

Oberösterreichisches
Landesmuseum

II 90372/97,3

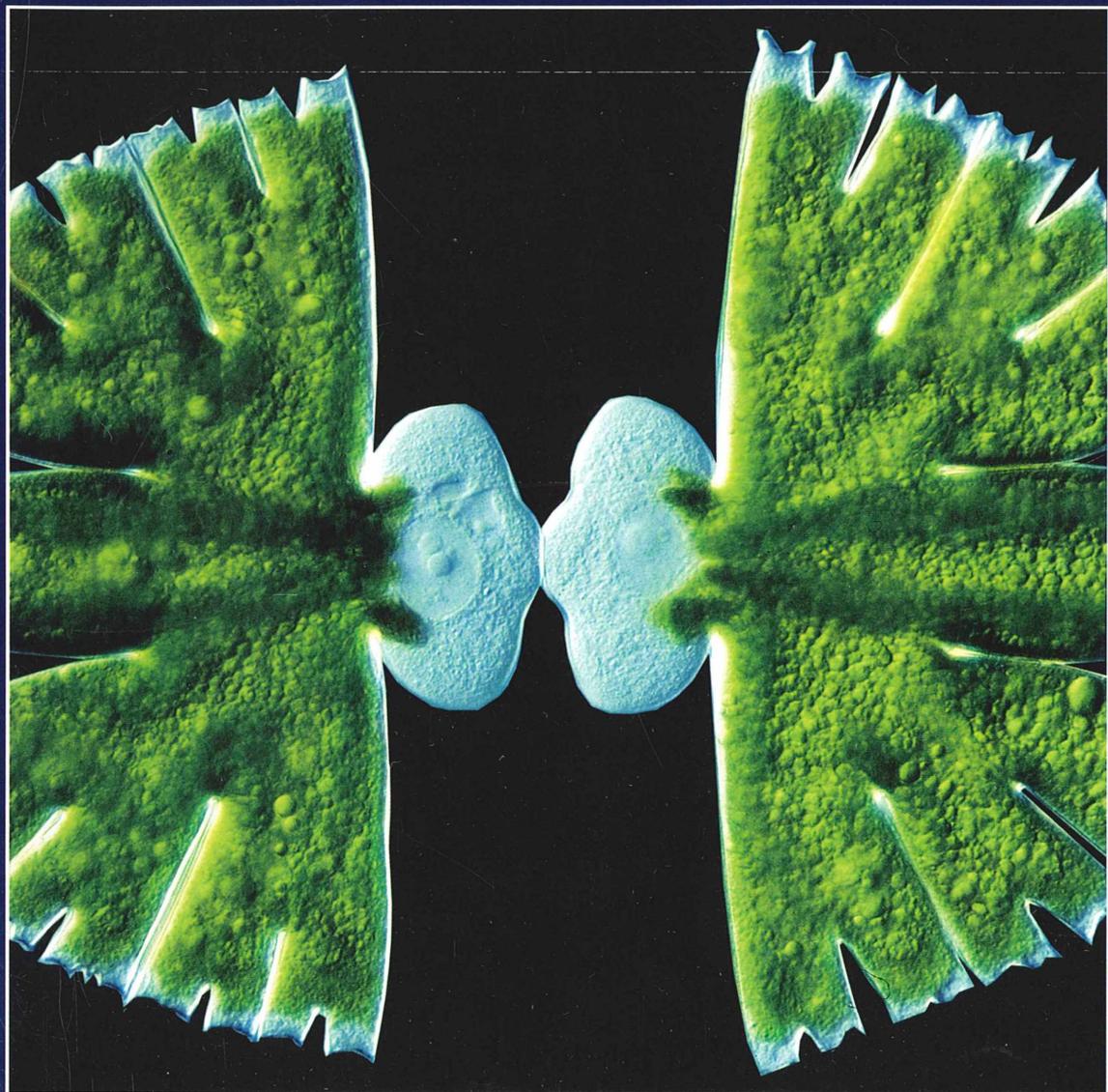
ELSEVIER
URBAN & FISCHER

MIKROKOSMOS

Heft 3
97. Jahrgang
Mai 2008

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

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

Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Arbeitskreis Rhein-Main-Neckar, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Mikroskopie-Gruppe Bodensee, Mikroskopischer Freundeskreis Göppingen im Naturkundeverein Göppingen e.V., Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart, Mikrobiologische Vereinigung im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikroskopische Gesellschaft Wien, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V., Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart, Mikroskopische Gesellschaft Zürich, Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Inhalt

Artikel

- 129** Zellteilungsvorgang bei der Zieralge *Micrasterias rotata*
Hans Jürgen Steinkohl
- 134** Ein Einblick in die Vielfalt der frei lebenden marinen Nematoden
Ole Riemann und Alexander Kieneke
- 141** Pipettier-Objektträger als Mikrobiotop
Roland Birke
- 143** Das endogene Abwehrsystem von Insekten
Siegfried Hoc
- 147** Organismenreste aus dem Tiefseeschwamm *Euplectella*
Joachim Hormann
- 150** Der Ginkgobaum – Untersuchungen an einem lebenden Fossil
Teil 1: Das Blatt
Gunnar Jeserich
- 158** TTL-gesteuerte Mikroblickfotografie mit der digitalen
Spiegelreflexkamera Olympus E-400
Martin Kreutz und Max Miller
- 164** Nannofossilien – Eine besondere Herausforderung für den
Lichtmikroskopiker
Robert Sturm
- 169** Ringartefakte in Mikroskopie und digitaler Mikrofotografie –
Klassifikation, Entstehung, physikalische Beschreibung
Jörg Piper
- 177** Der Moosfarn *Azolla* und seine Alge
Rupert Lenzenweger
- 178** Arretierung von Mikroffossilien bei der Präparation durch
Schmelzfixierung
Eberhard Raap
- 181** Inulin – Reservestoff in Speicherorganen
Eberhard Schnepf
- 184** Inkohärent, kohärent, partiell kohärent – Zum mikroskopischen
Auflösungsvermögen
Teil 2: Two Point Resolution
Hinrich Husemann

Rubriken

- 157, 189**
Buchbesprechung
- 176, 183**
Kurze Mitteilung
- 145, 149**
Nachrichten
- 156**
Mikro-Galerie
- 149**
Neue Medien
- 155**
Aus der Industrie
- 190**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 191**
Mikro-Markt

Das jeweils neueste Inhaltsverzeichnis können Sie jetzt auch kostenlos per e-mail (ToC Alert Service) erhalten.

Melden Sie sich an: www.elsevier.de/mikrokosmos

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

Mehr Informationen zum MIKROKOSMOS und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet:
www.elsevier.de

Umschlagabbildung: Die Zieralge *Micrasterias rotata* in einem frühen Teilungsstadium.
Die beiden Tochterkerne sind deutlich in den noch undifferenzierten neuen Zellhälften zu erkennen.
Siehe Artikel H. J. Steinkohl, S. 129–133.

Zellteilungsvorgang bei der Zieralge *Micrasterias rotata*

Hans Jürgen Steinkohl

Die Gattung *Micrasterias* gehört zu der für den Mikroskopiker sehr interessanten, da formenreichen Gruppe der Zieralgen (Desmidiaceen). Wegen ihrer Größe (~300 µm) sind sie im Mikroskop bereits bei geringer Vergrößerung leicht zu beobachten. Der nachfolgende Artikel dokumentiert den zeitlichen Ablauf einer Zellteilung.

Ein herrlicher Exkursionstag mit einer kleinen Gruppe von Zieralgenfreunden unter der Leitung von Prof. Rupert Lenzenweger ins *Jackl Moos* in Österreich bescherte uns eine Reinkultur von *Micrasterias rotata*. Es war an einem Frühlingstag im Mai, die Natur war im Moor voll erwacht, man spürte bei der Entnahme der Proben förmlich die Aktivität, die sich im Moor durch die Bildung von flockigen, hellbraunen Ansammlungen auf der Wasseroberfläche abspielte.

Teilungsstadien

Bereits bei der Durchmusterung der ersten Proben am Abend ist mir aufgefallen, dass sich sehr viele *Micrasterias rotata* Zellen der Reinkultur in verschiedenen Teilungsstadien befanden. Bei einer Zelle hatte die Teilung gerade begonnen, es war 21.05 Uhr (Abb. 1).

Mit Spannung verfolgte ich den weiteren Fortgang der Zellteilung. Speziell war dabei auch von Interesse, wie lange dieser Teilungsvorgang

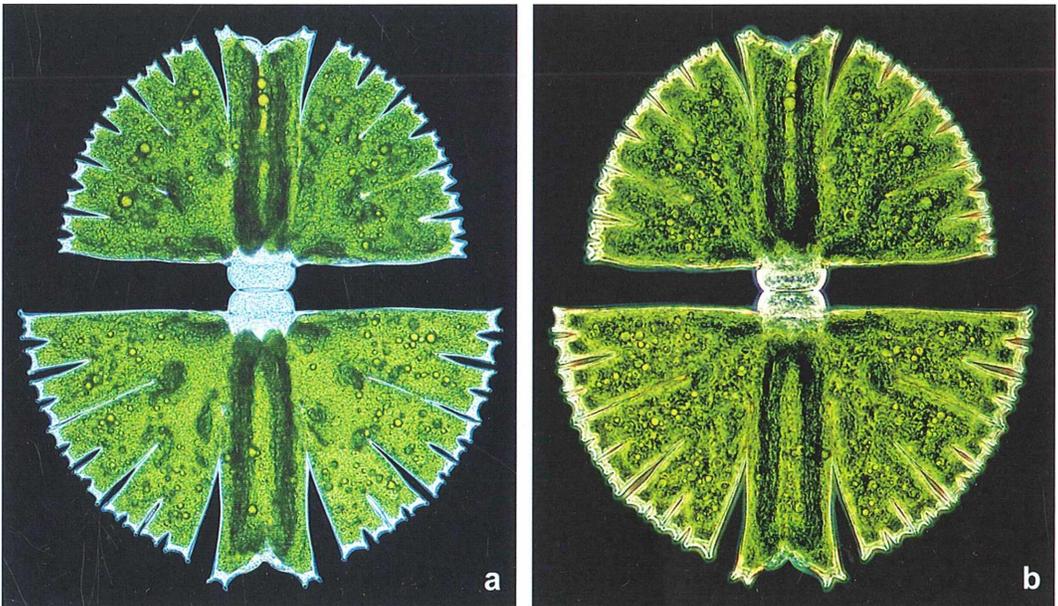


Abb. 1: Beginnender Teilungsvorgang mit Bildung zweier Bläschen, die durch Aufwölbung der Bildungsmembran entstehen, wobei sich die beiden Zellhälften stetig voneinander entfernen. Im Isthmusbereich der unteren Zellhälfte ist noch gut der chloroplastenfreie Raum der alten Zelle zu erkennen.

a Zeit: 21.08 Uhr, Differentieller Interferenzkontrast (DIK). b Zeit: 21.15 Uhr, Phasenkontrast (Ph).

bis zur Neubildung der beiden Zellhälften dauern würde. Als Besonderheit kam noch hinzu, dass es sich bei dieser *M. rotata* um eine Zelle mit ungleich großen Zellhälften handelte, und es war daher interessant zu beobachten, wie sich die verschieden großen Hälften nach der abgeschlossenen Zellteilung entwickeln würden.

Beobachtungsvoraussetzungen

Damit eine durchgehende Erfassung der Teilung möglich wurde, war es nach gewisser Zeit erforderlich, den Wasserstand unter dem Deckglas ganz vorsichtig immer wieder durch Nachpipettieren von der Seite des Deckglases her zu ergänzen. Zuviel Wasserzugabe könnte die Lage der zu beobachtenden Zelle verändern oder den Teilungsvorgang möglicherweise gar unterbrechen. Eine schöne Planlage der Zelle war zusätzlich erwünscht, um gute Mikroaufnahmen fertigen zu können.

Der gesamte beobachtete Teilungsvorgang, wie er in den Bildern dargestellt ist, dauerte von 21.05 Uhr bis etwa 2.00 Uhr morgens. Jeder ernsthaft interessierte Mikroskopiker wird mir beipflichten, dass es bei der Dokumentation eines derartigen Vorganges – selbst über fünf Stunden – zu keinen Ermüdungserscheinungen kommt, auch wenn man am Morgen wieder an seinem Arbeitsplatz gefordert wird.

Ablauf der Teilung

Die beiden symmetrisch angeordneten Zellhälften von *Micrasterias rotata* besitzen jeweils einen plattenförmig aufgebauten Chloroplasten, der mit gezacktem Rand und mit Leisten versehen ist. Am auffälligsten sind bei *M. rotata* die beiden Längsleisten in der Mitte der Zelle, die sich bis in die Polarlappen erstrecken. Der so genannte Isthmus, in dessen Bereich sich auch der Zellkern befindet, verbindet die beiden Zellhälften. Der eigentlichen Zellteilung

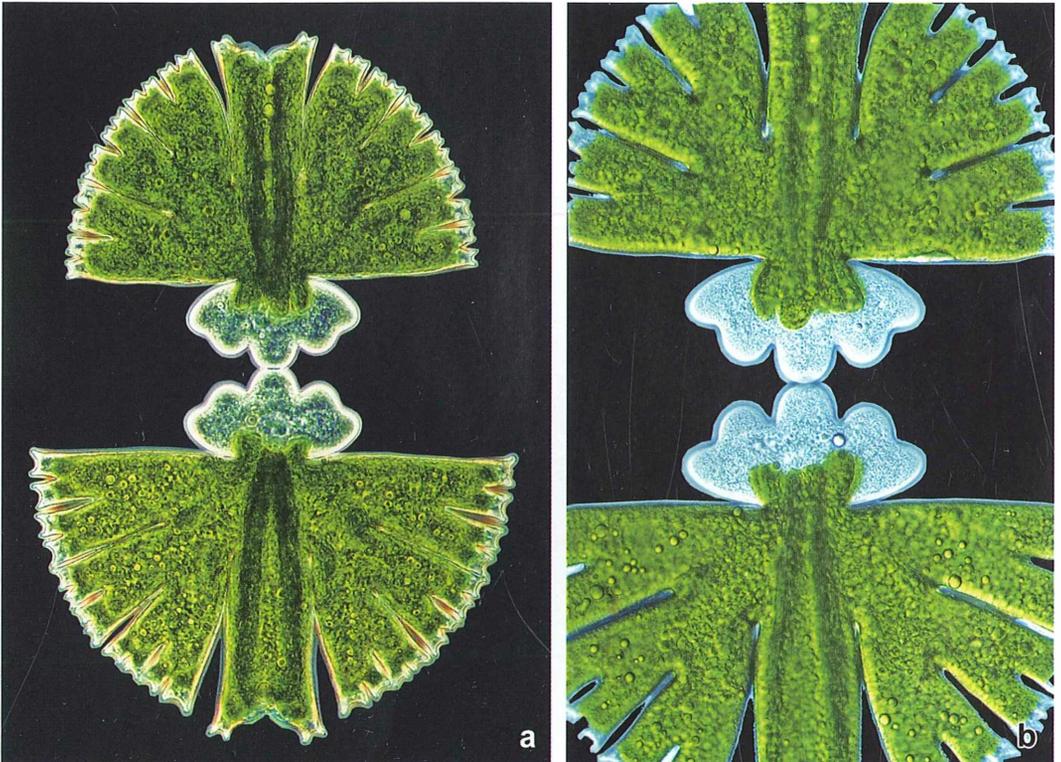


Abb. 2: Die beiden Zellkerne sind in die neuen Zellhälften eingewandert. Der Chloroplast der ursprünglichen Halbzelle dringt in die junge Zellhälfte ein. Die Seitenlappen beginnen sich einzubuchten und werden herzförmig. a Zeit: 22.52 Uhr (Ph). – b Zeit: 23.03 Uhr (DIK).

(Cytokinese) geht eine mitotische Teilung des Zellkerns (Karyokinese) voraus. Die beiden daraus hervorgehenden Zellkerne sind in den an der Verbindungsstelle der beiden Halbzellen gelegenen, chloroplastenfreien Raum (Isthmus) eingewandert, nachdem an dieser Stelle der Chloroplast noch etwas weiter eingezogen oder eingedrückt wurde als im normalen Zustand.

Nach erfolgter Kernteilung und Bildung einer Querwand im Isthmus wölben sich die beiden neuen Halbzellen zunächst blasenartig vor und schieben die alten Zellen auseinander (Abb. 1). Die noch undifferenzierten, jungen Zellhälften enthalten nur Plasma, das lebhaft strömt. Die beiden Tochterkerne befinden sich in den neuen Isthmen (Titelbild).

Die Einwanderung des Chloroplasten beginnt mit einem Vorstülpen der Chloroplastenteile aus den seitlichen Sektoren (Abb. 2). Nach den Seitenlappen stülpen sich die beiden Leisten des

Polarlappens in die neue Zellhälfte vor, und dann erst erfolgt das Vordringen des Chloroplasten in breiter Front (Abb. 3). Gleichzeitig beginnt in der Wand die Anlage der Polar- und Seitenlappen sichtbar zu werden.

Der Zellkern wird von dem einwandernden Chloroplasten überlagert. Das Vordringen des Chloroplasten verläuft so schnell, dass es sich hierbei nicht um einen Wachstumsvorgang handeln kann, sondern der neue Plastidenteil muss schon in der alten Zellhälfte vorgebildet worden sein (Drawert und Mix, 1961).

Wie aus den beigefügten Aufnahmen zu ersehen ist, hat sich die ursprüngliche Zelle mit ungleich großen Zellhälften in der Weise geteilt, dass aus der kleineren Zellhälfte eine gleich große symmetrische Zelle entstanden ist, während die größere Zellhälfte wiederum mit einer kleineren Zellhälfte die Teilung abschließt (Abb. 4).

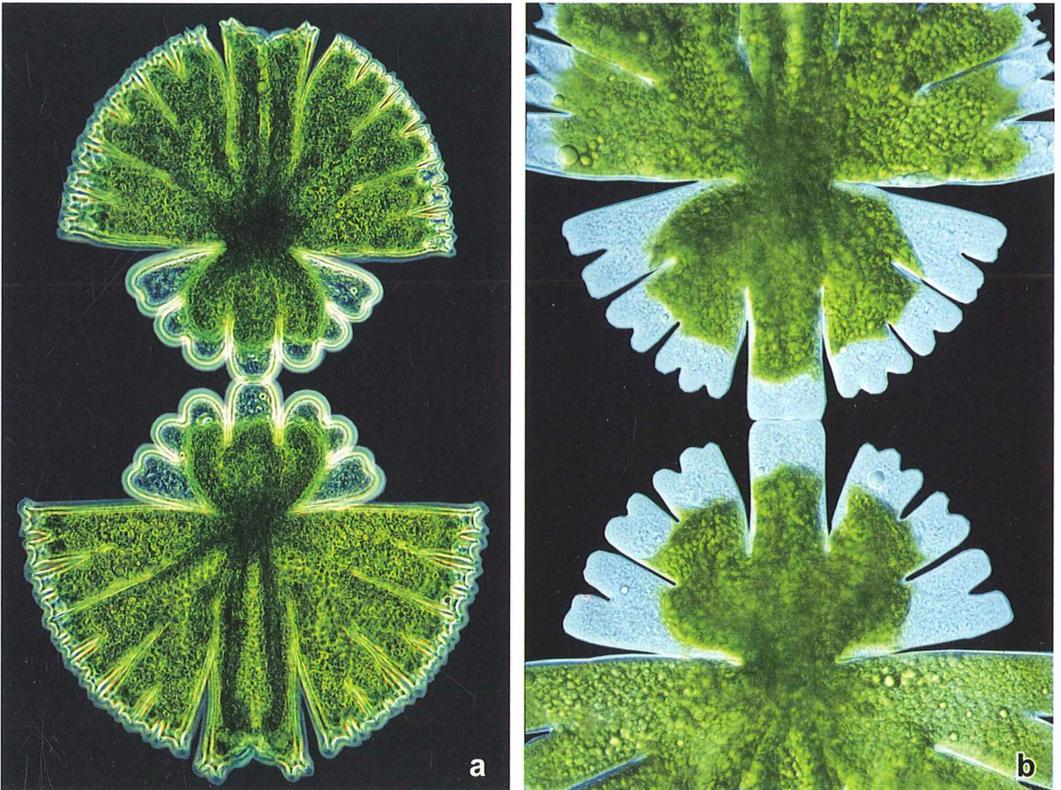


Abb. 3: a Die Formbildung führt zu Einschnitten der Seitenlappen. Diese Einschnitte entstehen durch einen örtlich eng begrenzten Stillstand des Wachstums, wogegen die angrenzenden Zellpartien weiter wachsen. b Das weitere Eindringen des Chloroplasten wird zunächst unterbrochen. Die Differenzierung der Seitenlappen scheint Vorrang zu haben, wobei die Randzacken immer deutlicher herausgebildet werden. a Zeit: 23.55 Uhr (Ph). – b Zeit: 00.34 Uhr (DIK).

Bevorzugter Zeitpunkt der Teilung

Kiermayer und Jarosch beschrieben 1962 einen interessanten Versuch bezüglich des bevorzugten Zeitpunkts der Teilung, der sich über mehrere Monate erstreckte:

Eine Probenahme im November aus einem schon schneebedeckten Moor erfolgte in Form einer größeren Wassermenge mit Bodenschlamm. Ein Teil des schlammigen Wassers kam in ein 250 ml Glasgefäß und wurde an ein helles Fenster gestellt. Hierbei setzte sich eine etwa 1 cm dicke Schlammschicht ab, in der nun über mehrere Monate eine intensive Teilungstätigkeit von *M. rotata* zu beobachten war.

Die von der Witterung abhängige Wassertemperatur schwankte am Aufstellungsplatz der Probe in den Wintermonaten zwischen +2 und

+12 °C. Die größte Häufigkeit des Teilungsbeginns lag dann in den Morgen- oder Vormittagsstunden. Am Nachmittag oder Abend war die Formdifferenzierung dieser Zellen bereits beendet. Etwa zwei Monate später, bei wärmerer Witterung, begann das gleiche Material die Teilung bereits nach Mitternacht.

Eigene Beobachtungen

Sowohl bei den Beobachtungen von Kiermayer und Jarosch (1962) sowie von Lenzenweger (1966) als auch bei meiner vorgenommenen Fotoserie dauerte der gesamte Teilungsvorgang etwa fünf Stunden, wobei sich in dieser Zeit der Chloroplastenbereich noch nicht vollständig bis in den äußersten Rand der Seitenlappen aus-

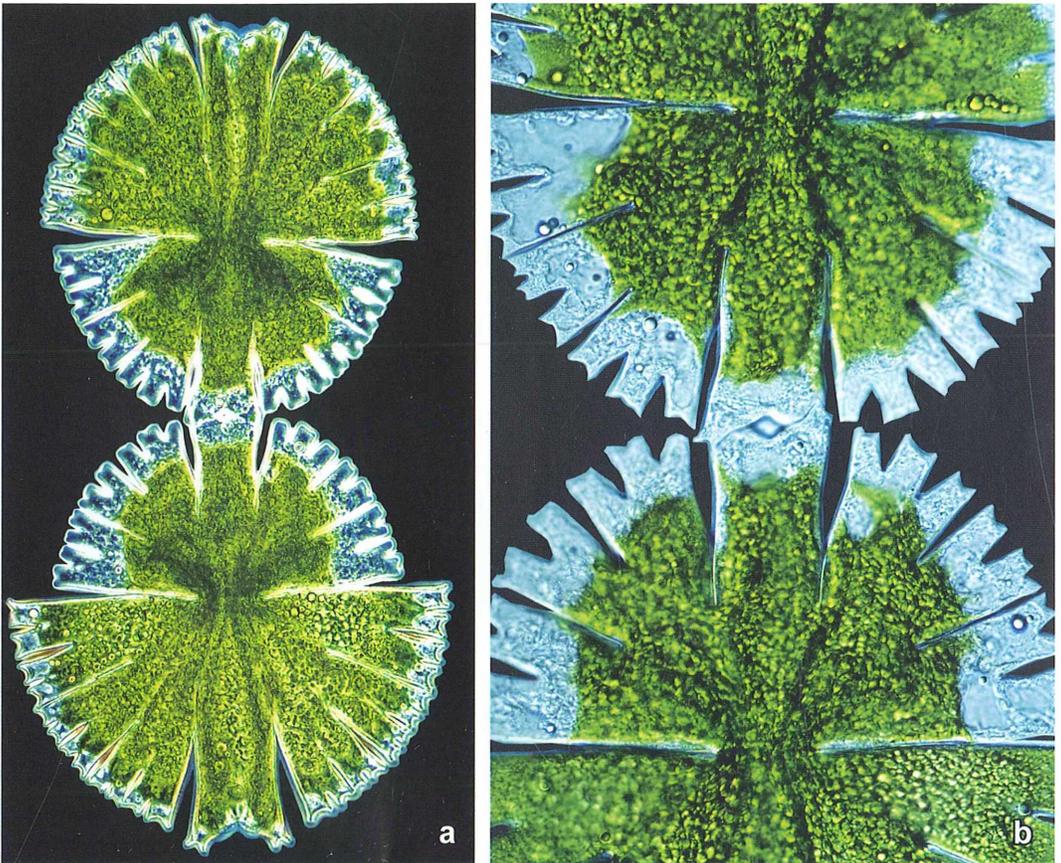


Abb. 4: a Die jungen Zellhälften haben nun fast bereits ihre endgültige Größe erreicht, die beiden Zellen hängen aber immer noch an den Mittellappen aneinander, wobei die Zellebenen zueinander etwas verdreht sind. b Die eigentliche Formbildung ist fast beendet, lediglich die Zacken an den Zellrändern spitzen sich noch etwas zu. a Zeit: 01.07 Uhr (Ph). b Zeit 01.56 Uhr (DIK).

gedehnt hatte (Abb. 4). Zum angegebenen Teilungszeitraum von etwa fünf Stunden muss angemerkt werden, dass die Teilung jeweils unter Mikroskopbeleuchtung und unter dem Deckglas stattgefunden hat. Ob der Teilungsprozess in der Natur ebenfalls in diesem Zeitraum abläuft, ist unbekannt. Die Trennung der beiden fertig entwickelten Zellen im Apikalbereich dürfte in der Natur auf mechanischem Weg erfolgen.

Bei der Teilung in den Nachtstunden ist in freier Natur kaum Licht vorhanden. Wie weit sich bei den eigenen Beobachtungen die Mikroskopbeleuchtung auswirkt, konnte nicht untersucht werden. Vielleicht gibt aber mein Artikel bei den Lesern dieses Berichtes einen Anreiz, hierüber eigene Untersuchungen durchzuführen.

Zur Fototechnik

Die Mikroaufnahmen wurden auf Fuji-Velvía-Dia-Film mit 50 ASA aufgenommen. Als Blitz diente der TTL-gesteuerte Mikroblitz im Doppelkollektor (Steinkohl, 1992). Um verschiedene Details der Teilung etwas differenzierter darstellen zu können, wurden die Aufnahmen abwechselnd im Phasenkontrast (Ph) oder differentiellen Interferenzkontrast (DIK) aufgenommen. Die Dias wurden zur Weiterbearbeitung mit der im MIKROKOSMOS beschriebenen, so genannten digitalen Lichtbox digitalisiert (Steinkohl, 2007a und b).

Nach einigen Versuchen bei der nachfolgenden Bearbeitung des digitalisierten Dia-Materials mit einem Bildbearbeitungsprogramm hat sich gezeigt, dass ein dunkler Hintergrund sowohl bei den Ph- als auch bei den DIK-Aufnahmen die wichtigsten Details des Teilungsvorganges am deutlichsten aufzeigte. Außerdem konnten mit dem einheitlich dunklen Untergrund die üblicherweise nahezu in jedem Präparat vorhandenen Verschmutzungen elegant beseitigt werden.

Bei dieser Technik der digitalen Bildbearbeitung wird mit so genannten Ebenen gearbeitet: Das Hauptobjekt wird ausgeschnitten (Ebene 1), in der zweiten Ebene wird der Hintergrund schwarz eingefärbt. Abschließend werden die zwei Ebenen vereint. Als Ergebnis entsteht so eine digitale Dunkelfelddarstellung. Somit bietet die digitale Fotografie völlig neue Möglichkeiten, die das Hobby Mikroskopieren und

Mikrofotografie noch einmal mehr interessant machen.

Literaturhinweise

- Drawert, H., Mix, M.: Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an Desmidiaceen. V. Mitteilung. Über die Variabilität der Chloroplastenstruktur bei *Micrasterias rotata*. *Planta* 56, 648–665 (1961).
- Kiermayer, O., Jarosch, R.: Die Formbildung von *Micrasterias rotata* Ralfs und ihre experimentelle Beeinflussung. *Protoplasma* 54, 382–420 (1962).
- Lenzenweger, R.: Zellteilung bei der Zieralge *Micrasterias*. *Mikrokosmos* 55, 289–293 (1966).
- Steinkohl, H. J.: TTL-Mikroblitz für Mikroskope mit angesetzter Beleuchtung. *Mikrokosmos* 81, 213–216 (1992).
- Steinkohl, H. J.: Dias mit der digitalen Kamera abfotografieren – Selbstbau einer digitalen Lichtbox. *Mikrokosmos* 96, 101–103 (2007a).
- Steinkohl, H. J.: Digitale Lichtbox, die zweite – Dias mit der digitalen Kamera abfotografieren. *Mikrokosmos* 96, 308–311 (2007b).

Verfasser: Hans Jürgen Steinkohl, Max-Matheis-Str. 64, 94036 Passau, E-Mail: summilux@gmx.de



Mikroskope
Stereomikroskope
Mikrotome
Kaltlichtbeleuchtung
Refraktometer

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



Fordern Sie unseren Prospekt an

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

Ein Einblick in die Vielfalt der frei lebenden marinen Nematoden

Ole Riemann und Alexander Kieneke

Die Nematoden (Fadenwürmer) stellen eine ungemein vielgestaltige, ökologisch erfolgreiche Gruppe dar, deren Vertreter in praktisch allen aquatischen Lebensräumen zu finden sind. Neben aquatischen Habitaten besiedeln Nematoden terrestrische Lebensräume wie zum Beispiel den Porenraum der Böden. Innerhalb der Nematoden hat sich vielfach ein Übergang von frei lebender zu parasitischer Lebensweise ereignet, so dass Nematoden nicht nur für die Funktion natürlicher Ökosysteme, sondern auch unmittelbar für den Menschen in hygienischer und wirtschaftlicher Hinsicht sehr bedeutsam sind.

Parasitische Nematoden treten vor allem in der Teilgruppe der Secernentea, seltener innerhalb der Adenophorea, als Pflanzen-, Tier- und Humanparasiten auf (Gheskiere et al., 2003). Gefürchtet und verantwortlich für erheblichen wirtschaftlichen Schaden sind bodenlebende, ektoparasitische Pflanzenschädlinge. Bekannt auch als Humanparasit ist der Spulwurm *Ascaris lumbricoides*. Schätzungen gehen davon aus, dass im Laufe des Lebens 90% aller Menschen zumindest einmal von humanparasitischen Nematoden befallen werden.

Weniger bekannt, aber für die Stoffkreisläufe natürlicher Ökosysteme von erheblicher Bedeutung ist die große Schar der frei lebenden Nematoden. Vor allem im Lückensystem der marinen Sande lebt eine vielfältige Nematodengemeinschaft, die zusammen mit Vertretern anderer Taxa zur Interstitialfauna (Sandlückenfauna) gerechnet wird. Neben dem Sandlückensystem werden von speziell angepassten Arten auch andere Habitate wie Algenmaterial oder Hartsubstrate, z. B. Korallenstöcke, besiedelt. Schon der erste Blick durch ein Mikroskop auf Vertreter der frei lebenden Meeresnematoden zeigt, dass sie keinesfalls alle einformig aufgebaut sind und nicht alle die in Lehrbüchern dargestellte typische Nematodengestalt aufweisen. Im Gegenteil, den aufmerksamen Beobachter überrascht die im Detail zu findende enorme strukturelle Vielfalt und Plastizität. Wir wollen im Folgenden einen kleinen Einblick in diese Vielfalt bieten, Hinweise zum eigenen Sammeln, Beobachten, Bestimmen geben und

den einen oder anderen Mikroskopiker anregen, sich näher mit dieser Organismengruppe zu beschäftigen. Aus praktischen Erwägungen heraus und aufgrund der Tatsache, dass das System der Nematoden derzeit noch nicht befriedigend aufgeklärt ist, halten wir uns bei der Gliederung der frei lebenden Meeresnematoden an das dreibändige Bestimmungswerk von Platt und Warwick (1983, 1988, 1998) und unterscheiden die Adenophorea-Teilgruppen Enoplida, Chromadorida und Monhysterida.

Organisation des Nematodenkörpers: Was sind bestimmungsrelevante Merkmale?

Die folgende Kurzdarstellung orientiert sich an ausführlicheren Lehrbuchkapiteln und Bestimmungswerken (Lorenzen, 1996; Gheskiere et al., 2003) und betont besonders diejenigen Merkmale, die für die systematische Einordnung eines untersuchten Nematoden bedeutsam sind (Abb. 1a und b).

Der Körper der meisten frei lebenden Nematoden ist drehrund und zum Schwanzende, zu meist auch zum Kopfende, mehr oder weniger stark konisch zulaufend. Die Fortbewegung erfolgt bei den meisten Arten in Form einer Schängelbewegung, die durch Kontraktion der Längsmuskulatur hervorgerufen wird. Als Gegenspieler der Längsmuskulatur dient die flüssigkeitsgefüllte Leibeshöhle (Hydroskelett). Die Zellen der oft syncytialen Epidermis, in der die Zellen miteinander verschmolzen sind, scheiden nach außen eine Cuticula ab. Diese ist

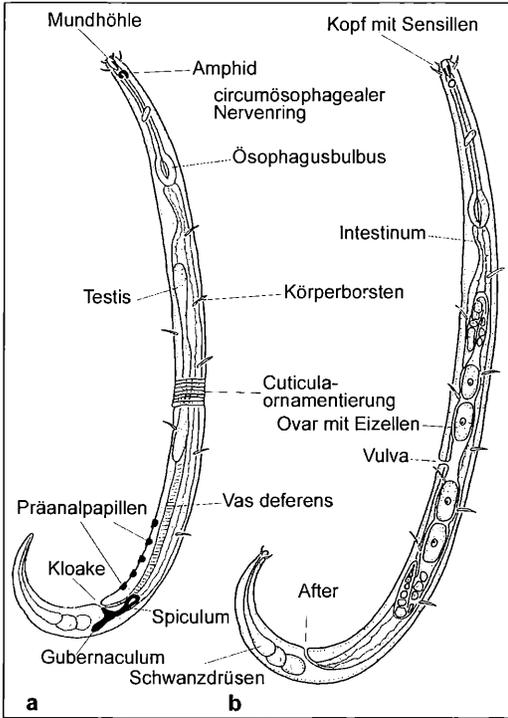


Abb. 1: Organisationsschema eines Nematoden (verändert nach Platt und Warwick, 1983). Habitus eines männlichen (a) und eines weiblichen Tieres (b).

je nach Taxonzugehörigkeit glatt oder vielfältig skulpturiert und stellt ein wichtiges diagnostisches Merkmal dar. Der Verdauungstrakt eines Nematoden gliedert sich in Mund, Mundhöhle, Ösophagus (Speiseröhre), Intestinum (Mitteldarm), Rektum (Enddarm) und After. Je nach Ernährungsweise ist die Mundhöhle verschieden ausgebildet und kann klein und unauffällig, aber auch voluminös und stark cuticularisiert sein und regelrechte Zahnstrukturen enthalten. Die Kenntnis des genauen Aufbaus der Mundhöhle ist für die Bestimmung äußerst wichtig und liefert darüber hinaus wichtige Hinweise für ökologische Fragestellungen, die sich auf trophische Interaktionen beziehen. Der Mund wird häufig von Lippengebilden umstanden, auf die caudalwärts (Richtung Schwanz) mehrere Kreise von Sensillen (Sinnesorgane) folgen. Für den ursprünglichen Zustand nimmt man drei aufeinander folgende Kreise von 6, 6 und 4 Sensillen an. Die Sensillen können kurz und papillenförmig, aber auch

lang und als Borsten ausgebildet sein und sind ebenfalls in Zahl und Anordnung von diagnostischer Bedeutung. Die wichtigsten Sinnesorgane der Nematoden sind paarige, als Amphiden bezeichnete chemorezeptorische Seitenorgane. Ihre Form ist sehr vielfältig und spielt bei der Bestimmung und der systematischen Gliederung eine große Rolle. Der weibliche Genitaltrakt der meistens getrenntgeschlechtlichen Nematoden besteht aus paarigen Ovarien (Eierstöcken) und der gemeinsamen Vulva, auf der die Ovarien münden. Im männlichen Geschlecht weist der Genitaltrakt neben Hoden einen kompliziert gebauten Begattungsapparat auf, der aus den paarigen Spicula und dem unpaaren Gubernaculum besteht und während der Kopulation die Vulva der Weibchen für den Übertritt der amöboid beweglichen Spermien offen hält. Neben dem Spicularapparat treten bei manchen Taxa in Reihe angeordnete Präanalpapillen auf.

Kurzcharakteristik der übergeordneten Taxa mariner, frei lebender Nematoden

Die folgenden Kurzcharakteristiken sind in erster Linie zur Erleichterung der systematischen Zuordnung und Bestimmung mariner, frei lebender Nematoden gedacht. Sie sollen helfen, die gefundenen Tiere systematischen Großgruppen zuzuordnen, um sie anschließend mit Hilfe der Bilderschlüssel in Platt und Warwick (1983, 1988, 1998) auf Gattungsniveau ansprechen zu können. Zumindest bei Nematoden der heimischen Meeresküsten sollte es in vielen Fällen sogar möglich sein, einzelne Arten zu identifizieren.

Enoplida

Vielen Arten innerhalb der Gruppe der Enopliden weisen auffällig geräumige Mundhöhlen auf, in denen spitze, einfache Zähne oder distal aus mehreren Klauen bestehende, bewegliche Mundhaken in Ein- oder Mehrzahl auftreten. Es wird vermutet, dass sich solche Vertreter räuberisch ernähren, obwohl über die Ernährungsbiologie einzelner Arten wenig bekannt ist. In fixiertem Material mancher Exemplare aus der Gruppe der Thoracostomopsidae – so auch bei dem in Abbildung 2b–f dargestellten Vertreter der Gattung *Enoplodes* – finden sich

erbeutete kleinere Nematoden im Intestinum (Abb. 2c, Pfeilspitze). Abbildung 2a zeigt die kräftig cuticularisierte Mundhöhle eines Vertreters der Gattung *Adoncholaimus* und den Übergang zum Ösophagus. Der Ösophagus ist aus einem Myoepithel aufgebaut, dessen kontraktile Filamente sich im lichtmikroskopischen Bild als feine radiale Streifung zu erkennen ge-

ben. Zur Mundöffnung hin erkennt man einen auffällig zugespitzten Zahn, der vermutlich dem Anstechen von Beute dient. Den Besitz beweglicher, distal gegabelter Mundhaken zeigt exemplarisch ein Enoplide aus der Gattung *Enoploides*, dessen Mundhöhle in drei verschiedenen Schärfebenen in den Abbildungen 2d-f dargestellt ist. Die drei distal gegabelten

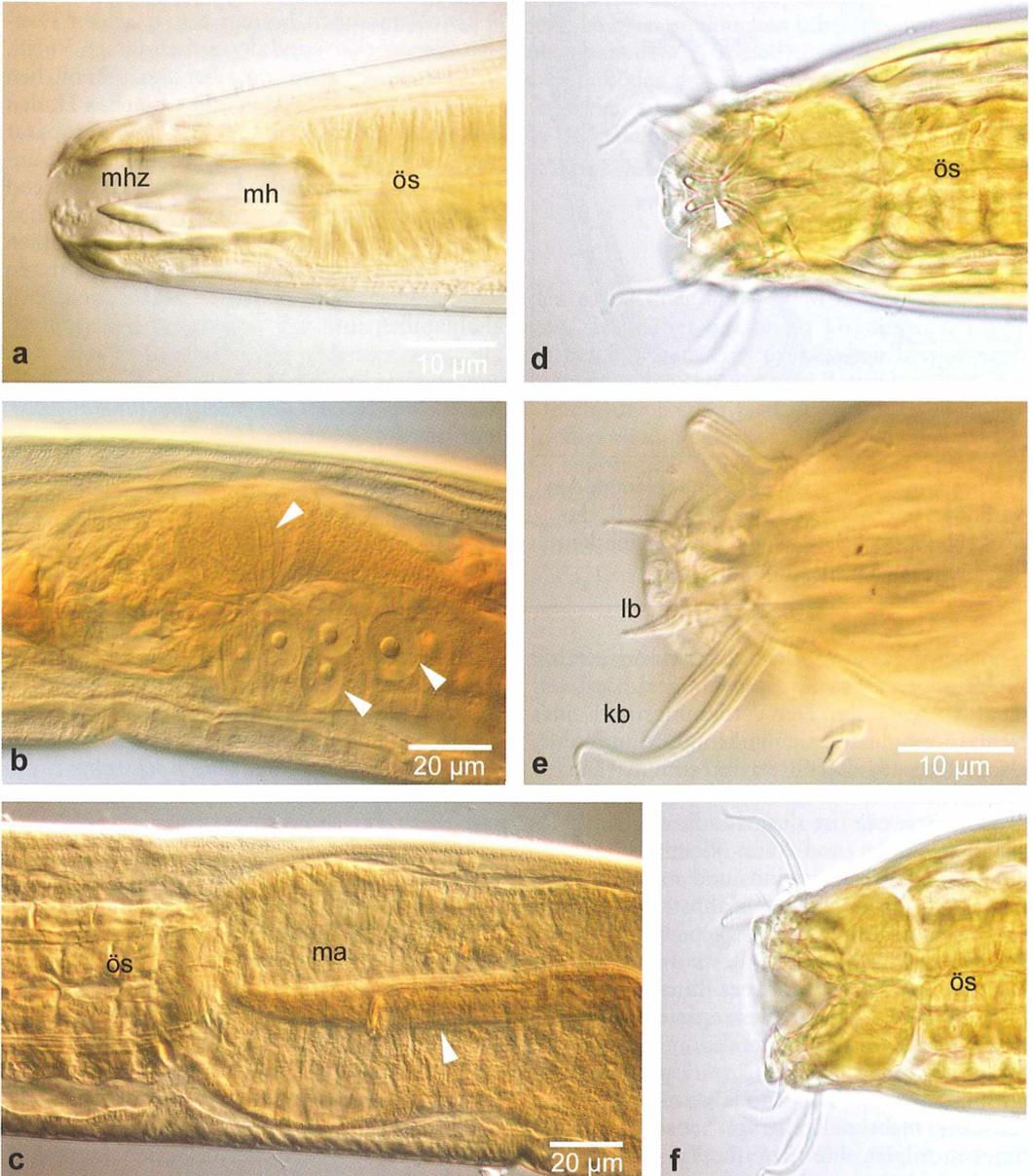


Abb. 2: Vertreter der Enopliden. a *Adoncholaimus*. b-f *Enoploides*. kb Kopfborsten, lb Lippenborsten, ma Magen, mh Mundhöhle, mhz Mundhöhlenzahn, ös Ösophagus.

Mundhaken (Abb. 2d, Pfeilspitze) sind symmetrisch in der Mundhöhle angeordnet und in einer gedachten Frontalansicht im Winkel von je 120° zueinander gestellt. Neben auffälligen Mundhaken lassen sich kräftige Kopfborsten (Abb. 2e und f), die in mehreren Kreisen ange-

ordnet sind, und fein gestreifte Lippen (Abb. 2d) erkennen. Innerhalb der Enopliden treten im weiblichen Geschlecht die paarigen Ovarien oft in umgeschlagener Form auf. Von der ungefähr in der Körpermitte liegenden Vulva steigen die Ovarialschenkel in frontaler beziehungs-

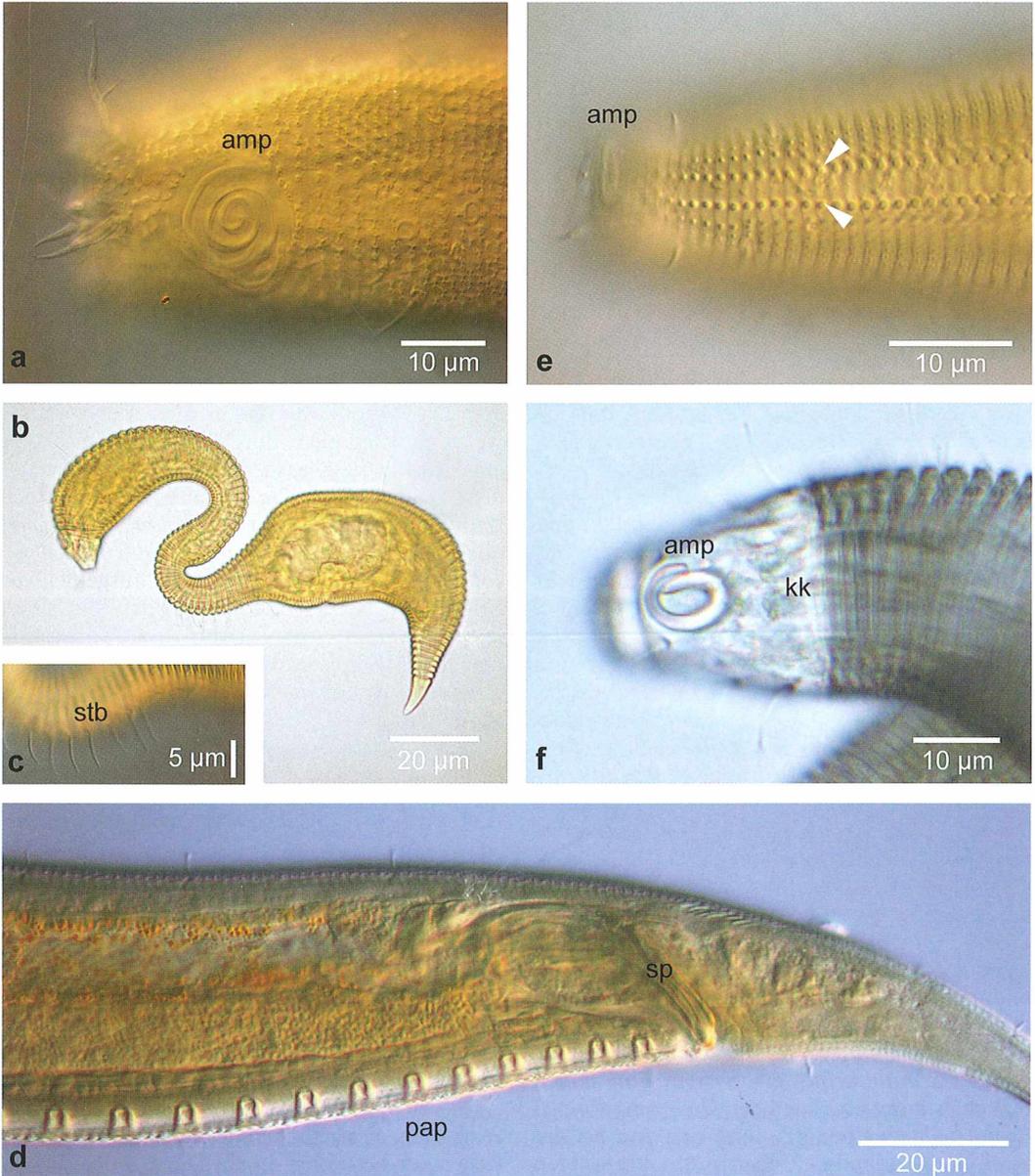


Abb. 3: Vertreter der Chromadoriden. a *Paracanthochus*. b und c *Metepsilonema*. d und e *Dichromadora* cf. *hyalocheile*. f *Desmodora schulzi*. amp Amphid, kk Kopfkapsel, pap Präanalpapillen, sp Spicularapparat, stb Stielborsten.

weise caudaler Richtung auf, um dann proximal jeweils wieder zur Vulva hin gebogen zu enden. Diese Verhältnisse lassen sich wiederum an *Enoploides* demonstrieren. Man erkennt zwei gegenläufig orientierte Abschnitte eines Ovarialschenkels, in denen die Eizellen in verschiedenen Stadien der Reifung vorliegen (Abb. 2b, Pfeilspitzen).

Abgesehen von den Mundhöhlenverhältnissen lassen sich Vertreter der Enopliden oftmals auch an der relativen Größe gegenüber anderen Nematoden erkennen. Sie sind in der Regel eher größer als die anderen Gruppen. Ein Indiz für die Zugehörigkeit zu den Enopliden ist darüber hinaus die Ausprägung der Cuticula, die bei Vertretern dieser Gruppe in aller Regel glatt und unskulpturiert ist.

Chromadorida

Die Chromadoriden sind eine sehr uneinheitliche Gruppe frei lebender Nematoden, die sich nur schwer allgemeingültig charakterisieren lassen. Umso mehr sei hier betont, dass die folgenden Merkmale nur den Charakter von Indizien haben. Schon auf den ersten Blick fällt auf, dass viele Chromadoriden eine reich strukturierte Cuticula zeigen. In manchen Fällen tritt eine deutliche Ringelung der Cuticula wie bei *Metepsilonema* sp. (Abb. 3b) und *Desmodora schulzi* (Abb. 3f) auf. Diese beiden Arten sind darüber hinaus durch den Besitz einer ungeringelten Kopfkapsel charakterisiert. Als Anpassung an eine spezialisierte Bewegungsweise weisen Vertreter der Gattung *Metepsilonema* vier Reihen ventraler und ventro-lateraler Borsten auf (Abb. 3c), die einer eigenartigen Stelzbewegung dienlich sind (Gad, 2006). Neben einer Ringelung gibt es eine große Vielfalt auffälliger, oftmals streng symmetrischer und ästhetisch ansprechender Ornamentierungen der Cuticula. Zwei Beispiele dafür sind die in Abbildung 3a (*Paracanthonchus* sp.) und Abbildung 3e (*Dichromadora cf. hyalocheile*) dargestellten Chromadoriden. Während die Cuticula von *Paracanthonchus* ein System von feinen Häkchen aufweist, liegt bei *Dichromadora cf. hyalocheile* eine feine Punktierung vor, bei der zwei longitudinale Reihen von kräftigeren Punkten auffallen (Abb. 3e, Pfeilspitzen). Neben der reichen Cuticulastruktur fallen dem Beobachter unter dem Mikroskop sofort die vielfältig geformten Amphiden der Chromado-

riden auf. Neben schlitz- und halbmondförmigen Formen treten Schlaufen, ja mehrfach aufgewickelte Spiralen auf. Unterschiedliche Beispiele zeigen die Abbildungen 3a und 3e-f. Viele männliche Vertreter der Chromadoriden sind durch akzessorische Elemente des Genitaltraktes wie die oft in Vielzahl auftretenden Präanalpapillen (Abb. 3d) gekennzeichnet.

Monhysterida

Die Monhysteriden sind wie die Chromadoriden eine uneinheitliche Gruppe, für die man kaum ein Merkmal nennen könnte, das bei allen Vertretern gleichermaßen auftritt. Die meisten Monhysteriden weisen eine zart geringelte Cuticula auf (so auch der in Abbildung 4e dargestellte Nematode aus der Gattung *Trichotheristus*). Sie aber ist – im Unterschied zu den Verhältnissen bei den Chromadoriden – durch keine weiteren Skulpturierungen gekennzeichnet. Die Mundhöhle ist in aller Regel unbeehrt und lediglich durch eine kräftige Cuticula-Auskleidung ausgezeichnet. Diese Verhältnisse zeigt deutlich das in Abbildung 4a dargestellte Exemplar der Art *Axonolaimus paraspinosus*. Eine äußerst geräumige und dabei besonders stark mit Cuticula ausgekleidete Mundhöhle weisen Monhysteriden der Gattung *Sphaerolaimus* auf (Abb. 4d). Die Amphiden der Monhysteriden sind rund, oval oder schlaufenförmig wie bei *Axonolaimus paraspinosus* (Abb. 4c) ausgebildet. Diese Art ist außerdem durch ein stark geschwungenes Spiculum mit proximaler, köpfchenförmiger Verdickung gekennzeichnet (Abb. 4b).

Hinweise zum Sammeln, Präparieren und Bestimmen

Nematoden erreichen im gut zu beprobenden Litoral (Bereich zwischen Hoch- und Niedrigwasserlinie) eine eindrucksvolle Artenvielfalt und Individuenanzahl. In grobkörnigeren Sedimenten leben meist besonders viele Arten; in stark mit Detritus (organischem Abfall) angereicherten, feinkörnigeren Sanden ist die Häufigkeit oft besonders hoch. Die auf den Tafeln vorgestellten Vertreter wurden aus Sedimentproben des sandigen Eulitorals bei Wilhelmshaven gewonnen. Ungefähr 100 cm³ Sediment wurden mit einer 7%igen Lösung von MgCl₂

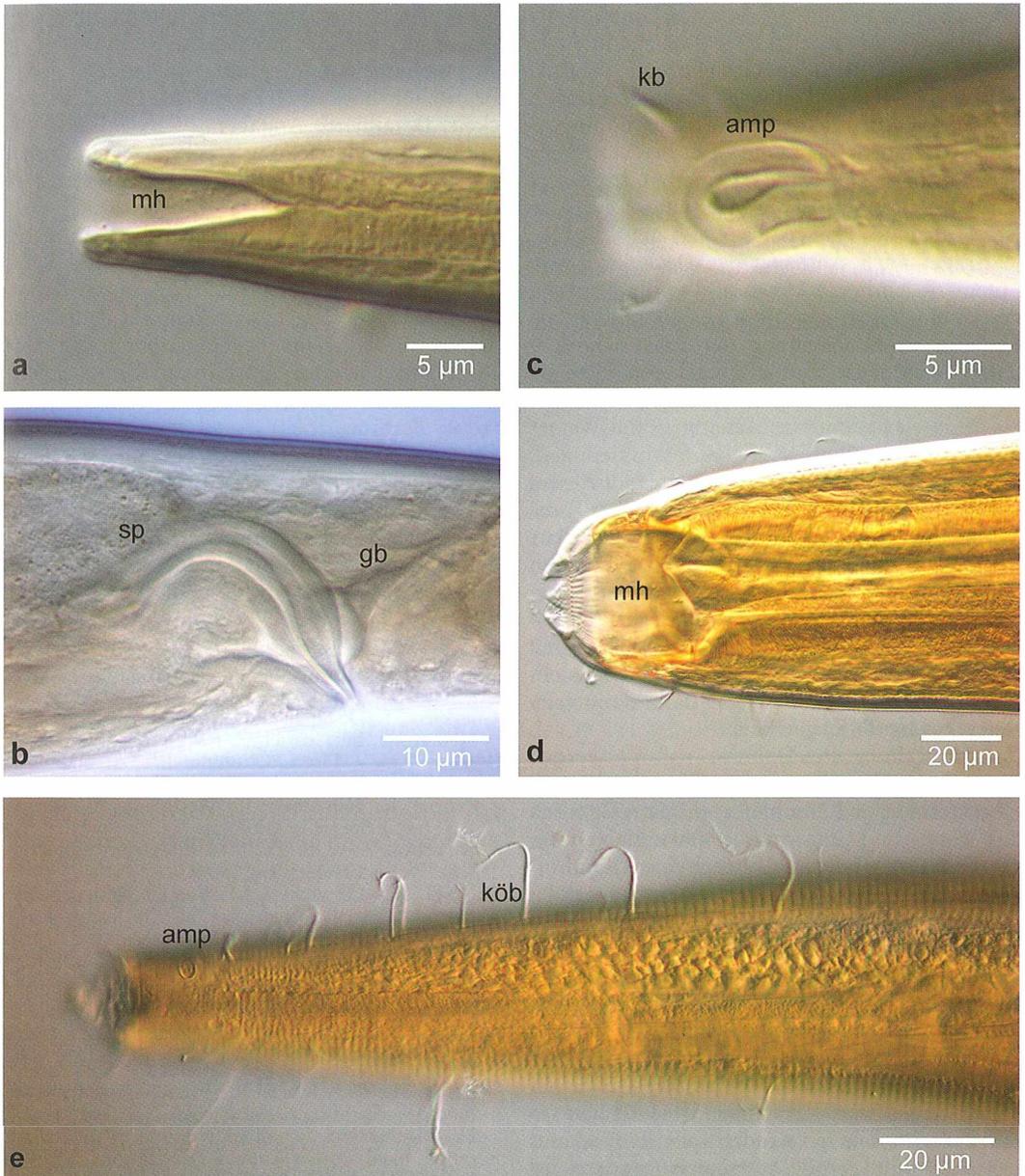


Abb. 4: Vertreter der Monhysteriden. a–c *Axonolaimus paraspinosus*. d *Sphaerolaimus*. e *Trichotheirus*. amp Amphid, gb Gubernaculum, kb Kopfborsten, köb Körperborsten, mh Mundhöhle, sp Spiculum.

versetzt, wodurch die Tiere betäubt werden, ihre Anheftung an die Sandkörner aufgeben und durch Ausschütteln und Filtrieren aus dem Sediment extrahiert werden können. Alternativ zur Ausschüttelung mittels $MgCl_2$ bietet sich die Seewassereis-Methode an (Uhlig, 1964), bei der die Bewohner des Sandlückensystems mit

Hilfe von Seewassereis aus dem Sediment getrieben werden. Unter dem Binokular lassen sich einzelne Tiere mit einer Pipette oder gebogenen, feinen Drahtschlingen herauslesen, um sie entweder direkt zu mikroskopieren oder in ein Fixiergemisch zu überführen. Für die Fixierung bietet sich eine 2–4%ige wässrige

Formaldehyd-Lösung an. Vor der Fixierung ist die Beobachtung lebender Tiere dringend angeraten, da die lebenden Gewebe eine deutlich höhere Transparenz aufweisen, die Strukturen der Cuticula deutlicher hervortreten und eventuell vorhandene Pigmente (z. B. bei Vertretern der Gattung *Cyatholaimus*) sichtbar, im fixierten Präparat hingegen ausgewaschen sind.

Mit Hilfe eines Feuerzeuges kann man die Objektträger nach Auflegen des Deckglases von unten vorsichtig erwärmen und so die Nematoden in eine regelrechte Wärmestarre fallen lassen, die die Beobachtung der sonst sehr lebhaften, sich peitschend schlängelnden Tiere erheblich erleichtert. Alternativ kann man versuchen, durch behutsames Absaugen von Wasser die Tiere unter dem Deckglas festzukleppen, um so die raschen Bewegungen zu reduzieren. Um die gefundenen Exemplare in aller Ruhe beobachten, bestimmen und dauerhaft haltbar zu machen, bietet sich gerade bei Nematoden die Herstellung mikroskopischer Dauerpräparate an. Alle in Abbildung 2–4 dargestellten Fotos wurden an fixiertem, zu Dauerpräparaten verarbeitetem Material gewonnen. Als Beleuchtungsverfahren wurde der Differentialinterferenzkontrast (DIK) gewählt.

Zur Herstellung von Dauerpräparaten werden die fixierten Tiere gewaschen, um das Fixativ zu entfernen, und anschließend in ein Gemisch aus Wasser und Glycerin überführt. Nach unserer Erfahrung ist ein Gemisch im Verhältnis von 1 Teil Glycerin (idealerweise getrocknet und vollkommen wasserfrei) zu 10 Teilen Wasser angemessen. Dieses Gemisch wird für einige Tage offen, aber vor Staub geschützt, stehen gelassen, bis sämtliches Wasser verdunstet ist. Zur Herstellung von Präparaten werden mit Hilfe eines Spatels, der über einer Bunsenbrennerflamme erhitzt wurde, drei Paraffin- oder Bienenwachsstege auf einen Objektträger so aufgebracht, dass ein handelsübliches Deckglas (18 × 18 mm) gerade mit seinen Rändern auf ihnen liegen kann. Anschließend wird in die Mitte zwischen die Stege aus Wachs ein winziger Tropfen reinen Glycerins aufgebracht, in den die Tiere mit einer feinen Nadel überführt werden. Unter einem Binokular wird nun vorsichtig und blasenfrei ein Deckglas aufgelegt und das ganze Präparat auf eine erwärmte Heizplatte (ca. 80 °C) gelegt, bis das Wachs schmilzt und den Glycerintropfen mit dem eingeschlossenen Tier umfließt. Abschließend kann das Präparat mit Deckglaslack dauerhaft

versiegelt und so für Jahrzehnte haltbar gemacht werden. Die dargestellte Methodik lässt sich sicherlich mannigfaltig abwandeln; jeder Bearbeiter hat seine eigene Methode entwickelt. Detaillierte Angaben zu Extraktion, Fixierung und Herstellung von Präparaten finden sich in der Spezialliteratur (z. B. Gheskiere et al., 2003; Riemann, 1988).

Zur Bestimmung empfiehlt sich die Benutzung des dreibändigen Werkes von Platt und Warwick (1983, 1988, 1998). Die Autoren haben einen Bilderschlüssel entwickelt, der dem Bearbeiter anhand von Schemazeichnungen der Kopf und Schwanzregion (inklusive des Spicularapparates) die Diagnose der Gattung erlaubt. Darüber hinaus sind aus den meisten Gattungen ausgewählte Arten ausführlicher dargestellt, die in den Gewässern um die Britischen Inseln gefunden wurden. Somit dürften viele auch an den heimischen Küsten zu findende Arten identifiziert werden können.

Literaturhinweise

- Gad, G.: Auf Stelzen laufende Nematoden – Die Dracoenematiden. *Mikrokosmos* 95, 1–11 (2006).
- Gheskiere, T., De Smet, G., Vanreusel, A., Vincx, M.: Nematoda. In: Hofrichter, R. (Hrsg.): *Das Mittelmeer. Fauna, Flora, Ökologie II/1*, S. 602–627. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2003.
- Lorenzen, S.: Nematoda. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): *Spezielle Zoologie. Teil 1: Einzeller und wirbellose Tiere*, S. 692–710. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1996.
- Platt, H. M., Warwick, R. M.: Free-living marine nematodes. Part I. British enoplids. In: Kermack, D. M., Barnes, R. S. K. (eds.): *Synopses of the British Fauna*. Cambridge University Press, Cambridge 1983.
- Platt, H. M., Warwick, R. M.: Free-living marine nematodes. Part II. British chromadorids. In: Kermack, D. M., Barnes, R. S. K. (eds.): *Synopses of the British fauna*. Backhuys, Leiden 1988.
- Platt, H. M., Warwick, R. M.: Free-living marine nematodes. Part III. Monhysterids. In: Crothers, J. H., Barnes, R. S. K. (eds.): *Synopses of the British fauna*. Field Studies Council Publications, Shrewsbury 1998.
- Riemann, F.: Nematoda. In: Higgins, R. P., Thiel, H. (eds.): *Introduction to the study of meiofauna*, p. 293–301. Smithsonian Institution Press, Washington DC 1988.
- Uhlir, G.: Eine einfache Methode zur Extraktion der vagilen, mesopsammalen Mikrofauna. *Helgoländer Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen* 11, 178–185 (1964).

Verfasser: Ole Riemann und Alexander Kieneke, Institut für Biologie und Umweltwissenschaften (IBU), Carl von Ossietzky Universität Oldenburg, 26111 Oldenburg, E-Mail: o1Riemann@gmx.net

Pipettier-Objektträger als Mikrobiotop

Roland Birke

Der Pipettier-Objektträger der Firma Karl Hecht (siehe MIKROKOSMOS 1/97, Aus der Industrie) kombiniert einen mikroskopischen Objektträger mit einer Pipettierfunktion. Dieser wurde entwickelt, um mikroskopische Serienuntersuchungen von Flüssigkeiten oder Suspensionen einfacher und effektiver zu machen. Folgender Anwendungsbericht zeigt die Möglichkeit, mit diesem System Langzeitkulturen herzustellen und beschreibt drei verschiedene limnologische Mikrobiotope im Millilitermaßstab.

Eine gut gedüngte Wildschweinsuhle inmitten eines Spessart-Mischwaldes war die Quelle folgenden Versuchs: Das lehmige Wasserloch, durch Regen gut gefüllt, bildete im Spätsommer auf der Wasseroberfläche eine grüne Haut, wovon eine Probe entnommen wurde. Unter dem Mikroskop waren die grünen Netzstrukturen der unbeweglichen Palmella-Stadien des Augentierchens *Euglena gracilis* zu sehen. Mit einer Lösung hiervon wurde der Pipettier-Objektträger befüllt und bei Zimmertemperatur und indirektem Licht aufbewahrt. Am nächsten Tag schwammen schon viele *Euglena*-Zellen umher (Abb. 1 a), die sich durch Phototaxis im Lichtstrahlengang des Mikroskops sammelten. Ein einzelgängerisches Glas-Rädertier, das zufällig in die Probe geraten war, durchstriefte das Gesichtsfeld. Weiterhin waren außer den *Euglena gracilis*-Zellen wenige Exemplare von *Euglena deses*, dem Lebhaften Augentier, zu finden sowie einige kleine Ciliaten. Eine Woche blieb die Probe nun sich selbst überlassen. Inzwischen zeigte sich von der Seite des Pipettenspitzenrohres, das nicht verschlossen war, bis etwa zur Hälfte des Beobachtungsfeldes eine Gasblase, die eine feuchte Kammer hinterließ. Nach Abziehen des Pipettensaugers und Kipphaltung des Objektträgers floss durch die Schwerkraft die Flüssigkeit zurück ins Pipettenspitzenrohr. Leichtes Pumpen des wieder aufgesetzten Saugers trieben verbliebene kleine Blasen aus dem Beobachtungsfeld. Unter dem Mikroskop waren Rückbildungen der *Euglena*-Flagellaten ins Palmella-Stadium zu erkennen. Das erneute Flagellatenstadium aus den Palmellen erfolgte über den Zeitraum von circa 24 Stunden. Das Glasrädertier erschien häufig im Gesichtsfeld. Kleine Strömungen, durch leichte Pumpbewe-

gungen am Pipettensauger erzeugt, konnten das Tier zu Dreh- und Schwimmbewegungen reizen. Nach einer weiteren Woche war die fortschreitende Eutrophierung des Mikrobiotops zu beobachten, wobei sich Bakterienrasen bildeten und viele kleine Ciliaten auftauchten. Größere Ciliaten folgten nach einer weiteren Woche, und Nacktamöben wanderten an den Glaswänden des Beobachtungsfeldes. *Euglena deses*, das ebenfalls eutrophe Gewässer bevorzugt, hatte sich erfolgreich vermehrt und besiedelt in sich windenden Ansammlungen das Biotope. Gefräßige Waffentierchen (*Stylonychia*) verschlangen die kleineren Flagellaten, so dass *Euglena gracilis* nur noch in wenigen Exemplaren zu finden ist.

Ein weiterer Versuch, wobei ein Pipettier-Objektträger mit einer *Euglena gracilis*-Reinkultur befüllt wurde (die Pipettenspitze ist hierbei verschlossen) funktioniert seit etwa einem Jahr als lebendes Präparat. Der Aufbewahrungsort befindet sich bei Zimmertemperatur unter indirektem Licht. In dieser Langzeitkultur bildeten sich selten Palmellen. Phototaxis der *Euglena*-Flagellaten im Lichtstrahlengang des Mikroskops gelingt immer – somit können einfach und schnell Experimente im didaktischen Bereich vorgeführt werden.

Organismen aus einem Odenwald-Tümpel

Ein Tümpel, im Odenwald zwischen Birken und Tannen versteckt, ist Ziel einer nächsten Exkursion. Das Gewässer hat eine Fläche von etwa 10 Quadratmetern und wird von einer Quelle gespeist. Die Uferregion umsäumt ein dichter Moosrasen. Eine Wasserprobe von etwas mit der Hand ausgedrücktem Moos aus

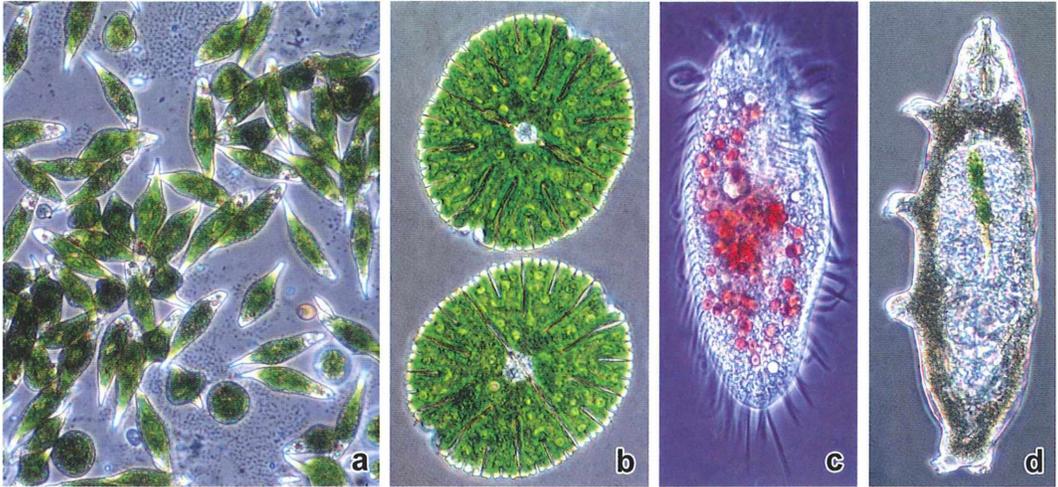


Abb. 1: a *Euglena*; b *Micrasterias*; c Hypotricher Ciliat; d Bärtierchen.

dem Wasserbereich wurde mitgenommen und in eine Petrischale gefüllt. Im Bodensatz konnte man mit einer Lupe Jochalgen der Gattung *Micrasterias* erkennen (Abb. 1b). Von verschiedenen Stellen der Petrischale wurde nun der Pipettier-Objektträger befüllt. Am 4fach-Mikroskopobjektivrevolver befanden sich zwei gegenüber eingeschraubte Objektive, und die Präparatverschiebung auf dem Objektisch erfolgte von Hand. Während des Mikroskopierens mit schwacher Vergrößerung konnte durch vorsichtiges Pumpen mit dem Pipettensauger das Volumen von etwa 1 ml, das sich in den Pipettenrohren befindet, gesichtet werden. In der Probe fand sich eine Lebensgemeinschaft verschiedener Jochalgen, Fadenalgen, Diatomeen, Rädertiere und Ciliaten (Abb. 1c). Lebhaftes Schwänenhalstierchen (Ciliaten) waren auf Beutesuche, während ein Bärtierchen zwischen Algenfäden strampelte (Abb. 1d). Nach etwa einer Woche waren Zellteilungen von *Micrasterias* zu beobachten, während immer mehr Bärtierchen auftauchten. In der folgenden Zeit gehörten nun auch ständig umherstreifende Bauchhärlinge (*Chaetonotus*) zu dieser Gemeinschaft.

Steinaufwuchsorganismen aus dem Main

Steine, die durch regelmäßigen Schiffsverkehr am Mainufer von Wellen überspült werden, sind das Objekt folgendes Experiments: Von

der braunen Schicht eines Steines wurde eine Suspension in einen Pipettier-Objektträger gefüllt. Die mikroskopische Betrachtung zeigte verschiedene milieutypische Kieselalgen wie *Tabellaria*, *Meridion*, *Pinnularia*, *Navicula* und *Gyrosigma*. Nach einer Woche Aufbewahrung bei indirektem Licht erfolgte eine erste Besiedlung des Beobachtungsfeldes, zu erkennen an Zellen, die sich durch Strömungen, erzeugt durch Pumpen des Pipettensaugers, an den Glaswänden nicht mehr fortspülen ließen. Etwa stärkeres Pumpen transportierte die Flüssigkeit in das Pipettensaugrohr, wodurch das Beobachtungsfeld von der Pipettenspitzen- seite her „trockengelegt“ wurde. Tägliches Pumpen überspülte jetzt im Zeitraum einiger Wochen die verbliebene feuchte Kammer im Beobachtungsfeld. Zur Mikroskopie wurde die Kammer „geflutet“ – dies erfolgte durch Abziehen des Saugers. Während des fortschreitenden Bewuchses entstand ein Biotop mit vielen Ansichten biologischer Vorgänge in der Welt der Kieselalgen.

Dieser Erfahrungsbericht soll zeigen, wie einfach Mikrobiotope hergestellt werden können. Solche Lebendpräparate (wobei die Pipettenspitze verschlossen wurde) überstanden mehrtägige Postsendungen. Spannende Einblicke erwarten den limnologisch interessierten Mikroskopiker.

Verfasser: Roland Birke, Graubergstr. 7a, 63897 Miltenberg, E-Mail: rolandbirke@t-online.de

Das endogene Abwehrsystem von Insekten

Siegfried Hoc

Insekten verfügen zwar über kein so kompliziertes und hoch entwickeltes Immunsystem wie die Wirbeltiere, können sich aber trotzdem erfolgreich gegen Krankheitserreger wehren. Eine Hauptrolle spielt dabei die Hämolymphe mit ihren Hämozyten (Blutzellen) und humoralen Abwehrfaktoren. Einen kleinen Einblick in dieses Abwehrsystem gestattet die mikroskopische Untersuchung der Blutzellen in der Hämolymphe von Insekten.

Um in der Natur überleben zu können, muss jeder Organismus über ein Abwehrsystem verfügen, das ihn vor dem Angriff von Viren, Bakterien, Pilzen und anderen Pathogenen weitgehend schützt. Bei den Wirbeltieren hat sich ein hoch effektives Immunsystem entwickelt, das aus einem zellulären und einem humoralen Teil besteht und durch drei Eigenschaften charakterisiert ist: Antikörper-Synthese, spezifische Antigen-Antikörper-Bindung sowie aktive Immunisierbarkeit (immunologisches Gedächtnis).

Wirbellosen Tieren fehlt ein vergleichbares Immunsystem. Dennoch vermag ihr Organismus die in ihren Körper eingedrungenen Fremdstoffe und Pathogene abzuwehren. Bei den Insekten wirkt die Hämolymphe gegen Mikroorganismen, ebenso zelluläre Reaktionen in Form von Phagozytose durch eine Art Fresszellen und Einkapselung. An beiden Vorgängen sind Hämozyten beteiligt. Außerdem ist die humorale Einkapselung durch lösliche Substanzen in der Hämolymphe eine sehr effektive Abwehrmaßnahme.

Abwehrsystem der Insekten

Ein wichtiger Teil des endogenen Abwehrsystems der Insekten ist der schnelle Wundverschluss. Da diese Tiere kein Gefäßsystem, sondern einen offenen Blutkreislauf besitzen, könnten die durch eine Verletzung des Integuments (bestehend aus Chitin-Kutikula und Epidermis) eingedrungenen Fremdorganismen schnell den Körper überfluten. Zunächst koaguliert die an der Wunde ausgetretene Hämolymphe und gleichzeitig wandern Hämozyten

zur Wundstelle, verklumpen dort und bilden so einen vorläufigen Wundverschluss. Er besteht so lange, bis die Epidermis die Verletzung repariert hat. In der koagulierten Hämolymphe konnten antibakteriell wirkende Substanzen wie Lysin, Lipophorin und Lektine nachgewiesen werden.

Die wichtigsten Effektoren der zellulären Abwehr bei Insekten sind die Hämozyten. Sie produzieren in ihren Lysosomen Enzyme wie saure Phosphatase, Peroxidase und Esterasen, die an der intrazellulären Abtötung und Verdauung von Bakterien beteiligt sind. Man unterscheidet heute fünf Haupttypen von Hämozyten. Gewissermaßen als Stammzellen werden die Prohämozyten angesehen, kleine zytoplasmaarme Zellen, die sich durch Mitose teilen können. Fremdkörper einkapseln können die Fibroblasten-ähnlichen Plasmatozyten. Anders agieren die granulären Zellen: Sie heften sich an den Fremdkörper an und schütten chemotaktisch wirksame Substanzen aus, wodurch sie beispielsweise die Einkapselung eines größeren Parasiten initiieren. Plasmatozyten und Granulozyten können aber auch kleine Partikel wie Bakterien direkt phagozytieren.

Weitere Zellen in der Hämolymphe sind Oenozyten und Spherulozyten. Oenozyten enthalten Peroxidasen und Phenoloxidase. Diese Enzyme sind an der Abtötung pathogener Mikroorganismen beteiligt. Die sauren Mukopolysaccharide (Glukosaminglukane) in den Spherulozyten sind an der Einkapselung und der Wundreaktion bei der Bildung extrazellulärer Matrix beteiligt.

Im Mikroskop sind im Hämolymphe-Ausstrich die einzelnen Zelltypen morphologisch kaum zu unterscheiden. Dazu werden heute vorwie-



Abb. 1: Hämozyten aus der Hämolymphe einer Mehlkäfer-Puppe.



Abb. 2–4: Mikroskopisch beobachtbare Schritte in der humoralen Einkapselung (Melanisierung) eines Fremdkörpers in der Hämolymphe einer Zuckmücken-Larve (*Chironomus spec.*).

gend biochemische Methoden herangezogen, etwa die unterschiedliche Bindung von markierten Lektinen an Hämozyten oder die Differenzierung mit Hilfe monoklonaler Antikörper. Man kann jedoch davon ausgehen, dass kleine ovale und runde scheibenförmige Zellen den Koagulozyten zuzuordnen sind, die an der Gerinnung der Hämolymphe und der Einkapselung beteiligt sind. Spindelförmige, flache hyaline Zellen und amöboide Zellen, die Fibroblasten ähneln, sind dagegen als Phagozyten anzusehen (Abb. 1).

Humorale Abwehrfaktoren

Ein auffälliger Vorgang bei Wundverschluss und Einkapselung von Fremdkörpern bei Insekten ist die Melanisierung, das heißt, die Ablagerung von Melanin (Abb. 2–4). Angestoßen wird diese Reaktion durch die Phenoloxidase aus den Oenozysten. Dabei werden verschiedene Substanzen in der Hämolymphe oxidiert. Es entstehen Chinone, die zu Melanin polymerisieren. Aktiviert wird die Phenoloxidase durch eine Kaskade von enzymatischen Reaktionen, die durch Zellwandkomponenten von Pilzen und Bakterien angestoßen wird.

Neben der Phenoloxidase wirken in der Hämolymphe weitere Substanzen an der endogenen Abwehr mit. Zu nennen sind Lektine (Agglutinine), die Bakterien verkleben können, Hämolysine (lytische Proteine), die wie das Lysozym eingedrungene Mikroorganismen auflösen können, sowie eine Reihe von antibakteriellen, induzierbaren Proteinen. Letztere zeigen strukturelle Übereinstimmungen mit Immunglobulinen der Wirbeltiere und werden als Immun-

proteine bezeichnen. Induziert wird ihre Synthese durch Bestandteile der bakteriellen Zellwände und Membranen, aber offenbar auch durch Verwundung des Integuments der Insekten. Die Synthese findet in verschiedenen Organen wie Fettkörper und Ovarien, aber auch in Hämozyten statt.

Herstellung von Hämozyten-Präparaten

Ein gut geeignetes Insekt für das Studium der Hämozyten sind die leicht beschaffbaren Puppen des Mehlkäfers *Tenebrio molitor*. Die Larven (Mehlwürmer) bekommt man in Zoohandlungen. Die Puppen narkotisiert man zweckmäßigerweise durch Einlegen in Paraffinöl über fünf Stunden. Nach dieser Zeit sind die Zellen noch nicht tot, es treten jedoch keine Reaktionen mehr auf. Das anhaftende Öl wird so gut es geht abgetupft. Mit einer feinen Schere schneidet man nun die Enden des dritten hinteren Beinpaars ab. Leichtes Pressen des Körpers lässt Hämolymphe aus den Beinstummeln austreten. Sie wird auf einem Objektträger ausgestrichen.

Eine sehr gute und einfache Methode für die Färbung des Ausstriches ist die panoptische Färbung nach Pappenheim: Der lufttrockene Ausstrich wird drei Minuten in May-Grünwald-Lösung behandelt. Wasser (pH 7) im Verhältnis 1:1 auftropfen und weitere vier Minuten färben. Die Farblösung abgießen und ohne zu spülen Giemsa-Lösung auftropfen, die 1:10

mit Wasser (pH 7) verdünnt wurde. Weitere 15 Minuten färben. Abspülen in Wasser (pH 7), mit Fließpapier abtupfen und an der Luft trocknen. Mit einem neutralen Kunstharz-Einschlussmittel eindecken. May-Grünwald- und Giemsa-Lösung sind im Fachhandel erhältlich.

Noch einfacher ist die Färbung mit Boraxkarmin nach Greenacher: Der lufttrockene Ausstrich wird mit Bouin'scher Lösung fünf Minuten fixiert und dann einige Stunden in der Farblösung gefärbt. Nach dem Differenzieren in 70%igem Äthanol mit 0,5%iger Salzsäure kann der lufttrockene Ausstrich eingedeckt werden.

Dank

Die Abbildung 1 fertigte Josef Häckl aus Emmering an.

Literaturhinweise

- Brehelin, M. (ed.): Immunity in invertebrates. Springer Verlag, Berlin 1986.
 Götz, P.: Immunreaktionen bei Insekten. Naturwiss. Rdsch. 26, 367–375 (1973).

- Hoc, S.: Die Blutzellen des Mehlkäfers. *Mikrokosmos* 65, 320–321 (1976).
 Marschall, K. J.: Bau und Funktion der Blutzellen des Mehlkäfers *Tenebrio molitor* L. *Z. Morph. Ökol. Tiere* 58, 182–246 (1966).
 Messner, B.: Die Rolle des Tyrosinase-Systems in der immunologischen Abwehrreaktion bei Wirbellosen. 1. Insekten. *Zool. Jb. Physiol.* 76, 368–374 (1974).
 Messner, B., et al.: The immunohistochemical localization of peroxidase (POD) in the larvae of *Galleria mellonella* (Insecta, Lepidoptera). *Zool. Jb. Physiol.* 83, 379–387 (1979).
 Messner, B.: A bactericidal activity in the homogenate-extracts of *Locusta migratoria* and *Galleria mellonella* (Insecta). *Zool. Jb. Physiol.* 85, 164–172 (1981).
 Ratcliffe, N. A., Leonard, C., Rowley, A. F.: Phenoloxidase activation: Nonspecific recognition and cell cooperation in insect immunity. *Science* 226, 557–559 (1984).
 Steiner, H., Hultmark, D., Engström, A., Bennich, H., Boman, H. G.: Sequence and specificity of two antibacterial proteins involved in insect immunity. *Nature* 292, 246–248 (1981).
 Trenczek, T.: Immunität bei Insekten? *BIUZ* 22, 212–217 (1992).
 Vey, A., Götz, P.: Humoral encapsulation in Diptera (Insecta): Comparative studies *in vitro*. *Parasitology* 70, 77–86 (1975).

Verfasser: Dipl. Biol. Siegfried Hoc, Donaustraße 1a, 82140 Olching

Nachrichten

Kursprogramm der Außenstelle „Heiliges Meer“ des LWL-Museums für Naturkunde

Der Landschaftsverband Westfalen-Lippe (LWL) erfüllt vielfältige Aufgaben im sozialen Bereich, in der Behinderten- und Jugendhilfe, in der Psychiatrie und in der Kultur. Er unterstützt Krankenhäuser, Förderschulen und Museum. Die Außenstelle „Heiliges Meer“ des LWL-Museums für Naturkunde bietet eine Reihe biologisch-ökologischer Kurse an, die für unsere Leser interessant sein könnten. Es wird jeweils eine geringe Teilnahmegebühr erhoben.

- Amphibien- und Reptilien-Kurs. Methoden der Feldherpetologie: 30.5.–1.6.2008
 Biologie und Ökologie der Libellen: 13.6.–15.6.2008
 Ökologie der Ems: 20.6.–22.6.2008
 Gräserkurs: 3.7.–6.7.2008
 Insektenkurs: 7.7.–10.7.2008
 Wanzenkurs: 30.7.–3.8.2008
 Vegetation der Seen und Weiher im NSG Heiliges Meer: 9.8.–10.8.2008

- Blütenpflanzen bestimmen lernen: 16.8.–17.8.2008
 Heuschreckenkurs: 12.9.–14.9.2008
 Säugetierkurs, Bestimmungsübungen und Faunistik heimischer Säugetiere: 26.9.–29.9.2008
 Flechtenkurs: 3.10.–6.10.2008
 Spinnenkurs: 6.10.–9.10.2008
 Pilzkurs: 9.10.–12.10.2008
 Moorgesichte und Pollenanalyse: 7.11.–9.11.2008

Anmeldung und weitere Infos:
 LWL-Museum für Naturkunde,
 Westfälisches Landesmuseum mit Planetarium,
 Außenstelle „Heiliges Meer“, Bergstraße 1,
 49509 Recke,
 Tel.: 054 53/996 60, Fax: 054 53/9 96 61,
 E-Mail: heiliges-meer@lwl.org,
 Internet: <http://www.lwl-heiliges-meer.de>

Ende der erfolgreichen Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen

Es war zu befürchten. Nun ist es Gewissheit: Die Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen wird es nicht mehr geben. In der Redaktion traf folgendes Schreiben ein:

Sehr geehrte Teilnehmerin, sehr geehrter Teilnehmer zurückliegender Mikroskopie-Tage in Hagen,

nun ist es weit über ein Jahr her, dass im November 2006 die 11. Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen stattfanden. Und in einigen Tagen, so wird mancher von Ihnen erwarten, könnte das Programm für den Herbst 2008 erscheinen. Da das nicht geplant ist, möchten wir Sie darüber informieren, dass es keine Hagener Mikroskopie-Tage mehr geben wird. Die Gründe für unsere Entscheidung sind kurz erklärt: Zwar sind unsere Teilnehmerzahlen ständig gestiegen, wir hatten nie einen Mangel an Themen und Referenten und auch die wirtschaftliche Seite dieser Großveranstaltung war nie in Frage gestellt. Aber zwanzig Veranstaltungsjahre bilden einen runden Abschluss. Wir sind zwei Jahrzehnte älter geworden, so dass leider auch der Gesundheit – zumindest eines der Hauptverantwortlichen – Rechnung getragen werden muss.

20 Jahre lang stand in Hagen im Themenmittelpunkt die Lichtmikroskopie, die damals, als wir 1986 mit der Veranstaltungsreihe begannen, schon mehr als ausgereift war. Erfreulicherweise konnten wir in dieser Zeitspanne eine neue, sehr wichtige mikroskopische Ära begleiten, und zwar die Entwicklung der digitalen Mikroskopie, einer Kombination aus Mikroskopie und digitaler Bildverarbeitung, bis hin zur Routine- und Amateuranwendung.

Stolz sind wir als Veranstalter aber auch auf einen bemerkenswerten Aspekt, der ganz außerhalb der mikroskopischen Technikfragen liegt. Von der ersten Tagung an stand eine wichtige gesellschaftliche Komponente mit im Vordergrund, nämlich das gegenseitige persönliche Kennenlernen der Teilnehmer

mit ihren mikroskopischen Arbeitsschwerpunkten, so dass in Hagen so manche dauerhafte Mikrofreundschaft ihren Anfang nahm. Grob geschätzt hatten weit über 500 Teilnehmer in der Vergangenheit Gelegenheit, Kontakte zu suchen und über die Veranstaltungstage hinaus zu pflegen.

Wir bedanken uns bei allen Teilnehmerinnen und Teilnehmern unserer Mikroskopie-Tage, insbesondere natürlich bei den Referenten, den Ausstellern und Helfern, ohne deren selbstlosen und engagierten Einsatz unser Konzept nicht aufgegangen wäre. Der Zuspruch, den wir durchgängig bei allen Tagungen und darüber hinaus immer wieder von allen Seiten erfuhren, hat Gerhard Göke und uns über all die Jahre zum Weitermachen motiviert.

Die besten Grüße aus Hagen von

Jürgen Stahlschmidt

Andreas Koch

Es ist für die Mikroskopikergemeinde natürlich ein großer Verlust, dass diese so beliebte und erfolgreiche Veranstaltungsreihe zukünftig nicht mehr stattfinden wird. Aber man kann den Entschluss der Veranstalter nachvollziehen, insbesondere, wenn gesundheitliche Probleme mit ins Spiel kommen. An dieser Stelle möchte die MIKROKOSMOS-Redaktion allen denen danken, die sich selbstlos um die Organisation der Hagener Tage gekümmert haben, insbesondere auch denen, die im Hintergrund zum Gelingen der Tagung beigetragen haben.

Zweifelsfrei war über die vielen Jahre Gerhard Göke die treibende Kraft für die Hagener Tage. Mit seinem viel zu frühen Tod im Jahr 2004 hat nun auch diese über zwei Dekaden erfolgreiche Veranstaltungsreihe ihr Ende gefunden. Das ist sehr bedauerlich, zumal es derzeit leider nicht danach aussieht, dass es mittelfristig eine Weiterführung geben könnte.

Redaktion MIKROKOSMOS



Foto: Ralf Klämer

Friedensstifter

Sie für Ihr Patenkind. Ihr Patenkind für seine Welt.

Eine Patenschaft bewegt. Werden Sie Pate!

Für mehr Informationen
rufen Sie uns an:

0180 33 33 300

(9 Cent/Min. aus dem dt. Festnetz;
Mobilfunktarif ggf. abweichend)

Kindernothilfe e. V.
Düsseldorfer Landstraße 180
47249 Duisburg
www.kindernothilfe.de



Organismenreste aus dem Tiefseeschwamm *Euplectella*

Joachim Hormann

Im Aquarienhandel tauchen hin und wieder die Skelette des Gießkannenschwamms *Euplectella aspergillum* auf, offensichtlich zu Dekorationszwecken. *Euplectella* gehört in die Klasse der Glasschwämme und macht seinem volkstümlichem Namen „Blumenkörbchen der Venus“ in seiner filigranen Schönheit alle Ehre (Abb. 1). Mir lag ein ungewöhnlich gebogenes Exemplar vor. Üblicherweise stehen diese Schwämme annähernd aufrecht, durch Haltefäden mit dem Meeresboden verwachsen. Die genaue Herkunft dieses Exemplars war nicht zu erfahren. Die Literatur gibt das Vorkommen im westlichen Pazifik, besonders um die Philippinen herum, an. Als Wassertiefe werden Werte zwischen 50 m und 1.000 m angegeben, meist sollen diese Schwämme in 500 m bis 1.000 m leben.

Auch wenn der Schwamm selbst ein wahres Wunder darstellt, ist für den Mikroskopiker das Meeressediment, welches das Schwammskelett zwischen seinem „Wurzelwerk“ festhält, von Interesse. Für den Amateur ist es sonst schwierig, an Sediment aus größeren Tiefen zu kommen. Hier stand plötzlich Material von etwa der Größe einer Kinderfaust zur Verfügung!

Aufbereitung des Sediments

Die Aufbereitung ist recht einfach. Ich stellte das Schwammskelett mit seinem unteren Teil in ein Becherglas mit Wasser und kochte das Ganze vorsichtig auf. Ein Zusatz von Wasserstoffperoxid scheint vorteilhaft zu sein. Der Schwamm gibt das Sediment allerdings nicht gerne her. Nach meiner Erfahrung muss man schon mit einer Kochzeit von etwa einer Stunde rechnen. Dann war knapp die Hälfte des Sedimentklumpens gelöst. Das gewonnene Substrat wurde über ein Sieb von 56 µm geschlämmt, getrocknet und die Organismenreste mit einer Borste beziehungsweise feinem Pinsel unter dem Binokular ausgelesen. Wenn man auf Foraminiferenschalen verzichten will, kann man noch eine Säurebehandlung mit einschließen. Das Auslesen der Silikatgehäuse ist dann einfacher.

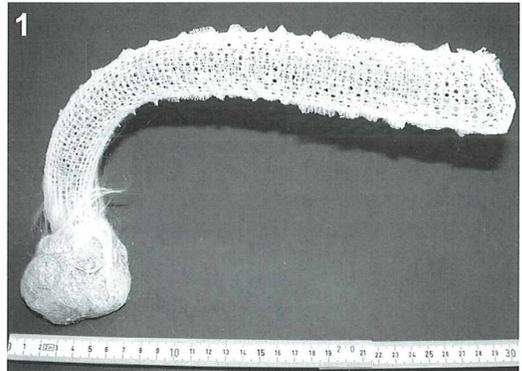


Abb. 1: Der Gießkannenschwamm *Euplectella aspergillum* mit seiner Gitterstruktur aus sechsstrahligen Skelettnadeln. Sichtbar ist die Sedimentknolle am unteren Ende.

Das Glasfasergewebe des Schwammes, ähnlich der industriellen Glasfaser, sieht sehr zerbrechlich aus. Dennoch ist es erstaunlich robust, was einen aber nicht unvorsichtig machen sollte; abgebrochene Glasfasern sind schwer aus der Haut zu entfernen. Die einzelne Faser ist nur so dick wie ein menschliches Haar.

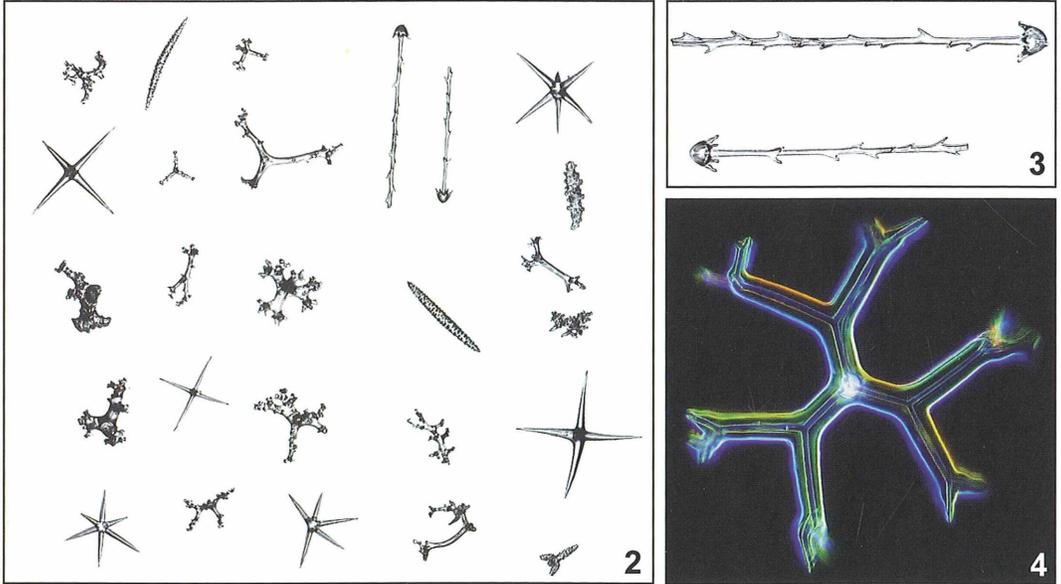


Abb. 2: Im Sediment lässt sich eine Vielzahl von Schwammnadeln finden, hier mit einigen Weichkorallen-Skleriten und körpereigenen Haltefäden des Schwammes. Übersichtsaufnahme mit Objektiv 2,5 \times . – Abb. 3: Sklerite mit Widerhaken und „Wurfanker“ der *Euplectella* zur Verankerung im Meeresboden. Objektiv 6,3 \times . – Abb. 4: Eine Tetraxon-Schwammnadel mit gegabelten (dichotrienen) Enden. Objektiv 25 \times .

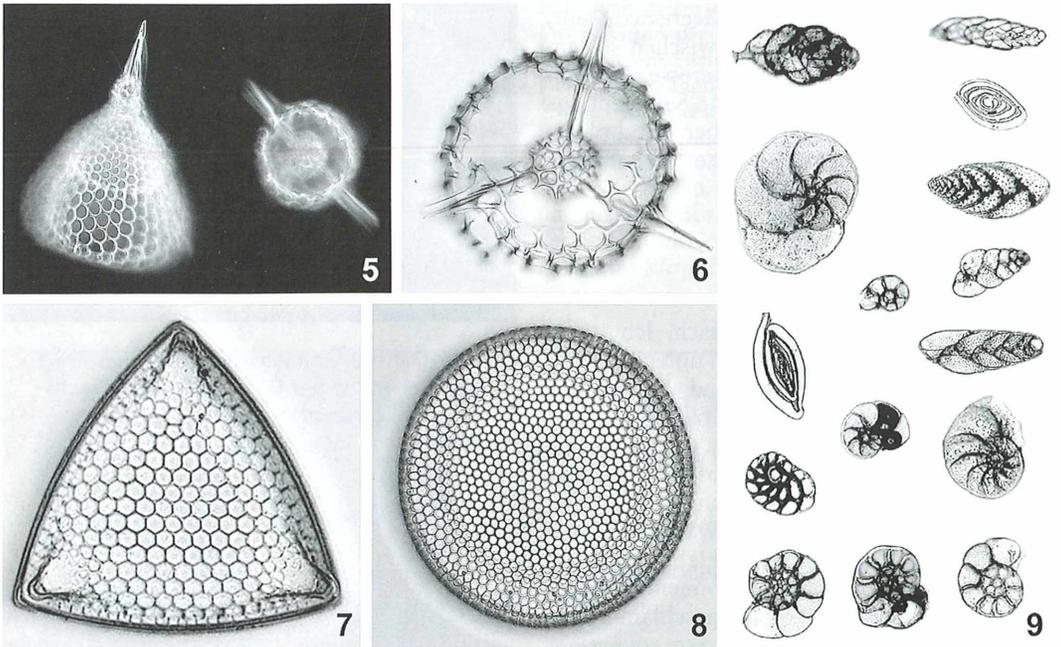


Abb. 5: Intakte Radiolarienskelette sind in diesem Sediment nicht häufig, ähnlich wie in fossilen Sedimenten. Objektiv 6,3 \times . – Abb. 6: Eine aufgebrochene Radiolarie (Spumellaride). Hier kann man die innere, zweite Schale erkennen. Objektiv 10 \times . – Abb. 7 und 8: Die Probe enthielt schöne, aber leider nur wenige Diatomeen. Objektiv 25 \times . – Abb. 9: Sehr häufig hingegen sind Foraminiferen, hier nur ein kleiner Ausschnitt. Übersichtsaufnahme mit Objektiv 2,5 \times .

Resultat

Auffällig ist die hohe Anzahl von Schwammnadeln (Abb. 2–4), dann deutlich weniger Radiolarien (Abb. 5–6), seltener Diatomeen (Abb. 7–8), aber vor allen Dingen viele Foraminiferen (Abb. 9). Die Abbildungen geben nur einen kleinen Teil der ganzen Artenfülle wieder. Zu vermuten ist, dass mehr Diatomeen zu finden sind, wenn über einem feineren Sieb ge-

schlämmt wird beziehungsweise das Wasser nur vorsichtig dekantiert wird.

Literaturhinweis

Internetseite:

http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Euplectella_aspergillum.html

Verfasser: Joachim Hormann, Arndtstr. 34, 70197 Stuttgart, E-Mail: johormann@t-online.de

Neue Medien

Alte Literatur im neuen Gewand: Historische Bücher auf CD

Sammler von historischen Büchern haben häufig das Problem, dass das Objekt der Begierde entweder nicht zu beschaffen ist, oder den Rahmen des Geldbeutels sprengt. Der BioLiteraturShop (<http://www.bioliteraturshop.de/index.php?language=de>) hat sich nun darauf spezialisiert, eine Sammlung alter Bücher, die Dr. Kurt Stüber vom Max Planck Institut für Züchtungsforschung in Köln digitalisiert hat, auf CD zum Verkauf anzubieten. Die Buchseiten sind meist in zwei Auflösungen vorhanden, in geringer Auflösung zum schnelleren Laden und

Lesen und in höherer Auflösung für einen guten Ausdruck. Geordnet nach 15 naturwissenschaftlich-biologischen Kategorien werden zurzeit circa 320 Werke zu einem durchaus akzeptablen Preis angeboten. Beispielsweise sind Haeckels Radiolarienbücher und das „Protistenreich“ verfügbar, die „Protozoa“ von Lühe, die „Britischen Desmidiaceen“ von West sowie über 60 systematische botanische Werke. Ein Blick auf die Homepage zeigt Ihnen Weiteres.

Redaktion MIKROKOSMOS

Nachricht

Dacapo: Hiddensee erleben – Verborgenes mikroskopieren

Wie in den beiden letzten Jahren findet in diesem Spätsommer wegen des regen Interesses erneut eine Hiddensee-Woche statt und zwar in der Zeit vom 21. bis 28. September 2008. Es gibt wieder die Gelegenheit, im Verlaufe einer guten Woche den Charme der Ostsee-Insel Hiddensee, die seit eh und je ein Geheimtipp für Insider ist, mit allen Sinnen kennen zu lernen, durch Wanderungen, durch Radtouren, durch Vogelekursionen und natürlich durch Mikroskopieren. Untergebracht in rustikalen Mehrbett-Bungalows der traditionsreichen Biologischen Station der Universität Greifswald können in einem naturnahen Ambiente in einem eigens für mikroskopische Arbeiten eingerichteten Kursraumgebäude die Proben, die im Verlaufe verschiedener Exkursionen genommen werden, untersucht und analysiert werden. Es stehen gute Binokularlupen und Standardmikroskope zur Verfügung. Wer jedoch sein eigenes

Untersuchungsinstrument bevorzugt, sollte es mitbringen.

Die Gesamtkosten für die Unterbringung sowie die Kursraumbenutzung sind moderat und belaufen sich auf 100,00 €. Für die Selbstverpflegung steht ein Bungalow mit ausgerüsteter Küche und Essraum zur Verfügung.

Die verbindliche Anmeldung muss bis zum 1. August 2008 schriftlich bei Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Zoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin, erfolgen. Es stehen 12 Arbeitsplätze zur Verfügung, die chronologisch nach Eingang der genannten Gebühr auf das Konto Hausmann, Commerzbank Berlin, BLZ 10040000, Konto-Nr. 144024700, vergeben werden. Es gibt keine Möglichkeit der Teilnahme für Interessenten, die nicht in der Station untergebracht sind.

Klaus Hausmann, Berlin

Der Ginkgobaum – Untersuchungen an einem lebenden Fossil Teil 1: Das Blatt

Gunnar Jeserich

Ginkgo biloba ist die letzte überlebende Art der alten Gruppe der Ginkgophyten, die seit dem Perm existieren und im Jura (d. h. zur Zeit der Dinosaurier) ihre Blütezeit hatten. Ginkgobäume waren zu dieser Zeit mit einigen Gattungen und zahlreichen Arten weltweit verbreitet. Der Ginkgo ist demnach über 200 Mio. Jahre alt und stellt somit die älteste noch auf der Erde lebende Samenpflanze dar. Vergleiche mit fossilen Funden belegen, dass er sich in dieser Zeit äußerlich nur wenig verändert hat (Zhou und Zheng, 2003), auch wenn manche fossile Arten stärker zerklüftete Blätter aufweisen (Abb. 1). Er wird häufig auch als Urbaum oder als lebendes Fossil bezeichnet.

Der Ginkgo wird zusammen mit den gleichfalls urtümlichen Palmfarnen (Cycadeen) und den weit verbreiteten Nadelgehölzen (Koniferen) zur Unterabteilung der Nacktsamer oder Gymnospermen gerechnet (Rothwell und Holt, 1997). Er bildet somit eine eigene Schwestergruppe zu den beiden übrigen Gymnospermenklassen (Martensen und Probs, 1990). Seine einzigartige Stellung im Stammbaum der Samenpflanzen (Abb. 2) wird auch durch neuere molekulare Genanalysen untermauert, bei denen die Nukleotidsequenz einzelner Gene bei verschiedenen Arten verglichen wurde (Soltis et al., 2002).

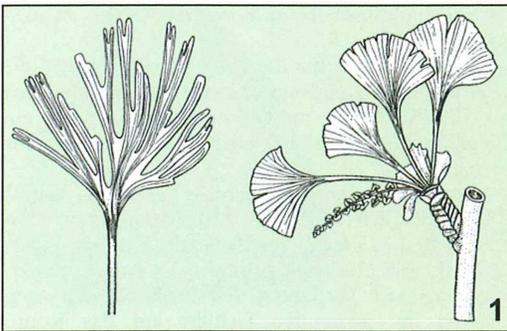


Abb. 1: Fächerförmige Blätter von *Ginkgo biloba* (rechts) und der fossilen Ginkgoart *Baiera muensterana* aus der Trias/Jura-Wende (links) (nach Strasburger et al., 1983).

Verbreitung des Ginkgos

Während es den Nadelhölzern während der Erdgeschichte offensichtlich erfolgreich gelang, sich vor allem auf Extremstandorten dauerhaft zu behaupten, konnten die ursprünglich weltweit verbreiteten Ginkgoarten dem Konkurrenzdruck durch die sich in der Kreidezeit rasch ausbreitenden Blütenpflanzen (Angiospermen) nicht Stand halten, und wurden bis auf Relikt-vorkommen in Japan und China zurückge-

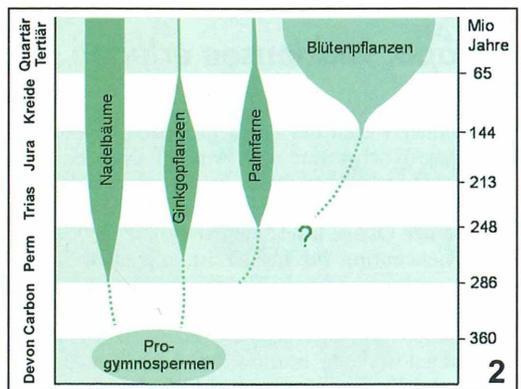


Abb. 2: Vereinfachter Stammbaum der Samenpflanzen. Nadelhölzer und Ginkgopflanzen sind parallel zueinander aus farnähnlichen Progymnospermen entstanden. Die Vorfahren der Blütenpflanzen sind noch ungewiss.

drängt. Die eiszeitlichen Klimaverschlechterungen während der Tertiär- und Quartärzeit haben ihnen zusätzlich zu schaffen gemacht und so wäre vermutlich auch *Ginkgo biloba* ausgestorben, wenn ihn der Mensch nicht als Zierbaum in Kultur genommen hätte. Buddhistische Mönche pflanzten ihn bevorzugt in der Nähe ihrer Tempelanlagen an, da sie sich von ihm Schutz vor Feuersbrünsten und anderem Unheil versprochen. Durch den Botaniker und Mediziner Engelbert Kaempfer wurde der so genannte Tempelbaum um 1730 von Japan aus nach Europa zurückgebracht, so dass der Ginkgo auch bei uns wieder heimisch werden konnte – zumindest in Parks und manchen Gärten.

Er wächst außerordentlich langsam und kann mehrere tausend Jahre alt werden, wobei er eine Höhe von bis zu 30 m erreicht. Er gehört damit zu den ältesten Holzgewächsen der Erde. Der Ginkgo ist zweihäusig (diözisch), es existieren also männliche und weibliche Pflanzen. Die Bäume unterschiedlichen Geschlechts sind bis zur Geschlechtsreife, die erst im Alter zwischen 20 und 35 Jahren erfolgt, äußerlich kaum voneinander zu unterscheiden.

Verwendung und Eigenschaften

Wegen seiner symbolträchtigen Ästhetik hat das Ginkgoblatt schon seit Jahrhunderten Künstlern als Vorlage bei der Herstellung von Schmuckgegenständen und anderen dekorativen Objekten gedient (Schmid, 1994), und es inspirierte nicht zuletzt auch Goethe zu einem Gedicht: *Dieses Baumes Blatt ... gibt geheimen Sinn zu kosten*. Bis heute gilt der Ginkgo auch als wertvolle Heilpflanze, deren Inhaltsstoffen eine Wirkung gegen eine ganze Reihe schwerer Erkrankungen von neurodegenerativen Störungen, insbesondere der Alzheimer-Krankheit, bis hin zum Krebs zugesprochen wird (Curtis-Prior et al., 1999). Dabei dürfte der durchblutungsfördernde Effekt mancher Substanzen eine zentrale Rolle spielen.

Ungewöhnlich ist auch die hohe Resistenz des Ginkgoabbaues gegenüber Pilz- und Insektenbefall. Letzteres könnte eventuell mit dem niedrigen pH-Wert seiner Blätter auf Grund ihres hohen Gehaltes an Äpfel- und Oxalsäure zusammenhängen.

Es gibt also zahlreiche Gründe, sich mit diesem bemerkenswerten Baum näher zu befassen, und an Hand seines mikroskopischen Baus zu un-

tersuchen, welche anatomischen Merkmale er mit den Gymnospermen beziehungsweise den Nadelbäumen tatsächlich gemeinsam hat.

Äußere Blattanatomie

Bei näherer Betrachtung erweist sich bereits die äußere Erscheinung des Blattes als einigermaßen ungewöhnlich: Es ist einerseits flächig wie das eines normalen Laubbaumes, aber es verbreitert sich fächerförmig vom Blattgrund zur Spitze hin und endet in einer mehr oder weniger tiefen Kerbe, die es nahezu symmetrisch in zwei Hälften unterteilt (Abb. 1). Diese eigentümliche Blattform hat dem Ginkgo auch seinen alten chinesischen Namen Ya Chio eingetragen, was übersetzt Entenfuß bedeutet, und sie spiegelt sich auch im lateinischen Artnamen *biloba* = zweilappig wider. Die Blattadern verlaufen nahezu parallel zueinander und bilden praktisch keine Verzweigungen oder Querverbindungen (Anastomosen) untereinander aus. Pflanzenanatomisch betrachtet liegt ein gabelförmiges Verzweigungsmuster (Dichotomie) zu Grunde, ein sehr ursprünglicher Bauplan, der auch bei manchen Farnblättern noch anzutreffen ist.

Epidermis und Spaltöffnungen

Zur genaueren Untersuchung der Epidermis eignet sich die klassische Epidermisabzugsmethode weniger gut, da sich die Blattoberhaut nur schwer vom Mesophyll abtrennen lässt. Insbesondere im Bereich der Blattadern haftet sie sehr fest am darunter liegenden Gewebe. Stattdessen bietet sich eine Mazerationsmethode an, zum Beispiel mit Hilfe von 2%iger Kalilauge (KOH) oder einer 2,5%igen Chromsäurelösung. Zuvor empfiehlt sich eine Fixierung mit Formaldehyd, wobei durch einen leichten Unterdruck die Luft im Blatt entfernt und das vollständige Eindringen des Fixiermittels verbessert wird.

Die Epidermiszellen sind unregelmäßig gewellt, länglich geformt und eng miteinander verzahnt (Abb. 3a). Ihre Zellwände sind unverholzt und kaum verdickt. Im Querschnitt ist auf der Außenwand nur eine dünne Kutikula zu sehen. In den Epidermiszellen der Blattunterseite treten regelmäßig Chloroplasten auf. Die Stomata sind unregelmäßig auf der Blattfläche verteilt, aber auf die Bereiche zwischen den Blattadern

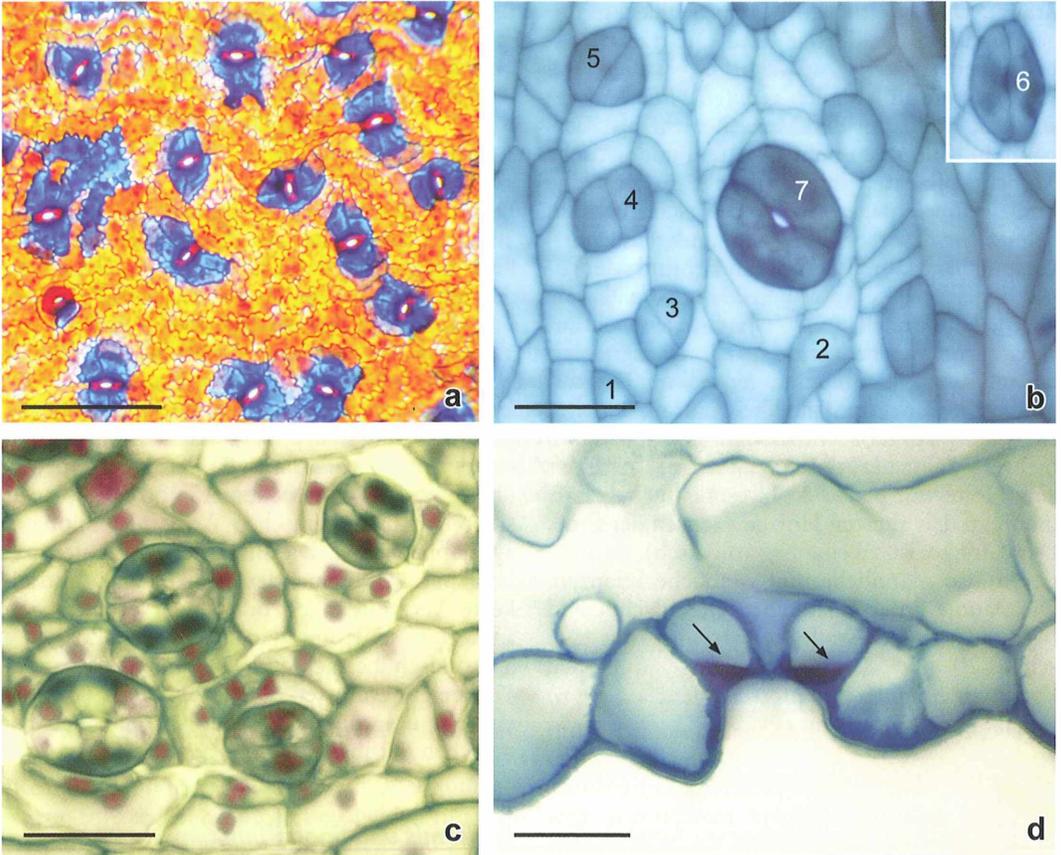


Abb. 3: Untere Epidermis eines Ginkgoblattes. **a** Unregelmäßige Verteilung der Spaltöffnungen eines ausgewachsenen Blattes (Astrablau-Safraninfärbung). **b** Die wichtigsten Entwicklungsstadien der Spaltöffnungen eines circa 1,5 cm breiten Blattes (Astrablaufärbung): 1 Schließzellenmutterzelle (SMZ) kurz nach Zellteilung, 2 herangewachsene SMZ, 3–6 junge Schließzellen nach Längsteilung der SMZ, 7 Bildung einer Pore zwischen den Schließzellen. **c** Spaltöffnungen eines jungen Blattes nach Zellkernfärbung mit saurem Hämalaun. **d** Querschnitt durch die Mittelregion eines Schließzellenpaares: Die dunkel gefärbte Holzlamelle in der Rückenwand der Schließzellen (Pfeile) und die Einsenkung der Zellen sind deutlich zu erkennen. Der Balken entspricht 200 μm in **a**, 40 μm in **b** und **c** sowie 20 μm in **d**.

beschränkt. Auf der Blattoberseite sind nur sehr selten einzelne Spaltöffnungen zu finden. Dennoch ist das Blatt als amphistomatisch zu bezeichnen. Die Stomata sind mit gut 50 μm Länge und 40 μm Breite relativ groß, ihre Dichte ist dagegen mit 100 pro mm^2 (Sonnenblätter) eher niedrig (Meidner und Mansfeld, 1968). Da die Dichte der Spaltöffnungen eines Blattes eng mit dem Kohlendioxidgehalt der Luft korreliert, eignet sich der Ginkgo wegen seines hohen phylogenetischen Alters sehr gut als Bioindikator, um den Kohlendioxidgehalt früher geologischer Zeiträume mit dem heutigen zu vergleichen (Chen et al., 2001). Die ge-

ringere Spaltöffnungsichte an Blättern fossiler Ginkgoarten lässt auf einen relativ hohen Kohlendioxidgehalt während des Erdmittelalters (Mesozoikum) schließen. Der starke Anstieg der CO_2 -Konzentration während der letzten 100 Jahre korreliert ebenfalls deutlich mit einem Absinken der Spaltöffnungsichte des Ginkgoblattes, wie Vergleiche zwischen Blättern aus alten Herbarien mit frisch gesammeltem Material gezeigt haben.

Die Schließzellen bilden zusammen mit den Nebenzellen eine funktionelle Einheit, die als Stomakomplex bezeichnet wird. Der Ginkgo besitzt anatomisch gesehen einen bicyclisch/

amphicytischen Typ von Spaltöffnungen, wie er in ähnlicher Weise bei den meisten Gymnospermen sowie auch bei einigen ursprünglichen Blütenpflanzen zu finden ist. Er ist durch zwei mehr oder weniger konzentrische Reihen von 6–8 Nebenzellen charakterisiert, die sich bei einer kombinierten Astrablau-Safraninfärbung gut von den normalen Epidermiszellen abheben (Abb. 3a). Auf Querschnitten durch den mittleren Bereich ist zu erkennen, dass die Schließzellen deutlich gegenüber der Epidermis eingesenkt sind (Abb. 3d). Wie bei den meisten Gymnospermen tritt auf der Rückenwand der Schließzellen eine Holzlamelle auf, die bis weit an den Spalt heranreicht.

Die Entwicklung der Spaltöffnungen lässt sich am besten an einem jungen Blatt studieren (Abb. 3b, c). Es liegt ein haplocheilischer Typ vor (Kausik, 1974), der für Gymnospermen generell charakteristisch ist. Bei diesem Typ teilt sich eine

Protodermzelle in eine Schließzellenmutterzelle und eine Nebenzelle. Aus der ersteren gehen in einem weiteren Teilungsschritt unmittelbar die beiden Schließzellen hervor, während letztere ausschließlich weitere Nebenzellen hervorbringt. Im Gegensatz dazu entstehen beim syndetocheilischen Typ vieler Blütenpflanzen aus der Schließzellenmutterzelle nicht nur die beiden Schließzellen, sondern auch die Nebenzellen. Durch Trennung der beiden Schließzellen an der Mittellamelle entsteht zunächst in der Mitte eine kleine Pore, die sich durch den zunehmenden Turgordruck der Zellen schließlich zur kompletten Spaltöffnung erweitert.

Inneres Blattgewebe

Da die Blattadern nahezu parallel zueinander verlaufen und keine Verzweigungen ausbilden,

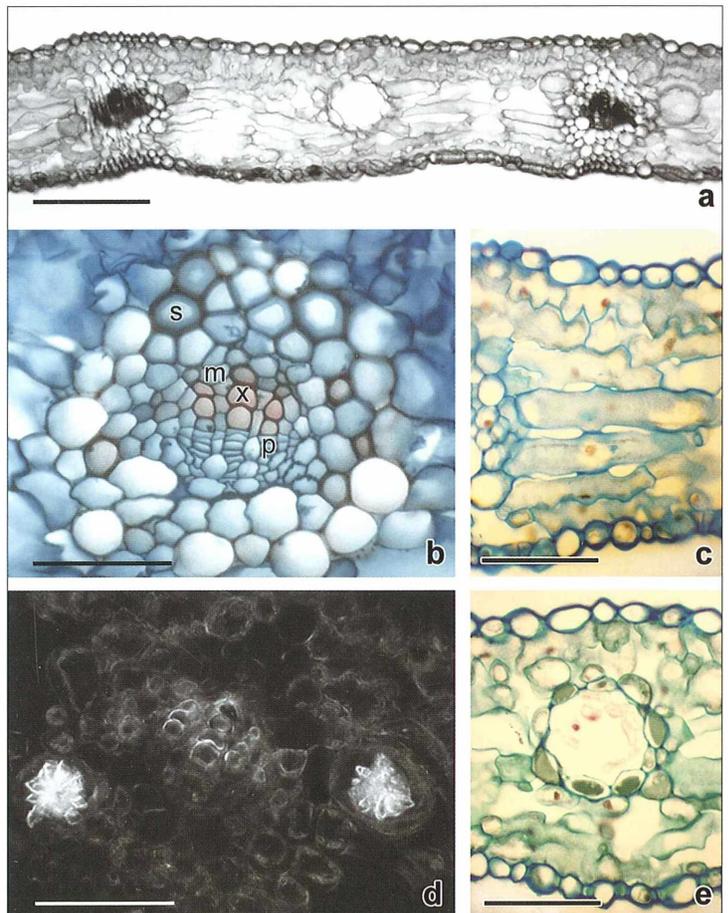


Abb. 4: Querschnitte durch ein ausgewachsenes Ginkgo-Blatt (Astrablau-Safraninfärbung). **a** Die Übersichtsvergrößerung zeigt zwischen zwei quer getroffenen Leitbündeln einen im Mesophyllgewebe des Blattes eingebetteten Sekretgang. **b** Leitbündel im Durchlicht; s Sklerenchymfaser, x Xylemtracheide, p Phloem, m Markstrahl. **c** Im Dunkelfeld mit zwei hell leuchtenden Oxalatdrusen. **d** Mesophyllgewebe mit drei übereinander liegenden, lang gestreckten Zellen des Transfusionsgewebes. Darüber die gelappten Mesophyllzellen. **e** Sekretgang mit dünnwandigen, in Auflösung begriffenen Epithelzellen im Inneren. Der Balken entspricht 200 μm in a und 100 μm in b–e.

findet man auf Blattquerschnitten ausschließlich Leitbündelquerschnitte, die in regelmäßigem Abstand von circa 1 mm angeordnet sind (Abb. 4 a). Die Leitbündel sind einfach-kollateral, das Xylem ist der Oberseite, das Phloem der Unterseite des Blattes zugewandt (Abb. 4 b). Die Zellwände der Xylem-Tracheiden sind meist ringförmig bis spiralig verstärkt. Dazwischen verlaufen in radialer Richtung ein- bis zweizellreihige Markstrahlen (Napp-Zinn, 1966). Die Leitbündel sind von einem Kreis größerer Zellen umgeben (Leitbündelscheide), die ein Transfusionsparenchym sowie einige Sklerenchymfasern einschließen (Abb. 4 b).

Seitlich an den Leitbündeln findet man häufig ein bis zwei Kristallidioblasten mit je einem großen Kalziumoxalatkristall (Abb. 4 c). Diese Oxalatdrüsen dienen in erster Linie der Ausscheidung von überschüssigem Kalzium, das durch Oxalsäure in der Zellsaftvakuole auskristallisiert wird. Zwischen den Leitbündeln liegt das chloroplastenreiche, assimilierende Mesophyll. Es zeigt keine klare Gliederung in ein typisches Palisadenparenchym und ein Schwammparenchym. Die zur Blattoberseite hin orientierten Mesophyllzellen weisen stattdessen eine eigenartig gelappte Zellform auf, die zu einer engen Verzahnung benachbarter Zellen führt (Abb. 4 d). Darunter liegen in mehreren Schichten übereinander lang gestreckte, nahezu parallel ausgerichtete Parenchymzellen mit hohem Chloroplastengehalt, die das akzessorische Transfusionsgewebe bilden, ebenfalls eine Besonderheit von Gymnospermenblättern (Napp-Zinn, 1966). Es dient als Durchflussgewebe unter anderem dem Stofftransport von den Leitbündeln in das Blattmesophyll (Canny, 1993). Wahrscheinlich wird dadurch das Fehlen von Leitbündelverzweigungen ausgeglichen. Die Zellen werden bis zu 0,2 mm lang und enden an den Zellwänden der Leitbündelscheiden (Abb. 4 d).

Zwischen den Leitbündeln sind längliche Sekretbehälter anzutreffen, die von einer einzelligen Zellscheide umgeben sind (Abb. 4 a und e). Sie umhüllen dünnwandige Epithelzellen, die ihr Sekret in den vergrößerten Interzellularraum abgeben. Beim Ginkgo entstehen die Sekretgänge nicht – wie bei der Koniferennadel – durch Auseinanderweichen der Zellen (schizogen), sondern durch Auflösung einer Reihe von Sekretzellen (d.h. lysigen). Die um den Sekretgang herumliegenden Zellen lösen sich nach und nach ebenfalls auf und setzen dabei ihr Sekret frei

(Sprecher, 1909; Ameele, 1980). Es besteht zum größten Teil aus langkettigen Phenollipiden (insbesondere Anacardsäure und Cardinol), die nicht charakteristisch für den Ginkgobaum sind (Cartayrade, 1990). Sie entstehen aus dem Sekundärstoffwechsel der Pflanze und dienen teils der Entsorgung schädlicher Stoffwechselprodukte, teils sorgen sie für Schutz bei Verletzungen. Im Gegensatz zur Koniferennadel sind die Sekretgänge des Ginkgoblattes nicht von einer Scheide aus Sklerenchymzellen umgeben. Das Ginkgoblatt besitzt auch kein kontinuierliches, geschlossenes Hypoderm wie es beispielsweise bei den meisten Koniferennadeln anzutreffen ist. Unter der Epidermis finden sich beim Ginkgo stattdessen nur vereinzelt Sklerenchymfasern. Lediglich an den Blatträndern ist eine durchgehende Reihe solcher Zellen ausgebildet.

Fazit

Auch wenn man das Blatt des Ginkgos bei oberflächlicher Betrachtung für ein gewöhnliches Laubblatt halten könnte, so zeigt es doch in seinem mikroskopischen Bau eine ganze Reihe interessanter Strukturmerkmale, die allgemein für die Blätter der Gymnospermen und vielfach auch für die Nadeln der Koniferen typisch sind. Andererseits weist das Ginkgoblatt jedoch kaum xeromorphe Strukturen auf, wie man sie bei Koniferennadeln regelmäßig antrifft und, abgesehen von den Leitbündeln, nur wenig mechanische Verfestigungselemente. Das mag auch damit zusammenhängen, dass es sich hier um einjährige Blätter handelt, die im Herbst abgeworfen werden. Der Ginkgo ist also weder ein Nadelbaum noch ein Laubbaum, sondern stellt eine eigene Kategorie dar. In einem Folgeartikel werde ich auf die Besonderheiten von Holz und Wurzelgewebe des Ginkgobaums näher eingehen.

Literaturhinweise

- Ameele, R. J.: Developmental anatomy of secretory cavities in the microsporophylls of *Ginkgo biloba*. *Am. J. Bot.* 67, 912–917 (1980).
- Canny, M. J.: Transfusion tissue of pine needles as a site of retrieval of solutes from the transpiration stream. *New Phytol.* 123, 227–232 (1993).
- Cartayrade, A., Bourgeois, G., Balz, J.-P., Carde, J.-P.: The secretory apparatus of *Ginkgo biloba*: structure, differentiation and analysis of the secretory product. *Trees* 4, 171–178 (1990).

- Chen, L.-Q., Li, C. S., Chaloner, W. G., Beerling, D. J., Sun, Q.-G., Collinson, M. E., Mitchell, P. L.: Assessing the potential for the stomatal characters of extant and fossil *Ginkgo* leaves to signal atmospheric CO₂ change. *Am. J. Bot.* 88, 1309–1315 (2001).
- Curtis-Prior, P., Vere, D., Fray, P.: Therapeutic value of *Ginkgo biloba* in reducing symptoms of decline in mental function. *J. Pharm. Pharmacol.* 51, 535–541 (1999).
- Kausik, S. B.: The stomata of *Ginkgo biloba* L., with comments on some noteworthy features. *Bot. J. Linn. Soc.* 69, 137–146 (1974).
- Martensen, H. U., Probst, W.: Farn- und Samenpflanzen Europas. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1990.
- Meidner, H., Mansfeld, T.: Biology of stomata. McGraw Hill, London 1968.
- Napp-Zinn, K.: Anatomie des Blattes. 1. Blattanatomie der Gymnospermen. Handbuch der Pflanzenanatomie, Band 8, Teil 1, Gebrüder Bornträger, Berlin 1966.
- Sprecher, A.: Recherches sur l'origine du système sécréteur *Ginkgo biloba* L. *Beih. Bot. Centralbl.* 24, 68–82 (1909).
- Schmid, M.: Ginkgo: Ur-Baum und Arzneipflanze; Mythos, Dichtung und Kunst. Wiss. Verl.-Ges., Stuttgart 1994.
- Soltis, D. E., Soltis, P. S., Zanis, M. J.: Phylogeny of seed plants based on evidence from eight genes. *Am. J. Bot.* 89, 1670–1681 (2002).
- Strasburger, E., Noll, F., Schenck, H., Schimper, A. F. W.: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1983.
- Rothwell, G. W., Holt, B.: Fossils and phenology in the evolution of *Ginkgo biloba*. In: Hori, T., Ridge, R. W., Tulecke, W., Del Tredici, P., Trémouillaux-Guiller, J., Tobe, H. (eds.): *Ginkgo biloba – A global treasure*. Pp. 223–230. Springer-Verlag, Tokyo 1997.
- Zhou, Z., Zheng, S.: The missing link in *Ginkgo* evolution. *Nature* 423, 821–822 (2003).

Verfasser: Dr. Gunnar Jeserich, Bergerort 20, 49086 Osnabrück

Aus der Industrie

LED-Ringbeleuchtung

Die LED-Beleuchtung von Klughammer Industrie GmbH, Markt Indersdorf, wurde für Beleuchtungsaufgaben im Bereich der Stereomikroskopie und digitalen Fotografie entwickelt. Die Farbtemperatur entspricht dem Tageslicht, ist konstant weiß und flackerfrei. Die Lichtstärke kann stufenlos geregelt werden. LEDs zeichnen sich durch lange Lebensdauer und günstige Preise aus. Durch die kompakte Bauweise und den vibrationsfreien Betrieb eignet sich die LED-Beleuchtung auch für den Einbau in Geräte für hohe Vergrößerungen.

LED-Ringlichter von Klughammer sind wahlweise mit 40 oder 80 LEDs erhältlich (Abb. 1). Die einfachere Variante ist mit einem LED-Lichtring ausgestattet. Es erlaubt eine außergewöhnlich helle und homogene Objektausleuchtung. Für komplexere Beleuchtungsaufgaben stehen auch Ringlichter mit Segmentbeleuchtung (ein Viertelsegment, zwei Viertelsegmente, halbe Segmente) zur Verfügung. Segmentbeleuchtungen werden dann eingesetzt, wenn eine Schattenbildung für die Erkennung von Strukturen erwünscht wird. Die Ringlichter sind für Binokularlupen mit einem Objektivdurchmesser von 38–58 mm und von 58–66 mm ausgelegt.

Ein LED-Ringlicht kann auch mit einem LED-Spot kombiniert werden. Als weitere Kombinationen sind LED-Ringlicht und LED-Durchlicht oder LED-Spot



Abb. 1:
LED-Ring-
leuchte der
Klughammer
Industrie
GmbH.

und LED-Durchlicht möglich. Das LED-Ringlicht kann auch mit mobiler Akkustromversorgung betrieben werden. Optional ist ein Polarisationsfilterset mit Analysator und Polarisor für die LED-Ringlichter erhältlich.

Kontakt: Anneliese Schmaus, Product Manager, Klughammer Industrie GmbH, Strassbach 9, 85229 Markt Indersdorf,
Tel.: 081 36/60 11, Fax: 081 36/70 98,
E-Mail: info@klughammer.de,
Internet: www.klughammer.de

Mikro-Galerie

Amöbe oder venezianische Karnevalsmaske – Eine *Leptomyxa* wird zum Kunstwerk

Josef Brief

Schon seit etwa 900 Jahren wird der Karneval in Venedig gefeiert. Kunstvolle Masken boten bereits zu Lebzeiten Casanovas, im 18. Jahrhundert, Anonymität. Solch eine Maske möchte ich hier vorstellen. Doch wurde diese nicht in kunstvoller Handarbeit von einem der wenigen verbliebenen italienischen Maskenhersteller gefertigt. Vielmehr ist es eine *Leptomyxa reticulata*, deren fast schon bizarre Form während der Beobachtung verblüffende Ähnlichkeit mit den eindrucksvollen venezianischen Karnevalsmasken annahm.

Ziel dieses kurzen Aufsatzes soll es diesmal nicht sein, diese auffällige, häufig bizarr wirkende Amöbe mit wissenschaftlicher Genauigkeit zu beschreiben. Hierzu sei neben den Büchern von Page und Siemensma (1987, 1991) auch auf einen bereits vor einigen Jahren im MIKROKOSMOS veröffentlichten Artikel von Hippe und Kreutz (1997) verwiesen, wo *Leptomyxa reticulata* neben einer genauen Beschreibung durch zahlreiche Abbildungen dokumentiert wird. Der Autor möchte hier lediglich einige Fotos eines Exemplars dieser Amöbe vorstellen. Anlass ist eine zufällig beobachtete Formvariante,

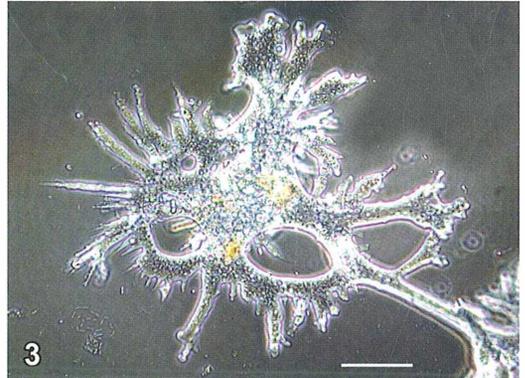
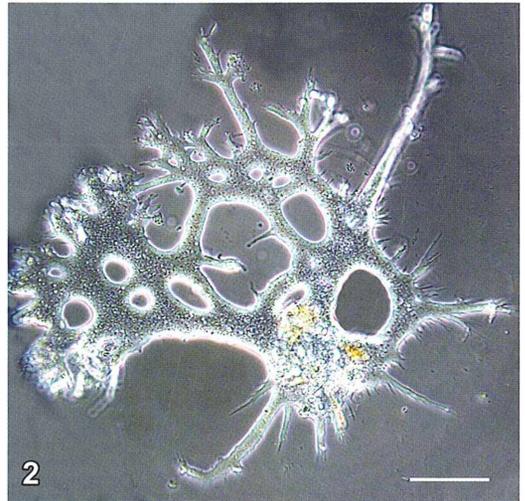
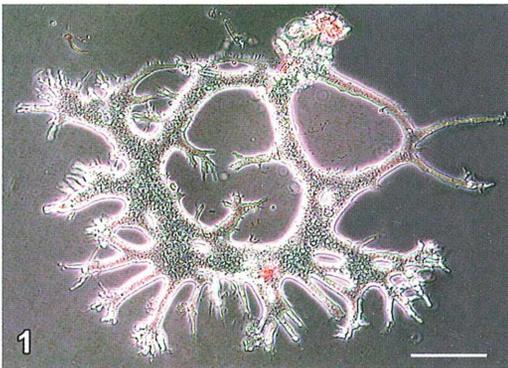


Abb. 1–3: *Leptomyxa reticulata*. Verschiedene Gestalten ein und desselben Amöbenexemplars. Maßbalken 50 µm. Phasenkontrast.

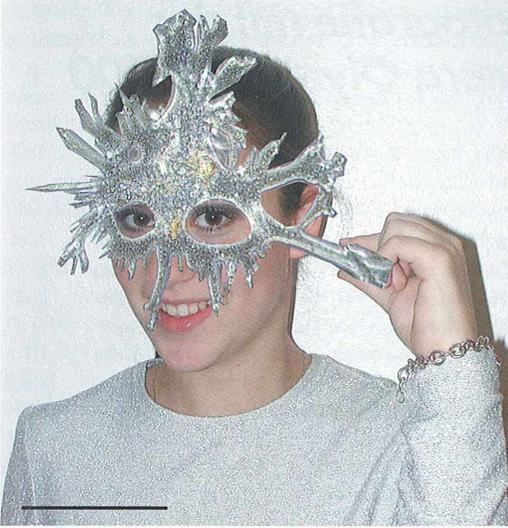


Abb. 4: Junge Dame mit *Leptomyxa*-Karnevalsmaske. Maßbalken 10 cm.

die mit ein wenig Phantasie erstaunliche Ähnlichkeit mit den erwähnten venezianischen Masken aufweist.

Gezeigt werden drei Abbildungen des gleichen Exemplars im Phasenkontrast. Die Amöbe misst etwa 300 µm im Durchmesser und ändert ihre Form in typischer Art. Die dritte Abbildung zeigt schließlich die „Maske“ Zur Verdeutlichung – und weil es Spaß gemacht hat –

wurde als vierte Abbildung eine Fotomontage „Junge Dame mit *Leptomyxa*-Maske“ angefertigt. Die Amöbe der dritten Abbildung wurde hierzu einfach vom ursprünglichen Hintergrund befreit.

Ich hoffe mit einem Augenzwinkern, die humorvollen und kunstbegeisterten Leser von der künstlerischen Begabung dieses Protisten als kreativem Gestaltenwandler überzeugt zu haben.

Bilder online

Die Abbildungen dieser Veröffentlichung sind auch online unter <http://josef-brief.magix.net/> zugänglich.

Literaturhinweise

Hippe, E., Kreutz, M.: *Leptomyxa reticulata* – Eine große Amöbe oder viele kleine? Mikrokosmos 86, 245–248 (1997).

Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, Band 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Siemensma, F. J.: De nederlandse Naaktamoeben (Rhizopoda, Gymnamoebia). Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, Hoogwoud (NL), 1987.

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

Buchbesprechung

Schumm, F.: Flechten Madeiras, der Kanaren und Azoren.

Eigenverlag, Süssen 2008, 294 Seiten, durchgehend farbig bebildert, broschiert, € 40,00 plus Porto (zu beziehen über den Autor: Mozartstr. 9, 73117 Wangen; E-Mail fschumm@online.de), ISBN 978-3-00-023700-3.

Dieses Buch ist das Ergebnis einer einige Jahrzehnte währenden Beschäftigung mit den Flechten Macaronesiens. Es ist in erster Linie für den eigenen Gebrauch des Autors entstanden als Gedächtnisstütze zur Mitnahme bei Exkursionen. Es ist nicht für Spezialisten, aber auch nicht für absolute Anfänger konzipiert. Auf ein ausgefeiltes Layout wurde zu-

gunsten des Inhalts und der Handhabbarkeit bewusst verzichtet. Das Ergebnis ist ein wertvolles Vademekum für die Freilandarbeit.

Klaus Hausmann, Berlin

TTL-gesteuerte Mikroblitzfotografie mit der digitalen Spiegelreflexkamera Olympus E-400

Martin Kreuzt und Max Miller

Die analoge Mikrofotografie mit Spiegelreflexkameras ist seit vielen Jahren sowohl bei Amateuren als auch bei Profis etabliert. Viele analoge Modelle eignen sich für die Mikroblitzfotografie, da sie externe Blitzgeräte auch dann TTL (through the lens) steuern können, wenn sie auf einem Mikroskop adaptiert wurden. Dies trifft für die meisten digitalen Spiegelreflexkameras der neuesten Generation nicht zu, da sie ohne Objektiv keine TTL-Steuerung unterstützen. Die Olympus E-400 bildet eine Ausnahme. Jedoch sind beim Umbau des Blitzes Besonderheiten zu beachten.

Hat man die Mikroblitzfotografie bisher mit einer analogen Spiegelreflexkamera betrieben und möchte nun die Vorteile der digitalen Spiegelreflexkameras nutzen, so ist man mit einem ganzen Satz von Problemen konfrontiert. Die digitalen Spiegelreflexkameras sind für den Consumer-Markt konzipiert und sollen dem typischen Anwender einen möglichst hohen Komfort bieten. Dazu zählen auch der schnelle Autofokus der Objektive und eine perfekte Belichtungsautomatik in allen Varianten. Dies wird ermöglicht durch einen ständigen Datenaustausch zwischen Objektiv (Fokus, Blende, Brennweite) und Kamera. Wird das Objektiv entfernt, was bei der Adaption an einem Mikroskop oder Teleskop notwendig ist, streiken die Belichtungsprogramme der meisten digitalen Kameras. Weiterhin hat der Bildwandler der Digitalkameras andere Dimensionen (meist kleinere) als das Kleinbildformat. Dies erfordert eine spezielle Adaption am Mikroskop, um eventuelle Überschreitungen der förderlichen Vergrößerung zu vermeiden. Und schließlich arbeiten fast alle Computerblitze für Digitalkameras mit der Vorblitz-Technologie, welches eine besondere Kommunikation zwischen Computerblitz und Digitalkamera voraussetzt. Dabei gibt es herstellereigenspezifische Unterschiede, die eine Kombination von Fremdgeräten praktisch ausschließen. Über diese und weitere Probleme haben kürzlich Piper (2007) und vorher Schubert (2005) ausführlich berichtet. All diese Probleme wurden von uns Schritt für Schritt gelöst, um die digitale Mikroblitzfotografie mit einer digitalen

Spiegelreflexkamera der neuesten Generation in Kombination mit einem TTL-gesteuerten Mikroblitz zu ermöglichen. Die E-400 wurde an einem Olympus BX50 Mikroskop adaptiert, welches bis dahin mit einer Olympus OM-2n Kamera und einer Mikroblitzeinrichtung mit Doppelkollektor nach Stahl Schmidt (1987, 1991) ausgerüstet war.

Die Auswahl der Kamera

Grundlegendes Kriterium für die Verwendung einer digitalen Spiegelreflexkamera ist ihre Fähigkeit, die automatische Belichtungssteuerung wie die TTL-Steuerung eines externen Computerblitzes auch ohne Objektiv durchzuführen. Die einzigen bisher verwendbaren digitalen Spiegelreflexkameras für die Mikroblitzfotografie sind die Pentax *istDS und Samsung DX-1S. Diese Modelle sind schon seit 2004 beziehungsweise 2006 auf dem Markt, und es war bisher keine Alternative in Sicht. So versagen zum Beispiel bei allen Nikon-Modellen die automatischen Belichtungsprogramme, wenn das Objektiv entfernt wird.

Bei den Modellen der E-Serie von Olympus sollte dies angeblich anders sein. Vom Olympus-Kundenservice wurde dies auf Nachfrage bestätigt. Offen blieb die Frage, ob ohne Objektiv auch noch die TTL-Steuerung eines externen Blitzes funktioniert. Trotz dieses Restrisikos fiel die Wahl schließlich auf das Modell E-400, welche mit einem 10-MP-Bildwandler ausgestattet ist. Olympus hat auf den so ge-

nannten Four Third Standard gesetzt, was bedeutet, dass der Bildwandler eine Abmessung von nur 17×13 mm hat. Dieser Umstand sollte später noch Vorteile bei der Adaption der Kamera an das Mikroskop bringen. Zusammen mit der Kamera wurde noch der passende Elektronenblitz FL-36 erworben, das Blitzkabel FL-CB05 und ein Kabelfernauslöser Typ RM-UC1. Erst mit dieser Ausrüstung konnten die entscheidenden Versuche durchgeführt werden. Mit abgenommenem Objektiv wurde bestätigt, dass die E-400 die automatische Belichtung auch dann noch korrekt durchführt. Spannend wurde die Prüfung der TTL-Steuerung des Blitzes über das Blitzkabel, aber auch die beherrscht die E-400 ohne Objektiv. Es ist davon auszugehen, dass alle E-Modelle von Olympus diese Eigenschaften besitzen, jedoch ist es bisher nur für die E-400 experimentell belegt.

Die Adaption der Kamera

Durch den kleinen Four Third Bildwandler der E-400 muss man sich mit dem Thema effektive Vergrößerung, förderliche Vergrößerung und Auflösung des Bildwandlers auseinandersetzen. Das Bild, welches beispielsweise aus der Kombination des $10\times$ Objektivs mit dem Projektiv $3,3\times$ entsteht, hat die effektive Vergrößerung $33\times$. Fällt dieses Bild auf ein 24×36 mm großes Kleinbild, so bedarf es nur einer 5fachen Nachvergrößerung um es auf ein 13×18 cm Format zu bringen. Dies würde dann einer effektiven Vergrößerung von $165\times$ entsprechen und läge noch deutlich unter der förderlichen Vergrößerung eines durchschnittlichen $10\times$ Objektivs. Der Four Third Bildwandler würde von dem projizierten Bild des $3,3\times$ Projektivs natürlich einen wesentlich kleineren Teil nutzen, und es müsste um den Faktor $10,6$ nachvergrößert werden, um es auf ein Format von 13×18 cm zu bringen. Die effektive Vergrößerung würde dann $350\times$ betragen, und das wäre über der förderlichen Vergrößerung vieler $10\times$ Objektivs hinausgehend.

Der kleine Four Third Bildwandler mit hoher Pixeldichte ist jedoch geeignet, das Zwischenbild des Mikroskops direkt abzubilden, also ohne Verwendung eines Projektivs. Dieser Lösungsansatz wurde von Günther (2008) konsequent umgesetzt mit der Entwicklung des ErgoDSLR Adapters, welcher Dank eines einge-

bauten Prismas die Bauhöhe des Adapters enorm verkürzt und gleichzeitig die aufrechte Installation der Kamera am Mikroskop zulässt. Durch diese Konstruktion liegt das Display- und Bedienfeld der Kamera direkt in Augenhöhe über den Okularen. Eine bequeme Kontrolle aller Kamerafunktionen ist somit möglich. Mit Hilfe dieses Adapters befindet sich der Bildwandler nun in der Fokusebene des Zwischenbildes des Objektivs. Um bei obigem Rechenbeispiel zu bleiben, würde sich nun eine effektive Vergrößerung von $106\times$ ergeben, wenn man das auf den Bildwandler projizierte Zwischenbild auf ein 13×18 cm Format nachvergrößert. Mit 214 Bildpunkten/mm ist die Auflösung des 10 -MP-Bildwandlers der E-400 hoch genug, um den gesamten Informationsgehalt des Zwischenbildes zu erfassen. Voraussetzung für diese Technik ist ein voll korrigiertes Zwischenbild, was bei Mikroskopen mit Endlich-Optik jedoch oft nicht der Fall ist. Bei Verwendung entsprechend kleiner Nachvergrößerungen (z. B. $1,67\times$ oder $2,5\times$) ist in diesem Fall natürlich auch eine Adaption der E-400 möglich, bei der ein Projektiv das reelle Bild auf den Bildwandler abbildet.

Adaption und Umbau des Blitzes

Der Olympus FL-36 Computerblitz wird von der E-400 per Vorblitztechnik TTL-gesteuert, wie es bei praktisch allen Digitalkameras der Fall ist. Das heißt, Sekundenbruchteile vor dem Hauptblitz wird der Vorblitz gezündet, und aus dem zurückgeworfenen Licht berechnet das Belichtungsmesssystem der Kamera die Zünddauer des Hauptblitzes. Dann erfolgt die eigentliche Belichtung. Die Blitzröhre des FL-36 sollte nach dem Köhler'schen Beleuchtungsprinzip in den Strahlengang eines Olympus BX50 Mikroskops integriert werden. Dafür wurde der bereits vorhandene Doppelkollektor von Stahlschmidt (1991) eingesetzt, in dem bis dahin die ausgebaute Blitzröhre eines Metz 32 CT3 ihren Dienst verrichtete. Analog dem Metz 32 CT3 wurde die Blitzröhre des FL-36 an entsprechend verlängerten Drähten aus dem Gehäuse herausgeführt.

Beim Öffnen des Gehäuses ist sicherzustellen, dass der Kondensator völlig entladen ist (einige Tage ohne Batterien liegen lassen). Beim Ausbau wurden die drei zur Blitzröhre führenden Drähte platinenseitig verlängert, das heißt, die

originalen Lötstellen an der Blitzröhre wurden nicht abgelötet (Abb. 1). Dadurch wurde eine Beschädigung der Röhre oder Zündelektrode vermieden. Nach einem erfolgreichen Zündtest wurde die ausgebaute Blitzröhre in einen Blitzröhrenadapter platziert, welcher ebenfalls von Stahlschmidt entworfen und gebaut wurde. Da die Blitzröhre des FL-36 fast identische Dimensionen wie die des Metz 32 CT3 hat (40 mm lang), war dies problemlos möglich. In diesem

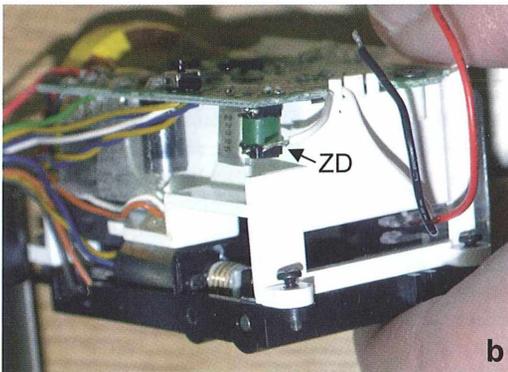
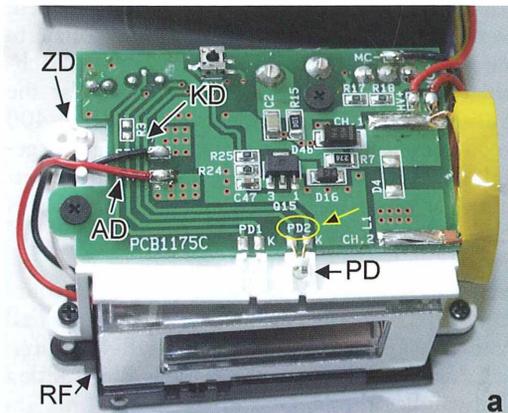


Abb. 1a und b: Um den Olympus FL-36 Elektronenblitz zum TTL-gesteuerten Mikroblitz umzubauen, musste das Gehäuse geöffnet und die drei Drähte (KD Kathodendraht, AD Anodendraht, ZD Zünddraht) zwischen Blitzröhre und Platine verlängert werden. Der Lötkontakt des Zünddrahtes befindet sich unterhalb der Platine (Abb. 1b). Um die originalen Lötkontakte an der empfindlichen Blitzröhre nicht lösen zu müssen, wurden die Drähte platinenseitig um circa 10 cm verlängert. Außer der Blitzröhre muss auch die Photodiode (PD) mit der Bezeichnung PD2 (Pfeil) von der Platine abgelötet und an 2 Drähten (10 cm) aus dem Gehäuse herausgeführt werden. RF Reflektor.

Blitzröhrenadapter sind Führungskanäle gefräst, welche die zu- und abführenden Drähte der Blitzröhre aufnehmen. Die in den Blitzröhrenadapter eingefasste Blitzröhre wurde nun in den Doppelkollektor gesteckt und das Mikroblichsystem getestet. Es stellte sich heraus, dass die TTL-Steuerung in dieser Konstellation nicht funktionierte. Überraschender Weise funktionierte die TTL-Steuerung aber, sobald die Blitz-

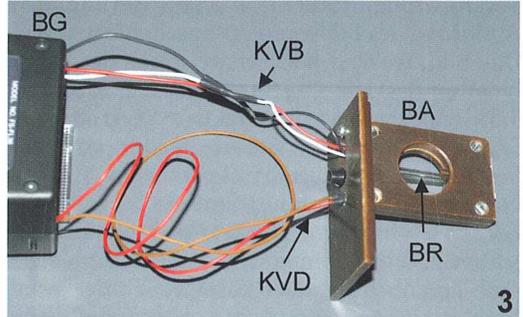
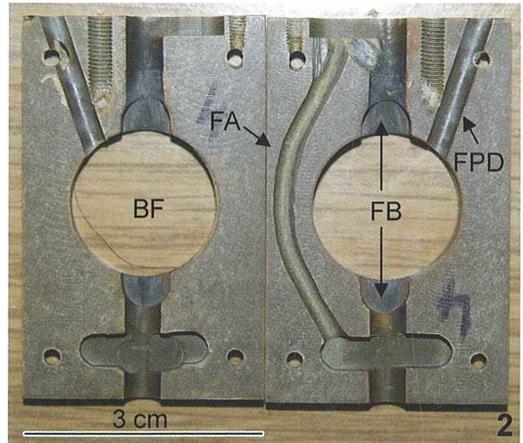


Abb. 2: In den von Stahlschmidt gefertigten Blitzröhrenadapter für die herausgeführte Blitzröhre musste ein weiterer, 3 mm breiter Führungskanal für die Photodiode gebohrt werden (FPD). In diesen wird die Photodiode PD2 eingeführt, so dass sie in einem Winkel von etwa 30° auf den zentralen Führungskanal für die Blitzröhre (FB) gerichtet ist. FA Führungskanal Anodendraht, BF Blitzfenster. – Abb. 3: Bei dem fertig umgebauten FL-36 sind die Blitzröhre und die Photodiode PD2 an Drähten aus dem Blitzgehäuse (BG) herausgeführt und in den Blitzröhrenadapter (BA) eingepasst worden. Der Blitzröhrenadapter wird in den Doppelkollektor eingesteckt. BR Blitzröhre, KVD Kabelverbindung Photodiode, KVB Kabelverbindung Blitzröhre.

Abb. 4: Das fertig adaptierte digitale Mikroblichzsystem am Olympus BX50 Mikroskop. Die Olympus E-400 Kamera (OE) mit dem Blitzkabel FL-CB05 (BK) ist mit dem ErgoDSLr Adapter (EDA) von G. Günther mit dem BX50 verbunden. Der Olympus FL-36 Computerblitz (CB) befindet sich auf der Rückseite des Mikroskops.

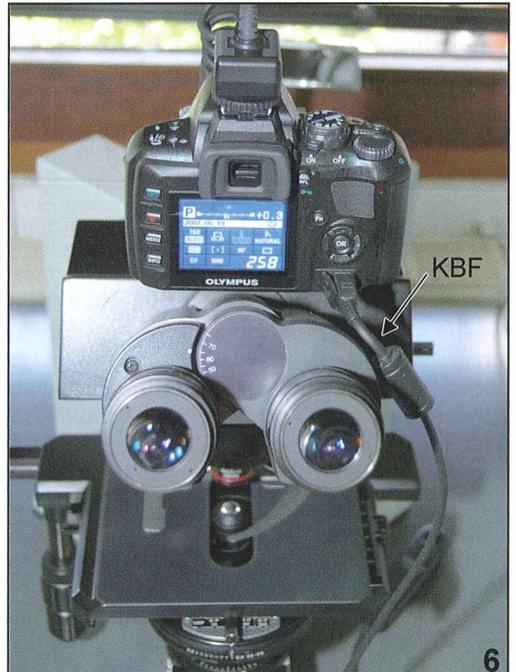
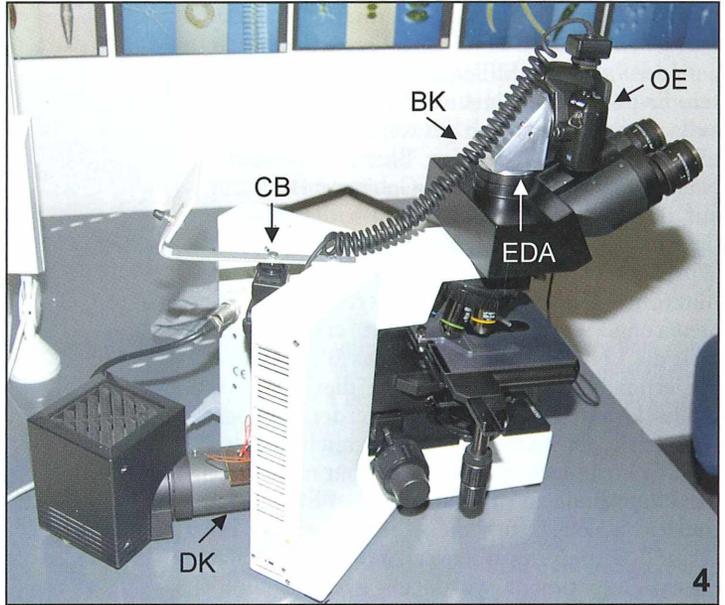


Abb. 5: Der umgebaute FL-36 Computerblitz (CB) wurde hängend an einem Aluminiumbügel am Mikroskop installiert, unmittelbar über dem Doppelkollektor (DK), in dem der Blitzadapter (BA) mit der ausgebauten Blitzröhre und Photodiode steckt. LG Lampengehäuse. – Abb. 6: Blick auf den Tubus mit darauf installierter Olympus E-400. Durch den ErgoDSLr Adapter befindet sich die Kamera aufrecht direkt über den Okularen. Dadurch sind Display und Bedienfeld der Kamera bequem zu kontrollieren. KBF Kabelfernauslöser.

röhre aus dem Doppelkollektor herausgezogen wurde. Es bedurfte sehr vieler Versuche und einer Idee von Max Miller, dieses Problem zu lösen. Er postulierte, dass an der Vorblitztechnik außer der Kamera noch ein weiterer Sensor beteiligt sein muss, der im Blitzgehäuse sitzt. Nach erneuter Öffnung des Gehäuses fand sich auf der Platine, welche oberhalb des Blitzreflektors positioniert ist, eine kleine Photodiode. Wurde diese beim Auslösen in die Nähe der Blitzröhre gebracht, funktionierte die TTL-Steuerung. Wurde sie abgedeckt, erfolgte einfach die komplette Entladung des Blitzes ohne Steuerung. Die genaue Funktion dieser Photodiode konnte nicht geklärt werden, jedoch scheint sie der Kamera das erfolgreiche Auslösen des Vorblitzes zu melden. Sie hat nichts mit der Photodiode zu tun, die sich im Blitzfuß befindet, welche für die Lichtmessung im „Auto“-Betrieb des Blitzes zuständig ist. Nach diesem Experiment wurde ein weiterer Führungskanal in den Blitzröhrenadapter für die Blitzröhre gebohrt und die abgelötete Photodiode an verlängerten Drähten dort eingeführt, so dass sie die zündende Blitzröhre durch den Führungskanal „sehen“ konnte (Abb. 2 und 3). Diese baulichen Veränderungen am FL-36 Blitz führten schließlich zu einer funktionierenden, TTL-gesteuerten Mikroblitzeinrichtung (Abb. 4–6).

Test des Gesamtsystems

Nachdem der Blitz erfolgreich umgebaut war, um ihn in den Strahlengang des Mikroskops zu integrieren, wurde nun das Gesamtsystem getestet. Diese Tests sollten klären, ob die Eigenschwingung der Kamera beim Auslösen Einfluss auf die Bildqualität hat, und ob die Abbildung des Zwischenbildes mit der berechneten Auflösung erfolgte. Fast alle entscheidenden Tests wurden mit einem Olympus 100×/1.30 Planfluorobjektiv durchgeführt. Als erstes wurde einfach ein leerer Objektträger fotografiert, um die Homogenität der Ausleuchtung durch den Blitz zu prüfen. Da sich die Blitzröhre durch die Bauweise des Stahlschmidt'schen Doppelkollektors nach dem Köhler'schen Prinzip im Strahlengang befindet, ergaben sich hierbei keine Probleme, auch wenn ein 3,6 mal so großer Bildausschnitt abgebildet wurde, wie es mit einem Projektiv 3,3× auf Kleinbildformat der Fall gewesen wäre. Die TTL-Belich-

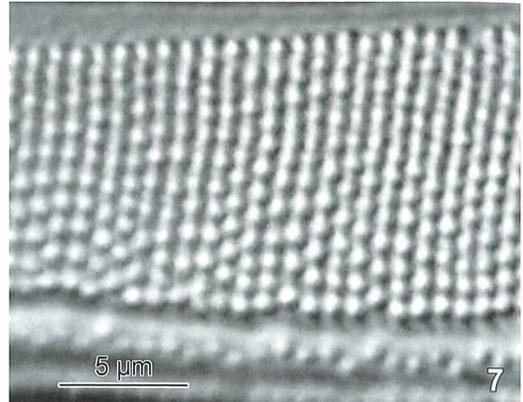


Abb. 7: Um zu prüfen, ob eventuell Schwingungen oder Vibrationen der Kamera (Spiegel, Verschluss) zu einer Verschlechterung der Auflösung führen, wurde die Schalenstruktur von *Neidium iridis* mit der Mikroblitzeinrichtung fotografiert. Die 1 µm großen Poren wurden ohne Probleme aufgelöst. – Abb. 8a und b: Die Praxistauglichkeit wurde an den schnell beweglichen Flagellaten *Goniomonas truncata* (a) und *Hexamita inflata* (b) durchgeführt. Die Blitzenergie ist ausreichend, diese kleinen Flagellaten auch bei stark eingestelltem DIK ohne Anzeichen einer Bewegungsunschärfe festzuhalten.

tungssteuerung lieferte zudem ein perfekt neutral graues Bild.

Danach wurde eine Schalenstruktur der Testdiatomee *Neidium iridis* unter Verwendung des Mikroblitzes fotografiert. Die Schalenstruktur wurde einwandfrei aufgelöst, ohne dass es Anzeichen der Verwackelung des Bildes infolge

der Spiegel- oder Verschlussbewegung gab (Abb. 7). Das Problem der Kameraschwingung tritt auf, wenn deren Eigenschwingung durch eine zu lange Zünddauer des Blitzes nicht eingefroren werden kann. Da in der getesteten Konstellation direkt das Zwischenbild fotografiert wurde, ergibt sich eine hohe Lichtintensität auf dem Bildwandler der Kamera. Als Praxistest wurden schließlich sehr kleine, schnell bewegliche Flagellaten fotografiert. Trotz eines stark eingestellten DIK beträgt die Ladezeit des FL-36 unter diesen Bedingungen nur circa 2–3 Sekunden (bei kleineren Objektiven kürzer). Die Flagellaten wurden gut aufgelöst und ohne jegliche Bewegungsunschärfe abgebildet (Abb. 8).

Ein wichtiger Punkt war noch die effektive Auslöseverzögerung des Systems, bedingt durch die Vorblitztechnik und der Autofokus-Abfrage der Kamera. Letztere kann man einfach abstellen, indem man auf „manuellen Fokus“ stellt. Der Abstand zwischen Vorblitz und Hauptblitz ist mit bloßem Auge kaum zu erkennen und ohne geeignete Messgeräte nicht zu quantifizieren. Die „gefühlte“ Auslöseverzögerung beträgt jedoch etwa 0,1–0,2 sec und stört auch beim Verfolgen schneller Objekte nicht. Das System wurde natürlich auch mit allen anderen Objektiven und den Beleuchtungstechniken Hellfeld, Dunkelfeld und Polarisation getestet. Bei allen Kombinationen überzeugte diese Mikroblitzeinrichtung durch einwandfreie Belichtungsergebnisse und hohe Abbildungsqualität. Nur bei den Objektiven 4x und 10x musste bei Hellfeldbeleuchtung ein Graufilter ND25 eingeschwenkt werden, damit keine Überbelichtung erfolgte.

Offensichtlich kann die Vorblitztechnik sehr kurze Zündauern des Blitzes nicht korrekt steuern. Dieses Phänomen wurde bereits von Salzgeber beschrieben (2007). Bei allen anderen Kombinationen von Objektiven, Beleuchtungs- und Kontrastverstärkungstechniken erfolgen einwandfreie und reproduzierbare Belichtungs-

ergebnisse. Somit ergibt sich durch den erfolgreichen Umbau des FL-36 Blitzes in Verbindung mit den zahlreichen Einstellmöglichkeiten und dem hochauflösenden 10-MP-Bildwandler der E-400 ein ausgezeichnetes, TTL-gesteuertes Mikroblitzsystem, welches alle Erwartungen und Anforderungen sowohl von Amateuren als auch von Profis erfüllen dürfte.

Danksagung

Unser Dank gilt Gerd Günther für den Bau seines ErgoDSLR Adapters für digitale Spiegelreflexkameras und der Anpassung an das Olympus BX50 Mikroskop.

Literaturhinweise

- Günther, G.: Einsatz digitaler Spiegelreflexkameras in der Mikrofotografie – Ein Erfahrungsbericht. *Mikrokosmos* 97 (2008).
- Piper, J.: Technische Realisation digitaler Mikrofotografie mit handelsüblichen Consumer-Digitalkameras. Teil 1: Allgemeine Aspekte, Verwendung von Kompakt- und Bridgekameras. *Mikrokosmos* 96, 111–124 (2007).
- Piper, J.: Technische Realisation digitaler Mikrofotografie mit handelsüblichen Consumer-Digitalkameras. Teil 2: Digitale Spiegelreflex-Kameras, Elektronenblitz-Fotografie, zukünftige Entwicklungen. *Mikrokosmos* 96, 173–182 (2007).
- Salzgeber, R.: Beschreibung DLSR & TTL Blitz am Mikroskop. Internetseite: <http://www.mikroskopie-forum.de/file.php?1,file=930> (2007).
- Schubert, R.: Erfahrungen mit einer digitalen Spiegelreflexkamera für die Mikroblitzfotografie. Internetseite: <http://www.mikroskopie-muenchen.de/digi-slr.pdf> (2005).
- Stahlschmidt, J.: Der TTL-gesteuerte Elektronenblitz in der Mikrofotografie. *Mikrokosmos* 76, 9–17 (1987).
- Stahlschmidt, J.: Bau eines universellen Mikroblitzes. *Mikrokosmos* 80, 212–217 (1991).

Verfasser: Dr. Martin Kreutz, Magdeburger Str. 2, 78467 Konstanz, E-Mail: makreu@gmx.de und Max Miller, Bruck 7, 78355 Hohenfels-Liggersdorf, E-Mail: info@m-ltech.de

Nannofossilien – Eine besondere Herausforderung für den Lichtmikroskopiker

Robert Sturm

Ein besonderes Betätigungsfeld für den Hobbymikroskopiker stellen zweifelsohne so genannte Nannofossilien dar. Dabei handelt es sich um wenige Mikrometer messende, schildförmige Kalzitplättchen von teilweise vollendeter Symmetrie (Coccolithen) beziehungsweise aus derartigen Plättchen zusammengesetzte sphärische Gebilde (Coccosphären), welche als Überreste einzelliger, planktonischer Algen anzusehen sind. Im folgenden Beitrag soll anhand von Beispielen aus Sedimenten des Salzburger Alpenvorlandes ein kurzer Einblick in die Welt dieser mikroskopisch kleinen Lebewesen gegeben werden.

Im Gegensatz zu Mikrofossilien wie Foraminiferen, Diatomeen, Ostrakoden oder Konodonten, deren Untersuchung zumeist mit Hilfe einer Lupe oder unter dem Stereomikroskop erfolgt, entziehen sich Nannofossilien dem Auflösungsvermögen derartiger Geräte, da ihre Größe in der Regel nur wenige Mikrometer beträgt. Nannofossilien lassen sich im Wesentlichen auf einzellige autotrophe Algen, die Coccolithophoriden (Stamm Haptophyta, Klasse Prymnesiophyceae) zurückführen. Diese umgeben ihren Zellkörper mit einer aus feinen Kalzitplättchen (Coccolithen) aufgebauten Kugel, der Coccosphäre (Abb. 1a). Diese bleibt nach dem Tod der Lebewesen entweder als Ganzes erhalten oder zerfällt in ihre Einzelteile und sinkt auf den Meeresgrund nieder. Dort, wo die Algen in großen Massen auftreten, kommt ihren Schalen die Bedeutung einer wesentlichen gesteinsbildenden Komponente zu. Die Coccolithen selbst sind für den Paläontologen zum Teil von großem Wert, da ihre Form artbestimmend ist. Deshalb werden die Fossilien häufig für biostratigraphische Untersuchungen, das heißt für das Abschätzen des Alters einer Gesteinsschicht unter Zuhilfenahme der darin enthaltenen fossilen Lebewesen, herangezogen.

Grundsätzlich lassen sich in der Paläontologie zwei Formen von Coccolithen, nämlich die Holococcolithen und Heterococcolithen unterscheiden. Erstere bestehen aus in Form und Größe identischen Kalzitkristallen, während letztere eine diesbezügliche Variabilität zeigen. Rezente, das heißt gegenwärtig lebende Cocco-

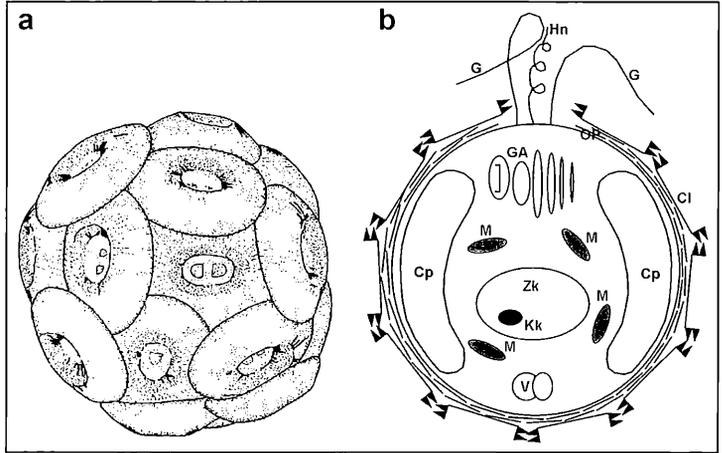
lithophoriden bilden in der Hauptsache die zweite Coccolithenform während der immotilen Phase ihres Lebenszyklus aus. In den nachfolgenden Abschnitten soll kurz auf die Biologie dieser Kleinstlebewesen, ihre biostratigraphische Bedeutung sowie die Vorgehensweise bei der Präparation entsprechender Sedimentproben eingegangen werden, ehe die Ergebnisse eigener Forschung anhand selbst erstellter Mikrofotografien vorgestellt werden.

Biologie der Coccolithophoriden und biostratigraphische Bedeutung

Rezente Coccolithophoriden unterscheiden sich in einem wesentlichen Punkt von anderen planktonischen Algen: Sie weisen neben den beiden regulären Geißeln zur Fortbewegung noch einen dritten geißelartigen, spiralförmig gewundenen Anhang, das so genannte Haptonema auf (Abb. 1b). Das Haptonema unterscheidet sich von den herkömmlichen Geißeln sowohl in seiner Internstruktur als auch in der Art und Weise seiner basalen Verbindung zur Zelle. Die Funktion des Haptonemas ist nicht zuletzt auch deshalb noch unklar, weil es während der immotilen Phase der Alge im Gegensatz zu den Geißeln nicht abgeworfen wird.

Der Zellkörper der Coccolithophoriden enthält neben dem Zellkern zwei Chloroplasten, welche einen erheblichen Teil des Zellvolumens einnehmen und innerhalb der Zelle bewegliche Kompartimente zur optimalen photosynthetischen Nutzung des einfallenden Lichtes darstel-

Abb. 1: a Zeichnung eines Coccolithophoriden der Art *Watznaueria barnesae*, welche biostratigraphisch der Oberen Kreide (ca. 70 Mill. Jahre vor heute) zugeordnet werden kann. b Blick in das Innenleben des Coccolithophoriden. Cl Coccolith, Cp Chloroplast, G Geißel, GA Golgi-Apparat, Hn Haptone-ma, Kk Kernkörperchen, M Mitochondrium, Op Oberflächenplättchen, V Vakuole, Zk Zellkern.



len (Abb. 1b). Mitochondrien dienen der zellulären Energieversorgung, Vakuolen der Beseitigung zellulärer Abfallprodukte und ein Golgi-Apparat der Sekretion der Coccolithen-Baustoffe. Bei zahlreichen Arten umhüllen kleine organische Schuppen die äußere Zellmembran, welche als eine Art Schablone für die Präzipitation (Auskristallisation) der Coccolithen fungieren. Es gilt als ziemlich sicher, dass die Bildung der Coccolithen vom Licht sowohl induziert als auch kontrolliert wird. Dies konnte am Beispiel von *Emiliania huxleyi* gezeigt werden, welche die Coccolithenproduktion innerhalb einer halben Stunde nach ihrer Einbringung in das Licht startet und eine komplette Cocosphäre in 30 Stunden synthetisiert (Bown, 1998).

Coccolithophoriden treten sowohl in einer haploiden Phase, das heißt mit einfachem Chromosomensatz, als auch in einer diploiden Phase (doppelter Chromosomensatz) auf, welche sich beide durch mitotische Teilung reproduzieren. Den bisherigen Informationen zufolge besitzt die diploide, Coccolithen-formende Phase jedoch die höhere Kapazität zur asexuellen Reproduktion, die bei optimalen Umweltbedingungen zu einem raschen Anstieg der Population (Algenblüten) führen kann. Über die Funktion der Coccolithen konnte bislang noch wenig Klarheit gewonnen werden, jedoch wird neben einer mechanischen Schutzwirkung zusätzlich die Funktion eines Auftriebskörpers sowie eines Lichtreflektors zum Schutz der Zelle vor erhöhter Sonnenstrahlung diskutiert.

Die Bedeutung fossiler Coccolithen für die Biostratigraphie wurde zwar bereits in der zweiten

Hälfte des 19. Jahrhunderts mit den Arbeiten von Sorby (1861) und Lohmann (1902) näherungsweise beschrieben, jedoch erst in den 1960ern während einer Blütezeit der Nannofossilienforschung in ihrem wahren Ausmaß erkannt. Besondere Beiträge zu diesem Verständnis leisteten das Tiefseebohrprojekt (Deep Sea Drilling Project) und das Ozeanbohrprogramm (Ocean Drilling Program). Heute dienen Nannofossilien nicht zuletzt auch wegen ihrer schnellen Präparation als bevorzugte Indikatoren zur stratigraphischen Altersbestimmung post-paläozoischer Karbonatsedimentsequenzen. Die ältesten Funde kalkiger Nannofossilien (Nannolithen) stammen aus der späten Trias (ca. vor 220 Millionen Jahren) und sind in den Nördlichen und Südlichen Kalkalpen, in Timor, Nordwest-Australien und Kanada lokalisiert. Höhepunkte der Verbreitung von Coccolithophoriden wurden vor allem in der Kreidezeit (145 bis 65 Millionen Jahre) mit dem Auftreten von Arten wie *Watznaueria barnesae*, *Arkhangelskiella cymbiformis* oder *Eifellithus eximius* sowie im Tertiär (65 bis 1,64 Millionen Jahre) mit dem Erscheinen der Gattungen *Discoaster*, *Chiasmolithus* und *Coccolithus* erreicht (Abb. 6). Heute zählen die einzelligen Lebewesen zu den wichtigsten phytoplanktonischen Formen der Ozeane.

Hinweise zur Präparation und Mikroskopie von Nannofossilien

Die Winzigkeit der Nannofossilien macht diese weitestgehend unempfindlich gegenüber me-

chanischer Einwirkung wie Zerkleinerung des Sedimentes oder Zentrifugation der Sediment-suspension und garantiert zudem auch eine hohe Anzahl an Coccolithen in sehr kleinen Sedimentvolumina. Nachteilig bei der Erforschung von Karbonatfossilien ist hingegen deren Auflösung bei Absinken unter die Karbonatkompensationstiefe (ca. 3500 Meter) sowie deren mögliche Aufnahme in Fremdsedimente. Bei der Präparation wird feiner Staub des Sedimentmaterials auf ein dünnes Deckglas (18 × 18 mm) aufgebracht und mit destilliertem Wasser in eine wässrige Suspension überführt, welche es gestattet, das Material beispielsweise mit Hilfe eines Zahnstochers gleichmäßig über das Glas zu verteilen. In weiterer Folge wird die Suspension auf einer Heizplatte getrocknet und anschließend unter Verwendung des Einschlussmittels – in der Regel Kanadabalsam mit einem Brechungsindex von 1,55 – auf den Objektträger (26 × 76 mm) montiert. Anstelle dieser „smear slide“-Methode kann das Sedi-

ment auch bereits vor dem Aufbringen auf das Deckglas in Suspension gebracht und daraufhin mit einer Pipette auf das Glas aufgetropft werden. Hier können vor dem Aufpipettieren Zentrifugierschritte zur Reinigung der Probe eingeschaltet werden.

Das Studium der angefertigten Präparate erfolgt unter einem Durchlichtmikroskop mit Polarisationsvorrichtung zur Beobachtung der Coccolithen sowohl im Hell- als auch im Dunkelfeld. Zur schärferen Darstellung der Kleinstfossilien bietet sich zudem eine Phasenkontrast- oder Interferenzkontrasteinrichtung an. Die Mikroskopie selbst sollte stets unter Verwendung eines Ölimmersionsobjektives mit 100facher Vergrößerung, also bei einer Gesamtvergrößerung von 1.000× bis 1.250× durchgeführt werden, um auch kleinere artspezifische Merkmale fotografisch festhalten zu können. Über

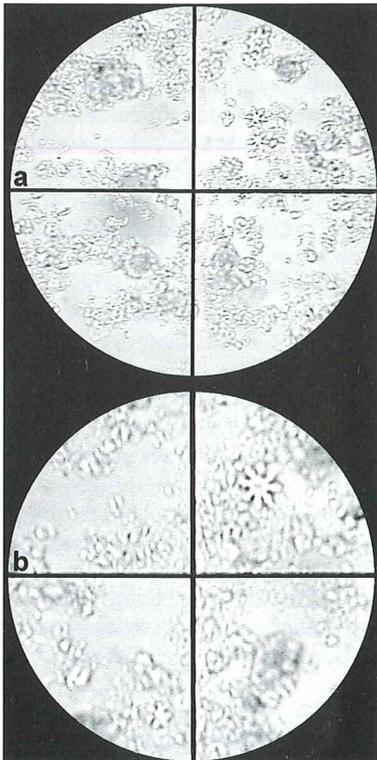


Abb. 2: Darstellung der Nannofossilprobe unter dem Lichtmikroskop im Hellfeld, a Vergr. 100fach, b Vergr. 400fach.

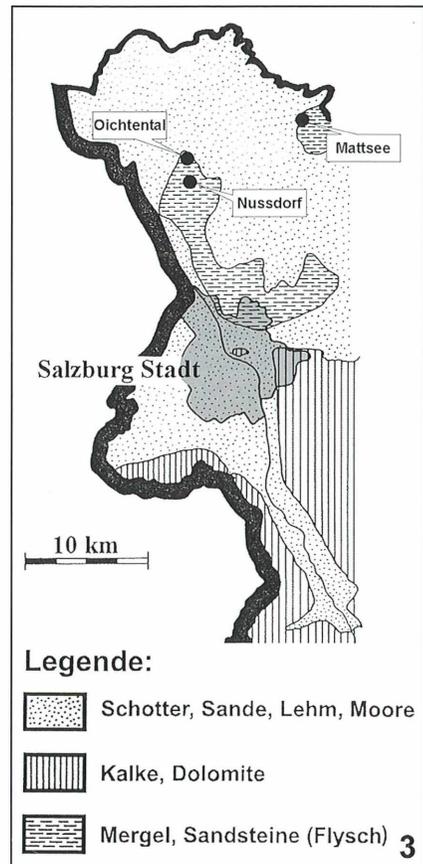


Abb. 3: Geologische Karte des nördlichen Teils des Bundeslandes Salzburg (Österreich) zur Verdeutlichung der Lage meiner Probenorte.

das jeweilige mikroskopische Bild bei mittlerer (100fach) und etwas gehobener Gesamtvergrößerung (400fach) soll Abbildung 2 Auskunft geben, wobei eine grobe Diagnose auch hier bereits ermöglicht wird.

Mikroskopische Dokumentation der eigenen Proben

Die im Rahmen dieses Beitrages vorgestellten Proben stammen von drei verschiedenen Lokalitäten des Salzburger Alpenvorlandes, nämlich aus Mattsee, Nussdorf am Haunsberg sowie aus dem Oichtental (Abb. 3). Mattsee und Nussdorf liegen beide in der Flyschzone (Helvetikum), welche durch zumeist mergelige und feinsandige Tiefseesedimente gekennzeichnet

ist. Das Oichtental hingegen erstreckt sich von Nussdorf nordwärts und durchzieht dabei noch die äußersten Bereiche der Flyschzone sowie die Molassezone mit ihren charakteristischen Schottern und Sanden, welche als Ablagerungen von ehemaligen ins Meer mündenden Flüssen zu interpretieren sind.

Die wichtigsten in den jeweiligen Proben enthaltenen Coccolithen sind in den Abbildungen 4 und 5 dargestellt und sollen im Weiteren einer kurzen Charakterisierung unterzogen werden. Das in Mattsee beprobte Karbonatsediment ist stratigraphisch dem Unteren Eozän (ca. 55 Millionen Jahre vor heute) zuzuordnen. Es enthält neben den als Durchläufern bekannten Pentolithen der Art *Braarudosphaera bigelowii* (Abb. 4f und 6c) hauptsächlich Coccolithen der Gattungen *Discoaster* und *Chiasmolithus*. Un-

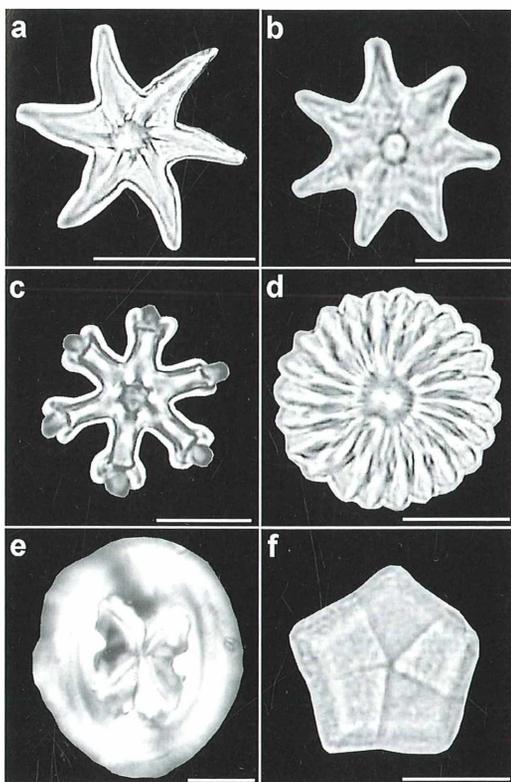


Abb. 4: Bedeutende Coccolithen aus dem Bereich von Mattsee (Probenort 1) und von entlang des Oichtentals (Probenort 2) entnommenen Proben. a *Discoaster lodoensis*, b *Discoaster mirus*, c *Discoaster surculus*, d *Discoaster multiradiatus*, e *Chiasmolithus grandis*, f *Braarudosphaera bigelowii*. Maßstriche 2 µm.

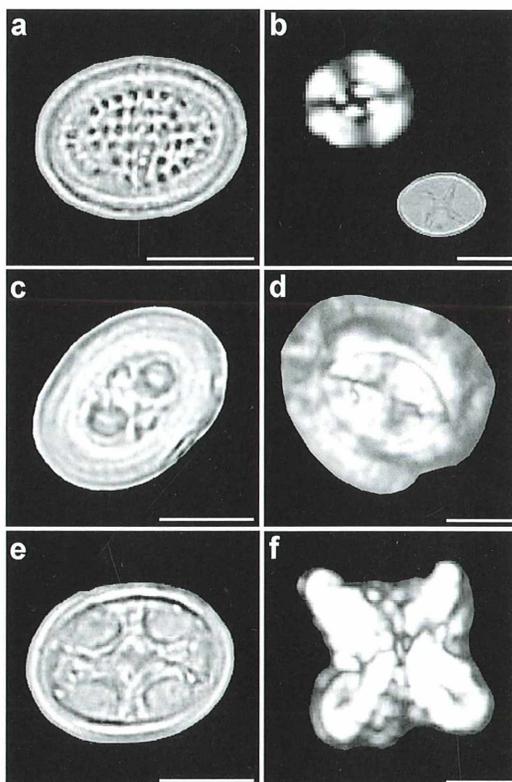


Abb. 5: Bedeutende Coccolithen aus der im Bereich von Nussdorf (Probenort 3) entnommenen Probe. a *Arkhangelskiella specillata*, b *Watznaeria barnesae* und *Eiffelithus turris Eiffeli*, c *Arkhangelskiella brooksii*, d *Prinsius bisulcus*, e *Eiffelithus eximius*, f *Micula staurophora*. Maßstriche 2 µm.

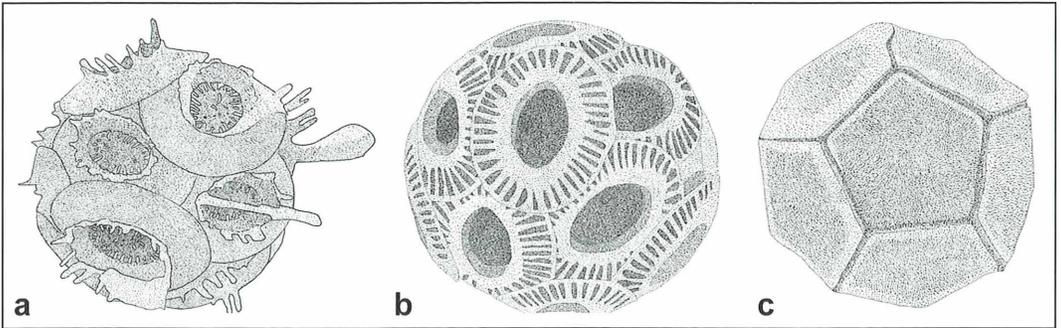


Abb. 6: Zeichnerische Darstellung wichtiger, als Leitfossilien dienender Coccolithophoriden. a *Coccolithus pelagicus*, b *Emiliana huxleyi*, c *Braarudosphaera bigelowii*.

ter den Discoasteriden sei vor allem auf *Discoaster lodoensis* verwiesen, welcher als Leitfossil des untereoänen stratigraphischen Horizonts NP12 gilt und demzufolge die Kriterien eines häufigen und verlässlichen Vorkommens sowie einer stratigraphisch kurzen Reichweite erfüllt. *Discoaster lodoensis* verfügt über sechsstrahlige, sternförmige Coccolithen mit charakteristischer Biegung der einzelnen Strahlen. Weitere Spezies, welche mit auffälliger Häufigkeit in der Probe angetroffen werden können, sind *Discoaster multiradiatus* und *Discoaster mirus* mit seiner siebenstrahligen, hochsymmetrischen Coccolithenform (Abb. 4). Der am deutlichsten hervortretende Coccolith freilich lässt sich der Art *Chiasmolithus grandis* zuordnen. Dieser tritt vor allem durch seine Größe von bis zu 10 µm und seine typische Auslöschung im Dunkelfeld sofort ins Auge (Abb. 4).

Die Probe aus dem Oichtental enthält aufgrund ihrer stratigraphischen Nähe zur Probe aus Mattsee eine sehr ähnliche Vergesellschaftung von Coccolithen, welche jedoch im Unterschied zu Mattsee nicht von *Discoaster lodoensis*, sondern von *Chiasmolithus grandis* dominiert wird. Dieser Großcoccolith gilt als Leitfossil für das Obere Paläozän und Eozän. Die Probe aus Nussdorf am Haunsberg zeigt im Gegensatz zu den oben beschriebenen Proben eine Coccolithen-Vergesellschaftung, welche der Oberen Kreide zuzuordnen ist. Discoasteriden fehlen hier völlig; das mikroskopische Bild wird im Wesentlichen von den Arten *Watznaueria barnesae*, *Micula staurophora*, *Arkhangelskiella* sp., *Eiffelithus turriseiffeli* und *Eiffelithus eximius* bestimmt (Abb. 5).

Resümee

Auf Basis dieser kleinen Studie kann die Schlussfolgerung gezogen werden, dass die Welt der Nannofossilien ein sicherlich interessantes und überaus reiches Betätigungsfeld für den Hobby-mikroskopiker darstellt. Es gilt allerdings zu bedenken, dass eine erfolgreiche Untersuchung dieser kleinsten fossilen Reste nur mit Hilfe einer professionellen mikroskopischen Ausrüstung sinnvoll erscheint, da ansonsten eine Art-differenzierung wohl kaum möglich ist. Einen großer Vorteil der Nannopaläontologie bietet die relativ einfache Beschaffung und Aufbereitung des Probenmaterials, von welchem bereits winzige Mengen reichen, um einen Einblick in die mögliche Vielfalt lokal auftauchender Nannofossilien zu gewinnen. Auch die Beobachtungsgabe und zeichnerischen Fähigkeiten lassen sich durch das genaue Studium derartiger Fossilien verbessern.

Literaturhinweise

- Bown, P. (ed.): Calcareous nannofossil biostratigraphy. Chapman and Hall, London 1998.
 Lohmann, H.: Die Coccolithophoridae. Eine Monographie der Coccolithen bildenden Flagellaten, zugleich ein Beitrag zur Kenntnis des Mittelmeerauftriebs. Archiv für Protistenkunde 1, 89–165 (1902).
 Sorby, H. C.: On the organic origin of the so-called 'crystalloids' of the chalk. Annals and Magazine of Natural History 8, 193–200 (1861).

Verfasser: Mag. mult. Dr. Robert Sturm, Brunnenleitenweg 41, 5061 Elsbethen, Österreich

Ringartefakte in Mikroskopie und digitaler Mikrofotografie – Klassifikation, Entstehung, physikalische Beschreibung

Jörg Piper

Seitdem handelsübliche Digitalkameras für mikrofotografische Zwecke verwendet werden, haben verschiedene Autoren über Ringartefakte berichtet. Diese werden auch als Coolpix-Ringe bezeichnet, da sie vor einigen Jahren zuerst bei Digitalkameras der Nikon-Coolpix-Serie auftraten. In der Folgezeit wurden solche Artefakte allerdings auch bei anderen Kameramodellen nachgewiesen. Es handelt sich daher um ein Hersteller-übergreifendes Phänomen.

Bei Sichtung veröffentlichter Quellen fällt auf, dass die Eigenschaften solcher Artefakte von verschiedenen Autoren unterschiedlich beschrieben und für deren Entstehung verschiedene Erklärungsmodelle herangezogen werden.

Im folgenden Beitrag soll über einen experimentellen Ansatz berichtet werden, verschiedene Arten von Ringartefakten unter Verwendung einer digitalen Spiegelreflexkamera an einem Mikroskop gezielt zu provozieren, um auf diesem Wege auf die in Betracht kommenden Entstehungsmechanismen und die zugrunde liegenden physikalischen Gesetzmäßigkeiten zurück zu schließen. Publierte Ergebnisse anderer Autoren werden hierbei berücksichtigt, eigene physikalische Erklärungsmodelle beige-steuert. Ergänzend wird auch auf seltenere wellenoptisch bedingte objektgebundene Ringartefakte eingegangen.

Material und Methoden

Eine digitale Spiegelreflexkamera (Canon EOS 350D) wurde mit einem qualitativ hochwertigen Leica-Objektiv fester Brennweite bestückt (Summicron-R 1: 2.0/35 mm). Am Filtergewinde dieses Objektivs wurde über einen individuell gefertigten Schraubadapter ein 10faches Leica-Fotookular adaptiert, welches in vorgesehener Weise in einen trinokularen Leica-Fototubus eingesetzt wurde. Die Spiegelreflex-

kamera wurde folglich in gleicher Weise an einem Mikroskop montiert wie eine handelsübliche Kompakt-Digitalkamera mit fest integriertem Objektiv.

Die Einstellung des mikroskopischen Bildes erfolgte über den Sucher der Kamera und über Winkelsucher unterschiedlicher Hersteller, welche zur exakteren Fokussierung Lupenvergrößerungen des Sucherbildes bis zu 2,5fach ermöglichen (Winkelsucher von Canon und Seagull).

Das mikroskopische Objekt wurde nicht nur auf konventionelle Weise mit der digitalen Spiegelreflexkamera fotografiert, sondern es wurden vergleichend auch digitale Aufnahmen der Sucher- beziehungsweise Winkelsucher-Bilder angefertigt. Für die Erstellung dieser Sucherbild-Fotos stand eine digitale Kompaktkamera zur Verfügung, welche bei direkter Adaptation an ein Mikroskop artefaktfreie Bilder liefert (Casio Exilim EX-Z 110). Die Fotos der jeweiligen Artefakte wurden bei weitgehend geschlossener Aperturblende erstellt und mittels Bildbearbeitungs-Software im Kontrast angehoben, um eine möglichst deutliche Darstellung auch bei Schwarz-Weiß-Wiedergabe zu erreichen.

Ergebnisse

Wenn das mikroskopische Bild durch den Sucher einer digitalen Spiegelreflexkamera be-

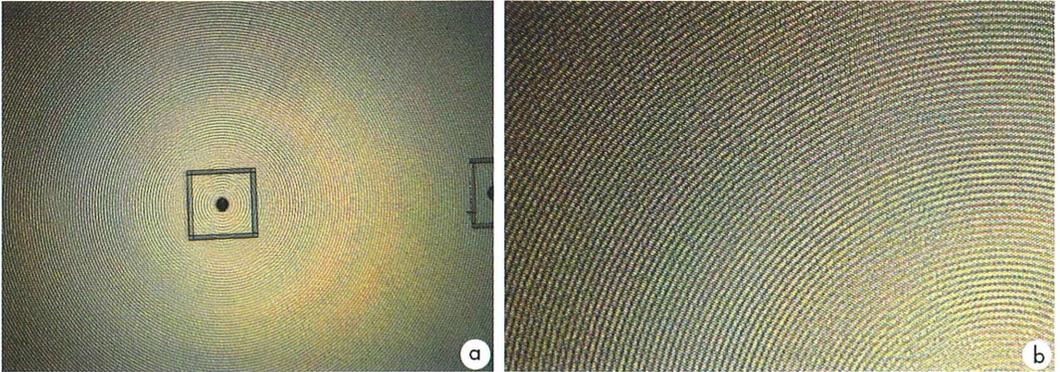


Abb. 1: Konstante Ringmuster im Kamerasucher, hervorgerufen durch Mikrolinsen, Hellfeld, Objektiv 40×, Okular 10×, Aperturblende geschlossen. a Mitte des Sucherbildes mit zentralem Autofokus-Messfeld, b Anordnung der verursachenden Mikrolinsen (Ausschnitt).

trachtet wird, sind eng aufeinander folgende konzentrische Kreise sichtbar, welche in ihrer Anordnung an die Rillen einer Schallplatte erinnern (Abb. 1a und b). Diese Kreisfiguren verhalten sich unabhängig von den optischen Einstellungen konstant, das heißt sie sind bei allen Vergrößerungsstufen in gleicher Weise vorhanden. Wird ein Winkelsucher verwendet, treten diese Artefakte deutlicher hervor, vor allem bei maximaler Lupenvergrößerung. Ein Schließen der Aperturblende erhöht deren Kontrast.

Neben diesen konstanten Artefakten zeigen sich inkonstante, variable konzentrische Ringfiguren, welche aus relativ wenigen, deutlich breiteren Ringen in größerem Abstand bestehen (Abb. 2). Diese Ringfiguren werden erst bei etwa 40fach vergrößernden Mikroskopobjektiven sichtbar. Sie treten kontrastreicher hervor, wenn in leicht schrägem Winkel durch den Kamerasucher geblickt und/oder die Aperturblende geschlossen wird.

Bei direktem Blick durch den Kamerasucher stellen sich diese Ringe relativ schwach dar. Wird mit Winkelsucher gearbeitet, treten die Ringfiguren wesentlich deutlicher hervor. Die Anzahl und Lage der Ringe verändern sich schlagartig, wenn der Schärfegrad beziehungsweise Dioptrienabgleich im Sucher-/Winkelsucher nur geringfügig verändert wird. Auch ergeben sich im Detail unterschiedliche Ringanordnungen, wenn verschiedene Winkelsucher unterschiedlicher Hersteller adaptiert werden.

Bei Beleuchtung mit ungefiltertem Weißlicht zeigen die Ringe jeweils eine Farbkonturierung, deren Abfolge den Spektralfarben entspricht. Die kurzen Wellenlängen (Blautöne) projizieren sich zentripetal zur inneren Randbegrenzung der jeweiligen Ringe, die längeren Wellenlängen (Rottöne) zentrifugal zur äußeren Randbegrenzung.

Wenn mit farbig gefiltertem Licht gearbeitet wird, verändert sich die Position der Ringe in Abhängigkeit des vorherrschenden Spektralbereiches. Bei kurzwelligem Licht rücken die Ringe enger zusammen und zeigen eine tendenziell kleineren Durchmesser, bei langwelligem Licht erhöht sich der Abstand der Ringe bei leicht zunehmendem Durchmesser. Bei Beleuchtung mit streng monochromatischem Licht treten die Ringe wesentlich deutlicher hervor und zeigen schmalere Randbegrenzungen. Beide Arten von Ringartefakten, das heißt die konstanten und veränderlichen Ringfiguren, können durch Fotografie des Sucherbildes mittels einer geeigneten externen Kompaktkamera gut dokumentiert werden. Die erhältlichen Aufnahmen sind weitgehend identisch mit Artefakt-behafteten Mikrofotos, welche unter Verwendung von digitalen Kompaktkameras beispielsweise aus der Nikon-Coolpix-Serie erstellt und vielfach von anderen Autoren veröffentlicht wurden. Korrespondierende Mikrofotos, welche unter Verwendung des Leica-Objektives mit der digitalen Spiegelreflexkamera selbst aufgenommen werden, sind frei von jeglichen Artefakten (Abb. 3).

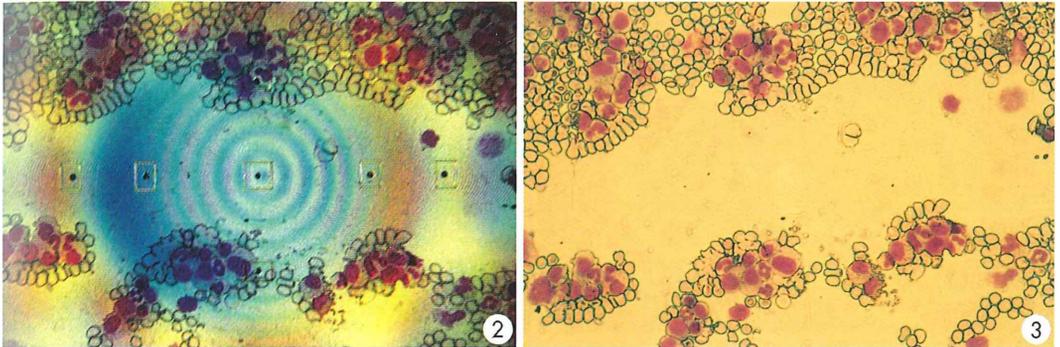


Abb. 2: Variable Ringartefakte im Kamerasucher, hervorgerufen durch Interferenzen, Hellfeld, Objektiv 40 \times , Okular 10 \times , Aperturblinde geschlossen. – Abb. 3: Artefaktfreie Aufnahme gemäß Abbildung 2, gefärbter Blutausschrieb bei Leukämie, Hellfeld, Objektiv 40 \times , Okular 10 \times , Aperturblinde geschlossen, randbildende Sehfeldbegrenzungen in den Bildecken.

Neben den bisher beschriebenen kameragebundenen Artefakten, können in besonderen Situationen auch objektgebundene Artefakte entstehen, wenn dünne transparente Strukturen wechselnder Schichtdicke bei Auflichtbeleuchtung betrachtet werden. Abbildung 4 zeigt beispielhaft Ringmuster in Erythrozyten eines ungefärbten Blutausschriebes unter spezieller Auflichtbeleuchtung (Reflexionskontrast) bei unterschiedlichen Wellenlängen. Auch diese Ringfiguren sind bereits bei ungefiltertem Beleuchtungslicht sichtbar und kommen im monochromatischen Licht kontrastreicher und schmalrandiger zur Darstellung. Größe und Lage der Ringe variieren auch hier in Abhängigkeit von der verwendeten Wellenlänge.

Technische Aspekte

In der beschriebenen Versuchsanordnung entstehen die erkennbaren kameragebundenen Ringartefakte offensichtlich auf der Ebene des Kamerasuchers beziehungsweise des vorgeschalteten Winkelsuchers, da die Mikroaufnahmen selbst bei Verwendung eines hochwertigen Leica-Objektivs artefaktfrei sind. Das Leica-Objektiv besteht aus aufwändig gefertigten und streng selektierten Glaslinsen, die mit maximalem Konstruktions- und Fertigungsaufwand zu einem Objektiv zusammengesetzt wurden. Die Vergütung der einzelnen Linsen ist unterschiedlich und den Eigenschaften der Glassorten präzise angepasst. Folglich verfügt dieses Objektiv

über sehr hohe Leistungsreserven. Der Sucher der EOS 350 D besteht hingegen gemäß eingeholter Werksauskünfte aus nur einer Kunststofflinse, welche eine vergleichsweise wenig aufwändige Vergütung besitzt. Im Sucher ist eine Einstellscheibe zur Schärfefokussierung integriert, deren Oberfläche mit zahlreichen kreisförmig angeordneten Mikrolinsen bestückt ist. Diese Mikrolinsen sollen die Fokussierung des Sucherbildes erleichtern. Der Canon-Winkelsucher besteht aus mehreren Linsen, deren Oberflächen teilweise unmittelbar aneinander grenzen. Auch die Linsen des Winkelsuchers sind relativ einfach vergütet (Werksangaben). Der Seagull-Winkelsucher ist optisch mit dem Canon-Winkelsucher vergleichbar.

Bei den eng aufeinander folgenden konzentrischen Kreisen, welche unabhängig von optischen Einstellungen gleich bleibend erkennbar sind, handelt es sich um die kreisförmig angeordneten Mikrolinsen auf der Einstellscheibe des Kamerasuchers (Abb. 1a). Die Anordnung der einzelnen ovalären Linsenelemente kann deutlicher erkannt werden, wenn von einem Foto dieses Ringsystems eine Ausschnittsvergrößerung angefertigt wird (Abb. 1b).

Die variablen konzentrischen Ringe, die erst ab Objektivvergrößerungen von etwa 40fach sichtbar werden, entstehen durch Interferenzen und sind mit Newton-Ringen vergleichbar (Abb. 2). Ebenfalls durch Interferenz werden die selten sichtbaren objektständigen Ringartefakte hervorgerufen (Abb. 4).

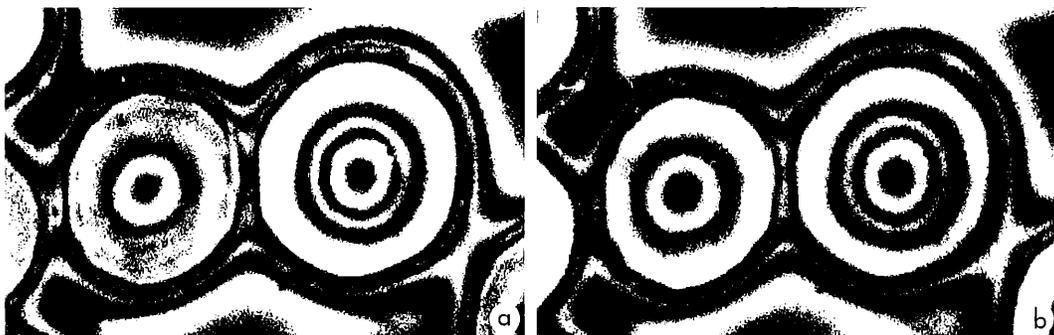


Abb. 4: Objektständige Ringartefakte in ungefärbten Erythrozyten (Ausstrichpräparat), Reflexionskontrast, Objektiv Öl 100 \times , Okular 10 \times , Ausschnittsvergrößerung. a monochromatisches Grünlicht (546 nm), b monochromatisches Orangelicht (589 nm).

Physikalische Grundlagen

Konstante kameraseitige Artefakte

Je geringer die Abbildungs-Tiefenschärfe, das heißt die Schärfentiefe auf der Objektseite ist, desto größer ist die Schärfentiefe im Bildraum (sog. Fokustiefe). Optische Berechnungen anderer Autoren zeigen, dass die Schärfentiefe in der Film- oder Chip ebene einer Kamera bei Adaptation am Mikroskop auf etwa 12,5 cm anwächst, wenn der Film oder Chip etwa 250 mm von der Austrittspupille des Okulars entfernt ist (Henkel, 2003). Aufgrund dieser extrem gesteigerten Fokustiefe können real vorhandene Strukturen innerhalb des Kameraobjektivs, zum Beispiel Staub, Kratzer, Luftblasen oder Schleifspuren auf Linsenoberflächen im Bild erkennbar werden, auch wenn diese in fotografischen Standardsituationen nicht in Erscheinung treten. Solange sich solche Strukturen nicht verändern, projizieren sie sich in gleich bleibender Weise in das jeweilige Bild, unabhängig davon, mit welchen konkreten Geräteeinstellungen am Mikroskop gearbeitet wird. Das Sichtbarwerden der zirkulär aufgetragenen Mikrolinsen im Sucher der Kamera kann auf diese Weise erklärt werden.

Wie bereits von anderen Autoren eruiert wurde, zeigen auch die Linsen mancher Digital-Kompaktkameras Oberflächenstrukturen, welche sich in entsprechender Weise als Artefakte einem mikroskopischen Bild überlagern können. So verweist Linkenheld (2006) ausdrücklich darauf, dass die Kunststofflinsen solcher Digitalkameras aufgrund wirtschaftlich diktiert

Einsparungen im Produktionsaufwand für anspruchsvollere Anwendungen keine Leistungsreserven mehr bieten. Linkenheld und Henkel (2006) zitieren in diesem Kontext auch die Firma Nikon, welche darauf verweist, dass die Oberfläche der asphärischen Linse der Coolpix 4500 strukturiert sei, um eine ideale Anpassung der Lichtstrahlen zur exakten Zentrierung auf den Schärfepunkt zu erhalten. Diese minimalen Linien sind in normalen Aufnahmesituationen nicht sichtbar, können jedoch bei Verwendung am Mikroskop mit abgebildet werden.

Hinsichtlich weiterer Fabrikationsaspekte wird von diesen Autoren ausgeführt, dass aus Kostengründen bei bestimmten Kameras die inneren Linsenflächen vor dem Kitten nicht auspoliert, sondern im gefrästen Zustand zusammengesetzt werden und beim häufig eingesetzten Schleudergussverfahren zur Herstellung von Kunststofflinsen durch Beschleunigung oder Abbremsung der rotierenden Gussform auf der unteren Linsenoberfläche Reibungsspuren entstehen können, welche beim Aushärtungsprozess nicht geglättet werden.

Diese Aspekte sind geeignet, diejenigen Arten von Artefakten zu erklären, die unabhängig von den mikroskopischen Einstellungen gleich bleibend vorhanden sind und sich wie ein individueller Fingerabdruck von Kamera zu Kamera unterscheiden.

Variable Ringartefakte

Die anders gearteten variablen Ringartefakte, welche ebenfalls in großer Anzahl von anderen Autoren beschrieben und fotografisch doku-

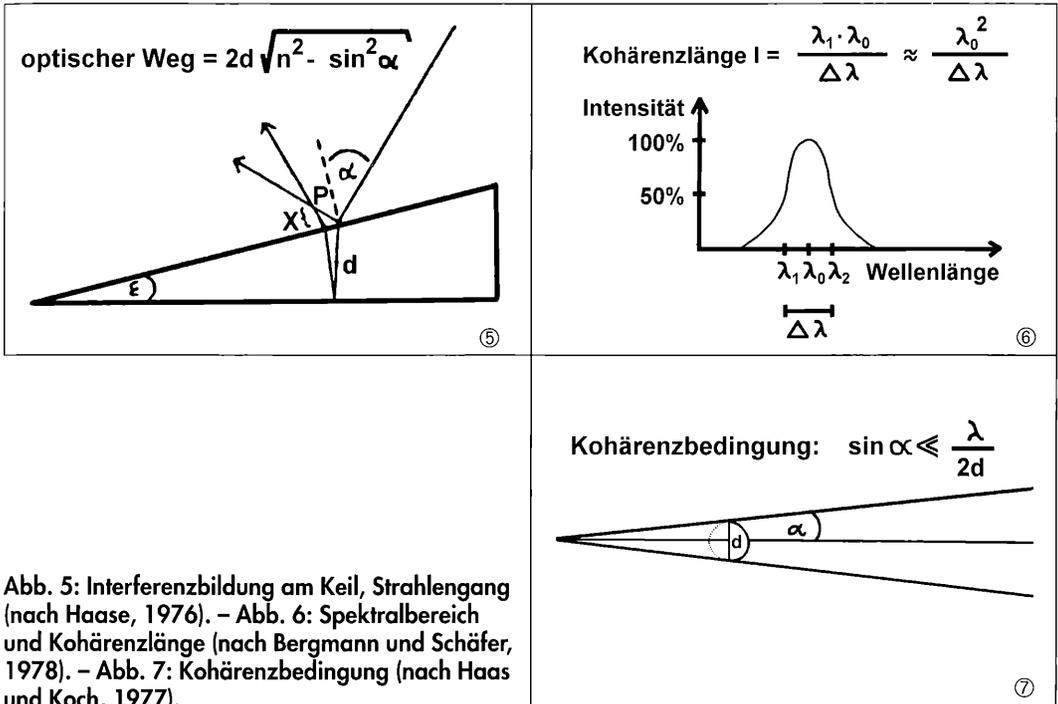


Abb. 5: Interferenzbildung am Keil, Strahlengang (nach Haase, 1976). – Abb. 6: Spektralbereich und Kohärenzlänge (nach Bergmann und Schäfer, 1978). – Abb. 7: Kohärenzbedingung (nach Haas und Koch, 1977).

mentiert wurden, entsprechen den Interferenzringen, die im Kamerasucher einer digitalen Spiegelreflexkamera zusätzlich erkennbar sind. Die Entstehung solcher Interferenzmuster vollzieht sich nach den physikalischen Gesetzmäßigkeiten, die für Interferenzen an einem transparenten Keil gelten (Abb. 5). Trifft ein Lichtstrahl im Einfallswinkel α auf einen Keil mit dem Keilwinkel ϵ , wird ein Teil des Strahlenbündels an der Keiloberfläche im Ausfallswinkel α reflektiert. Ein anderer Teil des Strahlenbündels wird an der Keiloberfläche gebrochen, verläuft bis zum Boden des Keils und wird dort reflektiert, ehe er die Keiloberfläche wieder verlässt. Beide reflektierten Teilstrahlen schneiden sich im Schnittpunkt P, der im Abstand X nahe der Keiloberfläche liegt. Die beiden reflektierten Teilstrahlen sind zueinander phasenverschoben. Der Gangunterschied entspricht ihrer Wegdifferenz bis zu ihrer Vereinigung im Schnittpunkt P, ist weiterhin auch vom Brechungsindex des Keils abhängig. Solche Phasenverschiebungen führen zu sichtbaren Überlagerungen von Lichtwellen (Interferenz), wenn die einander überlagernden Lichtwellen zusammenhängend (kohärent) sind.

Die Kohärenzlänge ungefilterten Weißlichtes liegt bei etwa 1000 nm. Weißlicht besteht demnach aus einer Vielzahl zusammenhängender Wellensegmente von etwa 1000 nm Länge. Bei Weißlichtbeobachtung kommen sichtbare Interferenzen an einem Keil nur zustande, wenn die Schichtdicke des Keils deutlich unter der oben genannten Kohärenzlänge liegt. In diesem Fall entstehen an einer keilförmigen Schicht parallele Interferenzlinien (helle Interferenzmaxima im Wechsel mit dunklen Interferenzminima). Die Interferenzlinien markieren auf dem Keil Bereiche konstanter Schichtdicke (Gerthsen et al., 1977; Bergmann und Schäfer, 1978). Wenn der Keilwinkel ϵ verkleinert wird, verringert sich die Anzahl der Interferenzlinien bei zunehmendem Abstand. Eine Vergrößerung des Keilwinkels ϵ erhöht umgekehrt die Anzahl der Interferenzlinien und verringert deren Abstand. Fällt ein Lichtstrahl senkrecht auf die Keiloberfläche (Einfallswinkel $\alpha = 0^\circ$), befindet sich der Schnittpunkt P auf der Keiloberfläche (Abstand X = 0). Je schräger hingegen Licht auf die Keiloberfläche trifft, das heißt je größer der Einfallswinkel α ist, desto mehr entfernt sich der Schnittpunkt P von der Keiloberfläche (Zu-

nahme von X). Der optische Weg (Gangunterschied) der interferierenden Strahlen ist abhängig von der lokalen Schichtdicke d , dem Einfallswinkel α und dem Brechungsindex n der keilförmigen Schicht (Abb. 5). Bei geringem Brechungsindex ($n \sim 1,0$) und sehr kleinem Winkel α (\sim senkrechter Lichteinfall) entspricht der Gangunterschied der doppelten Schichtdicke (Gerthsen et al., 1977; Bergmann und Schäfer, 1978). Die Kohärenzlänge ist abhängig vom Spektralbereich der verwendeten Lichtquelle (Abb. 6). Je schmaler der Spektralbereich, desto größer die Kohärenzlänge (Bergmann und Schäfer, 1978). Die zugehörige Berechnungsformel ergibt für ungefiltertes Weißlicht eine Kohärenzlänge im vorerwähnten Größenordnungsbereich von etwa 1000 nm (errechnet für $\lambda_0 = 550$ nm, $\Delta\lambda = 300$ nm). Für monochromatisches Grünlicht ($\lambda_0 = 540$ nm, $\Delta\lambda = 10$ nm) wächst die Kohärenzlänge auf etwa 30.000 nm an. Eine keilförmige Schicht kann folglich sichtbare Interferenzen erzeugen, wenn sie bei Weißlichtbeleuchtung deutlich dünner als etwa 500 nm ist. Bei monochromatischem Grünlicht muss die Schichtdicke hingegen unter etwa 15.000 nm liegen.

Die Kohärenz des Lichtes ist auch vom Durchmesser und Abstrahlungswinkel der Lichtquelle abhängig (Kohärenzbedingung, Abb. 7). Kohärentes Licht entsteht umso eher, je kleiner der Abstrahlungswinkel α , das heißt je schmaler das abstrahlende Lichtbündel, je kleiner der Durchmesser d der Lichtquelle und je größer die jeweilige Wellenlänge λ ist (Haas und Koch, 1977).

Bei einem Mikroskop ist der bildwirksame Strahlengang durch extrem schmale Lichtbündel mit geringem Winkel α charakterisiert. Zusätzlich nimmt der Durchmesser der optisch wirksamen Lichtquelle mit zunehmender Objektivvergrößerung ab. Durch Schließen der Apertur- und Leuchtfeldblende können sich weitere Verringerungen im Durchmesser des optisch wirksamen Lichtbündels ergeben. Aus der Kohärenzbedingung lässt sich ableiten, dass in einer Digitalkamera bei Adaptation an einem Mikroskop aufgrund des spezifischen Strahlenganges deutlich eher störende Interferenzphänomene entstehen können als unter üblichen fotografischen Bedingungen, bei denen der Durchmesser des bildwirksamen Lichtbündels erheblich größer ist und der Abstrahlungswinkel α nur durch die Öffnungsweite des Objektivs begrenzt wird.

Die Schichtdicke einer Linsenvergütung beträgt etwa $1/4$ der durchschnittlichen effektiven

Lichtwellenlänge, entsprechend etwa 140 nm (Netzwelt-Lexikon, 2006). Ungefiltertes Weißlicht mit einer Kohärenzlänge von etwa 1000 nm kann daher Interferenzerscheinungen an Linsenvergütungen hervorrufen, wenn die Vergütung ungleichmäßig aufgetragen ist und deren Schichtdicke geringfügige Schwankungen zeigt. Es ist bekannt, dass ungleichmäßig vergütete Linsen Newton-Ringe zeigen können (Netzwelt-Lexikon, 2006). In gleicher Weise können bei eng miteinander verkitteten Linsen auch sichtbare Interferenzerscheinungen entstehen, wenn die Fugenbreite zwischen den angrenzenden Linsenflächen geringfügige Schwankungen von Bruchteilen einer Lichtwellenlänge zeigt. Interferenzlinien an einem eben begrenzten, dünn-schichtigen Keil verlaufen geradlinig und parallel. Bei einem dünnen Rotationskörper mit keilförmigem Oberflächenprofil entstehen in analoger Weise konzentrische Interferenzringe anstelle gerader Interferenzlinien.

Es ist prinzipiell unerheblich, ob das Profil einer schräg verlaufenden Keilfläche beziehungsweise eines keilförmig profilierten Rotationskörpers eben oder konkav- beziehungsweise konvexbögig deformiert ist. Bei nicht ebenen Oberflächenprofilen wechselnder Schichtdicke verändert sich der Keilwinkel ϵ punktuell entsprechend dem jeweiligen lokalen Neigungswinkel des Oberflächensegmentes.

Objektgebundene Interferenzen bei Auflichtbeleuchtung (Abb. 4) entstehen in analoger Weise gemäß den dargelegten wellenoptischen Gesetzmäßigkeiten (Piper und Pera, 1980). Die optisch wirksame Schichtdickenänderung von Erythrozyten im Ausstrichpräparat liegt durchschnittlich etwa bei 230 ± 4 nm (ungefärbt) beziehungsweise 670 ± 5 nm (gefärbt) (Pera und Piper, 1980).

Aus diesen Ergebnissen kann veranschaulichend geschlossen werden, dass in einer Digitalkamera sichtbare Interferenzen an Linsenvergütungen oder Linsengrenzflächen entstehen können, wenn fertigungsbedingte optisch wirksame Schichtdickenabweichungen in der Größenordnung der Eindellungstiefen ausgestrichener Erythrozyten vorliegen.

Zusammenfassung und Schlussfolgerungen

Digitale Kompaktkameras sind aufgrund ihrer Massenproduktion in der Regel mit Kunststofflinsen bestückt, bei denen im Vergleich zu

hochwertigen Glaslinsen ein geringerer Konstruktions- und Fertigungsaufwand betrieben wird.

Konstant vorhandene kameraseitige Artefakte können entstehen, wenn sich real vorhandene fertigungsbedingte Strukturen oder Verunreinigungen auf der Oberfläche bestimmter Linsen in das Bild projizieren. Diese Strukturen werden von einer solchen Kamera bei Verwendung an einem Mikroskop relativ scharf abgebildet, da sie innerhalb der deutlich gesteigerten chipseitigen Fokustiefe liegen. Optisch variable Interferenzphänomene können zu sichtbaren Artefakten führen, wenn in der Kamera fertigungsbedingte unerwünschte Schichtdicken-Inhomogenitäten innerhalb des optischen Systems entstehen. Ursächlich in Betracht kommen Ungleichmäßigkeiten der Linsenvergütungen und/oder geringfügige Schwankungen der Spaltbreite zwischen verkitteten Linsen. Hierdurch verursachte Interferenzen werden sichtbar, wenn die lokale Schichtdicke unter der Kohärenzlänge des verwendeten Lichtes liegt und hinreichend kohärentes Licht zur Verfügung steht. Die Entstehung sichtbarer Interferenzartefakte wird durch den Strahlengang des Mikroskops begünstigt, da der Anteil kohärenten Lichtes und die chipseitige Fokustiefe deutlich gesteigert sind.

Mehrfach wurde von Anwendern berichtet, dass die Intensität störender Artefakte von Kamera zu Kamera unterschiedlich sein kann, wobei es offensichtlich auch innerhalb eines bestimmten Kameratyps serienspezifische Unterschiede gibt (Baral, 2004a). Andererseits existieren auch Kameras, welche keine erkennbaren Artefakte in der Mikrofotografie produzieren. Von verschiedenen Autoren (z. B. Baral, 2004b) wurde berichtet, dass die Ausprägung vorhandener Artefakte durch verschiedene Maßnahmen verringert werden kann: Erstellung der Mikrofotos mit geringster Zoom-Brennweite unter Inkaufnahme rund begrenzter Bildfelder mit erheblichen Vignettierungen, nachträgliches manuelles Ausschneiden des bildrelevanten Details im Rahmen Software-gestützter Bildbearbeitung, weitgehender Verzicht auf ein Schließen der Aperturblende, unübliche Höhenverstellungen des Kondensors unter Verzicht auf Köhler'sche Beleuchtung, Einbringung von Mattscheiben in den beleuchteten Strahlengang, Fokussierung der Kamera im Makro-Modus.

Diese Empfehlungen bedingen erhebliche technische Kompromisse. So wird nur ein Bruchteil

der vorhandenen Chip-Fläche für die eigentliche Aufnahme verwendet, Vignettierungen und sonstige suboptimale Beleuchtungsbedingungen werden in Kauf genommen. Die Fokussierung vergleichsweise winzig abgebildeter bildrelevanter Details ist nach Darlegung der betreffenden Autoren so erschwert, dass mehrere Fotos bei geringfügig erschwärter Mikrometer-Fokussierung empfohlen werden, um scharfe Aufnahmen durch Aussortieren zu selektieren.

Vor diesem Hintergrund werden in der praktischen Anwendung eher qualitativ optimierte Ergebnisse konstanter Bildgüte erreichbar sein, wenn eine artefaktfrei arbeitende Aufnahmetechnik zur Verfügung steht. Da letztlich alle in Betracht kommenden Artefakte der beschriebenen Art aufgrund von fertigungs- oder konstruktionsbedingten Unzulänglichkeiten zustande kommen und somit nicht nachträglich beseitigt werden können, sollten vorzugsweise an einem Mikroskop von vornherein nur solche Kameras verwendet werden, die sich bei vorheriger Testung als artefaktfrei erwiesen haben.

Nach eigener Erfahrung arbeiten beispielsweise mehrere Kompaktkameras der Canon Power-shot-Serie, der Casio Exilim-Serie und der Olympus Camedia-Familie artefaktfrei. Als Alternative bietet sich auch eine digitale Spiegelreflexkamera an, welche entweder unter Verzicht auf ein kameraseitiges Objektiv montiert werden kann oder in Kombination mit einem leistungsstarken High-End-Objektiv ebenfalls artefaktfreie Mikroaufnahmen ermöglicht.

Literaturhinweise

- Baral, H.-O.: Methode zur völligen Vermeidung von Ringartefakten unter Ölimmersion (100x-Objektiv) bei Coolpix 4500 mittels Beschränkung auf die kleinstmögliche Brennweite (Zoom-Stellung auf maximalen Weitwinkel), 2004a
<http://www.gbif-mycology.de/HostedSites/Baral/coolpix-ringartefakte.htm>
<http://freenet-homepage.de/invivoveritas/coolpix-ringartefakte.pdf>
- Baral, H.-O.: Vollständige Vermeidung von Ringartefakten bei Coolpix-Kameras, 2004b.
http://www.gbif-mycology.de/HostedSites/Baral/coolpix-summary_d.htm
- Bergmann, L., Schäfer, C.: Lehrbuch der Experimentalphysik. Bd. III, Optik. de Gruyter, Berlin 1978.
- Gerthsen, Ch., Kneser, H. O., Vogel, H.: Physik. Springer, Berlin 1977.
- Haas, U., Koch, W.: Physik-Lehrbuch für Pharmazeuten und Mediziner. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH, Stuttgart 1977.

Haase, G.: Physik für Mediziner. Akademische Verlagsgesellschaft, Wiesbaden 1976.

Henkel, K.: Artefakte in Mikrografien, 2004. <http://www.mikroskopie-muenchen.de/coolpix-artefact-report.pdf>

Linkenheld, Ch.: Die Kompaktkamera am Mikroskop – Störungen bei der Bildentstehung, 2006. http://www.mikroskopie.de/kurse/digitalkamera_am_mik/schmutz.htm

Netzwelt-Lexikon: Vergütung (Optik), 2006. [http://www.netzwelt.de/lexikon/Verg%C3%BCtung_\(Optik\).html](http://www.netzwelt.de/lexikon/Verg%C3%BCtung_(Optik).html)

Pera, F., Piper, J.: Quantitative morphological analysis of erythrocytes by reflection contrast microscopy. *Blut* 41, 377–386 (1980).

Piper, J., Pera, F.: Rekonstruktion des Oberflächenreliefs von Erythrocyten mit Hilfe der Leitz-Reflexionskontrast-Einrichtung. *Leitz-Mitteilungen Wissenschaft und Technik VII/7*, 230–234 (1980).

Verfasser: Prof. Dr. med. Jörg Piper, Meduna-Klinik, Clara-Viebig-Str. 4, 56864 Bad Bertrich

Kurze Mitteilung

Reversibler Verschluss von Siebröhren – Ferngesteuert

Die Siebröhren des Phloems dienen dem Ferntransport von Photosynthese-Produkten bei Angiospermen (Bedecktsamern). Die einzelnen Siebelemente sind durch Siebplatten mit mehr oder weniger weiten Poren voneinander getrennt. Wenn das Phloem verletzt wird, werden die Siebporen schnell durch Callose, einem Polysaccharid, verschlossen. Bei Schmetterlingsblütlern werden sie außerdem durch Proteine verstopft, die durch die Auflösung von großen Proteinkörpern (Forisomen) frei werden.

Furch et al. (2007) haben bei Blättern der Saubohne (*Vicia faba*, Schmetterlingsblütler) untersucht, wie dieses Verschließen ausgelöst wird und wie es abläuft. Sie haben das Phloem der Haupt-Blattader 3–5 cm von der Blattspitze vorsichtig mit einer Rasierklinge freigelegt, dieses Fenster dann in Wasser und/oder eine Farblösung eingebettet und mit Konfokalen Laser Scanning Mikroskopen untersucht. Sie haben außerdem die Elektropotentiale in den Siebröhren gemessen und Potential-Änderungen mit dem Farbstoff RH-414 sichtbar gemacht.

Kurz nach dem Einstich der Elektrode in ein Siebelement zerfällt das Forisom, kondensiert aber nach etwa einer Minute wieder. Wenn dann die 3–4 cm von dem Untersuchungs-fenster entfernte Blattspitze angebrannt wird,

lässt sich nach 15–20 sec eine starke Elektropotentialwelle messen. Etwa gleichzeitig löst sich das Forisom auf. Seine Proteine kondensieren aber nach 7–15 min erneut. Die Siebporen werden durch Callose verschlossen. Nach etwa 20 min erreicht die Callose-Bildung ihren Höhepunkt. Die Callose wird in den nachfolgenden 1–2 h wieder abgebaut. Wenn die Blattspitze nicht angebrannt, sondern angeschnitten wird, gibt es diese Effekte nicht. Die Siebröhren in Tomatenblättern reagieren ähnlich.

Die Autoren interpretieren ihre Befunde so: Wenn die Blattspitze angebrannt wird, entsteht eine Elektropotentialwelle, die schnell longitudinal nach hinten wandert. Sie veranlasst den Einstrom von Calcium-Ionen in das Cytosol der Siebelemente. Das induziert den Zerfall der Forisomen und die Callose-Ablagerung in den Siebporen. Wenn die Calcium-Konzentration wieder auf den ursprünglichen Wert zurückgeht, werden die Siebporen wieder frei.

Literaturhinweis

Furch, A. C. U., Hafke, J. B., Schulz, A., van Bel, A. J. E.: Ca²⁺-mediated remote control of reversible sieve tube occlusion in *Vicia faba*. *J. exp. Bot.* 58, 2827–2838 (2007).

Eberhard Schnepf, Wiesloch

Der Moosfarn *Azolla* und seine Alge

Rupert Lenzenweger

Bei einem Besuch im Gartencenter eines Baumarktes, Abteilung für Sumpf- und Wasserpflanzen fiel mir auf, dass in mehreren Seerosenbecken kleine, grüne, stellenweise auch leicht rotbraun gefärbte Pflänzchen nicht nur die ganze Wasseroberfläche bedeckten, sondern auch, wie das neben den Becken am Boden liegende Material zeigte, zeitweise vom Verkaufspersonal sogar abgeschöpft werden mussten.

Bei genauerer Betrachtung stellte sich so gleich heraus, dass es sich hier keinesfalls um die allgemein verbreiteten Wasserlinsen handelt. Ein wenig davon mit nach Hause genommen, bestätigte sich meine anfängliche Vermutung, dass es sich da um einen Vertreter der Moosfarngewächse (Fam. Azollaceae) handelt und zwar um den großen Algenfarn *Azolla filiculoides* (Abb. 1). Diese Moosfarngewächse sind weltweit verbreitet, gedeihen vornehmlich aber in wärmeren Gebieten. Im Zuge der Klimaerwärmung besteht damit die berechtigte Vermutung, dass diese Gewächse zukünftig auch einmal in unseren Breiten in den natürlichen Gewässern heimisch werden.

Dieser kleine, sehr einem Moospflänzchen ähnliche Farn hat echte, ins Wasser hängende Wurzeln. Die Blättchen sind schuppenartig entlang eines Stranges in zwei Reihen angeordnet und haben einen Ober- und einen Unterlappen. Von ganz besonderem Interesse für einen Mikroskopiker ist aber, dass in einer Einbuchtung der Blattoberlappen die Blaualge *Trichormus azollae* (Abb. 2 und 3) vorkommt und mit dem Wirt eine Symbiose bildet. Diese Cyanophyceae ist nämlich in der Lage, mit Hilfe ihrer Heterocysten (Abb. 3, Pfeil) den atmosphärischen Stickstoff zu binden und so dem Wirt zusätzliche Nährstoffe zu liefern, während dieser seinerseits der Blaualge einen schützenden Unterschlupf bietet.

Literaturhinweise

Hindak, F.: Fotografický atlas mikroskopických sinic. Veda vydavateľstvo Slovenskej Akadémie vied, Bratislava 2001.

Jahns, H. M.: BLV Bestimmungsbuch – Farne, Moose, Flechten (Mittel-, Nord- und Westeuropa). BLV Verlagsgesellschaft, München 1981.

Verfasser: Prof. Rupert Lenzenweger, Schlossberg 16, A-4910 Ried/Innkreis, Österreich

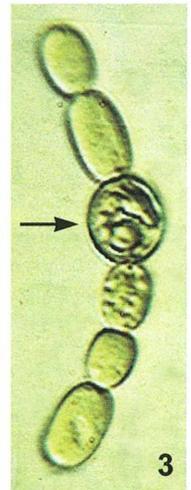
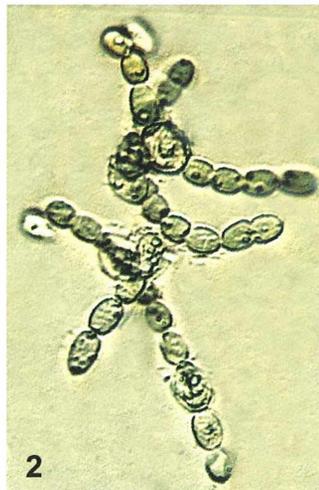
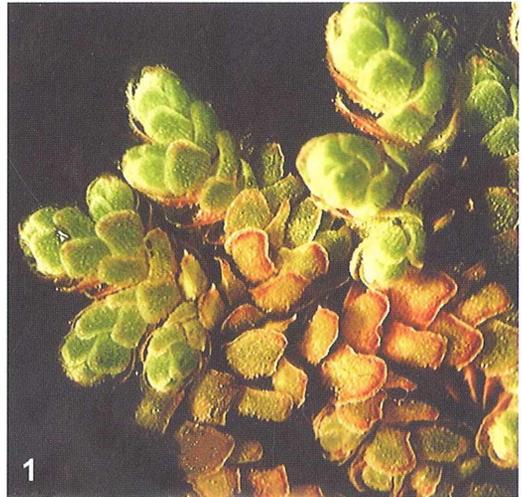


Abb. 1: Der Moosfarn *Azolla filiculoides*. Verg. 10fach. – Abb. 2 und 3: Die Cyanophyceae *Trichormus azollae*. Der Pfeil in Abbildung 3 weist auf eine Heterocyste. Verg. 100fach (Abb. 2), 300fach (Abb. 3).

Arretierung von Mikrofossilien bei der Präparation durch Schmelzfixierung

Eberhard Raap

Legepräparate von Diatomeen, Radiolarien, Foraminiferen, Silicoflagellaten oder Schwammnadeln begeistern viele Mikroskopiker, und sie fragen nach der minutiösen Technik und den notwendigen Hilfsmitteln, die solche Präparate möglich machen.

Präparatoren wie Möller in Wedel, Thum in Leipzig oder Elger in Eutin haben diese Legepräparationstechnik in den letzten 150 Jahren entwickelt, immer weiter verbessert und mit höchster Präzision ausgeführt. Im MIKROKOSMOS beschreibt Burba (2007) mit Bildbeispielen das Wirken von Johann Diedrich Möller, über die Kunst Diatomeen zu legen. Immer wieder wird die Frage nach einem geeigneten Klebemittel zum Fixieren der gelegten Objekte gestellt. Im Artikel von Burba gibt es Hinweise auf Methoden, die Möller benutzt hat.

Die bisherig in der Literatur genannten Klebemittel nutzen das Klebeverhalten mit aufgebracht Feuchtigkeit aus. Beispielsweise besteht der Klebegrund nach Debes (Göke, 1974) vorwiegend aus Gelatine. Durch Anhauchen der dünnen, auf dem Deckglas aufgetragenen Gelatineschicht kommt es zu einem Klebeeffekt, der die gelegten Objekte mit dem Klebegrund verklebt und somit fixiert. An einen Klebegrund werden verschiedenste physikalische und chemische Anforderungen gestellt. Eine wichtige Forderung ist die Beständigkeit gegenüber dem Lösungsmittel des Einschlussmediums.

Durch die Niederschrift über das Lebenswerk von Möller wurde ich angeregt, einen Klebegrund auf Schellackbasis zu entwickeln. Bisher habe ich diesen Klebegrund bei der Anfertigung von Radiolarien-Kreispräparaten, Foraminiferen-Fundortplatten und Streupräparaten erfolgreich eingesetzt. Hauptbestandteil des Klebegrundes ist ein Schellack der Marke Dreiring EW der Stroever GmbH & Co. KG Bremen. Dieser Schellack ist entwachst und gebleicht. Als Besonderheit hat er einen hohen Schmelzbereich von 90–105 °C, weshalb diese Sorte ausgewählt wurde. Da die Einschlussharze der Präparate über längere Zeit bei circa 55 °C im

Trockenschrank zum Abdunsten des Lösungsmittels getrocknet werden müssen, ist die Verwendung von Dreiring-Schellack mit einem hohem Schmelzbereich als günstig anzusehen. Der Hersteller garantiert allerdings nur eine Haltbarkeit des Rohmaterials von sechs Monaten, da sich danach die Löslichkeit verschlechtern kann. Es wird eine Aufbewahrung im Kühlschrank empfohlen, zudem sollte das gläserne Aufbewahrungsgefäß gegen Feuchtigkeit Zutritt mit einem Dichtband gut verschlossen sein.

Herstellen des Klebegrundes

Zur Bereitung der Stammlösung werden 2 g Schellack Dreiring EW in 50 ml Isopropanol (wasserfrei) gelöst und filtriert. Zur Herstellung der Gebrauchslösung werden 1,5 ml Stamm-

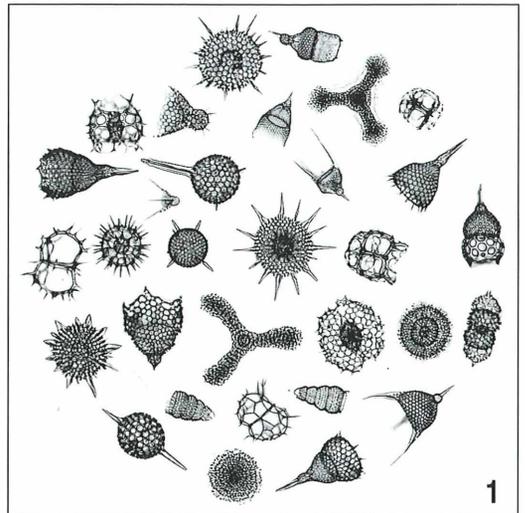


Abb. 1: Legepräparat, rezente Radiolarien von der Sulu-See befestigt durch Schmelzfixierung.

lösung mit 1 ml wasserfreiem Isobutanol, 1 ml Äther sowie 1 ml wasserfreiem Isopropanol gut vermischt. Isobutanol hat hierbei die Aufgabe, das Trocknen des Klebeggrundes zu verlangsamen. Die Zugabe von Äther wurde gewählt, um die Verteilung der Gebrauchslösung auf dem Glaträger zu verbessern. Isopropanol dient nur als Verdünnungsmittel und kann der jeweiligen Anwendung in der Menge angepasst werden. Schellack ist nicht in Äther löslich!

Anwendung und Präparationshinweise

Das saubere, zu beschichtende Deckglas wird zunächst in einem Äther-Alkohol-Gemisch entfettet, und nach dem Herausnehmen wird das anhaftende Entfettungsgemisch in einer Bunsenbrennerflamme abgebrannt. Achtung: Brandgefahr! Der Bunsenbrenner ist weit entfernt vom Entfettungsgefäß aufzustellen, günstig am

Nebentisch. Das Entfettungsgefäß ist immer wieder sofort zu verschließen.

Auf das Deckglas werden nun 1–2 Tropfen der Gebrauchslösung des Klebeggrundes aufgebracht und durch Schwenken gleichmäßig verteilt. Das Deckglas ist zum Trocknen in eine mit Filterpapier ausgelegte Petrischale abzulegen. Das Trocknen hat langsam ohne zusätzliche Wärmezufuhr zu erfolgen, da sonst Unregelmäßigkeiten auf der Oberfläche der auf-trocknenden Klebeggrundschicht entstehen. Nach dem Trocknen kann das Legen der Objekte unter dem Präpariermikroskop vorgenommen werden. Auf das Legen soll in diesem Aufsatz nicht eingegangen werden.

Nach dem Legen erfolgt auf einer Wärmeplatte (Bügeleisen) bei etwa 100 °C durch kurzes Auflegen ein Anschmelzen des Schellacks. Die gelegten Objekte werden hierdurch unverrückbar befestigt. Ich nenne diesen Vorgang Schmelzfixierung. Der Einschluss erfolgt anschließend über Xylol in das entsprechende Einschluss-

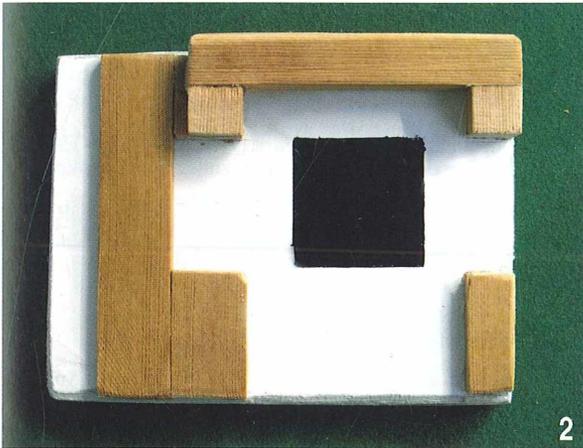


Abb. 2: Arretierungshilfe für Objektträger. – **Abb. 3:** Streumasken. – **Abb. 4:** Präparation, Aufstreuen des geschlämmten Materials. – **Abb. 5:** Auf dem Objektträger durch Schmelzfixierung arretierte Mikrofossilien.

medium. Abbildung 1 zeigt ein Radiolarien-Kreispräparat, das auf diese Weise hergestellt wurde.

Bei der Anfertigung von Streupräparaten auf Objektträgern von ausgeschlammten trockenen Mikrofossilien werden von manchen Präparatoren diese in dünnen Balsam eingebracht, um die Luft aus den Gehäusen beim Trocknen des Einschlussmittels zu verdrängen. Bei dieser Methode kommt es durch das Diffusionsgefälle des Lösungsmittels unter dem Deckglas zum nachteiligen Abwandern der Fossilien zum Deckglasrand. Zur Verbesserung dieser Präparationsarbeiten wurde daher bei der Herstellung von Streupräparaten bei mikropaläontologischen Untersuchungen die Schmelzfixierung von mir erfolgreich eingesetzt. Zur Vorbereitung wird, wie vorher beschrieben, ein Objektträger gereinigt und mittig die Gebrauchslösung des Klebgrundes aufgetropft, verteilt und langsam getrocknet.

In eine einfach herstellbare Arretierungshilfe (Abb. 2) wird der Objektträger positioniert eingeschoben. Die Arretierungshilfe besitzt zwei Führungsleisten zur Positionierung des Objektträgers, und mittig ist eine Aussparung zum Einsetzen der Streumaske. Die Mitte der Arretierungshilfe ist geschwärzt, und darunter wurde ein Dauermagnet eingeklebt. Die Streumaske (Abb. 3) ist ebenfalls geschwärzt und besteht aus dünnem Blech (Dosendeckel). Durch den darunter befindlichen Dauermagnet wird die Streumaske fest auf dem getrockneten Klebgrund des Objektträgers positioniert. Die Schwärzung zeigt besser die Verteilung und Streudichte des aufgebrauchten Materials.

Die Fossilien werden mit einem „scharfen Löffel“ aufgenommen und gleichmäßig über dem Loch der Streumaske aufgestreut (Abb. 4). Durch diese Maske erhält man eine örtlich begrenzte Verteilung der aufgebrauchten Objekte,

und es geht auch wenig Material beim Streuen verloren. Nachdem das Material aufgestreut wurde, wird die Maske vorsichtig entfernt und der Objektträger auf einer Wärmeplatte kurzzeitig bei 100 °C erwärmt. Der Schellack der Klebgrundschicht schmilzt leicht, wird dadurch klebrig und arretiert durch diese Schmelzfixierung die aufgestreuten Fossilien (Abb. 5).

Nach Abkühlung kann der Objektträger noch mit der Kante auf einer harten Unterlage leicht aufgestoßen werden, damit die beim Aufstreuen übereinander geratenen Fossilien, die nicht verklebt wurden, entfernt werden. Der Objektträger wird zum Verdrängen der Luft aus den Fossiliegehäusen in ein Gefäß mit Xylol gestellt. Anschließend erfolgt das Einschließen unter einem passenden Deckglas mittels Einschlussharz wie beispielsweise Dammarharz, Malinol oder Neutralbalsam mit anschließender Trocknung bei etwa 55 °C. Das Entlüften in Xylol kann durch das Wirken eines Unterdruckes, zum Beispiel durch Einstellen des Gefäßes in einen Exsikkator, beschleunigt werden.

Literaturhinweise

- Burba, M.: Johann Diedrich Möller (1844–1907) – Über die Kunst Diatomeen zu legen. *Mikrokosmos* 96, 7–17 (2007).
 Göke, G.: Gelegte Präparate von Diatomeen, Radiolarien und Foraminiferen. *Mikrokosmos* 63, 223–228 (1974).

Hersteller- und Lieferfirma für Schellack

Schellackwerk Stroever GmbH & Co.KG, Auf der Muggenburg 11, 28217 Bremen.
 Internet: www.stroever.de

Verfasser: Eberhard Raap, Georg-Schumann-Str. 15, 06526 Sangerhausen



In Deutschland leiden mehr als 30.000 Jugendliche an einer rheumatischen Erkrankung. Rheuma ist kein Wehwechen, sondern eine schwere chronische Krankheit.

Mehr Infos unter www.Rheuma-Liga.de

Inulin – Reservestoff in Speicherorganen

Eberhard Schnepf

Inulin ist ein Polysaccharid (Vielfachzucker), das als Reservestoff in den Vakuolen von pflanzlichen Speicherorganen gelöst ist. Es kann durch Alkohol in Form von Sphärö-kristallen ausgefällt werden und ist dann mikroskopisch erkennbar.

Inulin ist ein Fructan (Makromolekül aus Fruchtzucker). Es besteht aus meist mehr als 20, oft über 40 oder mehr β -D-Fructose-Molekülen. Das Ende der Kette wird von einem D-Glucose-Molekül gebildet. Der Polymerisationsgrad von Inulin ist also nicht sehr hoch. Es ist daher in den Zellsäften von Vakuolen gelöst. Inulin ist das typische Reservopolysaccharid von Korbblütlern. Es wird in Knollen (Dahlien, Topinambur), in Rüben (Zichorien, Löwenzahn) und in Wurzeln (Schwarzwurzeln) gespeichert, nicht aber bei einjährigen Kompositen (Korbblütlern). Bis zu 50% des Trockengewichtes der Speicherorgane können aus Inulin bestehen. Inulin kommt auch in anderen

Pflanzenfamilien vor, dann aber meist nur in geringen Konzentrationen. Am meisten hochmolekulares Inulin enthalten Topinambur-Knollen im Spätsommer und Herbst. Im Winter wird es teilweise depolymerisiert und beim Austrieb im Frühling vollständig abgebaut (Meier und Reid, 1982).

Als Fructan ist Inulin ein geeignetes Kohlenhydrat für Diabetiker, vor allem aus Topinambur-Knollen (Kartoffelersatz) und aus Schwarzwurzeln. Der Mensch hat allerdings keine Inulin abbauende Inulase. Inulin wird daher, vor allem im Dickdarm, von Mikroorganismen abgebaut. Inulin aus Topinambur wird auch mit spezifischen Hefen großtechnisch zu Industrie-Alkohol oder Schnaps vergoren, vor allem in Frankreich, aber auch in Südwestdeutschland (Abb. 1). Beim Rösten der Zichorienwurzeln entsteht aus dem Inulin Oxymethylfurfurol. Das hat ein Kaffee-ähnliches Aroma, weshalb Zichorienwurzeln bis in den 2. Weltkrieg hinein als Kaffee-Ersatz benutzt wurden (Franke, 1985).

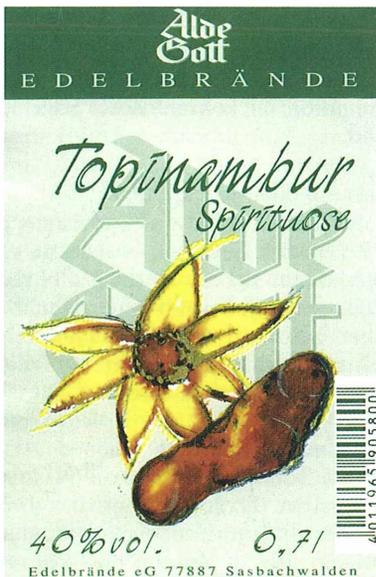


Abb. 1: Etikett einer Flasche mit Schnaps, der durch die Vergärung von Topinambur-Inulin hergestellt wurde.

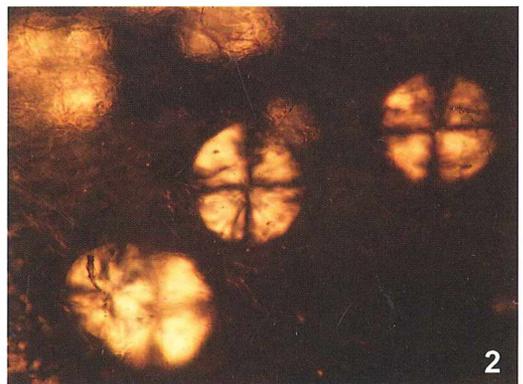


Abb. 2: Inulin-Sphärökrystalle in einer Topinambur-Knolle. Polarisationsmikroskopie. Vergr. 90fach.

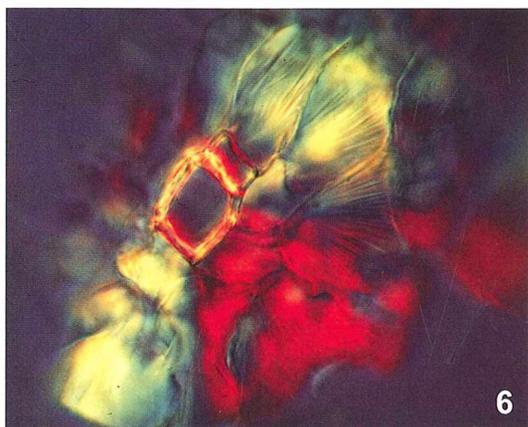
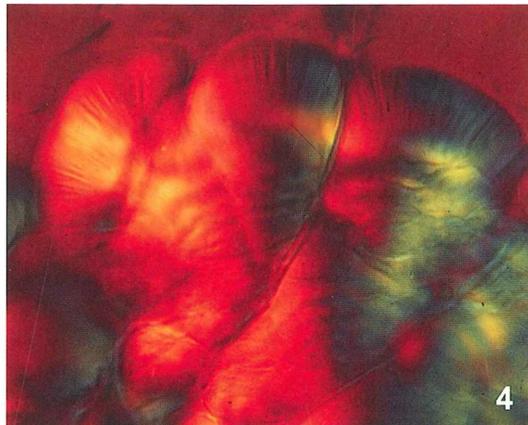
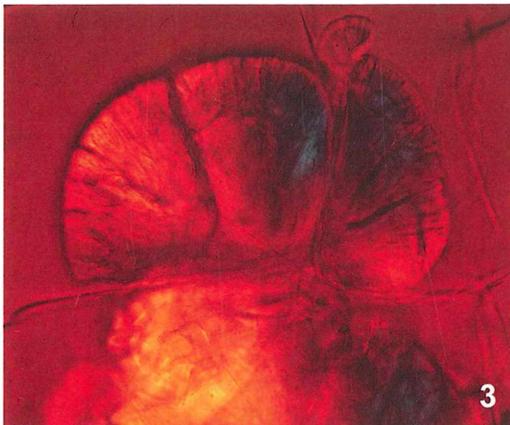


Abb. 3–6: Inulin-Sphärokristalle. Differentialinterferenzkontrast + Gipsplättchen. Vergr. 370fach. – Abb. 3: Aus einer Dahlienknolle; radiale Risse. – Abb. 4: Aus einer Dahlienknolle; mit radialer Streifung und konzentrischen Rissen. – Abb. 5: Aus einer Löwenzahnrübe; mit konzentrischer Schichtung. – Abb. 6: Aus einer Dahlienknolle; ein Xylem-Element umgebend.

Für den Mikroskopiker bietet Inulin im natürlichen Zustand des Pflanzenteils nichts. Es ist nicht sichtbar. Wenn man aber Stücke von Dahlien-Knollen, Topinambur-Knollen oder Löwenzahn-Rüben in 90–96% Alkohol legt (am besten im Herbst) und aus den Blöckchen nach einigen Stunden Schnitte anfertigt und diese in Alkohol oder Phenol mikroskopiert, sieht man im Gewebe Sphärokristalle (Abb. 2–6). Das hat Sachs 1864 entdeckt, zitiert nach Meier und Reid (1982). Das Polarisationsmikroskop zeigt, dass sie doppelbrechend, also kristallin sind, und dass die Molekülketten radial angeordnet sind. Dies erkennt man auch an radiär verlaufenden, rissartigen Strukturen in den Sphärokristallen (Abb. 3 und 4). Diese sind außerdem manchmal konzentrisch geschichtet (Abb. 5).

Die Sphärokristalle sind groß, meistens größer als die Zellen des Gewebes, in dem sie sich befinden. Manchmal liegt einem Halbkristall in einer Zelle ein Halbkristall in der Nachbarzelle gegenüber. Sehr oft, vor allem im Herbst bei hohem Inulin-Gehalt, sind mehrere (Teil-)Sphärokristalle zu Aggregaten vereinigt. Diese liegen nicht selten in der Nähe von Xylem-Elementen (Abb. 6). Daraus lässt sich schließen, dass der Alkohol die Tonoplasten und die Plasmamembranen zerstört. Dadurch kann das Inulin in das Gewebe diffundieren. Es folgt dabei dem Wasserstrom, der durch den hochkonzentrierten Alkohol verursacht wird. Der Alkohol dringt dabei vorzugsweise durch Xylem-Elemente in die Gewebelöckchen ein. Stellenweise wird die Wasserkonzentration so gering,

dass das Inulin dort ausfällt, wobei sich Kristallisationskeime anscheinend gegenseitig induzieren. Ganz am Rande der Gewebestückchen diffundiert das Inulin aus, ohne eine zur Kristallisation ausreichende Konzentration erreicht zu haben. Wie nicht anders zu erwarten, lösen sich die Sphärokristalle im Wasser wieder auf. Das kann einige Stunden dauern, kann aber auf Minuten beschleunigt werden, wenn man die Schnitte in Wasser liegend erhitzt. In Phenol bleiben die Sphärokristalle erhalten.

Die Sphärokristalle bilden sich also beim Entzug des Gewebewassers, wobei Diffusionsprozesse eine Rolle spielen. Was passiert, wenn das Wasser nicht durch Alkohol, sondern durch Trocknen der Gewebestückchen an der Luft reduziert wird? Dann bleibt die Semipermeabilität der Membranen längere Zeit erhalten und das Inulin diffundiert nicht in das Gewebe, sondern bleibt in der Zelle. Auch hier fällt es

schließlich aus. Es bildet eine doppelbrechende Füllung der stark geschrumpften Zelle, aber keine Sphärokristalle.

Wir lernen daraus, dass Schnitte durch getrocknete Blöckchen in Alkohol oder Phenol mikroskopiert werden sollten, aber nicht in Wasser.

Literaturhinweise

Franke, W.: Nutzpflanzenkunde, 3. Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart 1985.

Meier, H., Reid, J. S.: Reserve polysaccharides other than starch in higher plants. In: Loewus, F. A., Tanner, W. (eds.): Encyclopedia of plant physiology, new series, Vol. 13A: Plant carbohydrates I, Intracellular carbohydrates, p. 418–471. Springer Verlag, Berlin 1982.

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

Kurze Mitteilung

Algenblüte und Bewölkung

Das plötzliche, massenhafte Auftreten bestimmter Algen führt zu einer Grünfärbung und Trübung der Gewässeroberfläche, die Algenblüte genannt wird. Algenblüten können riesige Wasseroberflächen bedecken, zumal in eutrophierten Gewässern, wenn große Mengen Nährstoffe (Nitrate, Phosphate, Eisen) vorhanden sein. Wenn viele Algen auftreten, dann wird durch die Bakterien, welche die toten Algen fressen, der Sauerstoff im Wasser verbraucht, sodass es zu einem Fischsterben kommen kann. Nun hat man gefunden, dass die Algenblüte auch die Bewölkung über den Ozeanen in südlichen Breiten beeinflussen kann. Phytoplankton produziert nämlich Verbindungen, die durch die Wellenbewegungen und das Sprühen des Wassers zu Aerosolen werden können. Diese Aerosole wirken als Kondensationskerne für Wolken. Durch Satellitenaufnahmen hat man den Bewölkungsgrad und die Stärke der Algenblüte in Beziehung bringen können. Dabei zeigt es sich, dass die hohe biologische Produktivität (gemessen als Chlorophyll-Gehalt) signifikant die niedere Wolkenschicht über der Wasseroberfläche beeinflusst: Die Zahl der Nebeltropfen über Ozeanflächen mit

Algenblüte ist verdoppelt. Dies wird der Änderung in der Größe und chemischen Zusammensetzung der Kondensationskerne für Wolken zugeschrieben. Manche Aerosoltropfen enthalten Gase, aber auch Schwefel. Die Schwefelkristalle ziehen Wasser an, sodass Tropfen entstehen. Man spricht jetzt von sekundären organischen Aerosolen. Diese entstehen durch Oxidation des von den Algen ausgeschiedenen Gases Isopren. In Modellversuchen konnte man zeigen, dass 100% der beobachteten Wolkenänderungen den Eigenschaften der mit Hilfe des Phytoplanktons gebildeten sekundären Isopren-Aerosolen zugeschrieben werden kann. Auf diese Weise kommt es zu großen Veränderungen im kurzwelligen Strahlenflux in der Atmosphäre.

Literaturhinweis

Meskhidze, N., Nenes, A.: Phytoplankton and cloudiness in the Southern Ocean. *Science* 314, 1419–1423 (2006).

H. F. Linskens, Nijmegen

Inkohärent, kohärent, partiell kohärent – Zum mikroskopischen Auflösungsvermögen Teil 2: Two Point Resolution

Hinrich Husemann

Die in Teil 1 behandelte beugungsbegrenzte Abbildung leuchtender Punkte (Airy-Figuren) wird hier auf die auf H. von Helmholtz zurückgehende „Zwei-Punkte-Auflösung“ (two point resolution) angewandt.

Die Auflösung leuchtender Objektpunkte setzt voraus, dass bei Überlappung ihrer Bilder – jedes eine wie die in Teil 1 besprochene Airy-Figur – ein für Beobachter beziehungsweise Bildsensor noch erkennbares Minimum zwischen den Intensitätsmaxima über ihren geometrischen Bildpunkten, das heißt ein ausreichender Kontrast, besteht. Der Verlauf des jeweiligen Intensitäts-„Gebirges“ in der Bildebene und damit auch die Auflösungsgrenze hängt mit vom Kohärenzgrad der die Objektpunkte beleuchtenden und von ihnen weitergehenden Strahlung ab. Hier können nur die beiden relativ einfachen Grenzfälle vollständiger Inkohärenz und Kohärenz genauer behandelt werden. Bezüglich der partiellen Kohärenz beschränkt sich diese Betrachtung auf die Abhängigkeit des Kohärenzgrades von der Beleuchtungsapertur (selbstleuchtende Punkte sind ja untereinander inkohärent).

Die Abbildungen 1a und b versuchen zunächst den visuellen Eindruck zweier noch aufgelöster inkohärenter Punktabbildungen zu vermitteln: 1a für so genannte totale, 1b für Auflösung nach dem Rayleigh'schen Kriterium. Die Abbildungen 2a–d geben dazu eine quantitative Darstellung.

Die bei Abbildung inkohärent leuchtender Objektpunkte erzeugten Punkt bildfunktionen (Intensitäten, in Abb. 2 einfache Linien) überlagern sich – wie in Teil 1 erläutert – in der Bildebene einfach additiv zu einem (dort grau ausgefüllten) Intensitätsgebirge. Benachbarte Objektpunkte gelten nur dann als aufgelöst, wenn dieses zwischen ihren geometrischen Bildpunkten ein noch wahrnehmbares Minimum hat. Da das aber auch von den Eigenschaften des Empfängers abhängt, wurden zur objektiveren

Vergleichbarkeit verschiedene – im Prinzip willkürliche – Auflösungskriterien definiert. Diese orientieren sich am geometrischen Verlauf des bei der Überlagerung der Punkt bildfunktionen zweier gleich heller Objektpunkte entstehenden Intensitätsgebirges. Die jeweils resultierende Auflösungsgrenze d ergibt sich als der ins Objekt zurückprojizierte Abstand der beiden noch als getrennt erkennbar definierten Intensitätsmaxima über den geometrischen Bildpunkten entsprechend $d = f \times (\lambda v/NA)$ (Gleichung 1, Teil 1). Diese Kriterien sind unter Angabe des jeweiligen Vorfaktors f in Abbildung 2a–d dargestellt:

Abbildung 2a: Bei so genannter totaler Auflösung fallen die einander zugekehrten 1. Minima der beiden Punkt bildfunktionen aufeinander. Die Intensität zwischen beiden Maxima wird damit 0, der Kontrast 1. Der Abstand der Maxima über den geometrischen Bildpunkten ist gleich dem doppelten Radius des Airy-Scheibchens. Für die Auflösungsgrenze ergibt sich also $d = 2r = 1,22 (\lambda v/NA)$, das heißt $f = 1,22$.

Abbildung 2b: Das meistbenutzte Kriterium nach Rayleigh nimmt gerade noch Auflösung an, wenn das Maximum der einen Punkt bild-

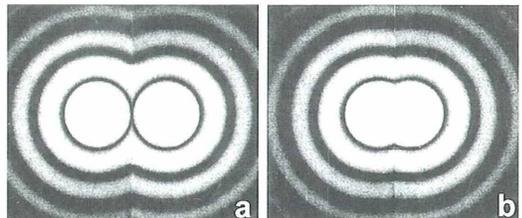


Abb. 1: Auflösung bei inkohärenter Punkt-abbildung: a total, b nach Rayleigh.

funktion auf das 1. Minimum der anderen fällt. Es gilt somit $f = 0,61$. Die Absenkung im Intensitätsgebirge zwischen den beiden Maxima errechnet sich dabei zu 26,5% (d. h. die Intensität dort zu 73,5% der des Maximums), der resultierende Kontrast V zu 0,153 (15,3%). Zu Vergleichszwecken wird anstelle dieser ursprünglichen Definition oft nur die charakteristische Intensitätsabsenkung von 26,5% zwischen benachbarten gleich hohen Maxima benutzt.

Abbildung 2c: Bei der so genannten Grenzauflösung schneiden sich die Punktbildfunktionen gerade in Halbwertshöhe, und es verbleibt nur noch ein kleinerer Intensitätsattel: $f = 0,51$.

Abbildung 2d: Beim Kriterium nach Sparrow schließlich ist ein trennendes Minimum gerade nicht mehr vorhanden und endgültig keine Auflösung mehr möglich: $f = 0,47$.

Die hier genannten Werte für f in Gleichung 1 aus Teil 1 gelten nur unter den genannten idea-

lisierenden Voraussetzungen. Sie demonstrieren dennoch, dass und wie das Auflösungsvermögen auch vom individuellen Mindestkontrast, den die unterschiedlichen Strahlungsempfänger noch bewältigen können, abhängt. Das viel benutzte Rayleigh'sche Auflösungskriterium ist eben eine – für Vergleichszwecke praktische – Konvention, kein Naturgesetz.

Kohärente Abbildung

Der Abstand zweier kohärent (und phasengleich) leuchtender Objektpunkte werde zunächst zu $\Delta x = 0,61$ ($\lambda v/NA$) angenommen. Inkohärent leuchtend würden sie dann – entsprechend dem Rayleigh-Kriterium nach Abbildung 2b – gerade noch aufgelöst. Abbildung 3a zeigt das resultierende Intensitätsgebirge $I(x)$ (innen grau), wie es sich nach vorheriger Addition beider Amplitudenfunktionen $A(x)$ – also durch Interferenz – und folgender Quadrierung von deren Summe (im Bild zur Erhaltung der Übersichtlichkeit nicht dargestellt) in der Bildebene ergibt. Dieses zeigt kein Minimum. Die Punkte werden nicht aufgelöst.

Eine Intensitätsabsenkung von 26,5% zwischen den Punkten der geometrischen Abbildung, und damit auch ein Kontrast entsprechend dem Rayleigh-Kriterium, ergibt sich hier – wie in Abbildung 3b gezeigt – erst für einen Objektpunkt-Abstand von $\Delta x = 0,83$ ($\lambda v/NA$). Es gilt also $f = 0,83$; die Auflösungsgrenze d bei kohä-

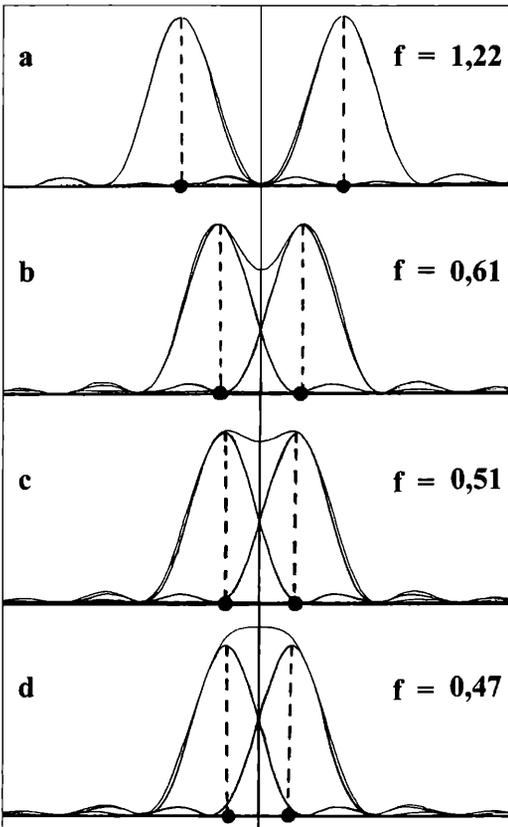


Abb. 2: Auflösungskriterien bei inkohärenter Punktabbildung: a totale Auflösung, b Rayleigh-Kriterium, c Grenzkriterium, d Sparrow-Kriterium.

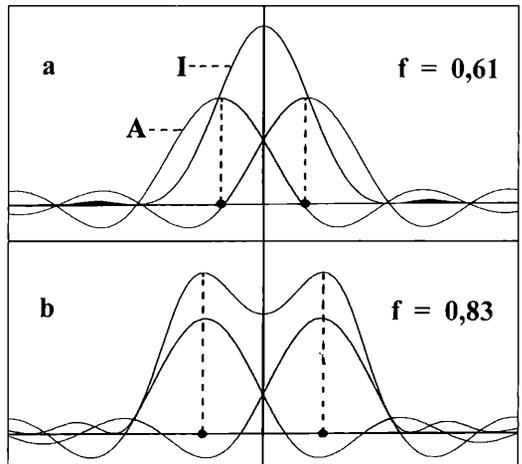


Abb. 3: Auflösungsvermögen bei kohärenter Punktabbildung: Erst Konfiguration b genügt dem Rayleigh-Kriterium.

rener Beleuchtung ist danach um circa 35% größer als bei inkohärenter Beleuchtung, das Auflösungsvermögen entsprechend geringer.

Zur partiellen Kohärenz

Auf von realen flächenhaften Lichtquellen beleuchteten Schirmen sind – wie in Teil 1 erläutert – keine Interferenzfiguren sichtbar. Unter bestimmten Voraussetzungen kann aber die von dort beleuchteten Punktpaaren weitergegebene Strahlung dennoch – zumindest partiell – kohärent sein.

Hierzu Abbildung 4: Eine kreisrunde und als homogen angenommene thermische Lichtquelle LQ – zum Beispiel die Mikroskoplampe – beleuchtet aus dem Abstand z senkrecht die zu ihr parallele Objektebene OE. Sie erscheint von

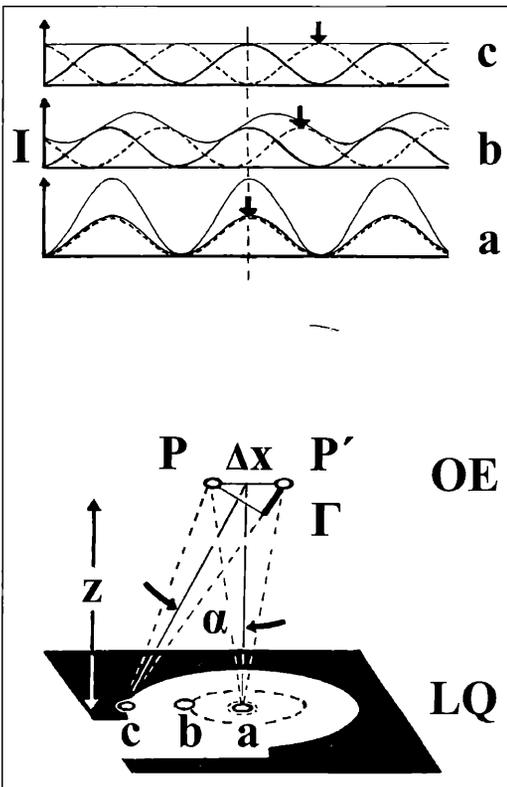


Abb. 4: Zu Kohärenzverhältnissen auf von thermischen Lichtquellen beleuchteten Flächen. LQ Lichtquelle, OE beleuchtete Fläche (Objektebene), P, P' Objektpunkte, Δx Abstand, α Aperturwinkel, Γ Gangunterschied.

deren Mitte aus unter dem Sehwinkel (doppelter Aperturwinkel) 2α ; die Beleuchtungsapertur von Punkten in OE beträgt damit $NA_{\text{bel.}} = n \times \sin \alpha$ ($n = \text{Brechzahl des umgebenden Mediums}$). P und P' sind zwei an sich beliebige Objektpunkte im Abstand Δx ; analog Abbildung 1 Teil 1 zu denken als quasi punktförmige – hier zur Vereinfachung symmetrisch zur optischen Achse gelegene – Öffnungen in der Ebene OE. Der hier interessierende Kohärenzgrad V der Beleuchtung von P und P' lässt sich im Prinzip am Kontrast der Interferenzfigur ablesen, welche die von den von beiden Punkten allein weiterlaufenden Wellen bei Überlagerung auf einem von ihnen beleuchteten Schirm erzeugen würden.

Vereinfachend denkt man sich dazu LQ zunächst auf zwei repräsentative, gleich hell und inkohärent leuchtende Punkte reduziert, nämlich einer fest im Zentrum auf der optischen Achse, der andere jeweils am Rande der mit variablem Durchmesser angenommenen Lichtquelle. Sie spannen die jeweilige Beleuchtungsapertur $NA_{\text{bel.}}$ der Objektebene auf. Die vom Randpunkt ausgehenden Wellen haben – genügenden Abstand z vorausgesetzt – an P und P' einen mit α variablen Gangunterschied $\Gamma = \Delta x \times \sin \alpha$; für die vom Zentralpunkt ausgehenden gilt hier immer $\Gamma = 0$. Die von beiden Lichtquellen-Punkten jeweils einzeln hinter P und P' entsprechend Abbildung 1 Teil 1 zum Beispiel auf einem Schirm verursachten Interferenzfiguren (Intensitätsverteilungen in Abb. 4 oben; vom Zentralpunkt erzeugt = durchgezogen, vom Randpunkt erzeugt = gestrichelt) sind gleichartig vom Typ \cos^2 . Die vom Randpunkt stammende verschiebt sich, wie in Abbildung 4 für drei verschiedene Positionen a, b und c desselben dargestellt, gegenüber der des Zentral-

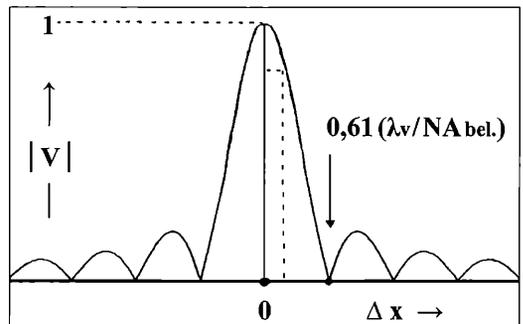


Abb. 5: Kohärenzgrad (Betrag) $|V|$ als Funktion des Abstandes Δx von P.

punktes mit wachsendem Aperturwinkel α (für ihr Maximum 0. Ordnung ist das durch Pfeile verdeutlicht). Die Intensitätsgebirge der aus beiden summierten, jeweils real sichtbaren Gesamt-Interferenzfigur sind grau ausgefüllt. Aus deren Kontrast ergibt sich, entsprechend Abbildung 2 Teil 1, der gesuchte Kohärenzgrad V .

Fall a: Für α beziehungsweise NA bel. $\rightarrow 0$ (LQ sehr klein oder sehr weit entfernt) fallen die von beiden Lichtquellen-Punkten an P und P' erzeugten Einzel-Interferenzen praktisch zusammen; die aus deren Überlagerung resultierende sichtbare Gesamt-Interferenzfigur hat hohen Kontrast ($V = 1$): P und P' sind kohärent beleuchtet.

Fall b: α beziehungsweise NA bel. haben endliche Werte und die vom Randpunkt ausgehenden Wellenfronten an P und P' damit einen merklichen Gangunterschied (aber noch $< \lambda/2$); die daraus resultierende Interferenz ist entsprechend verschoben: Die summierte sichtbare Gesamt-Interferenzfigur ist bereits erkennbar kontrastärmer ($V < 1$); die Beleuchtung von P und P' nur noch partiell kohärent.

Fall c: Ihr Gangunterschied an P und P' beträgt hier gerade $\Gamma = \lambda/2$. Die Maxima der einen Interferenz fallen genau auf die Minima der anderen. Die Summierung ergibt keine strukturierte Interferenzfigur mehr, sondern nur eine gleichförmige Beleuchtung; erstmalig gilt $V = 0$ (das wiederholt sich nach dieser vereinfachten Vorbetrachtung bei allen ungeraden Vielfachen von $\lambda/2$); die Beleuchtung von P und P' ist hier inkohärent.

Als Bedingung für einen hohen Kohärenzgrad bei der Beleuchtung zweier Punkte im Abstand

Δx ergibt sich hieraus also $\Gamma = \Delta x \times \sin \alpha \ll \lambda/2$. Mit $n \times \sin \alpha = NA$ bel. und $\lambda = \lambda v/n$ folgt als allgemeine Kohärenzbedingung $\Delta x \times NA$ bel. $\ll \lambda v/2$, und bei einem Punktabstand von $\Delta x, c = 0,5$ ($\lambda v/NA$ bel.) verschwindet die Kohärenz. $\Delta x, c$ wird deshalb als Kohärenzintervall oder transversale Kohärenzlänge (transversal, weil quer zur Ausbreitung des Lichtes) bezeichnet.

Die Erweiterung auf die Bestrahlung durch *alle* Punkte der Lichtquelle leistet das eingangs erwähnte van-Cittert-Zernike-Theorem. Danach stellt sich der Kohärenzgrad V zwischen zwei Punkten P und P' einer wie oben beleuchteten Ebene mathematisch allgemein als die Fourier-Transformierte der Leuchtdichte-Verteilung der Lichtquelle dar.

Da letztere hier kreisrund ist und als homogen angenommen wird, ergibt sich für die Verteilung des Kohärenzgrades V um einen beliebigen Punkt (dort wird $V = 1$ angenommen) der beleuchteten Ebene eine Besselfunktion 1. Ordnung. Das entspricht mathematisch formal der schon behandelten Amplitudenverteilung bei einer Airy-Figur (vgl. Teil 1). Aber Achtung! Eine Airy-Figur ist eine reale, um den jeweiligen geometrischen Bildpunkt symmetrisch lokalisierte Lichterscheinung, die hier gemeinte Kohärenzfunktion $V(\Delta x)$ beschreibt aber nur mathematisch den nicht sichtbaren Kohärenzgrad als Funktion des Abstands Δx von einem beliebigen Bezugspunkt P in der beleuchteten Ebene. In Abbildung 5 ist der Betrag $|V|$ dargestellt. Erstmals im Abstand $\Delta x, c = 0,61$ ($\lambda v/NA$ bel.) gilt $|V|(\Delta x, c) = 0$, das heißt hier liegende Punkte P' werden zu P inkohärent be-

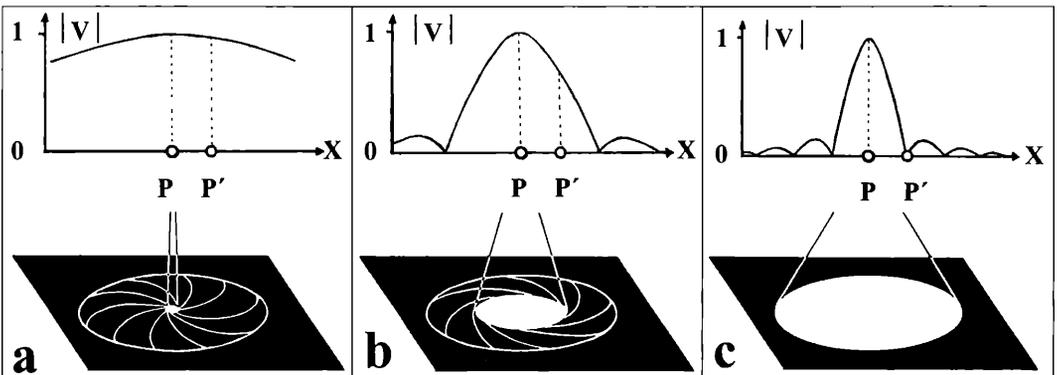


Abb. 6: Einfluss der Beleuchtungsapertur NA bel. auf den Kohärenzgrad $|V|$ um den Punkt P in der Objektebene: a NA bel. $\rightarrow 0$: P und P' kohärent, b NA bel. $< NA$ obj.: P und P' partiell kohärent, c NA bel. = NA obj.: P und P' inkohärent beleuchtet.

leuchtet. Das trifft näherungsweise auch für alle entfernteren Punkte zu, obwohl dort der Kohärenzgrad wieder oszillierend von Null abweicht. Da er aber nirgends mehr als 13% (in den 1. Nebenmaxima) überschreitet, wird das im Allgemeinen vernachlässigt. Auf der von einer runden, homogenen thermischen Lichtquelle beleuchteten Fläche beträgt also das Kohärenzintervall $\Delta x_{c} = 0,61 (\lambda v/NA \text{ bel.})$. Für hoch kohärente Beleuchtung mit einem Kohärenzgrad $V \geq 80\%$ reduziert sich das rechnerisch noch (auch aus Abb. 5 abschätzbar) auf $\Delta x_{c} = 0,16 (\lambda v/NA \text{ bel.})$.

Beispiele: Die Sonne erscheint uns unter einem Sehwinkel von $0,5^\circ$; der Aperturwinkel der direkten Beleuchtung durch sie beträgt damit $0,25^\circ$, das heißt $NA \text{ bel.} = \sin 90^\circ = 0,0044$. Bei $\lambda v = 0,55 \mu\text{m}$ (Empfindlichkeitsmaximum unseres Tagessehens) ergibt sich als Kohärenzintervall auf einer von ihr beschienenen Fläche $\Delta x_{c} = 0,61 (0,55 \mu\text{m}/0,0044) \approx 75 \mu\text{m}$; hochkohärent aber nur noch circa $20 \mu\text{m}$. Für halbseitige Beleuchtung durch diffuses Tageslicht gilt dagegen $NA \text{ bel.} \approx \sin 90^\circ = 1$; die entsprechenden Kohärenzintervalle betragen nur noch etwa $33 \mu\text{m}$ beziehungsweise $0,09 \mu\text{m}$. Wie im Folgenden noch näher dargelegt, wäre ersteres auch für die schwächsten Mikroobjektive noch eine hoch kohärente, für Auge, Kamera und Fernrohr aber eine inkohärente Beleuchtung. Letztere wäre auch für die stärksten Mikroobjektive schon praktisch inkohärent.

Beim Mikroskop wird die Beleuchtungsapertur der Objektebene durch die Kondensorlinse geregelt. Mit zunehmender Öffnung werden die Kohärenzintervalle Δx_{c} um die Objektpunkte kleiner. Erreichen oder unterschreiten sie die jeweilige Auflösungsgrenze d für inkohärente Abbildung – das heißt wird $\Delta x_{c} \leq d$, nach dem Rayleigh-Kriterium $0,61 (\lambda v/NA \text{ bel.}) \leq 0,61 (\lambda v/NA \text{ obj.})$ mit $NA \text{ bel.} = \text{Numerische Apertur des Objektivs}$, ist die Beleuchtung aller potentiell auflösbaren Objektpunkt-Paare praktisch inkohärent. Man hat dann bezüglich der Abbildung Verhältnisse wie bei Selbstleuchtern. Das wird erreicht, wenn $NA \text{ bel.} = NA \text{ obj.}$ geworden ist.

Diese Kohärenzverhältnisse im beleuchteten Mikroskopobjekt sind für aufsteigende Beleuchtungsaperturen noch einmal in Abbildung 6a-c veranschaulicht (die Kondensorlinse ist dabei weggelassen). Der Abstand zwischen P und P' ist hier zu $\Delta x = d = 0,61 (\lambda v/NA \text{ obj.})$ angenommen, bei inkohärenter Abbildung

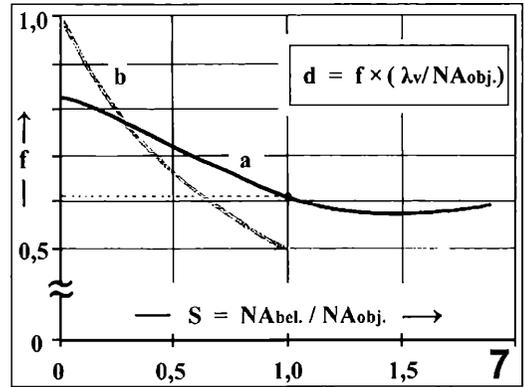


Abb. 7: Abhängigkeit des Faktors f in Gleichung 1 (und damit der Auflösungsgrenze d) vom Kohärenzparameter $S = (NA \text{ bel.}/NA \text{ obj.})$. **a** hier behandelte 2-Punkt-Auflösung, **b** Abbe'sche Theorie für die Auflösung von Gittern (siehe Teile 3 und 4).

würde P' nach dem Rayleigh-Kriterium damit gerade in der Auflösungsgrenze zu P liegen. Abbildung 7 stellt die Quintessenz aus diesen Betrachtungen dar. Kurve a zeigt die Abhängigkeit des Faktors f in Gleichung 1 Teil 1 – und damit der Auflösungsgrenze d – vom Verhältnis der jeweils wirksamen Numerischen Aperturen von Kondensator und Objektiv, dem so genannten Kohärenzparameter $S = (NA \text{ bel.}/NA \text{ obj.})$. Hierbei ist wieder das Rayleigh-Kriterium in Form der Intensitätsabsenkung von 26,5% zwischen den Maxima über den geometrischen Bildorten zur Grunde gelegt. Die Ermittlung von f gestaltet sich aber, von den schon behandelten Grenzfällen abgesehen, für den Allgemeinfall partiell-kohärenter Beleuchtung recht komplex (Hopkins, 1950).

Für $S = 0$ (Kondensorlinse weitgehend geschlossen) ist die Beleuchtung praktisch kohärent; wie oben schon erläutert, gilt $f = 0,83$. Für den Bereich $0 < S < \infty$ liegt allgemein partiell kohärente Beleuchtung vor. Praktisch ist aber – wie oben erläutert – bereits ab $S = 1$ ($NA \text{ bel.} = NA \text{ obj.}$) Inkohärenz gegeben, es gilt hier $f = 0,61$. Für $S > 1$ verbessert sich das Auflösungsvermögen theoretisch noch etwas bis $f = 0,57$ bei $S \approx 1,5$. Da aber dann die wirksame Apertur des Kondensors die des Objektivs übersteigt, ist erfahrungsgemäß der Bildkontrast viel zu gering. Kurve b zeigt zum Vergleich das Auflösungsvermögen, wie es sich nach der Abbe'schen Theorie (siehe Teile 3 und 4) für Amplitudengitter als Modellobjekte ergibt. Die anderen Auflösungskriterien (vgl. Abb. 2) ergeben na-

Tabelle 1: Faktor f zur Auflösungsgrenze $d = f \times (\lambda v/NA \text{ obj.})$ für unterschiedliche Kohärenzparameter.

Kohärenzparameter $S = NA \text{ bel.}/NA \text{ obj.}$	0	1	1,5
Totale Auflösung	1,22	1,22	
Rayleigh-Kriterium	0,83	0,61	0,57
Grenzauflösung	0,73	0,51	
Sparrow-Kriterium	0,71	0,47	

türlich jeweils etwas andere Werte für f. Tabelle 1 gibt eine kurze vergleichende Zusammenstellung. Sie zeigt noch einmal, dass allgemein das Auflösungsvermögen bei inkohärenter Beleuchtung besser ist als bei kohärenter, aber auch, dass ein scharfer Wert nicht anzugeben ist.

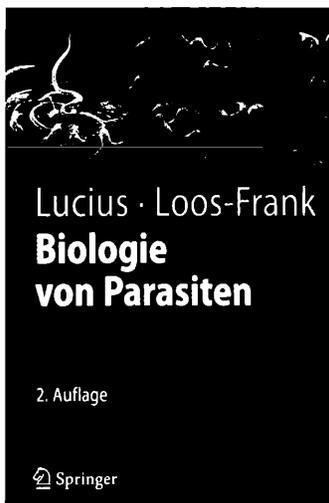
Die Literaturhinweise befinden sich am Ende von Teil 1.

Verfasser: Dr. Hinrich Husemann, Molinder Grasmweg 31, 32657 Lemgo, Tel. 052 61/ 716 96

Buchbesprechung

Lucius, R., Loos-Frank, B.: Biologie von Parasiten, 2. Auflage. Springer Verlag, Berlin 2008, 562 Seiten, 270 Abbildungen, 43 Tabellen, Softcover, € 26,95, ISBN 978-3-540-37707-8.

Wenn ein Buch in einer weiteren Auflage erscheint – wie hier geschehen –, ist dies schon ein Beleg dafür, dass es von der Leserschaft gut oder sogar sehr gut angenommen wurde. Während die erste Auflage „Parasitologie“ 1997 beim Spektrum Akademischen Verlag erschien, wurde die zweite Auflage „Biologie von Parasiten“ 2008 vom Springer Verlag aufgelegt. Weitreichende Ergänzungen und Einbindung vieler aktueller Daten führten dabei zu einer Aufstockung um fast 200 Seiten. Insbesondere hat sich das Konzept der Abbildungen verändert. Es gibt zwar keine farbigen Mikro- oder Makroaufnahmen mehr – was einerseits schade ist –, andererseits hat sich insbesondere die Qualität der Schemata stark verbessert. Statt gepunktelter Struk-



turen vermitteln schattierte Bereiche nun einen plastischeren Eindruck, wodurch die Merkmale besser hervortreten. Auf das didaktische Konzept roter Linienführung für die Wirte bzw. Wirtsorgane und -zellen bei den Lebenszyklen wurde verzichtet. Durch die neue Darstellungsweise wirken die Abbildungen aber gefälliger

und sind ebenso gut verständlich. Sie können hervorragend in der Lehre eingesetzt werden.

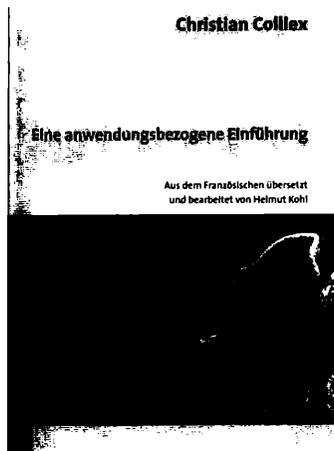
Weitere Neuerungen betreffen die nötige Aktualisierung der Systematik unter Einbeziehung molekularer Daten. Ebenso wurden neue zellbiologische Erkenntnisse in Form von Schemata ergänzt wie beispielsweise der Mechanismus der Gregarinen-Gleitbewegung oder die Bedeutung der Oberflächenkomponenten von Leishmanien für die immunologische Reaktion des Wirtes. Natürlich wurden auch die weiterführenden Literaturhinweise zu den Kapiteln komplett aktualisiert. Insbesondere hilfreich für Studenten der Veterinär- oder Humanmedizin oder der Biologie sind die Fragensammlungen am Ende der jeweiligen Kapitel, um das angelesene Wissen zu überprüfen. Die zweite Auflage des Buchs der Parasitologie-Professoren Richard Lucius und Brigitte Loos-Frank ist ein deutlicher Zugewinn für alle parasitologisch Interessierten.

Renate Radek, Berlin

Buchbesprechung

Colliex, Ch.: Elektronenmikroskopie. Eine anwendungsbezogene Einführung. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH, Stuttgart 2008, 52 Abbildungen, 123 Seiten, Taschenbuch, € 19,90, ISBN 978-3-8047-2399-3.

Die deutsche Übersetzung des ursprünglich auf Französisch herausgegebenen Taschenbuchs „La microscopie électronique“ gibt einen kompakten Überblick über Geräte, Techniken und physikalische Hintergründe der Elektronenmikroskopie. Die verschiedenen Prinzipien werden verständlich erläutert, ein gewisses Maß an physikalischem Grundverständnis vorausgesetzt. Eine Reihe von Schemazeichnungen unter-



stützen die Erläuterungen. Der Untertitel „Eine anwendungsbezogene Einführung“ kann allerdings etwas in die Irre führen, denn es werden keine konkreten

Vorgehensweisen wie beispielsweise Anleitungen zur Probenvorbereitung vorgestellt. Stattdessen soll ein grundlegendes Verständnis vermittelt werden. Nach einer Einführung in die Welt des Kleinen und einem Vergleich mit der Lichtmikroskopie wird der Aufbau von Transmissions- und Rasterelektronenmikroskopen beschrieben, die Anforderungen an die Proben erläutert, die Bildentstehungen erklärt und moderne analytische Geräte wie Energieverlust- und Röntgenspektroskopie vorgestellt. Wer nicht nur Elektronenmikroskope benutzen will, sondern auch verstehen möchte, welche Prinzipien dahinter stecken, und welche modernen Methoden zur Verfügung stehen, sollte sich dieses Büchlein anschaffen.

Renate Radek, Berlin

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Freundeskreis Botanischer Garten Köln Arbeitskreis Mikroskopie

Programm

Mai bis Dezember 2008

- 19.05.: H. Werner-Bruns: Mitose und Meiose
- 09.06.: U. Smolarek: Rasterelektronenmikroskopie
- 14.07.: H. Eckau: Luftpräparate
- 11.08.: H. Eckau: Auflichtbeleuchtung
- 08.09.: H. Eckau: Polarisiertes Licht
- 13.10.: H. Eckau: Die Mooskapsel
- 17.11.: M. Schmidt: Fossile Großforaminiferen
- 08.12.: N.N.: Symmetrie und Ästhetik unter dem Mikroskop

Beginn der Arbeitsabende:

19.15 Uhr

Treffpunkt:

Betriebsgebäude des Botanischen Gartens Köln, Raum 2.1, Amsterdamer Straße 34 (Zugang über den Wirtschaftshof), 50735 Köln (Riehl); Straßenbahnlinie 16, Haltestelle Kinderkrankenhaus
Gäste sind herzlich willkommen!

Kontaktadressen:

Dr. Hartmut Eckau, Tel.: 02 21/3 60 15 45;
Friedrich Lütkemöller, Tel.: 02 21/89 47 35;
Dr. Wilhelm Wefers, Tel.: 02 08/76 09 50;
Botanischer Garten, Tel.: 02 21/56 08 90
(8.00–12.00 Uhr)

Mikro-Markt

Mikro-Markt Online
 75,- € je Monat
 Nähere Infos unter
www.elsevier.de/journals
 oder Tel.: 03641/62 64 48

Anzeigenschluss für die nächste Ausgabe (4/2008): 26.5.2008

Preise für Mikro-Markt-Anzeigen (je mm bei 68 mm Spaltenbreite):

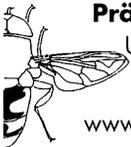
Privat	€ 1,80	Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift
Geschäftlich	€ 2,60	(nur Privatanzeigen) € 1,30
Chiffregebühr	€ 8,00	Preise zzgl. gesetzlicher MwSt.

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:

Elsevier GmbH, Anzeigenleitung: Postfach 10 05 37, D-07705 Jena
Telefon: 0 36 41/62 64 48 • Fax: 0 36 41/62 64 21 • E-Mail: e.baier@elsevier.com

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

Mikroskop. Präparate aus Zoologie und Botanik **in bester Qualität direkt vom Hersteller.** Liste anfordern, (Rückporto von EUR 1,12 in Briefmarken). Labor für mikroskop. Technik. Volker Neureuther, Brentanostr. 7a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53



Präparierte Insekten in Polyester

Unterrichtsreihen und Einzelpräparate für Professionals in der Lehre, für entomologisch Interessierte.

www.dauerprep.de, Tel. 02045-413080

Gute gebrauchte **Zeiss-West-Objektive / -Okulare / -Zubehör.** Gewährleistung und 4-wö. Rückgaberecht. www.thilo-immel-optics.de, Tel. 0551/632804.



LED-Technik von 250 - 1000 LM
 mit den neuen
BW-Optik LZKK 1-8
 für alle Mikroskope von


Prospekte + ausführliche Informationen anfordern oder unter 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 • shop@bw-optik.de

AUGEN BLICK



Vererbte Netzhaut-Degeneration:
Makula-Degeneration, Retinitis pigmentosa, Usher-Syndrom,
Alters-Makula-Degeneration... jeder 40. in Deutschland.
Restsehen und Erblindung sind immer noch die bitteren Folgen.

Hinnehmen? Nein. Handeln? Ja.

PRO RETINA arbeitet aktiv als anerkannte Selbsthilfegruppe:
Praktische Lebenshilfe - von der Kindheit bis ins Alter. Gezielte
Unterstützung sinnvoller Forschung.

LICHT INS DUNKEL. PRO RETINA.

...UND SIE:

Konto-Nr. 54 800-605, BLZ 500 100 60, Postgirokonto Frankfurt.
PRO RETINA Deutschland e.V., Vaalser Str. 108, 52074 Aachen

Impressum

Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1-3, 14195 Berlin, Telefon: +49(0)30/83 85 64 75, Telefax: +49(0)30/83 85 64 77, E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de; Redaktionsassistentin: Dr. Renate Radek, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Str. 1-3, 14195 Berlin, Tel.: +49(0)30/83 85 63 73, E-Mail: rradek@zedat.fu-berlin.de

Verlag: Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Postfach 10 05 37, 07705 Jena, Deutschland.

Tel.: +49(0)36 41/62 63, Fax: +49(0)36 41/62 65 00, E-Mail: journals@elsevier.com

Anzeigenleitung: Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Deutschland, Ansprechpartner: Erika Baier, Löbdergraben 14a, 07743 Jena.

Tel.: +49(0)36 41/62 64 48, Fax: +49(0)36 41/62 64 21; E-Mail: e.baier@elsevier.com

Anzeigenpreise: Gültig ist die Preislise vom 1. Januar 2008.

Lieferkonditionen (2008): Band 97 (1 Band mit 6 Ausgaben)

Abpreise* (2008):

Land	Bandpreis	Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten	Einzelheft
D, A, CH, FL*	82,00 EUR	51,00 EUR	17,00 EUR

* Deutschland, Österreich, Schweiz, Liechtenstein

*Die Preisangaben sind unverbindliche Preisempfehlungen. Preisänderungen müssen wir uns vorbehalten. Alle Preise verstehen sich inklusive Versandkosten und exklusive Umsatzsteuer. Bei der Rechnungsstellung wird Umsatzsteuer gemäß der zum Rechnungszeitraum geltenden Richtlinien erhoben. Versand per Luftpost ist möglich, Preise auf Anfrage. Kunden in den EU-Ländern werden gegebenenfalls ihre Umsatzsteuerangabe angeben.

Der Verlag behält sich das Recht vor, Zusatzbände im Abonnementzeitraum zu publizieren. Erscheinende Supplement-Bände zu einzelnen Zeitschriften sind in den genannten Preisen enthalten.

Kündigung von Abonnements: Abonnements laufen jeweils für ein Kalenderjahr und werden automatisch verlängert, falls nicht bis zum 31. Oktober des Jahres gekündigt wird.

Abonnements: Bitte richten Sie ihre Bestellung an Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Aboservice/Vertrieb, Postfach 10 05 37, 07705 Jena, Deutschland. Tel.: +49(0)36 41/62 64 47, Fax: +49(0)36 41/62 64 43, E-Mail: k.ernst@elsevier.com

Bankverbindung: Deutsche Bank AG Reutlingen, Kontonummer 159 9950 (BLZ 640 700 85), IBAN DE54 6407 0085 0159 9950 00; BIC DEUTDE33HAN30

Postbank Stuttgart, Kontonummer 6930-706 (BLZ 600 100 70), IBAN DE80 6001 0070 0006 9307 06, BIC PBNKDE33HAN30

Bitte geben Sie bei der Zahlung ihre vollständigen Daten an.

Copyright: Alle Artikel, die in dieser Zeitschrift veröffentlicht werden, sind urheberrechtlich geschützt, alle Rechte vorbehalten. Ohne schriftliche Erlaubnis des Verlages ist es verboten, Teile der Zeitschrift in irgendeiner Form zu reproduzieren. Dies beinhaltet ebenso die Digitalisierung, als auch jede andere Form der elektronischen Weiterverarbeitung, wie Speichern, Kopieren, Drucken oder elektronische Weiterleitung des digitalisierten Materials aus dieser Zeitschrift (online oder offline).

Für den allgemeinen Vertrieb von Kopien für Anzeigen- und Werbezwecke, für die Neuzusammenstellung von Sammelbänden, für den Wiederverkauf und andere Recherchen muss eine schriftliche Erlaubnis vom Verlag eingeholt werden.

Satzstudio: SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, 07743 Jena.

Druck/Bindung: Stürtz GmbH, Alfred-Nobel-Straße 33, 97080 Würzburg.

(∞) Seit Band 85, Ausgabe 1 (1996) erfüllt das Papier, das für diese Zeitschrift genutzt wurde, die Anforderungen von ANSI/NISO Z39.48-1992 (Beständigkeit von Papier).

Hergestellt in Deutschland

Alle Rechte vorbehalten.

© Elsevier GmbH

Für weitere Informationen gehen Sie bitte auf unsere Website <http://www.elsevier.de/mikrokosmos>

Hinweise für Autoren

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

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte auf fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Zugunsten der Themenvielfalt in einem Heft können keine überlangen Artikel berücksichtigt werden. Ein Manuskript darf bei 1,5fachem Zeilenabstand und einer 12-Punkt-Schriftgröße einschließlich der Literaturhinweise und Bildlegenden nicht länger als 10 Seiten sein; der Abbildungsanteil darf insgesamt vier Druckseiten nicht überschreiten (Platzbedarf der Abbildungen gemäß der vorgegebenen Bildgrößen berechnen). Der Text wird durch Zwischenüberschriften untergliedert. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy auf einer 3,5"-Diskette (kein Macintosh) oder CD als Word-Dokument ohne spezielle Formatierung eingereicht werden (Arial 12 pt). Bitte keine Trennungen einfügen.

3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend nummerieren) nicht in den Haupttext einbauen, sondern als Anhang auf eigene Manuskriptseiten schreiben. Auch alle Abbildungen fortlaufend im Text zitieren, aber nicht in den laufenden Text einfügen, sondern gesondert beilegen.

4. Als Bildvorlagen sind Farbdias, Schwarzweiß- oder Farbfotos sowie druckfertige Strichzeichnungen und Graphiken geeignet. Alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen keine Beschriftungen vornehmen, sondern nur auf Kopien. Elektronische Abbildungen nur als Tiff-Dateien (300 dpi bei 14 cm Bildbreite) auf CD-R einreichen. Bei digitalen Bildern unbedingt auch eine unbeschriftete Version einreichen. Wenn Beschriftung in digitalen Vorlagen vorgenommen wird, bitte Arial 10 pt normal verwenden; die Nummerierung der Abbildungen in Arial 12 pt fett einfügen. Die Abbildungen so abspeichern, dass die Beschriftung nachträglich verändert werden kann (z. B. in Photoshop die Ebenen nicht vereinen, sondern getrennt belassen).

Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten reproduziert: 7 cm (1-spaltig), 9,5 cm (1,5-spaltig) und 14 cm (2-spaltig = seitenbreit). Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden. Vergrößerungen sollten erst anhand der Bildandrucke berechnet werden, die vor Drucklegung zusam-

men mit den Korrekturandrucken der Artikel den Autoren zugeschickt werden. Anstelle einer Vergrößerungsangabe können auch Maßstriche in die Abbildungen eingefügt werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors.

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

Schnepf, E.: Optische Aufheller: Leuchtende Werkzeuge für die Mikroskopie. Teil 1: Mechanismen und Substrate der Fluochromierung. *Mikrokosmos* 94, 175–180 (2005).

Kudryavtsev, A., Smirnov, A.: *Cochliopodium gallicum* n. sp. (Himatismenida), an amoeba bearing unique scales, from cyanobacterial mats in the Camargue (France). *Europ. J. Protistol.* 42, 3–7 (2006).

Buchzitate:

Larink, O., Westheide, W.: Coastal plankton. Photo guide for European seas. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2006.

Zitate von Buchbeiträgen:

Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: „Einzellige Eukaryota“, Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): *Einzeller und Wirbellose Tiere*, 2. Auflage, S. 1–65. Elsevier Verlag, München 2007.

7. Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck einen Ausdruck zum Gegenlesen. Korrekturen müssen sich auf Satzfehler beschränken. Umfangreiche Textnachträge oder Umstellungen sind aus Kostengründen nicht möglich.

8. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke. Zusätzliche Sonderdrucke können auf Nachfrage vom Verlag auf eigene Kosten bezogen werden.

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit € 30,00 und ein Foto, das auf der Titelseite erscheint, mit € 60,00.

10. Manuskripte bitte einsenden an:

Prof. Dr. Klaus Hausmann
Redaktion MIKROKOSMOS
Institut für Biologie/Zoologie
Freie Universität Berlin
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

Mikrokosmos
3/2008

1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2008

Band/Volume: [97_3](#)

Autor(en)/Author(s): diverse

Artikel/Article: [Mikrokosmos 97/3 1](#)