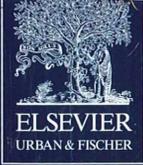


II-90372/99,2



# MIKROKOSMOS

Heft 2  
99. Jahrgang  
März 2010

◆ [www.elsevier.de/mikrokosmos](http://www.elsevier.de/mikrokosmos)

ISSN 0026-3680



Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Arbeitskreis Rhein-Main-Neckar, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Mikroskopie-Gruppe Bodensee, Mikroskopischer Freundeskreis Göppingen im Naturkundeverein Göppingen e.V., 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

- 65** *Lacrymaria olor* – Ein Meister der Dehnung und Kontraktion  
*Gerald Helbig und Klaus Hausmann*
- 70** Biodiversität in den Tiefen des Eismeer  
*Angelika Brandt, Dorte Janussen, Michael Schrödl und Brigitte Ebbe*
- 78** Abstammung und Entstehung der parasitischen Lebensweise von Zecken  
Teil 3: Entdeckung und Einordnung in einen Stammbaum  
*Wolfgang Karg, Udo Karg und Anita Schorlemmer*
- 83** Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop  
Teil 2: Übergang von der Tierbestäubung zur Windbestäubung am Beispiel von Ahorn-Arten (*Acer spec.*)  
*Armin Maidhof*
- 92** Plankton aus dem Oberflächenwasser des Süd-West-Atlantiks  
Teil 2: Radiolarien  
*Klaus Hausmann und Alexander Kudryavtsev*
- 100** Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee –  
Teil 3: Der Amöbenteich  
*Wolfgang Bettighofer*
- 110** Milchröhren und Milchsaft  
*Eberhard Schnepf*
- 115** Optimierte Beobachtung und Fotodokumentation fein strukturierter Diatomeenschalen im Grenzbereich lichtmikroskopischer Auflösung  
*Jörg Piper und Gunther Chmela*
- 124** Ein Gewindetubus-Mikroskop nach Hartsoeker  
*Erich Steiner*

### Rubriken

- 77, 88, 99**  
Nachrichten
- 82, 89, 109**  
Buchbesprechungen
- 90**  
Mikro-Lyrik
- 91**  
Micro-Cartoon
- 108**  
Kurze Mitteilung
- 114, 122**  
Micro-Toon
- 123**  
Mikro-Dialoge
- 126**  
Mikro-Markt
- 127**  
Aus den  
Arbeitsgemeinschaften

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

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

Mehr Informationen zum MIKROKOSMOS und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet:  
[www.elsevier.de](http://www.elsevier.de)

*Umschlagabbildung:* Das Tränen-tierchen *Lacrymaria olor* in einer Positur, welche den zweiten Trivialnamen dieses Ciliaten, nämlich Schwanenhalstierchen verständlich macht.  
Siehe Artikel G. Helbig und K. Hausmann, S. 65–69.

# Lacrymaria olor – Ein Meister der Dehnung und Kontraktion

Gerald Helbig und Klaus Hausmann

**Lacrymaria olor**, das Tränen tierchen! Wer kennt nicht diesen Ciliaten, der zu Deutsch auch Schwanenhalstierchen genannt wird (Titelbild)? Mit einiger Gewissheit wird *Lacrymaria* jedem langjährigen Freilandtümpler zumindest einmal unter das Objektiv gekommen sein. Das war's dann aber vielleicht auch schon. Denn so oft finden sich diese Wimpertierchen nicht in den Proben. Hat man ein Exemplar – oder vielleicht, was aber eher selten ist, gar mehrere – gesichtet, muss man fix sein, will man seine Körperform deutlich erkennen und sein Verhalten dokumentieren.

Jeder, der einmal versucht hat, diesen Einzeller zu fotografieren, weiß von der großen Geduld, die notwendig ist, um zu einem gelungenen Schnappschuss – im wahren Sinne des Wortes – zu kommen. Das vermutet man kaum, wenn man dieses Wimpertier bislang vielleicht nur von der Literatur her kennt und beispielsweise im *Wassertropfen* unter *Lacrymaria olor* nachgelesen hat:

*In Kopf, sehr dehnbaren und beweglichen Hals und Rumpf gegliedert. Schwimmt rasch mit eingezogenem Halsteil (Hauptbewegungsorganell ist der Kopf); festliegende Tiere tasten mit gestrecktem Hals nach Beute. Lebt räuberisch, frisst Infusorien. Größe: gestreckt bis 1.200 µm lang, kontrahiert kaum 100 µm lang. Lebensraum: Nährstoffreiche Gewässer (Streble und Krauter, 2006).*

Die dazugehörige, statische Zeichnung (Abb. 1a) deutet eigentlich auf nichts Außergewöhn-

liches bei diesem Wimpertier hin, das bereits 1786 von dem berühmten dänischen Naturforscher Otho Friderik Müller (1730–1784) entdeckt, beschrieben und gezeichnet wurde (Abb. 1b). Er hat diesen Ciliaten allerdings *Vibrio olor* genannt. Eine Umbenennung in zunächst *Lacrimatoria olor* erfolgte 1924 durch Jean Baptiste Bory de Saint-Vincent und schließlich in *Lacrymaria olor* durch Christian Gottfried Ehrenberg im Jahr 1930.

## Elongationen und Kontraktionen im Millisekunden-Takt

Man kann bei der Längenangabe 100–1.200 µm ahnen, dass es etwas Besonderes mit diesem Ciliaten auf sich haben muss – er kann sich immerhin auf eine weit über 10fache Länge strecken. Aber wie das in Natur aussehen könnte, ist ungewiss. Hat man dann diesen Einzeller zum ersten Mal im Lebendpräparat vor Augen, weiß man schlagartig, was das bedeutet. Der Ciliat verfügt nämlich über einen unglaublich schnell und lang sich ausstreckenden und genauso extrem schnell sich wieder kontrahierenden Hals.

In ganz frisch genommenen Freilandproben wird man *L. olor* aber mit ziemlicher Sicherheit erst einmal übersehen. Er ist dann nämlich stark kontrahiert und mit besagter Körperlänge von rund 100 µm nicht sonderlich auffallend. Hat sich die Probe jedoch etwas beruhigt, ist das Tränen tierchen unter Umständen bereits bei Lupenvergrößerung zu entdecken. Ins Auge fällt er dann deshalb, weil sein Hals ständig in

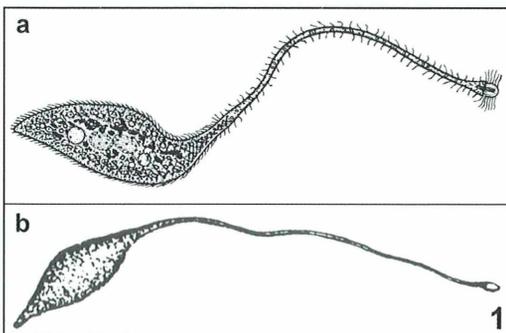


Abb. 1: Habitus von *Lacrymaria olor* (a aus Streble und Krauter, 2006; b aus Müller, 1786).

Bewegung ist, sich unermüdlich streckt und kontrahiert und dabei scheinbar suchende Bewegungen durchführt.

### Genauere Beobachtungen erfordern viel Geduld

Man kann daher mit einigem Geschick unter der Präparierlupe *Lacrymaria* aus der Probe herauspipettieren, auf einen Objektträger bringen und dann mikroskopieren. Es ist anzuraten, einige Detrituspartikel mit ins Präparat zu bringen, da sich der Ciliat hieran bevorzugt aufhält. Fehlen solche Detrituspartikel, wird das Tier den Hals einziehen und mit atemberaubender Geschwindigkeit durch das Gesichtsfeld schwimmen, so dass eine genauere Untersuchung gar nicht möglich ist.

Zwischen den Detrituspartikeln wird man aber schließlich das Schwänenhalstierchen dabei beobachten können, wie es erst langsam, dann aber in der gewohnten Heftigkeit den Hals ausstreckt und einzieht (Abb. 2 und 3).

Verharrt *L. olor* an Detrituspartikeln, ist eine Beobachtung auch bei stärkerer Vergrößerung möglich. Natürlich hält der Ciliat in seinen Bewegungen nicht inne und es bedarf schon eini-

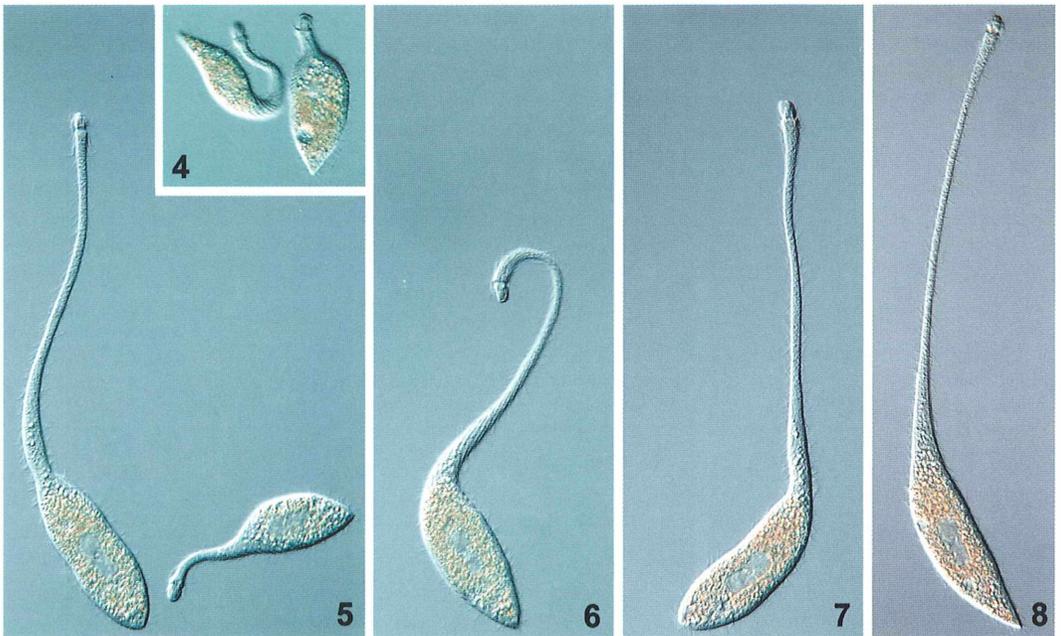
ger Geduld, um sich ein etwas klareres Bild von der Morphologie dieses Einzellers zu machen. Am stark kontrahierten Tier ist immer das Halsendstück (*Kopf* im Sinne von Streble und Krauter) deutlich zu erkennen (Abb. 4). Der Körper ist schraubig gestreift (Abb. 2, 4 und 11). Die Steigung der Schraube hängt vom Grad der Kontraktion beziehungsweise Elongation ab. Im Körperzentrum fällt ein ovaler, relativ homogener Bereich auf (Abb. 5–8). Hierbei handelt es sich um den Makronucleus, der zweigeteilt ist (Abb. 10 und 11). Zwischen den beiden Teilen liegt der Mikronucleus (Abb. 11). Bei genauerem Hinsehen zeigt sich, dass der gesamte Körper mitsamt Hals bewimpert ist (Abb. 11 und 12). Bei stärkerer Vergrößerung erkennt man im knopfartig abgesetzten Halsendstück eine feine Längsstreifung (Abb. 11). Hierbei handelt es sich um Toxicysten, die eine wesentliche Rolle beim Beuteerwerb spielen.

### Beuteerwerb und Nahrungsaufnahme

Unter Toxicysten versteht man Kapseln, die unmittelbar unter der Zellmembran von bestimmten Einzellern lokalisiert sind. Auf verschiedene Reize hin können aus diesen Kapseln explo-



Abb. 2 und 3: Zwei in sehr kurzem zeitlichen Abstand voneinander aufgenommene Fotos vom gleichen Präparat. Man erkennt bei allen Individuen deutliche Körperveränderungen.



**Abb. 4–8: Verschiedene Phasen der Körperelongation. Diese Körperveränderungen können in Bruchteilen von Sekunden erfolgen.**

sionsartig Schläuche abgefeuert werden, die in die Beuteorganismen – vornehmlich andere Wimpertiere – injiziert werden. Die Beute wird hierdurch gelähmt oder gar abgetötet (Hausmann et al., 2003). Im Halsendstück von *L. olor* befinden sich knapp 100 Toxicysten (Bohatier, 1970).

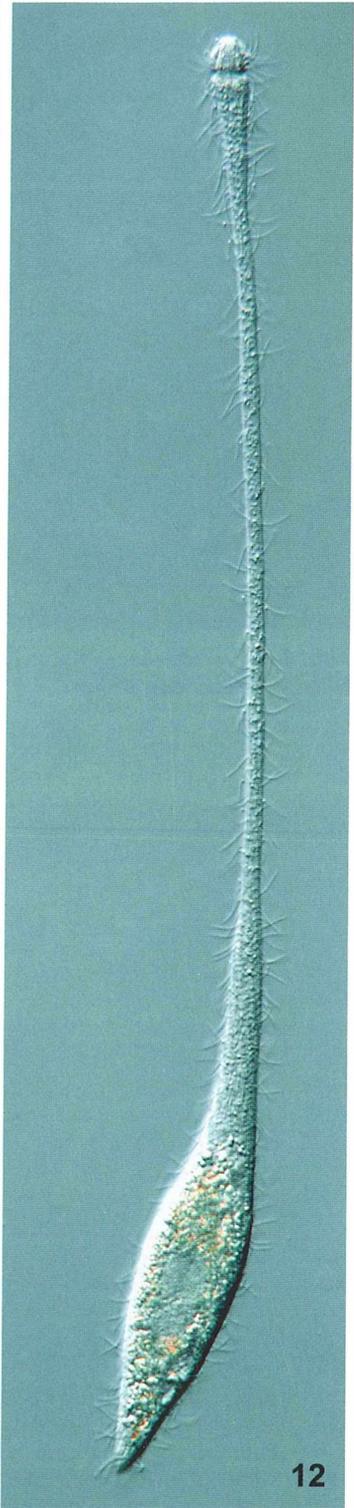
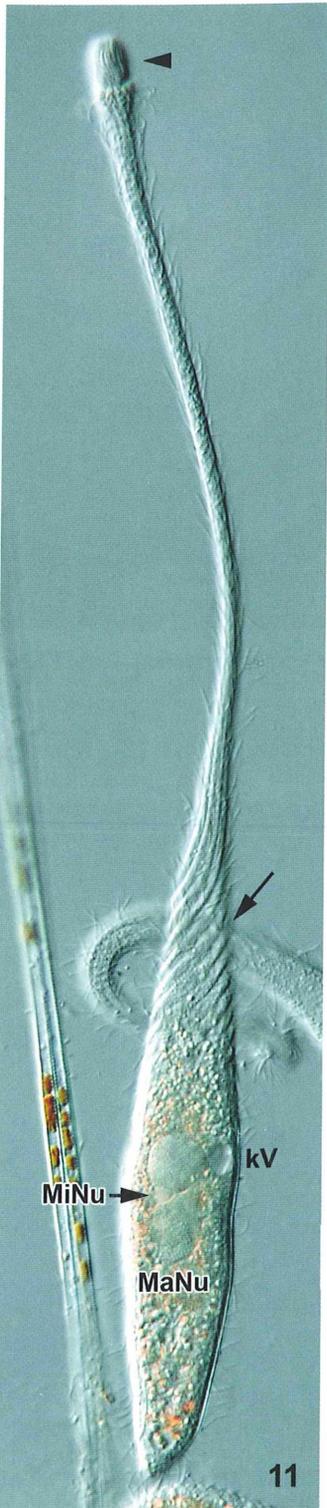
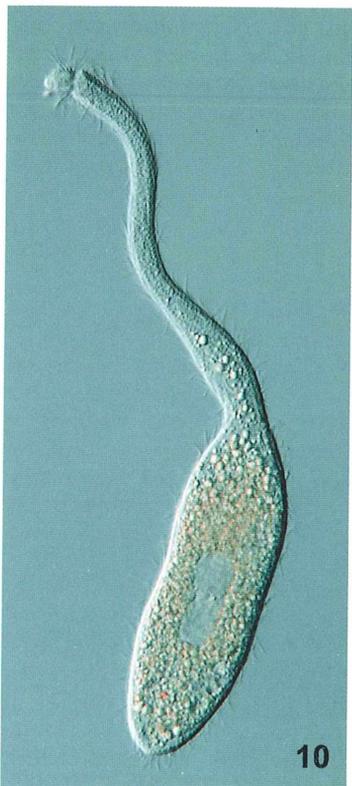
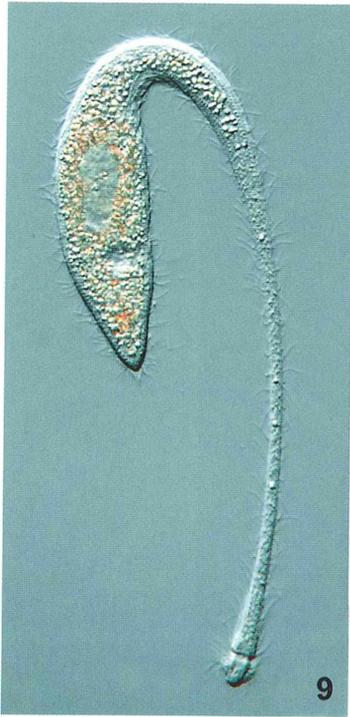
Trifft das Halsendstück bei den fast ununterbrochenen Suchbewegungen (Abb. 13) auf eine Beute, etwa auf einen zufällig vorbeischwimmenden Ciliaten, werden blitzartig einige Toxicysten abgeschossen, wodurch die Beute augenblicklich immobilisiert wird. In einem recht schnell erfolgenden Vorgang wird die Beute phagocytiert, indem sich das Halsendstück öffnet und die Nahrung in eine Vakuole eingeschlossen wird. Man wird beobachten, dass diese Vakuole zügig zum zentralen Körperbereich transportiert wird (Abb. 14) (Mast, 1911; Tatchell, 1981; Hausmann, 1987). Je nach Nahrungsangebot können etliche Beutetiere nacheinander gefressen werden.

Diese Vorgänge laufen ganz ähnlich wie bei anderen räuberischen Ciliaten ab, wie beispielsweise bei *Homalozoon vermiculare* (Kuhlmann et al., 1980; Baumberg und Hausmann, 2004), bei dem es aber etwas gemächlicher zugeht und somit die Fressvorgänge leichter zu beobachten sind.

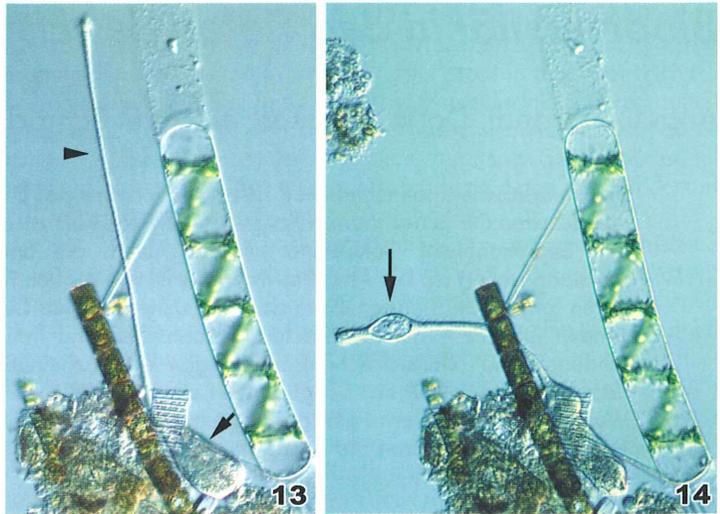
Die Schnelligkeit von Nahrungserwerb und -aufnahme verhindert bei *L. olor* in der Regel ein detailliertes Erfassen dieser Prozesse. Meist bemerkt man die Phagocytose erst dann, wenn schon die Hauptsache, nämlich der Beuteerwerb und die Bildung der Nahrungsvakuole, abgeschlossen ist.

### **Grundlage der Körperbewegung nach wie vor rätselhaft**

Wenn man somit nur in seltenen Fällen das Glück hat, bei *Lacrymaria* den Phagocytosevorgang genau zu beobachten, wird einem dennoch das Tränentierchen aufgrund seiner außerordentlichen Bewegungsaktivität und Fähigkeit zur Körperverformung lebhaft in Erinnerung bleiben (Abb. 5–10). Interessanterweise kennen wir den Mechanismus, der diesem so auffallenden Bewegungsverhalten zugrunde liegt, trotz intensiver Untersuchungen bis heute nicht. Man kann nur feststellen, dass es sich um Vorgänge handelt, die nicht mit denen zu vergleichen sind, die beispielsweise bei der Muskelkontraktion von Vielzellern (Metazoen) die wesentliche Rolle spielen (Tatchell, 1980).



**Abb. 13:** *Lacrymaria olor* (Pfeil) mit weit ausgestrecktem Hals (Pfeilkopf) bei der Nahrungssuche. – **Abb. 14:** Die nach erfolgreicher Phagocytose in einer Nahrungsvakuole eingeschlossene Beute (Pfeil) wird durch den Hals zum Zentralbereich der Zelle transportiert.



### Gibt es Vergleichbares?

Im weitesten Sinne könnte man an dieser Stelle an das ebenfalls räuberische Gänsehals-tierchen *Dileptus anser* denken. Denn auch hier liegt eine auffällige Bewegungserscheinung vor, die ebenfalls den Hals betrifft. Dieser pendelt nämlich auf der Suche nach Beute ständig und lebhaft hin und her. Die für *L. olor* charakteristischen extremen Halskontraktionen und -elongationen gibt es bei *Dileptus* allerdings nicht. Wie die Pendelbewegungen des Halsstücks bewerkstelligt werden, ist auch hier unbekannt.

### Literaturhinweise

Baumberg, D., Hausmann, K.: Räuberische Lebensweise bei Ciliaten – Fallbeispiel: *Homalozoon vermiculare*. Teil 1: Nahrungserwerb und Nahrungsaufnahme. *Mikrokosmos* 93, 221–226 (2004).  
 Bohatier, J.: Structure et ultrastructure de *Lacrymaria olor* (O. F. Müller 1786). *Protistologica* 6, 331–342 (1970).

Bory de Saint-Vincent, J. B.: Encyclopédie méthodique. Histoire naturelle des zoophytes, ou animaux rayonnés, faisant suite à l'histoire naturelle des vers de bruguère. Tome second. Agasse, Paris 1824.  
 Ehrenberg, C. G.: Beiträge zur Kenntniß der Organisation der Infusorien und ihrer geographischen Verbreitung, besonders in Sibirien. Abhandlungen der deutschen Akademie der Wissenschaften, Berlin, 1–88 (1830).  
 Hausmann, K.: Bewegungsverhalten des Ciliaten *Lacrymaria olor*. *Mikrokosmos* 76, 176–179 (1987).  
 Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: *Protistology*, 3. Edition. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.  
 Kuhlmann, S., Patterson, D. L., Hausmann, K.: Untersuchungen zu Nahrungserwerb und Nahrungsaufnahme bei *Homalozoon vermiculare*, Stokes 1887. 1: Nahrungserwerb und Feinstruktur der Oralregion. *Protistologica* 16, 39–55 (1980).  
 Mast, S. O.: Habits and reactions of the ciliate *Lacrymaria*. *Journal of Animal Behavior* 1, 229–243 (1911).  
 Müller, O. F.: *Animalcula infusoria fluvialia et marina, quae detexit, systematice descripsit et ad vivum delineari curavit*. N. Mölleri. Hauniae 1786.  
 Streble, H., Krauter, D.: *Das Leben im Wassertropfen. Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers. Ein Bestimmungsbuch*, 10. Auflage. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2006.  
 Tatchell, E. C.: An ultrastructural study of extension and contraction in *Lacrymaria olor* (O. F. Müller 1786). *Protistologica* 16, 167–175 (1980).  
 Tatchell, E. C.: An ultrastructural study of prey capture and ingestion in *Lacrymaria olor* (O. F. Müller 1786). *Protistologica* 17, 59–66 (1981).

◀ **Abb. 9:** Stark nach hinten gebeugter Hals. – **Abb. 10:** Wellenförmiger Hals während der Elongation. – **Abb. 11:** Beim nicht ganz gestreckten Tier wird eine auffällige Schrägstreifung der Körperoberfläche sichtbar (Pfeil). Bei der feinen Längsstreifung im knopfartig abgesetzten Halsendstück (Pfeilkopf) handelt es sich um Toxicysten. – **Abb. 12:** Der Zellkörper sowie der Hals sind gleichermaßen bewimpert. kV kontraktile Vakuole, MaNu Makronucleus, MiNu Mikronucleus.

Verfasser: Gerald Helbig, Jensenstraße 12, 83209 Prien, E-Mail: info@lebendkulturen.de, und Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, AG Protozoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de

## Biodiversität in den Tiefen des Eismeeres

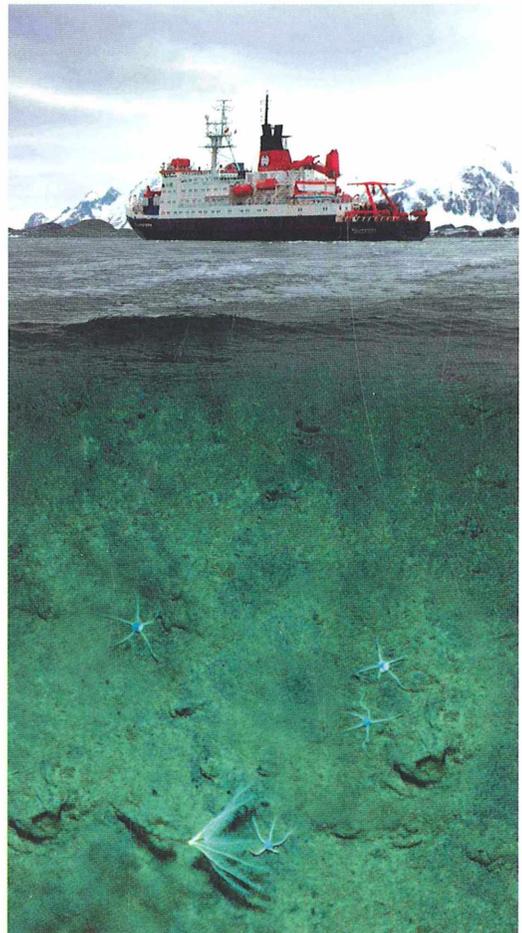
Angelika Brandt, Dorte Janussen, Michael Schrödl und Brigitte Ebbe

Der antarktische Kontinentalschelf ist ein hervorragendes Evolutionslabor, da er von den Schelfen der benachbarten Kontinente, die ehemals zusammen mit der Antarktis den Superkontinent Gondwana bildeten, durch die antarktische Zirkumpolarströmung isoliert ist. Die Antarktis ihrerseits ist von großen Meeresflächen umgeben, deren größter Teil Tiefseegebiete sind. Sie stehen mit den Tiefseebecken der angrenzenden Ozeane – dem Pazifischen, Atlantischen und Indischen Ozean – in Verbindung. Eine offensichtliche Isolation gibt es anscheinend nicht. Hinzu kommt, dass aufgrund der für das Südpolarmeer charakteristischen Tiefenwasserbildung die Wasserkörper annähernd gleichmäßig temperiert sind. So gibt es keine Temperaturbarriere, die den Tieren die Ausbreitung vom Kontinentalschelf in die Tiefsee oder umgekehrt verwehrt.

Es liegt die Frage nahe, ob sich die Schelf- und die Tiefseegemeinschaften unterscheiden, oder ob die Tiefenwasserströmung die Ausbreitung von Organismen vom Schelf in die südpolare Tiefsee sowie in die angrenzenden Tiefseebecken fördert.

Die marinen Schelforganismen sind durch einige interessante biologische Merkmale charakterisiert. Zum Beispiel kommen viele Organismen nur im Untersuchungsgebiet vor (erhöhter Endemismusgrad in vielen Tiergruppen). Zahlreiche Tiere zeichnen sich aus durch Riesenwuchs (Abb. 6), langsames Wachstum, hohes Alter, späte Reife oder geringere Nachkommenzahl. Schnelle Artenbildung (adaptive Radiation) aufgrund der langen Isolation (>34 Millionen Jahre) hat zu hohen Artenzahlen in einigen Gruppen der Flohkrebse (Amphipoda) und Meeresasseln (Isopoda) geführt.

Über die südpolaren Tiefseeorganismen war jedoch vor der Durchführung des ANDEEP (ANTarctic benthic DEEP-sea biodiversity: colonisation history and recent community patterns) Projektes mit dem deutschen Eisbrecher *Polarstern* (Abb. 1), an dem mehr als 80 Wissenschaftler aus 13 Nationen teilgenommen haben, nur sehr wenig bekannt. Ein wissenschaftlicher



**Abb. 1:** FS Polarstern bei der Beprobung der südpolaren Tiefsee (Foto Polarstern: Angelika Brandt, Hamburg; Foto Tiefsee: Robert Diaz, Hamburg; Kollage: Angelika Brandt, Hamburg).

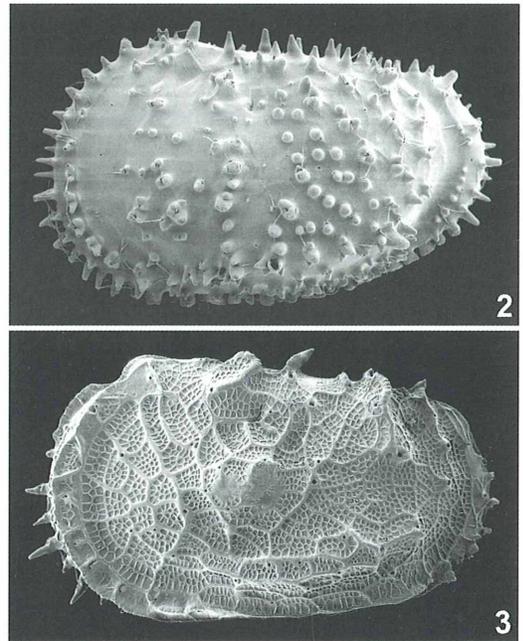
Vorstoß in die unbekanntenen Tiefen des Südozeans war daher dringend notwendig und hat in interdisziplinärer und multinationaler Zusammenarbeit eine außerordentlich hohe Vielfalt und unerwartet diverse Zoogeographie der Meeresbodenbewohner dokumentiert. Neben biologischen wurden auch sedimentologische und geologische Untersuchungen durchgeführt. Wir berichten über die Ergebnisse der Tiefseeprobennahmen der ANDEEP-Expeditionen ins Weddellmeer sowie in angrenzenden Meeresgebieten. Es wurden insgesamt 41 Stationen zwischen 748 und 6.348 m Wassertiefe mit einer Vielzahl unterschiedlicher Geräte beprobt. Der Einsatz fand unter standardisierten Bedingungen an allen Stationen mit allen Geräten statt, um bestmögliche Vergleiche zwischen den Stationen zu erlauben. Denn erst durch dieses Vorgehen beginnen wir die komplizierten Muster der Biodiversität des Südpolarmeer zu verstehen, haben wir doch bisher von den rund 27,9 Millionen km<sup>2</sup> Tiefseeboden des Südpolarmeer gerade einmal 130.000 m<sup>2</sup> Meeresboden untersucht. Das sind verschwindend geringe knappe 0,0000005 %.

Um ein möglichst umfassendes Bild der Fauna des Tiefseebodens zu erhalten, haben wir im ANDEEP-Projekt sehr kleine Organismen bis zur Größe eines Viertel Millimeters (Meiofauna) und Organismen größer als ein Viertel Millimeter untersucht. Diese Tiere werden als Makrofauna zusammengefasst, sie sind mit dem bloßen Auge gerade noch oder mit einer Stereolupe gut zu erkennen. Große Organismen, die mit bloßem Auge beziehungsweise in der Tiefsee auf Unterwasserfotos zu sehen sind, werden als Megafauna bezeichnet. Die eigentliche Forschungsarbeit der Biologen, die zunächst einmal die Bestimmung der Organismen auf Artniveau erfordert, erfolgt jedoch nach der Expedition zu Hause in den Laboren mittels verschiedener mikroskopischer Verfahren, vor allem der Licht- und der Rasterelektronenmikroskopie (Abb. 2 und 3).

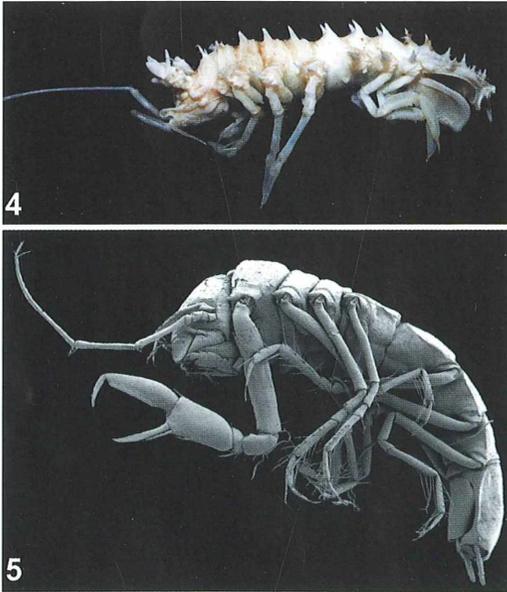
Das Material der ANDEEP-Expedition hat einen enormen Erkenntnisgewinn an Arten und Artenzahlen in der Tiefsee des Südozeans bewirkt. Frühere wissenschaftliche Arbeiten berichteten über Gradienten in der Tiefsee-Biodiversität, die von der geographischen Breite abhängen (Rex et al., 1993; Poore und Wilson, 1993), ein Hintergrund, der unsere Daten über die außergewöhnlich hohe südpolare Tiefseebiodiversität in ein besonderes Licht gesetzt hat (Brandt et al.,

2007a, b). So sind durch das ANDEEP-Projekt mehr als 1.400 Arten identifiziert worden, davon waren mehr als 700 neu für die Wissenschaft. Die Biodiversität war in sehr vielen Tiergruppen sehr hoch, beispielsweise wurden 674 Isopodenarten dokumentiert, von denen 585 bisher unbekannt waren. Die häufigen Arten werden derzeit bearbeitet und beschrieben.

Die bathymetrischen und zoogeographischen Trends (Brey et al., 2006; Clarke und Johnston, 2003) in der Verbreitung der Organismen unterschieden sich zwischen den Tiergruppen und hingen unter anderem mit der Reproduktion der Tiere zusammen. So zeichneten sich Tiergruppen, die sich über Larven verbreiten – wie zum Beispiel Polychaeta (Meeresborstenwürmer), Mollusca (Weichtiere) und Porifera (Schwämme) – durch eine deutlich weitere zoogeographische Verbreitung aus als die Isopoda (Meeresasseln), welche Brutpflege betreiben und ihre Eier und Juvenilstadien in ihrem Brutbeutel, dem Marsupium, herumtragen, bis die Juvenilen selbständig auf Nahrungssuche gehen



**Abb. 2:** *Echinocythereis* sp., ein benthischer Muschelkrebs (Ostracode), der am Kontinentalhang des östlichen Weddellmeeres zu finden ist. – **Abb. 3:** Eine neue Art der benthischen, abyssalen Muschelkrebsgattung *Dutoitella* (Rasterelektronenmikroskopie = REM) (Fotos: Simone Nunes Brandão, Hamburg).



**Abb. 4:** Tiefseeassel *Storthyngura* (Foto: Torben Riehl, Hamburg). – **Abb. 5:** Die abyssale Tiefseeassel *Prochelator angolensis* aus der Familie der Desmosomatidae (REM) (Foto: Saskia Brix, Hamburg).

können. Dadurch ist ihr Genfluss reduziert und sie sind eher lokal verbreitet, viele (>85 %) sogar nur in dem Lebensraum der Antarktis (Endemiten). Kenntnisse über die Tiefenzonierung der Arten wurden deutlich erweitert, seltene Arten wurden wiederentdeckt, die bisher nur von Einzelfunden bekannt waren. Das Material hat die ersten molekulargenetischen Daten von Tiefseeorganismen bei den einzelligen Kammerlingen, den Muschelkrebsen (Abb. 2 und 3), Meeresasseln (Abb. 4 bis 6) und Schwämmen (Abb. 10 und 11) erbracht. Es wurden viele faszinierende Entdeckungen gemacht, wie zum Beispiel den ersten Tiefseebachnachweis von einer besonderen Familie der Muschelkrebse (Platycopidae) und von Kalkschwämmen südlich der Polarfront.

Aus diesen Ergebnissen resultiert ein sehr komplexes Bild über die Gemeinschaftsmuster in der Tiefsee des Südpolarmeeres. Organismengruppen wie Kammerlinge und Meeresborstenwürmer zeigen klare faunistische Beziehungen zwischen den Tiefseefaunen des Weddellmeeres und des Nordatlantiks. Bei den Meeresasseln hingegen sind 585 Arten (86 %) neu für das Südpolarmeer und bisher nur in der Tiefsee die-

ser Region nachgewiesen. Mehr als die Hälfte dieser Arten ist selten und wurde bisher nur mit einem oder wenigen Individuen gesammelt. Diese unterschiedlichen Muster zeigen, dass wir erst kleine Ausschnitte der Diversität des Südpolarmeeres kennen. Weiterführende interessante Fragestellungen beziehen sich beispielsweise auf die evolutionäre Bedeutung dieser verschiedenen biogeographischen Muster, die Faktoren, welche die Häufigkeit des Vorkommens von Arten manifestieren (seltene oder häufige Arten) sowie die funktionelle Rolle der häufigen, aber auch der seltenen Arten im Ökosystem des Südpolarmeeres.

### Meeresasseln

Die drei ANDEEP-Expeditionen ins Südpolarmeer haben eine sehr hohe Biodiversität der Meeresasseln zu Tage gebracht (Abb. 4 und 5). Insgesamt wurden 13.046 Individuen von Meeresasseln gesammelt: Während der ersten beiden ANDEEP-Expeditionen 5.525 Individuen und 317 Arten. Die dritte ANDEEP-Reise brachte weitere 7.521 Individuen von 496 Arten auf das Deck der Polarstern. Die Dimensionen der normalerweise makroskopisch kleinen/großen Tiere waren bisweilen ausgesprochen beeindruckend (Abb. 6). Insgesamt betrug die Asseln 35 % aller Ranzenkrebse (Peracarida), und es wurden – wie oben erwähnt – insgesamt 674 Meeresasselarten von den 41 Tiefseestationen identifiziert. 89 Arten waren davon bekannt (13 %), die anderen Arten (585) waren neu für die Antarktis, die meisten auch generell neu für die Wissenschaft.



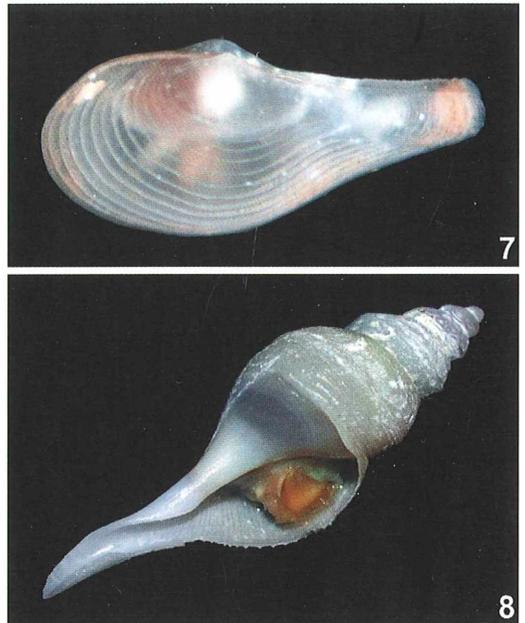
**Abb. 6:** David gegen Goliath. Die größte antarktische Meeresassel *Glyptonotus antarcticus* ist 17 cm lang (Foto: Angelika Brandt, Hamburg).

Durch molekulargenetische Untersuchungen wurden kryptische Arten nachgewiesen, welche von ihren äußeren Merkmalen nicht, molekular aber doch unterschieden werden können (Raupach et al., 2007, 2009). Daher werden sich diese Artenzahlen in der Zukunft vermutlich noch erhöhen. 43 Gattungen wurden zum ersten Mal in der Antarktis nachgewiesen, zum Teil sogar neu beschrieben. Die Unterordnung Asellota stellte 97% aller ANDEEP-Meeresasseln dar. Die schwimmfähigen Munnopsiden gehören zur dominantesten Familie, gefolgt von den Desmosomatidae, Haploniscidae und Ischnomesidae. Die meisten Arten kommen in den Proben nicht häufig vor; sie sind eher selten.

Insgesamt waren die Häufigkeiten der Arten auf dem Schelf größer als in der Tiefsee, am höchsten waren sie im Powell Becken. Generell konnte eine Abnahme der Häufigkeiten mit zunehmender Tiefe beobachtet werden. Der Artenreichtum war mit 92 Arten in 3.100 m Tiefe vor Kapp Norvegia am höchsten. Hinsichtlich der Tiefenzonierung kamen die meisten Arten im Übergangsbereich des Bathyals zum Abyssal in 3.000 m Tiefe vor (216 Arten von Meeresasseln). Eine Analyse der Besiedlungsmuster machte deutlich, dass die Stationen alle sehr unterschiedlich voneinander waren, mit Ausnahme der abyssalen Weddellmeer-Stationen, die hinsichtlich der Meeresassel-Zusammensetzung ähnlicher waren. Die Schelfstationen unterschieden sich von den Tiefseestationen sehr. Nur wenige Schelforganismen kamen auch in der Tiefsee vor, ihren Ursprung nahmen sie aber vermutlich auf dem Schelf (polare Submergenz), andere Familien (z.B. Munnopsidae) haben sich in der Tiefsee entwickelt und den kontinentalen Schelf erobert (polare Emergenz).

### Weichtiere

Weichtiere (Mollusken) wie beispielsweise Muscheln (Bivalvia) (Abb. 7) und Schnecken (Gastropoden) (Abb. 8) sind in den Ozeanen artenreich vertreten und auch im Südpolarmeer allgegenwärtig. Schneckenarten mit Kalkschalen sind oft schon äußerlich bestimmbar und werden als Modellorganismen für biologische und auch biogeographische Fragestellungen verwendet. Die Artenvielfalt von Mollusken in der Tiefsee ist bislang nur ungenügend und auf



**Abb. 7:** Die Tiefseemuschel *Cuspidaria spec.* – **Abb. 8:** Die Tiefseeschnecke aus der Gruppe Turridae (Fotos: Katrin Linse, Cambridge).

wenige Gebiete insbesondere der Nordhalbkugel beschränkt untersucht.

Während der ANDEEP-Expeditionen wurden die Tiefseebecken und -gräben um die Antarktische Halbinsel, entlang des Scotia-Bogens und in der Weddell-See erstmals intensiver nach am Boden lebenden Schnecken beprobt. In 40 Suchstationen zwischen 191 und 5.194 m Tiefe fanden wir knapp 500 Schnecken, die wir 84 verschiedenen Arten zuordnen konnten. Fast die Hälfte dieser Arten war neu. Die Zahl bekannter Arten aus der antarktischen Tiefsee (unter 750 m) erhöhten wir beträchtlich, von 115 auf 157. Überraschenderweise waren einige Gastropodenarten an bestimmten Stationen recht häufig, bis hinunter in große Tiefen; die Hinterkiemerschnecke *Philine alata* zum Beispiel fand sich am häufigsten in rund 5.200 m Tiefe. 64 % aller Tiefsee-Arten waren jedoch nur an einer Stelle und oftmals nur als Einzel-exemplar vertreten. Eine vormals vermutete generelle Abnahme von Artenzahl und Häufigkeit mit zunehmender Tiefe bestätigte sich für antarktische Schnecken jedoch nicht. Viele antarktische Bodenorganismen gelten als eurybath, das heißt, sie kommen über große Tiefenbereiche hinweg vor. So fanden sich viele Flachwasser-

arten bis hinunter ins Bathyal auf 2.000 bis 2.500 m Tiefe, einige wenige sogar noch tiefer. Jedoch tauchen ab etwa 2.000 m Tiefe und insbesondere in abyssalen Tiefen ab 3.000 m viele weitere Arten auf, die bisher ausschließlich im Abyssal gefunden wurden.

Zwischen 2.000–3.000 m Tiefe findet offensichtlich ein vormals unbekannter Wechsel in der antarktischen Schneckenfauna statt. Eine solche eigenständige abyssale Fauna scheint für Gastropoden einzigartig zu sein, denn in anderen, besser erforschten Ozeanen wie dem Nordatlantik nimmt die Zahl der Schneckenarten zum Abyssal hin drastisch ab und nur wenige Arten sind auf große Tiefen beschränkt. Ebenfalls erstaunlich ist die Tatsache, dass nur eine der 177 antarktischen Tiefwasser-Schneckenarten bisher außerhalb des Südpolarmeeres gefunden wurde, nämlich im angrenzenden abyssalen Südatlantik. Weitere Aufsammlungen quer durch den tiefen Atlantik und auch um die gesamte Antarktis herum sind erforderlich, um diesen ob der nordwärts gerichteten Bodenströmungen und weitgehend gleichartigen hydrographischen Bedingungen kaum zu erklärenden Befund abzusichern.

### Borstenwürmer

Gut 500 Arten von Polychaeten (Borstenwürmern) (Abb. 9) sind aus dem Südozean bekannt, davon die meisten vom Schelf. Durch ausgeprägte Eury bathie (breite Tiefenzonierung), die im Fall der Meeresborstenwürmer allerdings keine antarktische Besonderheit ist, bleibt die Artenzahl in etwa gleich bis in 2.000 m Tiefe. Es fallen nur sukzessive einige Arten des Schelfes weg und die Fauna macht ab etwa 3.000 m einen ausgedünnten Eindruck. Erst durch die ANDEEP-Proben, die aus abyssalen Tiefen bis



Abb. 9: Borstenwurm aus der Gruppe der Terebelliden (Foto: Torben Riehl, Hamburg).

zu etwa 6.000 m kommen, konnte eine besondere Tiefseefauna nachgewiesen werden. Diese Arten zeigen eine ausgeprägte Tendenz zu weltweiter Verbreitung, oder doch zumindest zu Vorkommen diesseits und jenseits des Zirkumpolarstromes, der sehr lange Zeit für eine dichte faunistische Barriere gehalten wurde (Schüller, 2008; Schüller und Ebbe, 2007).

Aus diesen Erkenntnissen ergeben sich viele neue Fragen. Wir wissen so gut wie nichts über die Biologie von Tiefsee-Polychaeten. Tiere aus mehr als 2.000 m Tiefe können praktisch nicht lebend gehältert werden, auch wenn sie noch so vorsichtig gesammelt werden, weil sie perfekt an die speziellen Lebensbedingungen des Abyssals angepasst sind. Was für uns ein „extremer Lebensraum“ ist, ist für diese Organismen „normal“. Wir können also nicht experimentieren, nicht oder nur schwer herausfinden, wie die Tiere sich ernähren, und wir wissen sehr wenig über ihre Fortpflanzung.

Polychaeten zeichnen sich allgemein durch eine Vielfalt von Fortpflanzungsstrategien aus, von ungeschlechtlicher Vermehrung durch Sprössung über Brutpflege und synchrone Abgabe von Gameten ins freie Wasser in Form dichter Schwärme freischwimmender fertiler Hinterenden, während die sterilen Vorderenden am Boden bleiben, ein neues Hinterende bilden und weiterleben.

Die Verbreitungsmuster lassen darauf schließen, dass antarktische Polychaeten sich hauptsächlich durch Larven verbreiten wie viele Borstenwürmer gemäßigter Breiten auch. Aber es sind bisher nur wenige gefunden worden. Es ist sehr gut möglich, dass wir sie bisher einfach verfehlt haben, sowohl zeitlich als auch räumlich. Da die Wassersäule arm an Nährstoffen ist, kann es sein, dass Larven sich in bodennahen Schichten aufhalten, in denen sich resuspendierte Nährstoffe aus dem Sediment befinden. Genau diese Zone ist aber schwer zu beproben, weil Planktonnetze zu empfindlich sind, als dass sie in großen Tiefen blind so nahe an den Boden herabgelassen würden. Neu zu entwickelnde Sammelmethode könnten möglicherweise einen neuen Sprung in unseren Erkenntnissen auslösen.

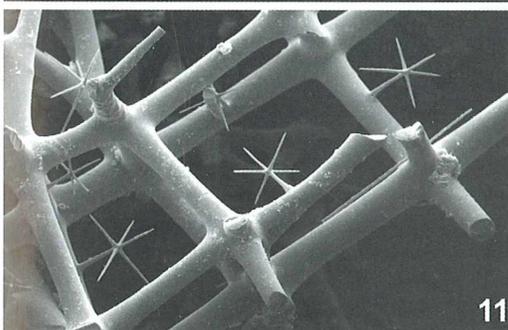
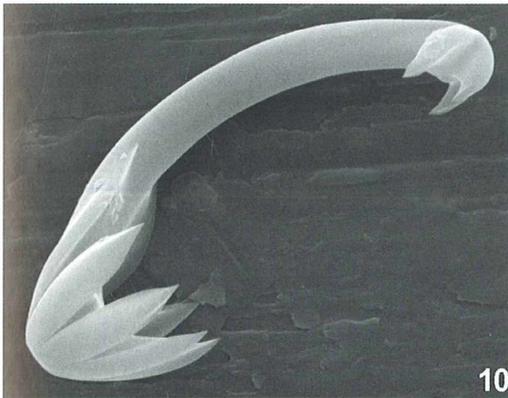
### Schwämme

Im Südpolarmeer ist der Stamm Porifera (Schwämme) vor allem vom antarktischen

Schelf bekannt, wo sich diese Gruppe mit mehr als 500 beschriebenen Arten durch besondere Vielfalt und Abundanz auszeichnet und eine große ökologische Rolle spielt. Aus der wenig bekannten Tiefsee müssen dagegen viele der gesammelten Arten erst noch beschrieben werden. So sind von den ANDEEP-Expeditionen ins tiefe Weddellmeer bisher mehr als 90 Schwamm-Arten bestimmt, von denen fast die Hälfte der Arten für die Antarktis unbekannt, und circa ein Drittel neu für die Wissenschaft waren. Allein von den drei ANDEEP-Expeditionen wurden 76 Schwamm-Arten identifiziert, wobei es sich vor allem um Vertreter der Kieselschwämme handelt (Klassen Demospongiae, 47 Arten, und Hexactinellida, 21 Arten (Janussen und Tendal, 2007).

Diese Gruppen zeigen je nach Tiefenbereich in ihrer taxonomischen Zusammensetzung deutliche Unterschiede: Am Kontinentalhang bis etwa 2.000 m finden wir noch viele eurybathe,

zum Teil endemische Arten des antarktischen Schelfs, während diese in größeren Tiefen durch eine echte abyssale Schwamm-Fauna ersetzt werden. Diese ist eher kosmopolitisch und zeigt eine größere Affinität zu anderen tiefen Weltmeeren. Die Diversität der antarktischen Hexactinellida nimmt zur Tiefsee hin deutlich zu: Sie sind in 1.200 m mit (bisher) 40 Arten aus fünf Familien bekannt, auf dem Schelf dagegen nur mit circa zehn Arten aus einer Familie. Bemerkenswert bei den Demospongiae ist die unerwartet hohe Diversität der carnivoren (räuberischen) Schwämme (Cladorhizidae), die in fast sämtlichen Tiefsee-Proben auftreten (Abb. 10). Auf den Expeditionen zwischen 2002 und 2008 sammelten wir insgesamt 18 Arten dieser Raubschwämme, von denen acht für die Wissenschaft und 16 für die Antarktis neu sind. Bei den Cladorhizidae handelt es sich um ausgesprochene Tiefsee-Tiere, aber interessanterweise gedeihen sie auf dem antarktischen Schelf auch in geringeren Tiefen, beispielsweise unter dem permanenten Schelfeis (belegt durch eine neue Art der pazifischen Gattung *Abyssocladia* vom ehemaligen Larsen B Eisschelf aus nur 200 m). Überraschend war die erstmalige Entdeckung von Kalkschwämmen (Calcarea) im tiefen Südpolarmeer; der bisher tiefste Fund in der Antarktis stammte aus dem Weddellmeer aus 850 m Tiefe. Von den ANDEEP-Expeditionen kennen wir jetzt sechs Calcarea-Arten aus Tiefen zwischen 1.120 m und 4.400 m, davon sind vier neu für die Wissenschaft. Die meisten dieser Arten, wie auch die der Cladorhizidae, sind kleinwüchsig und unauffällig und werden deshalb mit den normalen Sammelgeräten häufig nicht erfasst oder in den Fängen leicht übersehen. Insgesamt bietet die Tiefsee der Antarktis einen hohen Anteil an noch unbekanntem Lebensformen und ist für die Wissenschaft eine große Herausforderung (Abb. 11).



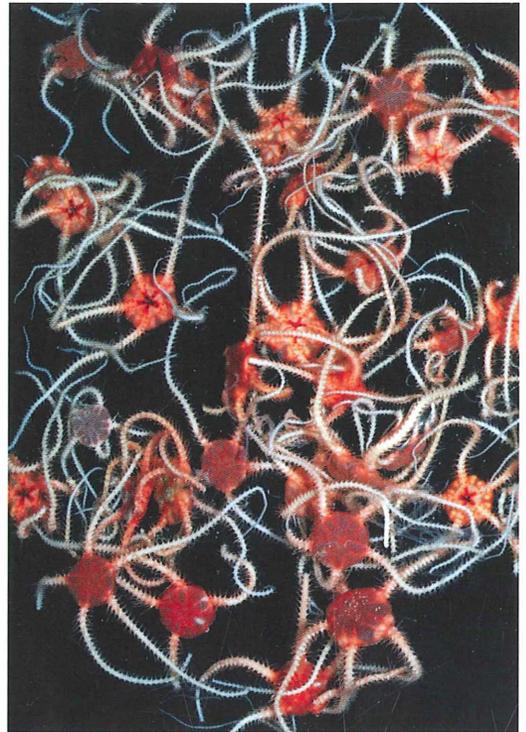
**Abb. 10:** Eine Schwammnadel der räuberischen Gattung *Cladorhiza*. – **Abb. 11:** Skelett einer neuen Tiefsee-Schwamm-Art aus der Gattung *Lonchiphora* (REM) (Fotos: Dorte Janussen, Frankfurt).

### Öffentlichkeitsarbeit

Die Antarktis und der sie umgebende Südozean haben von jeher eine große Faszination auf die Menschen ausgeübt. Nur sehr wenige haben das Privileg, diese abgelegene Erdregion mit eigenen Augen zu erleben. Umso wichtiger ist es, dass wir, die zu dem Häuflein Auserwählter gehören (Abb. 12), unser Wissen teilen und mitteilen. Die Antarktis ist der einzige Kontinent, der durch internationales Recht vor



**Abb. 12:** Besonders exotische Tiefseeorganismen: Seegurken (Echinodermata) aus einer Schleppnetzprobe in den Händen der Initiatorin des ANDEEP-Projekts Angelika Brandt an ihrem Geburtstag an Bord der Polarstern (Foto: Ulrich Bathmann, Bremerhaven).



**Abb. 13:** Schlangensterne (Echinodermata) haben einen hohen Erkennungswert und wecken die Aufmerksamkeit der Öffentlichkeit (Foto: Torben Riehl, Hamburg).

Ausbeutung geschützt ist und eine Fortsetzung dieses Schutzes setzt voraus, dass eine breite Öffentlichkeit weiß und fühlt, was sie dort schützen soll. Das Projekt ANDEEP, das zu dem Großprojekt *Census of Marine Life* gehört, war vom ersten Tage an öffentlichkeitsorientiert.

Während der ersten beiden Expeditionsabschnitte 2002 teilten wir das Forschungsschiff Polarstern mit vier 16-jährigen Schülern aus Aurich, die dort im Rahmen eines speziellen Programms ausgewählt worden waren. Nicht nur die Schüler haben viel gelernt und dies täglich den Medien berichtet, sondern auch wir. Die Spontaneität und Unvoreingenommenheit, mit der die jungen Leute sich unserem Forschungsobjekt näherten, hat auch uns beflügelt. Des Weiteren wurden während aller ANDEEP-Fahrten Fotos und Filme produziert, die über Webseiten oder DVDs verbreitet und in zahlreichen Abendvorträgen gezeigt wurden (Abb. 13). Die Sensibilität der Wissen-

schaftler, die diese Produkte lieferten, wuchs von einer Expedition zur nächsten. Es ist nicht immer leicht einzusehen, dass etwas, was einen Forscher außerordentlich fasziniert, für andere Menschen kaum verständlich, schwer einzuordnen oder gar langweilig ist. Die große und im Kern über Jahre treue Gemeinschaft der ANDEEP-Teilnehmer hat gelernt, nicht nur mit Kollegen benachbarter Disziplinen zu kommunizieren – auch das war ein nicht immer einfaches Unterfangen –, sondern ihre Begeisterung über eigene Erkenntnisse mit einer breiten Öffentlichkeit zu teilen. Wir alle hoffen, dass auch dieser Artikel dazu beitragen wird.

#### Literaturhinweise

Brandt, A., De Broyer, C., De Mesel, I., Ellingsen, K. E., Gooday, A. J., Hilbig, B., Linse, K., Thomson, M. R. A., Tyler, P. A.: The biodiversity of the deep Southern Ocean benthos. *Phil. Trans. Roy. Soc. B* 362, 39–66 (2007).

- Brandt, A., Brix, S. B., Brökeland, W., Cedhagen, T., Choudhury, M., Cornelius, N., Danis, B., De Mesel, I., Diaz, R. J., Gillan, D. C., Hilbig, B., Howe, J., Janussen, D., Kaiser, S., Linse, K., Malyutina, M., Brandao, S., Pawlowski, J., Raupach, M., Gooday, A. J.: The Southern Ocean deep sea: First insights into biodiversity and biogeography. *Nature* 447, 307–311 (2007).
- Brey, T., Dahm, C., Gorny, M., Klages, M., Stiller, M., Arntz, W. E.: Do Antarctic benthic invertebrates show an extended level of eurybathy? *Antarctic Sci.* 8, 3–6 (1996).
- Clarke, A., Johnston, N. M. (2003): Antarctic marine benthic diversity. *Oceanogr. Mar. Biol., Ann. Rev.* 41, 47–114 (1996).
- Janussen, D., Tendal, O. S.: Diversity and distribution of Porifera in the bathyal and abyssal Weddell Sea and adjacent areas. *Deep Sea Res. II*, 54, 1864–1875 (2007).
- Pearse, J. S., Mooi, R., Lockhart, S. J., Brandt, A.: Brooding and species diversity in the SO: Selection for brooders or speciation within brooding clades? In: Krupnik, I., Lang, M. A., Miller, S. E. (eds.): *Smithsonian at the poles: Contributions to international polar year science*, pp. 181–196. *Proceedings of Smithsonian at the Poles Symposium*, Smithsonian Institution, Washington, D.C., 3–4 May 2007. Washington, D.C. Smithsonian Institution Scholarly Press (2009).
- Poore, G. C. B., Wilson, G. D. F.: Marine species richness. *Nature* 361, 597–598 (1993).
- Raupach, M., Malyutina, M., Brandt, A., Wägele, J. W.: Molecular data reveal a highly diverse species flock within the munnopsoid deep-sea isopod *Betamorpha fusiformis* (Barnard, 1920) (Crustacea: Isopoda: Asellota) in the SO. *Deep Sea Res. II*, 54, 1820–1831 (2007).
- Raupach, M., Mayer, C., Malyutina, M., Wägele, J. W.: Multiple origins of deep-sea Asellota (Crustacea: Isopoda) from shallow waters revealed by molecular data. *Proc. R. Soc. B* 276, 799–808 (2009).
- Rex, M. A., Stuart, C. T., Hessler, R. R., Allen, J. A., Sanders, H. L., Wilson, G. D. F.: Global-scale latitudinal patterns of species diversity in the deep-sea benthos. *Nature* 365, 636–639 (1993).
- Schrödl, M., Linse, K., Schwabe, E.: Review on the distribution and biology of Antarctic Monoplacophora, with first abyssal record of *Laevipilina antarctica*. *Polar Biol.* 29, 721–727 (2006).
- Schüller, M.: *Polychaeta (Annelida) of the deep Southern ocean. Biodiversity and Zoogeography*. VDM Verlag Dr. Müller, Saarbrücken 2008.
- Schüller, M., Ebbe, B.: Global distributional patterns of selected deep-sea Polychaeta (Annelida) from the Southern Ocean. *Deep Sea Res. II*, 54, 1737–1751 (2007).

*Verfasser:* Prof. Dr. Angelika Brandt, Zoologisches Museum Hamburg, Martin-Luther-King Platz 3, 20146 Hamburg, abrandt@uni-hamburg.de;  
Dr. Dorte Janussen, Forschungs- und Naturmuseum Senckenberg, Frankfurt, Dorte.Janussen@senckenberg.de;  
Dr. Michael Schrödl, Bayerische Staatssammlung für Zoologie, Münchenhausenstraße 21, 81247 München, schroedl@zi.biologie.uni-muenchen.de;  
Dr. Brigitte Ebbe, DZMB-CeDAMar c/o Zoologisches Forschungsmuseum Alexander König, Adenauerallee 160, 53113 Bonn, bebbe@senckenberg.de

## Nachricht

### Meeresbiologische Exkursionen mit Tauchkurs

Das Institut für Meereswissenschaften, Hydra, bietet im Jahr 2010 wieder eine Reihe von meeresbiologischen Exkursionen auf der Insel Elba (Italien) an. Das Programm lautet wie folgt:

31.03. – 10.04.	Allgemeine Meeresbiologie	25.08. – 04.09.	Allgemeine Meeresbiologie
23.07. – 02.08.	Marine Lebensräume	05.09. – 15.09.	Marine Zoologie
03.08. – 13.08.	Marine Zoologie	16.09. – 26.09.	Marine Lebensräume
14.08. – 24.08.	Allgemeine Meeresbiologie	27.09. – 07.10.	Methoden der Unterwasserforschung

Alle Kurse sind für Taucher geeignet. Nicht-Taucher nehmen am integrierten Tauchkurs teil.

#### Anmeldung und Infos:

Hydra, Institut für Meereswissenschaften AG,  
Bothmerstraße 21, 80634 München,  
Tel.: 0 89/13 06 01 31,  
E-Mail: ifm@hydra-institute.com,  
Internet: www.hydra-institute.com



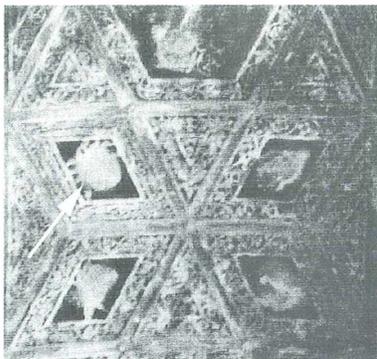
# Abstammung und Entstehung der parasitischen Lebensweise von Zecken

## Teil 3: Entdeckung und Einordnung in einen Stammbaum

Wolfgang Karg, Udo Karg und Anita Schorlemmer

**Parasitische Milben erregten sehr früh in der Geschichte die Aufmerksamkeit des Menschen. Die mit Blut gefüllten Zecken sind mit bloßem Auge gut zu erkennen. Aber erst die Entwicklung der optischen Instrumente und Untersuchungstechniken schufen Voraussetzungen, um die große Vielfalt der Milben aus der verborgenen Mikrowelt gleichsam ans Licht zu bringen. Dieser Prozess ist auch jetzt noch im Gange. Unsere neuen Befunde zwangen dazu, einige Milbengruppen neu zu ordnen. Ein Stammbaum soll dies veranschaulichen.**

**D**ie ersten Entdeckungen und Beschreibungen von Zecken und anderen Milben liegen lange zurück. Homer berichtete erstmalig in seiner Ilias (um 800 v. u. Z.) von Parasiten an Hunden. Wahrscheinlich handelte es sich um Zecken. Eine erste bildliche Darstellung wurde an der Deckendekoration des Bacchustempels bei Baalbeck im Libanon entdeckt (Abb. 1). Der Bau des Tempels wird auf das Jahr 150 geschätzt. Die steinerne Darstellung einer Zecke von nur etwa 6–8 mm Länge ist 24 cm lang und 20 cm breit. Das muss für die damalige Zeit als eine außerordentliche wissenschaftlich-künstlerische Leistung gewer-



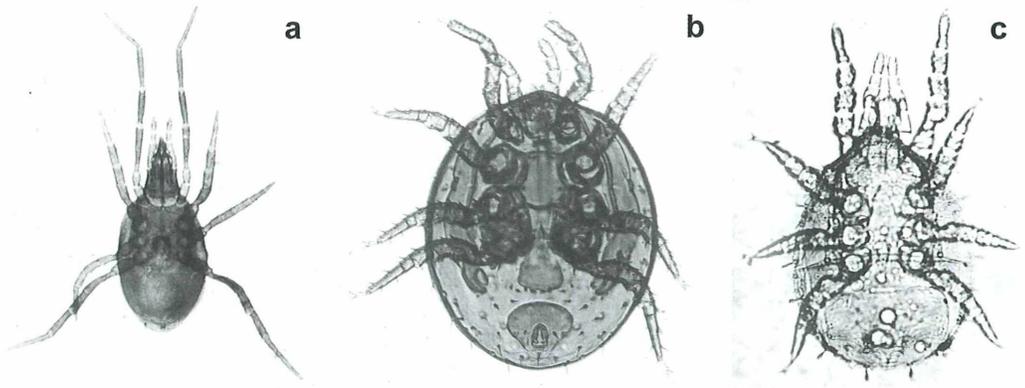
**Abb. 1: Zeckendarstellung vom Jahr 150 an der Decke eines römischen Bacchus-Tempels (aus Gorirossi-Bourdeau, 1995).**

tet werden. Es sollten eineinhalb tausend Jahre vergehen, bis eine exakte Beschreibung und Benennung der häufigsten Zecke, des Holzbockes vorlag: *Ixodes ricinus* Linné, 1758.

In der Folgezeit wurden vor allem Milben beschrieben, die man auf anderen Tieren fand: *Acarus orbicularis* O. F. Müller, 1776 auf Mistkäfern und auf kleinen Nagetieren; *Parasitus coleopratorum* Linné, 1758 auf einem Käfer; *Acarus fucorum* De Geer, 1778 auf einer Hummel; *Acarus gallinae* De Geer, 1778 auf Hausgeflügel; *Acarus hirundinis* Hermann, 1804 auf der Stallschwalbe; *Gamasus carinatus* C. L. Koch, 1839 auf der Feldmaus; *Dermanyssus sylviarum* Canestrini et Fanzago, 1877 auf Wildvögeln; *Poecilochirus carabi* G. et R. Canestrini, 1882 auf verschiedenen Käferarten; *Parasitus mustelarum* Oudemans, 1902 auf einem Wiesel.

### Parasiten oder harmlose Mikropassagiere?

Bis zum Anfang des 20. Jahrhunderts nahm man an, dass es sich bei diesen Milbenarten um Parasiten an den genannten Wirtstieren handelt. Noch 1909 fasste der Milbenforscher Reuter daher diese Milben sowie verwandte Arten, einschließlich Zecken, unter dem Namen Parasitiformes zusammen. Erst genaue Untersuchungen zeigten nach und nach, dass nur einige spezielle Milbengruppen Blutsauger

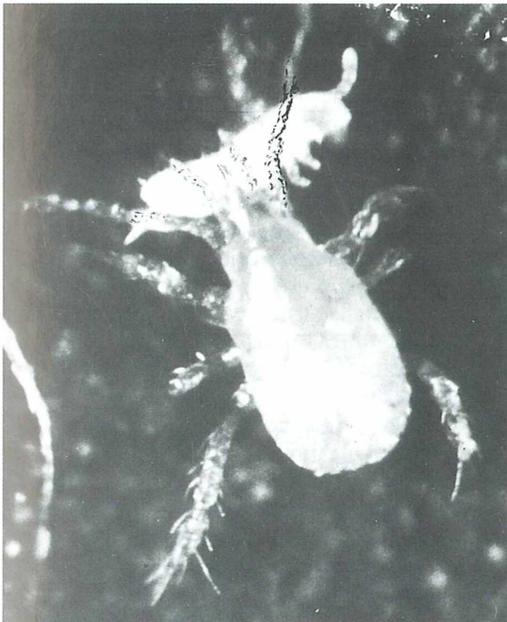


**Abb. 2:** Gamasina-Raubmilben der Gruppen Eugamasides, Gattung *Pergamasus* (a), Eviphidides, Gattung *Eviphis* (b), *Ascides*, Gattung *Prozercon* (c). Körperlängen a 1400 µm, b 500 µm, c 350 µm.

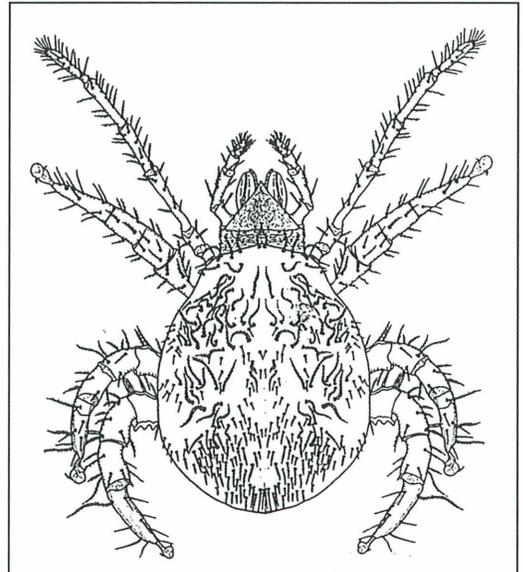
sind. Von den oben angeführten Arten betrifft es die Milben auf Hausgeflügel oder freilebenden Vögeln. Sie gehören zur Gruppe der Eviphidides, Untergruppe Dermanyssoidea. Wir kennen inzwischen einige hundert verwandte Arten, die aber nicht parasitisch, sondern räuberisch in den oberen Bodenschichten leben. Sie bildeten wieder die Basisgruppe für die Ent-

wicklung parasitischer Formen – ähnlich wie die Schildkrötenmilben, aus der die Parasiten hervorgingen – in einem Zeitraum von Millionen von Jahren, versteht sich! Dies verlief zweifellos in Wechselwirkung mit der Entfaltung der Vögel zu Anfang der geologischen Periode des Tertiärs, also vor 35 bis 55 Millionen Jahren.

Wir sahen im ersten Teil, dass die Schildkrötenmilben vor allem Tragwirte aufsuchen, um



**Abb. 3:** Eine Raubmilbe hat einen Springschwanz mit den Cheliceren ergriffen und beginnt, ihn zu vertilgen. Dazu werden Verdauungssäfte ausgeschieden.



**Abb. 4:** Antennophorina-Raubmilbe, Gruppe Trigynaspida, Gattung *Megisthanus*, Körperlänge 2000 µm (nach Butler und Hunter, zitiert in Karg, 1997).

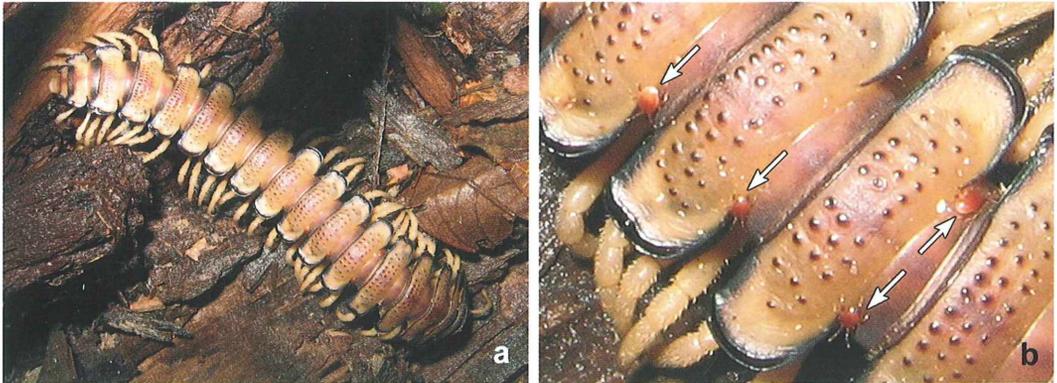


Abb. 5: Die meist tropischen Antennophorina-Raubmilben benutzen Hundertfüßler (Gattung *Scolopendra*) als Tragwirte (a). Ausschnitt mit Raubmilben (Pfeile). Aus dem Regenwald in Ghana (Bia-Nationalpark).

zu neuen Nahrungsplätzen zu gelangen. Ein solches Verhalten wurde auch bei anderen Milbengruppen der Parasitiformes beobachtet. Meist sind dazu bestimmte Jugendstadien (Zweitnymphen) befähigt. Dies trifft zum Beispiel auf die Gruppe der Eugamasides zu (Abb. 2a). Bei den Eviphidides (Abb. 2b) dagegen besteigen alle Stadien die Tragwirte. Insekten oder kleine Nagetiere dienen zum schnellen Transport.

Die Milben leben räuberisch von Fadenwürmern, anderen Milben, Fliegenlarven und kleinen Insekten beziehungsweise Urinsekten (Abb. 3). Die Raubmilben spielen als Regulatoren in der Natur- wie Kulturlandschaft eine wichtige Rolle. Ausgewählte Arten werden in Massenzüchten vermehrt und zur biologischen Bekämpfung von Schaderregern (Spinnmilben, Thripsen und Weiße Fliege) eingesetzt. Obwohl also heute klar ist, dass nur spezielle Gruppen sich zu ständigen Parasiten entwickel-

ten, hat man die Bezeichnung Parasitiformes beibehalten; denn alle diese Arten sind eng verwandt.

### Stammesverwandtschaft der Milbengruppen

Die nützlichen Raubmilben gehören zusammen mit weiteren Verwandten, den Ascides (Abb. 2c), zur großen Gruppe der Gamasina. Etwa tausend Arten konnten in Mitteleuropa nachgewiesen werden.

Den Parasitiformes muss weiterhin die weniger bekannte Raubmilbengruppe der Antennophorina zugeordnet werden (Abb. 4). Ihre Vertreter leben überwiegend in den Tropen. Auch sie lassen sich von größeren Tieren transportieren, wie beispielsweise Zuckerkäfern (Passaliden) oder Hundertfüßlern (Abb. 5).

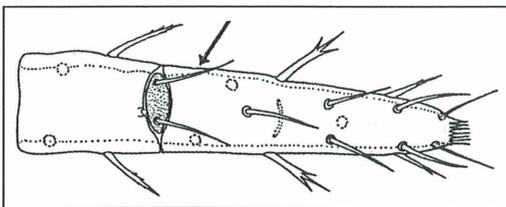


Abb. 6: Gemeinsames Spezialmerkmal (Synapomorphie) bei *Trigynaspida* und *Sejides* am Tarsus des IV. Beinpaars der Nymphen und der erwachsenen Tiere: Ein Paar spezieller Tasthaare (Pfeil) (aus Karg und Schorlemmer, 2008).

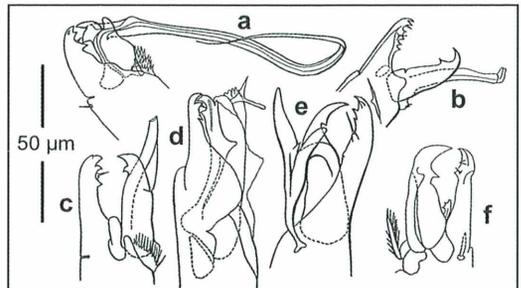


Abb. 7: Spermienüberträger bei Gamasina-Raubmilben, Gattungen *Pachylaelaps* (a), *Protogamasellus* (b), *Arctoseius* (c), *Evimirus* (d), *Amblyseius* (e), *Leptogamasus* (f) (aus Karg, 1993).

Abb. 8: Rücken der Erstnymphe bei den Schildkrötenmilben (a), bei den Sejides (b) und bei den Trigynaspida (c) mit zusätzlichen kleinen Schilden, einem gemeinsamen Sondermerkmal (aus Karg und Schorlemmer, 2008).

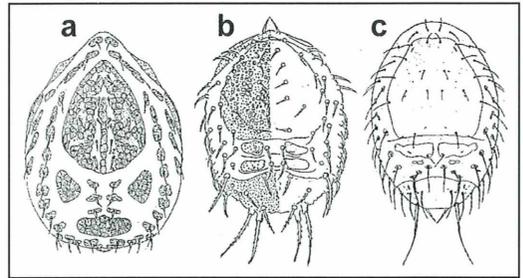
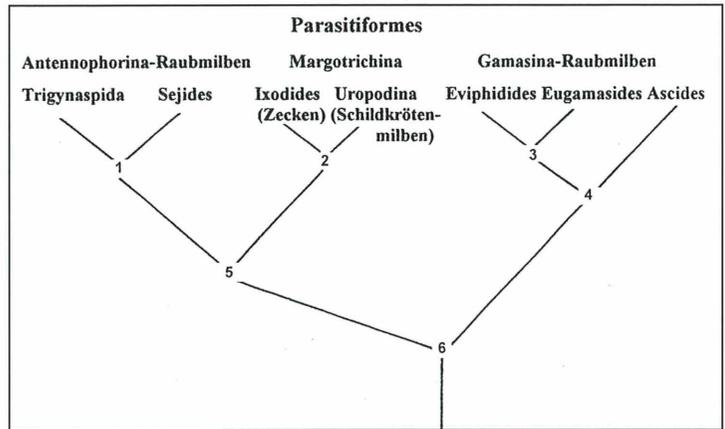


Abb. 9: Stammbaum für die Gruppen der Parasitiformes auf Grundlage der Synapomorphien 1 bis 6. Erläuterung der Synapomorphien:

- (1) Zwei spezielle Tasthaare an einer Spalte am Tarsus des IV. Beinpaars (Abb. 6).
- (2) Bei der Larve hat sich die Position von Haarpaar I3 seitwärts verlagert (Abb. 6 in Teil 2); – zwischen Beinhüften und Genitalschild verlaufen auffällige Furchen (Abb. 4 und 5 in Teil 2); – auf dem Rücken von ♀ und ♂ seitliche und hintere Furchen (Abb. 2 und 3 in Teil 2); – Inanalhaare im Nymphenstadium (Abb. 7 in Teil 2).
- (3) Spezielle Form der Spermien: Ribbon-Spermien.
- (4) Cheliceren der ♂♂ meist mit Spermienüberträgern (Abb. 7).
- (5) Beim ersten Nymphenstadium zusätzliche kleine Schilde ausgebildet (Abb. 8).
- (6) Im Larvenstadium trägt der vordere Schild 8–9 Haarpaare (Abb. 6 in Teil 2).



### **Stammbaum der Parasitiformes**

Nach den Arbeitsmethoden der phylogenetischen Systematik von Hennig (1950, 1994) wurde ein Stammbaum entworfen. In der Mitte finden wir die gemeinsame Gruppe der Zecken und Schildkrötenmilben – wissenschaftliche Namen Ixodides und Uropodina. Im zweiten Teil haben wir gesehen, dass die beiden Gruppen eng verwandt sind und eine gemeinsame Wurzel haben. Die Beweise lieferten spezielle gemeinsame Merkmalsabweichungen, so genannte Synapomorphien (syn = zusammen, gemeinsam, apo = weg, abweichend, morphe = Form, Gestalt). Sie werden hier unter Synapomorphie 2 von Abbildung 9 noch einmal zusammengefasst. Entsprechende Spezialmerkmale begründen die übrigen gemeinsamen Wurzeln der linken und rechten Teile des Stammbaumes.

In der eingehenden Untersuchung von Karg und Schorlemmer (2008) erhielt die gemeinsame Gruppe Zecken-Schildkrötenmilben (Ixodides-Uropodina) den Namen Margotrichina (margo = Rand, trichina = Haare). Der Name wurde nach der eigenartigen Verdrängung der Haare zum Rande hin auf dem hinteren Rückenteil gewählt (Abb. 6 in Teil 2 dieser Serie).

Durch diese Untersuchungen entfällt eine Gruppierung, die Canestrini im Jahre 1891 vornahm. Er fasste Gruppen, die keine Zecken sind, nach der Lage der Atemöffnung als Mesostigmata zusammen (meso = Mitte, stigma = Atemöffnung). Das ist aber kein korrektes Vorgehen. Das Merkmal ist keine Synapomorphie, denn bei den Taubenzecken sind die Stigmen ebenfalls seitlich in der Mitte des Körpers lokalisiert (Abb. 5b in Teil 2 dieser Serie). Lediglich bei der Familie der Holzböcke (Ixodidae) sind die Stigmen etwas nach hinten verlagert (Abb.

5c in Teil 2). Dies muss aber als eine sekundäre Anpassung betrachtet werden. Im Hinterleib der Weibchen entwickeln sich 2.000 bis 5.000 Eier, die mit Sauerstoff versorgt werden müssen.

### Schlussfolgerungen

Schildkrötenmilben und Zecken sind enger miteinander verwandt als mit jeder anderen Milbengruppe. Sie werden deshalb als Margotrichina zusammengefasst. Zusammen mit den Gamasina-Raubmilben und den Antennophorina-Raubmilben bilden sie die große Milbengruppe der Parasitiformes. Die Gruppen konnten durch besondere gemeinsame Spezialmerkmale (Synapomorphien) begründet werden.

### Literaturhinweise

Gorirossi-Bourdeau, F.: A documentation in stone of acarina at the Roman temple of Bacchus in Baal-

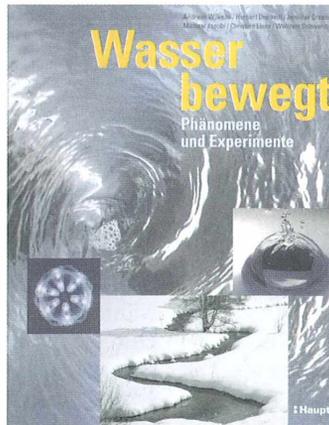
- bek, Lebanon about 150 AD. Bull. Ann. Soc. r. belge Ent. 131, 3–15 (1995).
- Hennig, W.: Phylogenetic systematics. University of Illinois Press, Urbana, Chicago 1966.
- Hennig, W.: Taschenbuch der Speziellen Zoologie, Wirbellose I. Gustav Fischer Verlag, Jena 1994.
- Karg, W.: Acari (Acarina) Milben, Parasitiformes (Anactinochaeta) Cohors Gamasina Leach: Raubmilben. In: Die Tierwelt Deutschlands, 59. Teil, Gustav Fischer Verlag, Jena 1993.
- Karg, W.: Neue Raubmilbenarten der Antennophorina Berlese, 1892 (Acarina, Parasitiformes), phoretisch auf Passaliden. Mitt. Zool. Museum Berlin 73, 5–61 (1997).
- Karg, W.: The systematics of Parasitiformes, especially of Gamasina Leach (Acarina), with new species from Ecuador (Acarina, Parasitiformes). Mitt. Mus. Naturkd. Berlin, Zoologische Reihe 82, 140–169 (2006).
- Karg, W., Schorlemmer, A.: Origin and classification of the Ixodides (ticks) within the Parasitiformes Reuter 1909 (Acarina). Acarologia 58, 123–134 (2008).

Verfasser: Prof. Dr. Wolfgang Karg, Hohe Kiefer 152, 14532 Kleinmachnow, E-Mail: [Udo.Karg@arcor.de](mailto:Udo.Karg@arcor.de)

## Buchbesprechung

Wilkins, A., Dreiseitl, H., Greene, J., Jacobi, M., Liess, Ch., Schwenk, W.: Wasser bewegt. Phänomene und Experimente. Haupt Verlag, Stuttgart 2009, 205 Seiten, ca. 200 Farbfotos, 70 Graphiken, gebunden, € 29,90, ISBN 978-3-258-07521-1.

Die Idee für dieses Buch geht auf Theodor Schwenk zurück, der in den 1960er Jahren am Institut für Strömungswissenschaften in Herrschried Schauversuche mit Wasser für Institutsführungen entwickelte. Die von den Wasser-Experimenten beeindruckten Zuschauer wünschten sich Anleitungen zum Selberexperimentieren. So entstand im Laufe der Jahre am Institut eine stetig wachsende Sammlung von Versuchen und Anleitungen, die nun in Form die-



ses Buches zur Verfügung steht. Nicht nur Experimentierwillige werden ihren Spaß damit haben. Es ist ein Augenschmaus, sich die fantastischen Momentaufnahmen von Wasser in diversen Formen der Bewegung anzuschauen: Farbwirbel in zähem Zuckerwasser,

aufsteigende blütenartige Ringwirbel, Wasserstrahlen wie aus Glas modelliert, fallende, eintunkende und hochspritzende Farbtropfen, die symmetrische Muster erzeugen und vieles mehr. Die Anleitungen sind sehr gut nachvollziehbar, wobei der Schwierigkeitsgrad der Experimente durch die Anzahl von Wassertropfen in der Versuchsbeschreibung symbolisiert wird. Die Autoren erläutern das Geschehen und die physikalischen Hintergründe teils mit wissenschaftlicher Klarheit, teils mit dynamischen, fast poetischen Worten. Man muss kein Wissenschaftler sein, um Gefallen an der Faszination des Wassers zu gewinnen. Lehrer, Schüler und sonstige interessierten Laien können mit Hilfe dieses Buches Wasser spürbar erleben und seine Phänomene einfach nachvollziehen.

Renate Radek, Berlin

# Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop

## Teil 2: Übergang von der Tierbestäubung zur Windbestäubung am Beispiel von Ahorn-Arten (*Acer spec.*)

Armin Maidhof

Die Tierbestäubung (Zoophilie) ist im Vergleich zur Windbestäubung (Anemophilie) der entwicklungs geschichtlich jüngere Bestäubungsmodus. Die Windbestäubung tritt bei den Nacktsamern (Gymnospermen) ursprünglich auf und ist in dieser Unterabteilung der Samenpflanzen allgemein verbreitet. Die Tierbestäubung entwickelte sich erst mit dem Auftreten der Bedecktsamer (Angiospermen) vor circa 135 Millionen Jahren in der Kreidezeit. Käfer waren mit großer Wahrscheinlichkeit die ersten Blütengäste. Für sie stellten die Blüten eine wichtige Nahrungsquelle dar. Sie fraßen Pollen und Nektar, nicht selten auch die ganze Blüte. In der Kreidezeit und den folgenden Epochen entstand mit den Angiospermen die höchstentwickelte und erfolgreichste Pflanzengruppe. Dabei spielte die gegenseitige Anpassung von Tier und Blüte eine herausragende Rolle.

**W**ie bereits im ersten Teil dieses Beitrags angeführt wurde, ist eine beachtliche Zahl von Angiospermen wieder zur Windbestäubung übergegangen (Maidhof, 2010). Die Windblütigkeit muss also trotz der Treffer-Ungenauigkeit für manche Angiospermen wie etwa den Laubbäumen einen Überlebensvorteil bieten. Diese Entwicklung kann auch heute noch in verschiedenen Pflanzenfamilien verfolgt werden, so dass man eine Vorstellung bekommt, in welchen Schritten der Übergang von der Tier- zur Windblütigkeit erfolgt sein könnte. Ein leicht zugängliches Beobachtungsmaterial stellen Arten der Gattung *Acer* (Ahorne) dar, die früher die eigenständige Familie der Ahorngewächse (Aceraceen) bildeten, heute nach neuen molekularbiologischen Erkenntnissen jedoch den Seifenbaumgewächsen (Sapindaceen) zugerechnet werden. Jeder Naturfreund kennt sicher die auffälligen Samen der Ahorn-Arten, die lange Flügel besitzen, mit denen sie zur Zeit der Fruchtreife propellerartig zu Boden segeln.

### Die Blüten des Spitz-Ahorns (*Acer platanoides*)

Der Spitz-Ahorn ist in Mitteleuropa in Mischwäldern weit verbreitet. Er wird auch als Park- und Alleebaum geschätzt. Sein Name rührt von seinen spitz gelappten Blättern her. Die kleinen, gelblichgrünen Blüten erscheinen im März bis April vor dem Laubaustrieb und sind in dichtblütigen, aufrechten Rispen angeordnet (Abb. 1). Im gleichen Blütenstand finden sich männliche, weibliche und zwittrige Blüten. Die Blütenhülle besteht aus Kelch- und Kronblättern. Der Fruchtknoten mit gegabelter Narbe und die Staubgefäße sitzen auf einem scheibenförmigen Blütenboden, Diskus genannt, welcher der Nektarproduktion dient (Abb. 2 und 5). In der männlichen Blüte sind die Staubgefäße so lang wie die Kronblätter und fertil, der Fruchtknoten hingegen ist stark verkümmert und steril (Abb. 2). In den reifen aufgeplatzten Pollensäcken bleibt der durch Pollenkitt verklebte Blütenstaub haften und kann von besu-

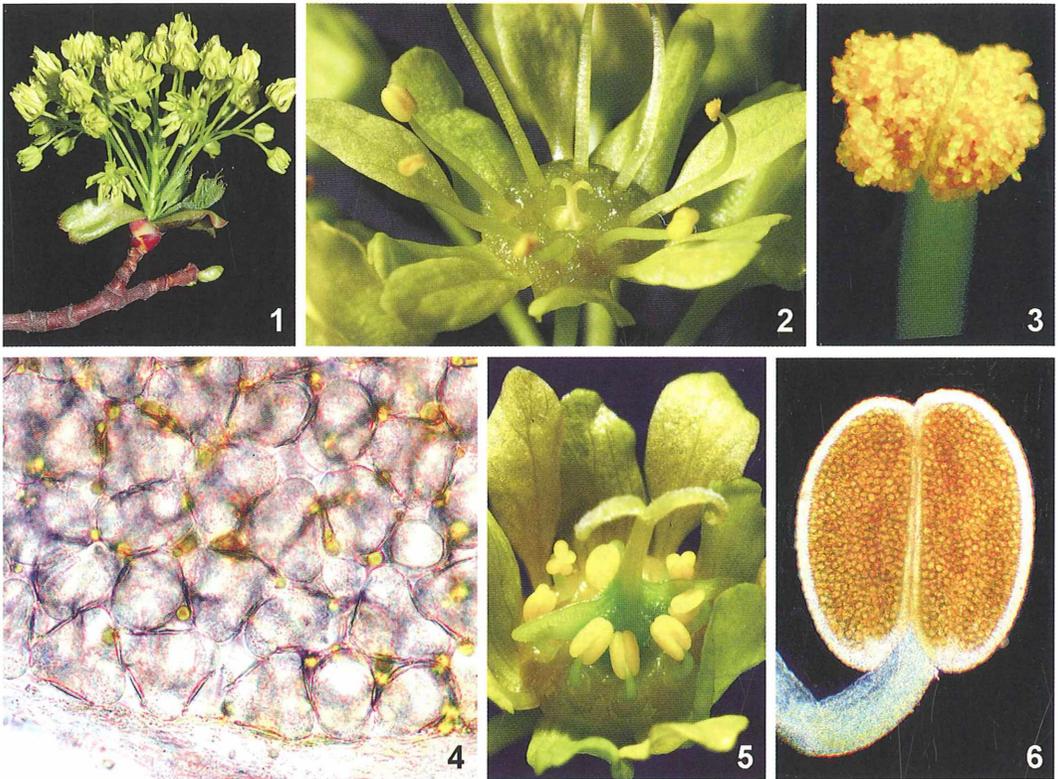


Abb. 1–6: Spitz-Ahorn (*Acer platanoides*). – Abb. 1: Blüten in einer aufrechten Rispe angeordnet. – Abb. 2: Männliche Blüte mit funktionell entwickelten Staubgefäßen, im Zentrum stark zurückgebildeter Fruchtknoten mit zweiästiger Narbe. Staubgefäße und Fruchtknoten entspringen auf einem Diskus, der als Nektarium dient. Vergr. 10fach. – Abb. 3: Geöffnete Anthere mit reifen Pollenkörnern, die durch Pollenkitt aneinanderkleben. Vergr. 40fach. – Abb. 4: Pollensack mit reifenden Pollen, dazwischen öliger Pollenkitt. Hellfeldbeleuchtung, Vergr. 500fach. – Abb. 5: Weibliche Blüte, Staubgefäße steril mit verkürzten Filamenten; fertiler Fruchtknoten mit zweiästiger Narbe, die Flügel der typischen Ahornsamen sind bereits angelegt; scheibenförmiger Blütenboden als Nektarium entwickelt. Vergr. 10fach. – Abb. 6: Steriles Staubgefäß mit unreifen Pollen aus einer verblühten weiblichen Blüte; Dunkelfeldbeleuchtung, Vergr. 75fach.

chenden Insekten gesammelt werden (Abb. 3 und 4). Klebriger Pollenkitt ist grundlegende Voraussetzung für die Übertragung des Blütenstaubs durch Tiere.

In der weiblichen Blüte ist der Fruchtknoten, der aus zwei geflügelten Fruchtblättern besteht, funktionsfähig entwickelt (Abb. 5). Die Staubgefäße sind nur halb so lang wie die Kronblätter und steril. Sie setzen zwar noch Pollenkörner an, die Entwicklung bleibt aber auf einem unreifen Stadium stehen (Abb. 6). Der Spitz-Ahorn weist mit dem Auftreten eingeschlechtlicher Blüten in einhäusiger Verteilung ein Merkmal windblütiger Pflanzen auf (siehe Tab. 1 in Maidhof, 2010),

wird aber von Insekten bestäubt. Da der Diskus in männlichen und weiblichen Blüten Nektar sezerniert, ist der Insektenbesuch und somit der Pollentransfer gesichert. Bienen sind die häufigsten Blütenbesucher.

### Die Blüten des Berg-Ahorns (*Acer pseudoplatanus*)

Der Berg-Ahorn kommt in Buchenmischwäldern vor, besonders in Hanglagen, und kann bis in die Baumgrenze der alpinen Region aufsteigen. Aus blütenbiologischer Sicht weist er

bereits mehrere typische Merkmale der Windblütigkeit auf. Die Blüten sind überwiegend getrenntgeschlechtlich und in hängenden Trauben angeordnet (Abb. 7 und 9), die nur noch einen geringen Anteil an zwittrigen Blüten aufweisen. Die Blütezeit beginnt mit dem Laubaustrieb im April bis Mai. Die Blütenhülle ist in beiden Geschlechtern unscheinbar. Die Staubgefäße der männlichen Blüten (Abb. 8) beziehungsweise die Narben der weiblichen Blüten (Abb. 10) entspringen wie beim Spitzahorn auf einem Nektar absondernden Diskus und ragen weit über die stark reduzierte Blütenhülle heraus, so dass sie vom Wind leicht erreicht werden können. Die Organe des jeweils anderen Geschlechts sind in

den getrenntgeschlechtigen Blüten zurückgebildet (Abb. 8 und 10). Die hängenden, leicht pendelnden Blütentrauben unterstützen die Windbestäubung. In den reifen Staubgefäßen ist der Blütenstaub nur sparsam mit Pollenkitt belegt, so dass nach dem Aufplatzen der Theken die Pollenkörner nur in lockeren Aggregaten aneinander haften (Abb. 11 und 12). So können die Pollenkörner sowohl vom Wind als auch von Insekten auf die Narben übertragen werden. Da in beiden Blütenformen noch Nektar produziert wird, kann die Insektenbestäubung zur Windbestäubung parallel laufen.

Blütenphänologisch interessant ist das Auftreten von proterandrischen oder protogynen

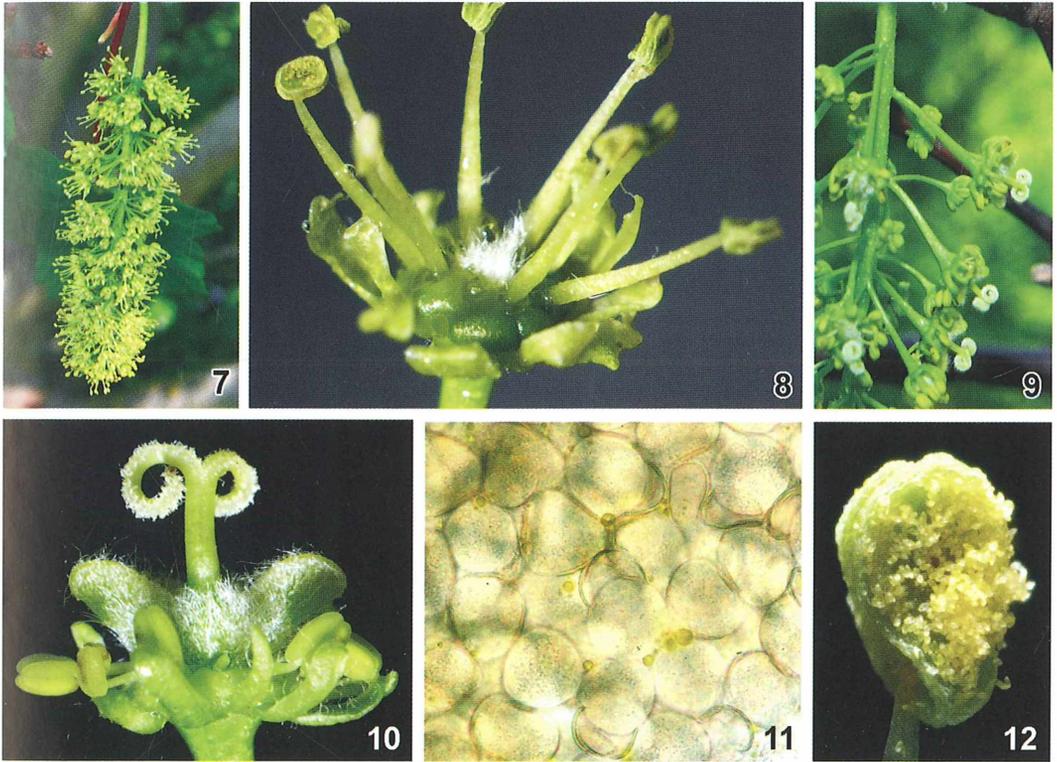


Abb. 7–12: Berg-Ahorn (*Acer pseudoplatanus*). – Abb. 7: Hängende Rispe mit männlichen Blüten; die Staubgefäße überragen die reduzierte Blütenhülle. – Abb. 8: Männliche Blüte, Fruchtknoten ist bis auf einen weißen Haarbüschel verkümmert. Staubgefäße entspringen auf der Diskusscheibe (Nektarium) und ragen weit über die reduzierte Blütenhülle hinaus. Vergr. 10fach. – Abb. 9: Hängende Rispe mit weiblichen Blüten; die Narben überragen die verkümmerte Blütenhülle. Vergr. 2,5fach. – Abb. 10: Weibliche Blüte mit Fruchtknoten und zweiästiger Narbe; Fruchtknoten besitzt bereits die typischen Flügelorgane des Ahorn-Samens. Staubgefäße morphologisch vorhanden, aber steril. Blütenhülle verkümmert. Vergr. 10fach. – Abb. 11: Pollensack mit reifenden Pollen, zwischen den Pollen geringe Mengen an Pollenkitt in Form kleiner Öltröpfchen; Hellfeldbeleuchtung. Vergr. 500fach. – Abb. 12: Geöffnete Anthere mit reifen Pollenkörnern, die durch geringe Mengen an Pollenkitt nur locker aneinanderkleben. Vergr. 50fach.

Bäumen, das heißt Individuen, bei denen zuerst die männlichen Blüten beziehungsweise die weiblichen Blüten reifen, wodurch die Fremdbestäubung gefördert und die Selbstbestäubung verhindert wird (Scholz, 1960). Dieser individuelle Blühtyp wird von manchen Bäumen in aufeinanderfolgenden Jahren beibehalten, während bei anderen ein Wechsel zu beobachten ist. Der individuell stabile Blühtyp könnte ein Entwicklungsstadium auf dem Weg zur Zweihäusigkeit sein.

### Die Blüten des Eschen-Ahorns (*Acer negundo*)

Der Eschen-Ahorn stammt aus Nordamerika und wurde im 17. Jahrhundert in Mitteleuropa als Parkbaum eingeführt. Die Blätter weichen von der typischen Form innerhalb der Ahorn-gattung ab. Sie sind unpaar gefiedert und ähneln somit den Blättern der Eschenarten (Name). Bei dieser Ahorn-Art sind annähernd alle typischen Merkmale der Windblütigkeit

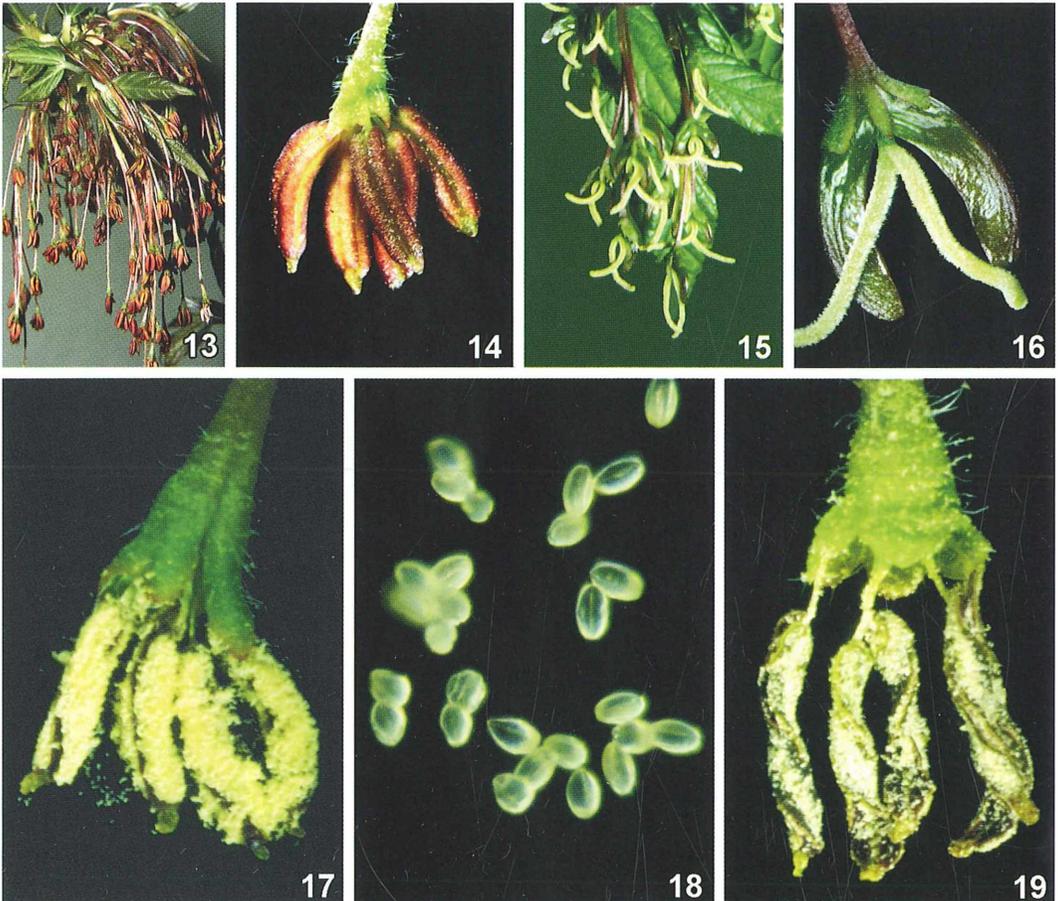


Abb. 13–19: Eschen-Ahorn (*Acer negundo*). – Abb. 13: Die männlichen Blüten hängen an langen Stielen herab. – Abb. 14: Männliche Blüten bestehen nur noch aus den Staubgefäßen, die Blütenhülle ist zurückgebildet. Vergr. 10fach. – Abb. 15: Weibliche Blüten an hängenden Rispen, Blütenhülle zurückgebildet, Narbenäste frei zugänglich. Vergr. 2fach. – Abb. 16: Weibliche Blüte mit dem geflügelten Fruchtknoten und zwei frei zugänglichen Narbenästen. Vergr. 10fach. – Abb. 17: Männliche Blüte mit geplatzen Staubbeuteln, Pollenkörner bilden durch geringe Spuren von Kittsubstanz eine lockere Masse. Vergr. 15fach. – Abb. 18: Blütenstaub verklumpt nur zu kleinen Aggregaten. Dunkelfeldbeleuchtung. Vergr. 240fach. – Abb. 19: Reife männliche Blüte; die Theken der aufgeplatzen Staubgefäße sind spiralig gedreht. Vergr. 15fach.

entwickelt. Die Blüten sind getrenntgeschlechtig und zweihäusig verteilt. Fremdbestäubung ist somit gesichert. Bei beiden Geschlechtern fehlen Blütenhülle und Nektarien. Die männlichen Blüten sitzen an langen Stielen in hängenden Büscheln (Abb. 13 und 14), die weiblichen Blüten hingegen in lockeren Trauben (Abb. 15 und 16). Staubgefäße und Narben pendeln in exponierter Stellung und können so von Luftströmungen erfasst werden. In den circa 3 mm großen Staubbeuteln wird eine hohe Pollenproduktion erreicht. Allerdings wird noch Pollenkitt erzeugt, wodurch in den durch Austrocknung aufgeplatzten Theken die Pollenkörner zusammenkleben (Abb. 17). Da der Pollenkitt in geringen Mengen vorkommt und sehr ungleichmäßig verteilt ist, bildet der reife Blütenstaub ein lockeres, mehliges Pulver (Abb. 18). Dadurch ist die Voraussetzung für die Windbestäubung dennoch gegeben. Hinzu kommt, dass die Theken der geöffneten Staubgefäße spiralig gedreht sind und der Blütenstaub in den Spiralwindungen bis zum Abtransport durch den Wind in Warteposition gehalten wird (Abb. 19).

### Überlegungen zur Evolution der sekundären Anemophilie

Der Blütenaufbau der drei geschilderten Ahorn-Arten kann eine Vorstellung vermitteln, wie die Entwicklungsschritte von der Tierblütigkeit zurück zur Windbestäubung verlaufen sein könnten.

1. Übergang von den zwittrigen Blüten zu eingeschlechtigen Blüten in einhäusiger Anordnung, wobei die Blütenhülle noch erhalten bleibt. Pollenkitt-Synthese in den fertilen Staubgefäßen und Nektarausscheidung in beiden eingeschlechtigen Blütenformen unterstützen die Tierbestäubung.

2. Entwicklung von herabhängenden Blütenständen, beispielsweise Trauben, die im Wind pendeln können. Die Blütenhülle wird reduziert, so dass die Staubgefäße und die Narben eine exponierte Stellung im Wind einnehmen. Die Ausbildung einer zweihäusigen Anordnung der Blütenstände kann auftreten, wodurch die Fremdbestäubung gefördert wird. Die Produktion von Pollenkitt wird vermindert, wodurch der Blütenstaub eine aufgelockerte Qualität annimmt, die einer Windbestäubung förderlich ist. Die Nektarausscheidung bleibt in beiden Blütenformen noch erhalten und gewährleistet

weiterhin die Tierbestäubung neben der bereits auftretenden Windbestäubung.

3. Vollständige Rückbildung der Blütenhülle und fehlende Nektarausscheidung sind entscheidende Entwicklungsschritte in Richtung Windblütigkeit. Die Reduktion der Pollenkitt-Synthese und Vergrößerung der Staubgefäße verbunden mit der Zunahme der Pollenmenge erhöhen die Trefferquote bei der Windbestäubung. Die Verlängerung der Narbenäste zielt in die gleiche Richtung. Somit übernimmt der Wind den alleinigen Pollentransfer.

Es stellt sich die Frage, warum die zielsichere und ökonomisch sparsame Tierbestäubung von einer Reihe Angiospermen, unter anderem zahlreichen Laubbäumen, wieder aufgegeben wurde, und die Windblütigkeit sich trotz ihrer Trefferungenauigkeit verbunden mit verschwenderischer Pollenproduktion wieder durchsetzen konnte. Darüber kann nur spekuliert werden. Auffallend ist der Umstand, dass eine große Zahl der Laubbäume im zeitigen Frühjahr vor oder mit dem Laubaustrieb blüht. Zu dieser Zeit beginnen sich auch in der offenen Landschaft und in der Krautschicht der Wälder die Frühjahrsblüher zu entfalten. Die Intensität des Insektenflugs wird im Frühjahr durch die Witterungsverhältnisse stark beeinflusst. Kälteperioden können den Blütenbesuch der Insekten einschränken. So entsteht bezüglich des Insektenbesuchs eine Konkurrenz zwischen den Frühjahrsblühern. Unter diesen Umständen kann die Unabhängigkeit von der Insektenbestäubung einen Selektionsvorteil darstellen. Dieser Vorteil könnte die treibende Kraft gewesen sein, dass in entwicklungsgeschichtlichen Zeiträumen durch allmähliche Umgestaltung der Blüten insektenblütige Pflanzenarten wieder zur Windblütigkeit übergegangen sind.

### Literaturhinweise

Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop. Teil 1: Anpassungen an die Windbestäubung am Beispiel der Hasel (*Corylus avellana*) Mikrokosmos 99, 2–7 (2010).

Scholz, E.: Blütenmorphologische und -biologische Untersuchungen bei *Acer pseudoplatanus* L. und *Acer platanoides* L. Der Züchter 30, 11–16 (1960).

Methodische Hinweise und ausführliches Literaturverzeichnis siehe Teil 1 (Maidhof, 2010).

Verfasser: Dr. Armin Maidhof, Im Sempel 54, 55246 Mainz-Kostheim

## Nachricht

### Zum 14. Sommerworkshop in der Feldberger Seenlandschaft

Längst sind sie Tradition, die Sommerworkshops in dieser wunderschönen Mecklenburger Kleinseenslandschaft. Nach der Wende von Mitarbeitern der Humboldt-Universität zu Berlin sowie der seit 1959 im Feldberger Raum arbeitenden hydrographisch-biologischen Arbeitsgemeinschaft BONITO ins Leben gerufen, erfreuen sie sich weiter großer Beliebtheit unter denen, die mehr über unsere Binnenseen wissen wollen.

Schwergewicht für die im September 2009 durchgeführten beiden Wochenlehrgänge war natürlich der Komplex Wasserchemie. Wieder wurde mit mehreren Fahrzeugen ein komplettes, umweltorientiertes und modernes Wasserlabor aus Berlin herangefahren. Im Seminarraum der Krüseliner Mühle aufgestellt bot es die Voraussetzung für die durchzuführenden Untersuchungen. So konnten dieses Jahr Wasserproben aus verschiedenen Tiefen aus den hocheutrophen Seen Feldberger Haussee und Scharteisen und aus den mesotrophen Seen Schmalzer Lutzen und Krüselin gewonnen (Abb. 1) und mit Atomabsorptionsspektrometrie, Inversvoltammetrie, Ionenchromatographie, Gaschromatographie, Photometrie und mit nasschemischen Methoden untersucht werden.

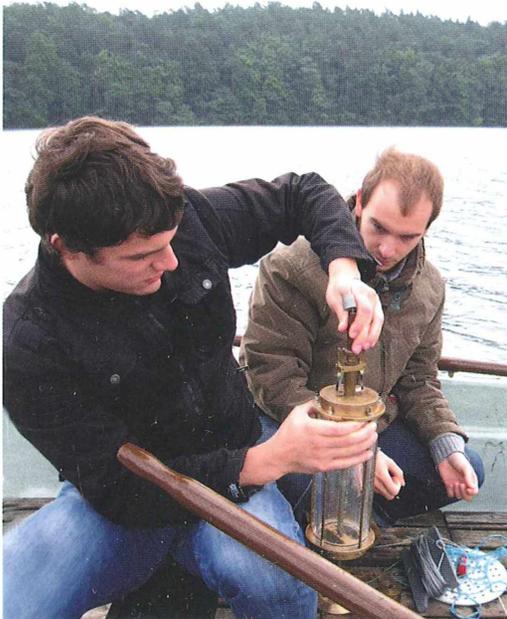


Abb. 1: Probennahme mittels eines Wasserschöpfers vom Boot aus (Foto: Gunnar Schwarz, Berlin).

Einführende Vorträge zur Limnologie und zur Funktionsweise der verschiedenen Bestimmungsmethoden und zur Mikroskopie schufen die theoretische Basis für die praktische Arbeit. Auf dem Programm stand auch die Begehung der Landschaft unter Führung eines Mitarbeiters der Naturparkbehörde, der sachkundig in diese immer noch hervorragend erhaltene Endmoränenlandschaft einführte.

Lichtbildvorträge zur 50-jährigen limnologischen Tätigkeit der Arbeitsgemeinschaft BONITO zeigten, wie man auch mit einfachen Mitteln und Geräten, insbesondere durch Langzeituntersuchungen eine rund 75 km<sup>2</sup> große Seenlandschaft limnologisch kontrollieren kann. Von besonderem Interesse war dazu wieder eine kleine Geräteausstellung, die mit selbst entwickelten und gebauten Probenahme- und Untersuchungsgeräten die Arbeit der BONITO früher erst ermöglichte und damals sogar internationales Interesse herbeiführte. Diese Geräte konnten hier zum letzten Mal gezeigt werden (Abb. 2), wurden sie doch anschließend dem Studienarchiv Umweltgeschichte des IUGR (Institut für Umweltgeschichte und Regionalentwicklung) an der Hochschule in Neubrandenburg übergeben. In diesem Institut befindet sich auch künftig das in über 50 Jahren aufgelaufene Untersuchungsmaterial der Arbeitsgemeinschaft BONITO, das dort jedem Interessenten zur Nutzung zugänglich gemacht wird.

Herr Dr. L. Täuscher widmete sich mit seinen Vorträgen und Demonstrationen wieder der Wasserpflanzenwelt und dem Plankton. Dabei galt es die Zuweisung bestimmter Hydrophyten zu den unter-



Abb. 2: Alte Geräte zur Probennahme und Wasseruntersuchung (Foto: BONITO).

schiedlichen Eutrophierungsstadien der Gewässer herauszuarbeiten. Ein besonderes Erlebnis war, dass im hocheutrophen Feldberger Haussee, dessen Hydrophytenwelt in den 1960er Jahren bereits einmal kurz vor dem völligen Zusammenbruch stand, ein Exemplar der recht seltenen Unterwasserpflanze *Najas*, das Nix(en)kraut gefunden werden konnte. Ob es nun *Najas marina* oder *N. intermedia* ist, harrt allerdings noch der genauen Bestimmung.

Bereits zu Beginn der beiden Lehrgänge wurden zwei Kursmikroskope zur allgemeinen Benutzung aufgestellt. Sie sollten bei den Teilnehmern Interesse wecken und sie ermuntern, die eine oder andere beiläufig gefischte Planktonprobe anzuschauen. Um den im Mikroskopieren meist Ungeübten die Scheu zu nehmen, aber auch um Schaden zu vermeiden, wurde in einem Kurzvortrag von Dipl. Biol. W. M. Richter der Umgang mit diesen Geräten erläutert. So vorbereitet konnten jeweils am letzten Lehrgangstag mehrere Planktonproben aus unterschiedlich eutrophen Seen gemeinschaftlich mikroskopisch betrachtet und unter fachkundiger Anleitung ausgewertet werden (Abb. 3). Nicht unerwähnt sollte bleiben, dass am Rande der Sommerworkshops wieder fotografische Unterwasseraufnahmen gemacht werden konnten, welche für den makroskopischen Aspekt von Gewässeruntersuchungen wichtig sind.

Durch die Unterstützung der Norddeutschen Stiftung für Umwelt und Entwicklung (NUE, Bingolotto), der Umweltlotterie, speziell für diesen 14. Sommerworkshop konnte eine FullHD-Kamera angeschafft werden, mit der viele Filmclips aufgenommen wurden. Sie sollen – in einem kleinen Film zusammengestellt – künftig von diesen Veranstaltungen berichten und für das Engagement in unserer Umwelt werben.

Alles in allem scheint den Teilnehmerinnen und Teilnehmern des Sommerworkshops auch diesmal wieder deutlich geworden zu sein, dass zur Charakterisierung eines Gewässers Vertreter verschiedener Fachrichtungen zusammenwirken müssen. Denn das



**Abb. 3: Mikroskopieren von Wasserproben unter freiem Himmel (Foto: Gunnar Schwarz, Berlin).**

Biotop Süßwassersee wird beispielsweise durch biologische, chemische, geologische, geographische, hydrologische und physikalische Parameter beeinflusst. Limnologie zu betreiben ist nur möglich in Zusammenarbeit der unterschiedlichen Disziplinen, da nur so der Lebensraum See hinreichend zu beurteilen und zu bewerten ist.

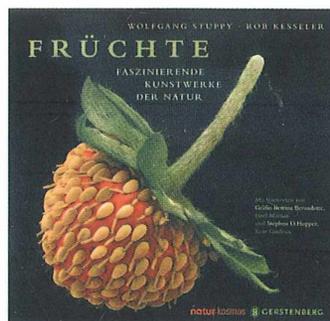
Bleibt zum Schluss der Dank an alle, die uns unterstützten. Die Ergebnisse sind als PDF unter folgender Adresse verfügbar: [www.linscheidlab.de/LinscheidLab\\_SommerkursStudenten\\_en.html](http://www.linscheidlab.de/LinscheidLab_SommerkursStudenten_en.html)

*Verfasser:* Dipl. Biol. Wolfgang M. Richter, AG BONITO, Drosselgang 2, 21709 Himmelpforten, und Dr. Georg Kubsch, Humboldt-Universität zu Berlin, Institut für Chemie, Brook-Taylor-Straße 2, 12489 Berlin

## Buchbesprechung

**Stuppy, W., Kessler, R.:**  
**Früchte – Faszinierende Kunstwerke der Natur.** Gerstenberg Verlag, Hildesheim 2009, 264 durchgehend farbige Seiten, Großformat, gebunden, € 59,90, ISBN 978-3-8369-2995-0.

Diese Buch wurde bereits im Jahr 2008 besprochen (MIKROKOSMOS Heft 6, S. 368). Damals war



es allerdings die englische Version, die ausgesprochen positiv beurteilt wurde. Nun liegt dieses Buch in deutscher Übersetzung vor und verdient natürlich die gleiche Hochachtung wie sein Original. Ich kann es nur wärmstens allen denen empfehlen, die von schönen Bildern angesprochen werden. Und das gilt nicht nur für botanisch orientierte Leser.

Wilhelm Wagner, Essen

## Mikro-Lyrik

### Boccheses Lieblingshund

Ein kalter Winterabend in Venedig – dem Venedig der Kriminalautorin Donna Leon, welche hier ihren Commissario Brunetti Band für Band auf Verbrecherjagd schickt. Derzeit steht sein vierzehnter Fall an, denn auf dem Weihnachtsmarkt am Campo Santo Stefano fielen soeben fünf Schüsse. Ein fliegender Händler ist auf offener Straße ermordet worden. Den Tod des Illegalen aufzuklären, hat allerdings niemand großes Interesse – was Brunetti ärgert und umso hartnäckiger fahnden lässt.

Im Zuge der Ermittlungen (die offiziell von höchster Stelle verboten worden sind) lässt der Commissario im Vertrauen auf die Discretion des zuständigen Kriminaltechnikers Bocchese Fingerabdrücke überprüfen.

Als Brunetti das Labor betrat, fand er Bocchese über ein Mikroskop gebeugt, dessen langes Rohr er gerade justierte. Ein Auge auf das Okular gepresst, gab der Kriminaltechniker einen Laut von sich, der ein Gruß sein mochte oder vielleicht auch ein Ausdruck der Zufriedenheit über das, was er unter der Linse sah.

Brunetti trat zu ihm und warf einen Blick auf den Objektstisch, auf dem er eine der kleinen Glasplatten mit einer Probe oder einem Abstrich erwartete. Doch statt dessen lag dort ein dunkelbraunes Rechteck, halb so groß wie eine Zigarettenschachtel und allem Anschein nach aus Metall.

„Was ist das?“ fragte Brunetti verständnislos. Bocchese antwortete nicht gleich, sondern drehte weiter an der Schraube und studierte das Objekt noch ein paar Sekunden. Dann gab er das Okular frei und sagte mit einer einladenden Handbewegung: „Sehen Sie selbst.“

Er rutschte vom Hocker, und Brunetti nahm seinen Platz ein. Es wäre nicht das erste Mal, dass Bocchese oder auch Dr. Rizzardi ihn Gewebeproben unter dem Mikroskop betrachten ließen, um ihm eine Verletzung oder einen widernatürlichen Eingriff zu demonstrieren.

Brunetti brachte das rechte Auge an das gewölbte Okular und kniff das linke zu. Was er sah, war ein offenbar riesengroßes, metallisch glänzendes schwarzes Auge mit einem runden Loch in der Mitte anstelle der Iris. Brunetti stützte sich mit den Handflächen auf den Tisch, blinzelte kurz und beugte sich dann wieder über das Mikroskop. Aber er sah immer noch ein Auge, umrahmt von hauchzarten, gestrichelten Linien, die wohl Wimpern darstellen sollten.

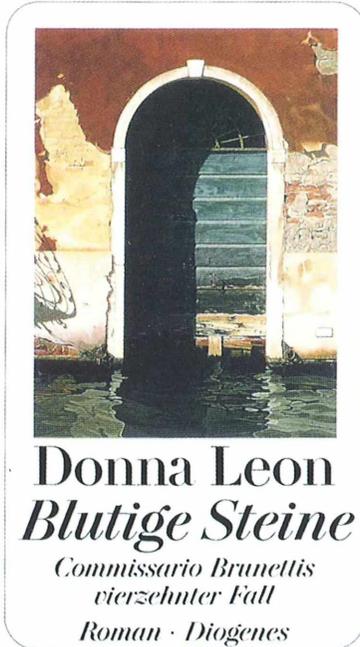
Ratlos richtete er sich auf. „Was ist das?“ wiederholte er. Bocchese trat neben ihn und zog das metallisch blinkende

Teil unter der Linse hervor. „Hier, schauen Sie sich's an“, sagte er und reichte es Brunetti. (Es handelt sich um eine kunstvolle Darstellung eines Ritters zu Ross).

Was Brunetti unter dem Mikroskop gesehen hatte, war das Pferdeauge; jetzt, ohne Vergrößerung, musste er das Täfelchen ans Licht halten, um das winzige Loch anstelle der Iris erkennen zu können. (Bocchese prüft für einen Freund, ob es sich bei dieser Arbeit um eine Fälschung handelt.)

„Ja, aber ausgerechnet hier?“ Brunetti wies mit ausholender Geste über die Labortische.

„Wegen des Mikroskops,“ versetzte Bocchese und tätschelte den Apparat so liebevoll wie ein anderer vielleicht seinen Lieblingshund. „Es ist um Klassen besser als mein privates zu Hause. Mit dem hier kann ich jedes Detail erkennen,



### Donna Leon Blutige Steine

Commissario Brunettis  
vierzehnter Fall  
Roman · Diogenes

und das ermöglicht mir eine fehlerfreie Bestimmung.“

Szenen wie diese, in denen die Aufklärung des Mordes keinen Deut vorankommt, umranken die Haupthandlung des Romans wie ein üppi-ger Rosenstock sein Spalier. Sie versehen den Commissario vor dem geistigen Auge der Leserschaft mit Frau und Kindern, gewähren Teilhabe an seinem Familienleben, malen die Eigenheiten seiner Vorgesetzten und Untergebenen, charakterisieren sein Gegenüber Bocchese als kunstverständigen Menschen und Fachmann, der seinen Beruf und sein Dienstmikroskop liebt und damit einem Freund in weitherziger Auslegung seiner Aufgaben eine Gefälligkeit erweist. Vor allem aber führen solche Passagen uns immer wieder kreuz und quer durch die wunderschöne Lagunenstadt. Kritiker bescheinigen dem literarischen Gespann Brunetti-Venedig eine Sogwirkung auf den Leser: „Commissario Brunetti macht süchtig.“ Dass eine mikroskopische Untersuchung so ausführlich geschildert wird wie bei dieser Fahndung nach den blutbefleckten Edelsteinen des Ermordeten, habe ich in Kriminalromanen noch nicht wieder gefunden. Vielleicht, weil der Teufel im Detail steckt?

Jedenfalls zeugt dieser Textauszug von erheblicher Unsicherheit in Terminologie und Sache (wobei einiges auf die Kappe der Übersetzerin gehen mag). Zücken wir den Rotstift und vermerken am Rande:

„Langes Rohr“ = Tubus; „justieren“ = fokussieren; „Ein Auge auf das Okular pressen“ = schmerzhaftes Unterschreiten der Distanz zum Okular; „Glasplatten mit einer Probe“ = Objektträger mit Präparat; „Weiter an der Schraube drehen“ = mit dem Feintrieb scharf stellen; „Das gewölbte Okular“ – unzutreffende Beschreibung; „Das Teil unter der Linse hervorziehen“ = das Präparat unter dem Objektiv hervorziehen.

Offenbar hat die Autorin keine tieferen Kenntnisse der Mikroskopie. So schwebt ihr als moderne Laborausrüstung ein monokulares Gerät mit Objektisch und (vermutlich mitgedachter) Halterung für Objektträger vor. Sollten Bocchese's reale Kollegen nicht mit neuerer binokularer Technik ausgestattet sein?

Mag sein, dass man mit dem fiktiven Mikroskop der Autorin anhand von Gewebeproben „Verletzungen oder einen widernatürlichen (!) Eingriff“ demonstrieren kann. Aber wie steht es mit der Beleuchtung?

Um ein Pferdeauge, „umrahmt von hauchzarten, gestrichelten Linien, die wohl Wimpern darstellen sollten“, auf einer Metallplatte sehen zu können, dürfte Auflicht unerlässlich sein. Ohne das optische Gerät erkennt Brunetti das winzige Loch gegen das Licht. Die übliche Durchlichtbeleuchtung eines Mikroskops hätte ihn aber schwerlich die hauchzarten Linien wahrnehmen lassen.

Bedenkt man, welche Sachkenntnis Kriminal-schriftsteller beiderlei Geschlechts etwa bei Waffentypen oder auf dem Gebiet der Obduktionen vorführen, erscheint diese Beckmesserei nicht unbillig.

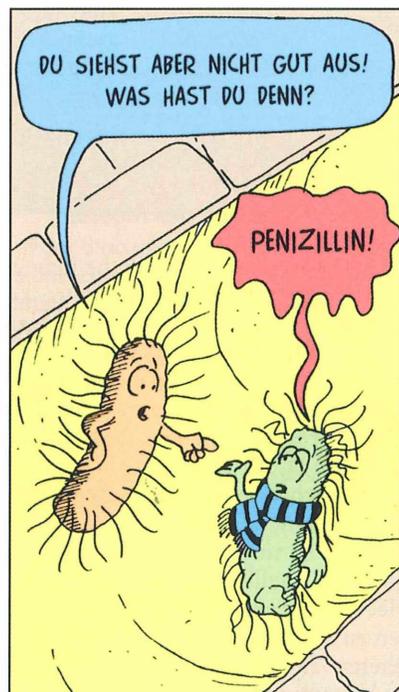
Schaden wird sie der erfolgreichen Donna Leon und ihrem liebenswerten Commissario Brunetti freilich nicht – und das ist auch gut so!

### Literaturhinweis

Leon, D.: Blutige Steine. Commissario Brunetti's vier-zehnter Fall. Diogenes Verlag, Zürich 2006.

Erich Lühje, Kruppallee 13, 24146 Kiel

## Micro-Cartoon



Aus einer Pharma-Werbung, zugesandt von Dr. Erich Lühje, Kiel.

# Plankton aus dem Oberflächenwasser des Süd-West-Atlantiks Teil 2: Radiolarien

Klaus Hausmann und Alexander Kudryavtsev

Dieser Bericht ist das Ergebnis der Freizeitbeschäftigung einiger Protistologen, die im Sommer 2009 mit dem deutschen Forschungsschiff METEOR im Rahmen des über einige Jahre ausgelegten, internationalen Forschungsprojektes *Latitudinal Gradients of Deep-Sea Biodiversity in the Atlantic Ocean* primär die Einzellerfauna des Argentinischen Beckens sowie die des Brasilianischen Beckens, beide über 5.000 Meter tief, erfassten. Zeitlücken im ansonsten recht straffen Arbeitsplan wurden genutzt, um mit einem kleinen Planktonnetz Proben aus der Atlantik-Oberfläche zu entnehmen und gleich an Bord zu mikroskopieren. Während der erste Teil dieser Zusammenstellung von Algen und Foraminiferen handelte, beschäftigt sich der zweite Teil mit Radiolarien.

Eine wesentliche Komponente des Planktons der warmen Ozeane sind die Strahlentiere (Radiolarien). Sie treten in relativ hoher Dichte auf und sind auf Grund ihrer vielfach doch beachtlichen Dimensionen kaum zu übersehen.

## Radiolarien: Orchideen des Meeres

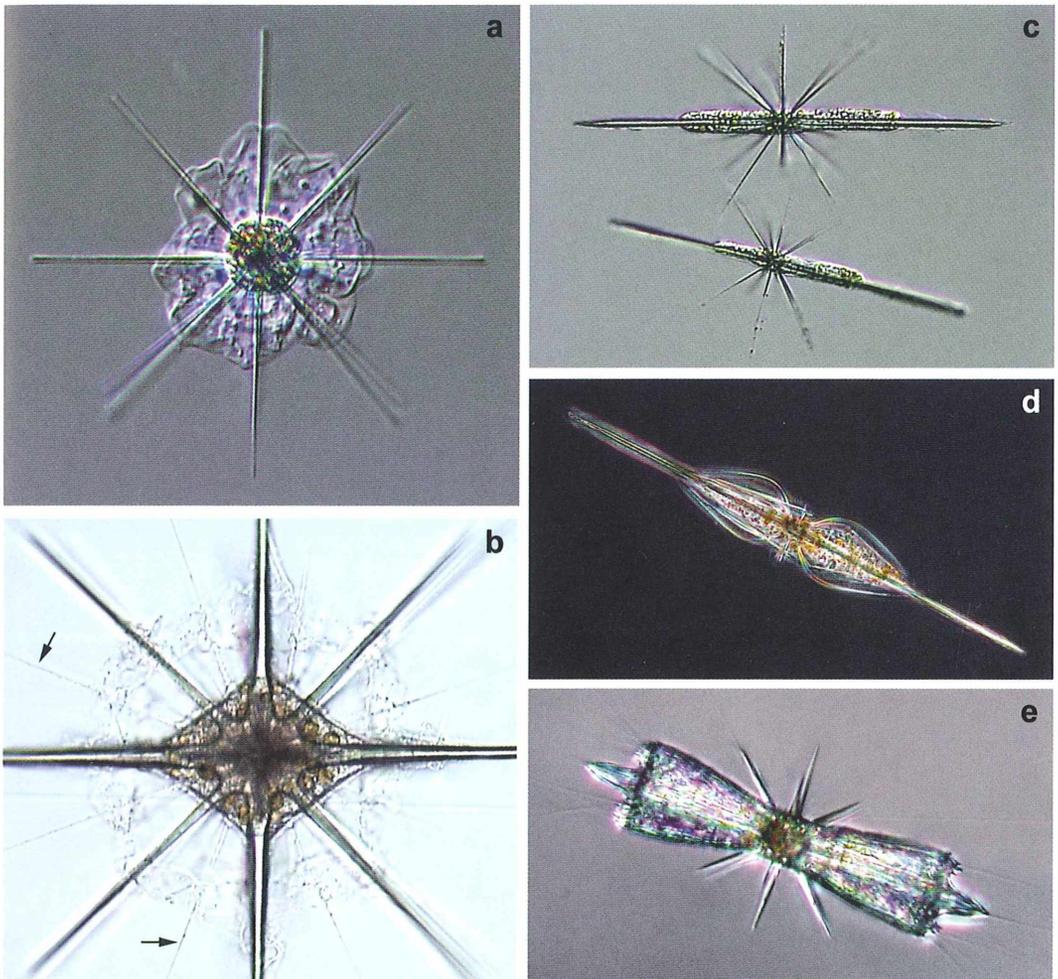
Radiolarien sind sehr empfindliche Lebewesen, die unmittelbar nach ihrem Fang mikroskopiert werden müssen. Denn schon nach kurzer Zeit beginnen sie abzusterben. Warum das so ist, weiß man nicht so recht. Trotz mannigfaltiger Versuche, sie in Kultur zu nehmen, ist das noch keinem Labor gelungen. Die Protistologen an Bord der METEOR – und nicht nur diese – waren natürlich begeistert, die Gelegenheit zu haben, diese einmaligen, wunderschönen Geschöpfe, welche im Überschwang der Gefühle von einigen Einzellerforschern als „Orchideen des Meeres“ bezeichnet werden, lebend betrachten zu können.

In früheren Zeiten wurden die Strahlentiere als die Abstammungsgruppe Radiolaria aufgefasst, die dann in drei Gruppen untergliedert wurde: Acantharea, Polycystinea und Phaeoda-

rea. Heute gibt es Evidenzen, dass es sich hierbei um drei getrennt voneinander evolvierte Gruppen handelt und ein Taxon Radiolaria nicht existiert. Alle Radiolarien weisen ein intrazelluläres Skelett auf, was mehr oder minder komplex aufgebaut ist. Acanthareen und Polycystineen sind typische Vertreter des Planktons der Meeresoberfläche. Die Phaeodareen dagegen leben zum weitaus größten Teil in der Tiefsee. Es gibt sie allerdings hier und da auch im Oberflächenwasser. Wir haben sie aber nicht in unseren Proben entdeckt. Daher werden sie in diesem Bericht nicht behandelt.

## Acanthareen

Die Acanthareen besitzen unverzweigte, dünne, relativ starre Axopodien (Abb. 1b), die jeweils durch ein Bündel von Mikrotubuli ausgesteift sind. Das intrazelluläre Skelett der Acantharea besteht entweder aus 10 diametral oder aus 20 radial angeordneten, langen Stacheln aus Strontiumsulfat (Celestit) (Abb. 1). Diese sind nach dem so genannten Müller'schen Gesetz angeordnet (siehe Drews, 2008). Die Stacheln werden nach dem Zelltod im Seewasser schnell aufgelöst, so dass sie nicht fossilisieren können. Im



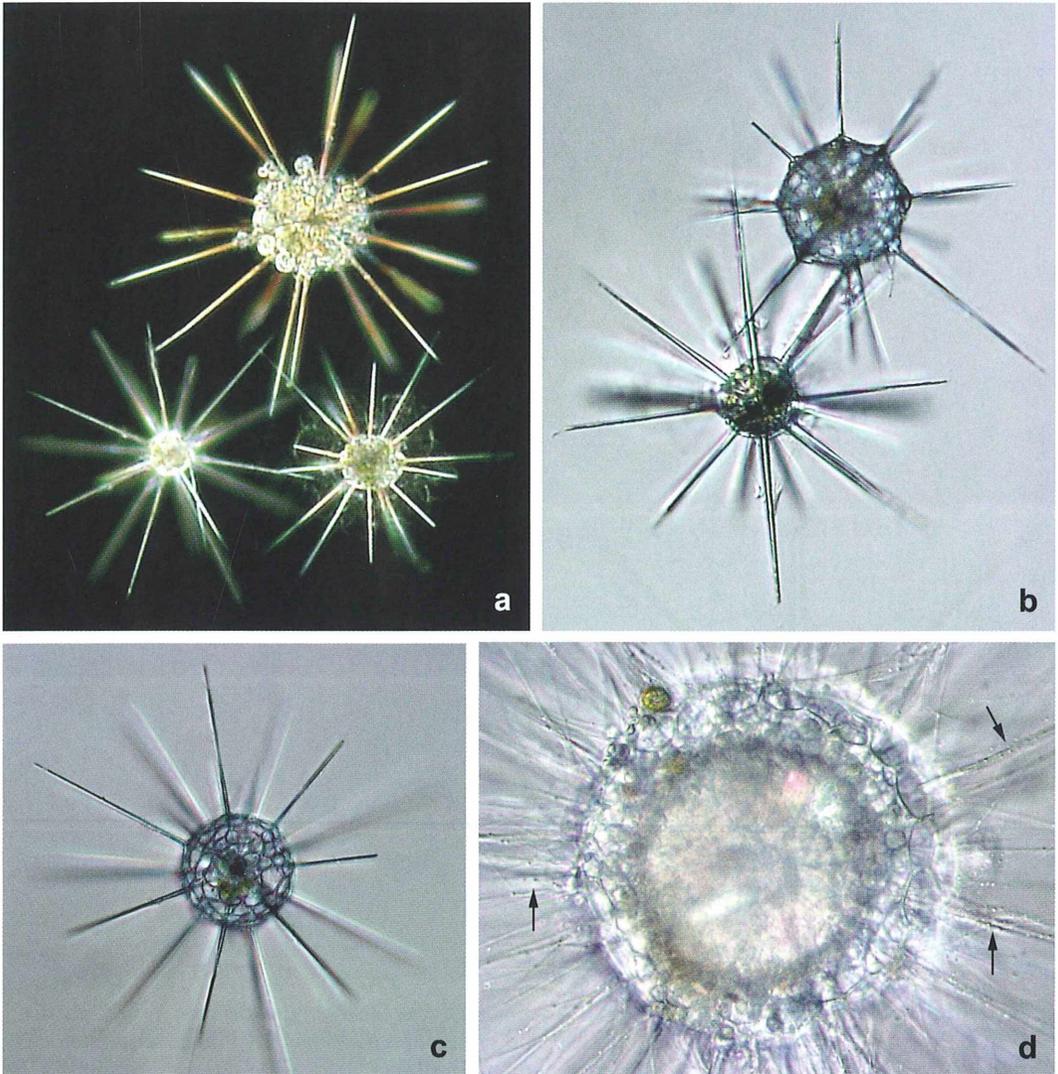
**Abb. 1: Radiolarien, Acanthareen.** a Typisches Arrangement der Stacheln gemäß dem Müller'schen Gesetz. b Die grünen Kugeln im Inneren der Zelle sind symbiotische Algen. Die Pfeile weisen auf Axopodien. c–e Lang gestreckte Vertreter der Gattungen *Amphilonche* (c), einer uns unbekannteren Acanthareen-Gattung (d) und der Gattung *Diploconus* (e).

Leben sind sie von der Plasmamembran überzogen und dadurch vor der Auflösung geschützt. Der Zellkörper besteht aus einem zentralen, organellhaltigen Endoplasma und einem vielfach durch eine Membran oder Wandung abgegrenzten, spumösen Ektoplasma (Calymma) (Abb. 1a). Hier finden sich, sofern vorhanden, symbiontisch lebende Zooxanthellen (Abb. 1b). Acanthareen fressen Bakterien, Diatomeen sowie andere Protisten. Neben den radiärsymmetrischen Formen gibt es lang gestreckte Zellkörper (Abb. 1c–e) mit

teilweise so bizarrem Aussehen, dass man sie kaum noch als Lebewesen einstufen mag (Abb. 1d). In diesen Fällen sind die Äquatorialstacheln deutlich kräftiger und länger ausgebildet als die übrigen Stacheln.

### *Polycystineen*

Die zu den Polycystineen zählenden Spumellariiden sind radiärsymmetrisch aufgebaut und entsprechen am ehesten dem, was man sich



**Abb. 2:** Radiolarien, Polycystineen, Spumellariden. **a** Typischer Strahlentier-Aspekt in Dunkelfeld-darstellung. **b** und **c** In der Peripherie ist das Gitterkugelskelett zu erkennen. **d** Zahlreiche Axopodien strahlen vom Zellkörper ab. Im Lebendpräparat ist entlang dieser eine lebhafte Strömung feiner Körnchen (Pfeile) zu erkennen.

unter einem Strahlentier vorstellt (Abb. 2a). Kennt man nur die Bilder, die Haeckel 1899 bis 1904 in seinen *Kunstformen* veröffentlicht hat, ist man vielleicht etwas enttäuscht, zumindest verblüfft, wie die lebenden Organismen tatsächlich aussehen. Man sieht kaum etwas von den ausgesprochen ästhetischen Gitterkugeln, von denen laut Literatur bis zu fünf ineinander geschachtelt sein sollen. Mit einigem Glück

kann man bei lebenden Organismen die äußerste Kugel, vielleicht auch die erste innere Kugel sehen (Abb. 2b und c).

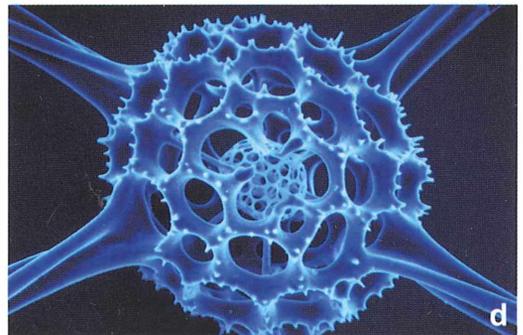
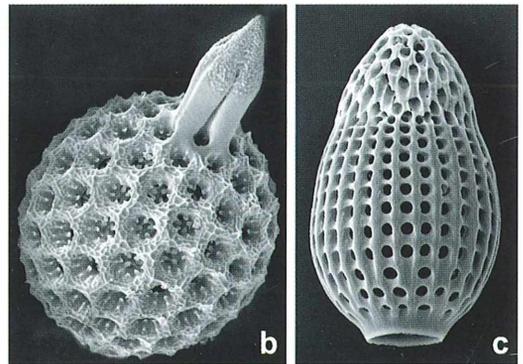
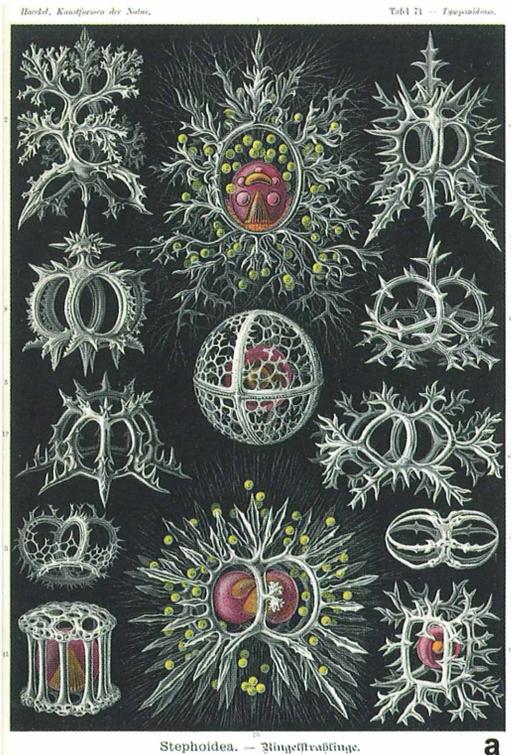
Deutlich hingegen kann man bei ganz frisch genommenen Proben Polycystineen beobachten, die noch ihre zahlreichen Axopodien ausgestreckt haben. Entlang dieser erkennt man eine lebhafte Plasmaströmung, die durch eine zügige Körnchenbewegung gekennzeichnet ist (Abb.

2d). Bei den Körnchen handelt es sich um kleine Organellen wie Dictyosomen und Mitochondrien sowie um Lipidvesikel, die bei der Nahrungsaufnahme wesentlich zum Wachstum der Nahrungsvakuole beitragen.

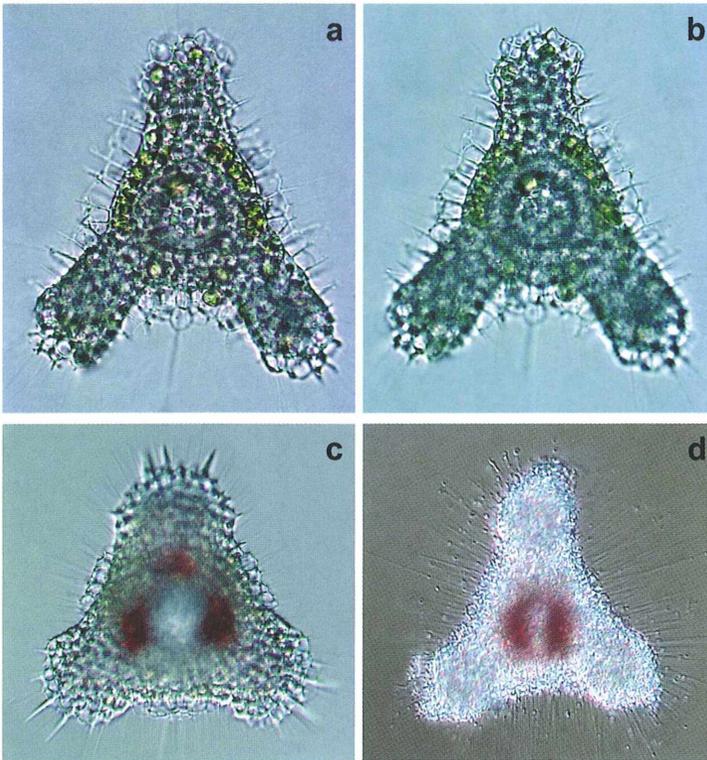
Die klaren, äußerst beeindruckenden Radiolarienbilder erhält man allerdings nur dann, wenn man das gesamte Cytoplasma, also das, was das Leben der Radiolarien ausmacht, wegnimmt. Dann bleiben nur noch die intrazellulären Silikatskelette erhalten. Und genau diese sind es, die immer wieder Begeisterung hervorrufen, sei es durch Haeckels Tafeln (Abb. 3a), sei es durch rasterelektronenmikroskopische Fotos (Abb. 3b und c), die dann noch möglicherweise künstlich eingefärbt wurden (Abb. 3d).

Es gibt unter den Polycystineen aber auch Formen, die nicht kugelig sind, vielleicht auch keine augenfällige Symmetrie aufweisen, aber dennoch recht spektakulär aussehen. Dazu gehören die so genannten Spongodisciden, die in bestimmten Fällen eher im Verborgenen eine Radiärsymmetrie verraten. Denn erst bei feinem Durchfokussieren wird diese Symmetrie bei den ansonsten dreieckig beziehungsweise Ypsilon-förmig gestalteten Organismen sichtbar (Abb. 4a und b). In dieser Familie gibt es auch noch viereckige, längliche und runde Vertreter, die dann aber nicht kugelig, sondern abgeflacht linsenförmig ausgebildet sind. Vielfach ist der Rand mit unterschiedlich ausgebildeten Gitterwerken (Abb. 4a und b) oder Stacheln besetzt (Abb. 4c). Wenn man Glück hat, kann man bei ganz frisch genommenen Proben Spongodisciden beobachten, die noch ihre unter ungestörten Bedingungen offenbar zahlreich vorhandenen Axopodien ausgestreckt haben (Abb. 4d). Die knopfartigen Verdickungen am Ende der Axopodien belegen, dass sie gerade eingeschmolzen werden.

Schließlich gibt es Polycystineen, die ein kompliziertes Skelett besitzen. So finden sich Formen, die etwas an Sanduhren erinnern (Abb. 5a und b). Das Gitternetz ist relativ grob und außen mit Stacheln versehen. In ihrem Plasma



**Abb. 3:** a Bildtafel 71 aus Ernst Haeckels *Kunstformen der Natur* mit Abbildungen von „Ringelstrahligen“. b–d Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen des Skeletts einer Spumellaride (b) und einer Nassellaride (c) sowie einer künstlich kolorierten Spumellaride (d) (Foto d: Manfred Kage, Schloss Weißenstein).



**Abb. 4: Spongodisciden.** Die Y-förmigen Zellen zeigen beim Fokussieren eine zentrale Radiärsymmetrie (a und b). In der Peripherie sind Gitter- (a und b) sowie Stachelstrukturen angeordnet (c). – d Zahlreiche Axopodien strahlen aus der Zelle heraus. Die knopfartigen Spitzen belegen, dass die Axopodien eingezogen werden.

tragen sie Symbionten, wie es bei vielen Radiolarien der Fall ist.

Bei den zu den Nassellariden gehörenden Spyridae liegt ein Skelett vor, das aus D- und ringförmigen Elementen aufgebaut ist (Abb. 5c; vgl. mit Abb. 3a unten Mitte). Dieser Skeletttyp ist relativ stabil. Umgeben ist es von einer Lage lockeren Plasmas, das von dichten Strängen durchzogen wird. Dünne Axopodien strahlen unregelmäßig vom Zellkörper ab.

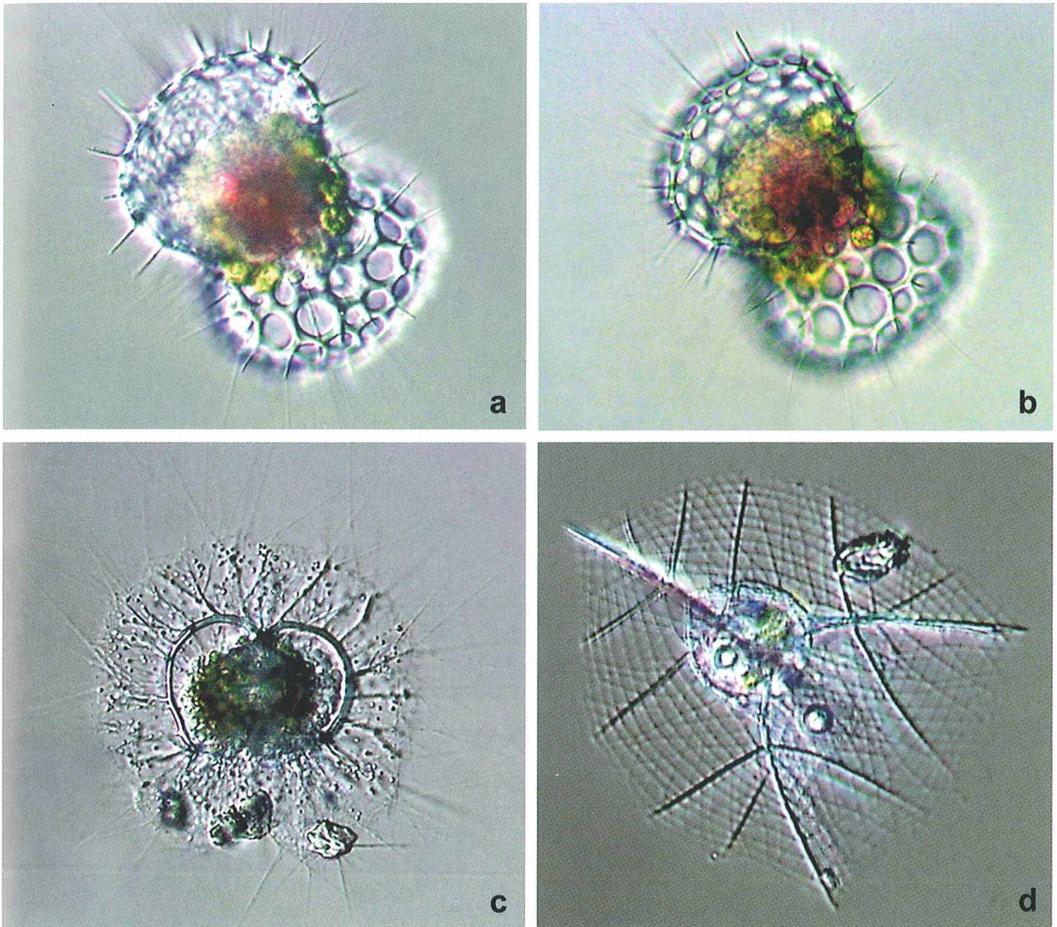
Die ebenfalls zu den Nassellariden zählenden Plagoniiden zeigen eine in der Tat verblüffende Morphologie (Abb. 5d). Formgebend ist ein drei- oder vierachsiges Skelett. Zwischen den Hauptskelettnadeln sind weitere Stützelemente zu erkennen, zwischen denen sich netzartige Platten spannen.

### **Gemeinsam ist man riesig!**

Schließlich gibt es Polycystineen, die Kolonien ausbilden, welche zunächst überhaupt nicht an Einzeller denken lassen. Es sind bis zu mehrere

Millimeter große, kugelige oder länglich-zylindrische Gebilde, in denen bei Lupenvergrößerung eine Vielzahl rundlicher, mehr oder minder gleichgroßer, kontrastreicher Kugeln zu erkennen ist, welche durch eine transparente, gallertige Masse zusammengehalten werden (Abb. 6a und b). Unwillkürlich denkt man an Laichballen von Evertebraten. Bei mikroskopischer Vergrößerung stellen sich die kontrastreichen Kugeln als Gebilde mit unregelmäßiger Oberfläche heraus (Abb. 6c). Stärkere Vergrößerungen lassen eine Reihe von relativ transparenten, aber auch kräftig grün gefärbten Zeileinschlüssen erkennen, die sich teilweise etwas über die Zellperipherie hinauswölben (Abb. 6d). Die transparenten Organellen sind wohl Ölkugeln, bei den grünen Strukturen kann es sich eigentlich nur um fotosynthetisch aktive Symbionten handeln.

Spätestens jetzt wird klar, dass die vermeintlich von Vielzellern stammenden Laichballen wohl doch eher etwas mit einzelligen Organismen zu tun haben. Der Phasenkontrast lässt im Inneren der einzelnen Zellen kaum weitere Zellkompo-



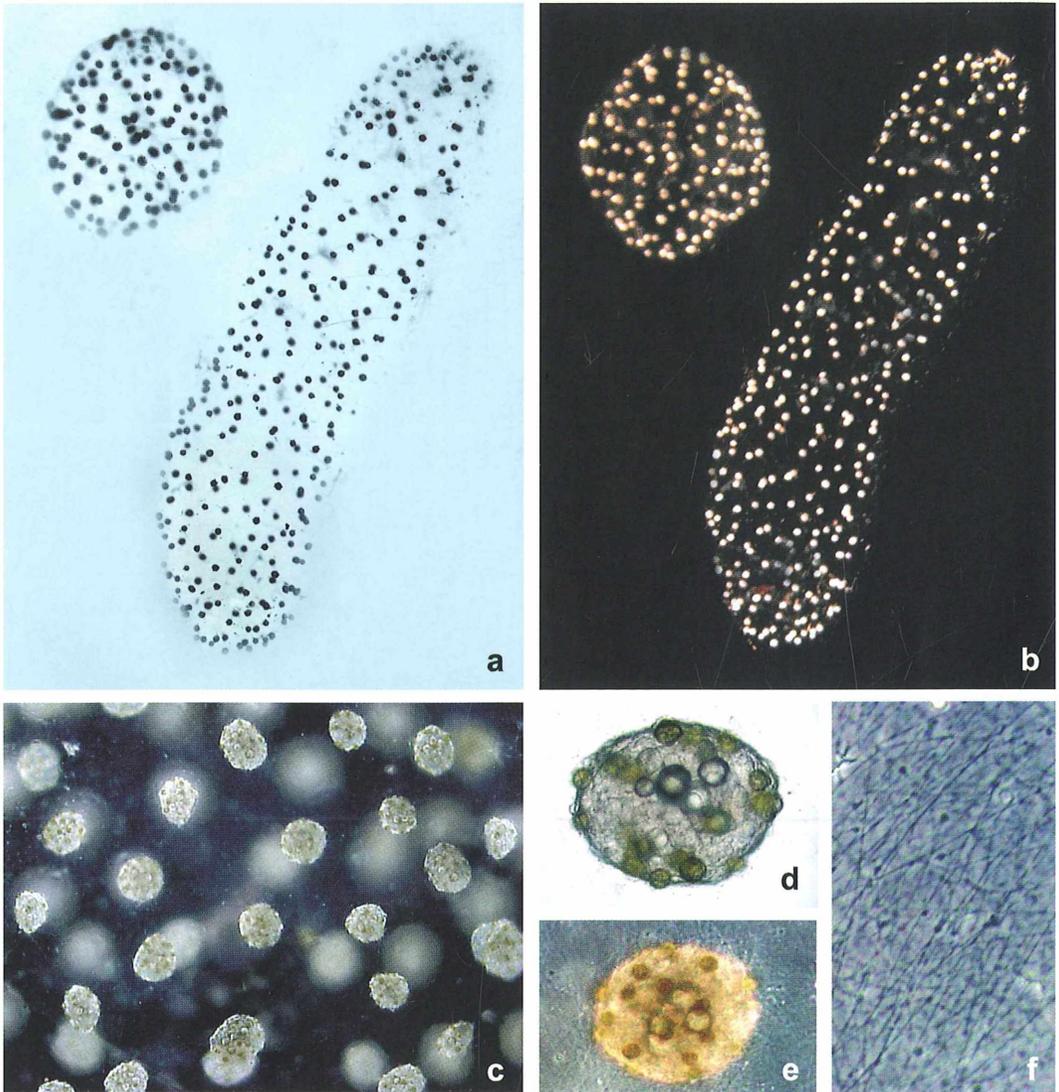
**Abb. 5:** a und b Bilateralsymmetrische Zelle mit grünen Endosymbionten. c Räumlich komplex strukturierte Nassellaride aus der Familie Spyridae (vgl. mit Abb. 3a). d Phantastisch strukturierte Art der Gattung *Callimitra* (Fam. Plagoniidae).

zenten erkennen. Das Plasma erscheint sehr dicht (Abb. 6e). Mithilfe dieses optischen Kontrastierungsverfahrens wird aber klar, wie die Matrix, in der die Einzelorganismen eingebettet sind, strukturiert ist. Es liegt ein lockeres Netzwerk aus langen, untereinander verknüpften fädigen Strukturen vor (Abb. 6f).

Die einschlägige Literatur über marine Planktonorganismen (Boltovskoy, 1999; Hofrichter, 2001, 2003; Larink und Westheide, 2006; Riedel, 1983) macht schnell klar, dass es sich bei dem vorliegenden Objekt um eine koloniale, zu den Spumellariden zählende Radiolarie der Gattung *Collozoum* handelt. Es gibt verschiedene Kolonie bildende Polycystineen. Während Vertreter der Gattung *Collozoum*

keine Skelettelemente aufweisen, finden sich bei Arten der Gattung *Rhaphidozoum* einfache, radiär angeordnete Stacheln und bei solchen aus der Gattung *Sphaerozoum* paarig-dreieckige Nadeln, welche jeweils die einzelnen Organismen umgeben.

Dieser Bericht konnte natürlich nur einen kleinen Ausschnitt dessen zeigen, was im Plankton der Meere lebt. Man muss sich übrigens nicht unbedingt auf hohe See begeben, um diese reizvollen Organismen selbst einmal im Mikroskop lebend beobachten zu können. Es lassen sich mit einem kleinen Plankton-Wurfnetz beispielsweise an Felsküsten des Mittelmeeres durchaus ergiebige Proben nehmen, wie Rudolf Drews es vor einiger Zeit beschrieb (Drews, 2008).



**Abb. 6:** Lupenvergrößerung von Kolonien der Spumellariden-Gattung *Collozoum* mit einer Vielzahl so genannter Zentralkapseln im Durchlicht (a) und im Dunkelfeld b). Die kugligen Zellen werden durch eine gallertige, mit Fasern versetzte Matrix zusammengehalten (c und f). In den Zellen finden sich transparente Ölkugeln sowie etwa gleichgroße, grüne Endosymbionten (d und e).

#### Literaturhinweise

Anderson, O. R.: Radiolaria. Springer Verlag, Heidelberg 1983.  
 Anderson, O. R., Nigrini, C., Boltovskoy, D., Takahashi, K., Swanberg, N. R.: Class Polycystinea. In: Lee, J. J., Leedale, G. G., Bradbury, P. (Eds.): An illustrated guide to the protozoa, 2nd edition, 994–1022. Allen Press, Lawrence 2002 (year 2000).

Boltovskoy, D. (Ed.): South atlantic zooplankton, Vol. 1. Backhuys Publishers, Leiden 1999.  
 Cachon-Enjumet, M.: Contribution à l'étude des Radiolaires Phaeodariés. Arch. Zool. Exp. Gén. 100, 152–237 (1961).  
 Drews, R.: Plankton der Meere – Teil 2: Protozoen. Mikrokosmos 87, 369–373 (1998).  
 Drews, R.: Mit dem Exkursionsmikroskop am Mittelmeer – Marine Preziosen: Radiolarien. Mikrokosmos 97, 201–206 (2008).

- Febvre, C., Febvre, J., Michaels, A.: Acantharia. In: Lee, J. J., Leedale, G. G., Bradbury, P. (Eds.): An illustrated guide to the protozoa, 2nd edition, 783–803. Allen Press, Lawrence 2002 (year 2000).
- Haeckel, E.: Report on Radiolaria collected by H.M.S. Challenger during the years 1873–1876. In: Thompson, C. W., Murray, J. (Eds.): The voyage of the H.M.S. Challenger 1873–76, Vol. V, 1–1803. Her Majesty's Stationary Office, London 1887.
- Haeckel, E.: Kunstformen der Natur. Verlag des Bibliographischen Instituts, Leipzig 1899–1904.
- Haecker, V.: Tiefsee-Radiolarien. Wiss. Erg. Deutsch. Tiefsee-Exp. Dampfer „Valdivia“ 1998–1899, 14, Teil I, 1–476, Teil II, 477–706 (1908).
- Hausmann, K.: Plankton der Meere. Einzellige Kostbarkeiten aus ozeanischem Oberflächenwasser. – Teil 2: Radiolarien. Mikrokosmos 95, 362–368 (2006).
- Hausmann, K., Kudryavtsev, A.: Plankton aus dem Oberflächenwasser des Süd-West-Atlantiks. – Teil 1: Algen und Foraminiferen. Mikrokosmos 99, 47–51 (2010).
- Hofrichter, R. (Hrsg.): Das Mittelmeer. Fauna, Flora, Ökologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2001 (Teil 1) und 2003 (Teil 2).
- Larink, Ö., Westheide, W.: Coastal plankton. – Photo guide for European seas. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2006.
- Riedel, R. (Hrsg.): Fauna und Flora des Mittelmeeres, 3. Auflage. Paul Parey, Hamburg 1983.
- Schewiakoff, W.: Die Acantharia des Golfes von Neapel. Fauna Flora Golfo Napoli, Monogr. 37, 1–755 (1926).
- Schröder, O.: Die tripyleen Radiolarien (Phaeodarien) der Deutschen Südpolar Expedition 1901–1903. Deutsche Südpolararm. Exp. 1901–1903, 14, 115–215 (113).

*Verfasser:* Prof. Dr. Klaus Hausmann und Dr. Alexander Kudryavtsev, Institut für Biologie/Zoologie der Freien Universität Berlin, Arbeitsgruppe Protozoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin; E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de und gocevia@gmail.com

## Nachricht

### Biologische Kurse am Heiligen Meer vom 8.4.–14.11.2010

In der Außenstelle des Museums für Naturkunde vom Landschaftsverband Westfalen-Lippe (LWL-Museum) findet unter der Leitung von Wolfgang Berlemann (Ibbenbüren) und Dr. Jürgen Pust (Recke) ein Planktonkurs statt. Die Außenstelle liegt im Naturschutzgebiet „Heiliges Meer“ im Kreis Steinfurt (Nordrhein-Westfalen) an der Landstraße 504, circa 4,5 km südlich von Hopsten. Der Kurs bietet eine Einführung in den Fang und das Mikroskopieren von Zoo- und Phytoplankton. Im Schutzgebiet finden sich mehrere größere und kleinere Gewässer, welche durch Erdabsenkungen (Erdfälle) entstanden sind. Behandelt wird das Plankton der verschiedenen Gewässer des Naturschutzgebietes; das sind oligotrophe und eutrophe Seen sowie dystrophe, zum Teil torfmoosreiche Heideweier und -tümpel. Gemeinsam wird die Beziehung der Planktonarten zu den Umweltfaktoren in den Gewässern erarbeitet. Die Demonstration quantitativer Methoden zur Planktonuntersuchung verweist auf gewässerökologische Fragestellungen. Eine Übersicht zur Planktonliteratur wird gegeben.

Die Unterbringung der Kursteilnehmer erfolgt in der Außenstelle „Heiliges Meer“ des LWL-Museums für Naturkunde. Die Kursgebühr (inklusive Unterbringung) beträgt 37,00 Euro, ermäßigt 27,00 Euro. Anmeldung bis zum 10.3.2010.

Die Außenstelle „Heiliges Meer“ des LWL-Museums für Naturkunde bietet nicht nur den Planktonkurs, sondern ein breites biologisch-ökologisches Programm an. Das komplette Kursprogramm 2010 ist wie folgt:

Planktonkurs:	8.–11.4.
Amphibien- und Reptilienkurs:	7.–9.5.
Avifaunistischer Kurs:	12.–15.5.
Biologie und Ökologie der Libellen:	18.–20.6.
Gräserkurs:	2.–4.7.
Insektenkurs:	26.–29.7.
Wanzenkurs:	29.7.–1.8.
Spinnenkurs:	2.–5.8.
Vegetation der Seen und Weiher im NSG Heiliges Meer:	14.–15.8.
Heuschreckenkurs:	27.–29.8.
Säugetierkurs:	1.–4.10.
Pilzkurs:	14.–17.10.
Mooskurs:	18.–21.10.
Flechtenkurs:	21.–24.10.
Moorgesichte und Pollenanalyse:	12.–14.11.

Die Kurse sind anerkannt nach dem Arbeitnehmerweiterbildungsgesetz und werden in Kooperation mit der SGV-Wanderakademie (Arnsberg) angeboten. Teilnehmen können alle Interessierten.

# Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee – Teil 3: Der Amöbenteich

Wolfgang Bettighofer

**Neben dem Bodden mit seiner interessanten Kleinlebewelt ist es insbesondere das von unserem österreichischen Mikro-Freund Hermann Hochmeier „Frooschdeich“ getaufte Kleingewässer südlich der Gaststätte Heiderose zwischen Vitte und Neuendorf, welches uns alljährlich anzieht und vieles zu bieten hat.**

**D**ieser fast vollständig verlandete Teich (Abb. 1), in welchem sich mehr Pflanzen (breitblättriger Rohrkolben *Typha latifolia* und Schilfröhr *Phragmites communis*) als Wasser befinden, war uns 2006 beim ersten Hiddenseer Treffen während einer Spazierfahrt zum südlichen Leuchtturm aufgefallen. Da Mikroskopiker auch bei Spazierfahrten Probenbehälter dabei haben, wurde etwas Wasser daraus zur biologischen Station mitgenommen. Dieses kleine Feuchtgebiet erwies sich als Dorado für Amöben. Zahlreiche Schalenamöbenarten sowie *Amoeba proteus* in hoher Individuendichte machen die Untersuchungen des Wassers immer wieder zum besonderen Erlebnis.

## *Amoeba proteus*

Unter dem Mikroskop ist *Amoeba proteus* eine imposante Erscheinung. Die Zellen sind meist

400–700 µm groß und polydial, bilden also gleichzeitig eine größere Anzahl Scheinfüßchen aus (Abb. 2). Da Protoplasma- und Kernvolumen gekoppelt sind (Kern-Plasma-Relation; siehe Kleinig und Maier, 1999), ist auch der Kern verhältnismäßig groß. Wenn man, wie in Abbildung 3 gezeigt, das fast 50 µm lange ellipsoide Gebilde links neben der kontraktile Vakuole sieht und das Aussehen des Kerns von *A. proteus* nicht kennt, denkt man vielleicht erst einmal an eine Nahrungsvakuole. Von oben betrachtet ist der Kernquerschnitt kreisrund, der Kern ist oft noch deutlicher bikonkav abgeplattet, als es in den Abbildungen 3 und 4 zu sehen ist. Die Nucleolenstückchen verteilen sich nahezu gleichmäßig unter der gesamten Kernhülle; man spricht von parietaler Anordnung. Rechts vom Kern beginnt die Zone des relativ zur Gesamtgröße der Zelle kleinen Uroids, jener faltigen Zellregion, welche bei der Bewegung nachgeschleppt wird. Zwischen dem Kern



**Abb. 1:** Während der Probenahme im Jahr 2006. Der Teich wird von den Hiddenseern *Suploch* genannt. *Sup*, Niederdeutsch für Saufen, steht für dessen frühere Verwendung als Viehtränke.

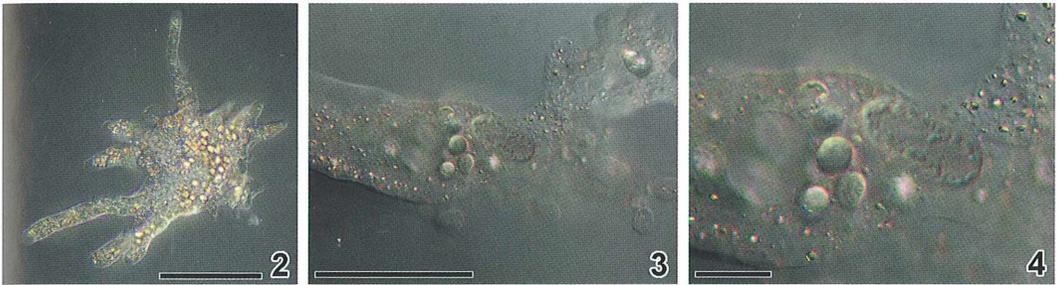


Abb. 2–4: *Amoeba proteus*. – Abb. 2: Zelle mit zahlreichen Kristallen im Plasma (Schichtaufnahme), Maßbalken = 200  $\mu\text{m}$ . – Abb. 3: Uroid mit Kern. Maßbalken = 100  $\mu\text{m}$ . – Abb. 4: Kontraktile Vakuole, Nahrungsvakuolen, Kern und Kristalle. Maßbalken = 25  $\mu\text{m}$ .

und der kontraktile Vakuole erkennt man Nahrungsvakuolen. Im Plasma leuchten eine Menge kleiner Kristalle.

### Schalenamöben der Ordnung Arcellinida

Die Arcelliniden stellen die größte Gruppe der Schalenamöben (Testaceen) dar. In ihr werden circa 75 % der bekannten Arten der Testaceen vereinigt. Bei ihnen finden sich zwei Schalentypen: proteinös oder verkittet. Die Schalen der Familie Arcellidae sind aus regulär gebildeten Facetten (Areolen) aufgebaut, wie es von den *Arcella*-Arten bekannt ist. Die anderen Familien wie beispielsweise die Difflogiidae, Lesquereusiidae und Centropyxidae bauen auf der Basis einer organischen Zementmatrix mineralische und organische Fremdkörper oder/und selbst hergestellte Silikatschuppen ein.

### Die Familie Lesquereusiidae und ihre Silikatschuppen

Die Abbildungen 5 und 6 zeigen *Lesquereusia modesta*, die viele Schalenteile im Golgi-Apparat selbst herstellt (Idiosomen), aber auch gerne Xenosomen (Fremdkörper, bevorzugt Quarzkörner) in die Schalenkonstruktion einbaut. Die Einblendung links oben in Abbildung 5 zeigt das Exemplar bei schwacher Vergrößerung, wobei die spezielle Form und der leicht abgeknickte Hals besser zur Geltung kommen als in der Schichtaufnahme (manuell erzeugte Schichtaufnahme: Bettighofer, 2009). Auf dem in Richtung der Symmetrieachse der Schale ausgestreckten Pseudopodium sind Protoplasmaknötchen zu sehen. Diese sprießen

gewöhnlich dann aus den Pseudopodien, wenn diese sich verkürzen, um zum Beispiel das Gehäuse nachzuziehen. In Abbildung 6 ist auf die Schalenöffnung (Pseudostom oder Apertur genannt) eines Exemplars fokussiert, das auf einem Spezial-Objektträger für das inverse Mikroskop kriecht. Die Querschnittsform der Schale wird dabei gut sichtbar. In der Apertur steht eine Defäkationsvakuole. Deren Inhalt, nicht verdaubare Reststoffe, wurde im Laufe der Beobachtung ausgeschieden.

### Die Feinstruktur der Lesquereusia-Schale

In Abbildung 7 werden Schalenregionen vergrößert dargestellt, in welchen Idiosomen gehäuft auftreten. Einige Bereiche sehen wie ein Sieb aus. Dies sind Stellen, wo weder Xenosomen aufgelagert sind und die Pseudochitin-Kittsubstanz, welche bei allen Lesquereusiidae die Schalenmatrix bildet, deutlich hervortritt. Die teils sehr großflächigen Silikatplatten von *Lesquereusia modesta* unterscheiden sich deutlich in Form und Größe gegenüber den Schuppegebilden der meisten anderen Mitglieder der Gattung *Lesquereusia*.

Diese Testaceengattung wurde ursprünglich als *Lecquereusia* beschrieben (Schlumberger, 1845). Es hat sich aber die bekannte Schreibweise durchgesetzt. Das in Abbildung 8 gezeigte Exemplar von *L. spiralis* befand sich infolge von Nährstoffmangel in der Probenschale im Ruhezustand. Charakteristisch für diese Art sind die länglich gebogenen Idiosomen. Einige wenige Xenosomen sind ebenfalls in die Schale eingebaut. Als Epibionten leben Choanoflagellaten auf der Schale (Abb. 9). *Lesquereusia* baut als Xenosomen vornehmlich Quarzkörner

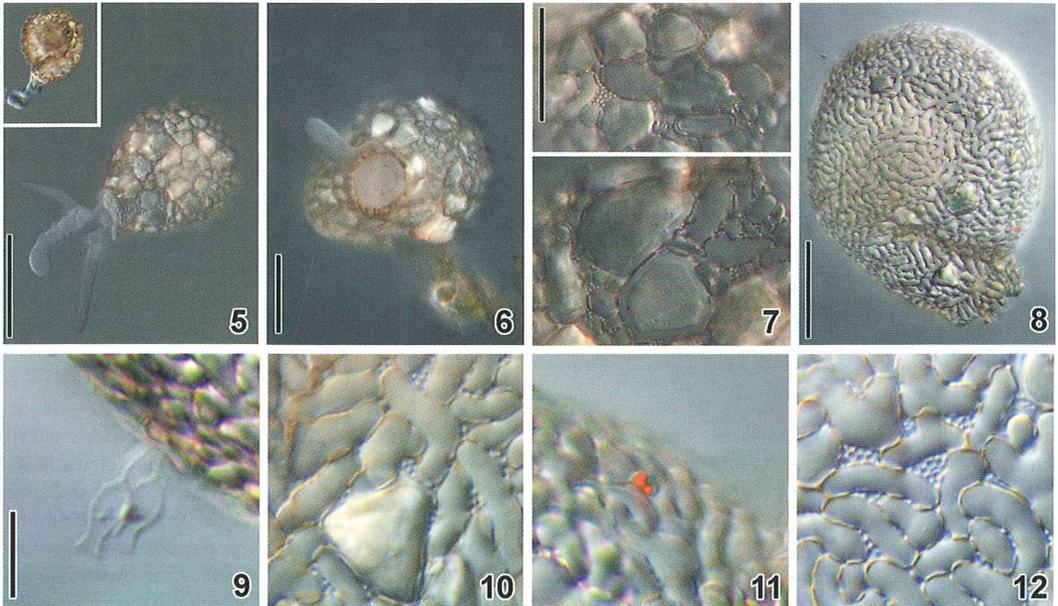


Abb. 5–7: *Lesquereusia modesta*. – Abb. 5: Habitus. Das Inset zeigt deutlich die typische Schalenform (Schichtaufnahme), Maßbalken = 100 µm. – Abb. 6: Aperturansicht (Schichtaufnahme), Maßbalken = 50 µm. – Abb. 7: Schalendetails. Maßbalken = 25 µm. – Abb. 8–12: *Lesquereusia spiralis*. – Abb. 8: Übersicht (Schichtaufnahme). – Abb. 9: Aufgewachsene Choanoflagellaten. Maßbalken = 50 µm. – Abb. 10–12: Schalendetails. Großer, mit Silikatmaterial überzogener Fremdkörper (Abb. 10), kleines auffällig gefärbtes Xenosom (Abb. 11) sowie Idiosomen mit Protein-Grundmatrix der Schale (Abb. 12). Maßbalken in Abb. 10–12 = 10 µm.

ein (Abb. 10). In der Nähe des Halsansatzes ist jedoch ein Korn sichtbar, welches aus Lehm bestehen könnte. Man kann erkennen, dass es in eine Hülle eingebettet ist (Abb. 11). Alle Xenosomen werden bei den Lesquereusiiden mit Silikatmaterial überformt. In Abbildung 12 sind die gebogenen Silikatplättchen sowie die Proteinmatrix mit ihrer ultrafeinen Areolenstruktur zu sehen. Sie bietet maximale Festigkeit bei minimiertem Materialeinsatz.

Wegen der knappen Nahrungsressourcen in dem kleinen Hälterungsbecken (12 × 12 × 5 cm), in welchem die Aufsammlung bereits fünf Monate lag, hatten sich die meisten Testaceen in die Ruhephase begeben. Im Protoplasten liegen bereits die für die Teilung im Golgi-Apparat produzierten Silikatplättchen.

### *Netzelia* oder *Diffflugia*?

Die Arten der heutigen Gattung *Netzelia* waren noch in den 80er Jahren unter der Gattung

*Diffflugia* subsummiert. Ihr Schalenbau weicht aber sehr von *Diffflugia* ab. Elektronenmikroskopische Untersuchungen der Ultrastruktur der Schalen und die dabei erkannten Ähnlichkeiten mit der Feinstruktur mit den Lesquereusiidae führten zur Erhebung einer neuen Gattung und Eingliederung in die genannte Familie (Ogden, 1979; Ogden und Hedley, 1980).

Die Mitglieder der Gattung sind fähig, auch in einer Xenosomen-armen Umgebung regelmäßig geformte Schalen zu bauen. *Diffflugien* können unter solchen Randbedingungen, wie sie beispielsweise in Hochmooren anzutreffen sind, nur sehr ungleichmäßig geformte Schalen bilden. Die Abbildungen 13 und 14 zeigen Exemplare der Art *N. tuberculata* aus Hochmooren (Bergenusener Moor, Dosenmoor bei Neumünster) mit ihren Xenosomen-armen Schalen. Der geschwungene Kragen des Pseudostoms ist besonders in Abbildung 13 gut sichtbar; es treten Defäkationsvakuolen an die Protoplasma-Oberfläche.



Abb. 13–16: *Netzelia tuberculata*. – Abb. 13: Aperturansicht, Stadium der langsamen Fortbewegung (Schichtaufnahme), Maßbalken = 100 µm. – Abb. 14: Stadium der schnellen Fortbewegung (Schichtaufnahme), Maßbalken = 100 µm. – Abb. 15: Schale (Schichtaufnahme), Maßbalken = 25 µm. – Abb. 16: Detaildarstellung der Schale. Die Pfeile weisen auf mit Silikatmaterial überformte Xenosomen hin. Maßbalken = 10 µm.

Abbildung 15 zeigt die beerenartige Schalenoberfläche, ein sicheres Erkennungsmerkmal von *N. tuberculata*. Abbildung 16 eröffnet eine detaillierte Sicht auf die in unterschiedlicher Größe hergestellten Idiosomen und die wenigen mit Silikatmaterial überformten Xenosomen (siehe Pfeile).

### Familie Arcellidae

Prüft man eine Froschteichprobe unter der Präparierlupe, so fallen neben größeren mit Quarz und Diatomeenschalen besetzten Diffflugien sofort viele orangefarbene Punkte auf. Da die Hiddenseer Steilküsten und Strandwälle sehr reichlich mit Sanddornbüschen bewachsen sind, die im Herbst ihre wohlschmeckenden orangefarbenen Früchte tragen, entstand spontan die Assoziation zu diesen Beeren. Bei Beobachtung in höherer Vergrößerung tritt zu Tage, dass es sich hierbei ausschließlich um Vertreter der Art *Arcella gibbosa* handelt. Abbildung 17 zeigt ein Exemplar von der Pseudostomseite aus betrachtet (apertural). Die Areolen der Pseudochitinschale (dem Keratin ähnliches Albuminoid; Schönborn, 1966) sind klar sichtbar, ebenso der nach außen umgeschlagene Pseudostomrand. In Abbildung 18 ist eine Aufsicht (abapertural) auf *A. gibbosa*. Der wabenartige Aufbau der Schale minimiert bei hoher Festigkeit den Materialeinsatz.

In Abbildung 19 ist die Schärfeebene vom Boden ein Stück weit in die Zelle hinein versetzt,

um das Protoplasma mit einem Kern, Nahrungsvakuolen und zwei kontraktiven Vakuolen darzustellen. *Arcella gibbosa* hat wie die meisten anderen *Arcella*-Arten zwei Kerne, welche sich in der vegetativen Phase in maximalem Abstand in der Schale gegenüberstehen. Sind mehrere Kerne in einer vegetativen Zelle, so ist das zugehörige, von den Kernen kontrollierte Plasma inklusive Cytoskelett im Allgemeinen zu mehr oder weniger gleichen Teilen aufgeteilt. Die Kerne halten im Raum den maximalen Abstand zu den Nachbarkernen (Baluska et al., 2004).

### Arcellen mit Wendevorrichtung

Die Schalen von *Arcella gibbosa* formen nahezu eine Halbkugel. Sollten Individuen dieser Art so auf dem Substrat zu liegen kommen, dass die Apertur von der Unterlage weg weist, so ist es ihnen mit etwas Scheinfüßchen-Gymnastik üblicherweise möglich, die Schale zu drehen. Für eher diskusförmig aufgebaute Arten wie *Arcella discoidea* sind die Hebelverhältnisse wesentlich ungünstiger. Um zu vermeiden, durch „Fallen auf den Rücken“ in eine Bewegungsunfähigkeit hinein zu gelangen, haben sich bei einer Reihe von *Arcella*-Arten spezielle Mechanismen zur Steuerung des Auftriebs entwickelt.

Beim Fotografieren der in Abbildung 20 gezeigten Amöbe waren vier helle Areale aufgefallen, die etwas an Luftblasen erinnerten. Und es war

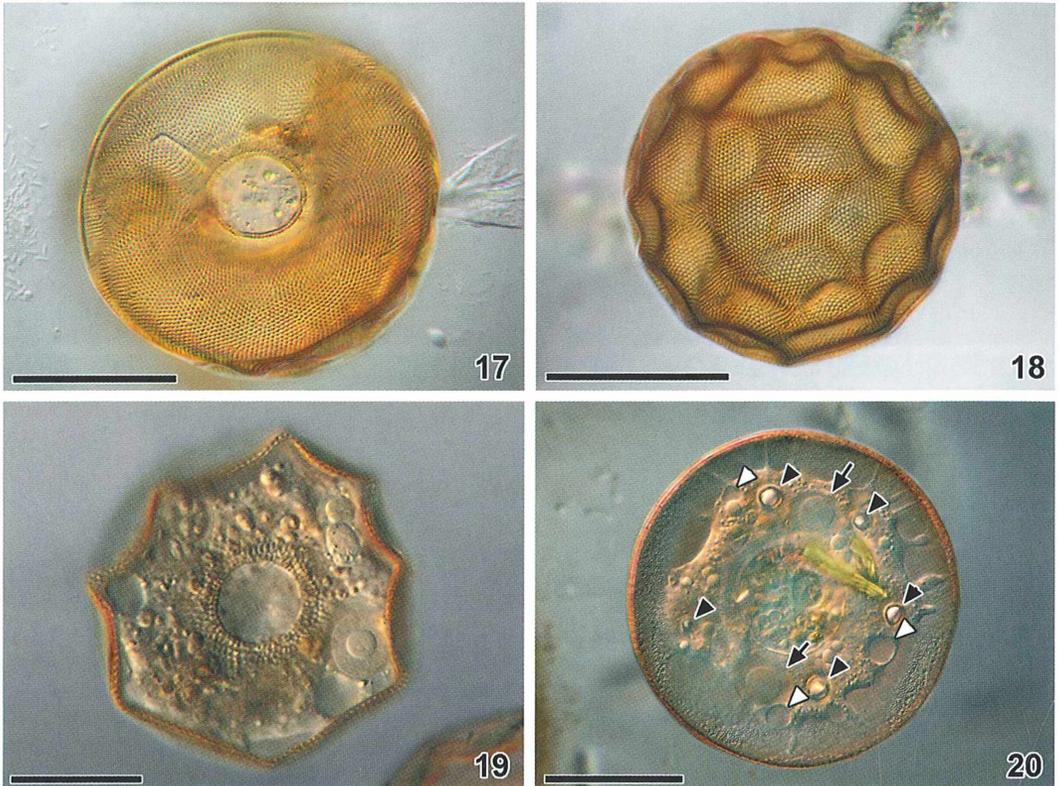


Abb. 17–19: *Arcella gibbosa*. – Abb. 17: Aperturale Ansicht, Maßbalken = 50 µm. – Abb. 18: Abaperturale Ansicht, Maßbalken = 50 µm. – Abb. 19: Apertural. Darstellung des Cytoplasmas mit Kern, kontraktile Vakuolen und Nahrungsvakuolen, Maßbalken = 25 µm. – Abb. 20: *Arcella discoidea*, apertural, tiefere Fokusebene. Darstellung des Protoplasten mit den beiden Kernen (Pfeile), den Nivelierungsvakuolen (schwarze Pfeilköpfe) und drei kontraktile Vakuolen (weiße Pfeilköpfe). Alle Fotos Schichtaufnahmen. Maßbalken = 50 µm.

unzweifelhaft auszumachen, dass sich diese innerhalb der Zelle befanden. Was hatte dies zu bedeuten? Martin Schneider, ein befreundeter Biologe und Testaceen-Spezialist aus Bielefeld, gab Hinweise zur Lösung des Rätsels. Es handelt sich in der Tat um Gasblasen, deren Größe die Protisten willkürlich steuern können, um das Wenden der Schale zu unterstützen. Herr Schneider hat dieses Verhalten bei Versuchen an *Arcella vulgaris* verifiziert. In der Literatur wird außerdem eine schnelle Flucht aus sauerstoffarmen Wasserschichten diskutiert (Schönborn, 1966).

Die Aufnahme zeigt eindrucksvoll die Art, wie der Protoplast in der Schale mittels dünner Pseudopodien am Schalenrand fixiert ist. Drei kontraktile Vakuolen sind sichtbar (Pfeilköpfe),

die Zelle besaß noch mehr davon. Beim Kern ist zu bemerken, dass zu ihm auch die hyaline (lichtoptisch leere) Zone gehört, in welche der große, stärker kontrastierte Nucleolus eingebettet ist. Die Hinweispfeile sind genau so positioniert, dass sie mit ihren Spitzen jeweils an den Rändern der Kerne enden.

### Unterordnung Difflogina

#### Familie Difflogiidae

Die Abbildung 21 zeigt eine Difflogienart, bei welcher große Bereiche der Schale nicht mit Xenosomen bedeckt sind. Nach den Informationen von Dr. Ralf Meisterfeld (persönliche Mitteilung) könnte es sich um *Difflogia ve-*

*nusta* handeln; zur sicheren Identifikation wäre eine genauere Inaugenscheinnahme des Pseudochitin-Zements der Schale mittels REM nötig. Anders als bei den Lesquereusiiden ist hier der Zement nicht areolar gekammert, sondern bildet solide Schichten, die stabil genug sind, auch ohne Partikelbesatz die Zelle zu schützen.

Die Zusammenstellung in Abbildung 22 zeigt zwei Bewegungsphasen, in welchen die Gehäuse-Längsachse jeweils parallel zur Blickrichtung ausgerichtet war. Man erkennt den elliptischen Querschnitt der Schale im Bereich des abaperturalen Bulbus. Das Pseudostom ist nahezu rund. In der Mitte des Pseudostoms befindet sich eine Defäkationsvakuole mit unverdaulichen Nahrungsresten, welche kurz nach den Aufnahmen ausgestoßen wurde.

Die Diffflugie aus Abbildung 23 zeigt auf Bildern anderer Autoren gut sichtbare Zoochlorellen (der Form nach tatsächlich Mitglieder der Gattung *Chlorella*) und könnte nach Leidy (1879, Plate X und XI) *Diffflugia pyriformis* sein. Die Abbildungen 24–27 zeigen, dass sich gelegentlich ein Teil der Zoochlorellen im Pseu-

dostomraum befinden und bei starker Protrusion der Pseudopodien sogar nach außerhalb der Schale transportiert werden. Der größere Durchmesser der scheibenförmigen Algenzellen beträgt circa 4 µm.

Bei der Defäkationsvakuole oberhalb der Zoochlorellen hebt sich deutlich sichtbar die Vakuolenmembran vom Kotballen ab. Das Pseudostom ist kreisrund und hat einen Durchmesser von 60 µm.

### Familie Centropyxidae

In Abbildung 28 ist ein *Centropyxis*-Gehäuse mit Ähnlichkeit zur *C. aculeata* zu sehen. Nach Meisterfeld (2000) werden über 130 *Centropyxis*-Arten unterschieden, deshalb ist eine genauere Identifikation ohne Verwendung eines Artenschlüssels riskant. *Centropyxis* baut Kieselalgen-Gehäuse, organisches und mineralisches Material in ihre Schale ein. Bei älteren Exemplaren ist die Schale durch Einlagerung von Mangan- und Eisensalzen bräunlich gefärbt.

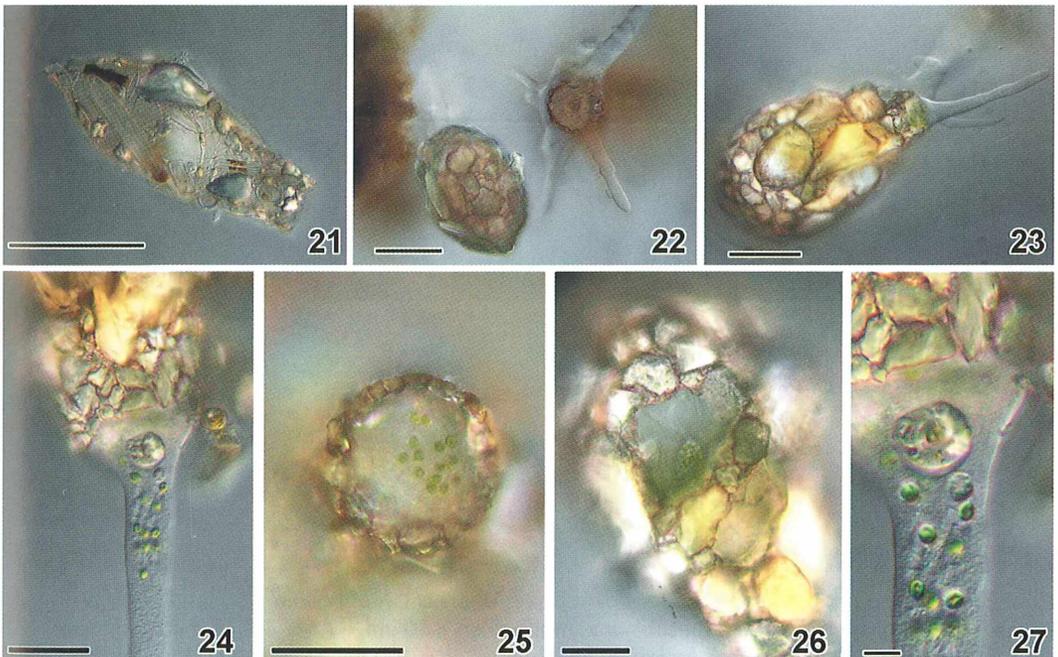


Abb. 21 und 22: *Diffflugia* cf. *venusta* (Schichtaufnahme), Maßbalken = 50 µm. – Abb. 23–27: *Diffflugia* cf. *pyriformis*. – Abb. 23: Übersicht (Schichtaufnahme), Maßbalken = 100 µm. Abb. 24–26: Schalendetails und Zoochlorellen. Maßbalken = 50 µm. – Abb. 27: Defäkationsvakuole und Zoochlorellen. Maßbalken = 10 µm.

Die Basis der Testaceenschalen stellt eine Proteinmatrix dar, die bei den Centropyxidae eine äußerst kleinkammerige Areolenstruktur aufweist. Erst in höchster lichtmikroskopischer Auflösung ist sie bei *Centropyxis* befriedigend darstellbar (Abb. 29).

### Diatomeen – Leben in Glasgefäßen

Untersucht man einige Tropfen des Probenwassers an Ort und Stelle auf der Handfläche mit einer 10fach-Einschlaglupe, erkennt man üblicherweise eine große Anzahl kleiner bräunlicher Stifte. Es handelt sich dabei um relativ große Diatomeen der Gattung *Nitzschia*.

Die Abbildungen 30 und 31 zeigen Gürtelbandansichten, Abbildung 32 die Valvar-Ansicht mit dem Blick auf die Raphe, welche bei

*Nitzschia* kompliziert gebaut ist. Man nennt diesen Typ Kanalraphe. Im Kanal befindet sich das Fortbewegungsorganell mit einem fibrilläres Band aus Motorproteinen, welches sich rhythmisch kontrahieren kann. Dieses Organell veranlasst die Ausscheidung einer klebrigen Substanz und den Transport derselben entlang der Raphe (Edgar und Pickett-Heaps, 1982; Lauritis et al., 1968; Lind et al., 1997).

Die Abbildungen 33–35 stellen Details der Kie-selsäureschale und des Protoplasten dar. Neben dem Kern mit Nucleolus (Kernkörperchen) und dem granulösen Karyoplasma sieht man Teile der durch das akzessorische Pigment Fucoxanthin goldbraun gefärbten Chloroplasten sowie Lipidtröpfchen, die sowohl als Reservestoff als auch als Auftriebskörper dienen. Akzessorische Pigmente unterstützen die Photosynthese durch die Absorption von Licht mit Wellenlängen,

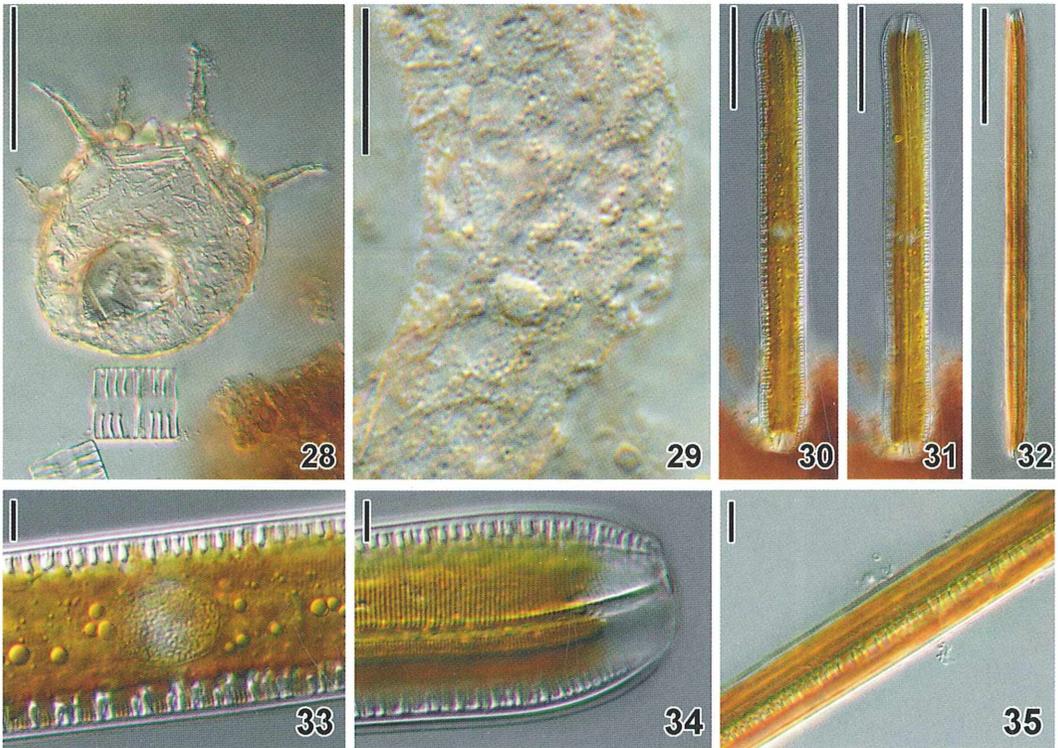


Abb. 28 und 29: *Centropyxis* cf. *aculeata*. – Abb. 28: Übersicht, Maßbalken = 50 µm. – Abb. 29: Detaildarstellung der feinporigen Kittsubstanz, Maßbalken = 10 µm. – Abb. 30–35: *Nitzschia* spec. – Abb. 30: Optischer Schnitt auf der Apikalebene, Maßbalken = 100 µm. – Abb. 31: Gürtelbandansicht, Maßbalken = 100 µm. – Abb. 32: Valvaransicht, Maßbalken = 100 µm. – Abb. 33: Chloroplast mit eingelagerten Öltröpfchen, Zellkern mit Nucleolus. Maßbalken = 10 µm. – Abb. 34: Zellende mit Kanalraphen und Gürtelband. Maßbalken = 10 µm. – Abb. 35: Valvaransicht mit Blick auf die Kanalraphe. Maßbalken = 10 µm. Abb. 28–33 Schichtaufnahmen.

welche vom Chlorophyll selbst nicht absorbiert werden. Die Energie wird dann auf das Chlorophyll übertragen und ist dadurch photosynthetisch nutzbar.

Die dicken hellen Striche, welche vom Schalenrand jeweils 3–5 µm ins Zelllumen ragen, sind die optisch geschnittenen Fibulæ der Raphe. Auch das feine Streifenmuster der Valven sowie die noch feineren Streifen auf dem Gürtelband sind erkennbar.

### Was bringt die Zukunft?

Während der Kurswoche 2009 erfuhren wir von Frau PD Dr. Irmgard Blindow, der Leiterin der Biologischen Station auf Hiddensee, dass das *Suploch* Anfang 2010 ausgebaggert werden sollte. Durch die starke Verlandung sei zu wenig Platz für die Molche und Ringelnattern im Biotop. Das geplante radikale Ausbaggern hätte höchstwahrscheinlich zum Zusammenbruch der Mikro-Lebensgemeinschaft geführt. Die Ergebnisse unserer Beprobungen überzeugten Frau Blindow, dass es sinnvoll wäre, einen Randstreifen nennenswerter Breite stehen zu lassen und so den Grundstock für eine Neubesiedlung zu sichern. Wir werden die Entwicklung dieses Amöben-Hotspots nach der Umgestaltungsmaßnahme beobachten und hoffen, dass sich der Bestand schnell erholen wird.

### Literaturhinweise

Baluska, F., Volkmann, D., Barlow, P. W.: Eukaryotic cells and their cell bodies: Cell theory revised. *Ann. Bot.* 94, 9–32 (2004).

Bettighofer, W.: Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee. Teil 1: Aufwuchsobjektträger. *Mikrokosmos* 98, 336–341 (2009).

Chiappino, M., Volcani, B.: Studies on the biochemistry and fine structure of silica shell formation in diatoms. VII: Sequential cell wall development in the pennate *Navicula pelliculosa*. *Protoplasma* 93, 205–221 (1977).

Edgar, L., Pickett-Heaps, J.: Ultrastructural localization of polysaccharides in the motile diatom *Navicula cuspidate*. *Protoplasma* 113, 10–22 (1982).

Foissner, W., Korganova, G.: The *Centropyxis aerophilum* complex (Protozoa: Testacea). *Acta Protozool.* 39, 257–273 (2000).

Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: *Protistology*, 3rd Ed. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.

Kleinig, H., Maier, U.: *Kleinig/Sitte Zellbiologie*, 4. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1999.

Lahr, D., Bergmann, P., Lopes, S.: Taxonomic identity in microbial eukaryotes: A practical approach using the testate amoeba *Centropyxis* to resolve conflicts between old and new taxonomic descriptions. *J. Eukaryot. Microbiol.* 55, 409–416 (2008).

Lahr, D., Lopes, S.: Ultra-structure and biometry of three lobose testate amoebae of the family Lesquereusiidae (Tubulinea: Arcellinida) based on specimens from São Paulo, Brazil. *Acta Protozool.* 46, 339–348 (2007).

Lauritis, J., Coombs, J., Volcani, B.: Studies on the biochemistry and fine structure of silica shell formation in diatoms. *Archiv Mikrobiol.* 62, 1–16 (1968).

Lind, J. L., Heimann, K., Miller, E. A., van Vliet, C., Hoogenraad, N. J., Wetherbee, R.: Substratum adhesion and gliding in a diatom are mediated by extracellular proteoglycans. *Planta* 203, 213–221 (1997).

Leidy, J.: *Fresh-water rhizopods of North America*. Government Printing Office, Washington 1879.

Meisterfeld, R.: *Order Arcellinida Kent 1880*. In: Lee, J., Leedale, G., Bradbury, P. (eds.): *The illustrated guide to the protozoa*, 2nd edition, pp. 827–860. Society of Protozoologists, Lawrence 2000 (year 2000).

Ogden, C. G.: Siliceous structures secreted by the subclass Lobosia (Rhizopoda: Protozoa). *Bull. Brit. Mus. nat. Hist. (Zool.)* 36, 203–207 (1979).

Ogden, C. G., Hedley, R. H.: *An atlas of freshwater testate amoebae*. Oxford University Press, Oxford 1980.

Ogden, C. G., Meisterfeld, R.: The taxonomy and systematic of some species of *Cucurbitella*, *Diffugia* and *Netzelia* (Protozoa: Rhizopoda); with an evaluation of diagnostic characters. *Europ. J. Protistol.* 25, 109–128 (1989).

Schlumberger, P.: Observations sur quelques nouvelles espèces d'Infusoires de la famille des Rhizopodes. *Ann. Sci. Nat., Zoologie* 3, 254–256 (1845).

Schönborn, W.: *Beschalte Amöben*. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg 1966.

Streble, H., Krauter, D.: *Das Leben im Wassertropfen*, 10. Auflage. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2006.

Wasik, A., Grębecka, L., Grębecki, A.: Cytoskeletal connections between the nucleus and cell cortex in *Amoeba proteus*: A scanning electron microscope study. *Acta Protozool.* 39, 253–256 (2000).

## Kurze Mitteilung

### Algen als Symbiosepartner

Symbiose, also ein Zusammenleben zweier Organismen zu beiderseitigem Vorteil, zwischen Einzellern tritt häufig auf. Vielfach sind es einzellige Algen, die in einem heterotrophen (tierischen) Protisten einen geschützten Lebensraum finden (siehe auch in diesem Heft den Bericht über die Amöben Hiddensees) und dafür dem Wirt Photosyntheseprodukte – vorwiegend Zucker (Maltose) – liefern (Reißen, 1992). Untersuchungen über die Vorgänge bei der Aufnahme der Chlorellen als Symbionten brachten Erstaunliches zu Tage. Man könnte sich ja vorstellen, dass die Algen bei oder unmittelbar nach der Phagozytose durch den Wirtsorganismus als potenzielle Symbionten erkannt und in einer vor Verdauungsenzymen schützenden Spezialvakuole eingeschlossen würden.

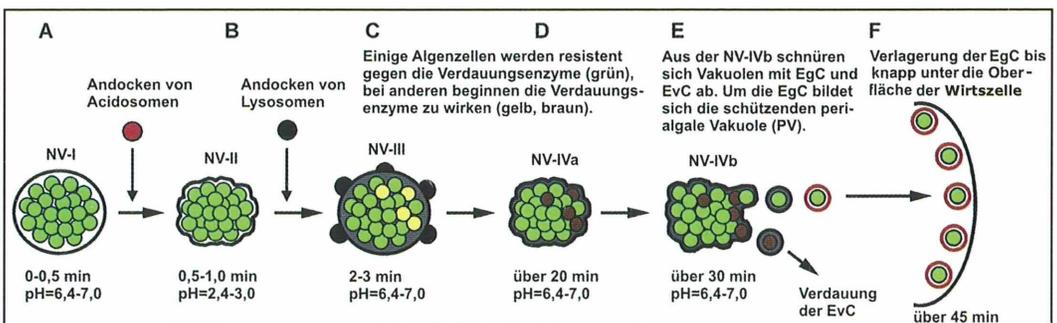
Die Vorgänge sind aber komplizierter, wie die Experimente von Kodama und Fujishima (2009) an *Paramecium bursaria* (grünes *Paramecium*), einem Paradeorganismus für das Studium der Zoochlorellensymbiose, zeigen. Bringt man symbiontenfreie Wirtsorganismen mit den passenden Chlorellen (jeweils aus Reinkulturen) zusammen, werden die Algen gruppenweise in Nahrungsvakuolen aufgenommen. Es lässt sich dann cytochemisch nachweisen, dass der Prozess der Nahrungsverarbeitung (Ansäuern des Vakuoleninhalts, Anreichern mit Verdauungsenzymen) ganz normal und ohne Rücksicht auf die potenziellen Symbionten abläuft. Ein gewisser Prozentsatz der Algen widersteht dem Verdauungsvorgang eine gewisse Zeit und es

kommt zur Abschnürung von kleinen Vakuolen, in welchen sich jeweils eine Chlorelle befindet.

Im hier zitierten Experiment konnten folgende Abläufe nach der Vereinzelung von Chlorellen in Vakuolen beobachtet werden (Abb. 1):

1. Verpackung einer intakten und zur Symbiose fähigen Chlorelle:
  - Die Vakuole wandelt sich in eine perialgale Schutzvakuole um und wird bis knapp an die Zelloberfläche transportiert. Dies ist die Region, in welcher die Symbionten bei *P. bursaria* positioniert werden.
  - Oder
  - die Vakuole bleibt eine Nahrungsvakuole und die Alge wird verdaut.
2. Verpackung einer bereits geschädigten oder nicht zur Symbiose fähigen Chlorelle:
  - Die Vakuole wandelt sich nicht in eine perialgale Schutzvakuole um, sondern bleibt eine Nahrungsvakuole, und die Alge wird verdaut.

Die Untersuchungen konnten nicht sicher ergründen, ob Stoffemissionen der Algenzelle bei der umschließenden Vakuolenmembran aktiv eine Veränderung induzieren, die diese zu einer schützenden Hülle machen, oder ob die Wirtszelle die Tatsache erkennt, dass eine einzelne potenzielle Symbiontenzelle in einer Kleinvakuole eingeschlossen ist und daraufhin die Qualität der perialgalen Membran ändert.



**Abb. 1:** Stadien der Nahrungsvakuolen (NV-I bis NV-IVb) bei *Paramecium bursaria* sowie der Differenzierung von perialgalen Vakuolen (PV) als Lebensraum für endosymbiotische Chlorellen. EgC einzelne grüne Chlorelle, EvC einzelne verdaute Chlorelle (nach Kodama und Fujishima, 2009).

In den Augen der Autoren liefert die Beobachtung der Knospungen von Einzel-Algenzellen-Vakuolen aus den Nahrungsvakuolen mit „falschen“ Inhalten, nämlich (a) geschädigten Chlorellen oder (b) Zellen von nicht zur Symbiose fähigen *Chlorella*-Arten Indizien dafür, dass die Abschneidungsvorgänge nicht durch Diagnoseaktivitäten des Wirtsorganismus zum Erkennen eines potenziellen Symbiosepartners getriggert werden.

### Literaturhinweise

Kodama, Y., Fujishima, M.: Timing of perialgal vacuole membrane differentiation from digestive vacuole membrane in infection of symbiotic algae *Chlorella vulgaris* of the ciliate *Paramecium bursaria*. *Protist* 160, 65–74 (2009).

Reißen, W.: Endosymbiotic association of algae with freshwater protozoa and invertebrates. In: Reißen, W. (ed.): *Algae and Symbioses*, pp. 1–14. Biopress Ltd., Bristol 1992.

Wolfgang Bettighofer, Ruthkamp 64, 24111 Kiel

## Buchbesprechung

**Pollet, C.: Rinde – Die Wunderwelt der Bäume entdecken.**

Ulmer, Stuttgart 2009,  
192 Seiten, 407 Farbfotos,  
gebunden, Großformat,  
€ 39,90,  
ISBN 978-3-8001-5911-6.



Der französische Naturfotograf Cédric Pollet präsentiert in diesem opulenten Bildband über 80 Bäume vorwiegend in ausgesprochen eindrucklichen Nahaufnahmen. Diese verschiedenen Bäume fand er während seiner unterdessen über 25 weltweiten Reisen. Das Werk öffnet die Augen für eine besondere, meistens unbeachtete Schönheit der Bäume.

Es sind die Rinden, die es dem Autor angetan haben und es dem Leser/Seher antun werden. Denn

dieses vielfach kaum beachtete Detail findet im vorliegenden Buch zentrale Berücksichtigung, wobei jedoch der Blick auf den bisweilen mächtigen Baum nicht vernachlässigt wird. Und natürlich werden auch die wichtigsten biologisch-botanischen Informationen zum jeweiligen Baum im dazu gehörenden Text mitgeteilt.

Wieder einmal kann der Hinweis gegeben werden, dass mit diesem Buch eine wunderbare Geschenkidee vorliegt, die man bei solchen Mitmenschen verwirklichen kann, welche über ein Gespür für die ästhetischen Aspekte der botanischen Natur verfügen.

Klaus Hausmann, Berlin

## ANZEIGE

**Die blaue LED-LE 1 von BW-OPTIK denn LED ist nicht LED!**

**Fluoreszenzmikroskopie für CZJ Mikroskope und Fremdmikroskope!**

**Ausführliche Informationen unter [www.bw-optik.de](http://www.bw-optik.de)**

SONDEROPTIK

ASTRONOMIE  
MIKROSKOPIE

**BW - OPTIK**  
DIREKTVERSAND LANGNER-VOSS

Telefon: 04962/996484 • Fax: 04962/996717

Blücherstr. 5 • D-26871 Aschendorf

[www.bw-optik.de](http://www.bw-optik.de) • [shop@bw-optik.de](mailto:shop@bw-optik.de)

# Milchröhren und Milchsaft

Eberhard Schnepf

Milchröhren (engl. laticifers) enthalten Milchsaft (Latex). Sie kommen fast ausschließlich bei Angiospermen vor, und da schätzungsweise in über 12.000 Arten in über 22 Familien, wie Hagel et al. (2008) in einem kürzlich erschienenen Übersichtsartikel schreiben. Ihr Vorkommen in ganz verschiedenen Ordnungen zeigt an, dass sie polyphyletisch, also unabhängig voneinander entstanden sind. Über die Anatomie und Cytologie der Milchröhren weiß man schon seit längerer Zeit recht viel, mittlerweile auch über die Biochemie des Milchsaftes. Aber viele Fragen sind noch nicht gelöst.

**N**ach ihrer Entwicklung und Struktur unterscheidet man zwischen gegliederten und ungegliederten Milchröhren.

## Milchröhren: Anatomie

Eine ungegliederte Milchröhre entwickelt sich aus einer einzigen Zelle, die sich mit Spitzenwachstum verlängert, auch zwischen anderen

Zellen hindurch (intrusives Wachstum). Ihre Zellkerne teilen sich, aber es werden keine Querwände eingezogen. Die Mitosen ziehen sich wellenförmig koordiniert durch die Milchröhre. Die Nachbarzellen sind davon nicht betroffen (Mahlberg und Sabharwal, 1967). Die sich entwickelnden ungegliederten Milchröhren können sich gelegentlich verzweigen, so bei der Wolfsmilch (*Euphorbia*), bei der Seidenpflanze (*Asclepias*) und beim Oleander

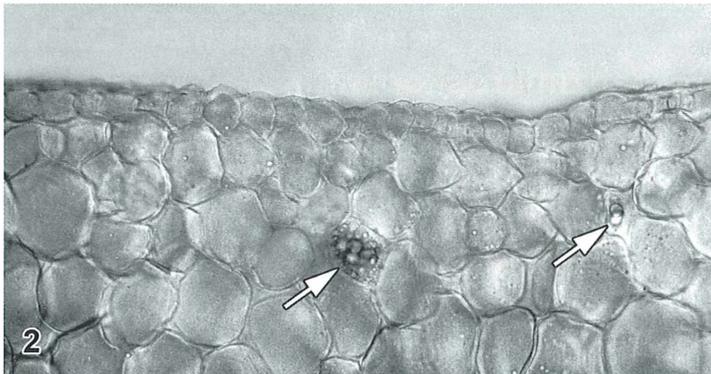
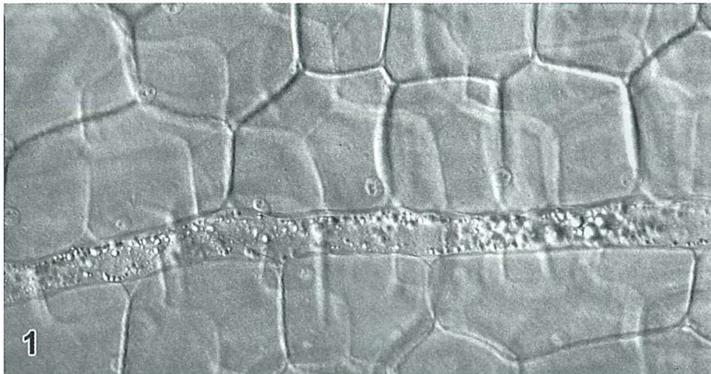


Abb. 1 und 2: Milchröhren in Zwiebelschuppen der Küchenzwiebel (*Allium cepa*), Vergr. ##fach. –  
Abb. 1: Längsschnitt. –  
Abb. 2: Querschnitt.

(*Nerium oleander*), oder sie verzweigen sich nicht, wie beim Immergrün (*Vinca*) und beim Hanf (*Cannabis*). Die Abbildungen 3 und 4 zeigen ungegliederte Milchröhren von *Euphorbia helioscopia*, der Sonnenwolfsmilch.

Die gegliederten Milchröhren entstehen durch die Fusion von Einzelzellen. Sie sind also ebenfalls vielkernig. Meistens fusionieren nicht nur die Enden von langgestreckten Einzelzellen, sondern auch benachbarte Zellen bilden Querverbindungen aus, wodurch ein ganzes Netzwerk entstehen kann (gegliederte, anastomosierende Milchröhren). Das ist der Fall bei den Korbblütlern, deren Blütenköpfchen nur Zungenblüten enthalten, zum Beispiel bei der Wegwarte, beim Lattich (Abb. 7–10) und beim Löwenzahn. Weiterhin kommen sie vor bei Glockenblumengewächsen, beim Mohn und beim Kautschukbaum *Hevea*. Bei der Zwiebel (Abb. 1), dem Schöllkraut und der Banane gibt

es diese seitlichen Verbindungen der gegliederten Milchröhren nicht (nicht-anastomisierende Milchröhren). Voraussetzung für die Fusionen ist, dass die Zellwände lokal aufgelöst werden. Dabei wirken Cellulasen (Nessler und Mahlberg, 1981) und Pektinasen (Allen und Nessler, 1984) mit.

Eine Besonderheit bilden die Latex-Gänge beim Kaktus *Mammillaria guerreronis* (Wittler und Mauseth, 1984). Der Milchsaft befindet sich hier nicht in röhrenförmigen Zellen, sondern in einem Kanal, der schizolytisch entsteht, also durch die Bildung von Interzellularen und durch das Auflösen von Zellen.

Im Spross liegen die Milchröhren, gegliederte und ungegliederte, häufig im Inneren der Rinde, über dem Leitgewebe, nahe der Stärkescheide (Abb. 3 und 4: *Euphorbia*). Aber das ist nicht immer so. In den Blättern und Schuppenblättern (Abb. 2) der Küchenzwiebel findet

**Abb. 3 und 4:** *Euphorbia helioscopia* (Sonnenwend-Wolfsmilch), Längsschnitte durch den Spross, Lugol-Färbung. Stabförmige Stärkekörner in den Milchröhren; Akkumulation von rundlichen Stärkekörnern an den basalen Wänden der Zellen der Stärkescheide. –

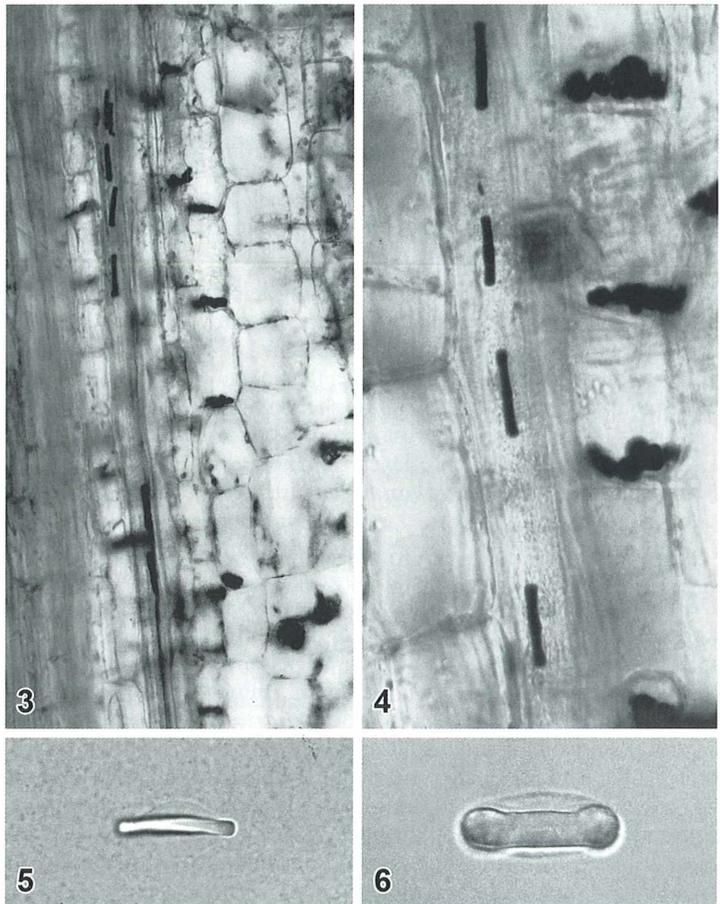
Abb. 3: Vergr. 100fach. –

Abb. 4: Vergr. 100fach. –

**Abb. 5 und 6:** Amyloplasten mit je einem Stärkekorn im gezapften Wolfmilch-Milchsaft. –

Abb. 5: *Euphorbia helioscopia*, Vergr. 1000fach. –

Abb. 6: *Euphorbia milii* (Christusdorn), Vergr. 1000fach. –



man sie in der dritten Zellschicht, nicht an einem Leitbündel. Bei Bananen begleiten sie hingegen seitlich die Leitbündel (Kallarackal et al., 1986).

### Milchröhren: Cytologie

Der Milchsaft steht in den Milchröhren unter Druck und fließt bei einer Verletzung oft in großer Menge aus. Deshalb ist eine Präparation mit dem Ziel, den Milchröhreninhalt ungestört zu erhalten, meist recht schwierig. Bei der Küchenzwiebel sind „Vitalbeobachtungen“ möglich (Abb. 1 und 2). Sonst sollte man fixieren, und zwar große Objektstücke, um auch da den Ausfluss des Milchsaftes zu reduzieren, beispielsweise mit Formol oder, wenn es auf die Erhaltung des Zellinhaltes nicht so ankommt, mit Alkohol. Der in hohen Konzentrationen angewendete Alkohol härtet weiches Gewebe und erleichtert die Anfertigung von Hand Schnitten.

Der Inhalt der Milchröhren besteht aus mehr oder weniger normalem Zytoplasma und Vakuolen. Wenn die Pflanze verletzt wird, tritt er als chaotische Mischung aus. Bei Euphorbien enthält diese Mischung auch die eigentümlichen stab- oder knochenförmigen Stärkekörner. Sie liegen meistens einzeln in Leukoplasten (= Amyloplasten). Das kann man in günstigen Fällen sehen, wenn die Leukoplastenhülle in Wasser oder besser in einer Pufferlösung leicht abgehoben, aber nicht geplatzt ist (Abb. 5 und 6). Es gibt auch Euphorbien, bei denen ein Leukoplast mehrere Stärkekörner enthält. In den Milchröhren sind diese großen, länglichen Stärkekörner nach einer Färbung mit Lugol-Lösung leicht zu erkennen. Das erleichtert die Identifizierung der *Euphorbia*-Milchröhren (Abb. 3 und 4). Diese Stärke wird auch bei Dunkelstress nicht abgebaut (Biesboer und Mahlberg, 1978).

Der lichtmikroskopische Nachweis von Zellkernen in Milchröhren ist möglich, aber manchmal schwierig. Er gelingt auch bei einer Färbung mit Karmin-Essigsäure nicht immer befriedigend. Beim Kompass-Lattich (*Lactuca serriola*) sind die Kerne der Milchröhren meistens größer und rundlicher als die in den Nachbarzellen (Abb. 9 und 10), möglicherweise das Ergebnis von Endoreduplikationen. Sie haben eine lockere Struktur und einen auffälligen Nukleolus. Das deutet darauf hin, dass sie in

dem fast ausgewachsenen Spross, von dem diese Abbildungen stammen, noch recht aktiv waren. Bei *Euphorbia marginata* gibt es nach Mahlberg und Sabharwal (1967) keine Polyploidisierungen.

Im elektronenmikroskopischen Bild unterscheiden sich ganz junge Milchröhren und die Spitzenbereiche von wachsenden Siebröhren nicht von normalen Zellen. Das ändert sich, wenn sie reifen und altern. Dictyosomen sind dann nicht mehr zu finden. Später degenerieren bei vielen Pflanzen die Kerne und andere Organellen. Bei *Hevea brasiliensis* werden die Kerne pyknotisch (Héban, 1981). Beispiele für Alterungsprozesse geben Eilert et al. (1985) mit *Catharanthus roseus* (eine Verwandte des Immergrüns, *Vinca*), Wilson und Mahlberg (1980) mit der Seidenpflanze *Asclepias syriaca* und Fineran (1983) mit *Euphorbia pulcherrima*. Bei Euphorbien bleiben, wie schon oben erwähnt, die Amyloplasten intakt.

Besonders ist man natürlich daran interessiert, zu wissen, wo die Kautschuk-Latex-Partikel entstehen. Sie sind Bestandteile des Milchsaftes vieler, aber nicht aller Pflanzen. Der Kautschuk ist für den Menschen wirtschaftlich von großer Bedeutung. Der wichtigste Lieferant ist *Hevea brasiliensis*. Der Gummibaum *Ficus elastica* und einige andere Bäume spielen heute keine große Rolle mehr. Das aus Kasachstan stammende *Taraxacum koksaghyz*, ein Löwenzahn, wurde lange in der Sowjetunion als Kautschuklieferant angebaut.

Beim Löwenzahn, bei *Hevea* und beim Mohn, alles Pflanzen mit gegliederten Milchröhren, liegen die Latex-Partikel im Zytoplasma (Schulze et al., 1967; Héban, 1981). Bei *Ficus elastica* (mit ungegliederten, verzweigten Milchröhren) entstehen sie ebenfalls im Zytoplasma. Sie kommen dann aber in die Vakuole, wo sie jedoch immer noch von einem schmalen Cytoplasma-Saum umgeben und von einer dem Tonoplasten entsprechenden Membran eingehüllt sind (Heinrich, 1967). Ähnlich scheint es bei *Asclepias syriaca*, der Seidenpflanze, zu sein (Wilson und Mahlberg, 1980).

Bei Euphorbien erscheinen die Latex-Partikel zuerst in kleinen Vakuolen. Die fusionieren miteinander und mit der großen Zentralvakuole, wodurch diese dann ganz mit Latex-Partikeln gefüllt wird (Fineran, 1983). So ist es auch in den gleichfalls ungegliederten Milchröhren von *Catharanthus roseus* (Eilert et al., 1985).

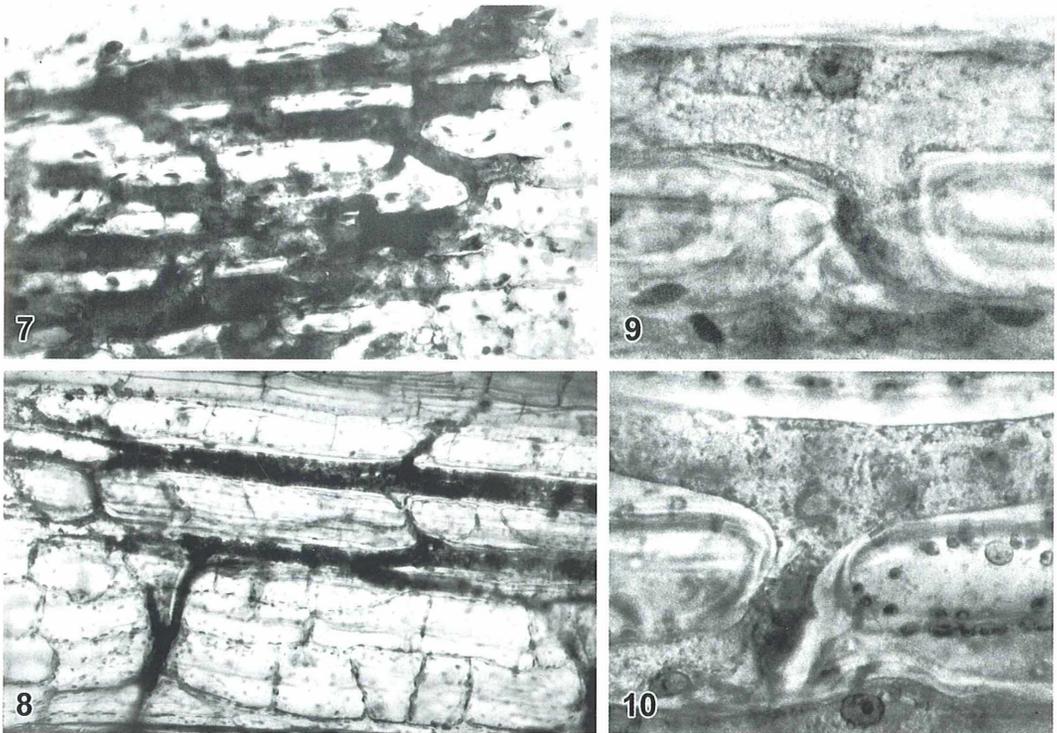


Abb. 7–10: *Lactuca serriola* (Kompass-Lattich), Längsschnitte durch fast ausgewachsene Sprosse. – Abb. 7 und 8: Durch laterale Fusionen bilden die Milchröhren ein Netzwerk. – Abb. 7: Karmin-Essigsäure-Färbung, Vergr. 1000fach. – Abb. 8: Lugol-Färbung, Vergr. 1000fach. – Abb. 9 und 10: Die Kerne der Milchröhren sind größer als die Kerne der Parenchymzellen und haben eine lockerere Struktur. – Abb. 9: Karmin-Essigsäure-Färbung, Vergr. 1000fach. – Abb. 10: Fixierung und Färbung mit Lugol, Vergr. 1000fach.

Milchsaft ist nicht nur als Quelle für den Naturkautschuk wichtig, sondern auch wegen der in ihm enthaltenen Alkaloide. Berühmt/berühmtigt dafür sind die im Milchsaft des Schlafmohns *Papaver somniferum* enthaltenen Stoffe. Die Alkaloide befinden sich hier in Vesikeln, die aus dem endoplasmatischen Retikulum zu entstehen scheinen und die anfangs eine auffällige elektronendichte Kappe haben. In reifen Milchröhren ist diese Kappe weitgehend verschwunden und die Alkaloid-Vesikel füllen dicht gedrängt das Lumen der Zelle (Nessler und Mahlberg, 1977).

### Milchsaft: Biochemie

Milchsäfte enthalten eine Vielzahl von sehr speziellen Stoffen wie Terpene, Alkaloide,

Herzglycoside, Tannine und viele andere (Hagel et al., 2008). Dies sind alles sekundäre Pflanzenstoffe und somit biochemische Endprodukte, die nicht wieder in den Stoffwechsel einbezogen werden. Dabei bestehen keine Zusammenhänge zwischen dem Milchröhrentyp und dem Milchröhreninhalt. Viele dieser Substanzen werden auch noch im frisch gezapften Milchsaft synthetisiert, der ja eine Mischung aus Zytoplasma und Vakuolen ist. Fütterungsversuche mit radioaktiv markierten Substraten haben gezeigt, dass für diese Synthesen vor allem Zucker verwendet wird (Groeneveld und Rodvink, 1982).

Es wird allgemein angenommen, dass die Latex-Partikel vor Fraßschädigungen schützen. Viele andere Substanzen sind giftig. Manche dienten dem Menschen als Pfeilgifte. Eigentlich sollen die Gifte wohl Fraßfeinde abwehren.

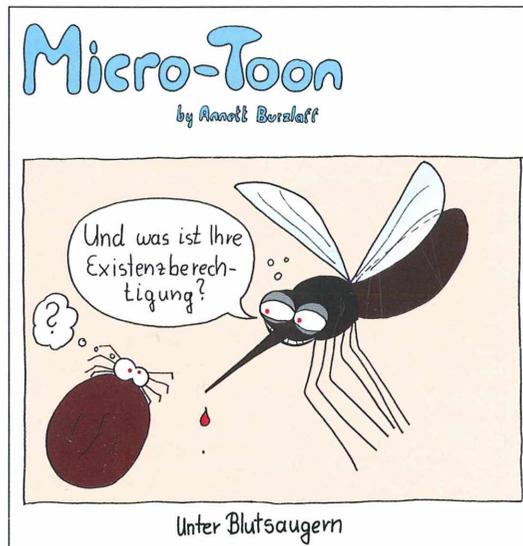
Das kann aber auch fehlschlagen. Es gibt Raupen, die Gifte von Asclepien unbeschadet aufnehmen und sogar speichern, bis zum Schmetterlingsstadium. Sie werden dadurch toxisch oder übel schmeckend und werden deshalb von Vögeln nicht gefressen.

Angesichts der Vielfalt von Milchröhren und der Biochemie von Milchsäften gibt es noch viele offene Fragen. Das deuten Hagel et al. (2008) im Titel ihrer Publikation an: *The secret life of laticifers*.

### Literaturhinweise

- Allen, R. D., Nessler, C. L.: Cytochemical localization of pectinase activity in laticifers of *Nerium oleander* L. *Protoplasma* 119, 74–78 (1984).
- Biesboer, D. D., Mahlberg, P. G.: Accumulation of non-utilizable starch in laticifers of *Euphorbia heterophylla* and *E. myrsinites*. *Planta* 143, 5–10 (1978).
- Eilert, U., Nesbitt L. R., Constable, F.: Laticifers and latex in fruits of periwinkle, *Cantharanthus roseus*. *Canad. J. Bot.* 63, 1540–1546 (1985).
- Fineran, B. A.: Differentiation of non-articulated laticifers in poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Willd.). *Ann. Bot.* 52, 279–293 (1983).
- Groeneveld, H. W., Roelvink, P. W.: Lipid synthesis in the laticifers of *Euphorbia lathyris* L. seedlings. *Planta* 154, 347–351 (1982).
- Hagel, J. M., Yeung, E. C., Facchini, P. J.: Got milk? The secret life of laticifers. *Trends Plant Sci.* 13, 631–639 (2008).
- Héban C.: Ontogénie des laticifères du système primaire de *Hevea brasiliensis*: une étude ultrastructurale et cytochimique. *Canad. J. Bot.* 59, 974–985 (1981).
- Heinrich, G.: Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen der Milchröhren von *Taraxacum bicorne*. *Flora, Abt. A.*, 158, 413–420 (1967).
- Kallarackal, J., Garlick, P. R., Milburn, J. A.: Characterization of the structural inclusions in the latex of banana (*Musa* sp.). *Canad. J. Bot.* 64, 2591–2601 (1986).
- Mahlberg, P. G., Sabharwal, P. S.: Mitoses in the non-articulated laticifers of *Euphorbia marginata*. *Amer. J. Bot.* 54, 465–472 (1967).
- Nessler, C. L., Mahlberg, P. G.: Ontogeny and cytochemistry of alkaloid vesicles in laticifers of *Papaver somniferum* L. (Papaveraceae). *Amer. J. Bot.* 64, 541–551 (1977).
- Nessler, C. L., Mahlberg, P. G.: Cytochemical localization of cellulase activity in articulated, anastomosing laticifers of *Papaver somniferum* L. (Papaveraceae). *Amer. J. Bot.* 68, 730–732 (1981).
- Schulze, C., Schnepf, E., Mothes, K.: Über die Lokalisation der Kautschukpartikel in verschiedenen Typen von Milchröhren. *Flora, Abt. A*, 158, 458–460 (1967).
- Wilson, K. J., Mahlberg, P. G.: Ultrastructure of developing and mature nonarticulated laticifers in the milkweed *Asclepias syriaca* L. (Asclepiadaceae). *Amer. J. Bot.* 67, 1160–1170 (1980).
- Wittler, G. G., Mauseth, J. D.: Schizogeny and ultrastructure of developing latex ducts in *Mammillaria guerreronis* (Cactaceae). *Amer. J. Bot.* 71, 1128–1138 (1984).

Verfasser: Prof. Dr. Eberhard Schnepf, Jasperstraße 2/0418, 69126 Heidelberg



# Optimierte Beobachtung und Fotodokumentation fein strukturierter Diatomeenschalen im Grenzbereich lichtmikroskopischer Auflösung

Jörg Piper und Gunther Chmela

Gereinigte Kieselalgen-Skelette bestimmter Spezies sind geeignet, als „biologische Objektmikrometer“ verwendet zu werden, um das effektiv realisierbare Auflösungsvermögen optischer Ausrüstungen im praktischen Gebrauch zu ermitteln. Auf diese Weise kann nicht nur getestet werden, welche Strukturdetails bei der visuellen Beobachtung im Grenzbereich des jeweils Darstellbaren noch soeben wahrgenommen werden können, sondern es kann auch evaluiert werden, in welchem Bereich die jeweilige Auflösungsgrenze vorhandener mikrofotografischer Einrichtungen liegt. Zusätzlich kann auch praktisch ermittelt werden, welcher effektive Gewinn aus definierten optischen Modifikationen resultiert. Die Beobachtung und Fotodokumentation feiner Schalenstrukturen in Größenordnung des lichtmikroskopisch noch soeben Auflösbaren stellt darüber hinaus auch eine besondere technische Herausforderung dar.

Im vorliegenden Beitrag soll dargelegt werden, welche Vorteile bestimmte monochromatische Lichtfilterungen im Vergleich zu monochromatischen LEDs und Weißlichtbeleuchtung bei dieser Aufgabenstellung bringen und welche Wellenlängen bevorzugt eingesetzt werden sollten. Zusätzlich wird auf Aspekte einer optimierten Kondensator-Auslegung eingegangen.

## Untersuchte Proben und deren Morphologie

Als Test- und Anschauungsobjekte dienten mehrere historische Diatomeen-Präparate von Göke, bei denen die Auflösung der Feinstrukturen schwierig beziehungsweise grenzwertig war. Hinweise zur Probengewinnung und Präparation finden sich in einer Monografie von Göke (1993). Die untersuchten Spezies waren sämtlich stabförmig (pennat) und in Schalenaufricht präpariert. Abbildung 1 zeigt eine Bildtafel der von uns vermessenen Spezies in kontrastreichen schwarzgrundigen Gesamtansichten.

Bei geringer bis mittlerer Vergrößerung waren an allen Formen nur einige wenige Strukturen deutlich erkennbar, nämlich die äußeren konvexen Randbegrenzungslinien und die in Längsrichtung verlaufende Raphe. Die Raphe ist eine feine Durchbruchlinie, welche als Bewegungsorganell eine Verbindung zwischen

Zytoplasma und Umgebung herstellt und den Zellen Kriechbewegungen ermöglicht. Die Schalenflächen zwischen Raphe und äußerer Randbegrenzung erschienen bei moderater Vergrößerung strukturarm (*Navicula* sp.) beziehungsweise sämtlich strukturlos (übrige Spezies). Erst bei maximierter Auflösung markierten sich feine Liniensysteme, bestehend aus segmental angeordneten dunklen und hel-

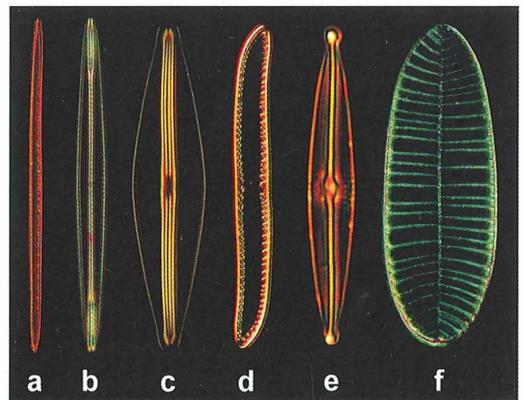
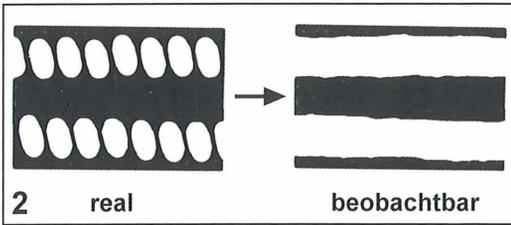


Abb. 1: Untersuchte Diatomeen (Ganzansichten), Objektiv 40×, a *Nitzschia sigmoidea* (Länge: L 220 µm), b *Amphipleura pellucida* (L 80 µm), c *Frustula rhomboides* (L 50 µm), d *Nitzschia obtusa* (L 60 µm), e *Navicula* sp. (L 50 µm), f: *Surirella gemma* (L 100 µm).



**Abb. 2:** Optische Verschmelzung von Einzelperforationen zu Streifenmustern bei limitierter Auflösung (schematisch).

len Streifen von gleichbleibender Breite und konstantem Abstand. Die jeweils hell erscheinenden Streifen bestehen tatsächlich aus sehr feinen siebartig angeordneten Poren, deren Abstände so gering sind, dass sie nicht mehr im konventionellen Lichtmikroskop aufgelöst werden, sondern optisch zu homogenen hellen Streifen verschmelzen. Die dazwischen liegenden dunklen Streifen entsprechen nicht perforierten Schalensegmenten. Abbildung 2 veranschaulicht die skizzierten Gegebenheiten schematisch.

Übertragen auf die von uns ausgewählten Spezies liegt der Längsdurchmesser der ovalen Einzelporen je nach Objekt bei etwa 0,2 bis 0,6  $\mu\text{m}$ . In gleicher Größenordnung liegt auch die Breite der korrespondierenden, nicht perforierten Zonen. Die schmalen Trennstege zwischen den Einzelperforationen sind im dargestellten Beispiel hingegen deutlich schmaler als 0,1  $\mu\text{m}$  und können nicht mehr lichtmikroskopisch aufgelöst werden. Folglich resultiert im mikroskopischen Bild ein Streifenmuster nach Art eines Gitters mit weitgehend konstanten Linienabständen.

Von Göke (1988) wurden mit hoher Akribie für verschiedene Diatomeen-Spezies Gitterkonstanten ermittelt, welche die jeweiligen Linienabstände numerisch beschreiben. Tabelle 1 gibt eine Übersicht über die Gitterkonstanten und einige sonstige morphometrische Kenndaten der von uns untersuchten Spezies, wobei neben den von Göke publizierten Daten auch die eigenen Messergebnisse berücksichtigt werden.

Die von uns untersuchte Spezies der Gattung *Navicula* zeigte eine Linienbreite und einen Linienabstand von jeweils 0,66  $\mu\text{m}$ , für *Nitzschia sigmaidea* ergab sich eine Gitterkonstante von 0,33  $\mu\text{m}$ , für *Frustula rhomboides* von 0,25  $\mu\text{m}$ , entsprechend den von Göke (1988) publizierten Angaben. Für das unsererseits fotografierte Exemplar von *Surirella gemma*, einer relativ klein dimensionierten Einzelzelle im betreffenden Streupräparat, betrug die Gitterkonstante 0,33  $\mu\text{m}$ , für *Nitzschia obtusa* 0,22  $\mu\text{m}$ ; diese Werte liegen etwas niedriger als von Göke angegeben (0,4–0,5  $\mu\text{m}$  für *S. gemma*, 0,33  $\mu\text{m}$  für *N. obtusa*). Für *Amphipleura pellucida* ermittelten wir einen Linienabstand von 0,22  $\mu\text{m}$ ; hier gibt Göke 0,25  $\mu\text{m}$  an.

*Nitzschia obtusa* gilt als eine Spezies mit besonders kontrastschwachen Feinstrukturen, so dass deren Schalen besonders geeignet sind, um die Qualität des Kontrastes bei verschiedenen Beleuchtungsarten zu beurteilen. *Amphipleura pellucida* gilt hingegen als diejenige Diatomee mit der feinsten im Lichtmikroskop noch auflösbaren Struktur, so dass diese Spezies zur Beurteilung des erhältlichen Auflösungsvermögens besonders geeignet erscheint.

**Tabelle 1:** Morphologische Messdaten der untersuchten Diatomeen.

Diatomeen	Länge (mm)	Breite (mm)	Gitterkonstante ( $\mu\text{m}$ ); in Klammern eigene Messungen und Literaturangaben nach Göke 1988
<i>Nitzschia sigmaidea</i>	0,22	0,008	0,33 (0,33–0,45)
<i>Amphipleura pellucida</i>	0,08	0,006	0,22 (0,22–0,25)
<i>Frustula rhomboides</i>	0,05	0,010	0,25 (0,25–0,29)
<i>Nitzschia obtusa</i>	0,06	0,004	0,22 (0,22–0,33)
<i>Navicula</i> sp.	0,05	0,008	0,66 (0,60–0,70)
<i>Surirella gemma</i> (Abb. 1)	0,10	0,040	0,40–0,50 (Göke)
<i>Surirella gemma</i> (Abb. 5)	0,06	0,030	0,33 (eigene Messung)



## Beobachtungsergebnisse

### Mittlerer Apertur- und Vergrößerungsbereich

Im mittleren Apertur- und Vergrößerungsbereich (Zeiss Neofluar 40/0,75) konnten bei offener und moderat geschlossener Aperturblende lediglich die deutlich breiteren Streifenmuster von *Navicula* sp. in gutem Kontrast visualisiert werden, wenn mit ungefiltertem Weißlicht gearbeitet wurde. Ohne monochromatische Filterung waren die Streifengitter bei allen sonstigen Spezies nicht erkennbar. Im streng monochromatischen Grünlicht ( $\lambda = 540$  nm) waren die Streifenmuster bei Linienabständen von etwa  $0,33 \mu\text{m}$  allenfalls erahnbar. Im kurzwelligeren blaugrünen Licht ( $\lambda = 500$  nm) waren vorhandene Streifenmuster im Abstand von  $0,33 \mu\text{m}$  initial erkennbar und erst im Blaulicht ( $\lambda = 486$  nm) gut sichtbar aufgelöst. Bei allen drei Filtern konnte im Vergleich zu ungefiltertem Licht neben der Auflösung auch der Kontrast sichtbar verbessert werden.

Bei mittlerer Objektivvergrößerung und endgradig gesteigerter Apertur (Zeiss Planapo Öl 40/1,0) waren Streifenmuster bei Linienabständen von  $0,33 \mu\text{m}$  im ungefilterten Licht ansatzweise bei sehr schwachem Kontrast erkennbar. Die Auflösung dieser Strukturen nahm umgekehrt proportional zur Wellenlänge des monochromatischen Lichtes zu, wobei auch hier die Unterschiede visuell fassbar waren. Es ergab sich auch hier eine zusätzliche Kontrastanhebung, welche bei den gegebenen sehr kontrast-schwachen Konstellationen ebenfalls die Qualität der visuellen Beobachtung verbesserte. Streifenmuster, deren Linienabstand unter  $0,33 \mu\text{m}$  lag, waren unabhängig von der Apertur und optischen Auslegung des Objektivs bei 40-facher Objektivvergrößerung nicht erkennbar.

### Hohe Objektivvergrößerung und Apertur

Bei hoher Objektivvergrößerung und Apertur (Zeiss Planapo Öl 100/1,3) waren Streifenmuster bei Gitterkonstanten von  $0,33 \mu\text{m}$  im Weißlicht ansatzweise aufgelöst, das heißt bei sehr geringem Kontrast und verwaschenen Randbegrenzungen schwach erkennbar. Engere Gitterstrukturen mit Linienabstand  $0,22$ – $0,29 \mu\text{m}$  waren im Weißlicht jedoch nicht aufgelöst. Monochromatisches Grünlicht ergab allenfalls eine marginale Verbesserung der auch ungefiltert erkennbaren Details. Erst kurzwelligeres blaugrünes Licht führte zu einer deutlich erkennbaren Auflösung bei Gitterkonstanten im

Bereich von  $0,33 \mu\text{m}$  und ergab eine beginnende Auflösung schmalerer Streifensysteme mit Linienabständen von etwa  $0,22$ – $0,29 \mu\text{m}$ . Im Blaulicht erschienen die Streifensysteme unabhängig von ihren Gitterkonstanten noch etwas besser aufgelöst, jedoch kontrast-schwächer als im blaugrünen Licht.

### Kondensor und Aperturblende

Im Hinblick auf eine Immersion des hochaperturigen Kondensors (NA 1,4) zeigte sich, dass nur im monochromatischen Licht und erst bei Gitterkonstanten von  $0,22$ – $0,29 \mu\text{m}$  (*Amphipleura pellucida* und *Frustula rhomboides*) leichte Qualitätsverbesserungen des erhältlichen Bildes erkennbar wurden, wenn der Kondensorkopf immerniert wurde. Bei höheren Linienabständen (Gitterkonstante  $0,33 \mu\text{m}$ ) und sämtlichen Weißlichtbeobachtungen ergab sich durch ein Immernieren des Kondensors keine erkennbare Qualitätsverbesserung.

Die Aperturblende musste zur Gewährleistung eines hinreichenden Kontrastes bei allen Weißlicht-Untersuchungen moderat geschlossen werden (maximal um etwa ein Drittel), um die vorhandenen Feinstrukturen – sofern aufgelöst – überhaupt visuell erfassen zu können. Gleiches galt auch für die monochromatische Grünlicht-LED. Bei Verwendung der monochromatischen Filter konnte die Aperturblende jedoch bei allen Beobachtungssituationen voll geöffnet bleiben,

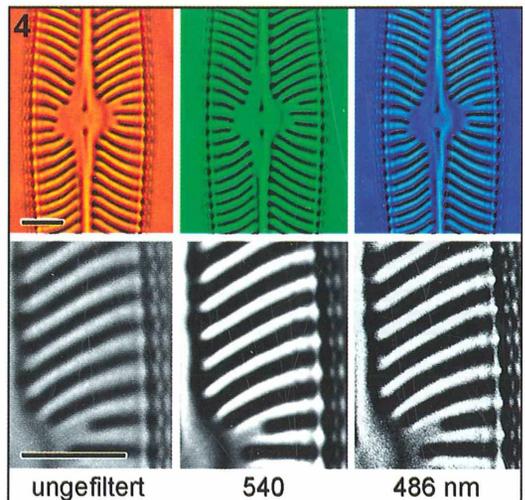


Abb. 4: *Navicula* sp., Objektiv Planapo Öl 160/1,4, Hellfeld, Trockenkondensor (NA 0,9), Linienabstand  $0,66 \mu\text{m}$ . Maßbalken  $2 \mu\text{m}$ .

da neben der nutzbaren Auflösung auch der Bildkontrast sichtbar angehoben wurde. Folglich konnte die Apertur des Kondensors größer oder ebenso groß gehalten werden wie die Apertur des jeweiligen Objektivs.

Zum Vergleich wurden neben den erwähnten monochromatischen Filterungen auch Beleuchtungen mit einer monochromatisch deklarierten Grünlicht-LED (Leitwellenlänge 540 nm) durchgeführt. Bei allen Objekten und Vergrößerungsstufen ergab diese LED deutlich schlechtere Bildqualitäten als jede der monochromatischen Filterungen.

### Fotodokumentation

Zur anschaulichen Fotodokumentation der beschriebenen Effekte wurden die jeweiligen Streifenmuster mit der 160fach vergrößernden Ölimmersion (NA 1,4) aufgenommen (Abb. 4

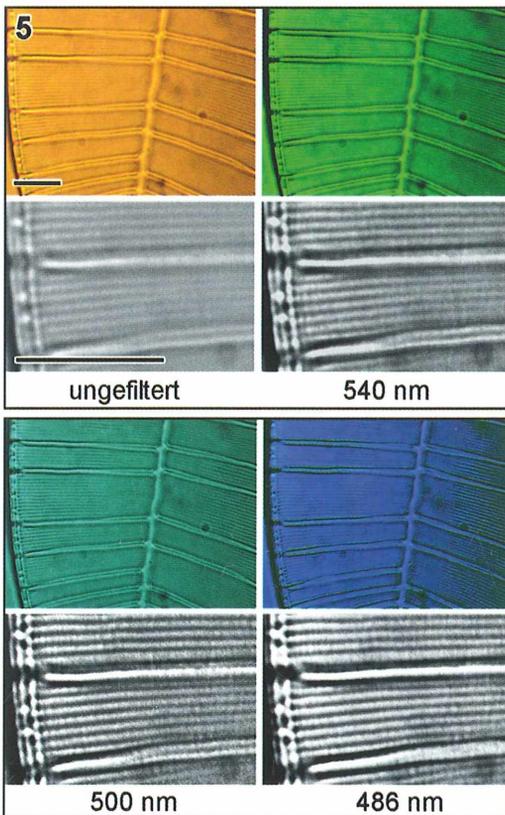


Abb. 5: *Surirella gemma*, Objektiv Planapo 160/1,4, Hellfeld, Trockenkondensator (NA 0,9), Linienabstand 0,33  $\mu\text{m}$ . Maßbalken 5  $\mu\text{m}$ .

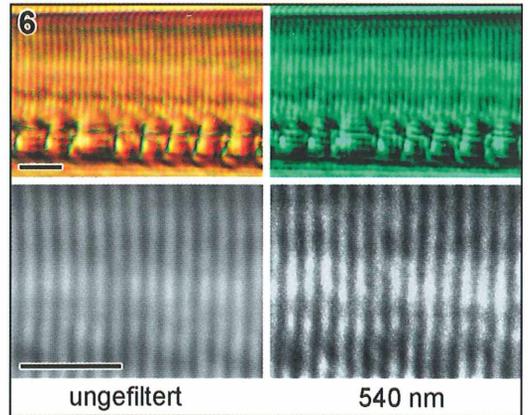
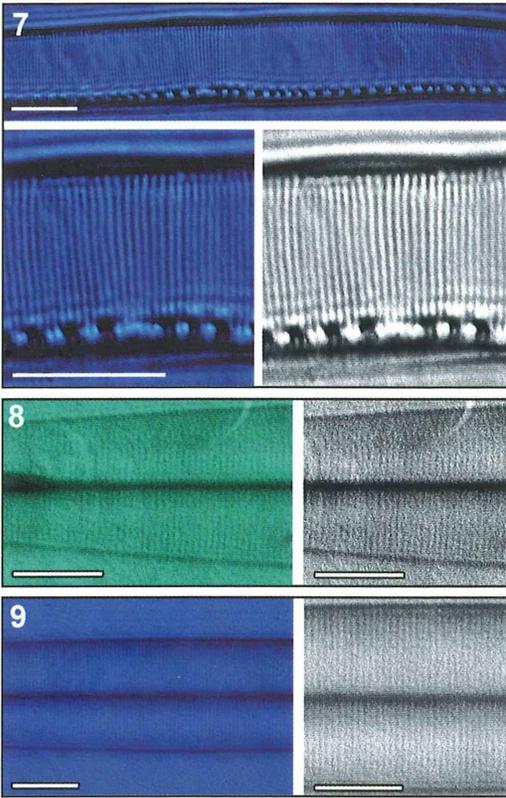


Abb. 6: *Nitzschia sigmoidea*, Objektiv Planapo 160/1,4, exzentrische Schrägbeleuchtung, Trockenkondensator (NA 0,9), Linienabstand 0,33  $\mu\text{m}$ . Maßbalken 2  $\mu\text{m}$ .

bis 9). Im Vergleich zur konventionellen Hellfeldbeleuchtung konnten Auflösung und Kontrast bei Einsatz des erwähnten Phasenkontrast-Universalkondensors bei einigen Spezies noch sichtbar gesteigert werden, wenn eine Schrägbeleuchtung realisiert wurde. Die Qualität der Fotodokumentation konnte bei diesem hochaperturigen Objektiv im konventionellen Hellfeld und bei Schrägbeleuchtung jeweils durch leichtes Schließen der Aperturblende noch etwas angehoben werden, da hierdurch Abgrenzbarkeit und Kontrast der feinen Linien noch ein wenig gesteigert wurden, ohne dass sichtbare Auflösungseinbußen in Kauf genommen werden mussten. Bei *Amphipleura pellucida* war allerdings die Verwendung eines Immersions-Dunkelfeld-Kondensors mit NA 1,20 erforderlich, um den Effekt einer Hellfeld-Schrägbeleuchtung so zu realisieren, dass die sehr feinen Liniengitter im kurzwelligen monochromatischen Licht hinreichend aufgelöst und fotografierbar wurden (Abb. 8 und 9).

Bei allen Aufnahmesituationen und Spezies bestätigte sich, dass ebenso wie bei der visuellen Beobachtung auch in der Mikrofotografie wesentliche Qualitätsverbesserungen aus monochromatischen Lichtfilterungen resultierten beziehungsweise eine Darstellung sehr feiner Liniengitter erst im kurzwelligen monochromatischen Licht möglich wurde. Im direkten Vergleich ergab blaugrünes Licht in den meisten Fällen eine differenziertere und schärfere Darstellung mit feineren Tonwertabstufungen als reines Grünlicht. Reines Blaulicht führte zwar



◀ **Abb. 7:** *Nitzschia obtusa*, Objektiv Planapo 160/1,4, exzentrische Schrägbeleuchtung, Trockenkondensator (NA 0,9), Linienabstand 0,22  $\mu\text{m}$ , Blaulicht (486 nm). Maßbalken 4  $\mu\text{m}$ . – **Abb. 8:** *Amphipleura pellucida*, Objektiv Planapo 160/1,4, konzentrische Schrägbeleuchtung, Immersions-Dunkelfeldkondensator (NA 1,2), Linienabstand 0,22  $\mu\text{m}$ , Blaugrünlicht (500 nm). Maßbalken 3  $\mu\text{m}$ . – **Abb. 9:** Wie Aufnahme 7, Blaulicht (486 nm). Maßbalken 3  $\mu\text{m}$ .

zu noch etwas gesteigerter Auflösung, allerdings gelegentlich auch zu leicht verringertem Kontrast. Die Linienmuster von *Amphipleura pellucida* waren in Digitalfotos erst erkennbar, wenn blaugrün gefiltert wurde; eine noch kurzwelligere Blaufilterung führte zu einer weitergehenden Verbesserung der Darstellungsqualität (Schärfe, Konturbegrenzung, Vergrößerbarkeit).

Das lamelläre Streifensystem der Gattung *Navicula* konnte auch im axialen Dunkelfeld mittels des 120fach vergrößernden Spiegelobjektivs eindrucksvoll und äußerst kontrastreich fotografiert werden. Auch hier ergaben monochromatische Lichtfilterungen sichtbare Verbesserungen von Auflösung und Konturschärfe (Abb. 10), wobei auch hier blaugrünes Licht zum ausgewogensten Ergebnis mit der besten Tonwert-Differenzierung führte. Zusätzlich gewährleistete axiale Dunkelfeldbeleuchtung eine ausgeprägte Tiefenschärfe, welche bei

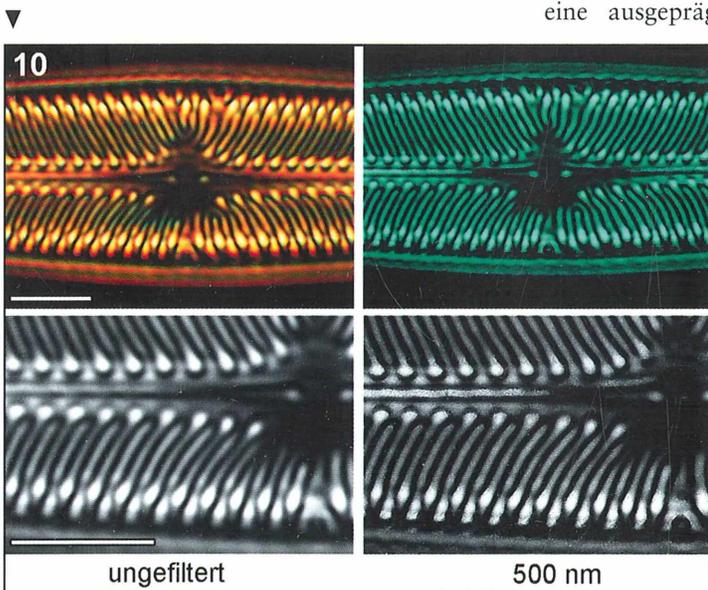
gleichbleibender Vergrößerung deutlich höher lag als bei sonstigen Verfahren.

Es ist hervorzuheben, dass in allen Aufnahmesituationen durch monochromatische Lichtfilterung auch die effektiv nutzbare Vergrößerungsreserve deutlich angehoben werden konnte.

### Schlussfolgerungen

Neben einer möglichst hohen Apertur, Korrektur und Vergrößerung des Objektivs stellt eine möglichst schmalbandige monochromatische Lichtfilterung die entscheidende qualitätsverbessernde

**Abb. 10:** *Navicula* sp., Objekt von Abbildung 4, Spiegelobjektiv, Wasserimmersion 120/0,9, axiales Dunkelfeld. Maßbalken 3  $\mu\text{m}$ .



Maßnahme dar, wenn feine Linienmuster in Diatomeen-Schalen beobachtet oder fotografiert werden sollen. Nur bei monochromatischer Filterung können kontrastschwache Feinstrukturen auch bei voll geöffneter Aperturblende dargestellt werden.

Blaugrünes Licht ( $\lambda = 500$  nm) sollte bevorzugt eingesetzt werden, da es eine deutliche Anhebung von Auflösung, Konturschärfe und Kontrast bewirkt und gleichzeitig feine Tonwertabstufungen mit überlegener Differenziertheit wiedergibt. Noch kurzwelligeres Blaulicht ( $\lambda = 486$  nm) kann sich weitergehend auflösungsverbessernd auswirken (relevant bei *Amphipleura pellucida*), allerdings meist auf Kosten verbleibenden Kontrastes. Die meist verwendeten monochromatischen Grünfilter ( $\lambda = 546$  oder  $540$  nm) führen mehrheitlich zu unterlegenen Ergebnissen, da die Auflösungssteigerung geringer ausfällt und Tonwerte vergleichsweise grob abgestuft werden. Neben monochromatischer Lichtfilterung kann sich eine Schrägbeleuchtung weitergehend auflösungsverbessernd auswirken.

Die Apertur und Verwendungsart des Kondensors (trocken oder immerniert) ist gemäß unserer praktischen Tests demgegenüber in den meisten Fällen von nachrangiger Bedeutung. Bei Spezies mit Gitterkonstanten von etwa  $0,33$   $\mu\text{m}$  oder mehr (*Nitzschia sigmoidea*, *Surirella gemma*, *Navicula* sp., Abb. 4–6) ergibt ein Immernieren des Kondensors im Vergleich zur trocknen Verwendung keine sichtbaren Verbesserungen. Bei geringeren Linienabständen im Bereich  $0,25$ – $0,29$   $\mu\text{m}$  (*Frustula rhomboides*) kann durch eine Immersion des Kondensorkopfes eine marginale Verbesserung in der Erkennbarkeit der jeweiligen Feinstrukturen erreicht werden. Wenn die Gitterabstände mit  $0,22$   $\mu\text{m}$  der lichtmikroskopischen Auflösungsgrenze entsprechen, können die optischen Vorteile einer Kondensor-Immersion zum Tragen kommen (*Amphipleura pellucida*, Abb. 8 und 9), andererseits kann auch bei diesen geringen Gitterabständen eine qualitativ gleichwertige Darstellung mit einem Trockenkondensator (NA 0,9) unter Schrägbeleuchtung gelingen (unsererseits fotografierte *Nitzschia obtusa* mit Gitterabstand  $0,22$   $\mu\text{m}$ , Abb. 7).

### Diskussion

Gemäß theoretischen Betrachtungen wird für die konventionelle Lichtmikroskopie eine laterale Auflösungsgrenze von  $0,2$   $\mu\text{m}$  angegeben,

entsprechend etwa einer halben Wellenlänge bei kurzwelligem Licht (Leitz, 1969; Husemann, 2008). Mit Ausnahme von *Navicula* sp. liegen bei sämtlichen sonstigen untersuchten Spezies die Gitterkonstanten in Bereichen, welche dieser theoretisch ableitbaren Auflösungsgrenze recht nahe kommen ( $0,22$ – $0,33$   $\mu\text{m}$ ). Hieraus folgt, dass ein endgradiger optischer Aufwand betrieben werden muss, wenn die betreffenden Feinstrukturen in befriedigender Qualität beobachtet und fotografiert werden sollen.

Ungefiltertes Weißlicht mit einem kontinuierlichen Spektrum erstreckt sich über einen sichtbaren Wellenlängenbereich von etwa  $380$ – $750$  nm, wobei im Falle von Glühlampen der Gelbanteil dominiert. Gelbes Licht deckt im Spektrum einen Wellenlängenbereich von  $575$  bis  $585$  nm ab. Folglich kann angenommen werden, dass bei ungefilterter Glühlampenbeleuchtung die dominierende und auflösungsbestimmende Wellenlänge etwa bei  $580$  nm liegt, wobei sich das insgesamt vorhandene Mischlicht zusätzlich auflösungverschlechternd auswirkt.

Die Auflösung eines optischen Systems verhält sich umgekehrt proportional zur Wellenlänge. Im Vergleich zu reinem Gelblicht ( $\lambda = 580$  nm) führt daher monochromatisches Grünlicht ( $\lambda = 540$  nm) rechnerisch zu einer Auflösungsverbesserung von etwa 7 %. Blaugrünes Licht ( $\lambda = 500$  nm) erreicht hingegen eine Auflösungssteigerung um etwa 14 %, Blaulicht ( $\lambda = 486$  nm) um circa 16 %. Im Hinblick auf eine Auflösungsverbesserung ist blaugrünes Licht folglich etwa doppelt so effektiv wie reines Grünlicht und fast ebenso effektiv wie reines Blaulicht. Die Kontrast- und Tonwertwahrnehmung des menschlichen Auges und deren Wiedergabe in digitalen Bildern sind im Grünbereich effektiver als im Rot- und Blaubereich. Hieraus lässt sich ableiten, dass eine blaugrüne Lichtfilterung in den meisten Fällen zu überlegenen Ergebnissen führt. Zusammenfassend kann daher ein monochromatischer Blaugrün-Filter (H-beta,  $\lambda = 500$  nm) als bevorzugt einzusetzender „Universal-Filter“ betrachtet werden.

Es erscheint bemerkenswert, dass jede von uns getestete monochromatische Lichtfilterung in den meisten Fällen substanziell einen Auflösungsgewinn erbringt als eine Immersion des Kondensors, welche sich nur bei kurzwelliger monochromatischer Beleuchtung sichtbar auswirkt, wenn die aufzulösenden Gitterabstände bei  $0,2$   $\mu\text{m}$  liegen.

Im Hinblick auf Schrägbeleuchtung kann theoretisch abgeleitet werden, dass eine extreme Schrägbeleuchtung im Vergleich zu einer streng lotgerechten Beleuchtung die resultierende Auflösung nahezu verdoppeln kann (Leitz, 1969). Andererseits können vermehrte Beugungsercheinungen die Nutzbarkeit einer Schrägbeleuchtung im praktischen Gebrauch einschränken. Sofern die Apertur des Objektivs über derjenigen des Kondensors liegt, kann auch ein hochaperturiger Immersions-Dunkelfeldkondensor mit Erfolg für konzentrische Schrägbeleuchtung mit Hellfeld-Charakter verwendet werden.

Die mit monochromatischer Filterung erreichbaren endgradigen Auflösungen können im Lichtmikroskop nur noch substanziell gesteigert werden, wenn im UV-Licht fotografiert wird. Eindrucksvolle Beispiele der mittels UV-Beleuchtung ( $\lambda = 385 \text{ nm}$ ) erreichbaren Darstellungsqualitäten, unter anderem auch bei *Amphipleura pellucida*, wurden von Höbel im Internet hinterlegt (Höbel, 2009). Einschränkend ist allerdings festzuhalten, dass die hier gezeigten imponierenden Bildauflösungen nur auf Fotografien zum Tragen kommen und nicht für visuelle Direktbeobachtungen nutzbar sind.

### Literaturhinweise

- Göke, G.: Moderne Methoden der Lichtmikroskopie. Franckh, Stuttgart 1988.
- Husemann, H.: Inkohärent, kohärent, partiell kohärent – Zum mikroskopischen Auflösungsvermögen. Teil 1: Einleitung und einige Grundlagen. Mikrokosmos 97, 108–114 (2008).
- Leitz Wetzlar: Auflösungsvermögen des Mikroskops. In: Abbildende und beleuchtende Optik des Mikroskops, 11–15, Werksdruckschrift 1969.
- Piper, J.: Verbesserte Darstellung dreidimensionaler, transparenter Objekte in modifizierten Dunkel-feld-Techniken und digitalisiertem Interferenzkontrast. Mikrokosmos 98, 117–123 (2009).

### Internetseiten

- Göke, G.: Einführung in die Präparation der Diatomeen, Hagen 1993. <http://www.mikrohamburg.de/Goodies.html>
- Höbel, P.: Mikroskopie im UV-Bereich, 2009. <http://www.mikroskopie-ph.de>

Verfasser: Prof. Dr. Jörg Piper, Meduna-Klinik, Clara-Viebig-Straße 4, 56864 Bad Bertrich und Gunther Chmela, Spöck 1a, 83064 Großholzhausen



# Ein Gewindetubus-Mikroskop nach Hartsoeker

Erich Steiner

**Der niederländische Physiker Nicolaas Hartsoeker (1656–1725) beschrieb im Jahre 1694 erstmals ein Gewindetubus-Mikroskop, das im angelsächsischen Sprachraum auch als Screw-Barrel-Microscope bezeichnet wird. Ein solches Mikroskop wird im Folgenden detailliert beschrieben.**

**D**er Körper dieses Mikroskops besteht aus einer kleinen Röhre mit einem Ring an dem einen Ende und einer Platte mit der Vergrößerungslinse am anderen. Auf der Innenseite der Platte liegen eine Druckfeder und darüber zwei dünne, in der Mitte durchbohrte Scheiben, zwischen die der Schieber mit den Präparaten zu liegen kommt. Manchmal ist noch eine dritte durchbohrte Scheibe mit einer quer verlaufenden Wölbung vorhanden, damit man auch eine mit Wasser gefüllte Röhre ein-klemmen kann. In den Ring wird ein Rohr, die Tonne oder das Barrel, geschraubt, das außen auf seiner gesamten Länge mit einem Gewinde versehen ist. Dieses Rohr drückt beim Einschrauben zur Scharfeinstellung gegen die beiden Scheiben mit dem dazwischen befindlichen Präparateschieber und auf die Druckfeder. Das äußere Ende des Barrels ist mit einer Beleuchtungslinse versehen, deren Brennweite ungefähr

der Länge des Barrels entspricht. Der Körper des Instruments wird an einem gedrehten Elfenbeingriff mit der Hand gegen das Licht für Durchlichtuntersuchungen gehalten (Abb. 1). Es ist ein so genanntes Einfaches Mikroskop, da es für die Vergrößerung nur eine Lupe verwendet. Bei einem Zusammengesetzten Mikroskop ist am unteren Ende eines Tubus eine Objektiv- beziehungsweise am oberen Ende eine Okularlinse montiert.

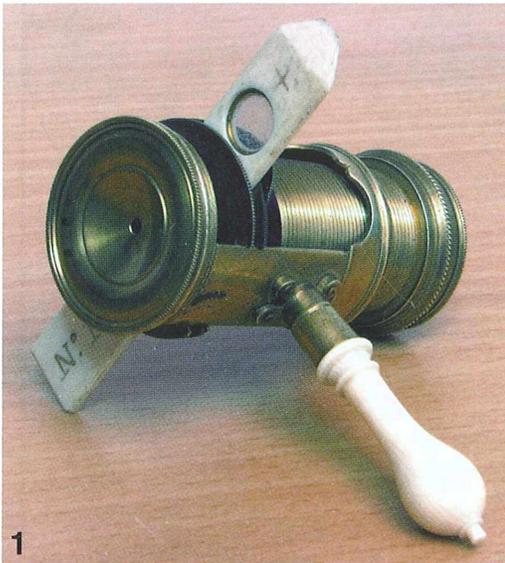


Abb. 1: Mikroskop für Durchlichtuntersuchungen.



Abb. 2 und 3: Mikroskop für Auflichtuntersuchungen.

Physikalisch hingegen muss festgehalten werden, dass das Zusammengesetzte Mikroskop, das wahrscheinlich zuerst erfunden wurde, bis etwa zur Mitte des 18. Jahrhunderts dem Einfachen Mikroskop unterlegen war. Ursachen waren Schwierigkeiten bei der Zentrierung der Linsen und andererseits in der nicht behobenen Chromasie (Farbfehler) sowie der verwendeten Materialien (Leder, Holz, Pappe). Es darf daher nicht wundern, dass sehr bedeutende Mikroskopiker der damaligen Zeit wie Antonie van Leeuwenhoek (Niederländer aus Delft, Privatgelehrter, 1632–1723), Carlo Antonio Tortona (Italiener, 1640–1700) und andere dem Einfachen Mikroskop den Vorzug gaben.

Für Auflichtuntersuchungen ist manchmal auch ein Messing-Verbindungsstück vorhanden, in das die Lupenobjektive eingeschraubt werden können (Abb. 2 und 3). Bei den kleinsten Linsen handelt es sich um Glaskügelchen. 1702 griff James Wilson (1655–1730) diese Idee auf und veröffentlichte die Beschreibung eines gegenüber Hartsoecker nur leicht abgeänderten Mikroskops, welches sich daraufhin in Großbritannien großer Beliebtheit erfreute und so heute irrtümlicherweise Wilson nicht nur die Verbreitung, sondern auch die Erfindung dieses Mikroskops zugeschrieben wird. Wilson beanspruchte aber nie die Priorität an dieser Erfindung für sich selbst.

Das Screw-Barrel-Mikroskop wurde in großen Stückzahlen in ganz Europa, darunter auch in Deutschland von vielen Werkstätten nachgebaut. Es war in der ersten Hälfte des 18. Jahrhunderts



Abb. 4: Mikroskop mit Zubehör in Holzkassette.

der mit Abstand beliebteste Mikroskop-Typ. Durch einen Zufall war es mir möglich, so ein sehr gut erhaltenes und vollständiges Mikroskop, das um 1730 in London gebaut wurde (Edmund Culpeper zugeschrieben), zu untersuchen. Das Gerät ist vollständig aus Messing gefertigt mit Original-Zaponierung, in einer mit schwarzer Fischhaut überzogener und mit grünem Samt gefütterter Holzkassette (L × B × H; 18 × 7,4 × 5,2 cm) mit Druckverschluss (Abb. 4).

### Die technischen Daten

*Stativ:* Nicht vorhanden, da das Gerät mittels des gedrehten Elfenbeingriffs gegen das Licht gehalten wird.

*Tubus:* Gewindetubus; Barrel-Länge mit Beleuchtungslinse 4 cm; Gesamtlänge des Gerätes



Abb. 5: Mikroskop-Zubehör.

bei Durchlicht-Scharfstellung mit Lupenobjektiv Nr. 6: 6,8 cm.

*Trieb:* Grobtrieb (Gewinde).

*Tisch:* Abgewandelter Bonani-Tisch, mit gefederter Andruckplatte. Es können sowohl Präparateschieber-Untersuchungen als auch Untersuchungen mit Wasser gefüllten Glasröhrchen durchgeführt werden.

*Beleuchtungsapparat:* Schwache Sammellinse am Ende des Gewindetubus.

*Optik:* Sechs nichtachromatische Lupenobjektive (Nr. 1–6, Nr. 1–4 mit rot angefarbter Elfenbein-Schutzkappe, eine anschraubbare 10fache Lupe aus dunkelbraun angefarbtem Elfenbein.

### Das Zubehör

Das Gerät verfügt über reichhaltiges Zubehör (Abb. 5):

- 1 gedrehter Elfenbeingriff
- 1 Messing-Verbindungsstück für Auflichtuntersuchungen (Abb. 2 und 3)
- 1 Messing-Objekthalter mit Haltepinzette und Objektnadel für Auflichtuntersuchungen
- 1 runder Messing-Objekttisch mit weißer und schwarzer Seite zum Aufstecken auf die Objektnadel für Auflichtuntersuchungen (Abb. 2 und 3)
- 8 Elfenbein-Objektträger (Nr. 1–8) mit je vier Öffnungen in schwarzem Pappdeckel-Etui
- 1 Messing-Objektträger mit vier Öffnungen und Glasplatte in Messing-Halterung
- 1 Elfenbeindöschchen mit Glimmerplättchen und Sprengringen
- 5 Glasröhrchen (kleine Eproutetten mit 5, 7, 9, 11 und 14 mm Außendurchmesser) für Untersuchungen mit Wasser

### Vergrößerungsbestimmungen

Die Lupenobjektiv-Vergrößerungen (V) wurden, nachdem die Brennweiten (f; in mm) der Lupenobjektive bestimmt worden waren, nach

der Formel für Lupenvergrößerungen berechnet (Tab. 1):

$$V = \frac{250 \text{ mm}}{f}$$

Abschließend kann nur gesagt werden, dass die mechanische Ausführung dieses Gerätes beziehungsweise die optischen Leistungen der damaligen Zeit entsprechend höchstes Lob verdienen.

**Tabelle 1: Vergrößerungsbestimmung der Lupenobjektive. V Lupenobjektiv-Vergrößerungen, f Brennweite in mm.**

Lupenobjektiv- Nummer	V	f
1	333×	0,75
2	143×	1,75
3	100×	2,50
4	77×	3,25
5	40×	6,25
6	22×	11,30
bzw. Lupe	10×	25,00

### Literaturhinweise

- Gerlach, D.: Geschichte der Mikroskopie. Verlag Harri Deutsch, Frankfurt am Main 2009.
- Hemmerling K., Feustel H.: Historische Mikroskope. Katalog des Hessischen Landesmuseums Nr. 13, Darmstadt 1983.
- De Martin, H.: Vier Jahrhunderte Mikroskop. Weilburg Verlag, Wiener Neustadt 1983.
- Moe, H.: The story of the microscope. Rhodos Internat. Sci. Art Publ., Denmark 2004.
- Patzak, B. (Hrsg.), Steiner, E., Schulz, P.: Die Mikroskopesammlung des Pathologisch-Anatomischen Bundesmuseums im Wiener Narrenturm. Pathologisch-Anatomisches Bundesmuseum Wien, Wien 2008.
- Weber-Unger, S., Mappes, T.: Bedeutende Mikroskope 1680 bis 1860. Eigenverlag, Wien 2008.

*Verfasser:* Prof. OStR Erich Steiner, Triestinggasse 35, A-1210 Wien

## Mikro-Markt

**Mikroskop. Präparate** aus Zoologie und Botanik **in bester Qualität direkt vom Hersteller.**

Liste anfordern (Rückporto von EUR 1,12 in Briefmarken). Labor für mikroskopische Technik.

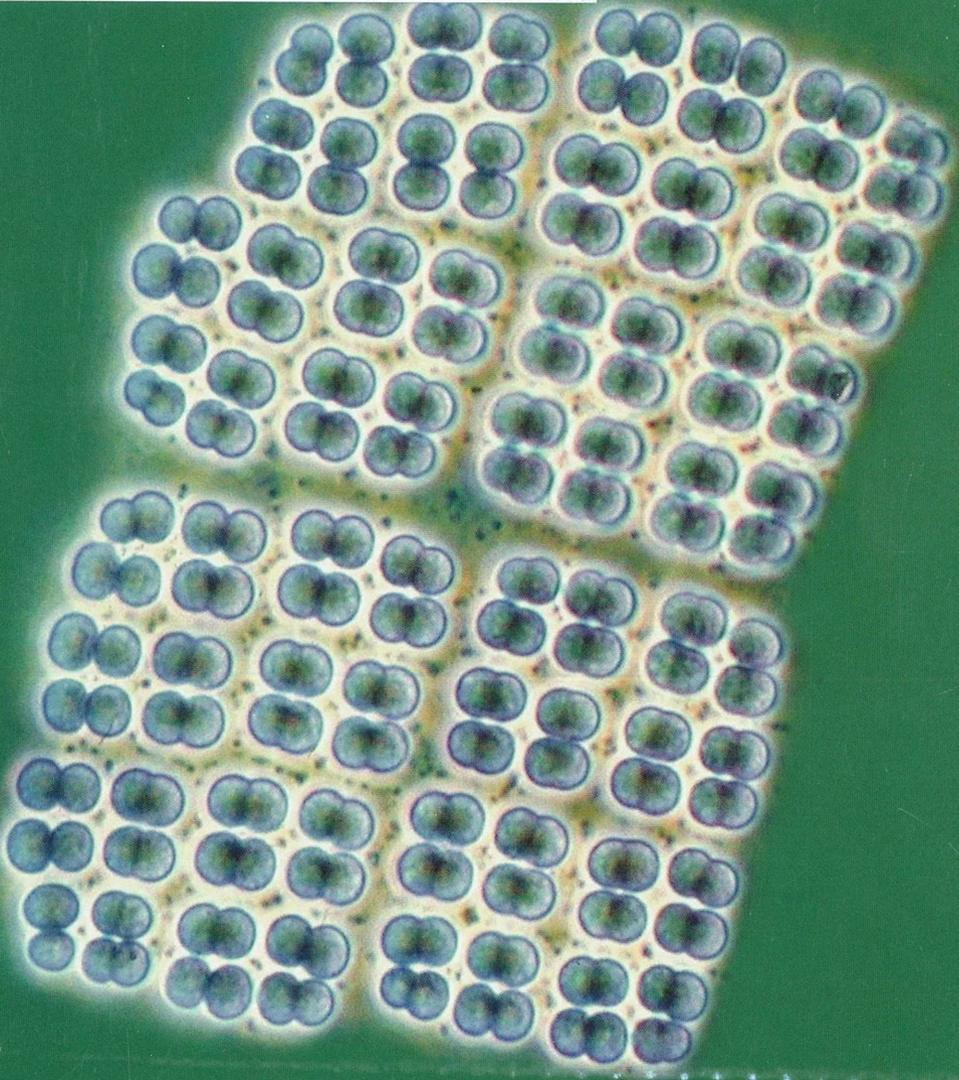
Volker Neureuther, Rechbergstr. 5, 85049 Ingolstadt, Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53, Mobil: 0162/2816128

**www.mikroskopier-bedarf.de**  
online-shop & Service / Reparaturen  
Tel./Fax: 0341/4 61 65 96

510543  
Bibliothek des OÖ.  
Landesmuseums  
Postfach 91

Museumstraße 14  
4010 Linz

300229



# ZOBODAT - [www.zobodat.at](http://www.zobodat.at)

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2010

Band/Volume: [99\\_2](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 99\\_2 1](#)