergestellt werden können. Die hier vorgestellten Klebemittel wurden vom Verfasser erprobt.

Klebmittel nach Elger

Etwas weiße Gelatine wird in wenig destilliertem Wasser gelöst, was mehrere Tage dauert. Dann fügt man unter Umrühren soviel Syndetikon hinzu, dass die Mischung schmutzig braungelb erscheint. Sie muss stets dünnflüssig bleiben. Die Lösung wird filtriert und ist etwa

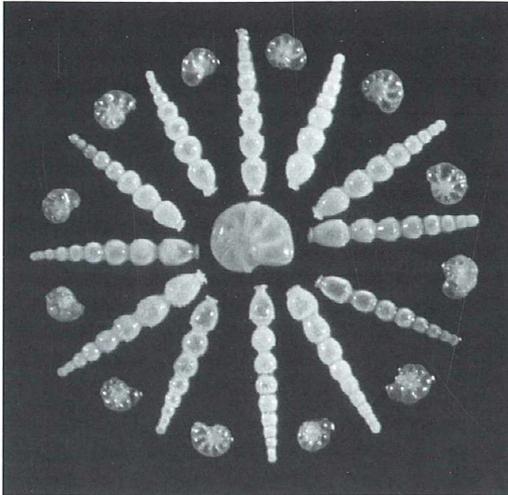


Abb. 6: Ein Foraminiferen-Kreispräparat für Auflichtbeobachtung des Präparators Eduard Thum/Leipzig. Die Foraminiferen wurden in eine schwarze Lackzelle geklebt und mit einem Deckglas abgedeckt. Vergr.: $\times 40$.

ein Jahr haltbar. Beim Trocken der Präparate führen höhere Temperaturen als $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ zu Rissen im Klebgrund, die besonders im Phasenkontrast oder DIK störend wirken.

Anmerkung: Syndetikon ist, wenn überhaupt, nur noch aus alten Beständen erhältlich.

Klebmittel nach Debes

Man löst 2 g weiße Gelatine in 75 ml Eisessig. Das dauert mehrere Tage. Dann wird die Lösung filtriert, was ebenfalls mehrere Tage in Anspruch nimmt und mit viel Substanzverlust verbunden ist. In ein Gemisch von 3 g absolutem Äthanol und 1,5 g Iso-Butylalkohol spritzt man unter ständigem Umrühren 5 ml von der klaren Gelatine-Eisessiglösung aus einer Pipette ein. Das fertige Klebmittel muss kühl und dunkel aufbewahrt werden. Die damit hergestellten Präparate vertragen keine Hitze und müssen bei Zimmertemperatur getrocknet werden. Das ist der große Nachteil dieses Mittels.

Klebmittel nach Schmidt

5 g Zucker (Saccharose) und 2 ml Wasserglas werden unter Erwärmen in 100 ml destilliertem

Wasser gelöst. Nach dem Erkalten wird die Lösung filtriert. Sie ist nur wenige Monate haltbar. Die damit hergestellten Präparate vertragen Temperaturen bis $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ und können im Wärmeschrank getrocknet werden.

Rohagit-Lösung nach Beck

1 g Rohagit S niedrigviskos (Hersteller: Röhm & Haas, Darmstadt) wird in etwa 50 ml dest. Wasser aufgeschlämmt und mit 10 ml 25%iger Ammoniaklösung versetzt. Man erhitzt im Wasserbad so lange, bis die Lösung glasklar geworden ist, filtriert durch Watte und verdünnt mit dest. Wasser auf 100 ml. Die Lösung ist nach meinen Erfahrungen unbegrenzt haltbar. Rohagit klebt nicht ganz so gut wie die vorhergehenden Mittel. Da es aber hohe Temperaturen verträgt und im Präparat praktisch unsichtbar ist, verwende ich es für kleinere Legearbeiten, zum Beispiel für Einzelpräparate von Diatomeen, Radiolarien und Foraminiferen. Ich habe noch eine weitere Verwendungsmöglichkeit gefunden: Streupräparate von groben Diatomeen, Radiolarien und Foraminiferen neigen dazu, bei schräg gestelltem fertigen Präparat allmählich der Schwerkraft folgend langsam nach unten abzusinken. Die Objekte haften nicht fest genug am Deckglas. Die alten Präparatoren setzten deshalb der Suspension dieser Objekte in dest. Wasser etwas Gummi arabicum-Lösung zu. Ich gebe zu solchen Suspensionen etwas Rohagit-Lösung. Nach dem Trocknen der Suspension auf dem Deckglas haften die Diatomeen, Radiolarien und Foraminiferen fest am Glas. Man kann diese Deckgläser dann wie üblich zu Präparaten weiter verarbeiten und das Einschlussmittel auch bei höheren Temperaturen im Wärmeschrank trocknen.

Acrylamid-Lösung nach Raab

Acrylamid wird als Flockungshilfsmittel beim Abtrennen organisch-mineralischer Schlämme in Kläranlagen eingesetzt. Es ist nicht giftig. Die Acrylamid-Moleküle sind synthetische, organische, makromolekulare, lineare, wasserlösliche, polymere Verbindungen. Für die Herstellung eines Klebgrundes ist es besser geeignet als Rohagit, weil es besser klebt. Material: Kationen-aktives Polyacrylamid ZETAG 57 von der Firma Allied Colloids GmbH, Hamburg.

0,5 g des pulverförmigen, wie Zucker aussehenden Acrylamids werden unter ständigem Rühren in 100 ml dest. Wasser eingerührt. Es ist darauf zu achten, dass jedes einzelne Pulverkörnchen mit Wasser benetzt wird, da sonst ein Verklumpen unvermeidlich ist. Das intensive Rühren ist bis zum Lösen des Pulvers fortzusetzen. Die Lösung wird sehr viskos, das heißt, es findet in etwa einer halben Stunde ein Reife- prozess (Makromolekülbildung) statt. Diese Stammlösung ist längere Zeit haltbar.

Je nach der gewünschten Dicke des Klebgrundes kann die Stammlösung auf 0,1–0,05% mit dest. Wasser verdünnt werden. Zu empfehlen ist auch der Zusatz von etwas reinem Äthanol. Hierdurch wird die Ausbreitung der Lösung beim Auftropfen auf das Deckglas verbessert. In verdünntem Zustand kann man das Mittel auch, falls erforderlich, über Glaswolle filtrieren. Man kann auch die Lösung über eine längere Zeit unberührt stehen lassen und nur die obere saubere Schicht weiterverarbeiten. Die Konzentration muss man den jeweiligen Erfordernissen anpassen, das heißt, für Diatomeen

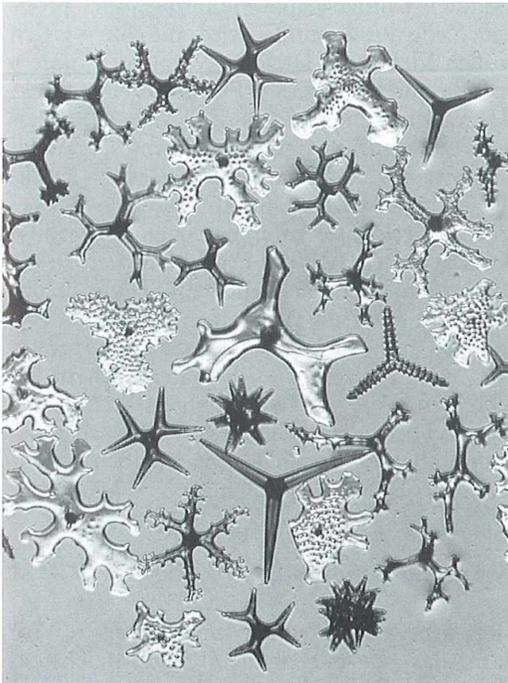


Abb. 7: Sklerite von Kieselschwämmen. Ausschnitt aus einem Kreispräparat. Farbiger Interferenzkontrast. Vergr.: $\times 80$.

eine geringe Konzentration, für Radiolarien, Foraminiferen und andere eine etwas höhere.

Für die Herstellung von Streupräparaten ist die Lösung (wie Rohagit) ebenfalls geeignet. Man setzt sie jedoch nicht der wässrigen Suspension der Objekte zu, sondern tropft diese Suspension (ohne Acrylamid-Zusatz) direkt auf die Klebgrund-Deckgläser. Nach dem Trocknen liegen die Objekte fest und können im fertigen Präparat nicht abschwimmen.

Traganth-Lösung

Für gelegte Einzelformen von Radiolarien, Foraminiferen und anderen größeren Objekten kann eine Traganthlösung als Klebemittel verwendet werden. Sie ist besonders gut geeignet für Auflichtpräparate, in denen man die Objekte auf geschwärztes Fotopapier aufklebt.

1 g Traganthpulver (erhältlich in Apotheken) wird unter Erhitzen im Wasserbad in 100 ml dest. Wasser gelöst. Man filtriert die heiße Lösung, was mit Verlust verbunden ist, und setzt nach dem Erkalten 2 ml 40%iges Formaldehyd (Formol) zu. Die damit hergestellten Präparate können nur bis 60 °C erhitzt werden. Sonst entstehen Risse im Klebgrund.

PVA-Lösung

Der Vollständigkeit halber soll noch erwähnt werden, dass auch eine Lösung von 1 g Polyvinylalkohol in 100 ml dest. Wasser, der etwa 2 ml 40%iges Formaldehyd zugesetzt wurde, zum Aufkleben von Radiolarien und Foraminiferen geeignet ist. Dabei muss jedoch beachtet werden, dass sich nicht alle PVA-Qualitäten gleich gut in Wasser auflösen lassen, jedenfalls nicht zu einer glasklaren Lösung.

Eigenschaften der Klebemittel (Zusammenfassung)

Durch Anhauchen der Klebgrund-Deckgläser muss ein sicheres Ankleben der mikroskopischen Objekte gewährleistet sein, das heißt, der Vorgang Anhauchen mit feuchter Atemluft und anschließendes Trocknen an der Luft muss sich beliebig oft wiederholen lassen, ohne dass der Klebgrund seine Eigenschaften verliert. An einen Klebgrund werden aber auch ganz bestimmte Anforderungen gestellt: Er soll sich gut auf die Deckgläser auftragen lassen, als ganz

dünne Schicht abtrocknen, aber vom Lösungsmittel des Einschlussmittels nicht anlösbar sein. Er darf sich auch nicht beim thermischen Abdunsten des Lösungsmittels, zum Beispiel des Toluols im Naphrax, verändern und auch nach Jahrzehnten keine Trübungen zeigen.

Die Beschichtung von Deckgläsern mit dem Klebgrund

Runde Deckgläser mit einem Durchmesser von 15 mm, die absolut sauber und fettfrei sein müssen, werden mit einem Tropfen Klebelösung beschickt. Dann fasst man die einzelnen Deckgläser mit der Pinzette und neigt sie in alle Richtungen. Dabei soll sich der Tropfen gleichmäßig auf der Glasoberfläche verteilen. Anschließend werden die Deckgläser im Wärmeschrank bei 40 °C oder bei Zimmertemperatur staubfrei getrocknet. Zum Schutz der etwas dickeren Schalen klebt man drei bis vier kleine Deckglassplitter in Form eines gedachten Dreiecks oder Vierecks mit einem winzigen Tropfen Klebelösung an den Rand eines jeden Deckglases. Es ist sinnvoll, eine ausreichende Anzahl von Klebgrund-Deckgläsern in einer staubdichten Glasdose oder Petrischale vorrätig zu halten.

Anmerkung: Wenn man nicht sicher ist, ob die Deckgläser fettfrei sind, kann man sie nach der üblichen Reinigung mit Äther auf einer Metallplatte ausbreiten und diese auf einer Heizplatte kräftig erhitzen. Die Klebelösung verteilt sich dann besser. Nach einer anderen Methode beschichtet man sie nach der ersten gründlichen Reinigung mit 2%iger Collodiumlösung. Kurz vor dem Auftragen der Klebelösung wird der Lackfilm abgezogen.

Bei kleineren Legearbeiten, besonders bei Präparaten von Einzelformen ist es hilfreich, wenn man einige saubere Objektträger (aber nicht zu viele) mit einem Tuschkreis versieht und vorrätig hält. Auf einer Lackring-Drehscheibe zieht man mit Hilfe des feinsten Pinsels genau in der Mitte des Objektträgers einen schwarzen Tuschkreis, der je nach Größe der Legearbeit einen inneren Durchmesser von 1 bis 3 mm haben soll. Die auf das Deckglas geklebten und mit Balsam bedeckten Objekte werden in der Wärme durch Verschieben des Deckglases in den Tuschkreis gebracht. Das erleichtert ihr Auffinden beim Mikroskopieren.

Die aufgeklebten Objekte werden am sichersten vor Druck geschützt, wenn man anstelle der Deckglassplitter zwischen Objektträger und Deckglas eine Zelle aus Zinnfolie einfügt. Das geht auf den Leipziger Kartographen Prof. Dr. Debes zurück und wurde 1926 von F. Hustedt mitgeteilt. Ich habe nach dieser Methode hauptsächlich meine Radiolarien präpariert. Sie ist aber auch für alle anderen Objekte geeignet. Aus einer etwa 0,2 mm starken Zinnfolie, die auf einer weichen Unterlage liegt, stanzt man mit einem scharfen Locheisen runde Plättchen mit einem Durchmesser von 15 mm aus. Mit einem zweiten scharfen Locheisen, das nur einen Durchmesser von 1 bis 2 mm hat, durchbohrt man die Plättchen in der Mitte (Abb. 8). Beim Ausstanzen und Lochen verbiegen sich die Plättchen. Sie müssen vor der Weiterverarbeitung sorgfältig geglättet werden. Dazu bringt man sie zwischen zwei plangeschliffene Stahlplatten und spannt diese in einem Schraubstock oder einer starken Schraubzwinde ein. Nach dem Glätten der Zellen dürfen diese nicht mehr mit den Fingern berührt werden. Es ist vielleicht einige Versuche wert, auch andere Metallfolien auszuprobieren, zum Beispiel die leichter erhältliche Aluminiumfolie.

Eine Zelle aus Zinnfolie wird mit einem gleich großen Klebgrund-Deckglas verbunden, indem man das auf einer planen Fläche liegende Deckglas kräftig anhaucht, die Zelle mit einer Pinzette rasch auflegt und sie dann mit einer Metallplatte nur so fest andrückt, dass das Deckglas nicht zerbricht. Eine Anzahl der so vorbereiteten Deckgläser kann man in einer Glasdose vorrätig halten. Mit der Legeborste werden die Diatomeen oder auch andere Objekte in das freie Feld der Zelle übertragen und durch Anhauchen festgeklebt. Der Einschluss in geeignete Medien erfolgt in der später noch zu beschreibenden Weise. Die so hergestellten Präparate sind besonders schön. Für Radiolarien und Foraminiferen empfehle ich jedoch etwas dickere Folien (0,3 bis 0,4 mm).

Das Präpariermikroskop

Man arbeitet mit einem binokularen Mikroskop, das nur mit einem 5fachen (höchstens 10fachen) Objektiv mit großem Arbeitsabstand, 10fachen Weitfeld-Okularen und einem schwachen Kondensator ausgerüstet ist. An die seitenverkehrte Arbeitsweise gewöhnt man sich

im Laufe der Zeit. Ich arbeite mit den Stereo-Okularvorsätzen nach Sojtzki & Domagalski (Göke, 1975), die ein seiten-, höhen- und tiefenrichtiges Bild liefern, inzwischen aber nicht mehr hergestellt werden. Man kann auch ein Stereomikroskop vom Greenough- oder Galilei-Typ verwenden. Ob man im azimutalen Auflicht oder im azimutfreien Durchlicht-Hellfeld arbeitet, ist von der Art der Objekte abhängig und davon, wie gut man sie kennt. Beide Methoden sind möglich. Neben das Mikroskop legt man ein dickes Lederkissen, das eine bequeme und entspannte Armhaltung in der Höhe des Objektisches ermöglicht. Ohne dieses wichtige Hilfsmittel zittert die Hand mit der Legeborste.

Das Auslesen der Objekte

Wenn man im Durchlicht präparieren will, verteilt man einige Tropfen der alkoholischen Suspension von Diatomeen, Radiolarien oder anderen Objekten auf einem Objektträger und lässt den Alkohol verdunsten. Der Objektisch wird mit einer ausreichend großen Glasplatte abgedeckt. Eventuell muss man die Kreuzobjekt-

führung entfernen, wenn man es nicht vorzieht, unter dem Stereomikroskop zu arbeiten. Der mit der Suspension beschickte Objektträger wird rechts neben einen sauberen Objektträger auf die Glasplatte gelegt. Wenn man im Auflicht präparieren möchte, benutzt man beim Auftragen der Suspension entweder einen Objektträger aus schwarzem Glas oder die 4 × 4 cm großen Deckplatten der schwarzen Färbenäpfe als Unterlage. Das Objektiv wird auf die trockenen Objekte scharf eingestellt. Mit der Legeborste tupft man das Objekt, beispielsweise eine Diatomeenschale an. Sie sollte an der Borste haften. Das gelingt besser, wenn man sie vorher über ein Stückchen Bienenwachs zieht. Ohne die Stellung der Borste zu verändern, verschiebt man die Glasplatte von Hand oder mit dem Kreuztisch so weit, dass der saubere Objektträger unter dem Objektiv beziehungsweise Objekt liegt. Dann streift man das Objekt ab und schickt den mit Diatomeen und anderem beschickten Objektträger wieder ins Bild. Das wiederholt man beliebig oft und hat schließlich eine ganze Menge ausgelesener Objekte auf dem glasklaren oder schwarzen Objektträger. Wenn man an dieser Stelle die Arbeit unterbrechen will, bewahrt man den Objektträger mit den ausgelesenen Formen liegend in einer Glasdose auf. Alle verwendeten Unterlagen und Gefäße müssen unbedingt aus Glas sein. Kunststoffdosen oder Franzzellen aus Kunststoff sind vollkommen ungeeignet, weil ihre elektrostatische Aufladung die zarten Objekte verschwinden lässt. Wenn man ein Stereomikroskop mit großem Arbeitsabstand und großem Sehfeld benutzt, kann man die ausgelesenen Objekte auch in einem schwarzen Färbenapf (4 × 4 cm) ansammeln und mit einer Glasplatte abdecken. Die weißen Diatomeenschalen und Radiolariengehäuse sind auf schwarzem Glas gut zu erkennen.

Foraminiferengehäuse werden nicht in Alkohol, sondern trocken aufbewahrt. Man streut den trockenen Schlämmrückstand auf eine schwarze Glasplatte und sammelt die gewünschten Gehäuse mit dem feinen Pinsel aus. Das kann man auch bei vielen anderen Objekten so machen wie bei Gehäusen von Thekamöben, Mikrokristallen und so weiter.

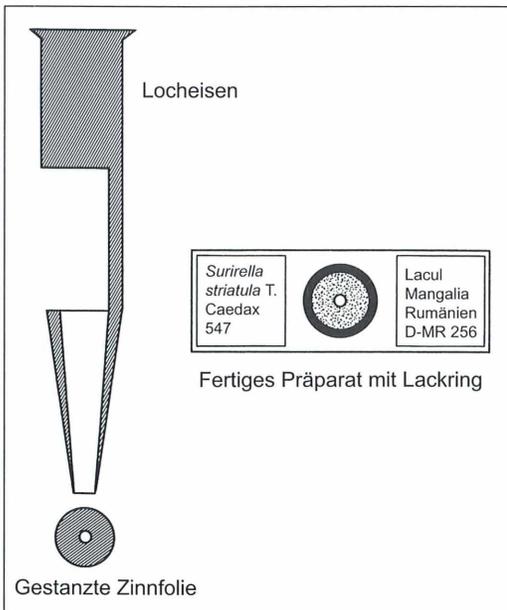


Abb. 8: Locheisen, Zelle aus Zinnfolie und fertiges Präparat.

Die Herstellung von gelegten Präparaten

Geübte Präparatoren können ein gelegtes Präparat, zum Beispiel eine Diatomeen-Typen-

platte, aus freier Hand herstellen. Ein spezieller Objektisch, den man leicht selbst herstellen kann, erleichtert die Arbeit jedoch wesentlich. In eine Tischlerplatte von der Größe des Objektisches (geübte Bastler kennen sicher noch ein besser geeignetes Material) lässt man eine circa 8 × 8 cm große Glasplatte so tief ein, dass sie mit der Oberfläche der Holzplatte abschließt. Mit einem Tropfen Malinol kittet man ein Okular-Netzmikrometerplättchen in die Mitte der Glasplatte. Die Feinteilung muss dem Objektiv zugekehrt sein.

Ein Klebgrunddeckglas wird mit der Schichtseite nach oben mit einem sehr kleinen Tropfen Wasser luftblasenfrei auf dem Mikrometerplättchen befestigt. Der Objektträger oder die schwarze Glasplatte mit dem vorsortierten Material wird neben das Mikrometerplättchen gelegt. Die gewünschten Formen werden mit der Legeborste vom Objektträger auf das Deckglas übertragen. Dabei wird die Holzplatte auf dem Objektisch so hin- und hergeschoben, dass wahlweise Deckglas oder Objektträger im Sehfeld sind. Ein Gleittisch leistet bei solchen Arbeiten auch gute Dienste. Vom Kreuztisch muss die störende Objektführung abgenommen werden. Eine aussortierte Schale wird mit der Legeborste an die vorgesehene Stelle gelegt.

Dann haucht man das Deckglas vorsichtig an. Die Feuchtigkeit der Atemluft weicht den Klebgrund auf. Wenn die Schicht nach einigen Sekunden wieder trocken ist, liegt das Objekt unverrückbar fest. Eine Korrektur ist nicht mehr möglich. Auf diese Weise werden alle aussortierten Objekte auf das Deckglas übertragen und jedes Mal durch Anhauchen festgeklebt. Das Netzmikrometer dient zur Orientierung. Es erleichtert das Legen von geraden Reihen und die Einhaltung gleichmäßiger Abstände. Diese sollen so gewählt werden, dass man die einzelnen Objekte aus dem Präparat heraus fotografieren kann.

Anmerkung: Für Diatomeen, Silicoflagellaten, Peridineen und so weiter wird ein relativ dünner Klebgrund benötigt, während beispielsweise Radiolarien, Foraminiferen, andere Mikrofossilien und Kristalle an einer dickeren Klebschicht besser haften. Das muss man von Fall zu Fall ausprobieren. Besonders einfach ist die Herstellung von Präparaten, die nur einige Formen einer einzigen Art enthalten. Die Herstellung von Typen- und Generaplaten erfordert viel Zeit. Wenn die Legearbeit abgeschlossen ist, wird das Deckglas zunächst mit einem

kleinen Tropfen des Lösungsmittels bedeckt, das sich auch im Einschlussmittel befindet (in der Regel Xylol oder Toluol) und ganz kurz bevor dieser verdunstet ist, mit einem Tropfen des Einschlussmittels. Anschließend lässt man das Harz je nach Art des Klebgrundes bei Zimmertemperatur oder im Wärmeschrank bei 60 °C trocknen. Saubere Objektträger, eventuell die mit dem Tuschkreis, werden auf einer Heizplatte angewärmt. Dann lässt man das Deckglas mit der Legearbeit auf den Objektträger fallen. Man erwärmt vorsichtig auf der Heizplatte bis das Harz wieder flüssig ist und verschiebt das Deckglas mit einer Nadel so weit, dass die Legearbeit im Tuschkreis ist. Zum Schluss lässt man das Präparat im Wärmeschrank oder auf der Heizplatte bei einer vom Klebgrund abhängigen Temperatur weiter trocknen, bevor man es mit einem immersionsölfesten Lack umrandet.

Deckgläser, auf denen sich die Objekte in einer Zelle aus Metallfolie befinden, werden mit einem Tropfen Xylol oder Toluol bedeckt und kurz bevor dieser verdunstet ist mit der Schichtseite auf den mit einem Harztropfen vorbereiteten Objektträger gelegt.

Weitere Möglichkeiten

Bei der Herstellung von Diatomeen-, Radiolarien- und Foraminiferen-Einzelpräparaten, die am häufigsten hergestellt werden, wende ich zwei vereinfachte Methoden an, bei denen man ohne Mikrometerplättchen oder Tuschkreis schneller zum Ziel kommt:

In die Mitte eines nur 10 bis 12 mm großen runden Deckglases gibt man ein winziges Tröpfchen Rohagit-Lösung. Bevor dieses ganz verdunstet ist, überträgt man mit der Legeborste ein oder mehrere Exemplare des ausgewählten Objekts in den Tropfen. Solange die Glasoberfläche feucht ist, kann man die Objekte verschieben und in der gewünschten Weise anordnen. An den Rand des Deckglases klebt man mit wenig Rohagit-Lösung drei winzige Deckglassplitter in Form eines gedachten Dreiecks. Nachdem das Rohagit trocken ist, liegen die Objekte und die Glassplitter unverrückbar fest. Jetzt gibt man einen Tropfen Einschlussmittel auf das Deckglas, erhitzt es kurze Zeit auf 80 bis 100 °C, legt es in die Mitte eines sauberen Objektträgers und erhitzt diesen bei der gleichen Temperatur so lange, bis sich das Ein-

schlussmittel gleichmäßig und luftblasenfrei verteilt hat. Auch dieses Präparat wird mit Deckglaslack umrandet. Aufgrund der geringen Größe des Deckglases sind die Objekte leicht aufzufinden.

Nach einer von Kuhlmann 1957 beschriebenen Methode gibt man nur ein winziges Tröpfchen Einschlussmittel auf die Objekte und lässt dessen Lösungsmittel in der Wärme verdunsten. Dann legt man das Deckglas mit der Schichtseite auf einen vorgewärmten Objektträger. Das winzige Tröpfchen des Einschlussmittels kann sich nicht ausbreiten, sondern verbindet das Deckglas nur in dessen Mitte mit dem Objektträger. An den Rand des Deckglases bringt man ein Stückchen Paraffin. Dieses schmilzt in der Wärme und verläuft zwischen Deckglas und Objektträger. Das Resultat ist ein klarer, nur 1 bis 2 mm großer Fleck in einem milchig-weißen Umfeld, das die Auffindung der Objekte erleichtert. Die Methode ist bei Verwendung von teuren Einschlussmitteln wie Hyrax zu empfehlen. In der Originalarbeit von 1957 überträgt Kuhlmann die Schalen in ein Tröpfchen Einschlussmittel, das sich auf dem Objektträger befindet. Das schränkt natürlich die Leistung der starken Objektive ein, weshalb die Objekte, vor allem die Diatomeen, stets an das Deckglas angeklebt werden sollten. Nur größere Objekte wie Radiolarien und Foraminiferen kann man der Einfachheit halber mit Rohag auf den Objektträger kleben.

Es wäre zu zeitraubend, wollte man die Präparate einzeln anfertigen. Am besten stellt man immer eine kleine Serie von 10 bis 20 Stück her. Wenn man die halbfertigen Präparate mit Tusche beschriftet oder nummeriert, kann man sich mit dem Umranden und Etikettieren Zeit lassen.

Es gibt Objekte, zum Beispiel viele Foraminiferen, Radiolarien, aber auch Diatomeen, von denen die Luft sehr hartnäckig festgehalten wird beziehungsweise in die das Einschlussmittel nur schwer einzudringen vermag. Bei der Präparation solcher Objekte ist ein kleines Bänkchen aus Aluminiumblech hilfreich, in das so große Schlitze geschnitten wurden, dass die mit Diatomeen beschickten Klebgrund-Deckgläser aufrecht darin stehen können (Abb. 9). Ein Bänkchen kann 5 bis 10 Deckgläser aufnehmen. Es wird mit der Pinzette an seinem Griff angefasst und in eine mit Toluol oder Xylol gefüllte ausreichend große Glasdose mit Schliffdeckel gestellt. Nach Stunden, manchmal

auch erst nach Tagen, ist die Luft aus den Objekten verschwunden. Die Deckgläser werden einzeln aus der Glasdose genommen und mit der Schichtseite nach oben kurz auf Fließpapier und dann auf eine geeignete Unterlage gelegt. Solange sie noch feucht sind, bedeckt man sie rasch mit einem Tropfen Einschlussmittel. Anschließend werden sie auf der Unterlage (geeignet ist zum Beispiel eine schwarze Fliese) im Wärmeschrank bei einer geeigneten Temperatur getrocknet. Danach lässt man sie zunächst erkalten und schmilzt sie dann auf der Heizplatte auf saubere Objektträger, gegebenenfalls solche mit Tuschekreis, mittig auf.

Wissenswertes über Lackringe

Die meisten Diatomeenleger verwenden runde Deckgläser, weil sie ihre Präparate auf einer Lackring-Drehscheibe mit einem immersionsölfesten Lack umranden. Der Lack soll jedoch nicht nur das Eindringen von Immersionsöl verhindern, sondern auch das ärgerliche Abspringen der Deckgläser. Besonders die spröden Einschlussmittel wie Hyrax und Naphrax haften nicht besonders fest am Glas und können sich, wenn die Präparate gestoßen werden oder fallen, vom Objektträger oder Deckglas lösen. Ein arbeitsaufwändiges Legepräparat wird dabei meistens zerstört. In der Mikroskopie wurden im Laufe von mehr als hundert Jahren viele Lacke als Deckglaslack verwendet: Asphaltlack, Maskenlack, Steinkohlenteerlack, Kanadabalsam in Terpentin, der vorzügliche ja-

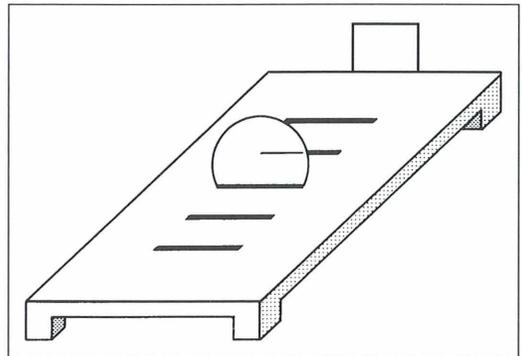


Abb. 9: Bänkchen für beschickte Klebgrund-Deckgläser (nach Schmidt, 1937/38).

panische Mikroskopierlack, schwarzer Bernsteinlack, der Heidenreich'sche Bernstein-Kopallack und Kutschenlack, um nur einige der beschriebenen Mikroskopierlacke zu nennen. Die alten Präparatoren haben sich ihren Lack selbst hergestellt.

Hier eine der vielen Rezepturen:

Guter Schellack (rot oder gelb) wird in möglichst wasserfreiem denaturiertem Äthanol gelöst. Es soll eine noch gut fließende Lösung von ausreichend hoher Viskosität entstehen. In diese Schellacklösung wird schwarze Pigmentfarbe (das ist meistens Azetylenruß) aus dem Farbenhandel eingerührt. Auf der Lackringdrehseibe muss geprüft werden, ob der Lack die richtige Konsistenz hat und ausreichend gut deckt. Eventuell muss noch Schellack oder Azetylenruß zugesetzt werden. Vielleicht muss man aber auch durch Zugabe von Äthanol die Viskosität des Lackes herabsetzen. Der so hergestellte Lack liefert Ringe mit matter Oberfläche. Wenn man schwarz glänzende Ringe bevorzugt, setzt man dem Lack etwa 2% Kollophonium (bezogen auf den Schellackanteil) zu. Am besten stellt man sich sofort soviel Lack her, dass dieser für Jahrzehnte reicht (siehe hierzu E. Raap im Hagener Mikroheft HM 28, Oktober 2002).

Im Fachhandel sind Deckglaslacke auf Kunstharzbasis in mehreren Farben erhältlich. Man erkennt sie am Geruch nach Essigsäureethyl- oder -butylester. Als Verdüner sind Essigsäureethyl-ester und Methyl-ethylketon gut geeignet. Die Pinsel können mit Azeton gereinigt werden (beim Schellack mit Brennspritus). Auch diese Lacke sind geeignet, aber schwer zu bekommen.

Es gibt Lackringdrehseiben, deren schwere Metallplatte auf einer Spindel läuft und mit der Hand angestoßen werden muss. Geschickte Bastler haben aus alten Schallplattenapparaten motorbetriebene Lackringdrehseiben gebaut. Ich ziehe den Handbetrieb vor, weil sich die Umdrehung und das Abstoppen der Scheibe besser steuern lassen.

Das Ziehen der Lackringe ist sehr einfach, muss aber zunächst an Ausschusspräparaten erprobt werden. Der Pinsel muss die richtige Größe haben und darf nicht zu sehr mit Lack getränkt sein. An seiner Spitze darf sich kein Lacktropfen bilden. Die Drehseibe mit dem eingespannten Präparat wird in langsame Bewegung gesetzt und der senkrecht gehaltene Pinsel so weit gesenkt, dass er das Präparat am

Rande des runden Deckgläschens eben berührt. Der Ring soll etwa 1 bis 1,5 mm breit sein.

Fehler beim Ziehen des Lackringes

Es können verschiedene Fehler beim Anfertigen des Lackringes auftreten:

- Das Deckglas war nicht genau zentriert. Dann deckt der Ring Deckglas und Objektträger nicht gleichmäßig ab.
- Der Pinsel ist zu dick. In diesem Falle ist es nicht möglich, einen gleichmäßigen Ring zu ziehen.
- Der Pinsel ist zu dünn. Man bekommt nicht genügend Lack auf den Pinsel und muss zu oft nachziehen.
- Die Lackringe werden an gegenüberliegenden Stellen ungleichmäßig breit. Das Deckglas liegt schief (keilförmig) auf.
- Die gut geratenen Lackringe verlaufen und werden unregelmäßig. Der Lack ist zu dünnflüssig.
- Es spinnen sich dünne Lackfäden über das Deckglas. Der Lack ist zu dickflüssig oder die Drehseibe dreht sich zu schnell.

Objekte, die leicht zu gelegten Präparaten verarbeitet werden können

Diatomeen: Das vom Zellinhalt befreite rezente oder durch chemische Behandlung gewonnene fossile Material wird in Äthanol (Brennspritus) aufbewahrt. Von dieser alkoholischen Suspension gibt man einige Tropfen auf eine schwarze Glasplatte. Nachdem der Äthanol verdunstet ist, können die gewünschten Diatomeenschalen ausgelesen oder direkt auf die Klebgrund-Deckgläser übertragen werden. Die Weiterverarbeitung zu fertigen Präparaten wurde hier beschrieben.

Silicoflagellaten: Man findet ihre sehr zarten Skelette häufig in fossilem marinen, seltener in rezentelem marinen Diatomeenmaterial. Sie werden wie Diatomeen zu gelegten Präparaten verarbeitet.

Radiolarien: Die Skelette der Radiolarien sind größer als Diatomeenschalen. Sie werden wie diese in Äthanol aufbewahrt, weil sie im trockenen Zustand leicht zerbrechen. Man überträgt sie mit einer groben Legeborste oder mit dem feinsten Pinsel auf das Klebgrund-Deckglas, doch muss die Schicht des Klebgrund-

des hier etwas dicker sein als bei Diatomeen. Von Radiolarien werden auch Auflichtpräparate hergestellt. Die Skelette werden mit Tragant in Zellen aus geschwärztem Fotopapier geklebt. Den inneren Aufbau der Skelette sieht man jedoch am besten im Durchlichtpräparat, das mit Malinol hergestellt wurde.

Schwammnadeln: Man findet die Nadeln der Kieselschwämme häufig in fossilem Diatomeen- und Radiolarienmaterial. Man kann sie wie Radiolarien sehr gut zu gelegten Präparaten verarbeiten.

Peridineen: Die Panzer dieser Flagellaten werden zunächst mit Chlorbleichen entfärbt und danach in Äthanol aufbewahrt. Die Weiterverarbeitung der kleinen Panzer erfolgt wie bei den Diatomeen und Radiolarien. Als Einschlussmittel genügen hier Malinol oder (falls noch vorhanden) Caedax.

Foraminiferen: Schlämmrückstände mit Foraminiferen, Ostracoden und so weiter werden trocken aufbewahrt. Für Durchlichtpräparate kommen nur die hyalinen Mikroforaminiferen in Betracht. Man kann sie wie folgt anreichern: Ein Glas wird mit 50 bis 100 ml Tetrachlorkohlenstoff (CCl_4) gefüllt. Man streut den trockenen Schlämmrückstand auf die Oberfläche dieser Flüssigkeit. Sandkörner und große Foraminiferen sinken auf den Boden des Glases. Die zarten Foraminiferen schwimmen auf der Oberfläche und werden über einen Papierfilter abfiltriert. Nach dem Trocknen des Filtrerrückstandes hat man sehr sauberes Foraminiferenmaterial. Das abfiltrierte CCl_4 kann immer wieder verwendet werden.

Vorsicht! Tetrachlorkohlenstoff ist nicht brennbar, aber giftig. Hautkontakt und Einatmen sollte vermieden werden. Am besten arbeitet man im Labor unter einem Abzug oder im Freien und nicht in einem geschlossenem Raum. Große undurchsichtige Foraminiferen werden mit Tragant in Zellen aus schwarzem Fotopapier geklebt oder in Franke-Zellen aufbewahrt (Göke, 1963).

Ostracodenschalen: Die rezenten und fossilen Schalen der Muschelkrebsechen werden meistens zu Auflicht-Präparaten verarbeitet. Man

kann sie aber wie Foraminiferen auch zu Durchlicht-Präparaten verarbeiten. Noch geschlossene Schalen schwimmen auf Tetrachlorkohlenstoff. Der Klebgrund muss etwas dicker sein. Einschlussmittel: Malinol oder Caedax.

Holothuriensklerite: Die rezenten und fossilen Sklerite der Holothurien findet man in foraminiferenreichen Schlämmrückständen. Sie werden wie Radiolarien zu gelegten Durchlichtpräparaten verarbeitet. Wie Foraminiferen eignen sie sich für die Beobachtung im polarisierten Licht. Als Einschlussmittel genügt Malinol den Anforderungen.

Literaturhinweise

- Beck, E.: Ein weiteres Verfahren zum Einschluß von Diatomeen in CAEDAX 547. *Mikrokosmos* 46, 191–192 (1956/57).
- Beck, E.: Präparation der recenten Diatomeen. *Mikrokosmos* 48, 122–127 (1959).
- Beck, E.: Beobachtungs- und Einschlußmittel für Diatomeen. *Mikrokosmos* 48, 376–383 (1959).
- Göke, G.: Einführung in die Präparation der fossilen Diatomeen. Teil 1 und Teil 2. Der Aufschluß, 9. Jahrgang 1958.
- Göke, G.: Methoden der Mikropaläontologie. Franckh-Verlag, Stuttgart 1963.
- Göke, G.: Gelegte Präparate von Diatomeen, Radiolarien und Foraminiferen. *Mikrokosmos* 63, 223–228 (1974).
- Göke, G.: Die stereomikroskopische Beobachtung mit dem monobjektiven Mikroskop – Stereomikroskopie bei starker Vergrößerung. *Mikrokosmos* 64, 112–115 (1975).
- Hustedt, F.: Kieselalgen (Diatomeen). Franckh-Verlag, Stuttgart 1956.
- Kuhlmann, F.: Ein Beitrag zur Kieselalgen-Präparation. *Mikrokosmos* 46, 93–95 (1957).
- Meller, A.: Einschlußmittel mit hohem Brechungsindex für Diatomeen. *Mikrokosmos* 74, 55–60 (1985).
- Schmidt, K. E.: Wie stellt man Diatomeen-Reihen- und Kreispräparate her? *Mikrokosmos* 31, 57–60 (1937/38).
- Schmidt, K. E.: Anfertigung von Radiolarien-Reihen- und Kreispräparaten. *Mikrokosmos* 31, 185–188 (1937/38).
- Wissing, F.-N., Herring, E.: Arbeitstechniken der Mikropaläontologie, Enke Verlag, Stuttgart 1999.

Verfasser: Gerhard Göke, Am Widey 7, D-58095 Hagen

Mikro-Einsteiger

Die Protargolmethode – Eine (fast) sichere Silberimprägnationstechnik*

Hans-Jürgen Voß

1926 entdeckte der Museumsbeamte und Protozoologe aus Leidenschaft Bruno M. Klein mit Hilfe einer von ihm ausgearbeiteten Versilberungstechnik eine regelmäßig angeordnete, netzartige Struktur in der äußeren Zellrinde (Cortex) des Ciliaten *Chilodonella uncinata* (Klein, 1936). Hierzu wurden die unfixierten Zellen auf einem fettfreien Objektträger ausgestrichen und schnell luftgetrocknet. Nach Behandlung mit einer Silbernitratlösung und anschließendem Spülen mit destilliertem Wasser unter Lichtabschluss (Imprägnation) belichtete Klein die Ausstrichpräparate für eine gewisse Zeit mit Sonnenlicht. Das Ergebnis war eine Art geometrisches Muster schwarzer Linien und Felder aus reduziertem Silber. Bald wurde deutlich, dass mit der Klein'schen Silberimprägnation das heute als Silberliniensystem bezeichnete Netzwerk bei vielen Ciliaten gezeigt werden konnte.

Recht schnell erkannte man den Wert dieser Methode für die Ciliaten-Systematik und -Taxonomie. Denn die silberaffinen Cortexstrukturen sind art- und entwicklungs-spezifische Merkmale der Ciliatenzelle und stellen auch im Zeitalter der Elektronenmikroskopie nach wie vor die Grundlage für taxonomische Arbeiten mit diesen Einzellern dar.

Wozu Silberimprägnationen?

Die Tatsache, dass in den unterschiedlichsten Biotopen und Substraten immer noch unentdeckte Ciliatenarten vorkommen können und dass viele bereits bekannte, aber seltene Arten einer Neubeschreibung bedürfen, machen die Beschäftigung mit diesen faszinierenden Organismen auch für den ernsthaften Amateurmikroskopiker interessant. Doch nicht immer lassen sich Ciliaten durch auch noch so genaue Lebendbeobachtungen bis zur Art einwandfrei bestimmen. Das Ziel, die Artdetermination zu verbessern, lässt sich durch das Studium von silberimprägnierten Zellen erreichen.

* Basierend auf einem Vortrag, gehalten anlässlich der 9. Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen, 8.–10. November 2002.

Welche Versilberungstechniken gibt es?

Im Laufe der Zeit wurden eine Reihe von abgewandelten Silberimprägnationstechniken entwickelt (zum Beispiel Chatton und Lwoff, 1930; Corliss, 1953; Dieckmann, 1995; Foissner, 1991; Foissner et al., 1991; Zölffel und Skibbe, 1989). Je nach Methode und physiologischem Zustand der Zelle, das heißt, ob es sich um Freiland- oder um Kulturmaterial handelt und in welchem Stadium ihres Lebenszyklus sich die betreffenden Einzeller befinden, unterscheiden sich die erzielten Präparationsergebnisse zum Teil erheblich. Die wichtigsten Silberimprägnationstechniken werden im Folgenden vorgestellt:

- Die *trockene Versilberungsmethode nach Klein* benötigt keine Fixierlösung (daher trocken) und eignet sich für Misch- und Einzelpräparationen gleichermaßen. Sie liefert erste Informationen über die Anordnung der Wimpern von Ciliaten, da mit dieser Methode die Basalkörper von Wimpern und ein Teil der sie verbindenden Elemente – eben das Silberliniensystem – dargestellt werden können. Diese Methode ist wenig geeignet für Ciliaten, die recht groß und/oder sehr empfindlich sind; denn sie zerplatzen und zerfließen meist sehr rasch beim Eintrocknungsvorgang.

• Die *trockene Versilberungsmethode nach Foissner* verbessert den Eintrocknungsprozess dadurch, dass die Ciliaten auf einer Hühnerweißschicht auf den Objektträger geklebt werden. Die Behandlung mit Silbernitrat ähnelt dem Verfahren von Klein, jedoch wird zur abschließenden Darstellung des Silberliniensystems ein Reduktionsgemisch verwendet, das sich aus verschiedenen fotografischen Entwicklersubstanzen zusammensetzt. Da das Silberliniensystem also quasi fotochemisch dargestellt wird, benötigt dieses Verfahren auch eine Fixierung des Silberbildes mit einer Fixiersalzlösung.

• Die so genannten *nassen Versilberungsmethoden* von Chatton und Lwoff (1930) sowie von Corliss (1953) haben den Vorteil, dass die Zellgestalt durch die Anwendung einer Fixierflüssigkeit (daher *nass*) recht gut erhalten bleibt. Die Fixierer arbeiten auf der Basis von Schwermetalllösungen wie beispielsweise Osmiumsäure, Bichromat- und Chromsäurelösungen, so dass die Anwendung und Umsetzung der entsprechenden Vorschriften professionellen Laboratorien vorbehalten bleibt, die über die entsprechenden Sicherheitsvorkehrungen (Abzug, Entsorgung) verfügen. Darüber hinaus müssen einige Präparationsschritte bei einer Temperatur von 5 °C durchgeführt werden, was die Handhabung im privaten Rahmen ebenfalls erschwert. Diese Verfahren werden daher nicht näher erläutert.

• Die *Silbercarbonatmethode von Fernandez-Galiano* (1976) liefert für viele Arten hervorragende Ergebnisse. Die Fixierung erfolgt mit Formalin, weshalb die Gestalt von Zellen bei vielen Arten nur schlecht erhalten werden kann. Interessant ist dabei aber, dass neben den Wimpern und ihren Basalkörpern auch gewisse corticale Fibrillensysteme und cytoplasmatische Organellen (beispielsweise Kernapparat, Extrusome) dargestellt werden können. Für die Imprägnation wird eine ammoniakalische Silbersalzlösung benötigt, die aus Silbernitrat und Silbercarbonatlösung bereitet wird. Der tropfenweise Zusatz von Ammoniaklösung verhindert die Bildung unlöslicher Silbersalze durch Komplexierung der Silberionen mit Ammoniak. Leider hat sich diese Methode im Amateurbereich nicht richtig durchsetzen können, weil die längerfristige Lagerung dieser Lösung nicht ganz unproblematisch ist: Bei längerer Aufbewahrung dieser Imprägnationslösung

können sich Silber-Stickstoffverbindungen bilden und ablagern, die sich bei Erschütterung des Gefäßes explosionsartig zersetzen können. Man sollte da aber nicht zu ängstlich sein.

• Die ersten *Protargolmethoden* beschrieb Tuffrau im Jahre 1967. Später wurden viele Modifikationen entwickelt, da die Originalverfahren schwierig auszuführen sind. Protargol ist eine Silbereiweißverbindung, die sich unspezifisch an viele Strukturen der Zelle anlagern kann, so dass neben Wimpern und ihren Basalkörpern auch verschiedenste corticale und cytoplasmatische Fibrillensysteme sowie der Kernapparat dargestellt werden können. Mitunter wird sogar der Inhalt von Nahrungsvakuolen angefärbt. Das Silberliniensystem im Sinne von Klein imprägniert sich jedoch nicht. Einzelne Individuen lassen sich damit in der Regel nicht gut versilbern, hingegen liefert die Protargoltechnik für fast alle Ciliaten recht ordentliche Ergebnisse. Im Folgenden wird der Arbeitsablauf einer Modifikation der Protargolmethode von Wilbert (1975) näher beschrieben und erläutert, die sich hinsichtlich Durchführbarkeit und technischer Ausrüstung für den Amateurbereich recht gut eignet (siehe auch Wilbert und Song, 1995).

Die Ausführung der Protargolmethode

Diese Methode liefert gute Ergebnisse und kann bei mittelgroßen und großen Ciliaten zur Gänze im Blockschälchen mit rundem Boden durchgeführt werden. Der Vorteil des runden Bodens liegt darin, dass die darin zu präparierenden Zellen durch kreisende Bewegungen des Schälchens in der Mitte der Blockschale konzentriert werden können und damit gut manipulierbar werden. Diese Blockschälchen-Methode benötigt bei großen Arten nur sehr wenige Zellen, so dass es sich lohnt, auch Individuenzahlen von 20 oder weniger zu präparieren. Nach der Entwicklung und Fixierung sind die Zellen weich und lassen sich komprimieren, was die fotografische Dokumentation sehr erleichtert.

Fixieren

Die Fixierung erfolgt in einer Fixierlösung nach Bouin. Die Lösung setzt sich aus 15 Teilen gesättigter, wässriger Pikrinsäurelösung, 5 Teilen

Formaldehydlösung (35–40%ig) und einem Teil Eisessig (ca. 100%ige Essigsäurelösung) zusammen. Diese Lösung ist längere Zeit haltbar. Ins Blockschälchen gibt man etwa 20 bis 30 Tropfen und pipettiert die Zellen mit möglichst wenig Wasser direkt hinein. Die Fixationszeit muss mindestens 10 Minuten betragen, ein längeres Verweilen schadet den Zellen nicht.

Waschen

Unter dem Binokular bei 20facher Vergrößerung werden die Zellen durch vorsichtig kreisende Bewegungen in der Mitte des Blockschälchens konzentriert. Die Fixierflüssigkeit wird mit einer Pipette abgesaugt und danach werden die Zellen durch vorsichtige Zugabe von destilliertem Wasser gewaschen, um die Fixierflüssigkeit zu entfernen. Die Zugabe des Wassers erfolgt mit einer Pipette von der Seite her, so dass die in der Restflüssigkeit liegenden Zellen nicht unnötig aufgewirbelt werden und wieder zeitraubend sedimentieren müssen. Das Absaugen des Waschwassers erfolgt vom Boden des Blockschälchens, damit das Waschwasser mit der geringeren Dichte von oben nachsinken kann. Der Waschvorgang wird wie beschrieben so oft wiederholt, bis die fixierten Zellen keine gelben Farbschlieren von der Pikrinsäure abgeben und somit das Waschwasser farblos ist.

Bleichen

Nach dem Fixieren sind die Zellen mehr oder weniger dunkel und müssen zur weiteren Präparation mit einer verdünnten Chlorbleichlauge aufgehellt werden. Das Bleichen ist der sensibelste Vorgang bei der Präparation: Bleicht man die fixierten Zellen zu stark, werden sie angegriffen und lassen sich nicht mehr imprägnieren. Bleicht man zu schwach, werden die Zellen zu stark imprägniert, das heißt, sie sind zu dunkel und lassen keine Details erkennen.

Zum Bleichen verwendet man eine handelsübliche Chlorbleichlauge, das heißt, eine Natriumhypochlorit-Lösung, die ca. 12% freies Chlor enthält. Man entnimmt dieser Vorratslösung 1 ml und füllt mit destilliertem Wasser auf 100 ml auf. Diese Stammlösung wird für den Bleichvorgang verwendet. Da je nach Alter der Vorratslösung der Chlorgehalt der Stammlösung variiert, muss man sehr vorsichtig an den Bleichvorgang herangehen und die Stammlösung sicherheitshalber noch einmal verdünnen: Ein Tropfen der Stammlösung wird mit 2–3 Tropfen destilliertem Wasser vermischt. Das kapillare Ende einer Pasteurpipette wird in den verdünnten Tropfen gehalten, so dass sich ein kleines Volumen in die Glasröhre hochziehen kann. Dieses Volumen führt man nun vorsichtig unter binokularer Lupenbeobachtung an die

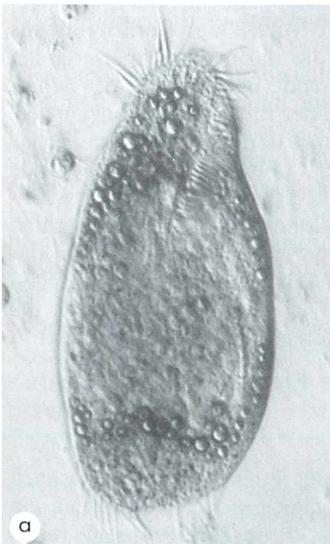


Abb. 1: Der hypotriche Ciliat *Keronella gracilis* lässt im Lebendpräparat selbst bei schiefer Beleuchtung kaum die genaue Anordnung der Cirren (= Cilienbündel) und Membranellen (= Cilienreihen) erkennen (a). Dahingegen treten nach Protargolfärbung die Details der Infraciliatur deutlich in Erscheinung, wie es hier am Beispiel der Ventralseite (= Bauchseite) des Ciliaten gezeigt wird (b). Die zahlreichen dunklen, rundlich-ovalen Strukturen sind Teile des Makronucleus, der bei dieser Technik mit angefärbt wird. Vergr.: ca. 250×.

konzentrierten Zellen heran, die in der Waschlösung liegen. Da die Chlorklösung eine höhere Dichte als Wasser hat, tritt die Lösung ohne weiteres Zutun aus der Pipette aus und legt sich über die fixierten Zellen. Sobald die Zellen erkennen lassen, dass sie heller werden, muss man den Bleichvorgang durch Waschen unterbrechen. Das Auswaschen des Bleichmittels erfolgt mehrmals wie zuvor beschrieben. Da das Auswaschen Zeit in Anspruch nimmt, setzt sich der Bleichprozess beim Waschen noch fort. Am Ende dieser Prozedur sehen die Zellen mehr oder weniger transparent und aufgeblähter aus als nach der Fixierung. Das Verdünnen des Bleichmittels und die optimalen Bleichzeiten müssen bei einer Präparation den jeweiligen Zellen stets neu angepasst werden; man muss sich also regelrecht an ganz individuelle Bleich-

zeiten und Bleichmittelverdünnungen herantasten. Generell gilt: Besser mit stärker verdünntem Bleichmittel länger bleichen, als mit weniger verdünntem Bleichmittel kurz bleichen.

Imprägnieren

Das Wasser wird nach dem Waschen ein wenig eingeeengt und auf die Oberfläche streut man eine Messerspitze Protargolpulver (auch Albumose-Silber genannt). Das Protargol (Fa. Merck, Fa. Fluka und weitere) löst sich in dicken Schlieren und bedeckt dabei vollständig die Zellen, die zur weiteren Imprägnierung im abgedeckten Blockschälchen in einem Brutschrank bei 40–50 °C für 30–60 Minuten inkubiert werden. Man kann die Inkubation auch improvisieren und das Blockschälchen einfach auf einen entsprechend aufgeheizten Heizkörper stellen. Auch diese Angaben sind ungefähre Richtwerte, da die Erfahrungen gezeigt haben, dass beispielsweise bei zu stark gebleichten Zellen ein längeres Verweilen im Brutschrank nicht unbedingt zur Verbesserung des Silberbildes beiträgt.

Entwickeln

Während der Imprägnierung lagert sich die Protargolverbindung an alle silberaffinen Strukturen der Zelle an. Nach der Imprägnation hat sich die Protargollösung durch einen Niederschlag getrübt, der vorsichtig abgesaugt werden sollte. Die angelagerte Silberverbindung muss durch Anwendung eines Entwicklers reduziert und damit sichtbar gemacht werden. Der Entwickler hat folgende Zusammensetzung: 1 g Hydrochinon und 4 g Natriumcarbonat werden in 100 ml 5%iger Natriumsulfit-Lösung gelöst. Die Entwicklerlösung ist nur begrenzt haltbar und muss bei gelber oder brauner Verfärbung neu angesetzt werden.

Man setzt einen Tropfen Entwickler derart seitlich an die Blockschälchenwand, dass der Tropfen in die Zellansammlung einfließen kann. Schon nach wenigen Sekunden setzt die Reduktion des Silbers schlagartig ein; die Protargollösung verfärbt sich dabei dunkelbraun. Verfolgt man diese Reaktion unter dem Binokular wird man feststellen, dass die Reduktion des Silbers von innen nach außen erfolgt. In den imprägnierten Zellen färben sich zuerst der Kernappa-

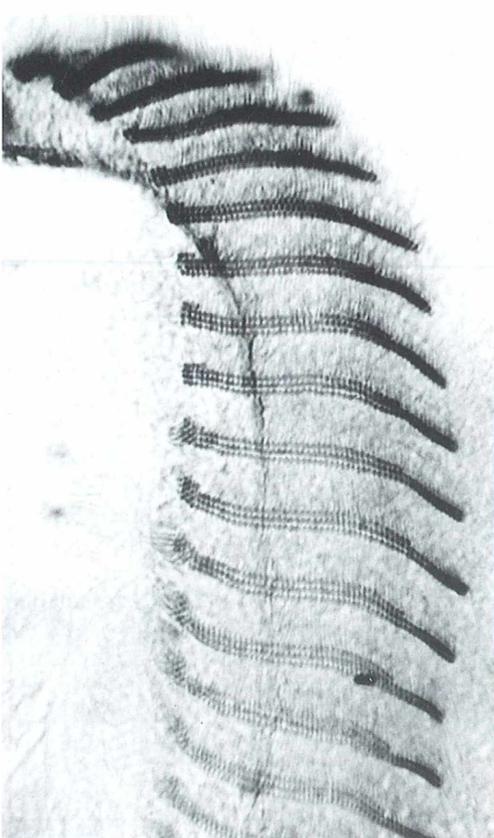
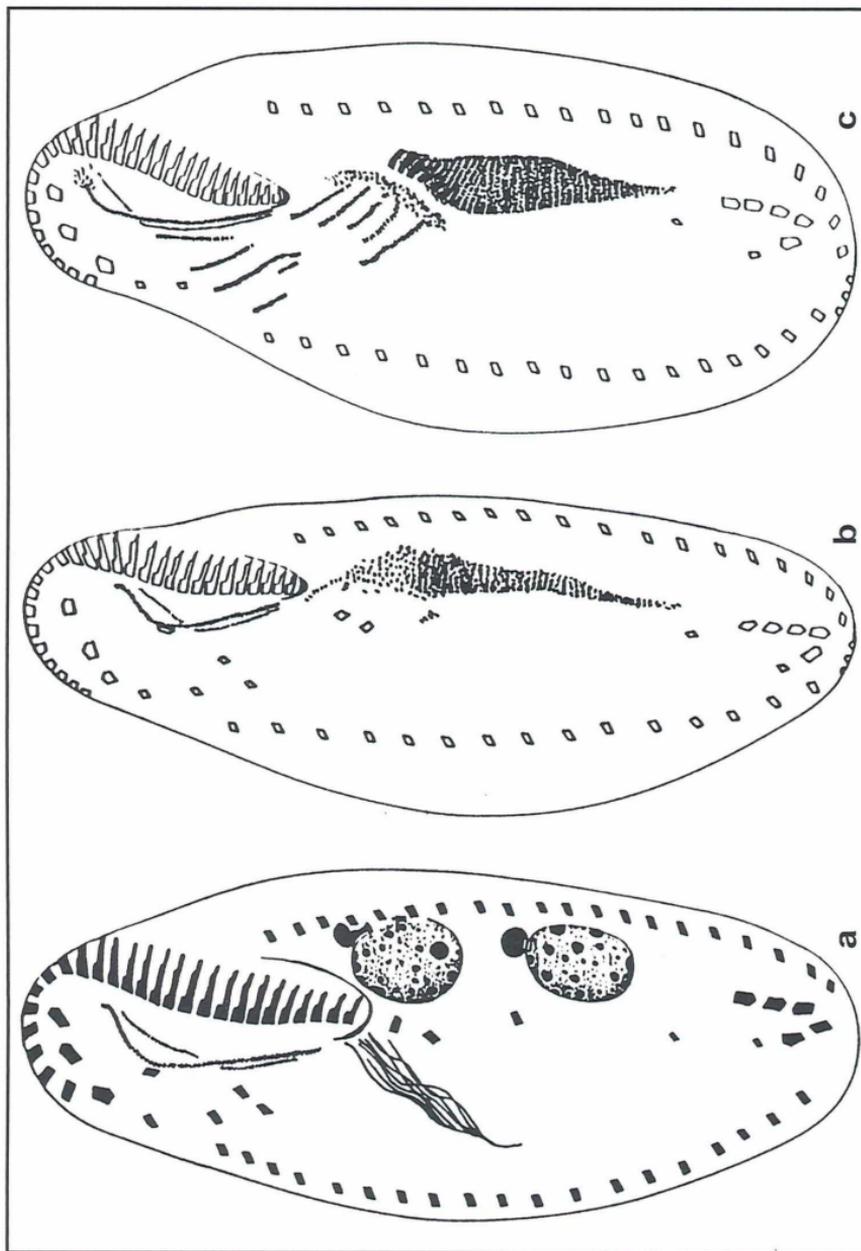
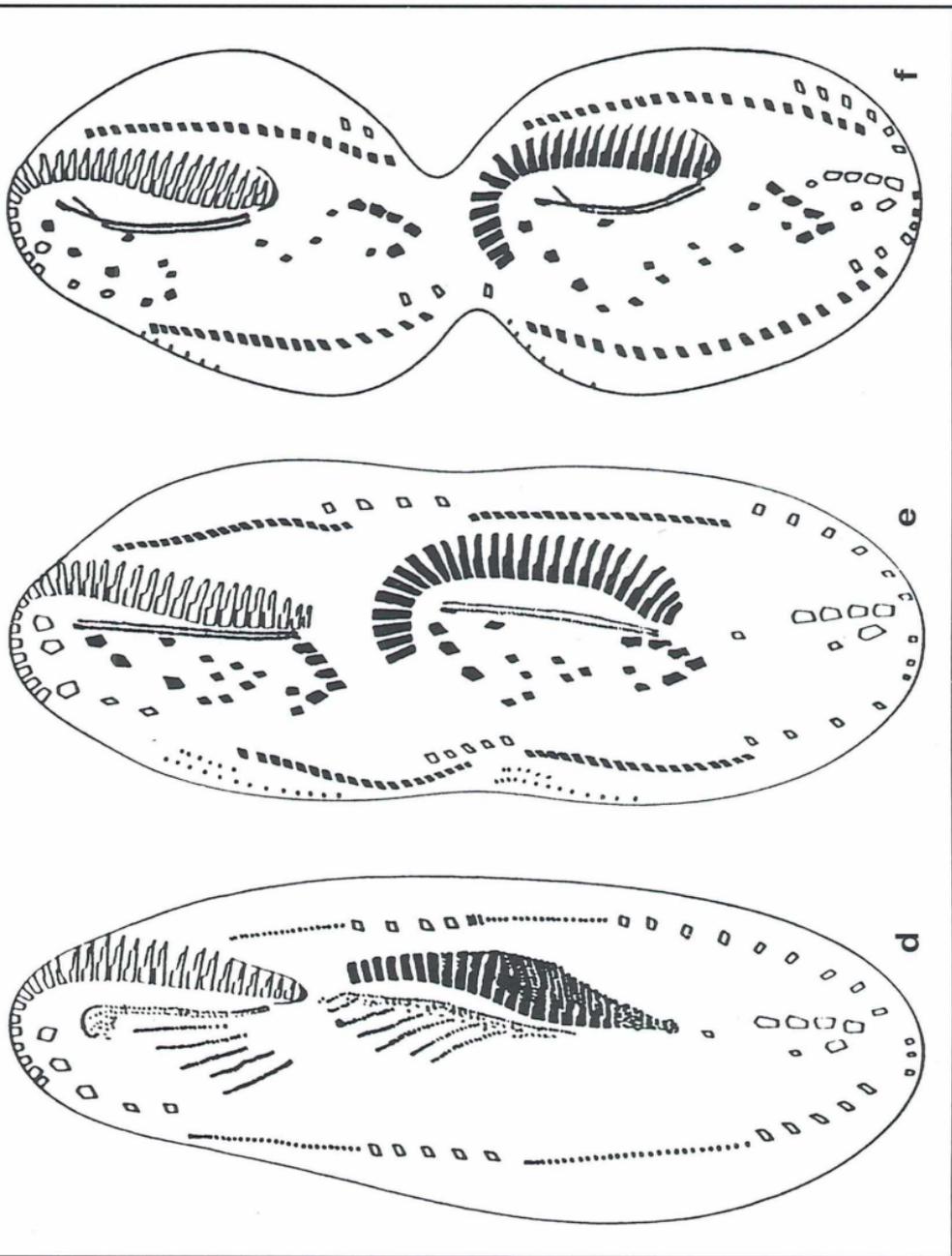


Abb. 2: In einer starken Vergrößerung des adoralen Membranellenbandes eines hypotrichen Ciliaten lassen sich deutlich die Anordnung und Anzahl der Basalkörper erkennen. Vergr.: ca. 1200×.





rat und dann die äußeren Bestandteile braun an. Als Faustregel kann gelten: Wenn die Mundstrukturen erkennbar sind, sollte die Entwicklung durch Absaugen der Entwicklungsflüssigkeit und durch Waschen mit Wasser unterbrochen werden. Der Waschvorgang muss so oft wiederholt werden, bis die Zellen in klarem destillierten Wasser liegen.

Aufkleben

Zur weiteren Verarbeitung werden die imprägnierten Zellen auf einen fettfreien Objektträger mit Eiweißglycerin aufgeklebt. Zur Herstellung des Eiweißglycerins sind folgende Anmerkung hilfreich: Das Eiweiß von drei Hühnereiern wird von Dotter und Keimscheibe getrennt. In einem 250 ml Erlenmeyerkolben wird das Eiklar geschüttelt, bis sich ein fester, weißer Schaum bildet. Man lässt den Kolben einige Minuten stehen, gießt die sich unten ansammelnde, viskose Flüssigkeit in einen kleinen Messzylinder und gibt die gleiche Menge konzentrierten Glycerins hinzu. Ein zugegebenes Thymolkriställchen dient der Konservierung; die so hergestellte Eiweiß-Lösung ist mehrere Monate haltbar.

Aufkleben der Zellen: Auf einen sauberen und fettfreien Objektträger gibt man einen Tropfen Eiweißglycerin. Mit der Pipette entnimmt man dem Blockschälchen die Zellen mit möglichst wenig Wasser und gibt sie zu dem Eiweißglycerin. Mit Hilfe einer Präparier- oder Insektennadel verrührt man vorsichtig beide Tropfen miteinander, bis keine Schlieren mehr erkennbar sind, und streicht das Gemisch vorsichtig über eine größere Fläche aus. Ein Anhauchen des Objektträgers hilft dabei. Man lässt die Zellen sedimentieren und saugt die Flüssigkeit mit einer (Mund-)Pipette vorsichtig ab, so dass die Zellen in einem Eiweißfilm zu liegen kommen. Derartig vorbereitete Objektträger können über Nacht vollständig eintrocknen oder zum Trocknen in einen Wärmeschrank gegeben oder auf die Heizung gestellt werden.

Fixierung und Herstellung von Dauerpräparaten

Die nachfolgenden Schritte – Fixierung des Silberbildes und Herstellung von Dauerpräparaten – lassen sich kombinieren und nacheinander in Färbegläschen oder -küvetten durchführen. Es empfiehlt sich, zwei Objektträger sozusagen Rücken an Rücken den Fixierungs- und Entwässerungsprozess durchlaufen zu lassen. Damit man hinterher noch weiß, welche Objektträgerseite die aufgeklebten Ciliaten trägt, sollte man diese Schichtseite mit einem Diamantschreibstift (Fachhandel: teuer) oder einer Reißnadel (Baumarkt: billiger) markieren.

Man stellt die getrockneten Präparate für circa 30 Sekunden in 5%ige Natriumthiosulfat-Lösung. Zum anschließenden Auswaschen der Fixierlösung gibt man die Objektträger für 5 Minuten in frisches Leitungswasser, das ein- bis zweimal während der Wässerung gewechselt wird.

Die Objektträger gelangen über die aufsteigende Alkoholreihe (40, 60, 80, 100% Isopropanol) letztlich in Xylol (Verweildauer jeweils 2–3 Minuten) und werden dann in einem xylollöslichen Einbettungsmittel (zum Beispiel Entellan) eingedeckelt.

Lassen sich alle Ciliaten mit dieser Methode präparieren?

Prinzipiell müssten sich alle Ciliatenarten mit Protargol versilbern lassen. Ob es aber im Einzelfall gelingt, muss ganz individuell herausgefunden werden. Die Protargoltechnik führt also nicht immer auf Anrieb und in jedem Fall zu einem befriedigendem Ergebnis. Gute bis sehr gute Ergebnisse erzielt man in der Regel mit hypotrichen Ciliaten (beispielsweise *Euplotes*) und heterotrichen Ciliaten (beispielsweise *Blepharisma*). Bei Arten, die bei Kontakt mit der Fixierflüssigkeit Trichocysten oder Mucocysten ausstoßen, die überdies auf der Zelloberfläche verbleiben, gelingt die Darstellung der silberaffinen Strukturen meist nur mühselig, wenn überhaupt. So lassen sich von dem bekannten Pantoffeltierchen keine schönen Protargolpräparate erstellen. Mitunter ergeben auch Amöben und Flagellaten, die in der Ciliatenprobe enthalten sind, schöne Protargolbilder.

◀ **Abb. 3: Rekonstruktion des Teilungsvorganges des hypotrichen Ciliaten *Notohymena rubescens* auf Grund von Protargolimprägnationen. Es ist jeweils die Ventralseite dargestellt (aus Voß, 2000).**

Literaturhinweise

- Chatton, E., Lwoff, A.: Imprégnation, par diffusion argentique, de l'infaciliature des ciliés marins et d'eau douce, après fixation cytologique et sans dessiccation. C. r. Séanc. Soc. Biol. 104, 834–836 (1930).
- Corliss, J. O.: Silver impregnation of ciliated protozoa by the Chatton-Lwoff technique. Stain Technol. 28, 97–100 (1953).
- Dieckmann, J.: An improved protargol impregnation for ciliates yielding reproducible results. Europ. J. Protistol. 31, 372–382 (1995).
- Fernandez-Galiano, D.: Silver impregnation of ciliated protozoa: procedure yielding good results with the pyridinated silver carbonate method. Trans. Amer. microsc. Soc. 95, 557–560 (1976).
- Foissner, W.: Basic light and scanning electron microscopic methods for taxonomic studies of ciliated protozoa. Europ. J. Protistol. 27, 313–330.
- Foissner, W., Blatterer, H., Berger, H., Kohmann, E.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien systems. Band 1: Cytrophorida, Oligotrichida, Hypotrichia, Colpodea. Informationsberichte des Bayr. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 1/91 (1991).
- Klein, B. M.: Beziehungen zwischen Maschenweite und Bildungsvorgängen im Silberliniensystem der Ciliaten. Arch. Protistenk. 88, 1–22 (1936).
- Song, W., Wilbert, N.: Benthische Ciliaten des Süßwassers. In: Röttger, R. (Hrsg.): Praktikum der Protozoologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
- Tuffrau, M.: Perfectionnements et pratique de la technique d'imprégnation au Protargol des infusoires ciliés. Protistologica 3, 91–98 (1967).
- Voß, H.-J.: Vergleichende morphologische und morphogenetische Untersuchung ausgewählter Gattungen und Arten hypotricher Ciliaten. Dissertation, Freie Universität Berlin, Fachbereich Biologie, Chemie, Pharmazie, Berlin 2000.
- Wilbert, N.: Eine verbesserte Technik der Protargolimpregnation für Ciliaten. Mikrokosmos 64, 172–179 (1975).
- Zöllfel, M.; Skibbe, O.: Versilberte Augentierchen. Mikrokosmos 78, 161–167 (1989).

Verfasser: Dr. Hans-Jürgen Voß, Am Dornbusch 42, D-46244 Bottrop, e-mail: tichy-voss@t-online.de



**FETTPOLSTER
ENTFERNEN € 2.500,-**

KUGEL ENTFERNEN € 12,-

ÄRZTE OHNE GRENZEN hilft in mehr als 80 Ländern
Menschen in Not – ungeachtet ihrer Hautfarbe, Religion
oder politischen Überzeugung. **Helfen Sie mit!**

Bitte schicken Sie mir unverbindlich

allgemeine Informationen über ÄRZTE OHNE GRENZEN

Informationen für einen Projekteinsatz

Informationen zur Fördermitgliedschaft

die Broschüre „Ein Vermächtnis für das Leben“



1110203

Name _____

Geb.-Datum _____

Straße _____

PLZ/Ort _____

ÄRZTE OHNE GRENZEN e.V. • Am Köllnischen Park 1 • 10179 Berlin
www.aerzte-ohne-grenzen.de • Spendenkonto 97 0 97 • Landesbank Berlin • BLZ 100 500 00

Zur Oberfläche und Verwendung von Mattscheiben

Gerhard Göke

Der Nachteil von Niedervolt-Glühlampen als Mikroskopbeleuchtung ist die Inhomogenität ihrer Glühwendel. Besonders bei schwachen Vergrößerungen ist es kaum möglich, eine gleichmäßige Ausleuchtung des großen Sehfeldes zu erzielen. Das stört besonders bei der Mikrofotografie. Köhler hat bereits 1892 in der *Zeitschrift für Instrumentenkunde* eine Methode beschrieben, die dieses Übel beseitigt. Man schaltet zwischen Lichtquelle und erster Kollektorlinse eine Mattscheibe von ganz bestimmter Beschaffenheit ein.

Mattscheiben werden nach verschiedenen Methoden hergestellt. Eine klare Glasplatte kann einseitig auf einer Schleifscheibe oder mit einem Sandstrahlgebläse mattiert werden. Das Ergebnis ist eine Streuscheibe, die einen Lichtverlust von 60 bis 80% bewirkt, je nachdem, wie stark das Glas aufgeraut wurde.

Die optimalen Mattscheiben

Solche Scheiben können als Einstellscheibe verwendet werden. Für den Einbau in den Beleuchtungsstrahlengang sind sie ungeeignet. Für diesen Zweck muss die Mattscheibe durch Ätzen mit Flusssäure hergestellt werden. Bei Verwendung des richtigen Glases und der richtigen Steuerung des Herstellungsprozesses erhält eine Scheibe dieser Art eine Oberfläche, die sich aus unzähligen kleinen Konkavlinsen zusammensetzt. Diese sind zwar unterschiedlich groß, haben aber gleiche Krümmungsradien und deshalb gleiche Brennweiten. Es handelt sich hier um eine Art Linsenraster. Jede dieser winzigen Linsen erzeugt ein virtuelles kleines Bild. Durch eine solche Scheibe betrachtet, erscheint eine zerklüftete Lichtquelle vollkommen homogen. Ihre Fläche wird durch die Lichtstreuung nicht wesentlich vergrößert, im Gegensatz zur geschliffenen Mattscheibe. Es geht auch nicht so viel Licht verloren. Der Lichtverlust liegt zwischen 20 und 40%. Die Streuwirkung dieser Mattscheibe hängt allein

vom Öffnungsverhältnis der einzelnen Elemente des Linsenrasters ab. Wie später gezeigt wird, ist die Streuwirkung nur wenig von der Stellung zwischen Glühlampe und erster Kollektorlinse abhängig, wie das bei der geschliffenen Mattscheibe der Fall ist. Von dieser Tatsache wurde die Methode abgeleitet, die erste Linse des Kollektorsystems durch Behandlung mit Flusssäure zu mattieren. Auch der Glaskolben der Glühbirne wurde schon mit Flusssäure mattiert, was allerdings die Herstellungskosten erhöht.

Wohin mit der Mattscheibe?

Die Frage, wo die Mattscheibe im Beleuchtungsstrahlengang untergebracht werden soll, ist schon oft diskutiert worden. Am besten wäre es, sie so zwischen Glühbirne und erster Linse des zwei- bis dreilinsigen Kollektors – mit der matten Seite möglichst nahe am Lampenkolben – anzubringen, dass sie ein- und ausgeschaltet werden kann. Das ist leider bei den meisten Mikroskopen unmöglich. Viele einfache Beleuchtungseinrichtungen haben einen Kollektor, der nur aus einer einzigen, allerdings asphärischen Linse besteht.

Man hat Überlegungen angestellt, wo die günstigste Stellung der Mattscheibe im Raum zwischen Lichtquelle und Kollektorlinse sei. Michel (1957) sagt im Hinblick auf die mit Flusssäure mattierte Scheibe: *Die praktische Erfahrung zeigt jedoch, dass die Wirkung von der*

*Stellung ziemlich wenig abhängig ist... Jedenfalls ist die gelegentlich von Laien zu hörende Befürchtung, die Verwendung einer Mattscheibe, die zwischen Lichtquelle und Kollektor eingeschaltet ist, beeinträchtigt die Wirkung einer Beleuchtungsanordnung, völlig unbegründet, sofern die Scheibe die skizzierten Voraussetzungen erfüllt. Da sich die Mattscheibe vor der Leuchtfeldblende befindet, bleibt die Wirkung in der Objektebene voll erhalten. Die von Göke (2002) veröffentlichte Gegenüberstellung einer Nelsonbeleuchtung und einer Köhler'schen Beleuchtung zeigt ja auch, dass die dort vorgestellte modifizierte Nelsonbeleuchtung der Köhler'schen Beleuchtung in ihrer Wirkung nicht nachsteht. Van Duijn (1990) sagt zur Mattierung von Glühbirnen und Kollektorlinsen und zur Unterbringung von Mattscheiben zwischen Glühbirne und Kollektor: *Nachteil ist, dass man die Mattierung nicht ausschalten kann, die Bildhelligkeit wird stark herabgesetzt. Nur bei kleineren Lichtkörpern und kritischer (Abbe-Nelson) Beleuchtung kann diese Anordnung nützlich sein.* An anderer Stelle sagt er: *Eine Mattscheibe vermindert den Rausch im Bild, der von Abbildungsfehlern der optischen Elemente hervorgerufen wird. Wegen der Streuung des Lichtes wird das brauchbare Sehfeld erweitert und die**

Einstelltoleranz im Objektraum vergrößert. Der Bildkontrast wird aber verringert. Daher könnte die Anwesenheit von Mattscheiben in einem eingebauten Beleuchtungssystem nur dann von Vorteil sein, wenn man sie auch entfernen kann! Alle Justierungen sollen immer ohne Mattscheibe vorgenommen werden und wenn man sie braucht, sollen solche erst nachher eingesetzt werden.

Es kann manchmal vorteilhaft sein, von der beschriebenen Unterbringung der Mattscheibe abzuweichen. Die Dunkelfeldbeobachtung kleinster Objekte, zum Beispiel Bakterien in histologischen Schnitten, wird durch die von großen Gewebeelementen ausgehende Überstrahlung gestört. Durch Einschalten der Mattscheibe zwischen Kollektor und Umlenkspiegel verschwindet die Überstrahlung. Die kleinsten, auch schwach gefärbten Teilchen werden sichtbar. Die Dunkelfeldbeleuchtung wird zunächst ohne Mattscheibe eingestellt.

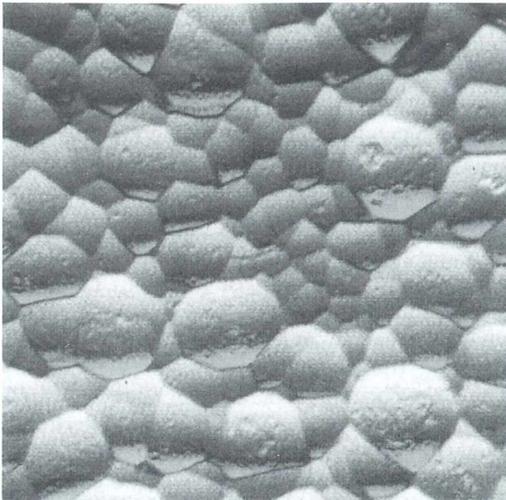


Abb. 1: Oberfläche der mit Flußsäure geätzten Mattscheibe. Achromat $20\times/0,40$. Interferenzkontrast eingestellt auf Rot I. Aufnahme von Prof. Dr. Pluta, Warschau 1976.

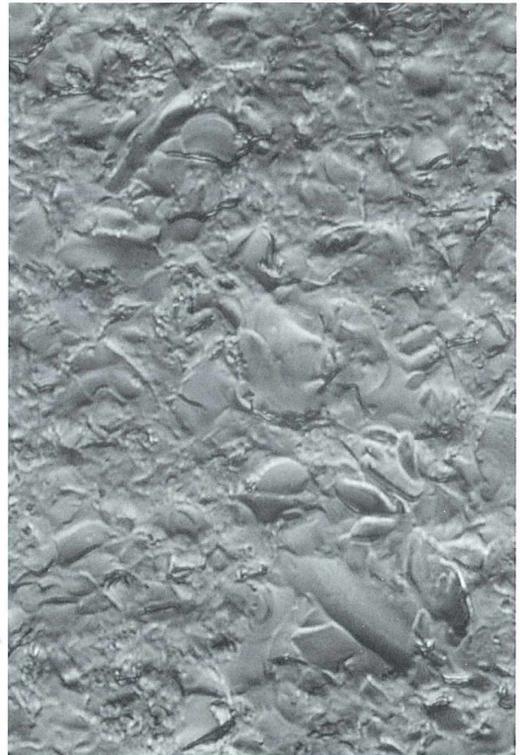


Abb. 2: Oberfläche einer mit der Schleifscheibe aufgerauten Mattscheibe. Planachromat $40\times/0,65$; Projektiv $4\times$. Interferenzkontrast.

Danach wird die Mattscheibe möglichst nahe am Kollektor mit der matten Seite zum Umlenkspiegel in den Strahlengang gebracht. Das Verfahren wurde durch Hoffman (Mitentdecker der *Spirochaeta pallida*) bekannt. Es lässt sich heute mit den meisten Systemmikroskopen nur noch nach einem mechanischen Eingriff durchführen.

Bei der Köhler'schen Beleuchtung ohne Mattscheibe werden die Glühwendel auf die Aperturblende des Kondensors projiziert, die sich in seiner vorderen Brennebene befindet. Das gesamte Lichtquellenbild soll die Aperturblende ausfüllen. Kondensator und Objektiv zusammen bilden die Aperturblende und mit ihr das Lichtquellenbild in die hintere Brennebene (= Austrittspupille) des Objektivs ab. In der vorderen Brennebene des Kondensors findet also eine Zwischenabbildung der Glühwendel statt. Wenn man die Mattscheibe mit der matten Seite nach unten unmittelbar vor der Apertur-

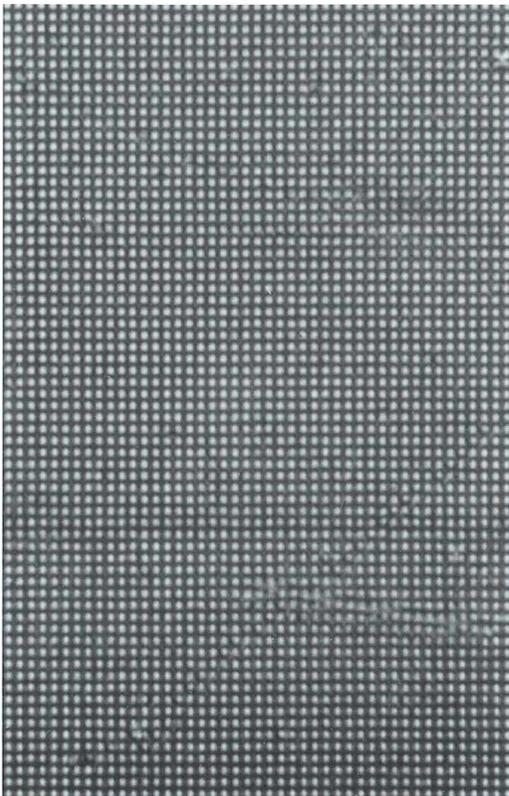


Abb. 3: Spektralfolie im Durchlicht. Planachromat 40×/0,65; Projektiv 4×. Interferenzkontrast.

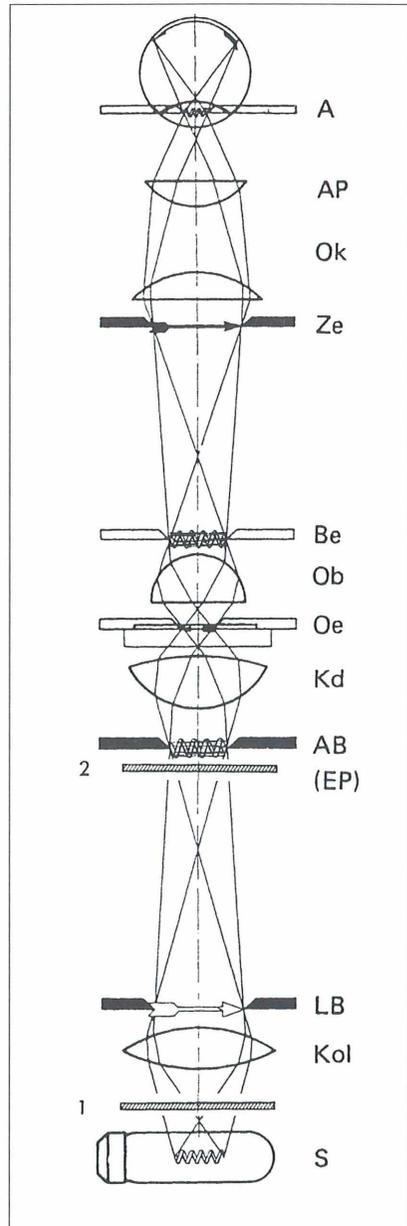


Abb. 4: Anordnung der Mattscheibe (Erklärung im Text). 1 Mattscheibe vor der Lichtquelle (S) = beste Methode. 2 Mattscheibe vor der Aperturblende (AB) = zweitbeste Methode. A = Auge, (AP) = Austrittspupille, Be = hintere Brennebene des Objektivs mit diffusem Bild der Glühwendel, (EP) = Eintrittspupille mit diffusem Bild der Glühwendel, Kd = Kondensator, Kol = Kollektor, LB = Leuchtfeldblende, Ob = Objektiv, Oe = Objektivenebene, Ok = Okular, Ze = Zwischenbildenebene.

blende in einen ein- und ausschaltbaren Filterträger legt, erzielt man eine ähnliche Wirkung, als würde sie sich unmittelbar vor dem Lampenkolben befinden. Deshalb ist diese Stelle die zweitbeste und meistens einzige Möglichkeit, die Mattscheibe wirkungsvoll unterzubringen. Die streuende Wirkung der Mattscheibe wird auch ausgenutzt, um die Ausleuchtung in der Aperturbledenebene beziehungsweise in einer konjugierten Pupillenebene zu vergrößern. Es gelingt, mit Kondensoren höherer Aperturen ein größeres Objektfeld auszuleuchten als ohne diese Maßnahme. Die Wirkung ist besonders groß, wenn man anstelle einer Mattscheibe eine mattierte bikonvexe Linse oder eine klare Linse mit Mattscheibe ein- und ausschaltbar unter der Aperturbledenebene des Kondensors anbringt. Auf die Lichtaustrittsöffnung des Stativfußes wird die Mattscheibe mit der matten Seite nach unten immer dann gelegt, wenn man die Glühwendel bei zugezogener Leuchtfeldblende zentrieren will. Danach sollte sie wieder entfernt werden.

Prüfung der Mattscheiben

Man kann die Oberfläche einer Mattscheibe am besten im differentiellen Interferenzkontrast beurteilen. Ein Tropfen Wasser wird auf die matte Seite gebracht. Dann legt man ein Deckglas auf und betrachtet die Oberfläche bei mittlerer Vergrößerung im Durchlicht-DIC (Abb. 1 und 2).

Ersatz für Mattscheiben

Eine klare Glasscheibe (32 mm Ø) wird so mit *Scotch Magic Tape* oder mattem Tesafilm beklebt, dass ein gerader oder kreuzförmiger Spalt mit einer Breite von 1 bis 2 mm frei bleibt. Diese Art von Mattscheibe als Schlierenfilter oder zur Bekämpfung des *Hot Spots* ist schon mehrfach beschrieben worden. Auch eine Spektralfolie, wie sie von Bornhardt bei den 7. Internationalen Mikroskopie-Tagen in Hagen 1998 für Diffraktionsversuche beschrieben wurde, ist als Mattscheibenersatz geeignet. Hier handelt es sich um ein prismatisch-rechteckiges Punktraster (Abb. 3). Die einzelnen

Prismen lenken einen Teil des Lichtes an den Kanten seitlich ab, so dass es nicht mehr zur Verfügung steht (Absorptions- bzw. Transmissions-Punktraster). Es ist sinnvoll, die Folie (unbedingt mit der gewölbten Seite nach oben) auf eine klare 32 mm runde Glasscheibe aufzukleben und ringsum abzuschneiden. Der so gewonnene Filter absorbiert einen Teil des Lichtes und homogenisiert in Grenzen das Bild der Glühwendel. Man kann ihn einfach auf die Lichtaustrittsöffnung des Stativfußes oder in den Filterträger des Kondensors legen. Die von Bornhardt zur Tagung mitgebrachte Spektralfolie stammte aus dem Fachgeschäft für Holographie, Frankfurter Str. 132–134 in 63262 Neu-Isenburg (Fax 0 61 02/3 27 09). Es handelt sich um Meterware mit etwa 60 cm Breite (Abb. 4).

Auf die Lichtaustrittsöffnung des Stativfußes kann man anstelle einer Mattscheibe auch ein Edeldstahlsieb mit einer Maschenweite von circa 0,1 mm legen. Das Licht wird gedämpft, die Lichtquelle homogenisiert, wobei das durch die Maschen fallende Licht zum Teil kohärent bleibt. Es ist sinnvoll, einen Metallring mit einem Außendurchmesser von 32 mm mit Zweikomponentenkleber auf ein ausreichend großes Stück des Metallgewebes zu kleben und nach dem Aushärten des Klebers auszuschneiden. Man gewinnt auf diese Weise eine Art von Lichtdämpfungsfiler, mit dem man an verschiedenen Stellen des Strahlenganges experimentieren kann.

Literaturhinweise

- Göke, G.: *Moderne Methoden der Lichtmikroskopie*. Franckh, Stuttgart 1988.
- Göke, G.: Nelson- und Köhlerbeleuchtung und davon abgeleitete Beleuchtungsverfahren. *Mikrokosmos* 91, 175–181 (2002).
- Michel, K.: *Die wissenschaftliche und angewandte Photographie*. Band 10. Die Mikrophotographie. Springer-Verlag, Wien 1957.
- Skell, F.: Kritische Betrachtung über den Gebrauch der Mattscheibe in der Mikroskopbeleuchtung. *Mikrokosmos* 24, 85–88 (1930/31).
- Van Duijn, Jr. C.: *Optische Filterung*. Grundlagen der Methoden. Arbeitsmappe der 3. Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen 1990.

Verfasser: Gerhard Göke, Am Widey 7, D-58095 Hagen

Buchbesprechungen

Aspök, H. (Wiss. Redakteur): Amöben, Bandwürmer, Zecken ... Parasiten und parasitäre Erkrankungen des Menschen in Mitteleuropa. Denisia 6, 1–600, 2002 Linz, reich bebildert, gebunden, zu beziehen über Biologiezentrum, O.Ö. Landesmuseum, J.-W. Klein-Str. 73, A-4040 Linz, Österreich, € 40,00, ISSN 1608-8700.

Diese Buchveröffentlichung erscheint im Zusammenhang mit einer gleichnamigen Ausstellung des Oberösterreichischen Landesmuseums – in erster Linie als Ausstellungskatalog. Es ist aber weit mehr als *nur* ein Katalog und steht damit in einer guten Tradition des Linzer Museums, von dem schon im Zusammenhang mit anderen Ausstellungen diverse, ähnlich gestaltete Publikationen herausgegeben wurden. Der Anlass, dieses Buch zusammenzustellen, war auch diesmal wieder eine entsprechende Ausstellung. Aber, wie auch bei den letzten Malen, geht der Inhalt deutlich über eine Beschreibung und Erklärung der Exponate hinaus. Denn mit diesem Buch wird ein aktuelles Kompendium der Parasitologie vorgelegt, in dem eine Vielzahl von Spezialisten zu Wort kommt. Dem Herausgeberteam ist für die gelungene Präsentation ein Glückwunsch auszusprechen. Wie der Titel bereits sagt, geht es nicht ausschließlich um einzellige Parasiten, aber doch vielfach um den mikroskopischen Aspekt von Parasitosen. Und selbst, wenn es in den Bereich des deutlich Makroskopischen geht oder gar in unsere unmittelbar sichtbare Erfahrungswelt hineinreicht, ist die Thematik so spannend aufbereitet, dass man meist gefesselt weiterliest, auch wenn in dem einen und anderen Fall zumindest von dem etwas mehr Außenstehenden einige Nervenstärke abverlangt wird, das Beschriebene und insbe-

sondere das bildlich Dargestellte im wahrsten Sinne des Worte zu verkraften. Aber das ist nun leider das Wesen der Parasitologie, dass sie zwar etwas ungemein Fesselndes, aber sicher nichts Liebreizendes zum Thema hat.

Klaus Hausmann, Berlin

Stützel, Th.: Botanische Bestimmungsübungen. UTB 8820, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 2002, 112 Seiten, 28 Farbbildungen, 62 Schwarzweißabbildungen, 6 Tabellen, € 15,90, ISBN 3-8252-8220-1.

Das problemlose Bestimmen mitteleuropäischer Gefäßpflanzen bis hin zur Art ist leicht erlernbar – diese Verlagsankündigung elektrisiert! Ein erfreulich schlankes Taschenbuch von 112 Seiten – sieht so der Nürnberger Trichter aus? Wenn zwei Direktoren Botanischer (bzw. Palmen-) Gärten (Prof. Th. Stützel, Bochum, und Dr. M. Jenny, Frankfurt/M.) ihr methodisches Know-how zusammentragen, darf man – ob Biologielehrer, Studierender der Botanik oder Hobby-Botaniker (und also prototypischer MIKROKOSMOS-Leser) – sehr gespannt sein. Alle avisierten Nutzer haben sicherlich die bittersüße Geschichte ihrer ge- und misslungenen botanischen Bestimmungsversuche gemeinsam! Was bieten ihnen diese *Botanischen Bestimmungsübungen* Neues?

Zum ersten einen medialen Background: *Die meisten der genannten Pflanzen werden auf der Internetseite des Botanischen Gartens Bochum im Bild gezeigt (www.boga.ruhr-uni-bochum.de) oder sind unter www.floraweb.de auf den Seiten des Bundesamtes für Naturschutz einzusehen.* Zum zweiten die Zubereitung ungenießbar konzentrierter Einleitungen unserer Bestimmungswerke

als ausgefeilte *Morphologie der Kormophyten (Gefäßpflanzen)* (S. 10–27). Endlich einmal unverzichtbare Starthilfen in groß(zügigem) Abbildungsmaßstab und Textumfang. Weniger stringent steuern Kapitel 3 *Generationswechsel der Angiospermen* und Kapitel 4 *Morphologie und Systematik* das Ziel botanischer Bestimmungen an, jedoch liest man sie mit erheblichem Gewinn an Grundwissen. Zum dritten die *Konzentration und Reduktion auf das Unverzichtbare* durch eine Fokussierung auf die 12 wichtigsten Familien. Diese Familien enthalten rund 60% der einheimischen Arten. Wir teilen ob solch weiser Beschränkung nicht die zarten Skrupel des Vorwortes. Wenn uns dieses Buch tatsächlich fit macht, über die Hälfte der relevanten Arten sicher zu bestimmen, sollte uns der Rest nicht schwerfallen. Zu jeder Sippe bietet der Verfasser große, aussagekräftige Blütendiagramme, Detaildarstellungen und vertiefende Informationen (S. 47–90). Aber wo bleibt die ersehnte problemlose Bestimmungstechnik? Bringen es *Praktische Anleitungen* (S. 91–105)? Wir lesen einen exemplarischen Bestimmungsgang für die Tulpe an zwei Beispielen (nach Rothmalers „Postleitzahlen-System“ und Oberdorfers „Springendem Schlüssel“). Die Autoren weisen deutlich auf Vorzüge und Schwächen auch neuester Schlüssel hin: *Bestimmungsschlüssel zu machen, ist schwierig. In manchen Floren finden sich nach 50 oder mehr Auflagen immer noch Zweideutigkeiten und einzelne Fehler.* Kompetent werden Licht- und Schattenseiten aufgezeigt: *Das Fragenpaar zeigt aber sehr schön, dass man beim Bestimmen Dinge hinzulernen kann, die man so vielleicht nicht gewusst hat. Es gibt einzelne Arten, die in keine der beiden Alternativen passen. Dieses Gegensatzpaar ist in fast*

allen Bestimmungsbüchern in dieser oder ähnlicher Form anzutreffen und ist ein echtes Ärgernis. Genau besehen gibt es alles (d. h. alle genannten Kriterien; Rezensent) auf beiden Seiten, nur eben auf der einen Seite häufiger als auf der anderen. Hier lernt man gleich zu Beginn, wie man Schlüssel nicht konstruieren darf. Haben wir Frustrierten es nicht schon immer geahnt? Und weil die Autoren diesen perfekten Schlüssel ebensowenig zu liefern vermögen wie ihre verdienstvollen Vorgänger, werden wir auch weiterhin auf den *Nürnberger Trichter* warten – nicht ohne großen Gewinn aus dem durchdachten Konzept dieser *Praktischen Einführung in die Pflanzenbestimmung* gezogen zu haben!
Erich Lüthje, Kiel

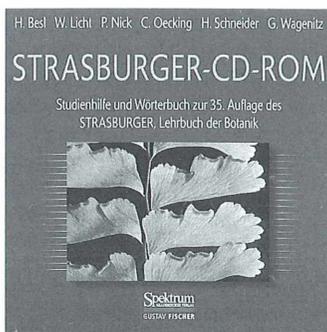
Nachtigall, W.: *Bionik – Grundlagen und Beispiele für Ingenieure und Naturwissenschaftler*. 2. Auflage, Springer Verlag, Heidelberg 2002, 492 Seiten, 440 Abbildungen, gebunden, € 69,95, ISBN 3-540-43660-X.

Wenn eine Publikation wie die erste Auflage dieses Buches so rasch vergriffen ist, dass in kürzester Zeit einige unveränderte Nachdrucke notwendig waren, ist es an der Zeit, dem Leser eine gründlich und vollständig überarbeitete Version mit einer deutlichen Erweiterung des Stoffes anzubieten. Genau dieses ist mit dem vorliegenden Lehrbuch geschehen. Unter Beibehaltung des Grundkonzepts legt Werner Nachtigall, einer der deutschsprachigen Nestoren der Bionik – und nicht zu vergessen, vielfacher MIKROKOSMOS-Autor – nun ein Buch vor, das den momentanen Bedürfnissen entspricht, indem es einen ganz aktuellen Stand des Wissens um diese immer noch relativ junge, außerordentlich interessante und gleichzeitig spannende Forschungsdisziplin wie-

dergibt. Ohne Zweifel wird in nur wenigen Jahren wiederum eine dann aktualisierte Neuauflage notwendig sein. Bis dahin wird aber die nun vorliegende Neuauflage als das deutschsprachige Standardwerk dieser biologisch-technischen Fachdisziplin angesehen werden, das, um den sicherlich darauf wartenden internationalen Interessentenkreis zu erreichen, sobald wie möglich ins Englische übersetzt werden sollte.

Klaus Hausmann, Berlin

Sitte, P., Weiler, E. W., Kadereit, J. W., Bresinsky, A., Körner, C.: *Strasburger – Lehrbuch der Botanik*, und Besl, H., Licht, W., Nick, P., Oecking, C., Schneider, H., Wagenitz, G.: *Strasburger-CD-ROM. Studienhilfe und Wörterbuch zur 35. Auflage des Strasburger, Lehrbuch der Botanik*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002, Buch mit 1.123 Seiten, 1.418 Abbildungen, gebunden, € 79,95, sowie CD-ROM, € 29,95, beides zusammen als *Strasburger Paket* angeboten für € 99,95, ISBN 3-8274-1388-5.



Der *Strasburger*, seit über hundert Jahren *das* Lehrbuch der Botanik des deutschsprachigen Raums schlechthin, wird seit geraumer Zeit in der 35. Auflage auf dem Büchermarkt angeboten. Um die Fülle der neu verfügbaren Fakten

in allen Teilbereichen der Botanik gerecht werden zu können, wurde das Autorenkollektiv auf insgesamt fünf Wissenschaftler erweitert. Es liegt nun ein nach wie vor umfassendes, erwartungsgemäß modernisiertes und darüber hinaus um neue Facetten der botanischen Forschung erweitertes Lehrbuch vor, das jedem uneingeschränkt empfohlen werden kann, der einen soliden und aktuellen Rückhalt des botanischen Wissens in seinem Bücherregal vorfinden möchte.

Den *Strasburger* gibt es auch als Paket, nämlich zusammen mit einer Studienhilfe, diesmal als CD-ROM, die sich nun schon in der 5. Auflage bewährt. Die Studienhilfe umfasst neben einem umfangreichen Fragenteil zur Prüfungsvorbereitung auch ein Wörterbuch mit mehr als 5.000 botanischen Fachbegriffen. Für den Hobby-Biologen mag insbesondere dieses Wörterbuch interessant sein, das nicht nur die Fachbegriffe erklärt, sondern auch deren Herkunft und Geschichte beschreibt und eine Suche nach lateinischen, englischen und französischen Bezeichnungen zulässt. Für Biologiestudenten und vielleicht auch Schüler der Oberstufe, die vor einer Prüfung stehen, bietet die Studienhilfe circa 2.400 Inhalts- und Verständnisfragen (aus allen Kapiteln wählbar) unterschiedlicher Schwierigkeitsgrade (Vordiplom/Diplom), die sich mit dem Wissen aus dem zugehörigen Lehrbuch beantworten lassen. Zur Kontrolle kann man sich die Antworten und teilweise auch ergänzende Abbildungen (aus dem Buch) anzeigen sowie den Erfolg der Selbstprüfung statistisch auswerten lassen. Die Antworten der Studienhilfe sind recht knapp gehalten und die Abbildungen sparsam beschriftet, so dass zwar eine schnelle Kontrolle möglich ist, zum grundsätzlichen Lernen aber das Buch herangezogen werden sollte.

Klaus Hausmann und Renate Radek, Berlin

Renshaw, A. (Hrsg.): Himmel & Erde – Verborgene Welten. Phaidon Verlag, Berlin 2002, 384 Seiten, 260 Farb- und 60 Schwarzweiß-Fotografien, gebunden, € 49,95, ISBN 0-7148-9346-3.

Dieses zeitgleich in englischer und deutscher Sprache erschienene Buch beeindruckt allein schon durch sein gewichtiges (2,8 kg) und ungewöhnliches Format (242 × 300 × 40 mm). Der Titel *Himmel und Erde* lässt erahnen, was kommt; der Schutzumschlag bestätigt die Vermutung: Oben ein Segment des Sonnenplasmas, unten das eines Pollenkorns. Mikro- und Makrokosmos werden in einer Art Zusammenschau behandelt. Der Inhalt ist unter die Kapitelüberschriften *Überlebensgroß, Kaum zu fassen, Planet Erde, Himmelsstürmer* und *Weiter Raum* gestellt.

Nach einer kurzen generellen Einleitung von David Malin, einem führenden Astronomen des angelsächsischen Sprachraums, wird der Leser – nach jeweils einer einseitigen Einführung, die an Hand einer eingängigen Grafik den Dimensionsbereich klarmacht, welchen das entsprechende Kapitel abdeckt – mit verschiedensten Themen der *Verborgenen Welt* vertraut gemacht. Und hier kann man jetzt eigentlich nicht mehr vom Leser sprechen, sondern eher vom Betrachter. Denn die Bilder sind absolut dominierend und das durchaus im positiven Sinn. Natürlich gibt es erklärende Abbildungslegenden. Die sind aber eher knapp gehalten, machen den Sachinhalt der jeweiligen Abbildung klar, lenken aber nicht von der bildlichen Darstellung ab. Nach dem ersten Durchblättern des Buches möchte man gerne urteilen: Gelingen! Aber irgendwie bleibt ein Gefühl zurück, dass es besser hätte gemacht werden können. Bei verweilendem Hinsehen wird klar, dass die Bandbreite in der Qualität der Abbildungen – und hier möchte ich mich

zunächst nur auf die mikroskopische Dimension beschränken – doch recht beträchtlich ist. Da gibt es alles, von moderat-akzeptabel bis spitzenmäßig. Inwieweit das auch für die anderen Darstellungsbereiche zutrifft, vermag ich nicht auf Grund meiner durch eigene Praxis erworbenen Kenntnis genau zu beurteilen. Allerdings habe ich das Gefühl, dass auch hier eine ganz ähnliche Qualitätsbandbreite vorliegt. Diese Bewertung sollte nun aber nicht dazu führen, das vorliegende Buch sozusagen als zweite Wahl einzustufen. Ganz bestimmt nicht! Es ist eine Publikation, die jedem Freude bereitet, der für die Mikro-Makro-Weltschau offen ist.

Klaus Hausmann, Berlin

Wild, A.: Pflanzenphysiologie in Fragen und Antworten. Quelle und Meyer Verlag, Wiebelsheim 2003, 373 Seiten, 137 Abbildungen, 4 Tabellen, kartoniert, € 19,95, ISBN 3-494-01290-3.

Schüler pflegen zu quengeln: *Müssen wir das lernen?* Studenten, der akademischen Selbstverantwortung anheimgegeben, fragen besorgt: *Habe ich genug gelernt?* Da kommt diese Studienhilfe zur Pflanzenphysiologie gerade recht. Wer die 185 Fragen und deren Lösungen durchgearbeitet hat, darf sich in Sachen Biomembranen, Wasserhaushalt, Photosynthese etcetera bestens gerüstet wähen. Jedem der insgesamt neun Kapitel geht ein stofflicher Kostenvorschlag voran, der erstens die *zur Bearbeitung der Aufgaben erforderlichen Kenntnisse* umreißt. Dann folgen zweitens *Aufgaben* mit Fragen, Aufträgen oder etwas umfangreicheren Problemstellungen. In etwaige Wissenslücken des Lesers zielen drittens punktgenau die *Lösungen* des Kapitels. Hier zeigt sich die pädagogische Kompetenz des Mainzer Biolo-

gie-Professors: Eingehend und verständlich (ein Lehrbuch), aber nicht breitwürfig und scheinbar uferlos wie manches Lehrbuch bietet er die erforderlichen Informationen auf dem heutigen Wissensstand. Manchmal darf's auch etwas mehr sein: Etliche *Zusatzinformationen* etwa zur Endosymbiontenhypothese oder zur Struktur der ATPase vermitteln den aktuellsten Stand der (veröffentlichten) Forschung. Eine lohnende Investition – nicht nur für Studierende. Lehrkräfte der gymnasialen Oberstufe finden in diesem Buch zahlreiche Anregungen für Klausuraufgaben bis hin zum Abitur. Erich Lüthje, Kiel

Wiesemüller, B., Rothe, H., Henke, W.: Phylogenetische Systematik. Eine Einführung. 189 Seiten, 72 Abbildungen, Springer Verlag, Berlin 2002, € 36,95, ISBN 3-540-43643-X.

Die von Wiesemüller, Rothe und Henke vorgelegte *Phylogenetische Systematik* bietet eine meist übersichtliche Einführung in die phylogenetische Systematik, die für den Anfänger jedoch an einigen Stellen nicht ganz leicht zu verdauen sein wird. Einerseits ist das Buch didaktisch durchdacht aufgebaut, vertieft einzelne Themen in besonders gekennzeichneten Boxen und gibt Zusammenfassungen am Ende eines jeden Kapitels. Hervorzuheben ist die Darstellung der historischen Entwicklung systematischer Forschung. Neben einem einführenden Kapitel, das diesem Thema gewidmet ist, zieht sich der historische Aspekt durch das ganze Buch. Andererseits folgt die Thematik der einzelnen Abschnitte dem theoretischen Pfad der Erklärung für das Zustandekommen von phylogenetischen Verwandtschaftsverhältnissen von unten nach oben, anstatt die Reihenfolge der Schritte bei der Rekonstruktion der Phylogenese von oben nach unten als Gerüst zu

nutzen. Dadurch wirkt das Buch theorielastig und praxisfern, was sich auch in der Wahl eines hypothetischen Beispiels für das Durchspielen einer phylogenetischen Rekonstruktion ausdrückt. Die Relevanz der Theorie wird allerdings durch ein breites Spektrum an Beispielen aus Zoologie und Botanik gezeigt. Neben diesem Aspekt wird ein deutlicher Hang zur Vollständigkeit den Anfänger oft verwirren. Schon im zweiten Kapitel, bevor der Einsteiger weiß, was die phylogenetische Systematik eigentlich ausmacht, wird er mit den Argumenten konkurrierender Schulen zur phylogenetischen Systematik konfrontiert und abgelenkt. Auch in den weiteren Kapiteln werden einzelne, mit zahllosen Zitaten gespickte Debatten ausführlich dargestellt, denen ein Unbedarfter schwerlich folgen kann. Man kommt nicht umhin, das Werk als eine Zusammenfassung zur phylogenetischen Systematik von Fortgeschrittenen für andere Fortgeschrittene zu bezeichnen. Und als solcher kann man dann natürlich die Darstellung je nach seiner eigenen Auffassung bemängeln. Beim Artbegriff zum Beispiel wollen die Autoren den sich einelterlich fortplantenden Arten den abstrakten Status von monophyletischen Gruppen, in denen jedes Individuum einer Art entspricht, zuweisen, nur um eine, ausschließlich auf dem Biospezieskonzept fußende Artdefinition zu geben, die für ein phylogenetisches System notwendig erscheint. Völlig ausgeklammert wird ein Ökospezieskonzept, das uns die Möglichkeit eröffnet, nach den ultimativen Ursachen für die Existenz von Arten zu fragen, anstatt wieder und wieder zu versuchen, uns die abgrenzbaren Einheiten, in denen uns die Mannigfaltigkeit gegenübertritt, in ein handhabbares Korsett proximativer Ursachen für die Abgrenztheit zu pressen, das uns in unseren kladistischen Kram passt. Also: Der Einsteiger kann auf jeden Fall die Fachtermini übersetzen (diese sind alle in Fuß-

noten hergeleitet) und sollte sich nicht vom Sattler'schen Homologiebegriff verwirren lassen; der Fortgeschrittene kann eine weitere kompetente Zusammenfassung zur Phylogenetik aus einer etwas anderen Richtung neben die *Grundlagen der phylogenetischen Systematik* von J. W. Wägele ins Regal stellen.

Alexander Fürst von Lieven,
Berlin

Hillenkamp, E.: Mikroskopie für Anfänger und Fortgeschrittene. 358 Seiten, zahlreiche Abbildungen in Farbe und Schwarzweiß, € 29,95, ISBN 3-9808589-01-1.

Direktvertrieb über den Eckart Hillenkamp Verlag, Koppenburgstr. 55, D-46117 Oberhausen, Tel. 0208 / 810 21 88, Fax 0208 / 810 21 87 oder über Internet: info@hillenkampverlag.de und www.mikroskopieren.de.

Man kann beklagen, dass es wenige brauchbare Anleitungen zum Mikroskopieren auf dem Markt gibt. Die existierenden kann man kritisieren oder diesem Mangel abhelfen, indem man selber eine schreibt. Der begeisterte Amateur Eckart Hillenkamp, dessen interessante Website www.mikroskopieren.de wohl die meisten MIKROKOSMOS-Leser kennen, hat sich für den letzteren Weg entschieden. Da die großen Verlage, kein Geschäft witternd, ebenso wie Buchhändler abwincken, übernahm der Autor auch den Verlag und den Vertrieb. Der relativ hohe Preis lässt sich eventuell aus dem unternehmerischen Risiko erklären.

Herausgekommen ist ein kaufens- und lesenswertes Taschenbuch, das die ohnehin nicht sehr reichliche Literatur für Anfänger und Fortgeschrittene glücklich ergänzt. Hillenkamp ist nämlich kein Biologe, sondern ein junger Diplomingenieur. Er schleppt

nicht den Wust von universitären ‚Einführungen‘ der letzten Jahrzehnte mit sich, sondern nähert sich empirisch seinem Hobby und legt daher auf die praxisbezogenen Aspekte besonderes Gewicht. Wie konstruiert man eine Diodenbeleuchtung mit wenig Aufwand? Wie adaptiert man eine Digitalkamera ans Mikroskop und reizt ihre Möglichkeiten voll aus? Wie setzt man das Internet ein? Das sind Fragen, die keine bisherige Schrift behandelte; hier gibt der Autor eine Menge weiterführender Tipps.

Natürlich fehlen auch die klassischen Informationen über den Aufbau des Mikroskops, die Theorie der Bildentstehung und über die lichtmikroskopischen Verfahren nicht, ebenso werden Präpariertechniken erläutert und lohnenswerte Objekte und Organismen vorgestellt. Den Fixierlösungen, Färbe- und Einbettungsmitteln widmet das Buch breiten Raum. Ich glaube kaum, dass ein Amateur sich so tief in die Materie einarbeiten wird, andererseits kann eine umfassende Auflistung auch hilfreich sein.

Trotz aller Sorgfalt sind noch ein paar Fehler stehengeblieben, die in einer zweiten Auflage zu korrigieren wären: Der Begriff Heliozoa z.B. ist ein Plural; ein Organismus allein ist ein Heliozoon (S. 180); die Kontrollfrage 18 auf S. 319 zielt auf Objektive, spricht aber in Antwort c von Okularen. Das sind Kleinigkeiten, die nicht auf mangelnde Sorgfalt schließen lassen, sondern eher verdeutlichen, welch riesiges Pensum Hillenkamp im Alleingang bewältigt hat. Ich wünsche dem Buch diese zweite Auflage, denn der Markt ist da. Man schaue nur mal in die Diskussionsforen im Internet. Die Verlage werden sich warm anziehen müssen, wenn sie übersehen, welche Menge Interessierter hier ihr Wissen austauscht – und sie sollten sich, wie das vorliegende Buch, uns Amateuren zuwenden.

Rainer Hendel, Uffenheim

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 auf einseitig beschriebenen, fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden und jeweils 30 Zeilen mit höchstens 60 Anschlägen pro Zeile umfassen. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy als 3,5"-Diskette (nur DOS-Formate) mit der oben angegebenen Formatierung eingereicht werden.

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

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertige Strichzeichnungen, Graphiken (vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt oder als Laserprint). Elektronische Abbildungen nur als Tiff-Dateien *(300 dpi) auf CD-R (bis 700 MB) einreichen; bitte keine CD-RWs oder DVDs verwenden. Alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen nur professionelle Beschriftungen vornehmen (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der Bildvorlage circa 3 mm); handschriftlich bitte nur auf Kopien oder durchscheinenden Deckblättern kennzeichnen. 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 Sonderdrucken des Beitrages wieder zurückgesandt.

6. Literaturzitate bitte in alphabetischer Reihenfolge nach folgendem Schema anordnen:

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

Kreutz, M., Mayer, Ph.: *Vampyrella* parasitiert *Endorina elegans*. Mikrokosmos 92, 1–6 (2003).

Buchzitate:

Fioroni, P.: Evertrebratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur und Wissenschaft, Solingen 1998.

Zitate von Buchbeiträgen:

Hausmann, K., Hülsmann, N.: Einzellige Eukaryota, Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Einzeller und Wirbellose Tiere, S. 1–72. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.

7. Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck einen Andruck zum Gegenlesen. Korrekturen müssen sich auf Satzfehler beschränken. Umfangreiche Textnachträge oder Umstellungen 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.

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit € 30,00 und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit € 60,00.

10. Manuskripte bitte einsenden an Prof. Dr. Klaus Hausmann
Redaktion MIKROKOSMOS
Institut für Biologie/Zoologie
der Freien Universität Berlin
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

Mikrokosmos
2/2003

1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229

Sie werden Augen machen



Die Welt um uns herum steckt voller Wunder. Das neueste heißt **Stemi DV4** und ist ein modernes kompaktes Stereomikroskop. Und das Wunderbare daran – es kostet wenig, obwohl es viel leistet. So die kompromisslos scharfen und licht-

starken Bilder der neuen patentierten Optik. Oder die raffinierte, einfach per Tastendruck zu bedienende Beleuchtung für Auflicht, Durchlicht oder Mischlicht. **Stemi DV4** – neuer Lichtblick für Lehre und Ausbildung in Kursräumen und Laboratorien.



Carl Zeiss · Mikroskopie · D-07740 Jena
Tel. (0 36 41) 64-16 16 · Fax (0 36 41) 64-31 44
mikro@zeiss.de · www.zeiss.de/mikro

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie](#)

Jahr/Year: 2003

Band/Volume: [92_2](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 92_2 1](#)