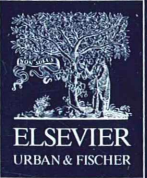


II 90372/93,4

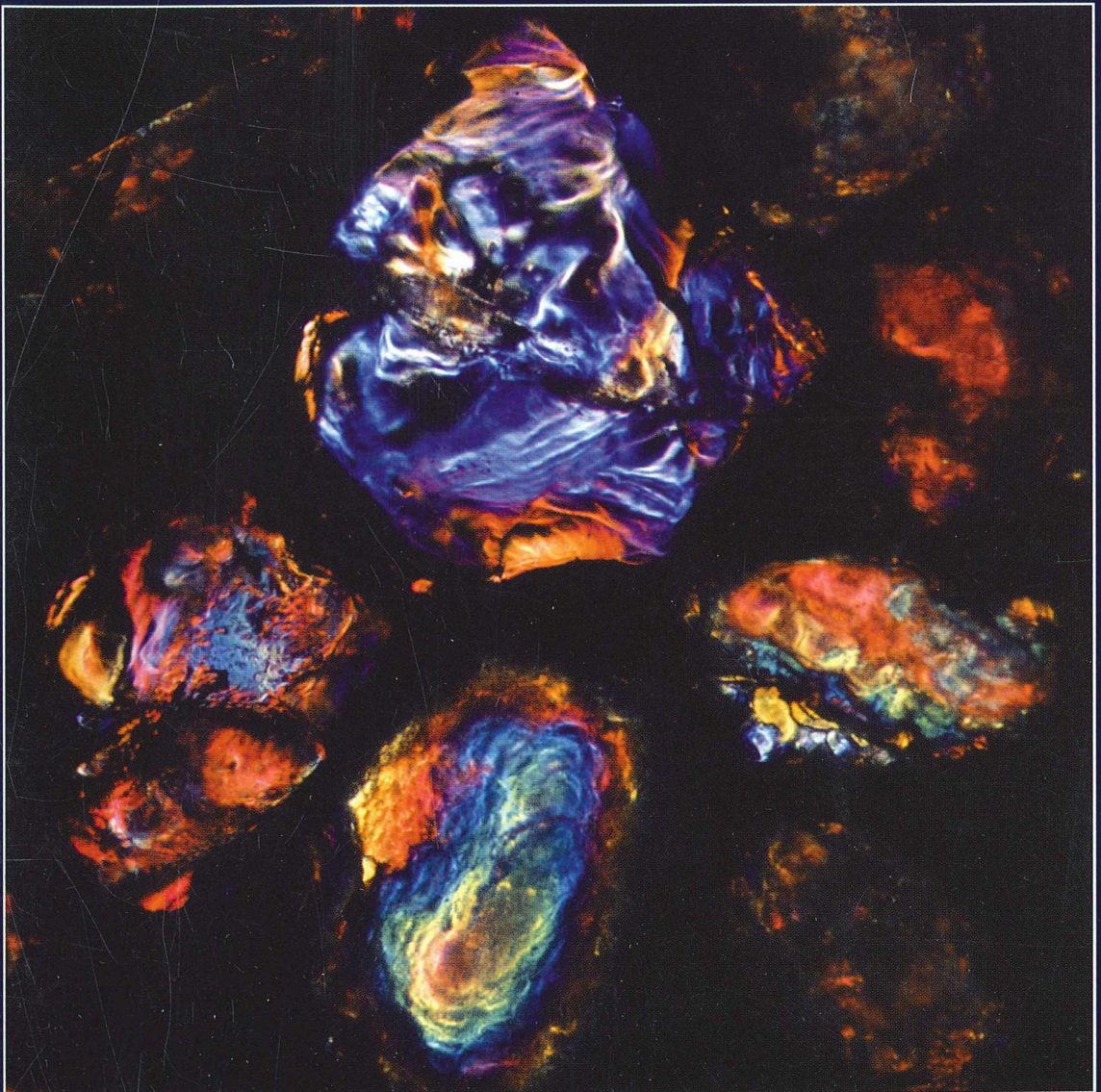


MIKROKOSMOS

Heft 4
93. Jahrgang
Juli 2004

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

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, Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Inhalt

Artikel

- 193** *Biomyxa vagans* – Leidys „kurioser Rhizopode“
Josef Brief
- 199** Erlebnisse mit einem Holzbock (*Ixodes ricinus*)
Ernst-August Schlichting
- 203** *Cosmocladium* – eine bemerkenswerte Zieralgengattung
Rupert Lenzenweger
- 205** Schalen der Riesenmuscheln
Wolfgang Hasenpusch und Torsten Zaiß
- 212** Sand: Quarz in Körnchengröße
Klaus Hausmann
- 217** Selbstbau-Mikroskope begeistern Schüler
Lothar Schwarz und Ingo Webeler
- 221** Räuberische Lebensweise bei Ciliaten – Fallbeispiel: *Homalozoon vermiculare* – Teil 1: Nahrungserwerb und Nahrungsaufnahme
Doreen Baumberg und Klaus Hausmann
- 227** Position und Funktion von Plastiden – Teil 3: Lichtorientierte Chloroplasten-Bewegung
Eberhard Schnepf
- 234** Lebende Mikroobjekte in Gittern – Mikrokulturkammern aus dem Baumarkt
Peter Hippe
- 237** Schöne und seltene Diatomeen
Gerhard Göke

Rubriken

- 197, 211, 216, 219**
Kurze Mitteilungen
- 213, 252, 253**
Nachrichten
- 245**
Mikro-Kids
- 233, 244, 248, 254**
Buchbesprechungen
- 249**
Mikro-Einsteiger
- 254**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 255, 256**
Mikro-Markt

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV
www.elsevier.de/mikrokosmos werden mit dem Erscheinen dieses Heftes zwei Artikel aus dem
ersten Nachkriegsjahrgang 38 (1948/49) über mikroskopische Aspekte von Metallen wiedergegeben.

Das jeweils neueste Inhaltsverzeichnis können Sie jetzt auch kostenlos per e-mail (ToC Alert Service) erhalten.
Melden Sie sich an: www.elsevier.de/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:
www.elsevier.de

Biomyxa vagans – Leidy's „kurioser Rhizopode“

Josef Brief

Biomyxa vagans, die Amöbe über die ich hier berichten möchte, fällt durch ihre ständig wechselnde, durch anastomosierende Retikulopodien auch netzartige, gelegentlich fast bizarre Gestalt auf. Schon ihr Erstbeschreiber Joseph Leidy bezeichnete sie in seinen Veröffentlichungen als *bemerkenswerte Amöbe* oder *kuriosen Rhizopoden* (Leidy, 1879). Sie wird den Granuloreticulosea, einer polyphyletischen Gruppe beschalter und – wie in diesem Fall – nackter Amöben zugerechnet (Hausmann und Hülsmann, 1996), die neben der anastomosierenden, vernetzten Form durch eine feine Körnung bis in die Spitzen der Retikulopodien hinein ausgezeichnet ist. In diesem Artikel soll diese weniger häufige Amöbe anhand einiger Fotografien vorgestellt werden.

Als Amateur und Protozoenliebhaber beschäftige ich mich besonders mit den Amöben. Nach meiner ersten, zufälligen Beobachtung einer *Biomyxa vagans* folgte das übliche nachträgliche Belesen und Studium der Literatur, wobei ich auch Leidy's Originalveröffentlichung über Nordamerikas Rhizopoden aus dem Jahre 1879 erstehen konnte. Dabei fiel mir auf, dass die wenigen in der gängigen Literatur sowie auf den für die Darstellung von Protozoen bekannten Internetseiten gezeigten Fotos kaum die typischen, von Josef Leidy so präzise gezeichneten Merkmale und Formen aufweisen (Abb. 1). Nach der folgenden, recht langwierigen Suche gelangen schließlich die hier gezeigten Aufnahmen dieses wenig erforschten und meines Wissens bisher nicht in Kulturen haltbaren Einzellerns.

Vorkommen von *Biomyxa*

Die abgebildeten Exemplare wurden in einem am Waldrand gelegenen Weiher und dem dichten, daran angrenzenden *Sphagnum*-Beet in der Nähe von Frankfurt am Main gefunden. Die erste *Biomyxa* fiel mir zufällig in einer Wasserprobe aus dem ufernahen Schilf auf. Nach langem vergeblichen Suchen in weiteren Proben las ich schließlich in Leidy's Originalveröffentlichung von 1879, dass er hauptsächlich in nassem *Sphagnum* fündig wurde. In nassem *Sphagnum*, im späten Herbst gesammelt und in großen Petrischalen sehr feucht über mehrere Wochen bei Zimmertemperatur aufbewahrt, entdeckte ich dann auch endlich die hier gezeig-

ten Amöben. Neben *Sphagnum* wird von Page und Siemensa (1991) ihr Vorkommen nur allgemein im Süßwasser, von Streble und Krauter (2002) in moorigen Gewässern angegeben.

Geschichtliches und Literaturübersicht

Biomyxa vagans wurde erstmals 1874 von Joseph Leidy, einem amerikanischen Paläontologen und Anatomen, beschrieben und in seinen

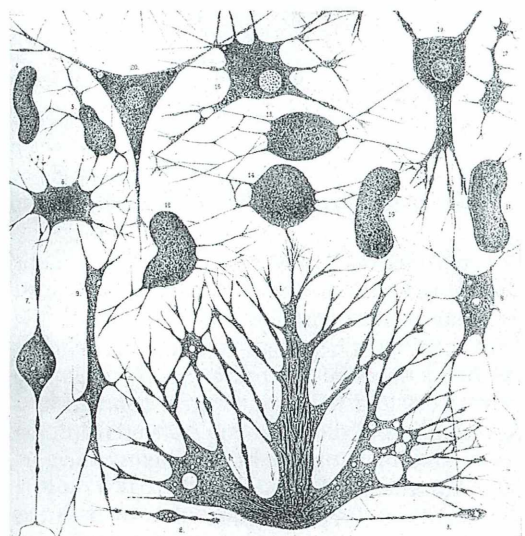


Abb. 1: Leidy's Originalabbildung verschiedener Exemplare und Formen von *Biomyxa vagans*. Ausschnitt aus Tafel 48. Fresh-Water Rhizopods of North-America, Plate XLVIII (Leidy 1879).

bekanntesten Zeichnungen (Abb. 1) neben vielen anderen Amöben präzise dokumentiert (Leidy, 1879). Das größte von Leidy vermessene Exemplar maß $600 \times 400 \mu\text{m}$, Penard (1902) gibt circa $480 \mu\text{m}$ an, und etwa $180 \mu\text{m}$ beträgt die von Page und Siemensma (1991) genannte

dem Durchmesser. Häufig wiesen sie entlang ihres Verlaufes spindelförmige Verdickungen auf (Abb. 3), welche gelegentlich zum Ursprung neuer Unterpseudopodien werden konnten. Die Pseudopodien verzweigten sich und anastomosierten oftmals, teils mit Quer-

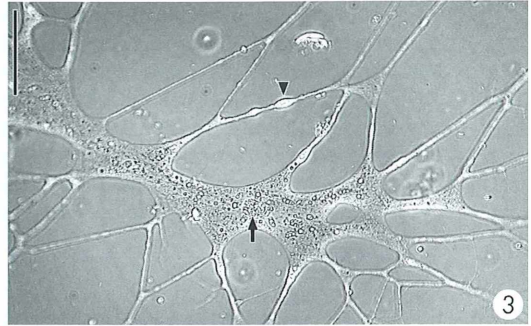
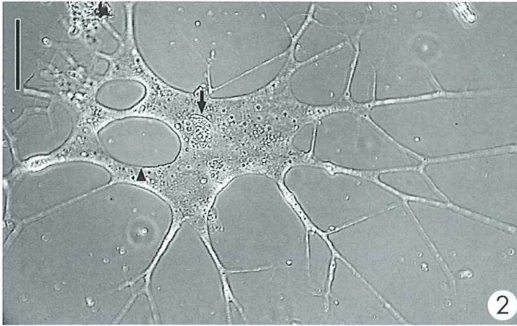


Abb. 2 und 3: Exemplar 1. – Abb. 2: Gut erkennbare Perforationen im ausgedehnten Amöbenkörper (Pfeilkopf), Algenreste (Pfeil), anastomosierende Retikulopodien und zahlreiche kontraktile Vakuolen. Phako, Vergr. 400fach, Maßbalken $50 \mu\text{m}$. – Abb. 3: Amöbenkörper gestreckter, zusätzlich erkennbarer solitärer Zellkern (Pfeil) sowie spindelförmige Verdickungen der Filopodien (Pfeilkopf). Phako, Vergr. 400fach, Maßbalken $50 \mu\text{m}$.

Größe. Die hier gezeigten Amöben waren in gestrecktem Zustand zwischen 200 und $300 \mu\text{m}$ lang.

Kernzahl und -bau gelten als ungewiss. Sowohl ein- wie auch mehrkernige Exemplare werden beschrieben. Eine Nahrungsaufnahme konnte bisher nicht beobachtet werden. In der Systematik werden sie nach Hausmann und Hülsmann (1996) eingeordnet unter den Metakaryota incertae sedis – Granuloreticulosea – Athalamea.

Beobachtungen zu Form und Bewegung

Die zentrale Masse der Amöbe wies mal mehr kontrahierte, runde und elliptische Formen auf, mal war sie ausgebreitet, dreieckig, rechteckig oder scharfkantig polygonal. In ausgedehnten Flächen kam es zu Perforationen (Abb. 2), die anwachsen und teils konfluieren konnten und der Amöbe bei mehrfachem Auftreten infolge der Ausbildung von Retikulopodien ein netzartiges Aussehen verliehen.

Der zentrale Körper konnte sich in mehrere Segmente untergliedern, welche über kräftigere Pseudopodien miteinander in Verbindung standen (Abb. 7).

Die Pseudopodien selbst waren meist gestreckt, filös mit von zentral nach peripher abnehmen-

verbindungen zwischen parallel verlaufenden Fortsätzen (Abb. 4 und 7). Nicht selten war das Protoplasma im Bereich der Verzweigungen, ähnlich Schwimmhäuten, zwischen den divergierenden Fortsätzen aufgespannt.

Die Bewegung von *Biomyxa* verlief langsam, kontinuierlich und gleichmäßig. Trotz ständiger Neuordnung der Pseudopodien schien sich der gesamte Organismus oft über längere Phasen nur wenig vom Ort zu bewegen. Die Eigenbewegung der Pseudopodien wirkte oft ungelent und steif, was zu der von Page und Siemensma (1991) vermuteten inneren Stabilisierung der Pseudopodien von Athalamea durch Mikrotubuli passt. Bei der Rückbildung von Pseudopodien beobachtete ich neben knickenden Retraktionen manchmal auch ein gewundenes, sich krümmendes Kontrahieren der feineren, peripheren Anteile.

Durch Steigerung der Lichtintensität der Mikroskoplampe für das Fotografieren löste ich regelmäßig eine, am ehesten als photophobe Reaktion zu wertende Kontraktion der Amöbe aus. Hierbei schrumpfte sowohl der Amöbenkörper zusammen, wie auch die Retikulopodien zurückgezogen wurden. Ich versuchte meist mit möglichst geringer Beleuchtung zu arbeiten, um die Amöben ungestört beobachten zu können. Die Lichtintensität erhöhte ich nur

kurzzeitig, soweit es eben für die Aufnahmen erforderlich war. Blitzaufnahmen sind im Allgemeinen zur Darstellung von Amöben bei Verwendung einer digitalen Kamera (hier Coolpix 990) bei den doch recht langsamen Bewegungen dieser Organismen kaum nötig.

Im Protoplasma der *Biomyxae* konnte ich keine Differenzierung zwischen Granulo- und Hyaloplasma erkennen, vielmehr wiesen die gesamten Amöben bis peripher in die Retikulopodien ein blasses, feinkörniges Protoplasma auf. Es fielen zahlreiche kontraktile Vakuolen mit einem Durchmesser von 2–3 μm auf, welche naturgemäß besonders in der gestreckten und flach ausgebreiteten Zustandsform der Amöbe gut zu sehen waren.

Bei der dritten Amöbe konnte ich zunächst keinen eindeutigen Kern ausmachen. Als sich dann aber ein Teilbereich der Amöbe flächig ausdehnte, sah ich darin mehrere bläschenförmige Organellen mit etwa 9 μm Durchmesser (Abb. 8 und 9), welche ich für Zellkerne mit kreis- und u-förmigem, nicht zentralem Nucleolus hielt. Bei vorsichtigem Durchfokussieren konnte ich 13 dieser kugeligen Organellen zählen, dabei war ich der Meinung auch eine Kernteilung beobachtet zu haben (Abb. 9). Kurze Zeit darauf wurden die vermeintlichen Kerne dann in Gruppen durch ein feines Pseudopodium nach peripher transportiert (Abb. 10). Ob es sich hierbei nun wirklich um mehrere Zellkerne handelte, schien mir dann

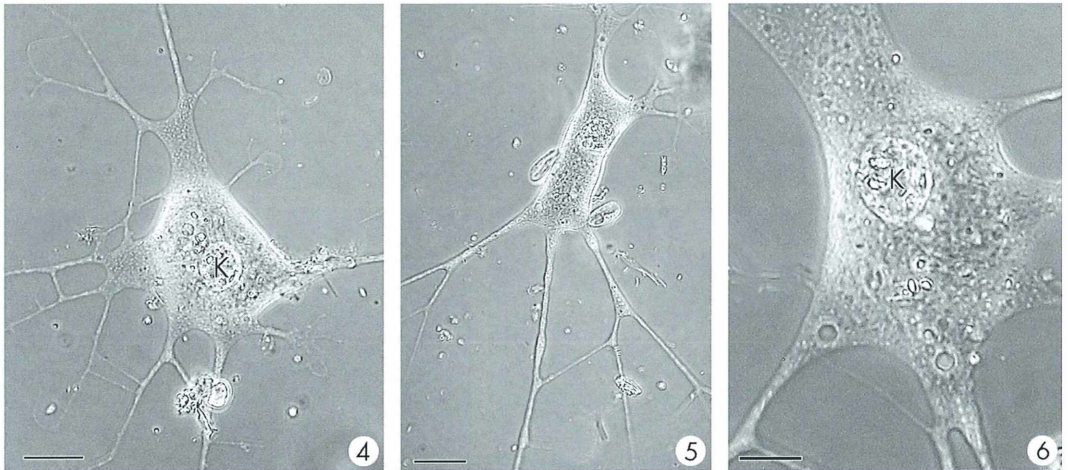


Abb. 4–6: Exemplar 2, kleinere *Biomyxa*. – Abb. 4: Solitärer Kern (K) und anastomosierende Querverbindungen zwischen parallel verlaufenden Filopodien erkennbar. Phako, Vergr. 400fach, Maßbalken 25 μm . – Abb. 5: Gestreckte Form des Amöbenkörpers. Phako, Vergr. 400fach, Maßbalken 25 μm . – Abb. 6: Solitärer Zellkern (K) in vergrößertem Ausschnitt. Phako, Vergr. 400fach, Maßbalken 10 μm .

Die Bewegung der Granula und kontraktile Vakuolen ließ gut die Strömung des Protoplasmas erkennen, welche in den kräftigeren Pseudopodien typischerweise bidirektional, gleichzeitig zentripetal und zentrifugal verlief.

Ungeklärte Kernverhältnisse

Nach Page und Siemensma (1991) sind Kernbau und Kernzahl von *Biomyxa vagans* ungewiss, wahrscheinlich ist sie jedoch vielkernig. Zwei der hier gezeigten Exemplare hatten einen deutlichen, einzelnen, leicht granulierten Zellkern von circa 10 μm Durchmesser (Abb. 3–6).

doch unsicher. Der Versuch einer Kernfärbung mit Methylgrünessigsäure unter dem aufliegenden Deckglas zur Klärung dieser Frage, was bei Ciliaten oft sehr hilfreich ist, scheiterte jedoch leider. Auch weitere Versuche der Fixierung und Kernfärbung der selten gefundenen Einzel-exemplare unter dem Deckglas mit Boraxcarmin, Haemalaun, Thionin und anderen Farbstoffen waren ähnlich erfolglos. Vielleicht kann der eine oder andere zellbiologisch und protistologisch erfahrene Leser dieses Artikels anhand der Abbildungen eine Organellendiagnose stellen. Gerne stelle ich auch die farbigen Originalabbildungen zur Verfügung. Ebenfalls dankbar wäre ich für Tipps zur Kernfärbung

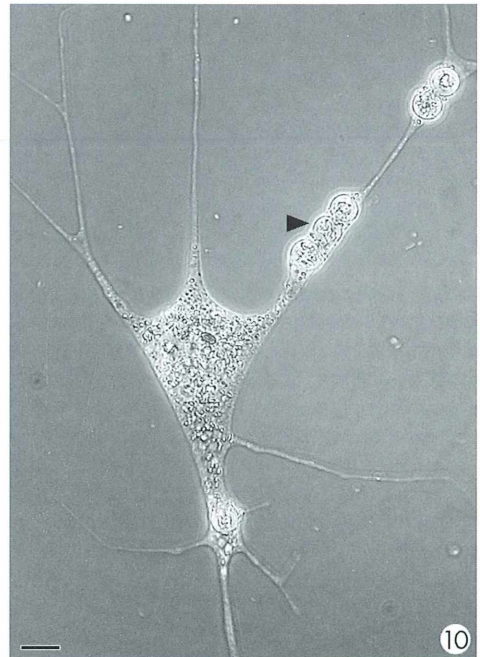
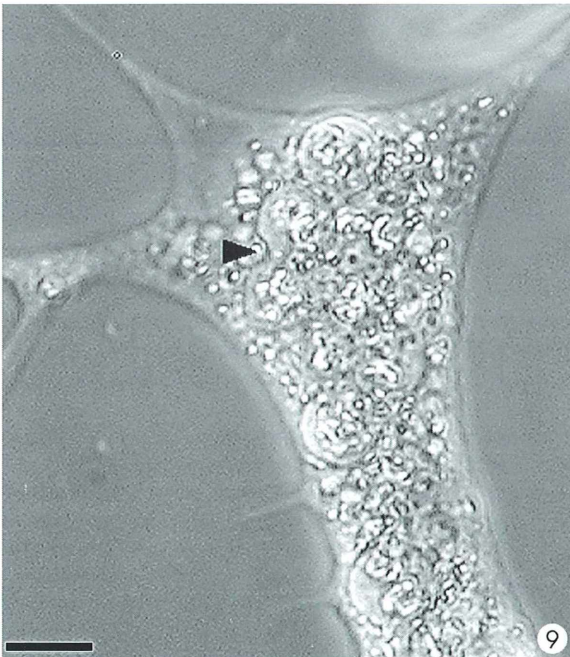
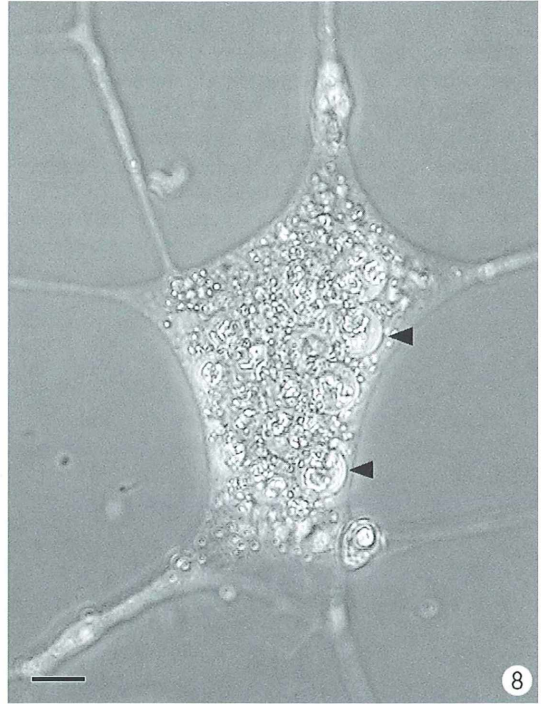
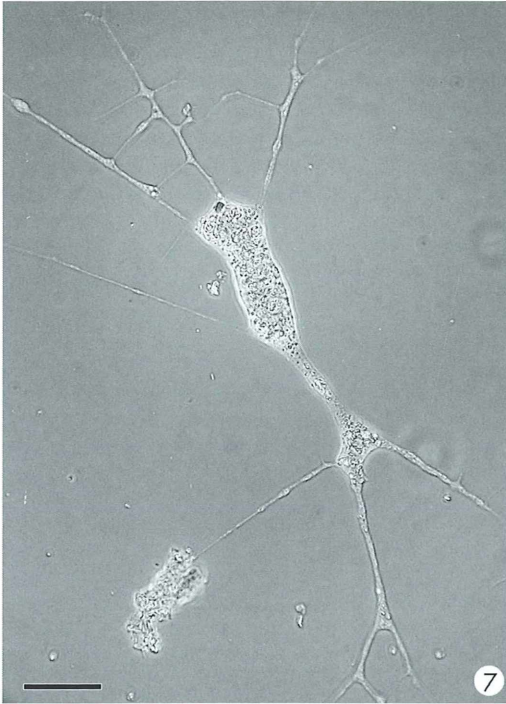


Abb. 7–10: Exemplar 3. – Abb. 7: Gestreckte Form mit beginnender Segmentierung des zentralen Amöbenanteils. Phako, Vergr. 400fach, Maßbalken 50 μm . – Abb. 8: Vergrößertes Segment mit mehreren, bläschenförmigen Kernen (Pfeilköpfe). Phako, Vergr. 400fach, Maßbalken 10 μm . – Abb. 9: Weiteres vergrößertes Segment mit vermuteter Kernteilung (Pfeilkopf). Phako, Vergr. 400fach, Maßbalken 10 μm . – Abb. 10: Transport der erwähnten, vermutlichen Kerne (Pfeilkopf) in Gruppen durch dünne Filopodien. Phako, Vergr. 400fach, Maßbalken 10 μm .

von Amöben, wenn diese wie hier nur als seltenes Einzelexemplar unter einem Deckglas vorliegen.

Sollte es sich um mehrere Kerne gehandelt haben, so gibt es hierfür zumindest drei Erklärungen:

- Es könnte in der Tat ein- wie auch mehrkernige *Biomyxa* geben. Streble und Krauter (2002) nennen einen oder mehrere Zellkerne, während Page und Siemensma (1991) die Kernzahl als ungewiss, wahrscheinlich vielkernig angeben. Ähnliches wird auch bei *Rhizamoeba flabellata* beobachtet, wo 4% der normalerweise vielkernigen Amöben nur einen Kern aufweisen.
- Es könnte, wie bei der *Reticulomyxa filosa* beschrieben, vor der eigentlichen Zellvermehrung durch Vielteilung des Cytoplasmas zum Auftreten mehrerer Kerne durch Kernteilung gekommen sein.
- Nicht zuletzt kann es aber auch einfach sein, dass das untersuchte dritte Exemplar (Abb. 7–10) keine *Biomyxa* ist, wie die in den Abbildungen 2–6 gezeigten Amöben, sondern einer anderen Art oder Gattung zuzuordnen ist.

Diese und andere offene Fragen zu diesem Organismus sind ein motivierender Grund für

weitere interessante Stunden am Mikroskop. In jedem Fall ist es ein spannendes Vergnügen, nach dieser Amöbe zu fahnden und sie dann unter dem Mikroskop zu beobachten und zu dokumentieren.

Literaturhinweise

- Hausmann, K., Hülsmann, N.: Protozoology, 2nd edition. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1996.
- Leidy, J.: Freshwater rhizopods of North America. In: US geological survey of the territories, vol. XII. Government Printing Office, Washington 1879.
- Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, Band 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.
- Patterson, D. J.: Free-living freshwater protozoa. A colour guide. Manson Publishing Ltd., London 1996.
- Penard, E.: Faune rhizopodique du Bassin du Léman. H. Kündig, Genève 1902.
- Röttger, R.: Wörterbuch der Protozoologie. In: Foisner, W. (Ed.): Protozoological Monographs, Vol. 2. Shaker Verlag, Aachen 2001.
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen, 9. Aufl. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH, Stuttgart 2002.

Verfasser: Dr. Dr. Josef Brief, Tituscorso 2–4, D-60439 Frankfurt am Main, e-mail: drdrbrief@yahoo.com

Kurze Mitteilung

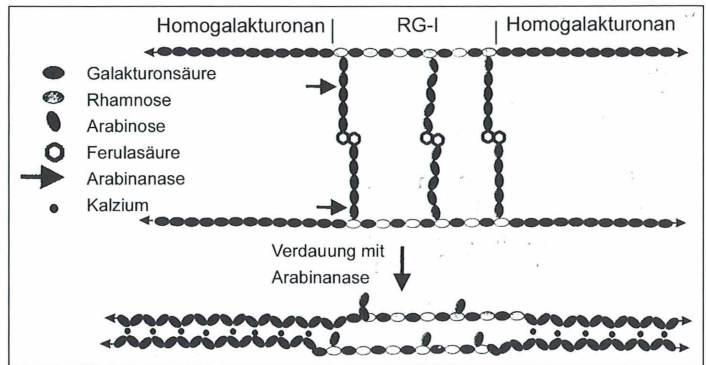
Die Wand der Schließzellen

Das Leben auf der trockenen Erde erfordert von den höheren Pflanzen eine Anpassung an die nicht mehr mit Feuchtigkeit gesättigte Atmosphäre. Die Pflanzen sind daher an der Oberfläche mit einer praktisch wasserundurchlässigen Schicht, der Kutikula, überzogen, welche unkontrollierte Verdampfung verhindert. Diese Kutikula ist aber an zahlreichen Stellen von kleinen, mit dem bloßen Auge unsichtbaren Poren durchlöchert, welche den Austausch von Wasserdampf und den Gaswechsel von Kohlensäure und Sauerstoff aus dem Inneren der Pflanzkörper mit der Außenwelt gestatten. Diese Poren sind die sogenannten Spaltöffnungen (Stomata), weil sie einen spaltförmigen Aufbau haben. Der Spalt

wird von zwei Schließzellen begrenzt, welche den Öffnungszustand der Stomata kontrollieren. Ein Laubbaum verdunstet (transpiriert) beispielsweise an einem Tage etwa 400 Liter Wasser.

Unter den Bedingungen einer begrenzten Wasserzufuhr werden nun die Spaltöffnungen ganz oder teilweise durch die Schließzellen verengt, sodass die Austrocknung des Pflanzeninneren verhindert wird. Diese kontrollierte Wasserabgabe hängt von dem Öffnungszustand der Spaltöffnungen ab, welcher durch die Schließzellen geregelt wird. Im Lichtmikroskop zeigen sich die Schließzellen in Form und Größe je nach Pflanzenart verschieden. Meist haben sie dicke, tangentielle Zellwände. Der Öffnungszu-

Abb. 1: Modell für die Rolle der Arabinane für die Instandhaltung der Flexibilität der Pektine in der Zellwand von Schließzellen. Die Arabinan-Seitenketten (horizontale Pfeile) der Rhamnogalakturonane (RG-1) bilden ein sterisches Hindernis für die Assoziation der beiden benachbarten Domänen der Homogalakturonane (HGA). Wenn diese Seitenketten aber durch die Einwirkung des Enzyms Arabinanase entfernt werden, dann können die nebeneinander liegenden Homogalakturonan-Ketten sich assoziieren und werden durch Kalzium-Ionen zu einer Doppelkette zusammengehalten (nach Jones et al., 2003).



stand wird durch die Änderung des Turgordruckes im Inneren der Schließzellen geregelt. Wenn die Spaltöffnungen geöffnet sind, dann nehmen sie bis zu 70% ihres Volumens zu und geben durch ihren speziellen anatomischen Bau die Spalte für den Wasser- und Gasaustausch frei.

Die Schließzellen kombinieren eine große physikalische Stärke mit einem hohen Grad an Elastizität, um ihre Rolle erfüllen zu können. Die molekularen Eigenschaften der Wände dieser Schließzellen sind jedoch weitgehend unbekannt. Sie bestehen aus Polysacchariden mit Beimischung kleinerer Mengen von Strukturproteinen. Das strukturelle Netzwerk besteht aus stark kristallinen Zellulose-Mikrofibrillen, die mit Hemizellulose-Polymeren zusammen das Netzwerk bilden. Zugleich befindet sich in der Zellwand ein Pektin-Netzwerk, das bis zu 30% des Trockengewichtes der Zellwand ausmachen kann. Schließzellen sind besonders reich an diesen Pektin-Polymeren. Diese bestehen aus linearen Ketten von α -D-Galakturonsäuren (Homogalakturonanen), oft vermischt mit Rhamnogalakturonanen (RG-1). Sie sind durch Galaktan- und Arabinan-Seitenketten miteinander verbunden, die oft durch Phenol-Ester, zum Beispiel der Ferula-Säure, substituiert sind (Abb. 1). Eine neue Untersuchung hat nun herausgefunden, dass die Arabinan-Ketten eine entscheidende Rolle für die Flexibilität der Zellwände der Schließzellen spielen und für deren reversible Deformation mit verantwortlich sind.

An abgezogenen Epidermisstreifen von *Commelina communis*, eine Verwandte der *Tradescantia*, kann man die Änderung der spezifischen Zellwand-Polymere studieren. Wenn man enzymatisch die Arabinane der Zellwand der Schließzellen abbaut, können sich die Schließzellen weder öffnen noch schließen. Diese Blockierung der Zellwandbewegung ist reversibel: Zufügen von Homogalakturonanen ermöglicht die Öffnungs- und Schließbewegungen wieder.

Die Arabinane erhalten also die Flexibilität der Zellwände der Stomata. Das Modell (Abb. 1) zeigt, wie man sich die Wirkung des Enzyms Arabinanase vorstellen kann: Die Arabinan-Seitenketten von RG-1 hindern die Assoziation der benachbarten Domänen der Homogalakturonane. Durch die Enzymeinwirkung werden die Seitenketten abgebrochen, sodass die HGA-Domänen sich aneinanderlegen können und durch die Mitwirkung von Kalzium zu einer Kette zusammengepackt werden.

Literaturhinweis

Jones, L., Milne, J. L., Ashford, D., McQueen-Mason, S. J.: Cell wall arabinan is essential for guard cell function. *Proceedings of the National Academy of Sciences (USA)* 100, 11783–11788 (2003).

Erlebnisse mit einem Holzbock (*Ixodes ricinus*)

Ernst-August Schlichting

Wer einen Holzbock, oder auch Zecke genannt, als Haustier hält, erntet nicht nur staunende Blicke, sondern vielfach auch leichte Ekelanflüge bei seinen Zuhörern. Zugegeben, ein Kuscheltier ist sie nicht, doch durch meine häufigen Aufenthalte in Feld und Wald sind mir diese im wahrsten Sinne des Wortes anhänglichen Geschöpfe im Laufe vieler Jahre recht vertraut geworden.

Zu meiner Zecke, über deren Lebensabschnitt ich hier etwas berichten möchte, kam ich durch meine Freundschaft zu Nachbars Katze. Sie hatte ein dickes und bis zum Platzen vollgesogenes Tier am Hals hängen, das beim Streicheln zu Boden fiel (Abb. 1 und 2). Zecken in diesem Fressstadium sind beim Menschen eher selten, weil man sie meistens im Frühstadium der Nahrungsaufnahme findet und dann schnellstens entfernt. Diese hier, nun auf dem Rücken liegend und mit den Beinen in der Luft strampelnd, weckte bei mir sofort Interesse. Zunächst besah ich sie durch die Optik meines Stereo-Mikroskops LOMO-MBS 10 – und war fasziniert. Es ist wie mit allen kleinen Dingen: Durch eine Vergrößerungslinse gesehen erschließt sich dem Betrachter eine ganz andere, wunderbare und völlig neue Welt. Das kleine, graue Tierchen zeigte plötzlich Details, von denen ich vorher nichts wusste, ja nicht einmal etwas ahnte. Wellenlinien, wie mit einem Kamm in die Butter gekratzt, überzogen den ganzen Körper. Die Atemöff-

nungen (Tracheen), an jeder Seite eine, sowie die Geschlechtsöffnung hinten unten fielen sofort ins Auge.

Hälterung der Zecke

Die weitere Entwicklung war einfach zwangsläufig. Ich wollte ihren Lebenslauf beziehungsweise den ihrer Nachkommen, weiterhin beobachten. Als Erstes musste ich ihr also ein angemessenes Asyl geben. Zum Glück sind diese Milbenverwandten recht anspruchslos. Auch in der freien Natur werden sie ja nicht verwöhnt. Vollgesogen wie sie sind, lassen sie sich einfach fallen und verkriechen sich in die unterste Bodenvegetation.

Da konnte ich ihr schon etwas Besseres bieten. In einer kleinen Plastik-Schachtel, ausgelegt mit einem Küchenhandtuch aus Papier, das immer leicht feucht gehalten wurde, bezog sie Mitte Mai Quartier auf meinem Schreibtisch zur laufenden Beobachtung.

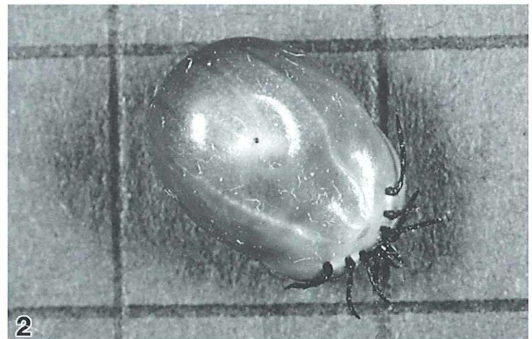
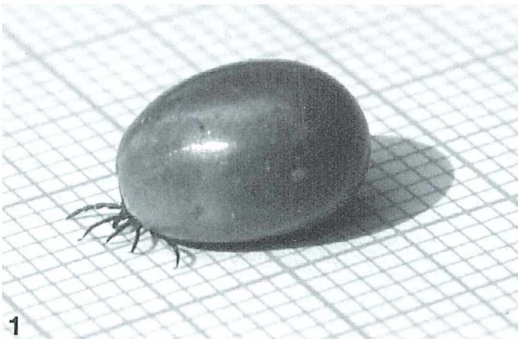


Abb. 1 und 2: Vollgesogene, weibliche Zecken auf Ein-Zentimeter-Raster. Abb. 1 Vergr. 3fach, Abb. 2 Vergr. 3,5fach.

Eiablage und Eientwicklung

Rund drei Wochen später, in der zweiten Juniwoche, begann sie mit dem Legen ihrer winzigen Eier, kleine, mittelbraune und elliptisch geformte, knapp einen halben Millimeter lange Gebilde (Abb. 3). Während ich ihr die Eier jeden Tag abnahm, es waren zwischen zwanzig und vierzig, machte ich eine weitere interessante Entdeckung. Die Legeöffnung ist nicht die Geschlechtsöffnung am Hinterleib, sondern vielmehr ein länglicher Schlitz gleich hinter dem Kopf zwischen den vier Beinpaaren (Abb. 4 und 5). Da sie auf dem Rücken liegend hilflos mit den Beinen strampelte, beförderte sie das gesamte Gelege stets zum Kopf hin. Mit einer spitzen Nadel nahm ich vorsichtig Ei für Ei von dort ab und legte sie ebenfalls in ein Schächtelchen auf ein angefeuchtetes Papiertuch. Insgesamt wurden es über einen Zeitraum von fast vier Wochen 1021 Stück. Damit hatte sie den ihr von der Natur vorgegebenen Beitrag

zur Arterhaltung geleistet. Sie wurde träger in ihren Bewegungen, färbte sich nach und nach dunkler und starb.

Mein ganzes Interesse galt nun den Eiern. Und da tat sich bald etwas (Abb. 6). Mit meinem ZEISS-Standard Mikroskop entdeckte ich, dass sich in den zuerst gelegten Eiern bald dunkle Punkte bildeten, die nach und nach Struktur annahmen. Von Tag zu Tag wurde der Embryo einer Zeckenlarve ähnlicher. Kurz vor dem Schlüpfen des ersten Tieres sah man im Mikroskop sehr deutlich die drei Beinpaare, die an ihren Enden bereits winzige Haken zum Ankrallen an den ersten Wirt hatten (Abb. 7). Nach einer weiteren Woche krabbelte die erste Larve auf dem weißen Tuch zwischen den restlichen Eiern munter umher, kaum größer als das Ei, aus dem sie geschlüpft war (Abb. 8 und 12). Mit ihren sechs Beinchen konnte man sie sehr wohl für ein Insekt halten.

Nach dem ersten Fototermin im Hellfeld (Abb. 9) machte ich zunächst ohne Deckglas

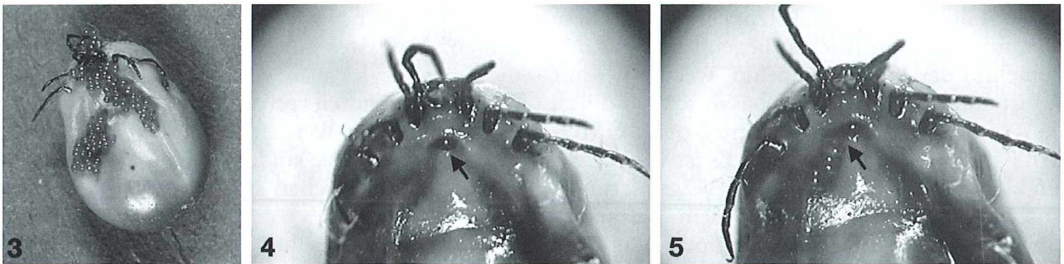


Abb. 3: Vollgesogene, weibliche Zecke mit Eiern, Vergr. 2fach. – Abb. 4: Ei beim Austritt aus dem Legekanaal (Pfeil), Vergr. 4fach. – Abb. 5: Vorderteil einer weiblichen Zecke mit Eiern (Pfeil), Vergr. 4fach.

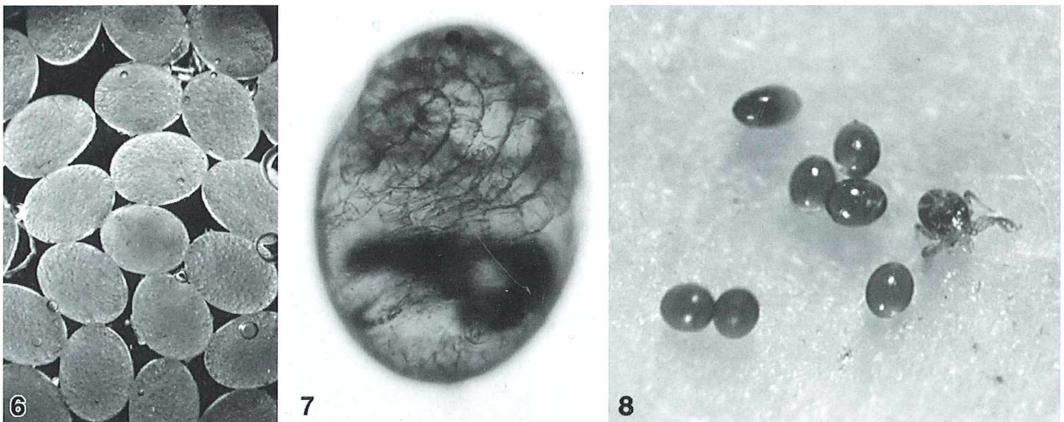


Abb. 6: Zeckeneier im Dunkelfeld, Vergr. 18fach. – Abb. 7: Zeckenei mit Embryo, Hellfeld, Vergr. 80fach. – Abb. 8: Zeckeneier mit geschlüpfter Larve, Vergr. 4fach.

eine Dunkelfeldaufnahme von der Larve. Als ich dann das Deckglas auflegte, um sie am Weglaufen zu hindern, sonderte sie einen Tropfen Körperflüssigkeit ab, der die Stechborste umgibt und auf dem Foto sehr deutlich zu sehen ist (Abb. 10).

Ob die zeitlichen Abläufe meiner Zecken mit denen in der Natur übereinstimmen, muss offen

bleiben. Man kann wohl nicht annehmen, dass die Schreibtisch-Verhältnisse, die ich ihnen geboten habe, denen in Feld und Wald entsprechen. Sie werden wohl eher eine Art Sommerfrische für sie gewesen sein. Doch wie dem auch sei, die Mutterzecke und ihre Kinder haben mir über Wochen interessante Einblicke in einen Teil ihrer Entwicklung geschenkt, die ein gutes Lehr-

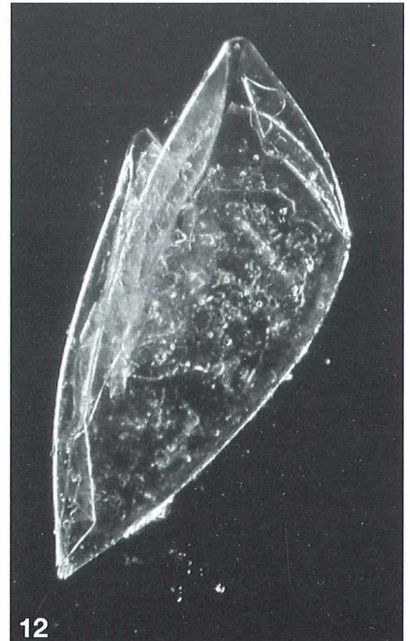
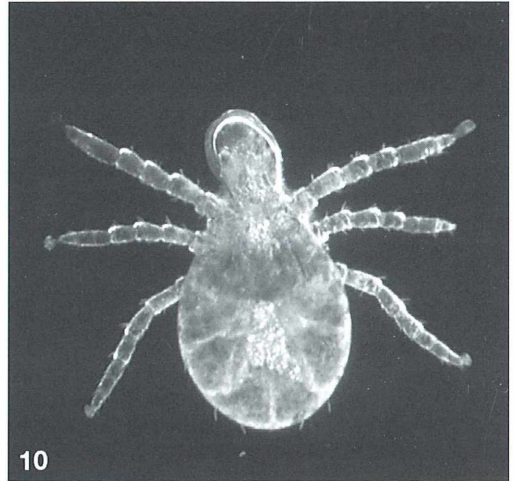
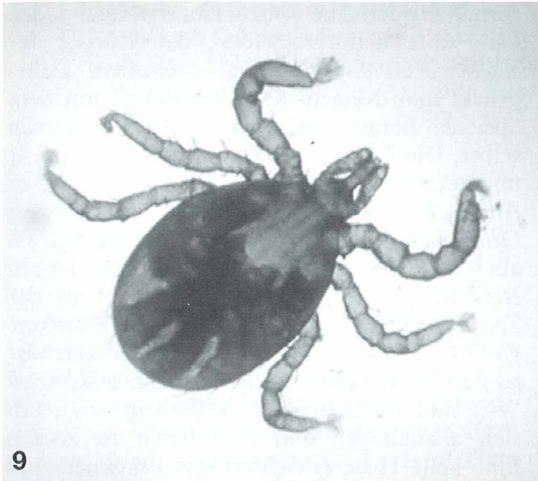


Abb. 9: Zeckenlarve, Hellfeld, Vergr. 10fach. – Abb. 10: Zeckenlarve, Dunkelfeld, Vergr. 10fach. – Abb. 11: Zeckennympe, Dunkelfeld, Vergr. 7fach. – Abb. 12: Verbliebene Eihülle nach Schlüpfen der Larve, Dunkelfeld, Vergr. 80fach.

beispiel für Schulen sein können. Die Zecken werden, wie beschrieben, als Larve mit drei Beinpaaren geboren. Erst im nächsten Stadium, der Nymphe, wird das vierte Beinpaar angelegt (Abb. 11). Die gesamte Entwicklung bis zur fertigen Zecke dauert in der Regel drei Jahre.

Zecken als Krankheitserreger

Zecken sind wie wir ein Teil der Natur und es steht uns nicht an, sie zu verteufeln. Wie allen ihren Wirten können sie als Ektoparasiten auch uns Menschen gefährlich werden, indem sie die Erreger schwerer Krankheiten übertragen. Zu nennen ist hier zunächst die Borreliose, die durch Bakterien der Familie der Spirochaetaeae, hier *Borrelia burgdorferi* (Abb. 13 und 14), hervorgerufen wird. Die Infektion erkennt man an einem sich vergrößernden, roten Fleck um die Einstichstelle, die so genannte Wanderröte (Erythema chronicum migrans). Borrelien können nur durch Breitbandantibiotika bekämpft werden, wie beispielsweise Doxycyclin (Handelspräparate: Doxymono und Doxy-Puren). Entgegen bisheriger Ansicht konnten jedoch Straubinger et al. (2000) zeigen, dass die Erreger auch nach 30-tägiger Behandlung mit Penicillinen, Doxycyclin oder Azithromycin nicht völlig eliminiert werden können.

Zecken können auch das FSME-Virus, den Erreger der Frühsommer-Meningo-Enzephalitis,

übertragen. Im Gegensatz zur Borreliose kann man diese Krankheit mit einer vorbeugenden Impfung verhindern.

Ganz wichtig, und das kann nicht eindringlich genug gesagt werden, ist die richtige Entfernung der Parasiten in jedem Stadium. Niemals die Zecke unter Stress setzen, indem man sie hin und her dreht, mit Öl oder Klebstoff beschmiert, wie es in älterer Literatur zu lesen ist. Man verwende nur eine Zeckenzange, gute Fingernägel oder eine spitze Pinzette. Auf jeden Fall sollte man vermeiden, den Körper der Zecke beim Entfernen zu quetschen. Dabei drückt man Magen- und Darminhalt mit dem Speichel heraus und infiziert sich praktisch selbst. Die Zecke muss stets am Kopf gepackt und vorsichtig herausgezogen werden.

Angesichts der Gefährlichkeit der kleinen Quälgeister noch ein Wort zur Vorbeugung, die auch hier besser als Heilen ist: Zecken lauern stets in der Krautschicht und sitzen an der Spitze von Gräsern und anderen Pflanzen vergleichbarer Höhe. Durch das Haller'sche Organ an ihren Füßen riechen sie den möglichen Wirt und strecken ihre Vorderbeine aus, um sich anzuhängen und mitnehmen zu lassen. Eine helle Hose erleichtert das Erkennen und Beseitigen dieser Tiere vom eigenen Körper. Um sicher zu sein, keine Zecke eingeschmuggelt zu haben, empfiehlt es sich, Körper und Kleider abzusuchen.

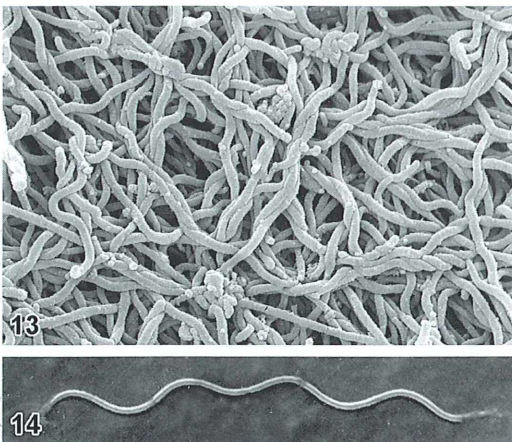


Abb. 13 und 14: Erreger der Borreliose: *Borrelia burgdorferi*, Spirochaeten in Kultur. Vergr. 20000fach (Aufnahmen von Prof. Dr. Straubinger, Universität Leipzig).

Dank

Herrn Dr. Manfred Tauscher, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, danke ich für die Anregung zur Veröffentlichung dieser Arbeit sowie den Beitrag über Borreliose und deren Behandlung. Herrn PD Dr. habil. Reinhard K. Straubinger, Institut für Immunologie der Universität Leipzig, danke ich für die freundliche Überlassung der Mikroaufnahmen der Borrelien.

Literaturhinweis

Straubinger, R. K., Straubinger, A. F., Summers, B. A., Jacobson, R. H.: Status of *Borrelia burgdorferi* infection after antibiotic treatment and the effects of corticosteroids; an experimental study. The Journal of Infectious Diseases 181, 1069–1081 (2000).

Verfasser: Ernst-August Schlichting, Triftstr. 16, D-31036 Eime, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, Tel.: 05182/6456

Cosmocladium – eine bemerkenswerte Zieralgengattung

Rupert Lenzenweger

Zieralgen sind in der Regel einzellig, nur einige Gattungen (z. B. *Desmidium*, *Bambusina*, *Spondylosium*) bilden mehr oder minder lose zusammenhängende, fädige Zellkolonien. Eine weitere, ganz andere Form von Zellkolonien bei Zieralgen bilden die Gattungen *Cosmocladium* und *Heimansia*. Bei beiden Arten hängen die Zellen innerhalb einer Kolonie mit gallertigen Verbindungssträngen aneinander.

Eine eher seltene Alge der Gattung *Cosmocladium* ist *C. saxonicum*. Die Zellen bestehen, wie für Zieralgen allgemein typisch, aus zwei spiegelbildlich gleichen Zellhälften und sind mit ihrer breit elliptischen Form einfachen, glattwandigen Vertretern der Gattung *Cosmarium* zum Verwechseln ähnlich. Sie sind 23–25 µm lang und 16–18 µm breit, die Chromatophoren bestehen aus wandständigen, von der Mitte der Zellhälften ausgehenden Platten (axial) und können in der Scheitelansicht als X-förmig beschrieben werden. Jede einzelne Zelle ist von einer kompakten Gallerthülle umgeben, die durch zarte Poren in der Zellwand abgesondert wird und eine deutlich feinstrahlig-stachelig Struktur zeigt.

Kolonien von *Cosmocladium saxonicum*

Besonders bemerkenswert aber ist die Zusammenballung der Zellen zu lose zusammenhängenden Kolonien, wobei die Zellen zu kettenförmigen, in unterschiedliche Richtungen verzweigte Stränge angeordnet sind. Der Zusammenhalt dieser Zellketten wird durch jeweils zwei parallel verlaufende Gallertstränge zwischen den einzelnen Zellen gewährleistet. Diese Fäden sind sehr zart, weisen in der Mitte eine kleine, knopfartige Verdickung auf und gehen von größeren Poren beiderseits des Isthmus von der Basis der Zellhälften aus. Offenbar werden sie also von diesen abgesondert. Übrigens sind diese Fäden an konservierten Proben nicht mehr zu erkennen, sind also Fixierungssubstanzen gegenüber wenig widerstandsfähig. Interessant in diesem Zusammenhang ist auch der Verlauf der Anlagerung der Zellen zueinander

innerhalb der Kolonie: Nach einer Zellteilung kippen die jungen Zellen jeweils um 90°, sodass deren Längsachsen parallel verlaufend zu liegen kommen. Durch jeweilige Schwenkungen der Zellen im weiteren Verlauf von Teilungen entstehen dann die typisch verzweigten Kolonien.

Funde und systematische Zugehörigkeit von *C. saxonicum*

Die Gattung *Cosmocladium* wurde erstmals 1856 von Brebisson beschrieben und von ihm auch bereits als zu den Desmidiaceen gehörig erkannt. Wenige Jahre später jedoch glaubte Rabenhorst, bei deren Fortpflanzung irrtümlich Schwärmsporen gefunden zu haben, was ihn dazu veranlasste, sie den kokkalen Grünalgen zuzuordnen, zumal auch die Form der Kolonien etwa der Gattung *Dictyosphaerium* ähnlich ist. An der Zugehörigkeit zu den Desmidiaceen besteht aber heute natürlich kein Zweifel mehr.

Erste Angaben über Funde von *Cosmocladium saxonicum* gehen bis 1845 zurück, also noch vor die Zeit der Erstbeschreibung dieser Gattung. Inzwischen liegen zahlreiche Fundangaben sowohl aus ganz Europa (beispielsweise Frankreich, Deutschland, England, Niederlande, Spanien) als auch aus Nordamerika (Kalifornien, Florida, Kanada), Sibirien und auch Westgrönland vor. Diese Alge dürfte einst also weit verbreitet und nicht selten gewesen sein. So erwähnt Lindau (1926) sie als zerstreut in Torftümpeln, Teichen und Wiesengräben Norddeutschlands auftretend. Eine etwas andere Situation finden wir, wie eigentlich ja nicht anders zu erwarten ist, heute

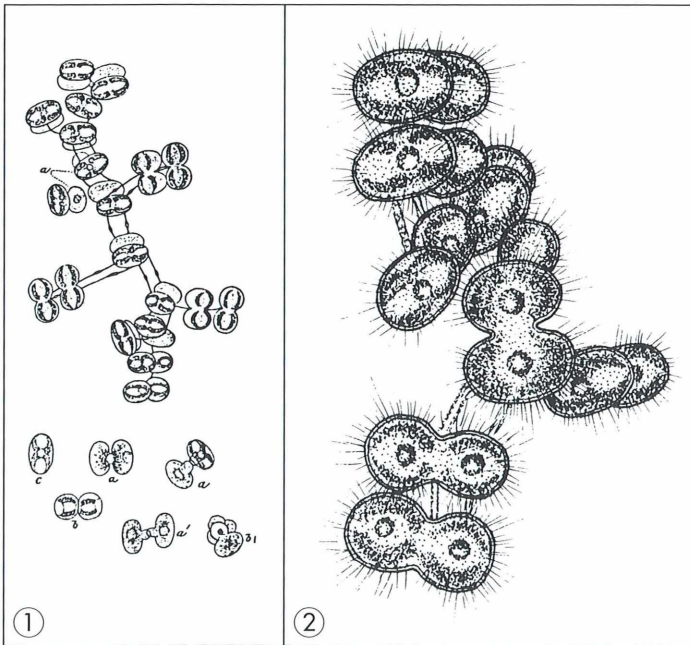


Abb. 1: *Cosmocladium saxonicum*. Originalzeichnung von A. de Bary 1865 aus Heimans (1935). – Abb. 2: Kolonie von *Cosmocladium saxonicum*.

vor. In der 1996 erschienenen *Roten Liste der gefährdeten Pflanzen Deutschlands*, in der auch eine Übersicht über den derzeitigen Bestand der Zieralgen enthalten ist, wird *Cosmocladium saxonicum* schon als vom Aussterben bedroht eingestuft. Erst in den letzten Jahren fand ich diese Alge (übrigens als Erstfund für Österreich) in einem 1800 m hoch gelegenen Bergsee der Niederen Tauern und weiterhin in einem ebenfalls im Alpengebiet gelegenen Teich, in beiden Fällen zwischen anderen Zieralgen in Proben aus Bereichen der Uferzonen.

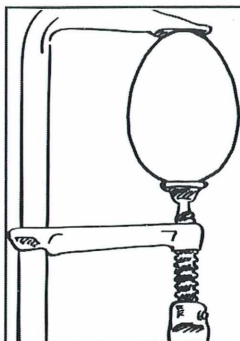
Literaturhinweise

Gutowski, A., Mollenhauer, D.: Rote Liste der Zieralgen (Desmidiaceales) Deutschlands. Schriftenreihe für Vegetationskunde, Bonn-Bad Godesberg Heft 28, 679–708 (1996).

Heimans, J.: Das Genus *Cosmocladium*. Pflanzenforschung Heft 18, G. Fischer-Verlag, Jena 1935.

Lindau, G.: Die Algen. In: Kryptogamenflora für Anfänger, Berlin (1926), Reprint 1971.

Verfasser: Prof. Rupert Lenzenweger, Schloßberg 16, A-4910 Ried/Innkreis, e-mail: prof.r.lenzenweger@utanet.at



Eingespannt?

Stress und Hektik sind häufig Ursachen von Spannungskopfschmerzen. Befreien Sie Ihren Kopf und 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



Schalen der Riesenmuscheln

Wolfgang Hasenpusch und Torsten Zaiß

Riesenmuscheln offenbaren sich dem Sporttaucher und dem Aquarianer als faszinierende Unterwasserlebewesen (Knop, 1994; Hasenpusch, 2003, 2004). Während eine der sieben bisher bekanntesten Arten in ostasiatischen Meeren über einen Meter große Schalen wachsen lässt, wurden im Roten Meer nur Arten bis zu 40 cm Breite gefunden, zumeist *Tridacna maxima*. Die Schalen dieser Riesenmuschelart bestechen durch ihre harmonischen Formen. Sie werden in großer Anzahl an die Küsten gespült. Das gibt Gelegenheit, das Wachstum der Schalen und ihren Aufbau sowie ihre Schließtechnik aber auch die chemische Zusammensetzung zu studieren.

Die Gattung der Riesenmuschel *Tridacna* ist in den flachen Korallengärten des Roten Meeres auch mit den Arten *T. squamosa* und *T. maxima* vertreten. Sie sind an den Mantelschuppen auf den Rippen (lat.: squama = Schuppe) beziehungsweise an den Schuppen im oberen Bereich zu erkennen (Abb. 1). Schaut man auf eine der Schmalseiten der Muschel, erkennt man die Öffnung für die so genannten Byssusfäden, mit denen sich die Muscheln zeitlebens auf dem steinigen Untergrund verankern. Die anderen Arten *T. crocea*, *T. derasa* und die riesige *T. gigas* sowie die selteneren Arten *T. tevora* und *T. rosewateri* sind nur im indopazifischen Ozean nördlich von Australien sowie lokal im Indischen Ozean beheimatet.

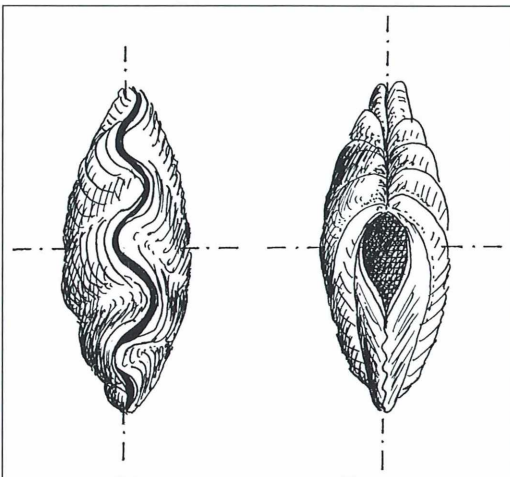


Abb. 1: Mantelschuppen auf den Rippen der Riesenmuschel.

Tridacna gigas erreicht eine Breite bis zu weit über einem Meter. Schon 1817 fanden Fischer an der Nordwestküste Sumatras ein 137 cm breites Exemplar. Es ist heute in Arno's Vale, Nordirland, zu besichtigen.

1956 entdeckten Japaner vor der Insel Ishigaki eine 340 kg schwere Riesenmuschel mit einer Breite von 115 cm (Knop, 1994). Vergleicht man die Schalengewichte (G) und Breiten-Abmessungen (B) mit den Daten der am Roten Meer südlich von El Quesir gestrandeten Schalen von Riesenmuscheln, so ist bei doppeltlogarithmischer Auftragung beider Parameter eine deutliche Linearität in der Breiten-Gewichtskorrelation festzustellen (Abb. 2). Unabhängig von der Art folgen die Schalen der Riesenmuscheln der Beziehung $\lg B = 1/3 \lg G$, auch wenn die kleineren Arten nur Breiten bis zu 60 cm erreichen.

Die Harmonie der Riesenmuschelschalen

Die Abmessungen der Riesenmuschelschalen an den Gestaden des Roten Meeres weisen in einem Diagramm, in dem die Höhen (H) gegen die Breiten (B) aufgetragen sind, in guter Näherung eine Linearität auf. Sie folgt der Beziehung $H = 0,62 B$. Die Steigung der Geraden ist mit dem harmonischen Faktor des Goldenen Schnitts identisch. Höhe und Breite dieser asymmetrischen *Tridacna maxima*-Arten verhalten sich also wie die Abschnitte einer harmonischen Teilung im Verhältnis 0,62:1 (Hasenpusch, 2002; Abb. 3). Aber nicht nur Höhe und Breite der Riesenmuschelschalen folgen dieser Harmonie: Auch die in ein Rechteck ein-

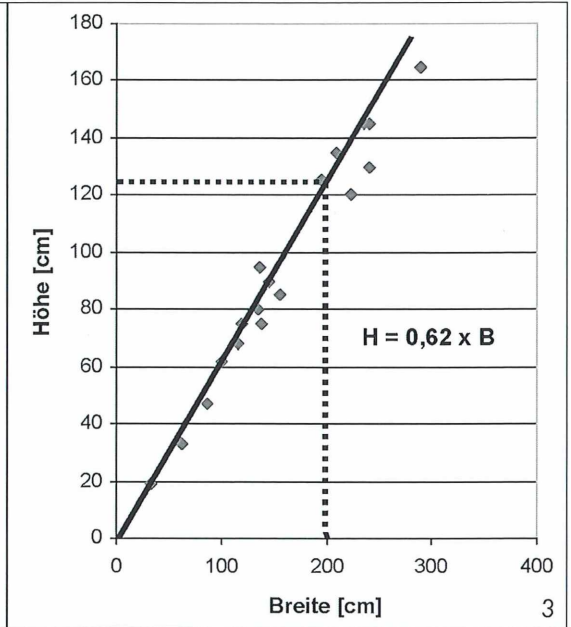
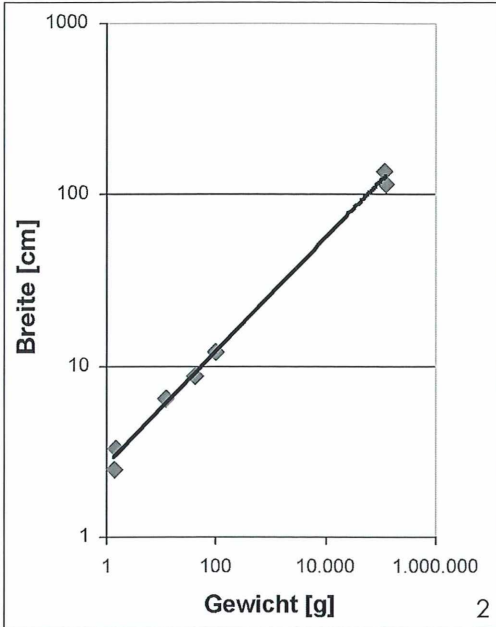


Abb. 2: Breite von Riesenschel-Schalen in Abhängigkeit vom Gewicht. – Abb. 3: Vermessung von Riesenscheln.

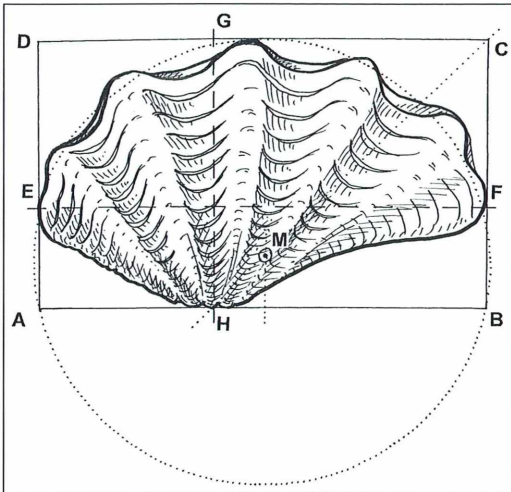


Abb. 4: Harmonische Proportionen der Riesenschel-Schalen.

beschriebenen Schalenurrisse stoßen an die Seiten des Rechteckes und teilen diese in der aufgezeigten harmonischen Weise (Abb. 4). Beschreibt man um die Molluskenschalen einen Kreis, so liegt der Mittelpunkt M auf der Diagonalen HC eines Quadrats, das in dem zitierten Rechteck durch die Senkrechte gebildet

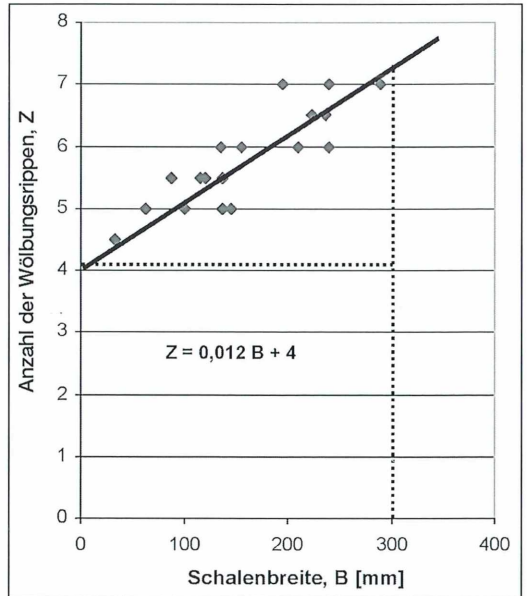


Abb. 5: Anzahl der Wölbungsrippen in Abhängigkeit von der Breite bei Riesenscheln.

wird, die durch den unteren Byssus-Wulst verläuft. Die Muschelschalen werden durch Wölbungsrippen stabilisiert.

Besonders ausgeprägt fallen sie bei *Tridacna rosewateri* aus, die erst 1991 im Indischen Ozean, bei den Seychellen-Inseln entdeckt wurde. Aber auch bei den Arten des Roten Meeres fielen die mit der Größe der Schalen zunehmenden Rippen auf. Offensichtlich werden Riesenmuscheln mit Schalen geboren, die vier Rippen aufweisen. Mit der Größe der Schale steigert sich die Rippenzahl auf sieben bei 30 cm breiten Schalen (Abb. 5). Auch in der Beziehung zwischen Schalenbreite B und der Rippenzahl Z ist eine Linearität feststellbar: $Z = 0,012 B + 4$. An einer Schalenseite sind mitunter bereits die Anfänge einer weiteren Schalenrippe zu erkennen.

Schalenverschluss

Erstaunlich und wirkungsvoll zugleich zeigt sich die Schließmechanik der Riesenmuscheln.

Sie befindet sich an der Unterseite, unmittelbar neben der Schalenöffnung für die Byssus-Fäden. Mehrere wulstige Lamellen, verschieden stark und mit vier zahnartigen Erweiterungen versehen, greifen fest ineinander wie zwei Legosteine (Abb. 6). Die Schalenhälften werden dadurch beim Schließen und Öffnen in definierter Weise geführt und arretiert. Man unterscheidet zwischen Kardinal- und Lateralzahn. Der größere Kardinalzahn verlässt die gegenüberliegende Vertiefung nie vollständig und dient der Führung. Diese Verankerung verhindert ein Verschieben der Schalenhälften. Der Natur ist mit diesem speziellen Führungselement neben Gelenkbändern gelungen, was wir in der Technik üblicherweise allein mit zwei Scharnieren bewerkstelligen. Allerdings handelt es sich bei den Riesenmuscheln um ein waagrecht im Wasser liegendes Gelenk, auf das nur wenige Hebelkräfte von der Seite her wirken.

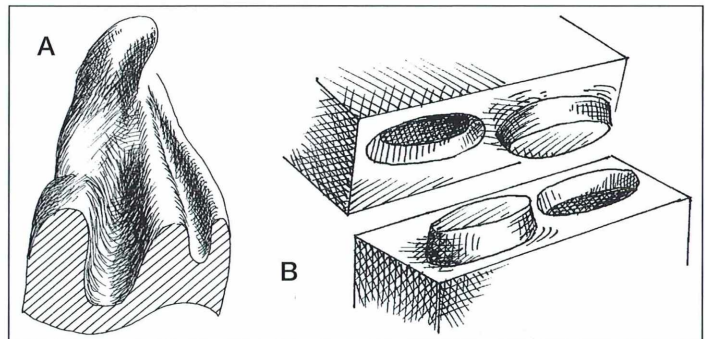


Abb. 6: Schalenverschluss der Riesenmuschel.

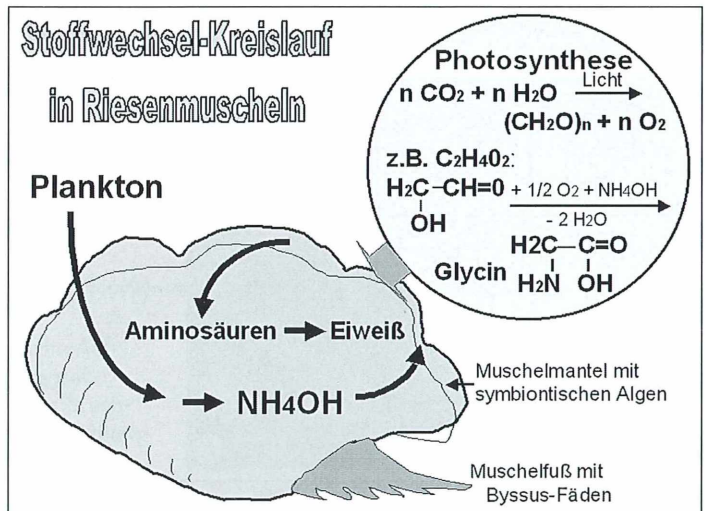


Abb. 7: Stoffwechselkreislauf von Riesenmuscheln mit symbiontischen Mikroalgen.

Symbiose-Stoffwechsel

Riesenmuscheln leben in Symbiose mit Algen, die sich in ihrem Mantel einnisten. Diese Algen bedingen die intensiven Färbungen des Mantels, der bei geöffneten Schalenhälften dem Licht entgegengestreckt wird. Sie verschaffen der Muschel all die Kohlenhydrate über die Mechanismen der Photosynthese, die sie zum Leben benötigt.

Aus den zu Ammonium abgebauten Eiweißen des Planktons kann die Muschel wieder neue körpereigene Aminosäuren aufbauen (Abb. 7). Lichteinfall mit dem gesamten Spektrum des Sonnenlichtes ist für die ortsfeste Riesenschale lebensnotwendig.

Struktur der Muschelschalen

Wie sind die Schalen beschaffen, dass sie sich einerseits möglichst nahe der Wasseroberfläche befinden (um optimal das Sonnenlicht auszunutzen) und andererseits nicht durch die zur Oberfläche stärker werdenden Strömungen durch Wellen und Brandung weggerissen werden? Zeichnen sie sich durch besondere mikrostrukturelle Charakteristika aus? Könnte man gar materialswissenschaftliche Erkenntnisse daraus gewinnen?

Betrachtet man zunächst nur das Schalenmaterial der Riesenschalen, kommt bereits die erste Überraschung zutage. Riesenschalen bestehen nicht aus Calcit, sondern aus Aragonit – einer anderen Modifikation des Kalziumcarbonats –, auch wenn das stumpfe, so gar nicht dem Perlmutter ähnelnde Schalenmaterial es nicht ver-

muten lässt. Wie Pulverdiffraktogramme belegen, sind dort keine Calcit-Anteile nachweisbar (Abb. 8). Außerdem kann der Trend beobachtet werden, dass der amorphe Anteil größer wird, je weiter innen sich die untersuchten Proben befinden. Bei Pulverdiffraktogrammen von der Innenseite der Riesenschale sind nur noch die intensitätsstärksten Reflexe zu erkennen.

Nach verschiedenen Untersuchungen bedient sich die Riesenschale zum Aufbau ihrer Schalen des Strontiums im Meerwasser, um die Materialstruktur der Schale zum Aragonit zu dirigieren (Bol'shakov et al., 1976; Imreh, 1961; Kloetzer und Levi, 1966; McCauley und Roy, 1974; Park et al. 1995; Shibata und Fujiwara, 1988; Wada und Umegaki, 1993). Strontium ist mit durchschnittlich 13 g/t Meerwasser kein seltenes Element in den Ozeanen. Die Aragonitstruktur hat nur Vorteile für die Riesenschale: Sie ist deutlich härter (Härte = 3,5–4; Dichte = 2,95) und besitzt eine höhere Dichte als das analoge Calcit (Härte = 3,0; Dichte = 2,7–2,8). Neben der Materialbeschaffenheit sind auch die mikrostrukturellen Eigenschaften einer Riesenschale interessant. So äußert sich der unterschiedliche Aufbau der Schale nicht nur substanzspezifisch, sondern auch in der äußeren Gestalt. Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen zeigen eine kompakte und glatte Oberfläche an der Innenseite (Abb. 9a). Bei gleicher Vergrößerung (ca. 1400fach) beobachtet man an der Außenseite eine sehr poröse raue Mikrostruktur, geprägt durch viele Vertiefungen und Wölbungen (Abb. 9b).

In der Literatur (Carter und Clark, 1985) werden die unterschiedlichen Mikrostrukturen von Muscheln klassifiziert. Dieser Terminologie fol-

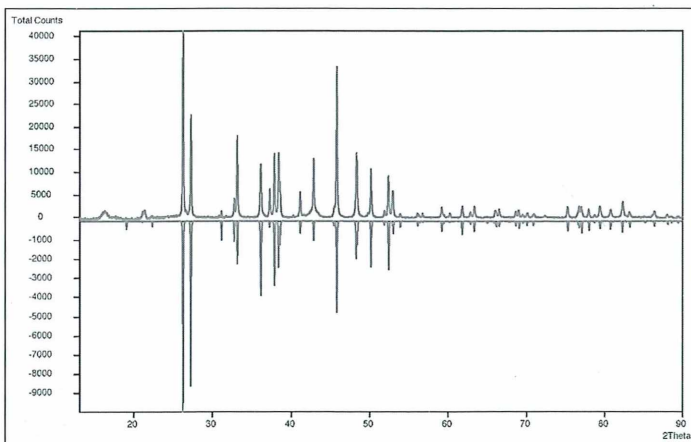


Abb. 8: Pulverröntgenographische Untersuchungen der Riesenschale. Vergleich des gemessenen Diffraktogramms von pulverisiertem Material der Riesenschale (oben) mit dem berechneten Diffraktogramm von Aragonit (unten).

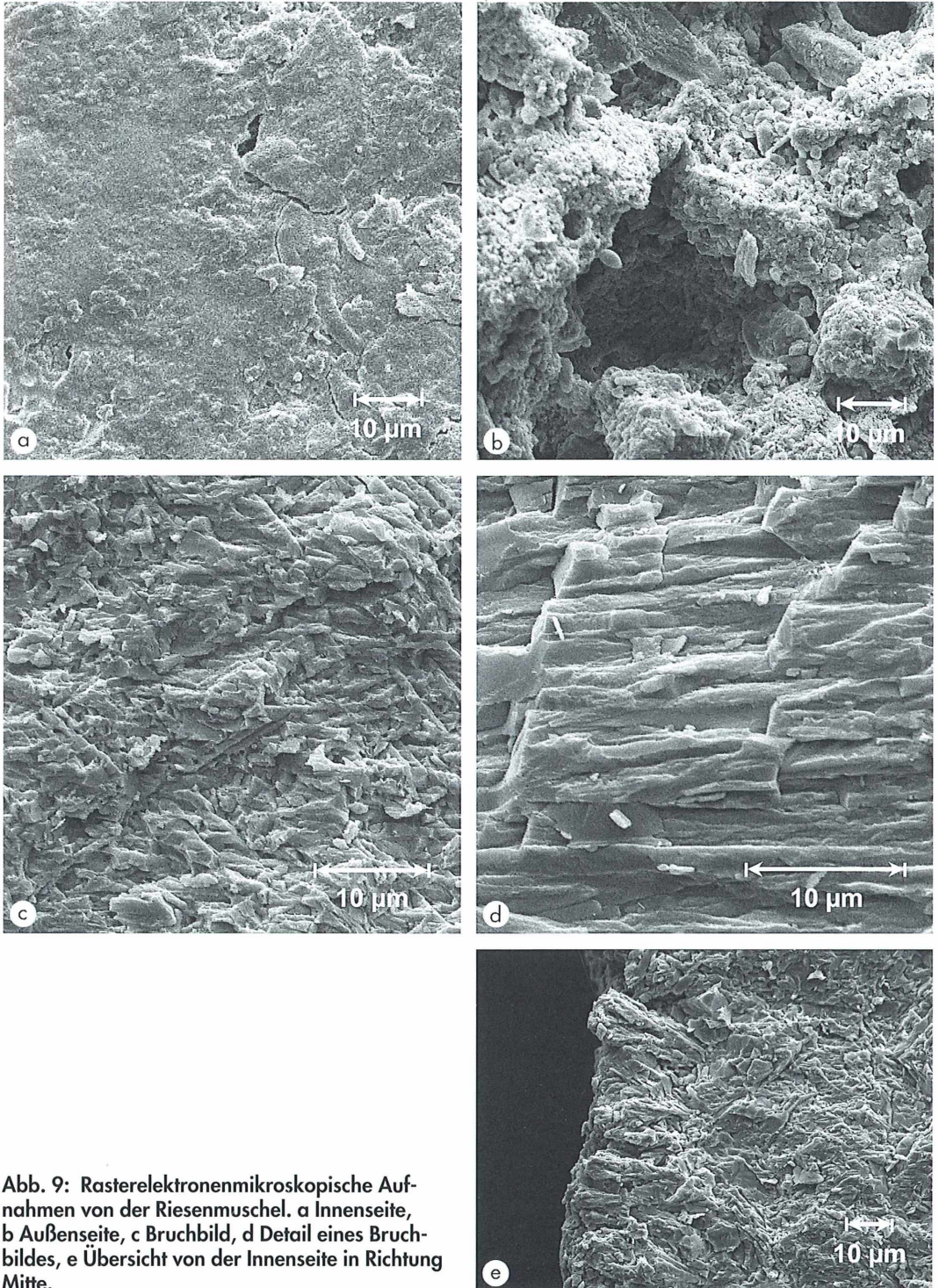


Abb. 9: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von der Riesenmuschel. a Innenseite, b Außenseite, c Bruchbild, d Detail eines Bruchbildes, e Übersicht von der Innenseite in Richtung Mitte.

gend, handelt es sich bei der Außenseite um eine homogene Mikrostruktur mit Aggregaten, die mehr oder weniger äquidimensionale und irregulär geformte Bestandteile enthält. Diese winzigen Körnchen können auch bei *Tridacna maxima* lichtmikroskopisch nicht identifiziert werden. Im Lichtmikroskop sind lediglich die Außenlamellen zu erkennen, die sich in den Schichtungen innerhalb des Schalenkörpers fortsetzen.

Im Gegensatz zu den Oberflächen der Innen- und Außenseite der Riesenmuschelschale ist der innere Aufbau keineswegs unstrukturiert. Die Aragonit-Kristallite sind parallel ausgerichtet und kleiden das Innere der Schale schichtförmig aus, vergleichbar einem versetzten Ziegelmuster (Abb. 9d). Mehrere dieser Schichten durchkreuzen sich und bilden eine Zickzackförmige Struktur (Abb. 9c). Innerhalb dieser gekreuzten Strukturen sind zwei Neigungswinkel maßgebend. Deshalb können sie auch der „Intersected crossed platy microstructure (ICP)“ zugeordnet werden (Carter und Clark, 1985). Die sich durchdringenden Plättchen sind dicht gepackt. Es resultiert ein enorm kompaktes Verbundmaterial mit hoher Dichte. Untersuchungen an ähnlichen Mikrostrukturen allerdings von anderen Muschelarten zeigen, dass die Biege- und Zugfestigkeiten dieses Kompositmaterials außerordentlich hoch sind (Wang et al., 2001). So ist auch die Mikrostruktur von *T. maxima* Vorbild für das Design neuer robuster lamellenartiger Keramiken.

Im Laufe der Evolution hat die Natur also ein Material geschaffen, was den Erfordernissen optimal angepasst ist. Dieses wurde einerseits durch die Wahl der Kalziumcarbonat-Modifikation Aragonit und andererseits durch die Einbettung der Kristallite in ein stabiles und äußerst dichtes Verbundmaterial realisiert. Während junge Muscheln sich mit Hilfe der Byssusfäden am Meeresgrund verankern müssen, können größere Riesenmuscheln sich zusätzlich aufgrund ihres Gewichtes und des kompakten inneren Aufbaus auf dem Meeresgrund örtlich fest platzieren. Die ausgeprägte Schalendicke im unteren Bereich gibt der Riesenmuschel durch den tiefgelegten Schwerpunkt zusätzliche Stabilität.

Bionische Anwendungen

Das Prinzip der Modifikationslenkung des Kalziumcarbonats (CaCO_3) vom Calcit zum Ara-

gonit, ist auch bei anderen Muschelarten und den Gehörsteinchen (Otolithe) im Gehörgang der Fische bekannt. Da bereits Spuren von Strontium ausreichen, um besonders in der Wärme (bei Temperaturen über 30 °C) diese dichtere und härtere Kalkmodifikation zu erzielen, kann bei allen Anwendungen von Kalk, wie zum Beispiel beim Bau oder im Kunsthandwerk, überlegt werden, ob sich nicht gegenüber dem üblicherweise bildenden Calcit deutliche Vorteile erzielen lassen.

Aus den Schalenkörpern arbeiten eingeborene Künstler Gegenstände, die den Touristen als Souvenirs angeboten werden. Obwohl für die Starterperlen der Perlenzucht vielfach Kügelchen aus den Schalen der Flußmuscheln der Mississippi-Region hergestellt werden, lassen sich auch aus dem Schalenmaterial der Riesenmuscheln oder aus anderem Aragonit-Material diese in Perlmuscheln eingepflanzten Rohlinge herausarbeiten.

Danksagung

Herrn Dr. C. Reiner von der Universität Siegen sei für die Anfertigung der rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen gedankt.

Literaturhinweise

- Bol'shakov, A. F., Basina, A. G., Abalduv, B. V.: Isomorphism of strontium and calcium carbonates and phase transformations of their solid solutions. *Khimiya I Khimicheskaya Tekhnologiya* 19, 1827–1830 (1976).
- Carter, J. G., Clark, G. R.: Classification and phylogenetic significance of molluscan shell microstructure. In: Bottjer, D. J., Hickman, C. S., Ward, P. D., Broadhead, T. W. (eds.): *Molluscs, Notes for a short course*. University of Tennessee, Department of Geological Sciences Studies in Geology, p. 50–71 (1985).
- Hasenpusch, W.: Riesenmuscheln. *Sporttaucher* 7, 18–20 (2003).
- Hasenpusch, W.: Riesenmuscheln im Biotop Aquarium. *CLB* 2, 48–51 (2004).
- Hasenpusch, W.: *Der Goldene Schnitt*, 2. Maritime Harmonie. *CLB* 2, 52–54 (2002).
- Imreh, J.: Isomorphic crystallization of strontium and aragonite. *Studia Univ. Babeş-Bolyai, Ser. 2*, 35–45 (1961).
- Jarosch, D., Heger, F.: Neutron diffraction refinement of the crystal structure of Aragonite. *Tschermaks Mineralogische und Petrographische Mitteilungen* 35, 127–131 (1986).
- Kloetzer, D., Levi, H. W.: Cocrystallization in the system calcium carbonate-strontium carbonate. *Radiochimica Acta* 6, 81–85 (1966).

- Knop, D.: Riesenmuscheln. Dähne Verlag, Ettlingen 1994.
- McCauley, J. W., Roy, R.: Controlled nucleation and crystal growth of various calcium carbonate phases by the silica gel technique. *American Mineralogist* 59, 947–963 (1974).
- Park, S.-S., Ha, H., Lee, H.-C.: Studies on the preparation of aragonite. I. Formation of aragonite of pillar shape. *J. Korean Chem. Soc.* 39, 578–584 (1995).
- Shibata, H., Fujiwara, T.: Preparation of calcium carbonate with aragonite structure. *Jpn. Kokai Tokkyo Koho JP 63260815 A2 Appl. JP 87-94218* (1988).
- Wada, N., Umegaki, T.: Effect of cation (strontium, lead and barium) on calcium carbonate polymorphs under diffusional conditions. *Gypsum & Lime* 245, 211–219 (1993).
- Wang R. Z., Suo, Z., Evans, A. G., Yao, N., Aksay, I. A.: Deformation mechanisms in nacre. *J. Mater. Res.* 16, 2485–2493 (2001).

Verfasser: Prof. Dr. Wolfgang Hasenpusch und Diplom-Chemiker Torsten Zaiß, Universität Siegen, FB 8: Anorg. Chemie, Adolf-Reichwein-Straße, D-57068 Siegen

Kurze Mitteilung

Künstlicher Mikrokosmos

Mikroskopische Untersuchungen an Bodenproben sind meist frustrierend, sind doch keine zwei Bodenproben gleich. Die große Mannigfaltigkeit der Bodenbestandteile und ihre wechselnden Mengenverhältnisse machen es praktisch unmöglich, Mikroorganismen quantitativ unter kontrollierten und reproduzierbaren Bedingungen zu untersuchen. Es ist daher das Verdienst eines englischen Bodenkundlers, einen *künstlichen Boden* aus sterilen Bestandteilen zusammengesetzt zu haben, der sich als geeignetes Medium für das Wachstum von Boden-Mikroorganismen erwiesen hat. Das Verhältnis der fünf verschiedenen Komponenten ist aus Tabelle 1 ersichtlich.

Tabelle 1: Bestandteile eines künstlichen Bodenmikrokosmos.

Komponente	Hersteller/Lieferant	Menge (in g)
Sand	Sigma-Aldrich (Poole, UK)	35
Kaolin (1:1 Ton)	Sigma-Aldrich (Poole, UK)	10
Bentonit (2:1 Ton)	Sigma-Aldrich (Poole, UK)	5
Kalziumkarbonat	Acros (Loughborough, UK)	0,1
Huminsäure	Acros (Loughborough, UK)	1

Diese Komponenten können so, wie sie von den Lieferanten hergestellt werden, ohne zusätzliche Sterilisation unter aseptischen Bedingungen gemischt werden. Das Gemisch ist dann praktisch ohne mikrobielle Kontamination.

Die Komponenten werden in einem Mixer intensiv vermengt, bis eine homogene Mischung erreicht ist. Dann werden diesem künstlichen Boden 20–30 Gewichtsprozent steriles Wasser zugefügt und mit einem sterilen Spatel vermischt. Diesem Standardboden können jetzt Komponenten zugefügt werden, deren Verhalten untersucht werden soll, zum Beispiel Bodenbakterien, Pilzkulturen, Wurzelextrakte, Bodendesinfektionsmittel usw. Der nicht beimpfte künstliche Boden (50 Gramm plus 15 ml Wasser in einem sterilen 250 ml-Glas Kolben) bleibt mindestens bis zu 20 Tage steril. Zugefügte Bodenbakterien kolonisieren das künstliche Bodengemisch rasch und erreichen eine Dichte, die der in natürlichen Bodenproben entspricht. Durch Zufügen von Nährstoffen wie Malzextrakt kann das Wachstum gesteigert werden. Dieser künstliche Bodenmikrokosmos ist besonders geeignet, um komplexe Wechselwirkungen zwischen verschiedenen Bodenorganismen zu untersuchen. Die Wirkungen von Außenfaktoren (Temperatur, Beleuchtung, Xenobiotika) lassen sich quantitativ ermitteln.

Literaturhinweis

- Ellis R. J.: Artificial soil microcosms: a tool for studying microbial autecology under controlled conditions. *Journal of Microbiological Methods* 56, 287–290 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

Sand: Quarz in Körnchengröße

Klaus Hausmann

Der Begriff Sand ist jedem geläufig. Aber wenn man genauer nachfragt, was mit Sand wirklich gemeint ist, hilft zur Klärung der Situation vielleicht doch nur ein Griff zum Lexikon weiter. Und da kann man dann etwa Folgendes nachlesen: *Lose Anhäufung kleiner Mineralkörner von etwa 0,02 bis 2 mm Durchmesser; Verwitterungsprodukt, meist entstanden durch den Zerfall und nachfolgenden Transport quarzreicher Gesteine wie Granit, Gneis, Glimmer, Quarzporphyr und Sandstein.*

Das vermittelt eine gewisse Vorstellung darüber, worum es geht. Der Korngröße nach wird unterschieden zwischen Mehlsand = Schluff (0,02–0,06 mm), Feinsand (0,06–0,2 mm), Mittelsand (0,2–0,6 mm) und Grobsand = Greit (0,6–2 mm). Größere Sände werden Grand genannt.

Was sonst noch dazu gehört

Neben den Quarzkörnchen (siehe Titelbild und Abb. 1) finden sich akzessorische Schwerminerale wie Eisenoxyde, Rutil, Zirkon, Turmalin, Granat sowie Tonminerale und Muskovit. Junge, beispielsweise diluviale Sände sind reich an solchen Beimengungen und werden danach benannt: Spat-, Magnetisen-, Glaukonit-, Monazit-, Glimmer-, Gold-, Platin-, Zinnsand. Hinsichtlich der Entstehung kann man unter anderen zwischen Korallen-, Muschel- und Lavasänden unterscheiden.

Sand-Nutzung

Was macht man mit dem Sand, außer ihn im Urlaub an vielen Badestränden mit Füßen zu treten? Reiner Quarzsand dient als Grundrohstoff der Glas- und Porzellanherstellung. Schwach toniger Sand wird als Formsand beim Metallguss eingesetzt. Feinkörniger, scharfer Sand findet seine Anwendung beim Schleifen und beim Sandstrahlgebläse. Im Bauwesen kennt man insbesondere den Bau-, Beton- und Mörtelsand.

Was bedeutet das Wort Quarz und was ist Quarz?

Es gibt mehrere Namensdeutungen. Die Bezeichnung mag ursprünglich aus dem Althochdeutschen stammen und ehemals *crios* = Kies



Abb. 1: Quarzkörner im polarisierten Licht. Vergr. 10fach.

geheißen haben. Im 14. Jahrhundert hat es im böhmischen Bergbau die Bezeichnung *kwardy* für dieses Mineral gegeben, was soviel wie *hart* bedeutete. Für das 16. Jahrhundert wird berichtet, dass es einen Wortstamm *querertz* oder *quaderz* gab, was mit *böses Erz* übersetzt wird. Im 18. Jahrhundert wurde draus *quarx*, was soviel wie Kobold heißen soll.

Quarz ist ein Gemengteil bei den drei Abfolgen der Gesteinsbildung, nämlich Eruptivgesteine, Sedimentgesteine und kristalline Schiefer. Nach den Feldspäten ist er das häufigste und am meisten verbreitete Mineral. Quarz hat die Mohshärte 7 und die Dichte 2,65 g/cm³. Quarzkristalle sind nach Entstehung und Vorkommen verschieden ausgebildet. Man unterscheidet zwei Modifikationen: α -Quarz (Tiefquarz, trigonal, beständig bei Temperaturen bis zu 573 °C) und β -Quarz (Hochquarz, hexagonal-trapezoedrisch, beständig bei Temperaturen oberhalb von 573 °C). Das Kristallgitter wird von Tetraedern gebildet, bei denen ein Si⁴⁺-Ion immer von vier O²⁻-Ionen umgeben ist.

Verfasser: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, D-14195 Berlin

Nachricht

Nachkriegs-Briefwechsel zur geplanten Neugründung einer Mikrobiologischen Vereinigung in Berlin-Charlottenburg und weitere Aktivitäten zur Etablierung einer Mikroskopier-Gesellschaft in Berlin

Der Redaktion wurden kürzlich von unserem Autor Klaus Henkel von der Mikrobiologischen Vereinigung München zwei Original-Antwortbriefe der MIKROKOSMOS-Redaktion aus dem Jahre 1949 zugeschickt, die auf eine Anfrage eines gewissen Herrn Simmerlein eingehen. Im ersten Brief vom 28.1.1949 (Abb. 1) lässt sich noch nicht erahnen, welche Absicht die Anfrage von Herrn Simmerlein verfolgt. Der genaue Inhalt dieses Anfragebriefs ist uns leider nicht bekannt. Jedenfalls scheint es keine triviale Angelegenheit zu sein, denn die Franckh'sche Verlagshandlung, wo über viele Jahrzehnte der MIKROKOSMOS angesiedelt war, bittet sich eine Bedenkzeit aus.

Im zweiten Antwortschreiben knapp zwei Monate später (17.3.1949; Abb. 2) wird dann klar, worum es geht. Vor dem zweiten Weltkrieg hat es offenbar eine *Mikrobiologische Vereinigung* in Charlottenburg – einem Stadtteil von Berlin – gegeben, die Herrn Simmerlein wohl sehr am Herzen lag, und die er gerne wieder ins Leben rufen würde. Um dies bewerkstelligen zu können, bittet er allem Anschein

nach um Unterstützung durch den MIKROKOSMOS. Die katastrophalen Bedingungen in Berlin auch vier Jahre nach Kriegsende ließen es allerdings der MIKROKOSMOS-Redaktion eher unrealistisch erscheinen, dass sich auf Anhieb genügend Interessenten beziehungsweise Menschen, die Zeit und Muße für eine solche Gesellschaft haben, finden könnten. So wird stattdessen vorgeschlagen, erst einmal einen oder mehrere Mikrobiologische Kurse anzubieten und über eine Arbeitsgemeinschaft die Grundlage für eine spätere Mikrobiologische Vereinigung zu schaffen. Entsprechende Ankündigungen im MIKROKOSMOS, so das Angebot der Redaktion, sollten die Angebote publik machen. Unterzeichnet ist der Brief von keinem Geringeren als dem damaligen Schriftleiter Dr. G. Stehli.

Wir wissen nicht, was Herr Simmerlein daraufhin unternommen hat und wie die Resonanz war. Im MIKROKOSMOS-Heft vom November 1949 (39. Jahrgang) findet sich allerdings in der Rubrik *Bekanntmachungen* eine Mitteilung über die Absicht, in Berlin die alte *Mikrobiologische Vereinigung*

Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart-O

Herrn
August Simmerlein
(1) Berlin-Charlottenburg
Stuttgarter Platz 16

**Franckh'sche
Verlagshandlung W. Keller & Co.**

14 S T U T T G A R T - O

PFIZERSTRASSE 5-7

B. 16324

RB.-Nr. 9/0750/5184

Fernruf: 260 36 / Drahtwort: Kosmosverlag / Bank-
konten Stuttgart: Schwäbische Bank A.G./Deutsche Bank
Reichsbank-Girokonto 5/718 / Postscheck Stuttgart 100
Dresdner Bank, Girokonto Stuttgart

Ihr Zeichen	Ihr Schreiben vom
Unsere Zeichen	21.1.49
Nm. Le. Fr.	Tag
	28.1.49

Sehr geehrter Herr Simmerlein!

Wir danken Ihnen für Ihren anregenden Brief vom 21.1., den wir heute nur kurz bestätigen. Wir lassen uns die Sache durch den Kopf gehen und werden mit unseren Mitarbeitern sprechen. Sobald als möglich erhalten Sie von uns Bescheid.

Mit freundlichen Grüßen!
Franckh'sche Verlagshandlung

fu. Stehli

Abb. 1: Vorläufiger Antwortbrief der MIKROKOSMOS-Redaktion.

MIKROKOSMOS

Herrn

August Simmerlein

(1) Berlin-Charlottenburg
Stuttgarter Platz 16

Organ der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart, der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg u. vieler mikroskopischer Arbeitsgemeinschaften

SCHRIFTFLEITUNG: ④ Stuttgart O, Pfizerstraße 5-7
FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG W. KELLER & CO.
④ STUTTGART O, PFIZERSTRASSE 5-7

Fernsprecher 9 09 40 und 9 09 49 · Drahtwort: Kosmosverlag Stuttgart

Ihr Zeichen:

Ihre Nachricht vom: 21.1.49

Unser Zeichen: Dr.St./Mo. Tag: 17.3.49

Sehr geehrter Herr Simmerlein!

Erst heute bin ich in der Lage, Ihr Schreiben vom 21.1.49 zu beantworten, das mir die Franckh'sche Verlagshandlung zur Erledigung übergeben hat. Ich habe daraus zunächst zu meiner Freude entnommen, daß Sie zu meinen alten Mikrokosmos-Lesern zählen und daß Sie die Absicht haben, die frühere Mikrobiologische Vereinigung in Charlottenburg wieder ins Leben zu rufen. Das wird aber gerade in der gegenwärtigen Zeit mit den dortigen traurigen Verhältnissen eine sehr schwierige Aufgabe sein. Ich glaube, daß es zunächst am zweckmäßigsten ist, wenn Sie versuchen, einmal einen Mikrobiologischen Kurs einzurichten und dazu würde ich in den Bekanntmachungen des Mikrokosmos gleichfalls anregen und alle Interessenten an Sie verweisen, damit Sie auf diese Weise jederzeit in der Lage sind, gegebenenfalls Besprechungen in den Heften herbeizuführen. Freilich weiß ich nicht, ob das überhaupt durchführbar ist. Nach den Schilderungen, die mir aus Berlin zugehen, halte ich das direkt für unmöglich, aber darüber sind Sie ja am besten orientiert und daher bitte ich Sie, mich gelegentlich wissen zu lassen, wie Sie zu dieser Anregung stehen. Ich meine nämlich ferner, wenn man merkt, daß die Teilnehmer eines solchen Kurses für weitere ähnliche Kurse Interesse haben, daß man diese dann zu einer Arbeitsgemeinschaft zusammenschließen könnte und das wiederum gäbe die Grundlage für eine spätere Mikrobiologische Vereinigung. Nach meinen Erfahrungen muß man in solchen Fällen stufenweise vorgehen, wenn man überhaupt etwas erreichen will.

Ich sehe also Ihrer freundlichen Nachricht gerne entgegen und begrüße Sie

Ihr



Abb. 2: Ausführliche Antwort von Dr. G. Stehli auf die Anfrage aus Berlin.

In Berlin besteht die begrüßenswerte Absicht, die alte „Mikrobiologische Vereinigung Berlin“ neu zu begründen unter dem Namen „Mikrographische Gesellschaft Berlin“. Alle Leser des Mikrokosmos, die sich hierfür interessieren, mögen sich an Herrn Hanns Beckmann, Berlin NW 21, Alt-Moabit 82d, wenden; sie werden bereitwilligst nähere Aufklärung erhalten. Die Anregung ist zunächst unverbindlich für beide Seiten. Wir würden uns sehr freuen, an dieser Stelle recht bald diese neue Arbeitsgemeinschaft anzeigen zu können.

Berlin unter dem Namen *Mikrographische Gesellschaft Berlin* wieder aufblühen zu lassen (Abb. 3). Ob dieses im Zusammenhang mit dem Simmerlein – Franckh'sche Verlagshandlung – Briefwechsel steht, ist heute kaum noch herauszufinden. Die Namen der beteiligten Personen sowie die Bezeichnung der neu zu gründenden Gesellschaft unterscheiden sich deutlich voneinander. Bei einer Großstadt wie Berlin ist das allerdings wegen der großen Einwohnerzahl nicht ungewöhnlich. Vielleicht haben andere Personen die Aktivitäten weitergeführt, die andere initiiert haben, und haben sich dabei auf andere Namensgebungen verständigt. Wir wissen es einfach nicht.

Abb. 3: Aus MIKROKOSMOS, Heft 11, Jahrgang 39 (1949).

In den drei folgenden, von der derzeitigen Redaktion durchgesehenen Jahrgängen ist im MIKROKOSMOS jedenfalls nichts mehr von einer Berliner Mikrobiologischen, -graphischen oder -skopischen Gesellschaft zu lesen. Es hat den Anschein, dass es damals wohl nicht zur Gründung einer entsprechenden Gesellschaft gekommen ist.

Ein viel späterer Versuch, in Berlin eine mikroskopische Arbeitsgemeinschaft zu gründen, wurde im Jahr 1971 gestartet. Hans-Detlev Mebes, seinerzeit Mitarbeiter des I. Zoologischen Instituts der Freien Universität – übrigens aus dem gleichen Gebäude kommend,

den wenigen, uns bekannten Rundschreiben mit *Mikro-Kosmonauten* angesprochen wurden.

Wie es den Anschein hat, ist diese Arbeitsgemeinschaft nicht über die kritische Anfangsphase hinaus gekommen. Jedenfalls findet sich in Folgejahrgängen des MIKROKOSMOS keinerlei Hinweis auf ihre Existenz, beispielsweise in Form von Arbeitsprogrammen.

1986 wurde erneut ein Anlauf unternommen, in Berlin eine mikroskopische Vereinigung zu etablieren (Abb. 5). Nachdem die *Berliner Mikroskopische Gesellschaft* (BMG), deren Vorsitzender seit dieser

Einladung zur Gründungsversammlung der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Berlin

Hiermit laden wir Berliner MIKROKOSMOS-Leser, die an einer Mitarbeit in der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft interessiert sind, herzlich ein, zur Gründungsversammlung am Montag, dem 10. Januar 1972, um 20 Uhr in das I. Zoologische Institut der Freien Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1-3 (Nähe Haupteingang Botanischer Garten; Buslinien 1 und 68) zu kommen. Es ist zunächst daran gedacht, ab Januar 1972 mit Arbeitsabenden zu beginnen, für die mehrere Hochschullehrer ihre freundliche Unterstützung bereits zugesagt haben.

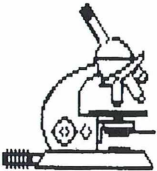
Hans-Detlev Mebes, I. Zool. Inst. d. FU., 1000 Berlin 33, Königin-Luise-Straße 1—3

Abb. 4: Aus: MIKROKOSMOS, Heft 12, Jahrgang 60 (1971).

in dem nunmehr seit über 10 Jahren die MIKROKOSMOS-Redaktion ihren Sitz hat – veröffentlichte über den damaligen Herausgeber, Herrn Dr. Dieter Krauter, in unserer Zeitschrift einen Aufruf zur Gründung einer entsprechenden Vereinigung (Abb. 4). Wie wir von unserem langjährigen Abonnenten Wilfried Sczepan aus Berlin Spandau wissen, hat diese Arbeitsgemeinschaft auch über einen – leider nur kurzen Zeitraum – tatsächlich existiert. Und es gab immerhin 18 Mitglieder, die vom Initiator dieser Gruppe in

Zeit unser Redakteur Prof. Dr. Klaus Hausmann ist, offiziell mit 18 Mitgliedern gegründet war, ging sie mit einem entsprechenden Aufruf an die Öffentlichkeit (Abb. 6). Die Resonanz war unglaublich. An die einhundert Interessenten kamen zur Einführungsveranstaltung.

Wenn auch die Anfangseuphorie nach einer gewissen Zeit erwartungsgemäß abebbte, hat sich die BMG mit einem harten Kern von rund 15 aktiven Mitgliedern gehalten.



Berliner Mikroskopische Gesellschaft

Berliner Mikroskopische Gesellschaft gegründet!

Am 10.4.1986 wurde in Berlin Dahlem die „Berliner Mikroskopische Gesellschaft“ (BMG) gegründet. Aufgerufen zur Gründungsversammlung hatten Prof. Dr. KLAUS HAUSMANN und Akad. Rat Dr. NORBERT HÜLSMANN, beide Institut für Allgemeine Zoologie der Frei-

en Universität Berlin, Arbeitsgruppe Protozoologie. Die Gründungsinitiatoren hatten von verschiedenen Seiten her die Anregung erhalten, eine solche Gesellschaft ins Leben zu rufen, und dann die notwendigen Schritte unternommen.

Abb. 5: Aus: MIKROKOSMOS, Heft 8, Jahrgang 75 (1986).

Berliner Mikroskopische Gesellschaft (BMG) tritt an die Öffentlichkeit!**Einführungsveranstaltung**

Am Donnerstag, dem **23. Oktober 1986**, möchte die neugegründete BMG ihre praktische Arbeit aufnehmen. Im Rahmen einer Einführungsveranstaltung, in der vor allem Sinn und Ziele der Gesellschaft erläutert werden sollen, wird Herr Prof. Dr. K. HAUSMANN einen Dia-Vortrag „Mikroskopie: Damals und heute“ halten.

Alle Interessenten sind herzlich eingeladen.

Ort: Institut für Allgemeine Zoologie **Zeit:** 20.00 Uhr
 Großer Hörsaal
 Königin-Luise-Straße 1–3
 1000 Berlin-Dahlem 33

Abb. 6: Aus: MIKROKOSMOS, Heft 10, Jahrgang 75 (1986).

Derzeitig erlebt sie eine sehr willkommene Verjüngung in der Art, dass nicht nur jüngere bis mittelalte Mitglieder hinzugekommen sind, sondern sogar Kinder im Alter von zehn bis zwölf Jahren regelmäßig mit dabei sind. Und besagter harter Kern ist unterdessen auf circa 20 Personen angewachsen. Das gibt Grund zur Hoffnung, dass die BMG nicht – wie vielleicht (zu) viele der ehemals sehr ak-

tiven Arbeitsgemeinschaften – nach und nach vergeist und schließlich von der Bildfläche verschwindet.

Es bleibt zu wünschen, dass derartige Verjüngungsprozesse in möglichst vielen Vereinigungen eintreten, damit unser gemeinsames Anliegen, nämlich die Mikroskopie, weitergetragen wird.

Redaktion MIKROKOSMOS

*Kurze Mitteilung***Zwei verschiedene Vakuolen in einer Pflanzenzelle**

Es ist allgemeine Überzeugung, dass die Mesophyllzellen der Pflanzen bis zu 95% nur eine einzige Vielzweckvakuole enthalten. Deren Inhalt ist eine wässrige Lösung, in der osmotisch wirksame Stoffe (u.a. anorganische und organische Ionen, Zucker, Farbstoffe) als Reservestoffe, aber auch toxische Stoffe als Abfall gesammelt werden. Diese Stoffe sind wesentlich für die Aufrechterhaltung des Turgordrucks der Zellen und so für die Stabilität und das Wachstum von Bedeutung. Pflanzen an trockenen, warmen Standorten sind aber zu einer äußerst effektiven CO₂-Fixierung befähigt. Deren Mesophyllzellen besitzen einen speziellen Reaktionsweg zur Kohlensäure-Fixierung, den C₄-Dicarbonsäureweg; man nennt sie daher auch C₄-Pflanzen (zum Beispiel viele Sukkulente, Mais). Wegen der Anhäufung von organischen Säuren, vorwiegend Malat, welche am Tage wieder abgebaut werden, werden diese Pflanzen auch CAM-Pflanzen (Abkürzung für Crassulaceae Acid Metabolism) genannt. Für die Vakuolen dieser CAM-Pflanzen bedeutet dies zwei kontrastierende Funktionen. Unter Salzstress müssen große Mengen Kochsalz

fortdauernd entfernt werden, um das Zytoplasma vor toxischen Salzen zu schützen. Gleichzeitig muss aber der CAM-Stoffwechsel instandgehalten werden. Das während der Nacht entstehende CO₂ muss als Malat in der Vakuole gespeichert werden, damit es am Tage wieder mobilisiert werden kann. Es konnte nun gezeigt werden, dass für diese beiden verschiedenen Funktionen zwei voneinander unabhängige Typen von Vakuolen mit verschiedenartigen Transmembrantransporteigenschaften in der gleichen Zelle vorhanden sein können. So können in CAM-Pflanzen die beiden Funktionen auch räumlich getrennt voneinander ablaufen.

Literaturhinweis

Epimashko, S., Meckel T., Fischer-Schliebs, E., Lüttge, U., Thiel, G.: Two functionally different vacuoles for static and dynamic purposes in one plant mesophyll leaf cell. *The Plant Journal* 37, 294–300 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

Selbstbau-Mikroskope begeistern Schüler

Lothar Schwarz und Ingo Webeler

In der letzten MIKROKOSMOS-Ausgabe berichteten wir über den Selbstbau von Mikroskopen (Schwarz und Webeler, 2004), die insbesondere zur Einführung von Schülern in die Welt des Kleinen geeignet sind (Abb. 1 und 2). Unser folgender Beitrag soll nun die Anwendung dieser Geräte beschreiben – mit der Anregung zur Nachahmung.

Die Selbstbau-Mikroskope werden wahlweise mit den Objektiven 5×, 10×, 20× und 40× und den Okularen 5×, 10× oder 15× versehen. Die Beleuchtung geschieht mit einer verstellbaren Leuchtdiodenlampe (LED) über Spiegel und Kondensator.

Hell- und Dunkelfeld – Erlebnisse mit Selbstbau-Mikroskopen

Passend zur Apertur der jeweiligen Objektive werden entsprechende Lochblenden in den Filterhalter gelegt. Entsprechendes gilt für die (durch Probieren in ihrem Durchmesser zu

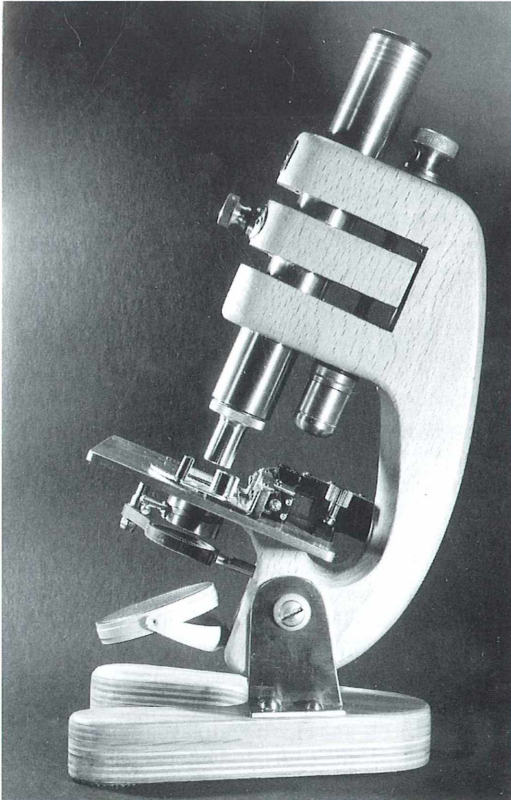


Abb. 1: Selbstbaumikroskop Seitenansicht.

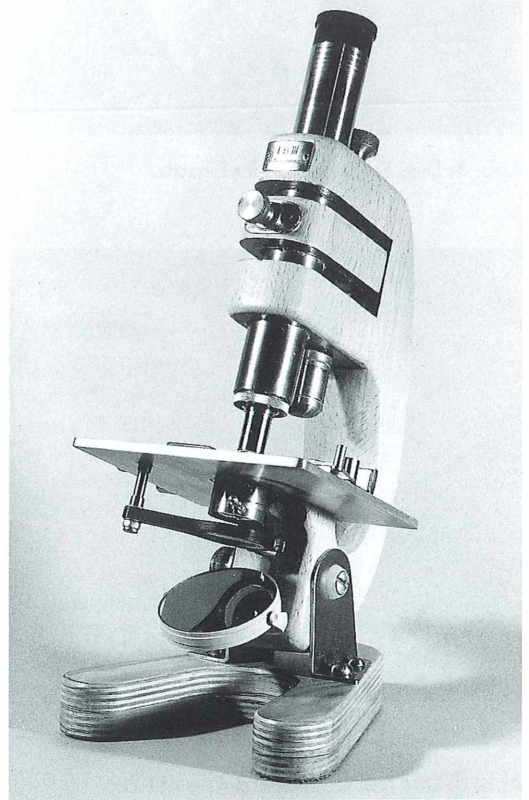


Abb. 2: Eigenbau EB III.

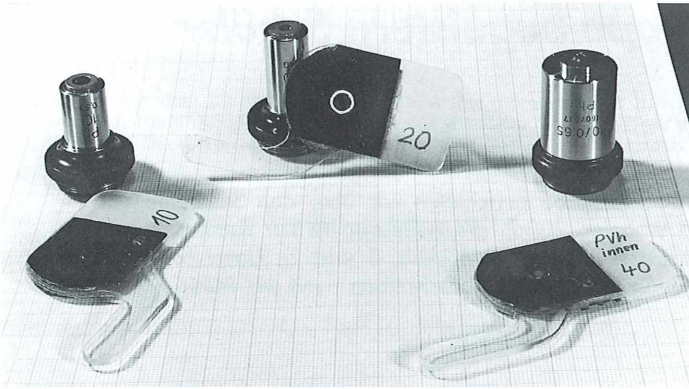


Abb. 3: Phasenobjektive mit Phasenblenden.



Abb. 4: Drei Eigenbauten im Einsatz.



Abb. 5: Das Selbstbaumikroskop mit Zubehör wird im Schränkchen auch für Exkursionen gut transportfähig.

ermittelnden) Dunkelfeldblenden. So ist auch Dunkelfeldbetrachtung bis einschließlich beim Objektiv 40× möglich.

Beugungs-Interferenz-Kontrast

Wie von Herrn Mathias (1999) im MIKRO-KOSMOS beschrieben, kann man die Hellfeld-Objektive mit entsprechenden Draht-Einhängeblenden versehen und so Beugungsinterferenz-Kontrast erzeugen. Die fehlende Kondensorblende wird hierbei durch eine für das jeweilige Objektiv ermittelte Lochblende ersetzt (probieren). Dazu wird das Blendenloch in ein rechteckiges dünnes Messingblech gebohrt, das mattschwarz lackiert und von unten mit Noppengummi gegen das Verrutschen beklebt wird. Diese Blenden werden auf den Filterhalter gelegt und bei entferntem Okular (mit oder ohne Hilfsmikroskop) mittig auf den Draht der Einhängblende ausgerichtet.

Phasenkontrast

Phasenobjektive, beispielsweise 10×, 20× und 40× von Zeiss/Jena, ermöglichen auch mit diesen einfachen Geräten Phasenkontrast. Die entsprechenden Phasenblenden werden in den jeweiligen Maßen in dünnes Messingblech gebohrt. Das Mittelteil wird als dünne Scheibe von einer auf der Drehbank auf den entsprechenden Durchmesser abgedrehten Messingstange abgeschnitten und zusammen mit dem zuerst genannten Blech auf eine Plexiglashalterung montiert (Abb. 3), die auf der Unterseite wiederum mit Noppengummi gegen das Verrutschen beklebt wird. Auf den Filterhalter aufgelegt, werden sie mit dem Hilfsmikroskop justiert.

Polarisation und Rheinberg-Beleuchtung

Das Selbstbau-Mikroskop ermöglicht auch die Betrachtung von Kristallen und Gesteinsdünnschliffen im polarisierten Licht. Dazu legt man ein Stück eingefasste Polarisationsfolie als Polarisator in den Filterhalter und ein weiteres kreisrundes Stück dieser Folie als Analysator in den Tubus. Als Auflage dient hier ein dünner Ring, der so tief im Tubus angebracht ist, dass auch die längeren 5×-Okulare Platz finden. Nach Abnehmen des Objektführers lässt sich eine runde Messingplatte auf den Objektisch auflegen, die im Kondensorloch gelagert ist. Die Objektträger mit den Kristallen, die von zwei Federn gehalten werden, können mit dieser Platte gedreht werden. Wie in der normalen Mikroskopie ist auch mit entsprechenden Blenden auf Plexiglasscheiben Rheinberg-Beleuchtung möglich.

Die Selbstbau-Mikroskope haben bei den Enkelkindern große Freude ausgelöst, können sie damit doch wirklich etwas sehen. Auf einem Schild am Stativ stehen jeweils ihre Namen, daneben EB I–III für Eigenbau I bis III und die Jahreszahl (Abb. 4).

Aber auch für mich als Erwachsener ist das Gerät interessant. Als Exkursionsmikroskop kann ein solch einfaches Gerät manchen Regentag im Urlaub aufhellen. In dem passend dazu gebauten Mikroskopschränken ist es recht gut mitzuführen (Abb. 5).

Dank

Herrn Dr. Manfred Tauscher, Mikroskopische AG Hannover, danken wir für die Anregung zur Veröffentlichung unserer Arbeit, sowie für sein fachliches Urteil.

Literaturhinweise

- Nachtigall, W.: Mikroskopieren. 2. Aufl., BLV-Verlagsgesellschaft, München, 1994.
 Mathias, E.: Beugungs-Interferenz-Kontrast – Ein befallsfähiges Kontrastierverfahren im Eigenbau. *Mikrokosmos* 88, 1–5 (1999).
 Schwarz, L., Webeler, I.: Ärger als kreativer Impuls – Wie man dazu kommt, ein Mikroskop selbst zu bauen. *Mikroskosmos* 93, 177–181 (2004).

Verfasser: Lothar Schwarz, Im Katthagen 27, D-31061 Alfeld, und Ingo Webeler, Unterer Bergweg 9, D-31061 Alfeld

Kurze Mitteilungen

Organellverteilung in der Mitose

Jeder Zellteilung geht eine Kernteilung voraus, bei welcher die Chromosomen gleichmäßig auf die beiden Tochterzellen verteilt werden. Wie aber geht die Verteilung der anderen, nicht-nukleären Organellen, welche teilweise auch genetische Informationen tragen, vor sich?

Diese Frage konnte an kultivierten Mesophyll-*Protoplasten* des Tabaks untersucht und geklärt werden. Dabei diente die Autofluoreszenz der Chloroplasten und ein grün-fluoreszierendes Protein (GFP) an den Mitochondrien oder dem endoplasmatischen Retikulum als Hilfsmittel, um die Organellverteilung vor der Teilung mit Hilfe der Konfokal-Mikroskopie zu beobachten.

Es zeigte sich, dass auch die nicht-nukleären Organelle in geordneter Weise, also nicht zufallsmäßig, vor der Teilung sortiert werden. Diese Verteilung hängt primär von den Aktinfilamenten ab und nicht so sehr von den Mikrotubuli. Ein intaktes System der 6-Nanofila-

mente ist also die Voraussetzung für die geordnete Organellvererbung. Die Markierung des Aktinzytoskeletts mit dem GFP-Fusionsprotein deutet auf ein hoch dynamisches Aktin-Netzwerk hin, das sich lokal reorganisiert und wesentlich an der Verteilung der Chloroplasten und Mitochondrien teilnimmt. Jedes Organell hat seine eigene Strategie für die Umverteilung und sichert so eine nicht zufallsmäßige, sondern gesetzmäßige Verteilung.

Literaturhinweis

- Sheshan, M. B., Rose, R. J., McCurdy D. W.: Organelle inheritance in plant cell division: the actin cytoskeleton is required for unbiased inheritance of chloroplasts, mitochondria and endoplasmic reticulum in dividing protoplasts. *The Plant Journal* 37, 379–390 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

Evolution der Läuse

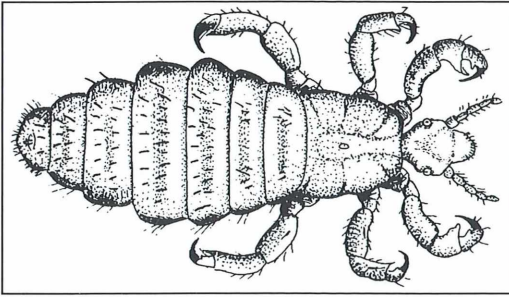


Abb. 1: *Pediculus humanus corporis* (Kleiderlaus) (aus Lucius und Loos-Frank, 1997).

Die Ordnung der Läuse (Anoplura) umfasst etwa 300 Arten, von denen die meisten auf dem Menschen vorkommen: Die etwa 4 mm lange Körper- oder Kleiderlaus *Pediculus humanus corporis* oder *P. h. humanus*, und die etwas kleinere, 2–3 mm lange Kopflaus *Pediculus humanus capitis*. Diese beiden flügellosen, Blut saugenden, strikt obligaten Ektoparasiten des Menschen unterscheiden sich vor allem durch ihr Habitat: Während die Kopflaus ausschließlich im menschlichen Haarschopf vorkommt, findet sich die Kleiderlaus bevorzugt in Wäsche und lange getragenen Kleidungsstücken. Sie ist berüchtigt wegen der Übertragung des Erregers (Rickettsien) des Fleckfiebers (Typhus). Während des napoleonischen Feldzuges in Russland sind mehr Soldaten an Flecktyphus gestorben als durch Feindeinwirkung.

Man kann annehmen, dass die ökologische Differenzierung in die beiden Arten parallel einher ging mit der Evolution des Menschen. Der Übergang zur Benutzung von Kleidung zum Schutz gegen Auskühlung liegt zeitlich etwa bei der Wanderung der ersten Menschen aus Afrika nach Norden. Für diese Hypothese gibt es jedoch keine archäologischen Beweise. Nun haben sich Molekularbiologen der Frage angenommen. Sie wollten herausfinden, ob der Ursprung der Kleiderlaus im Zusammenhang steht mit dem dauernden Gebrauch von Kleidung zur Instandhaltung der Körperwärme, möglicherweise im Zusammenhang mit der Wanderung nach dem kühleren Norden. Sie untersuchten zu diesem Zwecke die mitochondrialen und die Kern-DNA von Kopf- und Kleider-Läusen aus 12 verschiedenen geographi-

schen Regionen. Zum Vergleich wurden Läuse der Schimpansen (*Pediculus schaeffi*) herangezogen. Die Ergebnisse zeigen, dass eine größere Diversität bei den afrikanischen Läusen besteht als bei den aus nicht-afrikanischen Gebieten. Dies suggeriert einen afrikanischen Ursprung der auf dem Menschen parasitierenden Läuse. Eine Analyse der molekularen Uhr wies aus, dass die Kleiderlaus nicht älter ist als $72\,000 \pm 42\,000$ Jahre. Die mitochondrialen DNA-Sequenzen geben einen Hinweis darauf, dass eine demographische Expansion der Kleiderlaus korreliert ist mit der Wanderung des modernen Menschen aus Afrika in kühlere Gegenden der Erde, die Kleidung notwendig machten. Diese Ergebnisse zeigen also, dass Kleider während der Evolution des Menschen eine überraschend rezente Erfindung sind. Erst mit der Kleidung war die ökologische Nische für die Entstehung der Kleiderlaus gegeben. Die Kopflaus ist in der Evolution viel früher entstanden.

Literaturhinweise

Kittler, R., Kayser, M., Stoneking, M.: Molecular evolution of *Pediculus humanus* and the origin of clothing. *Current Biology* 13, 1414–1417 (2003).
Lucius, R., Loos-Frank, B.: Parasitologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1997.

H. F. Linskens, Nijmegen

Die Alzheimer-Krankheit besiegen



Dr. Alois Alzheimer

Wir führen fort, was Dr. Alois Alzheimer begann. Helfen Sie mit!

Alzheimer Forschung Initiative e.V.
Grabenstraße 5 · 40213 Düsseldorf
Telefon (kostenlos): 0 800 / 200 400 1
www.alzheimer-forschung.de

Räuberische Lebensweise bei Ciliaten – Fallbeispiel: *Homalozoon vermiculare* Teil 1: Nahrungserwerb und Nahrungsaufnahme

Doreen Baumberg und Klaus Hausmann

Protisten zeigen in Anpassung an ihren Lebensraum und den damit verbundenen Nahrungsressourcen eine Vielfalt an Möglichkeiten, ihren Energiebedarf zu decken (Hausmann, 2001). Die folgende, dreiteilige Artikelserie konzentriert sich auf die Nahrungserwerbs-, Fress- und Verdauungsvorgänge beim räuberischen, carnivoren Ciliaten *Homalozoon vermiculare*.

Die Wimpertiere werden hinsichtlich der Art ihres Nahrungserwerbs in zwei große Gruppen unterteilt: Filtrierer (Strudler) und Schlinger (Abb. 1). Typische Strudler sind *Paramecium* und *Vorticella*. Sie können mit Hilfe von speziell angeordneten Wimperaggregaten beeindruckende Wasserströmungen verursachen, welche die Nahrungspartikel – vornehmlich Bakterien und einzellige Algen – aus dem umgebenden Medium filtrieren und in den Mundapparat leiten.

Bei den Schlingern wird eine weitere Untergliederung in Pflanzenfresser (Vegetarier) und Fleischfresser (Carnivore) vorgenommen. Als Beispiele für Vegetarier seien *Chilodonella* und *Pseudomicrothorax* genannt. Während *Chilodonella* dazu befähigt ist, sehr zügig Kieselalgen zu fressen (Hausmann, 1989), vermag *Pseudomicrothorax* mit hoher Geschwindigkeit fädige Blaualgen (Cyanobakterien) zu ingestieren (Hausmann, 1982a und b). Paradebeispiele für carnivore Schlinger sind *Didinium*

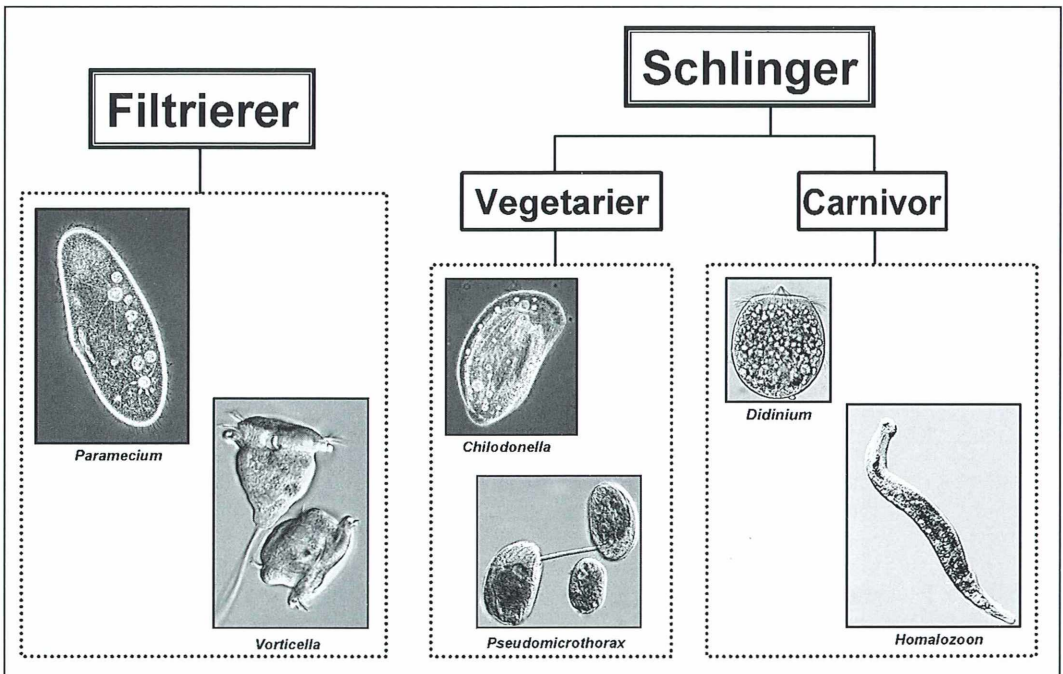


Abb. 1: Formen des Nahrungserwerbs bei Ciliaten.

(Wessenberg und Antipa, 1970) und *Homalozoon* (Kuhlmann et al., 1980) die beide darauf spezialisiert sind, andere Ciliaten wie beispielsweise *Paramecium* oder *Colpidium* zu erbeuten und zu fressen.

Das harmlos erscheinende *Homalozoon vermiculare* ...

Das Untersuchungsobjekt dieser Serie, *Homalozoon vermiculare*, ist ein ausgesprochen großer Ciliat. Der aus dem Griechischen stammende Gattungsname *Homalozoon* bedeutet abgeflachtes (homalos) Tier (zoon). Der Artname *vermiculare* leitet sich vom lateinischen vermiculus ab, was zu Deutsch kleiner Wurm heißt. Und in der Tat ist es so, dass man diesen Ciliaten bei flüchtigem Hinschauen mit einem mikroskopisch kleinen Wurm verwechseln könnte. Seine Gestalt und gleitende Bewegung am Untergrund, wobei offenbar Wimpern eingesetzt werden, führen zu dieser Täuschung. Genauere Beobachtungen machen dann allerdings schnell klar, dass es sich um einen Ciliaten handelt (Abb. 2). Nur gelegentlich beobachtet man das Wimpertier, wie es in der Wassersäule – etwas ungeschickt – umher schwimmt. Ein weiteres typisches Merkmal dieses Ciliaten sind die zahlreichen stabförmigen Organellen im Kopfbereich (Abb. 3). Dabei handelt es sich um so genannte Toxicysten, die, wie im Weiteren gezeigt wird, beim Beuteerwerb eine ganz wesentliche Rolle spielen.

... ist in Wirklichkeit ein gefährlicher Räuber

Kommt das Kopfbereich von *Homalozoon* mit einer potentiellen Beute – in der Regel zügig schwimmende Ciliaten wie *Paramecium* oder *Colpidium* – in Kontakt, wird dieser Beuteinzeller blitzartig mit einer Ladung besagter Toxicysten beschossen (Abb. 4a–a’). Diese Attacke führt in der Regel zur augenblicklichen Immobilisierung und meistens auch zur Tötung der Beute. Oft stoßen bei der Jagd Homalozoen an-

einander, wobei sich natürlich die Frage aufdrängt, ob *Homalozoon* auch Seinesgleichen abschießt. Das ist in der Regel nicht der Fall. Im zweiten Teil dieser Serie werden wir speziell auf diese Problematik eingehen und eine besonders interessante Ausnahme dokumentieren. Potentielle Beute hingegen wird in Bruchteilen von Sekunden abgeschossen.

Man glaubt, dass man hierbei das Funktionsprinzip und den Ausschleuderungsmechanismus der Toxicysten grundsätzlich entschlüsselt hat (Abb. 4b–d) (Hausmann, 1978). Es ist aber nicht einmal andeutungsweise bekannt, welches Toxin die räuberischen Homalozoen unter Einsatz der Toxicysten in ihre Beute injizieren, ein Unwissen, was übrigens auf alle Einzeller zutrifft, die zum Beuteerwerb Toxicysten einsetzen.

Das mörderische Verschlingen

Im Fall von Paramecien als Beutetiere reagieren diese auf die Attacke zunächst mit dem Abschuss ihrer Trichocysten (Abb. 5b, Pfeil). Oft gelingt ihnen dadurch die Flucht, aber durch das Gift der Toxicysten liegen diese angeschossenen Tiere bald tot auf dem Grund der Petrischale. Kann das *Paramecium* nicht entkommen beziehungsweise hat sich ein *Homalozoon* einem abgeschossenen Beutetier genähert, beginnt der Fressvorgang (Abb. 5). Die Phagocytose der Beute beginnt mit der trichterförmigen Öffnung des Mundapparats, in die das Beutetier transportiert wird (Abb. 5b und c und Abb. 6). Die sich bildende Nahrungsvakuole (Abb. 5b, Pfeil mit Kontur) nimmt die Beute auf und löst sich vom Cytostom. Dabei schließt sich die Mundöffnung (Abb. 5d). Bei gutem Nahrungsangebot kann *Homalozoon* schnell hintereinander mehrere Ciliaten fressen.

Die Ingestion der Nahrung läuft ab, als ob ein Programm eingeschaltet worden ist (Abb. 7): *Homalozoon* öffnet innerhalb weniger Sekunden seinen Kopfbereich und inkorporiert die Beute. Hierbei tun sich natürlich sofort weitere Fragen auf. Aus der zellbiologischen Sicht wäre

Abb. 4: Der Toxicystenabschuss erfolgt innerhalb von Sekundenbruchteilen (a–a’). An Hand elektronenmikroskopischer Präparate kann man den Toxicystenabschuss rekonstruieren: b ruhende Toxicyste mit Schlauchelementen innerhalb einer Kapsel; c Schlauch während der Ausstülpung; d Abgabe des Giftes; e vollständig ausgeschleuderte Toxicyste. Die Maßbalken entsprechen in a 50 µm, in b und c 0,1 µm und in d und e 1 µm. ▶

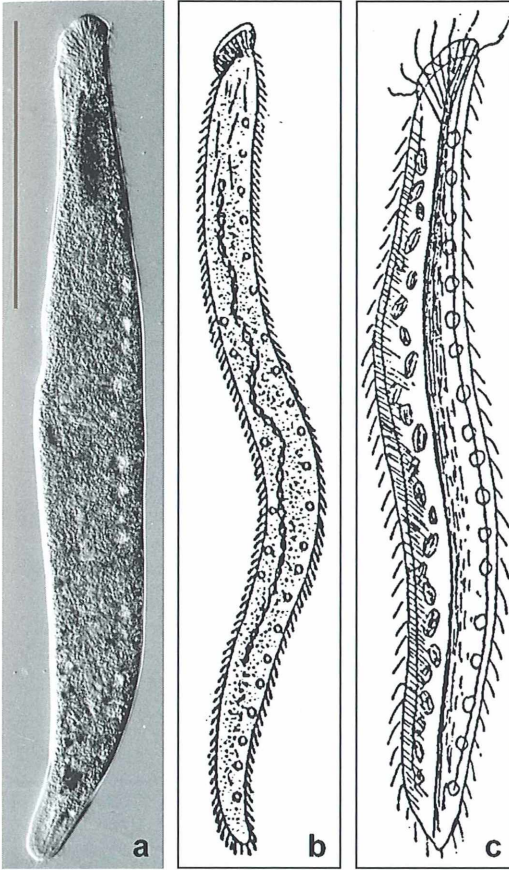


Abb. 2: Habitus von *Homalozoon vermiculare* im Leben (a) und in zeichnerischen Darstellungen (b und c) (b und c aus Foissner et al., 1995).

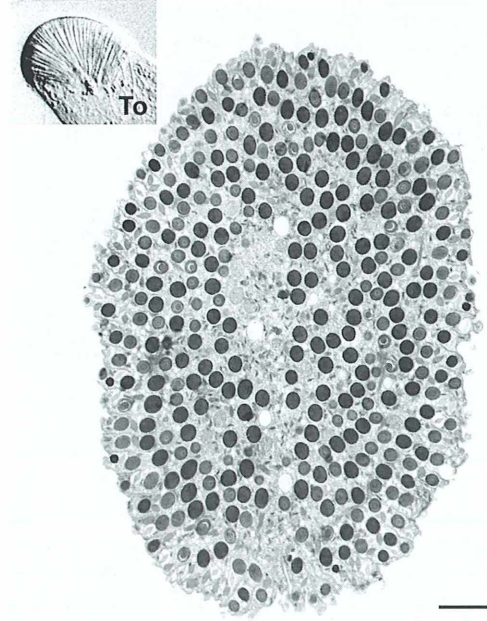
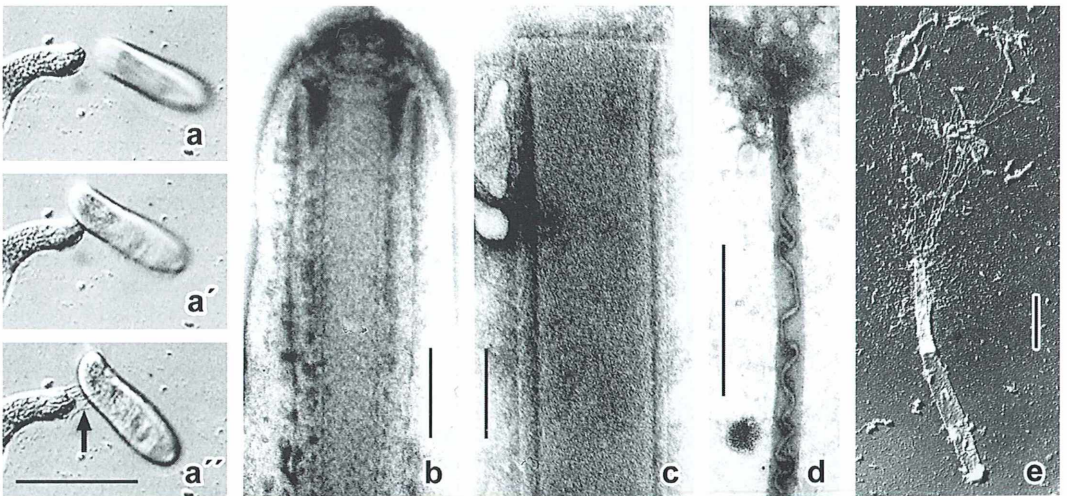


Abb. 3: Die Kopfregion von *H. vermiculare* ist mit zahlreichen Toxicysten (To) ausgestattet. Das Bild oben links zeigt den lichtmikroskopischen Aspekt. Im elektronenmikroskopischen Querschnitt der Apikalregion sind die Toxicysten als zahlreiche, runde Strukturen zu erkennen. Der Maßbalken entspricht 1 μm .



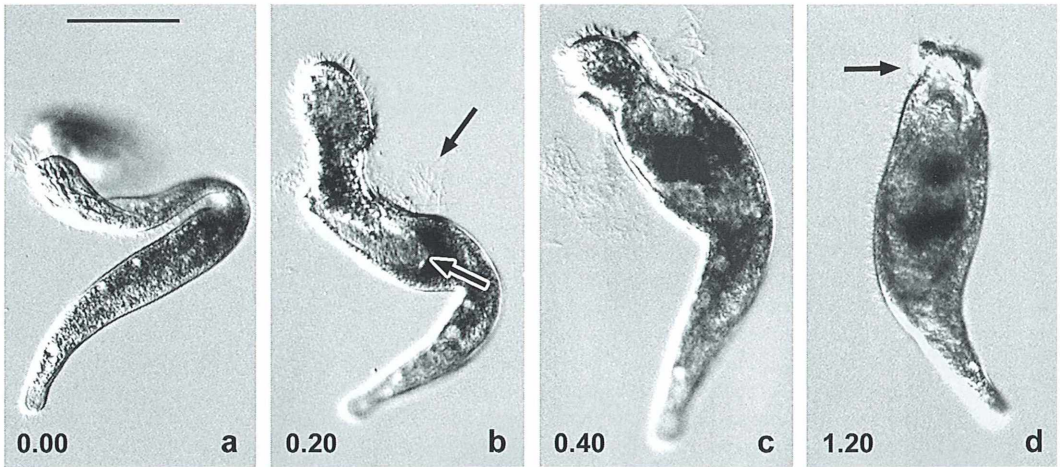


Abb. 5: Phagocytoseablauf (a–d, die Zahlenangaben unten links geben in Minuten und Sekunden den zeitlichen Verlauf des Phagocytose an): a Ein *Homalozoon* kurz nach dem Abschluss der Toxicysten. Das *Paramecium* ist außerhalb der Fokusebene im Hintergrund zu sehen; b Die Oralregion ist weit geöffnet und die Nahrungsvakuole nimmt an Größe zu (Pfeil mit Kontur). Einige Trichocysten der Beute sind rechts vom Räuber zu sehen (Pfeil); c Die Phagocytose ist fast abgeschlossen; d Die Nahrungsvakuole hat sich vom Cytopharynx gelöst und der Mundapparat schließt sich (Pfeil). Der Maßbalken entspricht 100 μm .

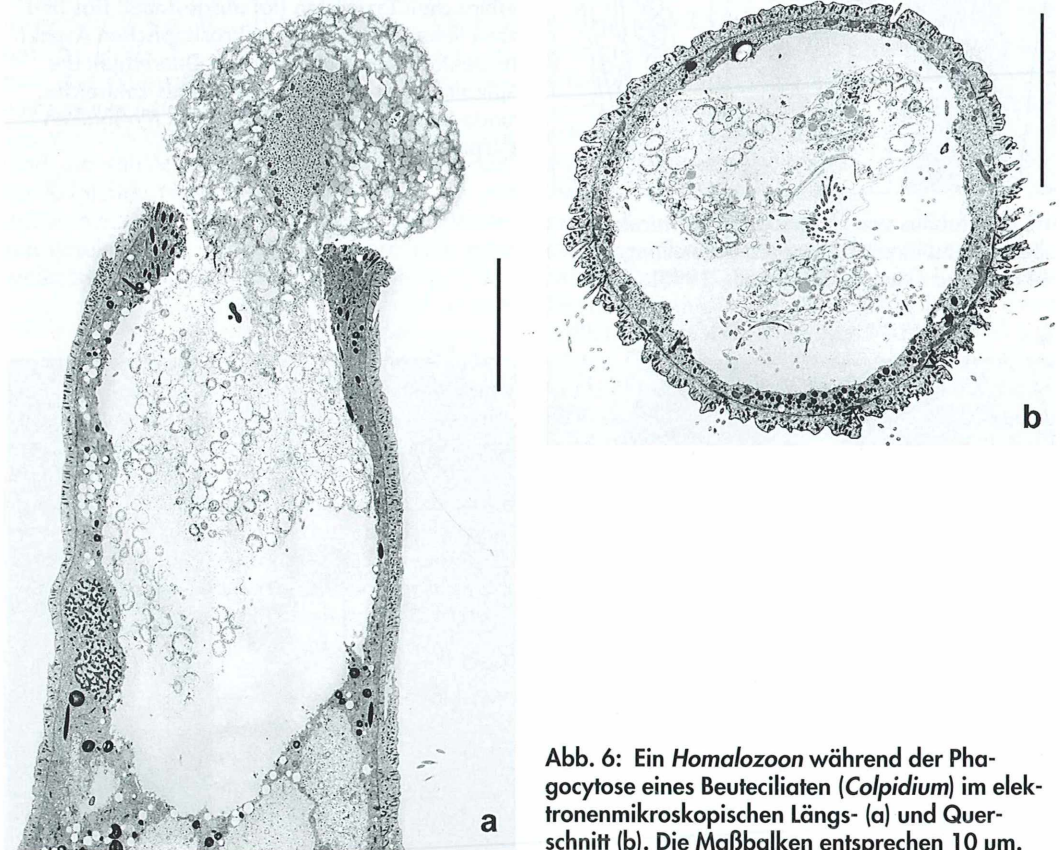


Abb. 6: Ein *Homalozoon* während der Phagocytose eines Beuteciliaten (*Colpidium*) im elektronenmikroskopischen Längs- (a) und Querschnitt (b). Die Maßbalken entsprechen 10 μm .

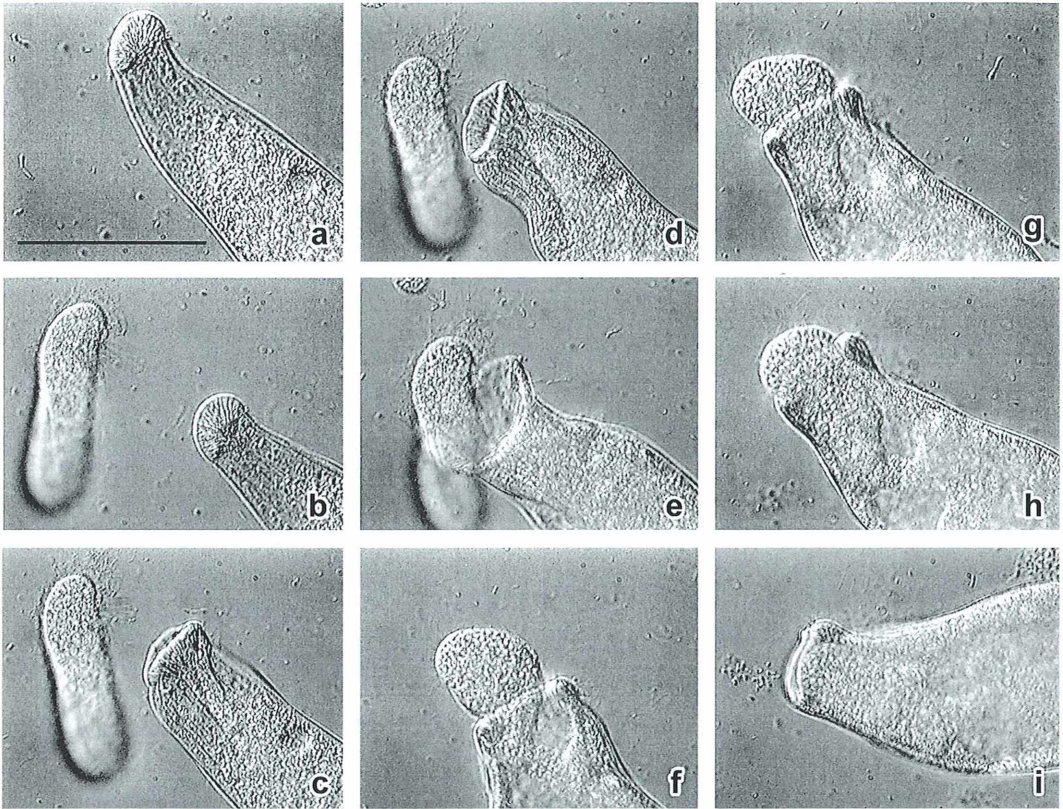


Abb. 7: Ablauf des Fressvorgangs bei höherer Vergrößerung (a–i). Der Beuteciliat *Colpidium* wird in diesem Fall innerhalb von 34 Sekunden abgetötet und inkorporiert. Der Maßbalken entspricht 50 μm .

es beispielsweise interessant zu erfahren, was sich zwischen den vielfältigen und komplex miteinander verwobenen Zell-Bauelementen wie Mikrotubuli, Mikrofilamenten und Membransystemen abspielt. Derzeitig verstehen wir die Funktionsabläufe noch nicht, die letztendlich zur Aufnahme der Nahrung führen. Dass die elektronenmikroskopische Struktur des Kopfbereichs von *Homalozoon* noch nicht in Form eines klar nachvollziehbaren und somit erklärenden dreidimensionalen Modells rekonstruiert wurde, erschwert natürlich die Situation. Das trifft übrigens auch auf solche Ciliaten wie *Didinium nasutum* zu. Obgleich man diesen Einzeller nicht zuletzt wegen seiner beeindruckenden Fress-Strategie im Grunde seit Anbeginn der Mikroskopie kennt und es nicht an ultrastrukturellen Untersuchungen mangelt (Wessenberg und Antipa, 1970), dürfte derzeitig kaum jemand erklären können, wie der Phagocytosevorgang tatsächlich abläuft.

Wenn die Räuber losgelassen werden

Das Ergebnis eines möglicherweise nur unter Kulturbedingungen zu beobachtenden ungezügelt Fressens ist, dass *Homalozoon* hinsichtlich seiner Körperform sozusagen völlig aus den Fugen gerät (Abb. 8a–c). Man kann Stadien beobachten, die es schwer machen, darin *Homalozoon* wieder zu erkennen (Abb. 8d–f). Dieses ist aber nur ein vorübergehender Zustand, der sich im Laufe der Nahrungsverdauung relativ schnell ändert. Mit dieser Thematik beschäftigt sich der dritte Teil dieser Serie.

Literaturhinweise

Foissner, W., Blatterer, H., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems – Band IV: Gymnostomatea, *Loxodes*, Suctorina. Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft (1995).

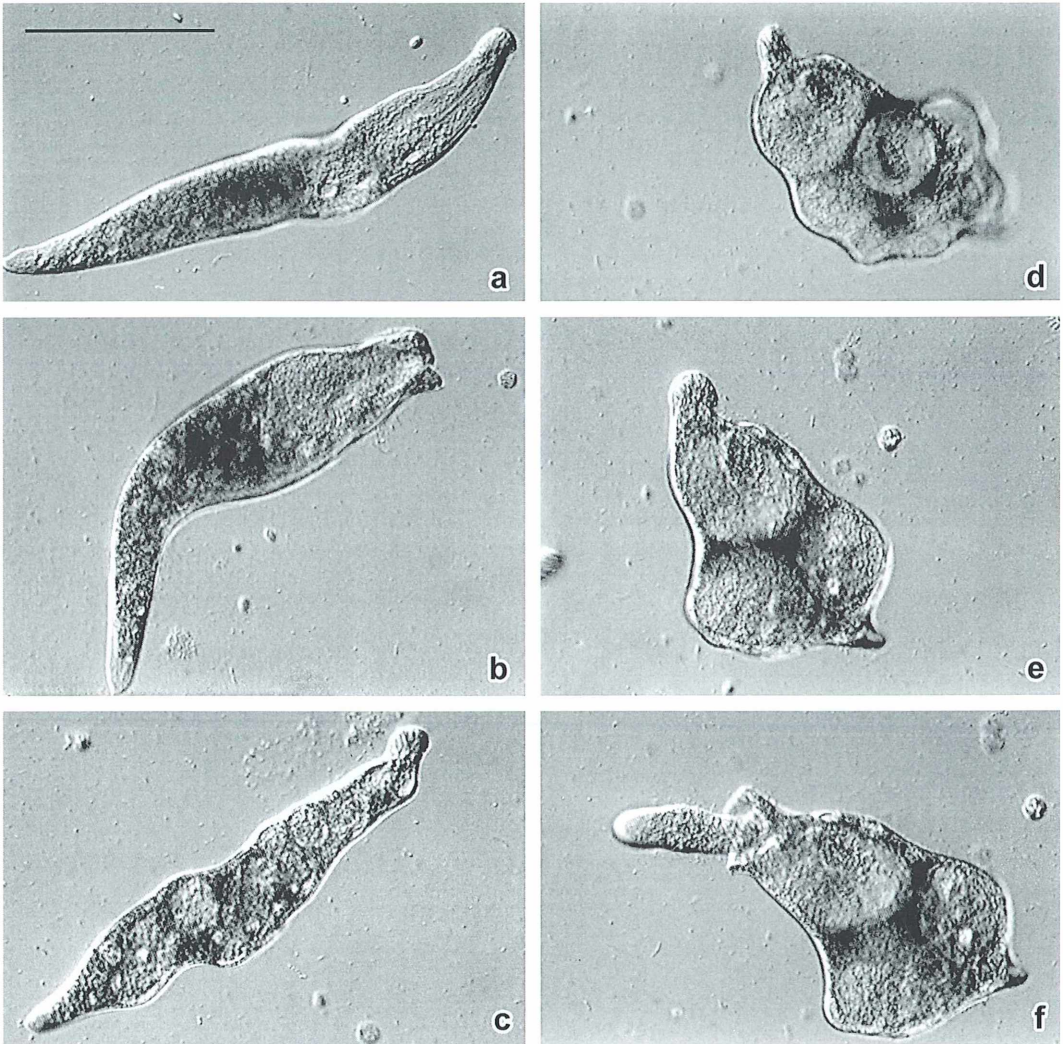


Abb. 8: Nach der Nahrungsaufnahme ist *Homalozoon* in seiner äußeren Morphologie deutlich verändert (a–c), bis hin zur Unförmigkeit (d und e). Selbst ein vermeintlich absolut voll gefressener Räuber (e) ist noch zur weiteren Phagocytose befähigt (f). Der Maßbalken entspricht 100 µm.

Hausmann, K.: Extrusive organelles in protists. *Int. Rev. Cytol.* 52, 197–276 (1978).

Hausmann, K.: Der Ciliat *Pseudomicrothorax dubius*: Ein Spezialist der Nahrungsaufnahme und Verdauung. I. Phagocytosevorgang und Reusenstruktur. *Mikrokosmos* 71, 129–135 (1982a).

Hausmann, K.: Der Ciliat *Pseudomicrothorax dubius*: Ein Spezialist der Nahrungsaufnahme und Verdauung. II. Wachstum der Nahrungsvakuole und Verdauung. *Mikrokosmos* 71, 193–199 (1982b).

Hausmann, K.: Nahrungsaufnahme beim Wimpertier *Chilodonella* – Eine videographische Studie. *Mikrokosmos* 78, 65–68 (1989).

Hausmann, K.: Fressen und gefressen werden im Mikrokosmos – Der ewige Kampf ums Überleben

und seine Komplikationen. *Mikrokosmos* 90, 157–164 (2001).

Kuhlmann, S., Patterson, D. J., Hausmann, K.: Untersuchungen zu Nahrungserwerb und Nahrungsaufnahme bei *Homalozoon vermiculare*, Stokes 1887. 1: Nahrungserwerb und Feinstruktur der Oralregion. *Protistologica* 16, 39–55 (1980).

Wessenberg, H., Antipa, G.: Capture and ingestion of *Paramecium* by *Didinium nasutum*. *J. Protozool.* 17, 250–270 (1970).

Verfasser: Dipl. Biol. Doreen Baumberg und Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, AG Protozoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, D-14195 Berlin

Position und Funktion von Plastiden – Teil 3: Licht-orientierte Chloroplasten-Bewegung

Eberhard Schnepf

Bei manchen Pflanzen, Algen, Moosen und in manchen Zellen von Farnen und Blütenpflanzen, besonders Wasserpflanzen, beeinflusst das Licht die Position der Chloroplasten. Bei Schwachlicht ist ihre flache Seite dem Licht zugewandt; die Photosynthese wird dadurch optimiert. Bei Starklicht nehmen sie eine Kantenstellung ein und beschatten sich gegenseitig, dadurch werden Schädigungen durch eine zu starke Besonnung minimiert. Die Phänomene sind lange bekannt und sind leicht zu beobachten. Die Mechanismen der Lichtperzeption, der Signaltransduktion und der Chloroplastenbewegung sind noch nicht in allen Einzelheiten verstanden.

Schon vor fast 150 Jahren entdeckte Böhm, dass die Position der Chloroplasten in Crassulaceen-Blättern von der Intensität des Lichtes abhängt (Böhm, 1856, zitiert nach Haupt, 1999). In der zweiten Hälfte des 19. Jahrhunderts wurden dann zahlreiche ähnliche Beobachtungen an verschiedenen anderen Pflanzen gemacht. In einer großen Monographie hat Senn (1908) die damaligen Kenntnisse über diese Phänomene zusammengefasst und durch viele eigene Beobachtungen, Experimente und Überlegungen ergänzt. So hat er schon damals gefunden, dass sich der plattenförmige Chloroplast von *Mougeotia* (eine fädige Jochalge, Conjugatae, die früher *Mescarpus* genannt wurde) bei gelbrotem Licht in die Flächenstellung dreht, das heißt, sich voll dem Licht exponiert, bei blauvioletter Licht aber in die Kantenstellung. Dahingegen ist gelbrotes Licht bei Moosblättchen und im Mesophyll von Blättern höherer Pflanzen meist unwirksam und nur kurzweiliges Starklicht induziert eine Plastidenwanderung. Senn (1908) hat außerdem gezeigt, wie die Lichtbrechung und -spiegelung die Lichtverteilung in der Zelle beeinflussen und damit auch die Anordnung der Chloroplasten.

Eine neue, physiologisch-molekularbiologisch dominierte Periode in der Forschung begann in der zweiten Hälfte des 20. Jahrhundert, eingeleitet durch W. Haupt und seine Schüler. Haupt hat 1993 und 1999 in Übersichtsartikeln (Reviews) diese Entwicklung und den aktuellen Wissensstand dargestellt.

Die Phänomene

Sehr leicht lässt sich die Umlagerung von Chloroplasten bei einschichtigen Blättern von Laubmoosen und foliosen Lebermoosen beobachten. Die Abbildungen 1 und 2 zeigen Blättchen des Lebermooses *Plagiochila*. In Dunkelheit und im Schwachlicht liegen die Chloroplasten überwiegend den Außenwänden an, sie nehmen die Flächenstellung ein (Abb. 1). Schon nach weniger als einer Stunde Lichtexposition im Freien (hier: August, leicht bedeckter Mittags-himmel, Licht von oben) liegen sie weitgehend in Kantenstellung an den antiklinalen Innenwänden, wodurch sie sich weniger stark dem Licht exponieren und gegenseitig beschatten. Sie scheinen auch etwas dicker geworden zu sein, ein Phänomen, das schon Senn (1908) bei verschiedenen Pflanzen beobachtet hat. In den Vakuolen der Licht exponierten Blätter sind dann die farblosen, kristallinen Einschlusskörper gut zu sehen. In Experimenten verwendet man als Starklicht ein Licht von mehr als 10.000 Lux, Schwachlicht hat etwa 500 Lux. *Plagiochila* wächst auf relativ dunklem, feuchtem Waldboden, ist also eine Schattenpflanze. Dicht neben *Plagiochila* stand ein Laubmoos, *Mnium* (Abb. 3 und 4). Auch hier liegen die Chloroplasten in der Dunkelheit und im Schwachlicht in Flächenstellung den Außenwänden an. Sie sind dort dicht an dicht gepackt, so dass sie sich gegenseitig abplatten. Nach einer Stunde Starklicht (wie bei *Plagiochila*) sind sie ebenfalls an die antiklinalen In-

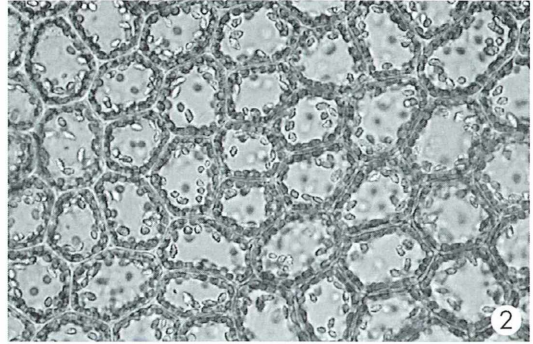
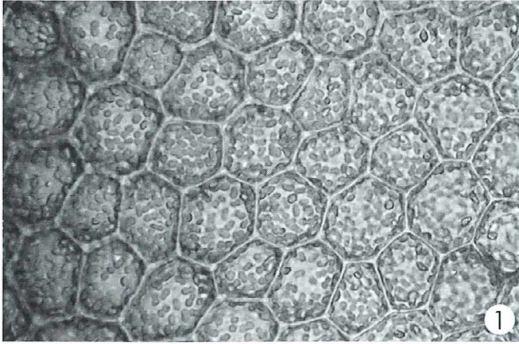


Abb. 1 und 2: Blättchen des Lebermooses *Plagiochila* im Schwachlicht (Abb. 1) und im Starklicht (Abb. 2), in dem die Chloroplasten an die antiklinen Seitenwände gewandert sind, wodurch die Vakuoleneinschlüsse deutlicher sichtbar geworden sind. Vergr. 280fach.

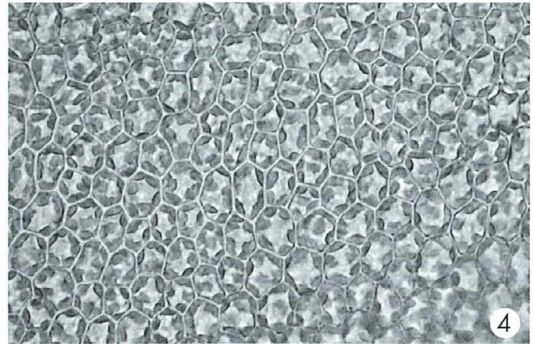
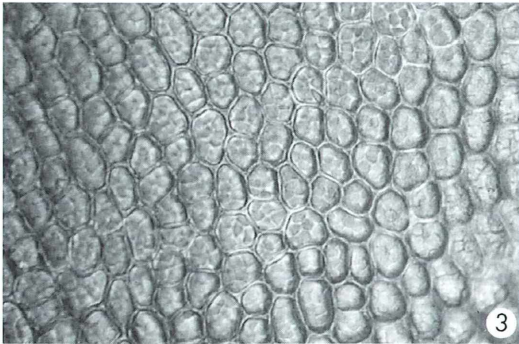


Abb. 3 und 4: Blättchen des Laubmooses *Mnium* im Schwachlicht (Zimmer) und nach einer Stunde im Starklicht (leicht bedeckter Himmel). Vergr. 280fach.

nenwände verlagert und befinden sich in Kan-
tenstellung.

Zur Demonstration einer lichtabhängigen Chloroplastenbewegung bei höheren Pflanzen eignen sich besonders Wasserpflanzen, vor allem solche, die submers wachsen. Das hängt, wie Senn (1908) vermutet, wahrscheinlich damit zusammen, dass das Licht an der Blattoberfläche, der Grenze Wasser/Cuticula, weniger stark gebrochen und reflektiert wird als an der Grenze Luft/Cuticula bei Landpflanzen und somit Lichtschäden leichter eintreten. Hinzu kommt, dass bei Landpflanzen die Epidermis mit den Inhaltsstoffen ihrer Vakuolen und der meist dicken Cuticula einen Lichtschutz bildet. Eine meist submers lebende Wasserlinse ist *Lemna trisulca*. Chloroplasten in Schwachlichtstellung zeigt Abbildung 5. Sie befinden sich hier, dicht gepackt, an den periklinen (oberflächenparallelen) Wänden und kehren ihre fla-

che Seite dem Licht zu. In der Sonne wandern sie an die antiklinen Innenwände (Abb. 6 und 7). Dabei bleiben aber die Wände zu den Zellen mit Calciumoxalat-Raphiden teilweise chloroplastenfrei. Das hat schon Senn (1908) gefunden. Er wies durch partielle Abdunkelung der Kristalle nach, dass das eine Folge von Lichtreflexionen an den Nadeln ist. Sie lenken das Licht an diese Wände, die so besonders intensiv bestrahlt werden. Das wird auch dadurch bestätigt, dass an den Wänden Chloroplasten akkumulieren, die nicht parallel zu den Nadeln, sondern an deren Enden liegen (Abb. 7).

Der Übergang von der Starklicht- in die Schwachlichtstellung und umgekehrt verläuft schnell. Abbildung 8 zeigt *Lemna trisulca*, die nach Sonnenbestrahlung 15 Minuten lang in Schwachlicht standen. Die Chloroplasten wandern an den periklinen Wänden entlang, haben aber deren Mitte meist noch nicht erreicht.

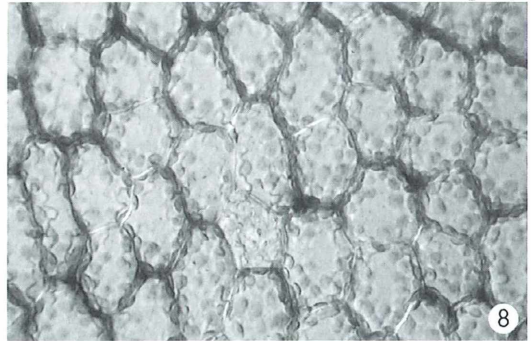
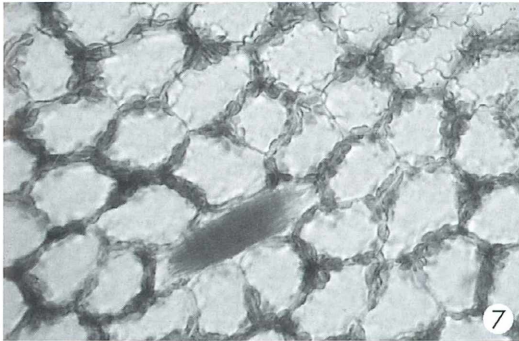
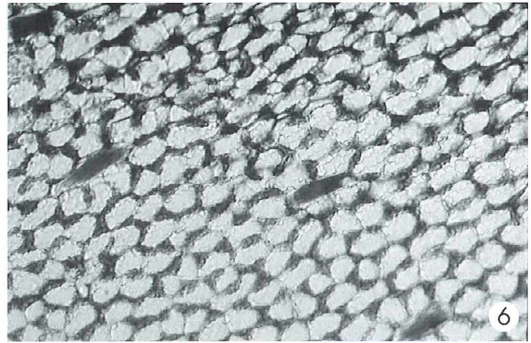
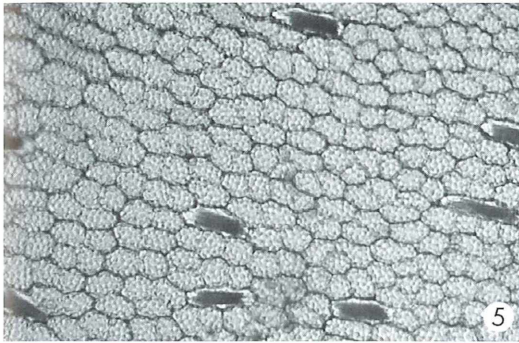


Abb. 5–8: *Lemna trisulca*, im Schwachlicht mit verteilten Chloroplasten (Abb. 5), im Starklicht (Abb. 6 und 7) mit Chloroplasten nur an den antiklinen Wänden, wobei die Wände zu den Kristall-Idioblasten teilweise ausgespart werden (Abb. 7), und Rückwanderung der Chloroplasten in die Schwachlichtstellung nach 15 Minuten Beschattung (Abb. 8). Vergl. Abb. 5 und 6: 115fach, Abb. 7 und 8: 280fach.

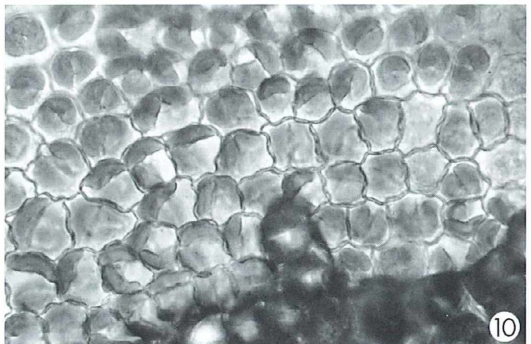
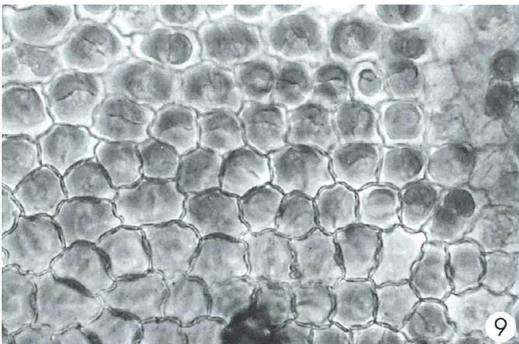


Abb. 9 und 10: *Selaginella*, Flachschnitt, Blattoberseite, dieselbe Objektstelle. Im Schwachlicht (Abb. 9) liegt der becherförmige Chloroplast am Grund der Zelle, bei Beleuchtung mit Starklicht verlagert er sich teilweise an die Seitenwände. Einige Zellen sind durch die Präparation verletzt. Vergl. 280fach.

Im Starklicht werden Schädigungen des Photosyntheseapparates dadurch vermieden, dass die Chloroplasten nur ihre Schmalseite dem Licht exponieren und sich gegenseitig beschatten. In der oberen Epidermis der Blättchen von *Selagi-*

nella (Bärlappgewächse) kommt hinzu, dass der becherförmige, einzige Chloroplast, der im Schwachlicht am Boden der Zelle liegt (Abb. 9), im Starklicht an eine Seite der Zelle hin verschoben wird (Abb. 10) und so in einen

Bereich zu liegen kommt, der nur von wenig Licht getroffen wird. Das ist eine Folge des Strahlenverlaufes in diesen Zellen, deren leicht vorgewölbte Außenwand wie eine Linse wirkt, worauf schon Senn (1908) hingewiesen hat. Der in Abbildung 10 gezeigte Effekt ist nicht optimal, weil er an ein und demselben Flachschnitt durch ein Blättchen demonstriert werden sollte. Dazu musste dieser mit Wasser und Deckglas bedeckt werden. Dadurch ändern sich die Lichtbrechungs-Verhältnisse an der Blattoberfläche beträchtlich (siehe oben).

Die Lichtperzeption

Wenn ein Organismus auf Lichtreize reagiert, muss ein Pigment vorhanden sein, das Licht absorbiert und sich dabei verändert. Was für Pigmente sind an der Licht orientierten Chloroplastenbewegung beteiligt und wo sind sie lokalisiert? Ein besonders günstiges Objekt für die Beantwortung dieser Fragen ist die schon oben erwähnte Fadenalge *Mougeotia*. Sie hat einen einzigen, plattenförmigen Chloroplasten in jeder Zelle. Bei Schwachlicht steht dieser in Flächenstellung, bei Starklicht in Kantenstellung. Dabei dreht sich jeweils nicht der ganze Chloroplast, sondern nur der Teil, der in dem beleuchteten Zellbereich liegt. Abbildung 11 zeigt einen *Mougeotia*-Faden, der durch die zugezogene Feldblende des Mikroskops nur in der Bildmitte bestrahlt wurde. Daher gibt es hier eine Starklichtreaktion: In Kantenstellung befinden sich der Chloroplast der mittleren Zelle und die Chloroplastenteile der beiden angrenzenden Zellen, die ebenfalls stark belichtet wurden. In den nicht beleuchteten beiden äußeren

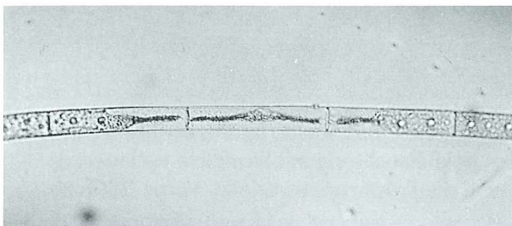


Abb. 11: *Mougeotia*-Faden, der nur in der Bildmitte im Mikroskop mit zugezogener Feldblende mit Starklicht bestrahlt wurde. Nur hier hat sich der Chloroplast beziehungsweise seine beleuchteten Teile in die Kantenstellung gedreht. Verg. 120fach.

ren Fadenbereichen sind die Chloroplastenteile in Flächenstellung.

Die günstigen Verhältnisse bei *Mougeotia* machten es möglich herauszufinden, wo die Pigmentmoleküle lokalisiert sind. Die Beleuchtung mit einem sehr engen Strahl zeigte, dass sie nicht im Chloroplasten, sondern in der Peripherie des Protoplasten oder in oder an der Plasmamembran sitzen (Bock und Haupt, 1961). Das galt zunächst nur für die Schwachlichtreaktion bei *Mougeotia*.

Das Pigment, das daran beteiligt ist, hat ein Absorptionsmaximum im Hellrot bei 650–680 nm. Durch eine anschließende Belichtung mit Dunkelrot (710–740 nm) wird der Hellroteffekt geblockt. Das beweist, dass die Schwachlichtreaktion durch das Phytochromsystem induziert wird, bei dem das Pigment durch die Bestrahlung mit Hellrot oder Dunkelrot reversibel in die aktive beziehungsweise inaktive Form überführt wird.

Das Phytochromsystem spielt bei vielen pflanzlichen Lichtreaktionen eine Rolle, so beispielsweise bei der Samenkeimung, bei der Verhinderung von Etiolement (Vergelung, Aufschießen von Pflanzen bei Lichtmangel) und dem Erkennen der Dämmerung, was für die Messung der Tageslänge von Bedeutung ist. Der Licht absorbierende Teil des Phytochroms ist ein Tetrapyrrolkörper, der eine Kette aus konjugierten Doppelbindungen enthält. Diese Kette ist geknickt, liegt aber in einer Ebene. Vorzugsweise wird Licht absorbiert, dessen elektrischer Vektor (im Folgenden als Schwingungsrichtung bezeichnet) in dieser Ebene schwingt. Wenn die Pigmentmoleküle in der Zelle, wie bei *Mougeotia*, parallel ausgerichtet sind, resultiert daraus ein Aktionsdichroismus. Das hat Haupt (1960) gezeigt: Linear polarisiertes Hellrot, das quer zur Längsachse der Zelle schwingt, induziert die Chloroplastenbewegung stärker als in Längsrichtung schwingendes Licht.

Man benötigt viel apparativen Aufwand, um die Phytochromeffekte bei *Mougeotia* zu demonstrieren. Bei vielen Pflanzen sind aber nicht Phytochrom oder nicht Phytochrom allein an der Licht induzierten Chloroplastenbewegung beteiligt, sondern Blaulicht-Rezeptoren. Auch bei *Mougeotia* spielt bei der Starklicht-Reaktion neben dem Phytochrom ein Blaulichtrezeptor eine Rolle. Das zeigen ja schon die oben erwähnten Versuche von Senn (1908).

Bei den Blaulichtrezeptoren unterscheidet man heute zwischen den Phototropinen und den

Cryptochromen. Die Phototropine haben Flavine als absorbierende Komponente, die Cryptochrome Flavine und Pterine (Weiler, 2002). Lange blieben diese Rezeptoren weitgehend unbekannt, daher der Name Cryptochrom. Aus dem Aktionsspektrum schloss man auf Flavine (Schönbohm, 1971). In jüngster Zeit haben molekulargenetische Untersuchungen geholfen, die Identität der Pigmente zu klären. Vieles ist aber noch immer unklar (Haupt, 1999; Weiler, 2002).

Auch die Blaulichtrezeptoren, die an der Chloroplastenbewegung beteiligt sind, sind im Ektoplasma oder in/an der Plasmamembran lokalisiert, wie Punktbeleuchtungen gezeigt haben. Zurzycki (1980) nimmt an, dass der bei 450 nm absorbierende (Blaulicht-aktive) Teil der Rezeptormoleküle etwa linealförmig ist. Die Längsachsen diese Lineale laufen parallel

zur Zelloberfläche, sie sind aber sonst nicht ausgerichtet. Die Flächen dieser Lineale stehen nach Zurzycki (1980) senkrecht zur Zelloberfläche. Die Folge ist ein Aktionsdichroismus.

Der Aktionsdichroismus lässt sich leicht an den Blättchen mancher Moose demonstrieren. Man bestrahlt sie zum Beispiel senkrecht mit einer Schwanenhals-Kaltlichtquelle, wie man sie zur Beleuchtung im Präpariermikroskop benutzt. Das Weißlicht hat einen hohen Blaulichtanteil. Das Licht wird mit einer Polarisationsfolie polarisiert. Bei diesen Polarisationsfolien weiß man in der Regel nicht, in welcher Richtung das durchgelassene Licht schwingt. Der Biotest klärt das.

Die Chloroplasten der Moosblättchen wandern an diejenigen antiklinalen Wände, die quer zur Schwingungsrichtung des Lichtes stehen (Abb. 12 und 13). Das wurde zuerst von Zur-

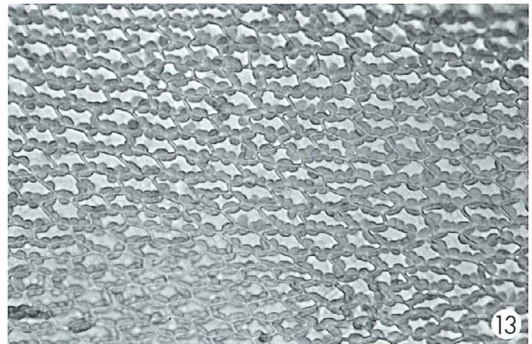
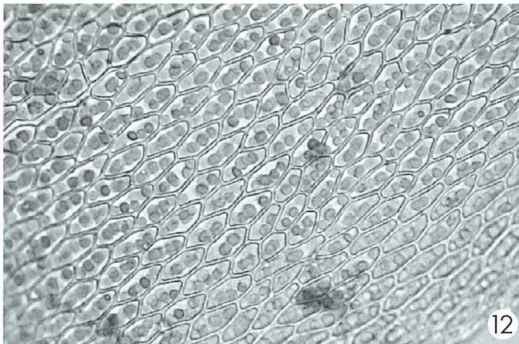


Abb. 12 und 13: Moosblättchen im Schwachlicht (Abb. 12) und im linear polarisierten Starklicht (Abb. 13), Nord/Süd schwingender elektrischer Vektor. Vergr. 115fach.

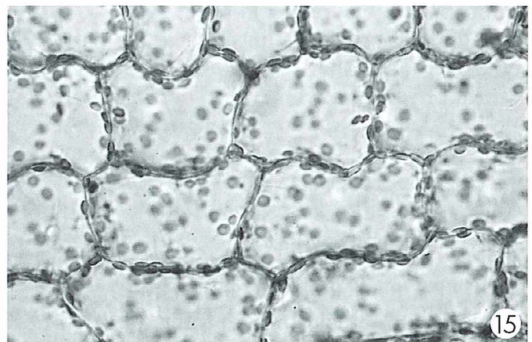
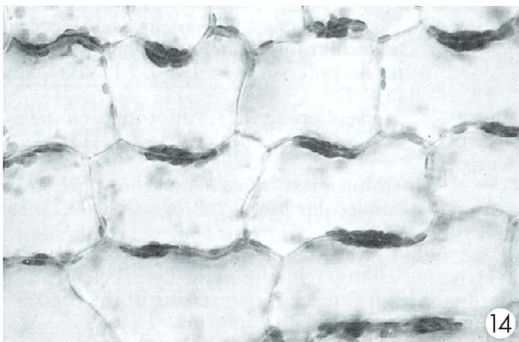


Abb. 14 und 15: Vallisneria spiralis, dieselbe Objektstelle im linear polarisierten Starklicht (Abb. 14) und im Schwachlicht (Abb. 15), Nord/Süd schwingender elektrischer Vektor, Bestrahlung im Mikroskop mit dem Polarisator der Polarisationseinrichtung. Vergr. 280fach.

zycki (1967) gezeigt. Hier liegen nach den Vorstellungen von Zurzycki (1980) keine Blaulichtrezeptoren, die so ausgerichtet sind, dass sie Licht absorbieren können, denn ihre Längsachsen laufen nie parallel zur Schwingungsrichtung. Anders ist es an den Antiklinen, die parallel zur Schwingungsrichtung stehen. Hier sind die absorbierenden Ebenen der Pigmente mit der Schwingungsrichtung parallel, ebenso wie die Längsachsen mancher Pigmentmoleküle. Nun bleiben aber auch der Deckel und der Boden der Zelle frei von Chloroplasten, Wände, auf die das Licht senkrecht einfällt. Das widerspricht dem Modell von Zurzycki. Vielleicht liegt die absorbierende Ebene der Pigmente nicht immer nur parallel zur Oberfläche, sondern, anders als Zurzycki (1980) vorschlägt, auch senkrecht dazu. Dann gibt es auch entlang dieser Wände Pigmentmoleküle, die das polarisierte Licht absorbieren.

Ähnlich wie in Moosblättchen reagieren die Chloroplasten in der Aquarienpflanze *Vallisneria spiralis* (Abb. 14) und anderen Höheren Pflanzen. Die Chloroplasten vermeiden alle Wandbereiche, die nicht ganz exakt senkrecht zur Schwingungsrichtung des einfallenden Lichtes stehen. Im unpolarisierten Schwachlicht dispergieren die Chloroplasten bald wieder. Abbildung 15 zeigt dieselbe Objektstelle wie Abbildung 14 im Schwachlicht, 1,5 Stunden nach Ende der Bestrahlung mit polarisiertem, weißen Starklicht.

Die Signaltransduktion

Man weiß bislang nur wenig darüber, wie es von der Lichtabsorption zur Auslösung der Chloroplastenbewegung kommt. Haupt (1999) fasst die bisherigen Kenntnisse und Hypothesen zusammen. Bei *Vaucheria*, einer fädigen Xanthophyceae, haben Bechtel et al. (1981) einen lokalen Ausstrom von Protonen an der Stelle gemessen, die mit Blaulicht bestrahlt wurde. Bei *Mougeotia* sind Phytochrom kontrollierte Calcium-Flüsse, Aufnahme von Calcium-Ionen (Dreyer und Weisenseel, 1979) und Freisetzung aus Vesikeln (Grolig und Wagner, 1989) entdeckt worden. Calcium-bindende Proteine könnten dadurch in ihrer Aktivität beeinflusst werden. Vermutlich ist aber das Apoprotein von Phytochrom kein Transmembranprotein; das zeigt seine Aminosäuresequenz (Winands und Wagner, 1996).

Die Chloroplastenbewegung

Klarere Vorstellungen hat man über den Motor der Chloroplastenbewegung. Nachdem man früher an eine Eigenbewegung dachte und deshalb auch von der Chloroplasten-Phototaxis sprach, ist man sich heute recht sicher, dass die Triebkraft von Actomyosin-Mikrofilamenten im Cytoplasma erzeugt wird. Dafür sprechen unter anderem Hemmstoffversuche mit Cytochalasin (Wagner und Klein, 1981). Die Mikrofilamente scheinen bei *Mougeotia* an der Kante des Chloroplasten anzusetzen und dort zu ziehen (Mineyuki et al., 1995). Unklar ist aber noch, wie diese verankert sind, wie im Detail die Triebkraft entsteht, und wie die Bewegung orientiert wird (Grolig und Wagner, 1988; Haupt, 1999). Mikrotubuli scheinen allenfalls eine indirekte Rolle zu spielen (Haupt, 1999).

Literaturhinweise

- Blatt, M. R., Weisenseel, M. H., Haupt, W.: A light-dependent current associated with chloroplast aggregation in the alga *Vaucheria sessilis*. *Planta* 152, 513–526 (1981).
- Bock, G., Haupt, W.: Die Chloroplastendrehung bei *Mougeotia*. III. Die Frage der Lokalisierung des Hellrot-Dunkelrot-Pigmentsystems in der Zelle. *Planta* 57, 518–530.
- Dreyer, E. M., Weisenseel, M. H.: Phytochrome-mediated uptake of calcium in *Mougeotia* cells. *Planta* 146, 31–39 (1979).
- Grolig, F., Wagner, G.: Light-dependent chloroplast reorientations in *Mougeotia* and *Mesotaenium*: biased pigment-regulated plasmalemma anchorage sites to filaments. *Bot. Acta* 101, 2–6 (1988).
- Grolig, F., Wagner G.: Characterization of the isolated calcium-binding vesicles from the green alga *Mougeotia scalaris*, and their relevance to chloroplast movement. *Planta* 177, 169–177 (1989).
- Haupt, W.: Die Chloroplastenbewegung bei *Mougeotia*. II. Die Induktion der Schwachlichtbewegung durch linear polarisiertes Licht. *Planta* 55, 465–479 (1960).
- Haupt, W.: Orientierung der Chloroplasten nach dem Licht. *Naturwissenschaften* 80, 116–124 (1993).
- Haupt, W.: Chloroplast movement: from phenomenology to molecular biology. *Progr. Bot.* 60, 3–36 (1999).
- Mineyuki, Y., Kataoka, H., Masuda, Y., Nagai, R.: Dynamic changes in the actin cytoskeleton during the high-fluence rate response of the *Mougeotia* chloroplast. *Protoplasma* 185, 222–229 (1995).
- Schönbohm, E.: Untersuchungen zum Photorezeptorproblem beim tonischen Blaulicht-Effekt der Starklichtbewegung des *Mougeotia*-Chloroplasten. *Z. Pflanzenphysiol.* 66, 20–33 (1971).

- Senn, G.: Die Gestalts- und Lageveränderung der Pflanzen-Chromatophoren. W. Engelmann, Leipzig 1908.
- Wagner, G., Klein, K.: Mechanism of chloroplast movement in *Mougeotia*. *Protoplasma* 109, 169–185 (1981).
- Weiler, E. W.: Physiologie der Bewegungen. In: Sitte, P., Weiler, E. W., Kadereit, J. W., Bresinsky, A., Körner, C.: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 35. Aufl., Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002.
- Winands, A., Wagner, G.: Phytochrome of the green alga *Mougeotia*: cDNA sequence, autoregulation

- and phylogenetic position. *Plant Mol. Biol.* 32, 589–597 (1996).
- Zurzycki, J.: Properties and localization of the photorezeptor active in displacements of chloroplasts in *Funaria hygrometrica*. II. Studies with polarized light. *Acta Soc. Bot. Pol.* 36, 143–152 (1967).
- Zurzycki, J.: Blue light-induced intracellular movements. In: Senger, H. (ed.): *The blue light syndrome*, p. 50–68. Springer, Berlin 1980.

Verfasser: Prof. Dr. Eberhard Schnepf, Dürerweg 11, D-69168 Wiesloch

Buchbesprechungen

Köthe, R.: Küssen müssen wir noch lernen und Hummer haben blaues Blut: 222 verblüffenden Phänomenen bei Mensch und Natur auf der Spur.
S. Hirzel Verlag, Stuttgart 2003, 200 Seiten, € 19,80, ISBN 3-7776-1258-8.

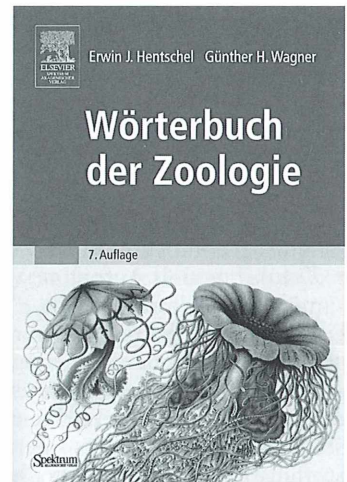
Tiere können lügen, Vulkane stoßen große Mengen Gold aus, einige Pilze jagen Tiere... Hätten Sie es gewusst? Mit Anekdoten über Maiglöckchenduft, der Spermien beweglich macht, oder Geschichten darüber, dass Liebe durch die Nase geht, sind Sie sich der Aufmerksamkeit Ihrer Mitmenschen ohne weiteres sicher. Zugegeben, für eine Biologin, wie ich es bin, gibt es in den Abschnitten *Mensch, Die Tierwelt und Pflanzen & Co.* nur wenig Neues zu entdecken. Dafür kann ich die Richtigkeit der beschriebenen Phänomene nur bestätigen, die zudem sehr gut ausgewählt sind. Die letzten drei Abschnitte beschäftigen sich mit den Themen *Erde, Weltall und Sterne* sowie *Physik und Technik*. Das war sehr beeindruckend... Hätten Sie denn gewusst, dass Sie gerade jetzt beim Lesen dieser Rezension Atome einatmen, die Cäsar bei seinem letzten Seufzer ausstieß und die der gerade geborene Kolumbus für seinen ersten Schrei nutzte? Derartige Erkenntnisse machen Lust auf mehr. Inhaltlich ist dieses Buch sehr schön aufgearbeitet und stellt unglaubliche Fakten simpel und humorvoll dar.

Das Layout lädt allerdings nicht unbedingt zum Kauf ein. Der mint-/giftgrüne Einband wirkt eher abschreckend und auch im Inneren machen die aneinander gereihten Texte mit eingefügten Schwarzweißbildern einen eher lieblosen Eindruck. Das ist sehr schade, da die skurrilen Begebenheiten aus Natur und Umwelt vor allem lernbegeisterte Schüler und Studenten ansprechen dürften, die sich allerdings doch eher von dem Äußeren beeinflussen lassen werden. Daher sei dieses Buch insbesondere Lehrern ans Herz gelegt, die mit Sicherheit einiges aus diesem Buch in ihren Unterricht einbauen können und sich damit der oben erwähnten Aufmerksamkeit der Schüler gewiss sein können.

Doreen Baumberg, Berlin

Hentschel, E. J., Wagner, G. H.: Wörterbuch der Zoologie, 7. Auflage.
Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2004, 603 Seiten, broschiert, € 29,95, ISBN 3-8274-1479-2.

Die 7. Auflage des Wörterbuchs der Zoologie besticht auf Anhieb auf Grund des geänderten, kompakten Erscheinungsbilds. Das Buch ist in einem größeren Format angelegt und damit deutlich umfangreicher geworden. Neben den zahlreichen Neuaufnahmen von Begriffen, was bei einer Neuauflage zu erwarten ist, muss hervorgehoben werden, dass die Autoren bei der Darstellung der



Großeinteilung des Tierreichs es gewagt haben, einen sehr weiten Bogen zu schlagen, nämlich ausgehend von Aristoteles über Linné, Lamarck, Cuvier, Leuckart, Kaestner und Hennig bis hin zu dem – erstmals im deutschsprachigen Raum von Westheide und Rieger in einem Lehrbuch der Speziellen Zoologie zusammengestellten – ganz aktuellen Erkenntnissen gerecht werdenden Systemvorschlag. Das kann nicht hoch genug eingeschätzt werden! Hierbei wurden offenbar noch ganz kurz vor der Drucklegung dieses Buches erschienene Publikationen in den Text eingearbeitet und in die Bibliographie aufgenommen. Wieder einmal ist ein – preiswertes – *Muss* für das heimische Bücherregal erschienen!

Wilhelm Wagner, Essen

Lebende Mikroobjekte in Gittern – Mikrokulturkammern aus dem Baumarkt

Peter Hippe

Zur Langzeitbeobachtung von Lebendpräparaten gibt es viele Verfahren. Jahrzehntlang wird auch immer wieder der unter das Deckglas gelegte Zwirnfadenring, abgedichtet mit Vaseline, empfohlen. Ich gestehe, mir ist Vaseline auf dem Objektträger eine Horrorvision.

Welche Bedingungen müssen Objektträger-Mikroaquarien erfüllen?

- Unter dem Deckglas muss eine Kammer mit gleich bleibender Tiefe erzeugt werden.
- Die Verdunstung des Kammermediums muss minimiert werden.
- Der Gasaustausch muss dabei erhalten bleiben.
- Zuführung und Aufnahme von Flüssigkeiten müssen gewährleistet sein.

Das alles ist auch mit den verschiedenen doppelseitigen Klebändern möglich. Diese werden als schmale Streifen unter die vier Seiten des Deckglases platziert. Freie Spalten an den Stoßstellen ermöglichen den erforderlichen Stoffaustausch. Eine vorteilhafte Alternative dazu fand ich in der Fliegengaze, die in Baumärkten angeboten wird.

Es handelt sich dabei um Meterware von Gittermaterial in den Farben weiß und schwarz. Letzteres sollte wegen möglicher Farbstoffeinwirkungen verworfen werden.

Die Gitterfäden bestehen aus Kunststoff. Sie haben einen Durchmesser von 0,2 mm, Mitteraster circa 1,6 mm × 1,4 mm, freies Kammermaß etwa 1,4 mm × 1,2 mm. Die Fäden sind nach Art der Leinenbindung übereinander gelegt, an den Kreuzungsstellen etwas verpresst und verschweißt (Gitterstärke = Kammertiefe = 0,3 mm).

Zuschnitt und Vorbehandlung der Gitter

Für das von mir hauptsächlich verwendete Deckglasformat von 18 mm × 18 mm schneide ich Gitterstücke von 9 × 10 ganzen Feldern. Der Schnitt sollte möglichst in der Mitte der angren-

zenden Felder verlaufen, sodass außen freie Fadenenden stehen bleiben (Abb. 1). Die Gitterstücke werden so von den Deckgläsern gut abgedeckt, was die Randbenetzung gewährleistet (Abb. 2a). Unbehandelt kann das Gittermaterial allerdings stark toxisch auf den Kammerinhalt wirken. Das wird vermutlich durch Rückstände von Trennmitteln verursacht, wie sie bei der Kunststoffverarbeitung verwendet werden.

Protozoen verschiedener Arten verlangsamen zunächst ihre Bewegung, danach erfolgt Vakuolenbildung mit nachfolgendem Zellstillstand, nach insgesamt etwa 30 Minuten dann die Zellauflösung. Das deutet darauf hin, dass es durch die Trennmittel zu einer dramatischen Veränderung des pH-Wertes der Kammerflüssigkeit kommt. Das Material scheint aber nicht gleichmäßig kontaminiert zu sein; einige Gitterstücke zeigten keine solche Wirkung. Problemlose Abhilfe bringt mit Sicherheit das Einlagern der Gitterstücke in destilliertes Wasser. Je nach Wassermenge und Bestückung sind drei bis vier Tage ausreichend. Nach Entnahme werden die Gitterstücke kurz zwischen Fließpapier getrocknet und sind so verwendbar. Es ist ratsam, gleich eine brauchbare Anzahl Gitter herzurichten. Zur Aufbewahrung sind Deckglasschachteln gut geeignet.

Die Präparation

Das Gitterstück wird auf den Objektträger gelegt, die zu untersuchenden Objekte mit ihrem Substrat darauf pipettiert, wobei gleichmäßige Verteilung und Flüssigkeitsüberschuss wichtig sind. Danach wird das Deckglas in bewährter Weise einseitig angelegt und langsam, Gitterzeile für Gitterzeile, abgesenkt.

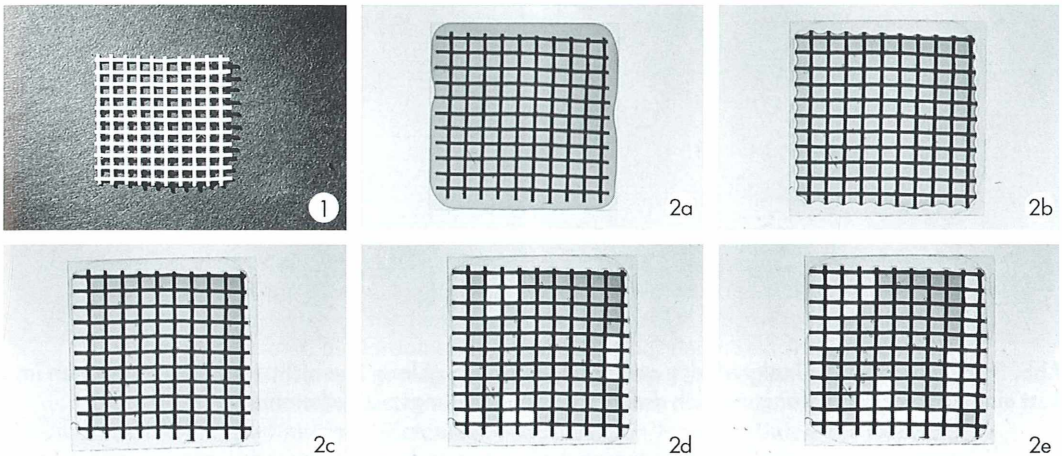


Abb. 1: Fliegengaze, Gitterstück zugeschnitten auf 9 × 10 Felder. – **Abb. 2:** Versuchspräparat zur Darstellung des Verdunstungsverlaufs, Wasser gefärbt. **a** Optimal gefülltes Gitterpräparat. **b** nach 1 h; die Flüssigkeit hat sich um die freien Fadenenden zurückgezogen. **c** nach 2 h; die offenen Gitterränder sind unbenetzt. **d** nach 3 h; einzelne Randfelder-Gruppen sind trocken. **e** nach 4 h; nur ein größeres Mittelfeld ist noch gefüllt.

Es sollten keine Gitterfelder unbenetzt bleiben, gegebenenfalls muss das Deckglas nochmals mit der Präpariernadel einseitig angehoben werden. Die überschüssige Flüssigkeit wird dann mit Fließpapier abgesaugt, bis das Deckglas nicht mehr aufschwimmt. Das kann mit leichtem Druck der Präpariernadel überprüft werden. Wichtig ist, dass die äußeren Randpartien danach gut benetzt bleiben. Eine weitere Möglichkeit wäre es, die Gitter wie beschrieben mit einem Nährmedium zu befüllen und danach die einzelnen Felder mit den Mikroobjekten zu beimpfen.

Die besonderen Eigenschaften der Gitterpräparate

Die Kammertiefe von 300 µm kann gut mit 40fach-Objektiven durchfokussiert werden; sie bietet den Lebendobjekten genügend Bewegungsraum, sodass ein weitgehend natürliches Verhalten zu beobachten ist. Ideal ist das besonders für große Organismen, wie Rädertiere und große Amöben. Für kleine, sehr schnelle Protozoen wäre sicher eine etwas geringere Kammertiefe wünschenswert. Die freie Feldgröße von 1,4 mm × 1,2 mm wird mit 10fach-Objektiven ganz abgebildet, die Gitterfäden werden dabei etwas angeschnitten. Auch bewegte Mikroobjekte sind in ihrem Git-

terfeld nach der Schachbrettmethode leicht wieder zu finden. Erstaunlich ist dabei, dass selbst kleine Protozoen nur selten durch die keilförmigen Öffnungen an den Fadenkreuzungen in die Nachbarfelder wechseln, wo sie dann aber ebenfalls zu finden sind. Werden sie möglicherweise durch eventuell in Fadennähe vorhandene adhäsive Spannungszustände abgeschreckt? Die Öffnungen ermöglichen den Gasaustausch zwischen den Feldern und nach außen hin.

Die Behandlung der Gitterpräparate

Leider erlauben die oben erwähnten Offenstellen – wenn auch stark verlangsamt – die Verdunstung der Präparatflüssigkeit. Die dabei zeitlich zu erwartenden Zustandsänderungen sind an einem Versuchspräparat mit gefärbtem Wasser in Abbildung 2 a–e dargestellt. Die Aufnahmen erfolgten im Abstand von 60 Minuten, bei 20 °C Raumtemperatur und 50% relativer Luftfeuchte.

Sofern die gesamte Gitterfläche für die Langzeitbeobachtung benötigt wird, wäre nach frühestens 2 h etwas Flüssigkeit zuzuführen. Bei Beschränkung auf ein größeres Mittelfeld wäre Flüssigkeitszugabe erst nach 3 bis 3,5 h nötig. In jedem Fall ermöglichen die Gitterpräparate ein Mehrfaches an Beobachtungszeit gegenüber normalen, wässrigen Frischpräparaten.

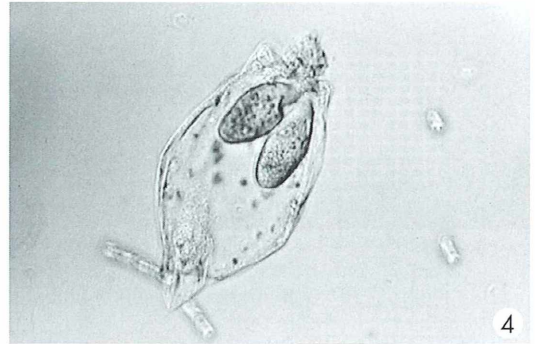
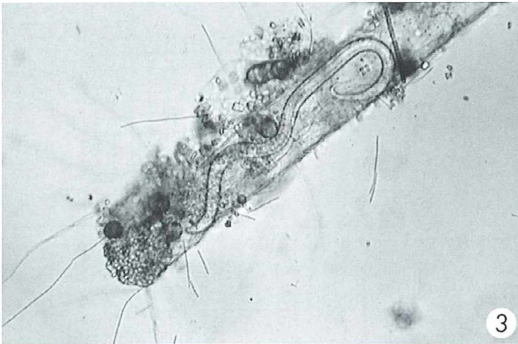


Abb. 3: Nematode in Grünalgenfaden gefangen, Befreiung gelang ihm nicht. – Abb. 4: Protozoen im Rest eines Rädertieres gefangen, nach dreitägiger Beobachtungszeit entkommen.

Ein weiterer Vorteil der Gittereinlagen besteht darin, dass es beim Hinzupipettieren von Flüssigkeit keine Verwirbelungen im Präparat gibt. So können problemlos beispielsweise Nährlösungen und Färbemittel zugeführt werden. Ein Aufschwimmen des Deckglases sollte dabei vermieden werden, gegebenenfalls durch gleichzeitiges Absaugen mit Fließpapier. Sollen die Präparate über längere Zeiträume erhalten bleiben, ist Einlagerung in eine feuchte Kammer erforderlich. Dabei ist zu beachten, dass auch hier nach etwa 20 bis 24 h einzelne Randfelder trocken sein können. Man sollte die Präparate immer nach zwei Tagen kontrollieren und, wenn nötig, etwas Flüssigkeit an den Deckglasrand geben. Ich habe so Gitterpräparate über mehrere Wochen frisch gehalten.

Schlussbetrachtung

Die Gitterpräparate sind gut geeignet zur Durchmusterung und Langzeitbeobachtung von Fundort-Mischkulturen. Die naturnahe Entwicklung in diesen Präparaten führt gelegentlich auch zu kuriosen Situationen, wie die der Fressgefangenen in den Abbildungen 3 und 4. Den Nematoden sah ich über zwei Tage lang bei seinem vergeblichen Kampf, aus dem Grünalgenfaden zu entkommen. Die beiden Protozoen waren erst nach drei Tagen wieder aus dem Rest eines Rädertieres verschwunden. So zweckentfremdet ist die Fliegengaze gut zu verwenden; ein Meter davon reicht wahrscheinlich für ein halbes Mikroskopikerleben. Das Prinzip der Gitterpräparate ist aber sicher nicht an dieses Material gebunden. Die Suche nach Alternativen bei Herstellern und Anwen-

dern technischer Siebe und Feingewebe, mit anderen Rastern und Materialstärken, das heißt anderen Kammerabmessungen, könnte sich lohnen. Liebhabern von Vaseline bleibt es freigestellt, diese auch bei Gitterpräparaten zu verwenden.

Verfasser: Peter Hippe, Zur alten Säge 7, D-94431 Pilsting

euromex
MICROSCOPES HOLLAND

**Mikroskope
Stereomikroskope
Mikrotome
Kaltlichtbeleuchtung
Refraktometer**

- neueste Technologien
- hochwertige Optik
- präzise Metallverarbeitung
- sorgfältige Montage
- relativ niedrige Preise



Fordern Sie unseren Prospekt an

euromex microscopen b.v.
Papenkamp 20, 6836 BD Arnheim, Niederlande
Tel.: +31.26.323.4473, Fax +31.26.323.2833
email: euromex@tref.nl, web: <http://www.euromex.nl>

Schöne und seltene Diatomeen

7. Fundstellen fossiler mariner Diatomeen im Neogen Europas

Gerhard Göke

In den Jahren 1978/79 erschienen im Mikrokosmos unter dem Titel *Schöne und seltene Diatomeen* sechs Beiträge mit Bildtafeln, in denen über interessante Vorkommen fossiler und rezenter Diatomeen berichtet wurde. In den ersten vier Beiträgen wurden berühmte Fundpunkte von fossilen marinen Diatomeen im Alttertiär (Paläogen) Europas, auf Neuseeland, in Nordamerika, Haiti sowie auf den Inseln Trinidad und Barbados vorgestellt. Danach wurden unter anderem die Fundpunkte fossiler mariner Diatomeen in Kalifornien beschrieben. Es fehlten bisher die für den Diatomisten interessanten fossilen marinen Diatomeen-Fundstellen im Neogen (Unter- bis Obermiozän) Europas, die, soweit sie dem Verfasser bekannt sind, in diesem neuen Beitrag vorgestellt werden.

Aus Deutschland, Großbritannien (wenn man von dem London Clay einmal abieht), Norwegen und Schweden sind keine bedeutenden Vorkommen fossiler mariner Diatomite bekannt geworden. Im Limfjord-Gebiet Dänemarks und in Russland gibt es viele Vorkommen alttertiärer (paläogener) Diatomite und diatomeenreicher Mergel, die bereits beschrieben worden sind (unter anderem von Benda, 1965, 1972; Göke, 1972, 1978, 2002). Für den Diatomisten sind Lage und geologische Verhältnisse in Südwest-, Süd- und Südost-Europa günstiger. Hier gibt es neogene Diatomite, diatomeenreiche Tone und Mergel mit einer artenreichen Diatomeenflora, in denen auch viele Radiolarien, Silicoflagellaten und Foraminiferen vorkommen.

Frankreich

Aus Frankreich wurde der Fundort Saint-Laurent-la-Vernede (Gard.) westlich von Orange durch den französischen Diatomisten P. Lefébure bekannt. Es handelt sich hier um einen artenreichen Diatomit, der auch viele Silicoflagellaten, Ebriaceen und Radiolarien enthält. Von P. Lefébure wurden mehr als 100 Diatomeen beschrieben. Auffallend ist sein Nachweis von *Trinacria excavata*, einer Art, die nach Meinung des Verfassers bereits im Obereozän erlischt, und von *Stictodiscus parallelus*, einer

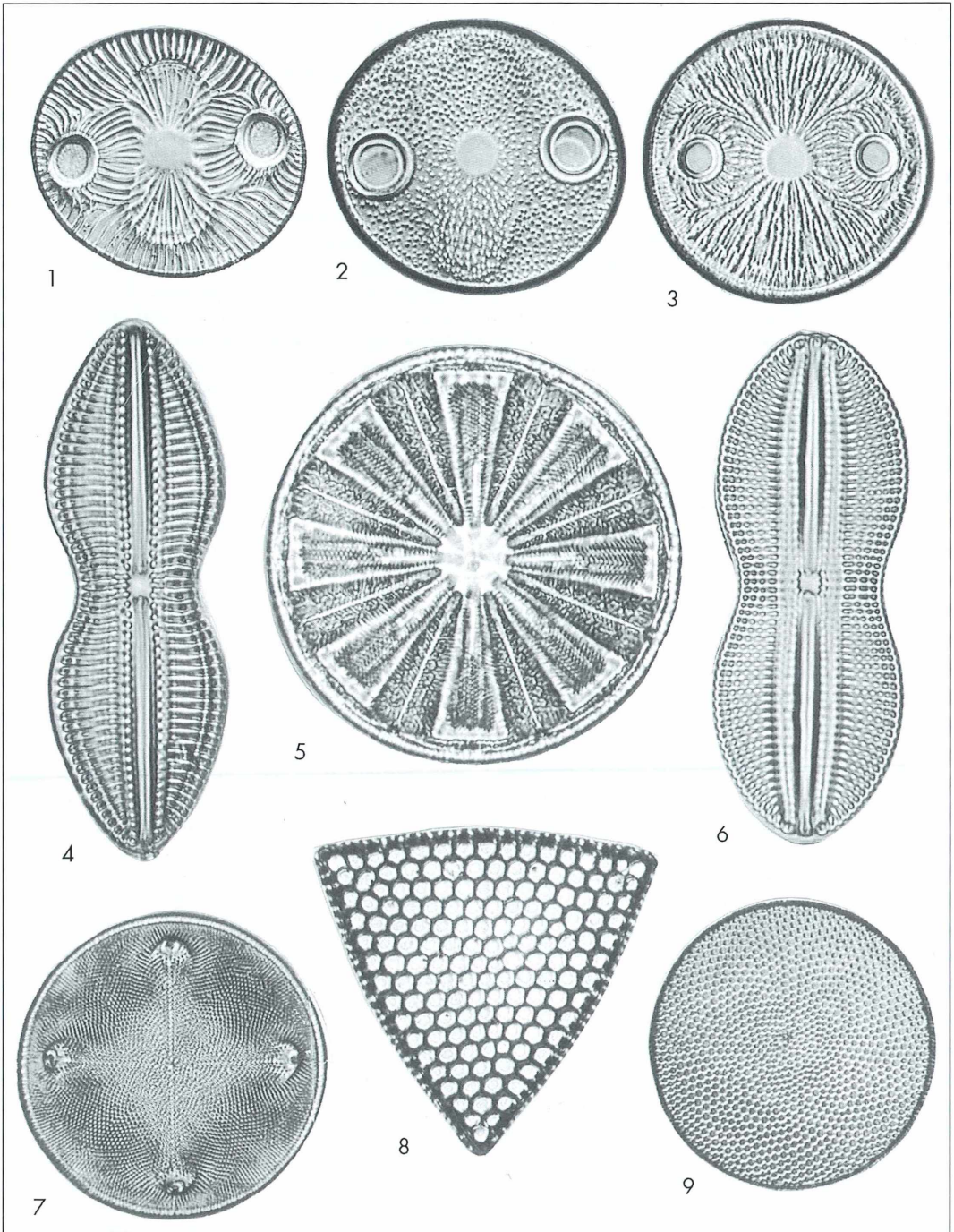
ebenfalls im Obereozän weltweit sehr häufigen Art. Das Vorkommen wird ins untere Miozän gestellt.

Spanien

Bekannte Fundstellen in Spanien (Andalusien) sind Moron und Montemajor in der Provinz Sevilla. Sei wurden bereits im 19. Jahrhundert bearbeitet. Mehrere Vorkommen gibt es im Dreieck Cordoba – Ecija – Puente Genil. Bei Lucena und Cabra in der Provinz Cordoba ist der Cabra-Mergel aufgeschlossen. Eine reiche Diatomeen-Flora lieferte der Fundpunkt Porcuña in der Provinz Jaen. Es handelt sich bei allen Fundpunkten um mehr oder weniger reine untermiozäne Diatomite und Mergel, in denen auch Silicoflagellaten und bis auf Lucena viele Radiolarien vorkommen. Die diatomeenreichen Sedimente von Muro südlich von La Puebla auf der Insel Mallorca sind etwa gleich alt. Hier ist unter anderem *Craspedodiscus coscinodiscus* recht häufig.

Italien

In Italien gibt es im Piemont sowie in der Gegend von Forli und Bologna einige wenig bekannte Vorkommen, die ins Mittelmiozän (Torton nach Tortona im Piemont) gestellt werden.



Eine wahre Fundgrube für Plankton-Diatomeen, Silicoflagellaten und vor allem Radiolarien ist die Provinz Girgenti auf Sizilien. Hier gibt es mehrere Orte, in deren Nähe Diatomite und kieselige Mergel aufgeschlossen sind und in denen man auch viele Foraminiferen und Ostracoden findet. Die bekanntesten liegen in der Nähe der Straße von Agrigento nach Enna. Die Radiolarien der Tripoli von Grotte wurden bereits 1879 von Stöhr bearbeitet. Nördlich von Grotte liegen Racalmuto, Caltanissetta und Santa Caterina Villarmosa. Diese Aufschlüsse stehen in Zusammenhang mit der Schwefelgewinnung in dieser Gegend. Ein weiterer oft erwähnter Fundort ist Licata an der Küste östlich von Agrigento. Es handelt sich bei allen Vorkommen um Ablagerungen des höheren Miozäns (Messiniano). Ähnliche miozäne Ablagerungen sind von der algerischen Küste bei Oran und Mostagamen, von Malta und der griechischen Insel Zante bekannt. Man findet die Präparate in vielen älteren Sammlungen (zum Beispiel Tempere und Pragallo).

Österreich

Ablagerungen des neogenen Meeres sind in Österreich weit verbreitet. Nach der geologischen Karte des Landes sind von einer Gesamtfläche von 83.850 km² etwa 21.150 km² damit bedeckt. Während des Aufbaues von Wien und anderer Städte in der zweiten Hälfte des 19. Jahrhunderts wurden zahlreiche Ton- und Schottergruben ausgehoben, die wegen ihrer faziellen Gliederung und reichen Fossilführung sehr frühzeitig das Interesse der Geologen und Paläontologen und hier besonders der Mikropaläontologen auf sich gelenkt haben. Eine Reihe von Stufenamen, die von österreichischen Forschern erstmals aufgestellt wurden, finden heute für die Gliederung jungtertiärer Schichten internationalen Verwendung: Neogen (M. Hörnes, 1856), Sarmat (E. Suess, 1866),

Pannon (E. Roth von Telgd, 1879), Vibdobon (C. Deperet, 1859). Es muss deshalb verwundern, dass diatomeenführende Schichten im heutigen Österreich sehr spät entdeckt wurden. Das liegt hauptsächlich daran, dass es sich im Wiener Becken bis auf den Fundort Limberg nicht um reine Diatomite, sondern um diatomeenführende Tone und Mergel handelt, deren prozentualer Anteil an kieseligen Organismen sehr niedrig ist.

Die nachfolgend genannten Ziegelei- und Tongruben standen in den 60er und 70er Jahren noch im Abbau. Es kann jedoch sein, dass sie inzwischen aufgelassen oder zu Müllkippen umfunktioniert wurden. Das müsste überprüft werden.

Die in der Ziegelei Ernstbrunn/Niederösterreich abgebauten Tonmergel gehören zur Waschbergzone. In den hangenden schieferigen Mergeln kommen viele Kieselorganismen vor (Äquivalente der ins Burdigal gestellten Eggenburger Serie). Aufgrund der Silicoflagellaten kann jedoch mit Sicherheit gesagt werden, dass sie stratigraphisch unter dem nachfolgend beschriebenen Diatomit von Limberg liegen (Bachmann und Papp, 1968). Die Diatomeenflora dieser Schichten ist rein marin und artenreich.

In Limberg bei Maissau/Niederösterreich wird dünngeschichtete helle Kieselerde im Tagebau gewonnen. Diese Schichten werden ins Helvet gestellt und sind ein Äquivalent zur Luschtizer Serie. Die Fossilführung (Diatomeen und Silicoflagellaten) ist stellenweise sehr reich (Stradner, 1956). Der relativ harte Diatomit lässt sich schwer aufbereiten und reinigen.

Der Mergel von Altruppersdorf/Niederösterreich ist die Verbindung mit dem Oberhelvet der Laaer Serie (= karpatische Formation). Er enthält viele kieselige Organismen. Die Silicoflagellaten dieses Fundpunktes wurden von Bachmann und Papp 1968 bearbeitet. Auch in anderen helvetischen Tonen und Mergeln kommen zahlreiche Kieselorganismen vor, über deren Bearbeitung wenig bekannt ist.

◀ **Abb. 1:** Diatomeen aus dem Neogen Europas (Achromat 40×/0,65, Projektiv 8×). 1 *Auliscus caelatus* (Saint-Laurent-la-Vernede/Frankreich), 2 *Auliscus punctatus* (Frättingsdorf/Nd.-Österreich), 3 *Auliscus pruinosis* (Saint-Laurent-la-Vernede/Frankreich), 4 *Diploneis crabro* (Szakal/Ungarn), 5 *Actinoptychus splendens* (Bory/Ungarn), 6 *Diploneis didyma* (Szent Peter/Ungarn), 7 *Aulacodiscus kittoni* (Ameis/Nd.-Österreich), 8 *Triceratium robertsonianum* (Frättingsdorf/Nd.-Österreich), 9 *Coscinodiscus spec.* (Caltanissetta/Sizilien). Beschreibung der Fundorte im Text.

Im Miozän kam es zum Einbruch des Alpen-Karpatenbogens und damit zur eigentlichen Bildung des Inneralpinen Wiener Beckens, dem eine direkte Verbindung nach Westeuropa fehlt, das aber Verbindungen nach Süden und Norden hat. In dieser Zeit, die man früher als Torton (nach Tortona in Oberitalien) bezeichnete, brandete ein von reichem Tierleben erfülltes Meer am Alpenostrand. In den tieferen Schichten dieses Meeres lagerten sich Tone und Mergel ab, die reich an Mikrofossilien sind. Sie werden nach dem klassischen Fundort bei Baden als Badenin bezeichnet und sind vor allem für die Entwicklung der Foraminiferenkunde von großer Bedeutung gewesen. Viele der hier vorkommenden Foraminiferen, Radiolarien und Diatomeen leben heute noch im Mittelmeer.

Während in dem berühmten Badener Tegel von Sooss bei Baden viele Foraminiferen, Ostracoden und andere kalkige Mikrofossilien, jedoch keine kieseligen Organismen vorkommen, ist die Situation an anderen Stellen viel günstiger. In Frättingsdorf, 20 km NW von Mistelbach/Niederösterreich, wird (oder wurde?) in einer großen Ziegelei graugrüner kompakter Ton (= Badener Tegel) abgebaut, der besonders in seinem basalen Lagen reich an kieseligen Organismen ist. Er gehört ebenso wie der im benachbarten Ameis in der Ziegelei Fundulus und in Ernsdorf abgebaute Ton zur unteren Lagenidenzone der Badener Serie, während der erwähnte Tegel in der Ziegelei Sooss bei Baden zur oberen Lagenidenzone gehört. Die Tone von Frättingsdorf, Ameis und Ernsdorf enthalten neben Diatomeen zahlreiche Foraminiferen, Radiolarien, Silicoflagellaten, Hystrichophären und Kalkflagellaten, die von Bachmann, Papp und Stradner (1963) beschrieben worden sind. Die von Bachmann (1963) vorgenommene erste Bearbeitung einer Radiolarienfauna aus dem Wiener Becken war eine wesentliche Bereicherung der ohnehin sehr spärlichen Radiolarienliteratur.

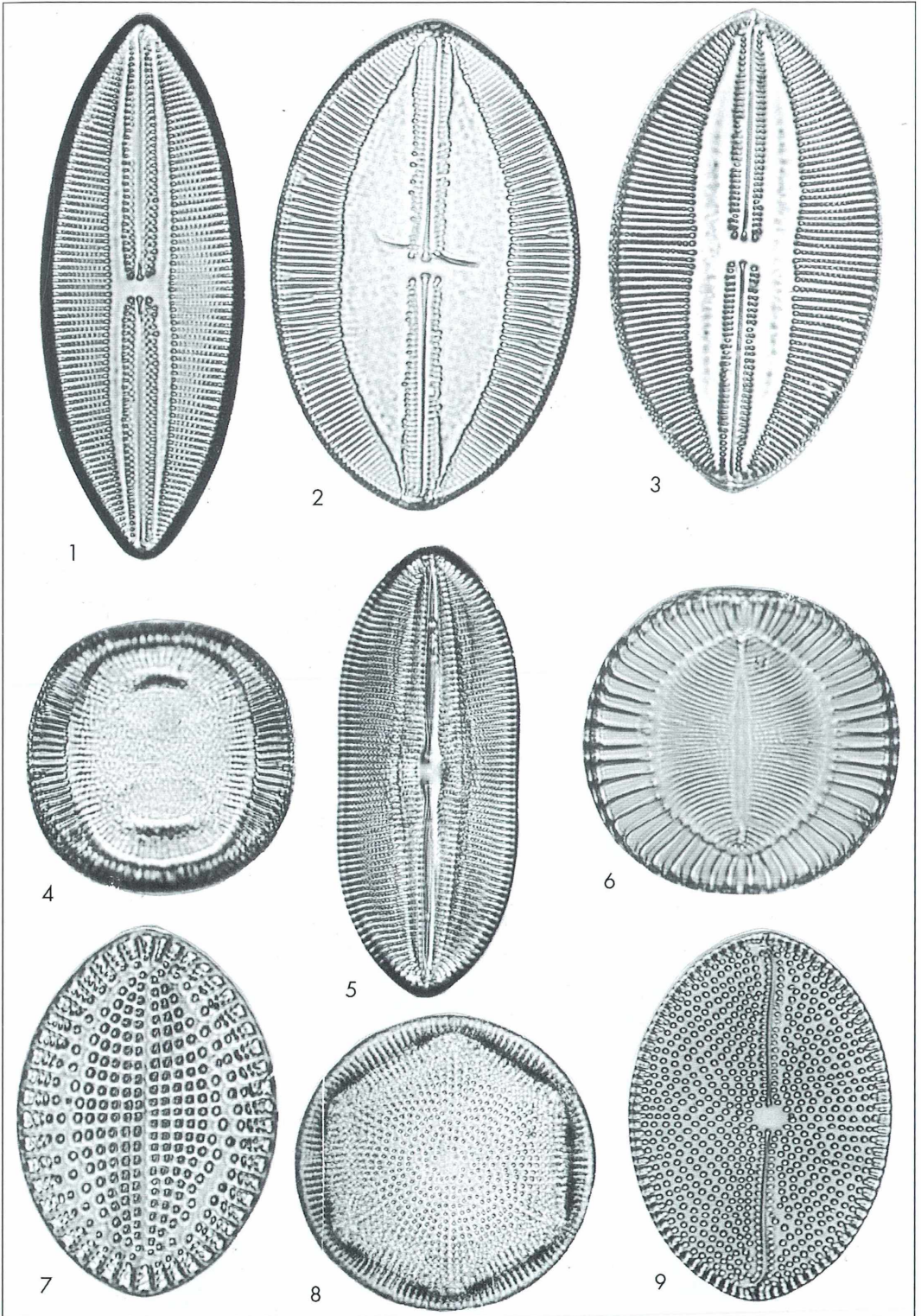
Bei früheren mikropaläontologischen Untersuchungen des Tegels aus der Ziegelei Schreiner in Walbersdorf/Burgenland wurde bereits ein geringer Gehalt an Radiolarien festgestellt. Es stand also zu erwarten, dass in dieser Gegend weitere Schichten mit Kieselorganismen zu finden seien. Das gelang Bachmann 1965. Er schrieb 1971 die Silicoflagellaten eines auch diatomeenhaltigen Vorkommens bei Walbersdorf, das zu dem höchsten in Österreich bekannt gewordenen Marin gehört und an das Obertorton, Untersarmat und Messiniano der benachbarten Länder anklängt.

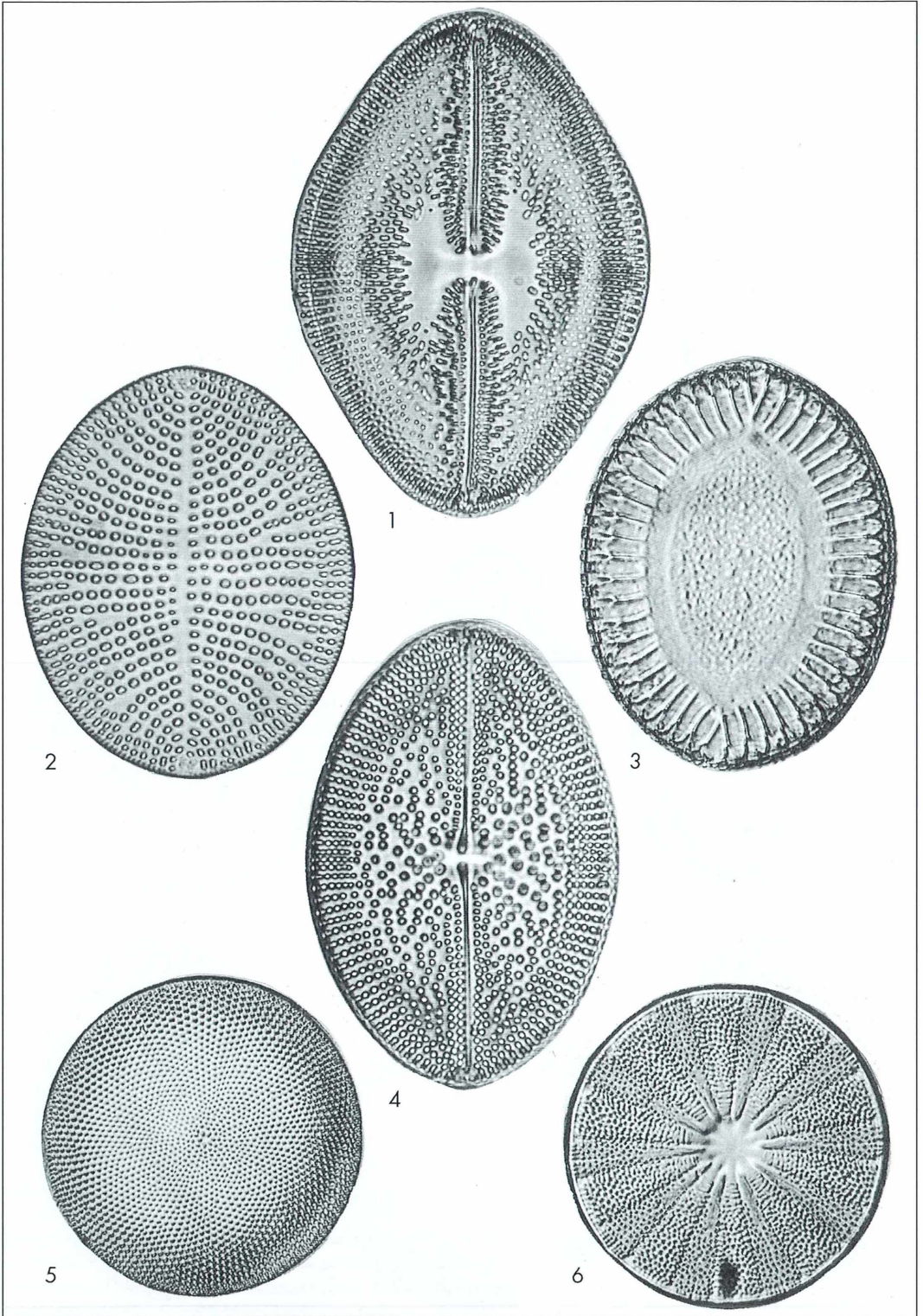
Im oberen Miozän zog sich das Meer allmählich zurück. Es kam zu einer vorübergehenden Verkleinerung der Meeresoberfläche und zu einem von den Weltmeeren abgeschnittenen Binnenmeer. Das hatte nicht nur Auswirkungen auf das Klima, sondern führt auch zu einer Verbrackung. Die Senkung des Salzgehaltes wirkte sich auch auf die Foraminiferen, Radiolarien, Diatomeen und Silicoflagellaten aus. Einzelne Arten bildeten Kümmerformen oder starben aus, bei anderen, die sich besser anpassen konnten, kam es zu einer optimalen Entwicklung. Die Artenarmut, verbunden mit einer Individuenfülle ist charakteristisch für diese als Sarmat bezeichnete Stufe des oberen Miozäns (nach der römischen Provinz im Norden des Schwarzen Meeres). Sarmatische Ablagerungen sind in Niederösterreich der Atzgersdorfer Stein, der Nußdorfer und Hernalser Tegel und viele andere mit reicher Fossilführung, zum Beispiel mit Foraminiferen, jedoch nicht mit Diatomeen und anderen Kieselorganismen. Das ist jedoch in Ungarn der Fall.

Ungarn

Die ersten fossilen Diatomeen aus Ungarn hat Ch. G. Ehrenberg 1837 nachgewiesen und 1854 in seiner *Mikrogeologie* auf Tafel VIII abgebildet. Das Material hatte er von einem Professor

Abb. 2: Diatomeen aus dem Neogen Europas (Achromat 40×/0,65, Projektiv 8×). 1 *Navicula lyra* (Nagy-Kürtös/Ungarn), 2 *Navicula hennedyi* (Frättingsdorf/Nd.-Österreich), 3 *Navicula lyra* (Bory/Ungarn), 4 *Campylodiscus eulensteini* (Nagy-Kürtös/Ungarn), 5 *Diploneis smithi* (Frättingsdorf/Nd.-Österreich), 6 *Campylodiscus imperialis* (Frättingsdorf/Nd.-Österreich), 7 *Cocconeis scutellum* (Bory/Ungarn), 8 *Aulacodiscus spec.* (Bory/Ungarn), 9 *Mastogloia splendida* (Kekkö/Ungarn). Beschreibung der Fundorte im Text.





Zipser in Neusohl, dem ersten Entdecker ungarischer Diatomite. Im Jahre 1867 hat J. Neupauer in den Schriften der ungarischen Akademie auf drei Tafeln 79 Diatomeen aus fossilen Vorkommen in Ungarn abgebildet. Dieses Material stammte größtenteils von einem Professor Josef von Szabo, der in den verschiedensten Gegenden Ungarns diatomeenführende Gesteine gesammelt hat. 1873 erschien K. Wissingers Arbeit über die *Bacillarienerde von Moscar*. 1872 hatte bereits J. Schaarschmidt über fossile Diatomeen aus Ungarn berichtet. Auch der beste Kenner der Diatomeen dieser Zeit, A. Grunow, hat 1882 auf zwei Tafeln fossile Diatomeen aus Ungarn abgebildet. Die umfangreichste und beste Arbeit über die ungarischen Diatomeenvorkommen ist die Monographie von Josef Pantocsek (1903–1905), Direktor des ungarischen Staatskrankenhauses in Pozsoni, der in drei Bänden 1626 Diatomeen auf 102 Tafeln abgebildet und beschrieben hat. Davon sind allerdings 208 von russischen Fundpunkten im Wolgagebiet. Pantocsek beschreibt eine große Zahl von Diatomiten, Mergeln und Tonen, die zum Teil nicht mehr auffindbar sind. Weil die Geschichte der Diatomeenforschung wenig bekannt ist, bin ich hier etwas ausführlicher darauf eingegangen, zumal die Bearbeitung der ungarischen Diatomeen ebenso wie der russischen viel früher begonnen hat als die der meisten anderen fossilen Fundorte.

Zu den artenreichsten Vorkommen gehören die Mergel von Szt. Peter im Comitate Neograd und von Bory im Comitate Hont, deren rein marine Diatomeenflora wahrscheinlich ins höhere Torton gestellt werden muss. Beide Vorkommen enthalten auch viele Silicoflagellaten aus der Gattung *Dictyocha*. Andere Diatomite sind wahrscheinlich jünger und gehören ins Sarmat. Der von Hidas ist artenreich (*Coscinodiscus* und viele pennate Diatomeen). Er enthält viele Silicoflagellaten der Gattung *Dictyocha*. Das kann auch von Pecsvarad gesagt werden. Andere Vorkommen sind Also-Észtergaly, Elesd, Kekkő, Karand, Nagy Kürtös und Szakal, von denen ich aber keine Präparate in meiner Sammlung habe.

Der Diatomit von Szurdokpüspöki am Matragebirge wurde von dem bereits genannten Professor Josef von Szabo entdeckt und zuerst von Pantocsek bearbeitet. Später hat der französische Diatomist E. Chenevière (1934) diesen Fundpunkt beschrieben und einige Diatomeen auf zwei Tafeln abgebildet, darunter *Entogonia amabilis*, *E. venulosa* und *Trinacria pileolus*, typische alttertiäre Arten zusammen mit einer ganzen Reihe von hoch marinen Diatomeen.

Die mir vorliegenden Proben enthalten jedoch Brackwasserfloren mit zum Teil hohem Gehalt an *Surirella striatula*. Das lässt erkennen, dass der Salzgehalt des Wassers überwiegend niedrig war und diese Schicht ins Sarmat zu stellen ist. Das gilt auch für den bituminösen Mergelschiefer von Dolje in Kroatien, der ebenfalls Brackwasserdiatomeen enthält. Die unterschiedliche Zusammensetzung der Diatomeenfloren kann vielleicht damit erklärt werden, dass die Proben von Chenevière aus tieferen Schichten stammen, bei deren Ablagerung die Salinität des Wassers höher war.

Rumänien

Aus Rumänien sind in den 60er Jahren diatomeenführende Ablagerungen bekannt geworden, die ins höhere Miozän, wahrscheinlich ins obere Torton oder untere Sarmat gestellt werden müssen. Adamclisi in der Region Vilcea lieferte einen schwer aufzubereitenden Diatomit, der große pennate Diatomeen, aber keine Silicoflagellaten und keine Radiolarien enthält. Der Diatomit von Pausesti Otasau, Depress. Getique enthält überwiegend *Coscinodiscus*, Silicoflagellaten der Gattung *Cannopilus* und *Paradictyocha* und gehört wohl zum Obertorton/Untersarmat. Das gilt auch für den Diatomit von Baile Govora/Depress. Getique. Im Diatomit von Predal Sarari konnte ich nur eine artenarme Diatomeenflora nachweisen, überwiegend mit *Coscinodiscus* und *Actinocyclus*, jedoch ohne Silicoflagellaten. Meine Proben stammen aus der Sammlung Bachmann.

◀ **Abb. 3:** Diatomeen aus dem Neogen Europas (Achromat 40×/0,65, Projektiv 8×). 1 *Navicula praetexta* (Frättingsdorf/Nd.-Österreich), 2 *Cocconeis spec.* (Dolje/Kroatien), 3 *Surirella fastuosa* (Szent Peter/Ungarn), 4 *Navicula praetexta* (Saint-Laurent-la-Vernède/Frankreich), 5 *Coscinodiscus oculus iridis* (Grotte/Sizilien), 6 *Actinoptychus splendens* (Ameis/Nd.-Österreich). Beschreibung der Fundorte im Text.

Literaturhinweise

- Benda, L.: Diatomeen aus dem Eozän Norddeutschlands. *Paläont. Zeitschrift* 39, 165–187 (1965).
- Benda, L.: The Diatoms of the Moler Formation of Denmark. Beiheft zur *Nova Hedwigia* 39, 251–266 (1972).
- Bachmann, A.: Silicoflagellaten aus dem oberen Badenian von Walbersdorf, Burgenland. Sitzungsber. der Österr. Akad. d. Wissensch. In Kommission bei: Springer-Verlag, Wien 1971.
- Bachmann, A., Papp, A., Stradner, H.: Mikropaläontologische Studien im „Badener Tegel“ von Frättingsdorf, NÖ. *Mitt. Geol. Ges. Wien*, Heft 1 (1963).
- Bachmann, A., Papp, A.: Vorkommen und Verbreitung der Silicoflagellaten im Neogen Österreichs. *Giorn. Geol. (2) fsc. II.*, S. 117–126 (1968).
- Chenevière, E.: Note sur le dépôt de terre à Diatomées fossiles (Miocène supérieur) récemment découvert près de Szurdokpüspöki. *Bull. Soc. Franc. Microsc.* 3, 1934.
- Ehrenberg, Ch. G.: *Mikrogeologie*. Verlag Leopold Voss, Leipzig 1854.
- Göke, G.: Das Vorkommen von Diatomeen im europäischen Paläogen. *Der Aufschluß* 23, 378–385 (1972).
- Göke, G.: Schöne und seltene Diatomeen. 1. Die ältesten fossilen Vorkommen. *Mikrokosmos* 67, 235–240 (1978).
- Göke, G.: Schöne und seltene Diatomeen. 2. Berühmte Fundstellen im Alttertiär Europas. *Mikrokosmos* 67, 272–275 (1978).
- Göke, G.: Schöne und seltene Diatomeen. 3. Die obereozänen Diatomite von Oamaru. *Mikrokosmos* 67, 299–304 (1978).
- Göke, G.: Schöne und seltene Diatomeen. 4. Marine Diatomite in Nordamerika, Haiti, auf Trinidad und Barbados. *Mikrokosmos* 68, 47–53 (1979).
- Göke, G.: Schöne und seltene Diatomeen. 5. Süß- und Brackwasserdiatomeen aus holsteinischen Seen. *Mikrokosmos* 68, 155–159 (1979).
- Göke, G.: Schöne und seltene Diatomeen. 6. Sammelexcursionen am Mittelmeer. *Mikrokosmos* 68, 382–387 (1979).
- Göke, G.: Evolution und Stratigraphie der marinen Diatomeen in Kreide und Paläogen. *Mikrokosmos* 91, 347–358 (2002).
- Grunow, A.: Beiträge zur Kenntnis der fossilen Diatomeen Österreich-Ungarns. *Verh. der zool. bot. Ges. Wien* (1882).
- Lefébure, P.: Diatomées contenues dans le dépôt fossile marine de Saint-Laurent-La-Verne de (Gard). *Bull. Soc. Franc. Microsc.* 4, 1935.
- Pantocsek, J.: Beiträge zur Kenntnis der fossilen Bacillarien Ungarns. 1. Auflage: 3 Bände im Verlag der Buchdruckereien Julius Platzko und C.G. Wiegand 1886, 1889 u. 1893 in Pozsoni/Ungarn. 2. Auflage: Berlin-Pozsoni 1903–1905 (Selbstverlag). Hinweise auf die Sammelergebnisse und Arbeiten von Neupauer (1867), Schaarschmidt (1872) und Wissingner (1873) in diesen drei Bänden.
- Stradner, H.: Über fossile Silicoflagelliden aus dem Tertiär Österreichs. Dissertation Univ. Wien, Paläont. Institut. Wien 1956.
- Stöhr, E.: Die Radiolarienfauna der Tripoli von Grotte, Provinz Girgenti in Sizilien. *Palaeontographica* 26, 71–124 (1879/1880).

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

Buchbesprechung

Dettner, K., Peters, W. (Hrsg.): Lehrbuch der Entomologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2003, 2. Aufl., 936 Seiten, 630 Abbildungen, zahlreiche Tabellen, gebunden, € 69,95, ISBN 3-8274-1102-5.

Nach nur vier Jahren ist jetzt die 2. Auflage des einzigen deutschsprachigen Entomologie-Lehrbuchs erschienen. Dieses sehr umfangreiche Lehrbuch soll zwei Klassiker ersetzen: Den letztmals 1974 aufgelegten *Grundriss der Insektenkunde* und das 1933 erschienene *Lehrbuch der Entomologie*, beide von Hermann Weber. Zum Inhalt: An 25 Kapiteln haben 23 Autoren mitgewirkt. 14 Kapitel widmen sich dem Bau des Insektenkörpers und den Funkti-

onsweisen seiner Organe. Fortpflanzung und Entwicklung, soziale Insekten, medizinische Entomologie, Schädlingsbekämpfung, Ökologie und Tiergeographie sind weitere prominente Themen. Auf circa 150 Seiten werden Systematik und Biodiversität der Insekten beschrieben. Jedes Kapitel schließt mit einem Literaturverzeichnis. Alle Kapitel sind mit Strichzeichnungen und Halbtonabbildungen überwiegend hoher Qualität reich bebildert. Obwohl es sich um ein Vielautorenbuch handelt, konnte wieder ein einheitliches Layout verwirklicht werden. Die Kapitel sind gut untergliedert. Hervorhebung wichtiger Begriffe in Fettdruck erleichtern die Orientierung und Textabschnitte in Kleindruck die Arbeit mit diesem Buch. Alle Kapitel

wurden überarbeitet und aktualisiert. Die Kapitel über das Atemsystem und Hämolymphe/Hämolymphttransport wurden völlig neu bearbeitet. Außerdem wurde ein Kapitel über die Genetik der embryonalen Musterbildung neu aufgenommen. Das Buch verschafft einen Einblick in die faszinierende Vielfalt der Insekten sowie die Mannigfaltigkeit ihrer funktionellen Anpassungen – und hierin liegt seine besondere Stärke. Deshalb werden Studierende der Biowissenschaften, Lehrer und alle, die sich aus beruflichen Gründen oder als Liebhaberentomologen mit Insekten beschäftigen, das vorliegende Buch als Lehrbuch sowie als Fundgrube und Nachschlagewerk schätzen.

Bernd Walz, Potsdam

Tauchfahrt in einen Wassertropfen

Teil 1: Fang eines Wasserflohs

Lutz Hartmann

Immer wenn ich gefragt werde, was ich mir am liebsten mit dem Mikroskop anschau, dann sage ich ohne zu zögern: Natürlich das Wasser. Was soll denn daran so interessant sein? Richtig, das Wasser aus der Wasserleitung ist furchtbar langweilig, wenn man es unter dem Mikroskop betrachtet. Nichts als Wasser, aber so soll es bei sauberem Leitungswasser ja auch sein. Wir wollen nun schauen, wo wir mikroskopisch kleine Wasserlebewesen finden, die wir unter dem Mikroskop betrachten können. Es gibt so viele verschiedene Organismen im Wasser, dass wir uns heute nur einen herausgreifen wollen.

Was wollen wir untersuchen? Eine Ente oder einen Fisch wollen wir nicht mit unserem Mikroskop betrachten, dafür brauchen wir es nicht. Wir suchen Kleinstlebewesen, auch Plankton genannt, die im Wasser schweben. Aber im Teichwasser finden wir auch Tiere, die so klein sind, dass wir Einzelheiten nur mit dem Mikroskop ausmachen können. Manche dieser Lebewesen sind sogar so winzig, dass sie nur aus einer einzigen Zelle bestehen. Und gerade in dieser Welt ist vieles anders, als wir es bisher im Biologieunterricht kennen gelernt haben. Da gab es große Tiere wie Hund, Katze und Maus. Die laufen in der Gegend herum und fressen Pflanzen oder andere Tiere, um sich zu ernähren. Pflanzen sind wieder ganz anders. Bäume zum Beispiel sind fest verwurzelt und laufen nicht herum. Sie gedeihen mithilfe von Licht, Wasser und den Mineralstoffen im Boden.

Beim Plankton ist vieles anders. Tierische und auch pflanzliche Lebewesen schwimmen dort umher. Die tierischen können aber auch fest am Teichboden oder anderen Pflanzen verankert sein. Die kleinen Wasserlebewesen sehen auch völlig anders aus als wir es sonst von der Pflanzen- oder Tierwelt gewohnt sind. Die einzelligen Lebewesen bezeichnet man als Protisten und hat sie, bevor ihre enge Verwandtschaft zu Pflanzen- und Tiergruppen geklärt war, sogar in ein eigenes Einzellerreich eingeordnet.

Wo finden wir interessante Objekte zum Untersuchen?

Diese Frage ist eigentlich leicht zu beantworten. In der Natur finden wir überall im Wasser Lebewesen, mal mehr mal weniger. Das kann eine Pfütze sein, eine mit Regenwasser gefüllte Reifenspur eines Traktors auf dem Feld, eine Regentonne oder aber auch Teiche, Tümpel, Weiher.

Wir wollen zunächst in Teichen, Tümpeln oder Weihern nach Kleinstlebewesen suchen.

Moment! Wo liegt denn da ein Unterschied? Nun, ein Teich wurde künstlich, also von Menschen angelegt. Weiher und Tümpel sind natürliche Kleingewässer, also ohne Zutun des Menschen entstanden. Tümpel unterscheiden sich von den Weihern insofern, als diese zeitweise austrocknen können. Das Tolle an der Sache ist, dass die Lebewesen darin dies sogar überleben können.

Wo nun genau kann man beispielsweise in einem Teich etwas finden?

Besonders die Uferländer sind interessant. Die Pflanzen wachsen vom Ufer ins Wasser hinein und etliche sind auch im flachen Wasser zu finden. Alle Tiere benötigen Pflanzen oder andere Tiere als Nahrung, also wird man sie dort entdecken, wo sich ihre Nahrung befindet.

Pflanzen hingegen benötigen wiederum zum Gedeihen das Sonnenlicht. Dieses durchdringt flaches Wasser natürlich viel besser als das tiefere in der Mitte eines Teiches. So befinden sich also an den Uferändern auch mehr Pflanzen, da hier die Lebensbedingungen am günstigsten sind. Dort werden wir also fündig werden.

Wann kann man Teichwasser untersuchen?

Die schönste Zeit, um Teichlebewesen zu untersuchen, ist das Frühjahr und der Sommer. Sie gibt es zwar das ganze Jahr hindurch, selbst im Winter, jedoch finden wir sie in den wärmeren Jahreszeiten wesentlich häufiger und vielfältiger. Aber gerade deshalb lohnt sich später auch ein Vergleich des Planktons zu den verschiedenen Jahreszeiten.

Wir entnehmen eine Teichwasserprobe

Wir suchen uns nun einen Teich, beispielsweise einen Gartenteich. Dorthin nehmen wir ein verschließbares Kunststoffgefäß oder ein Marmeladenglas mit, das wir mit ein wenig Wasser aus dem Teich füllen, und eine Pinzette. Am Rand eines Teiches findet man fast immer fadenförmige Algen oder Pflanzenteile. Davon ergreifen wir einige mit unserer Pinzette und legen sie in unser Gefäß. Damit haben wir schon unsere erste Probe eingesammelt. Bitte aber immer daran denken, dass wir Lebewesen transportieren. Unsere Teichwasserprobe sollte also nicht zu warm werden. Daher geht es schnell nach Hause an unser Mikroskop, wo wir alles sofort untersuchen wollen. Ein kleiner Tipp. Man kann immer, wenn man unterwegs ist, eine kleine Filmdose mitnehmen. Wenn man dann etwas Interessantes findet, kann man es darin unbeschadet mitnehmen.

Erste Untersuchung

Zunächst entnehmen wir einige Algenfäden und legen sie in eine Petrischale. Das sind diese runden Glas- oder Plastikschalen, die man mit einem Deckel verschließen kann. Wir wollen uns nämlich erst einmal einen Überblick darüber verschaffen, ob wir etwas Interessantes dabei haben. Jetzt betrachten wir unseren Fang

mit einer Lupe oder einem Stereomikroskop. Ich gehe jede Wette ein, dass wir nicht nur allein Wasser mitgenommen haben. Dabei muss man natürlich etwas Geduld haben und die gesamte Probe langsam absuchen. Fast immer wird man einen oder mehrere Wasserflöhe entdecken. Ein Exemplar wollen wir uns mal aus der Nähe ansehen. Vorweg sei schon einmal gesagt, der Wasserfloh ist kein Einzeller und außerdem ist er kein Floh. Das werden wir aber gleich herausfinden.

Leider sind Wasserflöhe sehr schnell, sodass sie sich nicht so leicht fangen lassen. Mit einem Trick geht es aber oft dennoch. Wir bereiten zunächst alles schon für die Untersuchung vor. Wir legen uns einen sauberen Objektträger und ein Deckgläschen bereit. Wenn wir aber unser Deckgläschen einfach auf unseren Wasserfloh legen würden, wäre der vor Erstaunen bestimmt platt. Spaß beiseite, er muss etwas Platz haben. Das geht am besten, indem wir auf das Deckgläschen vorher einen kleinen Ring mit Vaseline auftragen. Der schafft etwas Abstand zum Objektträger und das Wasser kann nicht so schnell verdunsten. Es gibt noch eine andere Möglichkeit, um den Abstand zu unserem Wasserfloh zu vergrößern. Hierzu ergreift man vorsichtig ein Deckgläschen und kratzt mit allen vier Ecken etwas Wachs von einer Kerze ab. Das sieht dann so aus, als ob unser Deckgläschen vier kleine Füße hätte.

Wir fangen einen Wasserfloh

Nun nehmen wir eine Pipette, ziehen den kleinen Gummiball ab und drücken unseren Zeigefinger auf die kleine Öffnung des Glasröhrchens. Jetzt nähern wir uns ganz langsam mit der weiten Öffnung der Pipette dem Wasserfloh. Wenn wir ziemlich nahe dran sind, lösen wir schnell den Zeigefinger. Wasser strömt nun ruckartig in die Pipette und saugt hoffentlich den Wasserfloh mit hinein. Das sollte man vorher einfach mal mit einem ganz normalen Wasserglas üben. Wenn es nicht beim ersten Mal klappt, ist es nicht schlimm. Man probiert es einfach so lange, bis es dann gelingt. Wenn wir den Wasserfloh gefangen haben, halten wir den Zeigefinger wieder auf das dünne Ende der Pipette. Ziehen wir jetzt die Pipette aus dem Wasser, kann das Wasser nicht mehr herauslaufen. Der Wasserfloh wird immer nach oben schwimmen. Zu viel Wasser wollen wir aber

nicht auf unseren Objektträger bringen. Daher lassen wir das untere Wasser ganz vorsichtig aus der Pipette herauslaufen, indem wir den Zeigefinger nur ganz leicht anheben. Natürlich soll der Wasserfloh nicht mit heraus schwimmen. Dann kommt unser Wasserfloh mit etwas Teichwasser auf den Objektträger. Unser Deckgläschen ergreifen wir mit einer Pinzette und decken unsere Probe damit ab.

Der Wasserfloh wird unter dem Mikroskop untersucht

Nun legen wir unseren Objektträger unter das Mikroskop auf den Objektisch. Wir verwenden zunächst das Objektiv mit der geringsten Vergrößerung (z.B. ein 4er oder 5er). Bitte immer an die Grundregel beim Mikroskopieren denken, dass zum Scharfstellen beim Blick durch das Okular das Objektiv vom Objekt wegbewegt wird. Wenn wir es umgekehrt machen, ist die Gefahr, dass wir entweder unser Objektiv oder das Präparat beschädigen, viel zu groß.

Da sehen wir nun unseren Wasserfloh (Abb. 1). Wir werden staunen, wie schnell er sich durch unser Blickfeld bewegt. Mithilfe des Kreuztisches – wenn er uns zur Verfügung steht – kön-

nen wir ihn noch besser verfolgen. Jetzt wissen wir, warum er so heißt, er springt nämlich mithilfe seiner zwei großen Ruderantennen am Kopf so schnell wie ein Floh durchs Wasser. Wir können nun versuchen, sofern erforderlich, ihn etwas in seiner Bewegung einzulegen. Dazu drücken wir mit einer Präpariernadel leicht auf das Deckgläschen, wodurch wir ihn etwas festklemmen. Aber nicht zu stark drücken, denn wir wollen ihn ja beobachten und nicht verletzen.

Schauen wir ihn uns genau an. Wir können, um noch mehr Einzelheiten zu erkennen, auch das nächst stärker vergrößernde Objektiv einschwenken (z.B. das 10er). Jetzt sehen wir, warum der Wasserfloh überhaupt kein Floh ist. Wenn wir ihn nämlich eine gewisse Zeit beobachten, werden wir feststellen, dass er fünf Beinpaare hat. Ein Floh ist ein Insekt und die haben, wir kennen es beispielsweise von den Bienen, drei Beinpaare. Unser Wasserfloh gehört also in Wirklichkeit zu den Krebsen. Wenn wir ihn uns in Ruhe ansehen, können wir auch ein Auge erkennen, den Darm, oder sogar das schlagende Herz. Der Herzschlag ist sehr schell, bis zu 200 Mal pro Minute und mehr schlägt es.

Der Wasserfloh gehört nicht zu den Protisten, denn er ist kein Einzeller, sondern ein Vielzeller.

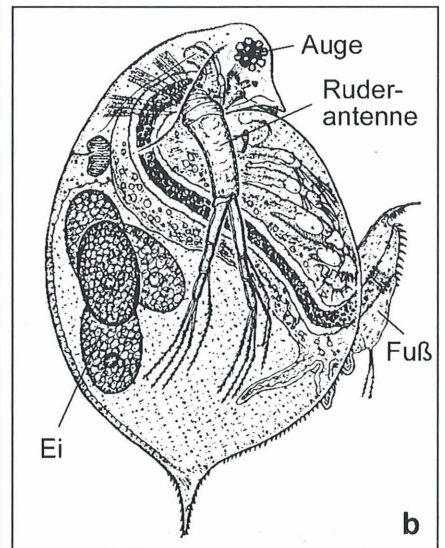
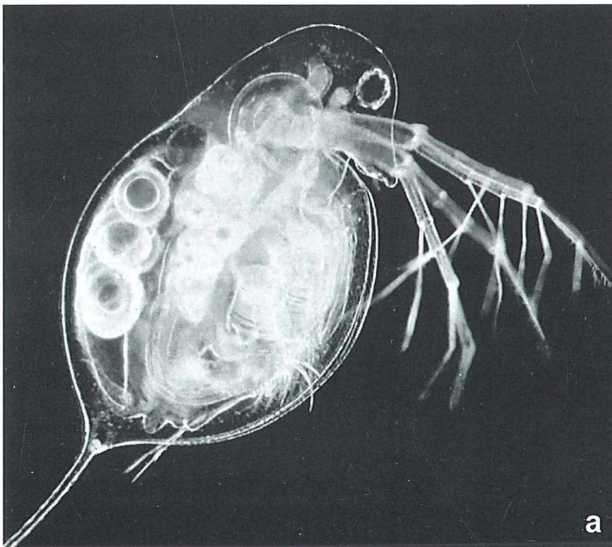


Abb. 1: Der Gemeine Wasserfloh *Daphnia* im Leben (a) und in einer Zeichnung (b) (b aus Streble und Krauter, 2002).

In weiteren Artikeln werden wir uns aber auch noch genauer mit den einzelligen Kleinstlebewesen befassen. Vielleicht konntet ihr auch schon neben dem Wasserfloh weitere Mikrolebewesen wie andere Krebschen, Rädertiere oder (grün gefärbte) Algen erkennen. Dazu muss man sich auch erst etwas in den neuen Lebensraum hineinsehen, also Erfahrungen sammeln. Dies erfordert eine gewisse Ausdauer. Die Untersuchungsmethode ist aber immer ganz ähnlich, wie wir es hier bei unserem Wasserfloh erlebt haben.

Dies sollte also nur ein Anfang gewesen sein und Appetit auf mehr machen!

Wo kann man noch mehr über das Mikroskopieren erfahren?

- Bosch, G.: Expedition Mikroskop. Rowohlt Taschenbuchverlag, Reinbek bei Hamburg 2001.
 Drews, R., Ziemek, H. P.: Kleingewässerkunde. Quelle & Meyer Verlag, Wiesbaden 1995.
 Köthe, R.: Das Mikroskop, Reihe „Was ist was“. Tessloff Verlag, Nürnberg 1994.
 Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2002.
 Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen – Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers, 9. Auflage. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2002.

Verfasser: Lutz Hartmann, Brandtstr. 8, D-13467 Berlin

Buchbesprechungen

Mudrack, K., Kunst, S.: Biologie der Abwasserreinigung, 5. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2003, 205 Seiten, 119 Abbildungen, 18 Tabellen, gebunden, € 49,95, ISBN 3-8274-1427-X.

Seit der ersten Auflage 1985 wurde dieses Handbuch zur Abwasserreinigung stark erweitert und immer wieder auf den aktuellsten Stand gebracht. Der große Wissenszuwachs hat zur Etablierung zahlreicher neuer Methoden geführt, die Eingang in das Buch gefunden haben, wie beispielsweise die Deammonifikation als Technik zur Stickstoffeliminierung, die Anwendung von Biofilmen in der Abwasserreinigung und Anaerobotechnologien. Nach einleitenden Kapiteln zu Abwasser und Klärschlamm und deren Auswirkung auf Gewässer und Boden werden die mikrobiologischen Grundlagen (Stoffwechselprozesse) erörtert, Möglichkeiten von Sammlung und Transport von Abwasser und Regenwasser aufgezeigt, aerobe und anaerobe Verfahren zur Abwasser- und Schlammbehandlung vorgestellt und der Stand und die Entwicklungstendenzen der biologischen Abwasserreinigung erläutert. Zahlreiche Graphiken illustrieren

übersichtlich die Vorgänge und Verfahren; lichtmikroskopische Aufnahmen zeigen Belebtschlammflocken mit ihrer Besiedlung aus Bakterien, Einzellern, Rädertieren und Nematoden. Die Beschreibungen sind detailliert und anwendungsbezogen. Angesprochen werden sowohl Personen, die von der technischen Seite her mit Abwasserreinigung zu tun haben, als auch solche, die sich aus Umweltschutzgründen dafür interessieren. Das Ziel der Autoren, *dem mit der Materie befassten Ingenieur ein Verständnis und Gefühl für biologische Prozesse und dem Naturwissenschaftler für technische Realitäten zu geben*, wird in anschaulicher Weise erreicht.

Renate Radek, Berlin

Alberts, B., Johnson, A., Walter, P., Lewis, J., Raff, M., Roberts, K.: Molekularbiologie der Zelle. WILEY-VCH Verlag, Weinheim 2004, 1.801 Seiten, gebunden, € 109,00, ISBN 3-527-30492-4.

Er wird immer dicker und bunter, der gute alte Alberts et al. von 1983. Vor über 20 Jahren war man eigentlich schon mit dem auf 1.146 Seiten dargebotenen Stoff überfordert, wollte man sich all

das zusammengetragene Wissen verinnerlichen. Heute sind daraus über 1.800 Dünndruck-Seiten geworden, die – kein Zweifel – sicherlich den Wissenszuwachs der letzten Dekaden reflektieren. Das didaktische Konzept sollte im Verlaufe der nunmehr vier Auflagen durch Kolorierung der ehemals schwarz-weißen Grafiken sicherlich verbessert werden. Ob dieses dann durch die Farbenprächtigkeit vieler Abbildungen gelungen ist, sei dahingestellt. Nun möchte ich dieses bedeutsame Lehrbuch der Zellbiologie auf keinen Fall abqualifizieren. Aber zu denken geben sollten meine Bemerkungen schon. Wäre weniger vielleicht doch mehr? Welcher Biologiestudent soll sich allen Ernstes 1.800 Seiten zum Wissensstand eines relativ kleinen Faches – und das ist die Molekulare Zellbiologie nun einmal gemessen an dem überbordenden Facettenreichtum der zahlreichen anderen biologischen Fachdisziplinen – zu eigen machen? Eine Kondensation des Stoffes auf rund 500 Seiten bei einer Konzentration auf die wirklichen Essentials wäre erstrebens- und dankenswert. Sicher, das wäre keine leicht zu bewältigende Aufgabe, aber im Sinne der Nutzer eine sicherlich lohnende!

Thomas Gross, Heidelberg

Mikro-Einsteiger

Durchblick – Einblick

Rudolf Drews

Die Dünnschnitt- und Färbetechnik sind heute weit entwickelt, jedoch für den Hobby-Mikroskopiker recht arbeitsaufwändig, sodass er sich gern käuflicher, fertiger Präparate bedient. Hierdurch ist die Frischpräparation mit der Verwendung von Zusatzflüssigkeiten zur deutlicheren Darstellung von Objektdetails etwas in den Hintergrund getreten. Diese früher allgemein übliche Technik findet jedoch heute noch beispielsweise im Botanischen Praktikum der Universitäten und in der Forschung – wenn auch mit ganz anderen Substanzen und Beobachtungszielen – ihre Anwendung.

In der Durchlicht-Hellfeld-Mikroskopie sind zwei gleichzeitig und gegensätzlich wirkende Objekteigenschaften erwünscht: Transparenz und das Gegenteil davon. Wenn beide verschiedene Bildanteile betreffen, spricht man bekanntlich von Kontrast. Viele mikroskopische Objekte sind insgesamt so kompakt und undurchsichtig, dass man sie für die Durchlichtbeobachtung transparent machen muss.

Undurchsichtigkeit kann zwei Ursachen haben: Lichtabsorption und Lichtbrechung. Zuviel Licht wird absorbiert, wenn das Präparat entweder zu dick oder stark gefärbt ist, Lichtbrechung macht sich an Phasengrenzen (Kontaktstellen von Medien unterschiedlicher Brechzahl) bemerkbar, oft erwünscht (zum Beispiel bei Diatomeenpräparaten), oft störend (zum Beispiel bei Luftpfeifen). Mikroskopische Objekte werden in unterschiedlichem Grad von beiden Kontrast verursachenden Faktoren beeinflusst. Je nach Beobachtungsziel muss man die geeignete Methode wählen, um das Objekt so aufzuhellen, dass Transparenz und Undurchsichtigkeit in einem ausgewogenen Verhältnis zueinander stehen. Grundsätzlich gibt es drei Wege dorthin: 1. Zerstörung oder Veränderung der Licht absorbierenden Substanz (Bleichverfahren), 2. Milderung der Lichtbrechung im Präparat, 3. Herstellen von sehr dünnen Präparaten durch Dünnschnitt oder Dünnschliff. Letzteres wird in diesem Beitrag nicht behandelt.

Chemische Aufhellung/Bleichung

1. Kaliumhydroxid (Ätzkali)

Eine bereits in der Mitte des vorigen Jahrhunderts vielfach angewandte Methode, tierische und pflanzliche Gewebe durch Auflösung plasmatischer Substanzen durchscheinender zu machen, war die Anwendung von Ätzkali. Das Reagens wird durch Auflösen von Kaliumhydroxidplättchen in destilliertem Wasser frisch hergestellt. Gebräuchlich sind 5–35%ige Lösungen. Muskelgewebe wird mit einer 35%igen Lösung mazeriert. Der Vorgang wird mit 50%iger Essigsäure unterbrochen, danach wird mit Wasser nachgewaschen. Zur Untersuchung wird das Objekt in Glycerin zerzupft. Ähnlich wird mit Nerven- und Drüsengewebe verfahren. Die Kalilauge löst die Kittsubstanz zwischen den Zellen auf. Durch Einlegen pflanzlicher Dünnschnitte in 5%ige Kalilauge werden plasmatische Substanzen zerstört, sodass Zellwandstrukturen und Leitbündel besser erkennbar sind. Mit einer 5–10%igen Lauge werden chitinhaltige Objekte (Insekten) aufgehellt, indem man sie mehrere Tage in einem geschlossenen Gefäß mit Lauge liegen lässt. Der Aufhellungsprozess kann durch Wärme beschleunigt werden. Beim Aufkochen muss man wegen Siedeverzugs Vorsicht walten lassen. Ein zugefügtes Stückchen Holz verhindert diesen. Nach der Aufhellung wird das Objekt in 5%iger Essigsäure nachgewaschen. Nach mehrfachem Wasserwechsel (aqua dest.) überführt man das

Objekt nach verkürzter Alkoholreihe (30%, 50%, 70%, 90%, absolut) für mindestens einen Tag in Terpeneol oder Kreosot, bevor man in Harz einbettet.

2. Säuren

Zum Mazerieren von Muskel- und Nervengewebe und zur besseren Sichtbarmachung der Elemente können verdünnte Salpetersäure oder Essigsäure verwendet werden (Abb. 1a–d). Die Gewebe quellen und werden durchscheinender, Zellkerne dagegen nicht. Mit Milch- oder Pikrinsäure werden störende Kalkbestandteile aufgelöst. Milchsäure dient zudem zum Aufhellen und Strecken von kleinen Arthropoden (Milben). Die Objekte liegen zuvor in 70%igem Alkohol. Erwärmen in Milchsäure entfernt undurchsichtige Weichteile von Totalpräparaten. Bei Verwendung milchsäurehaltiger Einbettungsmittel (zum Beispiel Polyvinyl-Laktophenol) muss man deren aufhellende Ne-

benwirkung beachten (Abb. 2). Auch andere Einbettungsmittel wirken aufhellend (zum Beispiel Hoyers Gemisch).

Hoyers Gemisch: 50 ml aqua dest., 30 g Gummi arabicum (Pulver), 200 g Chloralhydrat, 20 ml Glycerin. Nach dem Auflösen der Substanzen durch feines Tuch filtrieren. Das Präparat muss mit einem Lackring abgeschlossen werden.

3. Chlordioxid-Essigsäure-Lösung (Diaphanol)

Die im Fachhandel käufliche Flüssigkeit zerstört Pigmente und Farbstoffe. Da sie Schleimhaut reizend ist, muss man mit ihr vorsichtig umgehen. Das Objekt gelangt aus 65%igem Alkohol in die Bleichlösung und aus dieser zum Auswaschen zurück in den Alkohol.

4. Kaliumhypochlorit-Lösung (Eau de Javelle)

Das fertig käufliche Reagens wird in der botanischen Histologie angewendet. Es zerstört

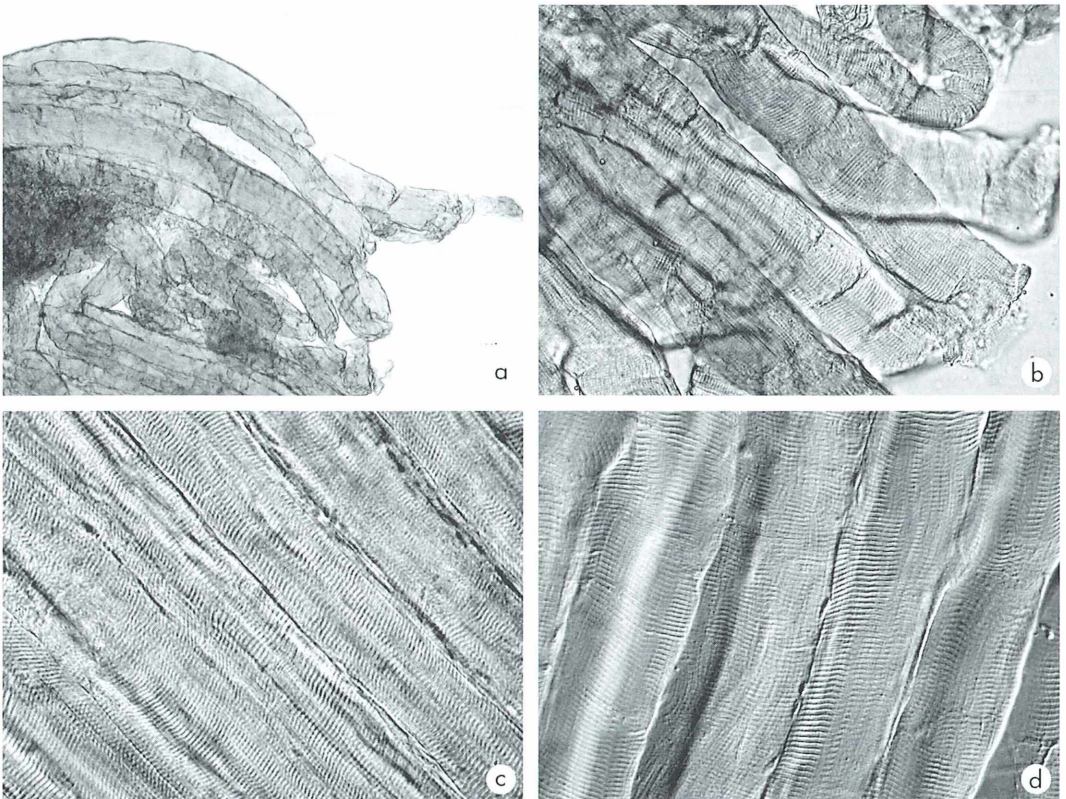


Abb. 1: Muskelfasern (Wildschwein). a und b in Wasser zerzupft und gequetscht, c und d in 40%iger Essigsäure zerzupft und gequetscht, d Differential-Interferenzkontrast, Vergr. 250fach.

plasmatische Bestandteile (außer Stärke) und lässt nur die Zellwände stehen. Ausgewaschen wird mit essigsäurem Wasser und anschließend mit destilliertem Wasser.

5. Methylbenzoat

Chitinteile von Insekten werden aufgehellt. Das Objekt wird aus 95%igem Alkohol in Methylbenzoat gebracht, von dort nach genügender Aufhellung direkt in Harz.

6. Chloralhydrat

Chloralhydrat ist eine leicht wasserlösliche kristalline Substanz. Als wässrige Lösung, die man dem Objekt zutropft, wird es vielfach in



Abb. 2: Mückenlarve, eingebettet in Hoyers Gemisch.

der botanischen Histologie verwendet, um Zellwände, Leitbündel oder kristalline Einschlüsse darzustellen (Abb. 3a–c). Chloralhydrat löst und verquillt den Zellinhalt und entfärbt Chloroplasten. Eine kräftig wirkende Lösung besteht aus fünf Teilen Chloralhydrat und zwei Teilen Wasser.

Physikalische Aufhellung

Zur Verringerung der Lichtbrechungsdivergenz zwischen Objekt und Medium sind schon seit der Mitte des 19. Jahrhunderts verschiedene Flüssigkeiten in Gebrauch. So dient auch heute noch Alkohol dazu, trockene Präparate vorübergehend durchsichtig zu machen. Glycerin ist als aufhellende Flüssigkeit für wasserhaltige Objekte schon lange bekannt, ebenso Terpeninöl und Anisöl für wasserfreie. Nelkenöl und Kreosot sind sowohl für wasserfreie als auch für wasserhaltige Objekte verwendbar. Tierische angefärbte Totalpräparate werden aus 96%igem Alkohol in Nelkenöl und von dort in Harz überführt.

Die physikalische Aufhellung beruht auf der Durchtränkung des Gegenstandes mit dem Medium, wodurch der Brechungsindex des Objekts sich dem des Mediums nähert. Julius Vogel (1879) schreibt dazu: *Je nach der lichtbrechenden Kraft der Zusatzflüssigkeit ist ihre aufhellende Wirkung eine verschiedene. Je näher dieser Brechungskoeffizient der Flüssigkeit mit dem des zu untersuchenden Gegen-*

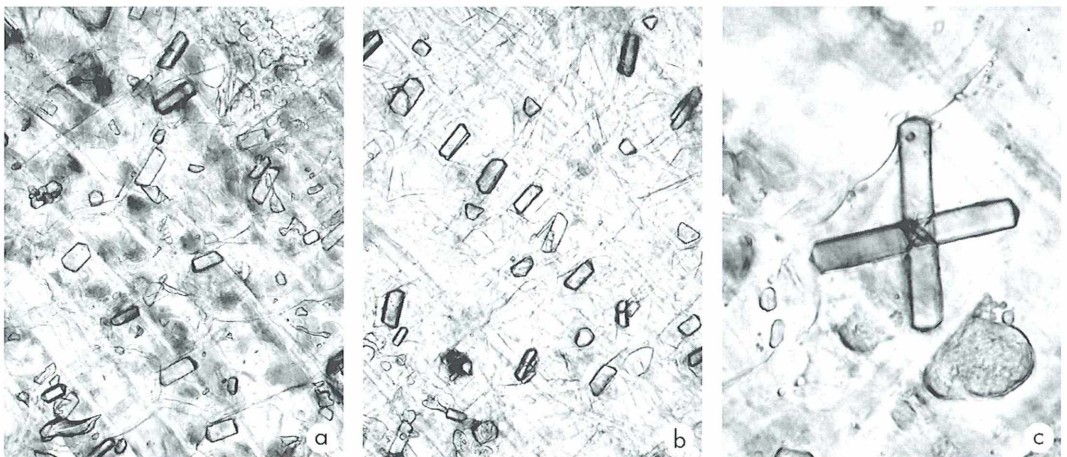


Abb. 3: Trockene Zwiebelschuppe mit Kalziumoxalat-Kristallen. a in Wasser erwärmt, b in Chloralhydrat erwärmt, c Zwillingskristall (Kalziumoxalat), Vergr. 480fach.

standes übereinkommt, umso heller und durchsichtiger erscheint letzterer Man hat es daher in seiner Macht, durch verschiedene Zusatzflüssigkeiten den Gegenstand mehr oder weniger durchsichtig zu machen, ja bei zusammengesetzten Gegenständen einzelne Bestandteile ganz für das Auge verschwinden zu lassen. Geeignete Einbettungsmittel heben den Hell-Dunkel-Kontrast eines mikroskopischen Objekts weitgehend auf, sodass im Falle einer Anfärbung die Farben besonders leuchtend in Erscheinung treten. Die Abstimmung des Einschlussmittels mit dem Objekt – das heißt Berücksichtigung des Brechungsindex, der Säurezahl (manche Farbstoffe bleichen aus) und der aufhellenden Wirkung des Einbettungsmittels selbst (z.B. Glycerin, Glycerinlaktophenol) – entscheidet mit über die Qualität des Präparates. Die Brechungsindizes der Einschlussmittel sind in den mikroskopischen Arbeitsbüchern aufgelistet oder auf den Verpackungen der Substanzen angegeben. Da die Brechzahlen der Objekte aber oft nicht bekannt sind, kommt es letztlich auf den Versuch an, welches Einschlussmittel das beste Ergebnis erzielt.

Literaturhinweise

- Adam, H., Czihak, G.: Arbeitsmethoden der makroskopischen und mikroskopischen Anatomie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1964.
- Dippel, L.: Das Mikroskop und seine Anwendung. Fr. Vieweg und Sohn, Braunschweig 1867.
- Frey, H.: Das Mikroskop und die Mikroskopische Technik. Verlag von Wilhelm Engelmann, Leipzig 1873.
- Hager, H., Mez, C.: Das Mikroskop und seine Anwendung. Verlag von Julius Springer, Berlin 1908.
- Hrauda, G.: Einschlussmittel im Vergleich. Mikrokosmos 79, 183–186 (1990).
- Nultsch, W., Grahl, A.: Mikroskopisch-Botanisches Praktikum für Anfänger. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1971.
- Schlüter, W.: Mikroskopie für Lehrer und Naturfreunde. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1955.
- Stehli, G.: Mikroskopie für Jedermann. Frankh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1955.
- Vogel, J.: Das Mikroskop. Denicke's Verlag, Berlin 1879.

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

Nachrichten

10. Internationale Mikroskopie-Tage vom 5.–7.11.2004 in Hagen

Hiermit möchten wir herzlich zu den 10. Internationalen Mikroskopie-Tagen vom 5.–7.11.2004 in Hagen einladen. Wir freuen uns, dass es wieder gelungen ist, namhafte Referenten – auch mit internationalem Format – zu gewinnen. Das Programm kann im Internet unter www.mikroskopie-hagen.de eingesehen oder von den Veranstaltern angefordert werden. Unsere Veranstaltung entsprang vor circa 18 Jahren der Idee, Mikroskopiker unabhängig von ihrem Fachgebiet alle zwei Jahre einzuladen, um ihnen im Umgang mit dem Mikroskop und seinen Nebenapparaten sowohl Grundlagen als auch neueste Entwicklungen auf dem Gebiet der Mikroskopie näher zu bringen. Zwischenzeitlich haben wir den Themenrahmen um präparative Methoden der Planktologie und verwandte Gebiete erweitert. Die ständig gestiegenen Teilnehmerzahlen und die positive Resonanz bei den bereits zurückliegenden Tagungen sprachen bisher für unser Konzept. Wie seit vielen Jahren findet die Veranstaltung im Stadtzentrum Hagen im Saal und Foyer der Südwestfälischen Industrie- und Handelskammer statt. Der Tagungsort ist vom Hauptbahnhof aus in wenigen Minuten zu erreichen. Alle öffentlichen Verkehrsmittel halten in unmittelbarer Nähe der Handelskammer.

Die Tagungsgebühr liegt weit unter dem üblichen Standard vergleichbarer Tagungen: Einerseits möchten wir nur die Kostendeckung erreichen, was die Gemeinnützigkeit unserer naturwissenschaftlichen Vereinigung unterstreicht, andererseits möchten wir ernsthaften außerberuflichen Mikroskopikern ermöglichen, unsere Veranstaltung mit vertretbarem Kostenaufwand besuchen zu können. Die Wochenendlage der Veranstaltung ist ebenfalls eine Konzession an diesen Teilnehmerkreis und schreckt hoffentlich den Berufsmikroskopiker nicht ab. Alle Teilnehmer erhalten eine umfangreiche Tagungsmappe mit Informationen und den Beiträgen der Referenten. Der Ausklang der Veranstaltungstage in geselliger Runde gehört zu den von den bisherigen Teilnehmern geschätzten Programmpunkten, da sich hierbei immer Möglichkeiten persönlicher Kontaktaufnahme ergeben und man über manches Problem fachsimpeln kann. Die Veranstalter hoffen, Sie (wieder einmal) neugierig gemacht zu haben und freuen sich auf gemeinsame Stunden mit Ihnen.

Jürgen Stahlschmidt,
Naturwissenschaftliche Vereinigung Hagen e.V.

Projekttag 2004 – Tauchfahrt in den Mikrokosmos in der Katholischen Schule Salvator Berlin

Zu den diesjährigen Projekttagen am 22. und 23.4.2004 an der Grundschule unserer Tochter hatte ich angeregt, auch die Mikroskopie in das Geschehen einzubeziehen, was gern angenommen wurde. Anvisierte Zielgruppe waren bei unserem Projekt die Schüler/innen der 6. Klassenstufe.

Die Vorbereitungen liefen bereits Wochen vorher an. Der Biologiebereich unterstützte mich insofern, als dass den Kindern innerhalb des Unterrichts schon der Umgang mit den Mikroskopen näher gebracht wurde. So wurde bereits vorab die Technik erläutert und anschließend auch erklärend mikroskopiert. Dabei zeigte sich bereits, dass alle mit Freude bei der Sache waren.

Am ersten Projekttag stellte ich fünf Forscherteams jeweils mit zwei Schüler/innen zusammen.

Zielsetzung war, die Forscher auf selbständiges Arbeiten einzustimmen. Hierzu wurden einzelne Fragestellungen an den Anfang gesetzt. So wollten wir herausfinden, warum eine Brennnessel brennt, oder

wie viele Blüten eine Butterblume hat. Die Teams sollten ihre Erkenntnisse zeichnen, wobei nur das dokumentiert werden sollte, was auch wirklich zu sehen war, nicht mehr und nicht weniger. Alle Teams konnten unter sich kommunizieren, um Erkenntnisse auszutauschen. Nun ging es zunächst an die Probensammlung. Wir stürzten uns auf Brennnessel und Löwenzähne.

Die Proben wurden zunächst mit dem Auflichtmikroskop und anschließend im Durchlichtverfahren untersucht. Ich war selbst am allermeisten erstaunt, wie viele Details für spätere Lösungen ausgemacht wurden. Anschließend reichte ich dann in der späteren Diskussion der Ergebnisse – sofern erforderlich – den fehlenden biologischen Background nach.

Auch die Teichwasseruntersuchungen, die wir am zweiten Projekttag durchführten, waren sehr erfolgreich. Die Wasserproben waren bereits mit Planktonnetzen konzentriert worden, sodass die Untersuchungen unter dem Mikroskop immer Treffer brachten. Eine Fülle von Lebewesen, Einzeller wie Mehrzeller, konnten entdeckt und anschließend dokumentiert werden. Dass dabei auch Luftblasen als interessante Objekte erkannt wurden, tat dem Tatendrang keinen Abbruch. Zusätzliche Arbeitsmittel wie Pinzetten, Messer, Rasierklingen, Bechergläser, Fertigpräparate und Objektträger standen für jeden Platz zur Verfügung

Am letzten Projekttag fand dann die Präsentation statt. Unsere Teams stellten das Projekt den zahlreichen Besuchern vor. Interessant war für mich die Erkenntnis, dass sich viele Besucher, Schüler wie Eltern, intensiv für die von uns bearbeitete Materie interessierten. Es wurde auch auffällig selbst viel durch die Mikroskope geschaut. Anschließend konnte untereinander oder mit den Schülern über das Gesehene gefachsimpelt werden, wobei nicht wenige Erwachsene bemerkten, dass man selbst auch noch viel lernen konnte.

Bei unserer Verabschiedung sagte ein teilnehmender Schüler mit toderntem Gesicht: *Ich danke Ihnen für ihre Mühe, das Projekt hat mir wichtige Erkenntnisse vermittelt.* Mir auch!

Ich möchte gern möglichst viele Leser bitten, einmal mit den Schulen eigener Kinder oder auch Enkel in Verbindung zu treten, um dort ähnliche Projekte zu initiieren. Ich kann versichern, dass dies in beidseitigem Interesse sein könnte.



Abb. 1: Schüler beim eifrigen Mikroskopieren während der Grundschul-Projekttag 2004.

Buchbesprechung

Stahl-Biskup, E., Reichling, J.: Anatomie und Histologie der Samenpflanzen. Mikroskopisches Praktikum für Pharmazeuten, 2. Auflage. Deutscher Apotheker Verlag, Stuttgart 2004, 202 Seiten, kartoniert, € 26,00, ISBN 3-7692-3204-6.

Für angehende Apotheker gehört das Erlernen mikroskopischer Fertigkeiten nach wie vor zum Geschäft: *Wer sonst als die Apothekerin/der Apotheker soll diese wichtige Aufgabe leisten?* (Seite V). Also stellen die Autoren langjährige Erfahrungen bei der Durchführung pharmazeutisch-biologischer Praktika zusammen zu einer Anleitung und Begleitung für das praktische Studium der *zytologischen und histologischen*

Grundlagen sowie der Morphologie und Anatomie der Pflanzen. Das didaktisch überzeugende Buch macht über den gedachten Anwenderkreis hinaus neugierig – legt es doch einen Schwerpunkt auf die mikroskopische Analyse pflanzlicher Drogen (in Pulverform). Die einzelnen Kapitel (1. Technik des Mikrokopierens – mit einer lesenswerten Anleitung zum mikroskopischen Zeichnen, 2. Zelle, 3. Gewebe, 4. Sprossachse, 5. Blatt, 6. Wurzel, 7. Blüte, 8. Samen und Frucht) beginnen jeweils mit einem theoretischen Teil. Hier findet der Leser ein wohl ausgewogenes Verhältnis zwischen notwendiger Sachtiefe und überschaubarer Kürze. Darauf folgen in den praktischen Teilen die Objekte, ihre Präparation und mikroskopische

Betrachtung. Nun wird es auch für den Nicht-Pharmazeuten sehr interessant: Wie erkenne ich zum Beispiel Blätter, wie Wurzelstock oder Wurzel bestimmter Pflanzen in pulverisierten Drogen wieder? Präzise Analysen und zahlreiche Abbildungen lassen diese Facette des Apothekerhandwerks spannend und anschaulich erscheinen. Leider steht einer nachdrücklichen Empfehlung dieses Buches die schier unverständlich schlechte Wiedergabe der meisten *sorgsam ausgewählten, hochwertigen Mikrofotografien* (Werbung) entgegen – und das in einer zweiten, überarbeiteten Auflage. Hier sollten die Autoren schnellstens auf Besserung dringen, um ihrem Praktikumsbuch zur verdienten Anerkennung zu verhelfen.

Erich Lüthje, Kiel

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Programm
Juli bis Dezember 2004



- 15.07.: Mikroskopierabend: Herr Eisler: Pansencilien. Ort: Zoologisches Institut, Morgenstelle; 20 Uhr
17. bis 19.9.: Herr Federsee: Samstag und Sonntag Exkursion zur Station des Zoologischen Instituts in Bad Buchau
21.10.: Mikroskopierabend: Herr Garmica: Blätterpilze. Ort: Zoologisches Institut, Morgenstelle; 20 Uhr
25.11.: Vortrag: Herr Mehnert: Seifenblasen unter dem Mikroskop. Ort: Zoologisches Institut, Morgenstelle; 20 Uhr
16.12.: Jugendabend: Herr Neumann: Bestimmen von Mineralien. Ort: Mineralogisches Institut; 20 Uhr

Bei Interesse sind weitere Veranstaltungen geplant: Besuch im Museum der Firma Zeiss in Oberkochen; Mikropaläontologie: Herstellung von Präparaten von Foraminiferen und Radiolarien; Herstellung von mineralogischen Dünnschliffen oder botanischen Handschnitten; Tauschabend/Mikrobörse (wird in Zeitung angekündigt); Tümpelpatenschaft: Faunen- und Florenwechsel im Plankton über das Jahr; digitale Mikrofotografie.

Ansprechpartner:

PD. Dr. Alfons Renz (Vorsitzender), Zoologisches Institut, Morgenstelle 28, D-72074 Tübingen, Tel. 0 70 71/2 97 01 00, Fax: 0 70 71/8 38 01; e-mail: Alfons.Renz@uni-tuebingen.de
Dr. Udo Neumann (2. Vorsitzender), Institut für Geowissenschaften, Wilhelmstr. 56, D-72074 Tübingen, Tel. 0 70 71/2 97 26 00, Fax: 0 70 71/29 30 60; e-mail: Udo.Neumann@uni-tuebingen.de
Erhard Mathias (Geschäftsführer), Stämmesäckerstraße 19, D-72762 Reutlingen, Tel. 0 71 21/29 09 08; e-mail: mathias@schwaben.de

Unsere Homepage finden Sie unter:
www.uni-tuebingen.de/uni/emi/lager/TMG.html

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie.

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte grundsätzlich nur auf einseitig beschriebenen, fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden. Der Text sollte durch Zwischenüberschriften untergliedert werden. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy als 3,5"-Diskette (kein Macintosh) ohne Formatierung als Word-Dokument eingereicht werden.

3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend nummerieren) bitte nicht in den Haupttext einbauen, sondern als Anhang auf eigene Manuskriptseiten schreiben. Alle Abbildungen fortlaufend im Text zitieren und Abbildungen gesondert beifügen.

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos sowie druckfertige Strichzeichnungen und Graphiken. 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 keine Beschriftungen vornehmen, sondern nur auf Kopien oder durchscheinenden Deckblättern. Vergrößerungen von Mikrofotos sollten erst anhand der Bildandrucke berechnet werden, die vor Drucklegung zusammen mit den Korrekturandrucken der Artikel den Autoren zugesickt werden. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1-spaltig, 1,5-spaltig, 2-spaltig) 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.: *Evertebratenlarven 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.

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
4/2004

510543
Bibliothek des Öö.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

1 (6)

pluten Sparpreis!!

om Original-Verlag

der Optik jetzt
als Sonderausgabe!

300229



Früher € 387,-
Jetzt € 99,95!!

- 2002, 3 Bde., ca. 500 S. pro Bd., geb. – insgesamt: ca. 15.000 Stichwörter, rund 1.000 Abb. und Tab., 20 Essays und Methodenseiten
- Gesamtausgabe Buch: € 99,95, ISBN 3-8274-0992-6
- Gesamtausgabe CD-ROM: € 99,95, ISBN 3-8274-1140-8
- Gesamtausg. Buch + CD-ROM: € 149,-, ISBN 3-8274-1141-6

ROM einen umfassenden Überblick über das Spektrum der modernen Biologie. Dank der allgemein verständlich gehaltenen Darstellung ist das Lexikon für Studenten im Grundstudium sowie Leistungskurs-Schüler, insbesondere aber auch für biologisch interessierte Laien eine ausgezeichnete Hilfe zur Beantwortung von Fragen und ein Anreiz, tiefer in die faszinierende Welt der Biologie einzudringen: von der Systematik der verschiedenen Organismengruppen, ihren Bauplänen und ihrer Lebensweise bis hin zu brandaktuellen Entwicklungen aus den Bereichen Bio- und Gentechnologie.

Webinfo

Ausführliche Infos unter:
www.elsevier-deutschland.de/artikel/674775



Statt € 258,-
Jetzt € 49,95!!

- 2003, 2 Bde., ca. 400 S. pro Bd., kartoniert – insgesamt: ca. 3.200 Stichwörter, 600 Abb. und 5.000 Formeln
- Gesamtausgabe Buch: € 49,95, ISBN 3-8274-1422-9

Webinfo

Ausführliche Infos unter:
www.elsevier-deutschland.de/artikel/675176

Die Sonderausgabe des *Lexikon der Optik* sorgt in zwei handlichen Bänden für einen ebenso aktuellen wie umfassenden Überblick über sämtliche Teildisziplinen der Wissenschaft von Licht und Wahrnehmung. Es verbindet die physikalischen Grundlagen der Optik und der klassischen Theorie der optischen Abbildung mit den modernen Disziplinen wie Quanten- und nichtlineare Optik, optische Nachrichtenübertragung, Bildverarbeitung und -speicherung, Mikroskopie und Lasermedizin.

Bitte kopieren und faxen an: 07071-935393

Ja, ich bestelle gegen Rechnung
und habe 14 Tage volles Rückgaberecht!

Ex.	Titel	Preis	ISBN
	Kompaktlexikon der Biologie (Buch)	99,95	3-8274-0992-6
	Kompaktlex. Biologie (CD-ROM)	99,95	3-8274-1140-8
	Kompaktlex. Biologie (Buch + CD-ROM)	149,-	3-8274-1141-6
	Lexikon der Optik (Buch)	49,95	3-8274-1422-9
	Lexikon der Biochemie (Buch)	59,95	3-8274-0407-X
	Lexikon der Biochemie (CD-ROM)	59,95	3-8274-0410-X
	Lex. der Biochemie (Buch + CD-ROM)	99,95	3-8274-0409-6

Preise zzgl. Versandkostenpauschale von € 3,50 pro Lieferung (Inland).
Buchpreise enthalten 7% MwSt., Preise für CD-ROM 16% MwSt.

Absender

Name/Vorname

Straße

PLZ/Ort

E-Mail-Adresse

Datum/Unterschrift

Lexikon der Biochemie –
kompakt und preiswert!



Früher € 298,-
Jetzt € 59,95!!

In rund 6.000 Stichwörtern vermittelt das zweibändige *Lexikon der Biochemie* biochemisches Grundwissen ebenso wie neueste Forschungsergebnisse der Molekularbiologie. Über 130 Tabellen sorgen für einen schnellen Überblick, über 700 Formeln und rund 500 grafische Darstellungen machen Strukturen, Reaktionsabläufe und Zusammenhänge transparent.

- 2002, 2 Bde., ca. 480 S. pro Bd., geb. – insgesamt: rund 6.000 Stichwörter, ca. 630 Abb. und Tab. sowie über 700 Formeln
- Gesamtausgabe Buch: € 59,95, ISBN 3-8274-0407-X
- Gesamtausgabe CD-ROM: € 59,95, ISBN 3-8274-0410-X
- Gesamtausgabe Buch + CD-ROM: € 99,95, ISBN 3-8274-0409-6

Webinfo

Ausführliche Infos unter:
www.elsevier-deutschland.de/artikel/674513

Ausführliche Infos unter
www.elsevier-deutschland.de

