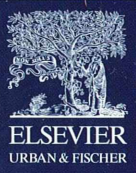


II 90372/94,2



MIKROKOSMOS

Heft 2
94. Jahrgang
März 2005

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

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

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

Inhalt

Artikel

- 65** Flaschenkorken als mikroskopisches Objekt
Siegfried Hoc
- 73** Veränderungen des Habitus von *Paramecium bursaria*
Haydn F.J.H. Diercksen
- 75** Beitrag zur Biologie und Morphologie von *Cochlonema euryblastum*,
einem endoparasitischen Pilz von *Thecamoeba quadrilineata*
Rolf Michel und Claudia Wylezich
- 80** Peridineen – Kunstformen im Meeresplankton
Gerhard Göke
- 89** Zur Ökologie und Bestimmung der drei in Deutschland
vorkommenden Assel-Arten (Isopoda: Asellidae) von Fließgewässern
Herbert Zucchi und Karin Zucchi
- 93** Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop:
Herkogamie und Heterostylie – Zwei Prinzipien zur Verhinderung
der Selbstbestäubung
Armin Maidhof
- 104** Die Loricifera (Korsettträgerchen) – Winzlinge aus den Sandböden
der Ozeane – Teil 2: Die Pliciloricidae
Gunnar Gad
- 119** Altes Stück in neuem Glanz – Adaptation einer modernen
LED-Beleuchtung an ein historisches Mikroskop
Rudolf Drews
- 121** Software für Sammler – AskSam ist ein Programm für viele Zwecke
Norbert Gregor Güntel

Rubriken

- 69**
Aus der Industrie
- 70, 74, 88, 103, 117**
Nachrichten
- 85**
Kurze Mitteilung
- 86**
Mikro-Cartoon
- 92**
Nachruf
- 100**
Mikro-Kids
- 116, 118**
Buchbesprechungen
- 126, 127**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 127**
Mikro-Markt

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV

www.elsevier.de/mikrokosmos werden mit dem Erscheinen dieses Heftes vier kurze Rädertier-Porträts
– verfasst vom Altmeister der Rotatorienkunde Walter Koste – aus dem Jahrgang 61 (1972) wiedergegeben.

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

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

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

Umschlagabbildung: Trauriger Vogel (= auskristallisierte Ascorbinsäure im polarisierten Licht, mit Gipsplättchen) (Foto: K. Hausmann). Siehe Artikel A. Klemm, S. 86–88.

Flaschenkorken als mikroskopisches Objekt

Siegfried Hoc

Bis zu 17 Milliarden Flaschenkorken werden jährlich aus dem Kork der um das Mittelmeer wachsenden Korkeiche *Quercus suber* hergestellt. Kork ist ein High-tech-Verbundstoff der Natur, begrenzt verfügbar und daher teuer. Es werden deshalb immer häufiger auch Korkreste zu Flaschenkorken verarbeitet. Wie man die verschiedenen Flaschenkorken-Qualitäten unterscheiden kann und was sie mikroskopisch bieten, soll im folgenden Beitrag aufgezeigt werden.

Kork ist der tote Teil der Rinde der Korkeiche *Quercus suber*. Bei anderen Bäumen wird dieses Schutzgewebe als Borke bezeichnet. Die Korkeiche gedeiht vor allem in Südwestfrankreich, Spanien, Portugal, Korsika, Sardinien, Sizilien, an der Dalmatinischen Küste und in Nordafrika von Marokko bis Tunesien. Portugal ist der Hauptproduzent mit rund 640.000 Hektar Korkeichenwald und -plantagen.

Unter Kork oder Borke versteht der Botaniker das Phellem, ein sekundäres Abschlussgewebe älterer Sprossachsen und Wurzeln. Es besteht aus vielen Schichten abgestorbener Zellen und dient hauptsächlich dem Verdunstungsschutz. Gebildet wird es vom darunter liegenden Korkkambium, dem Phellogen (Abb. 1 und 2).

Kork kann als papierartige Haut (Korkhaut) wie bei der Birke oder der Kartoffelschale ausgebildet sein. Bekannt ist Kork von den rissigen Korkkrusten, die bei bestimmten Bäumen auftreten und bei der Korkeiche über zehn Zentimeter mächtig werden können.

Dem Kork verdankt die Wissenschaft den Terminus „Zelle“. Der Physiker Robert Hooke hat 1665 an dünnen Schnitten eines Flaschenkorkens erstmals den Aufbau pflanzlichen Gewebes aus Kämmerchen (cellula) beschrieben und damit den Begriff Zelle in die Biologie eingeführt (Abb. 4).

Korkbildung und ihre Funktion

Die Bildung von Kork beginnt damit, dass junge Korkzellen ihre aus Zellulose bestehenden Zellwände durch Auflagerung einer Suberinschicht gegen Wasser und Gase abdichten. Diesen Vorgang nennt man Verkorkung. Die Suberinschicht besteht aus Lamellen, in die Wachs eingelagert ist. Das wasserdurchlässige Suberin (ein hochmolekularer Polyester) bildet das Gerüst für die stark hydrophoben Wachse. Kork ist damit ein natürlicher Verbundstoff. Die Verkorkung und das Fehlen von Interzellularräumen führen schließlich zum Absterben der

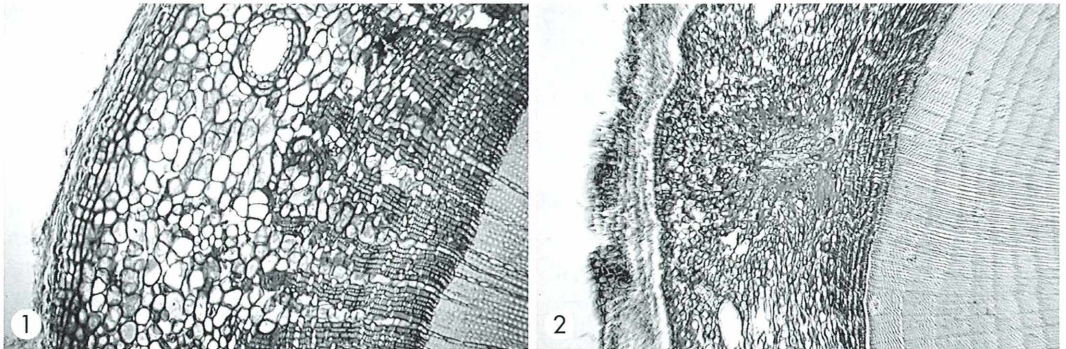


Abb. 1: Borke einer Arve (*Pinus cembra*) mit Phellogen und Phelloderm. Eitzold-Färbung, Vergr. 150fach. – **Abb. 2:** Borke einer Zeder (*Cedrus spec.*) mit Phellogen und Phelloderm. Eitzold-Färbung, Vergr. 150fach.

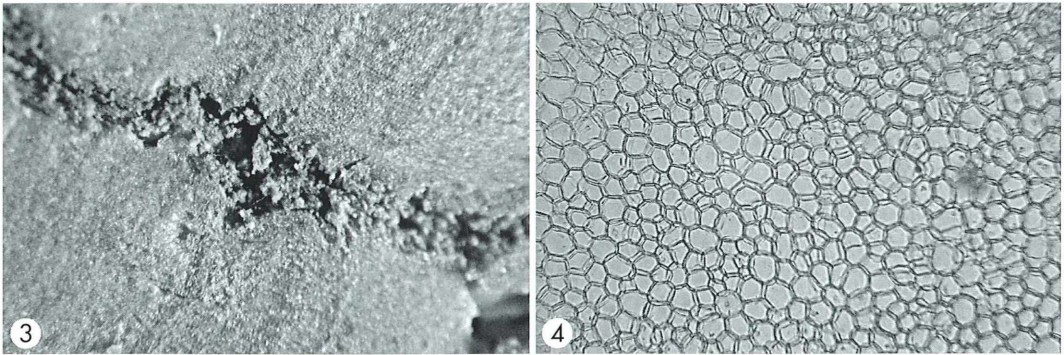


Abb. 3: Lentizellen („Korkwarzen“) in einem Flaschenkorken, mit Korkmehl ausgefüllt. **Auflicht, Vergr. 15fach.** – **Abb. 4:** Korkzellen, Handschnitt. **Gebleicht, Vergr. 150fach.**

Korkzellen. Um den Gasaustausch mit dem unter der Korkschrift liegenden lebenden Gewebe zu gewährleisten, ist der Kork von radialen, braunes Pulver enthaltenden Kanälen durchzogen. Diese so genannten Lentizellen, auch als Korkwarzen bezeichnet, sind an hochwertigen Flaschenkorken noch vorhanden (Abb. 3).

Eigenschaften von Kork

Kork dient der Pflanze nicht nur als Verdunstungsschutz. Seine eingelagerten Gerbstoffe (u.a. Ursache der braunen Färbung) wirken als Barriere für Bakterien und Pilze. Der Korkeiche dient das Korkgewebe ferner als schwer brennbare und im Feuer nur verkohlende Isolationschicht als Anpassung an die im Verbreitungsgebiet häufigen Wald- und Buschbrände.

Chemisch gesehen setzt sich Kork aus zirka 40% Suberin, 20% Zellulose, 17% Wachse, 14% Lignin, 5% Wasser und 3% Gerbstoffen (Tannine) zusammen. Die hohlen, Luft gefüllten Zellen verleihen dem Kork seine niedrige Dichte, was ihn zusammen mit seiner hohen Elastizität und Beständigkeit zu einem wichtigen Naturprodukt werden ließ. Schon im alten Ägypten waren die Schwimmer der Fischer- netze aus Kork.

Flaschenkork

Heute wird Kork vor allem als Flaschenkork für Weine geschätzt. Der Vorteil des Flaschenkorks gegenüber anderen Verschlüssen: An der Grenzfläche zwischen Gas und Kork entsteht

ein Flüssigkeitsfilm, über den winzige Mengen Sauerstoff eindiffundieren können. Das bewirkt eine sehr langsame, sich unter Umständen über Jahrzehnte hinziehende Alterung und Veredelung des Weines. Mit Polyethylen- oder Polyurethanpfropfen verschlossene Weinflaschen sind vollkommen dicht. Ihr Inhalt veredelt sich nicht und entwickelt auch kein Bouquet.

Heute gibt es mehrere Flaschenkork-Qualitäten. Die höchste Qualität ist aus einem homogenen, defektfreien Kork hergestellt. Sind Oberflächendefekte wie Spalten oder gar Gänge von Insektenlarven vorhanden, so werden diese mit einem Brei aus Korkmehl und einem wasserunlöslichen Bindemittel ausgefüllt. Diese Art Flaschenkork sind von weniger guter Qualität. Qualitativ noch minderwertigere Flaschenkork werden aus geschroteten Produktionsabfällen der Korkindustrie unter Beimischung von Bindemitteln zu Agglomeraten verpresst. Die Zellen der einzelnen Korkschrötpartikel sind im Dünnschnitt gut zu erkennen, daneben auch die Kittlinien der miteinander verklebten Korkschrötpartikel (Abb. 5–8).

Flaschenkork aus solch einem Agglomerat sind in der Regel beidseitig mit einer drei bis vier Millimeter dicken Scheibe aus hochwertigem Kork beklebt, so dass der Wein nur mit diesem Material in Kontakt kommt und keinen Klebstoff extrahieren kann. Der Champagnerkork zum Beispiel besteht fast immer aus einem Korkagglomerat und ist zumindest auf der Unterseite mit zwei Naturkorkscheiben versehen (Abb. 8).

In Céret in den Pyrenäen stellt die Firma Sabaté aus Korkmehl mit einer Partikelgröße von

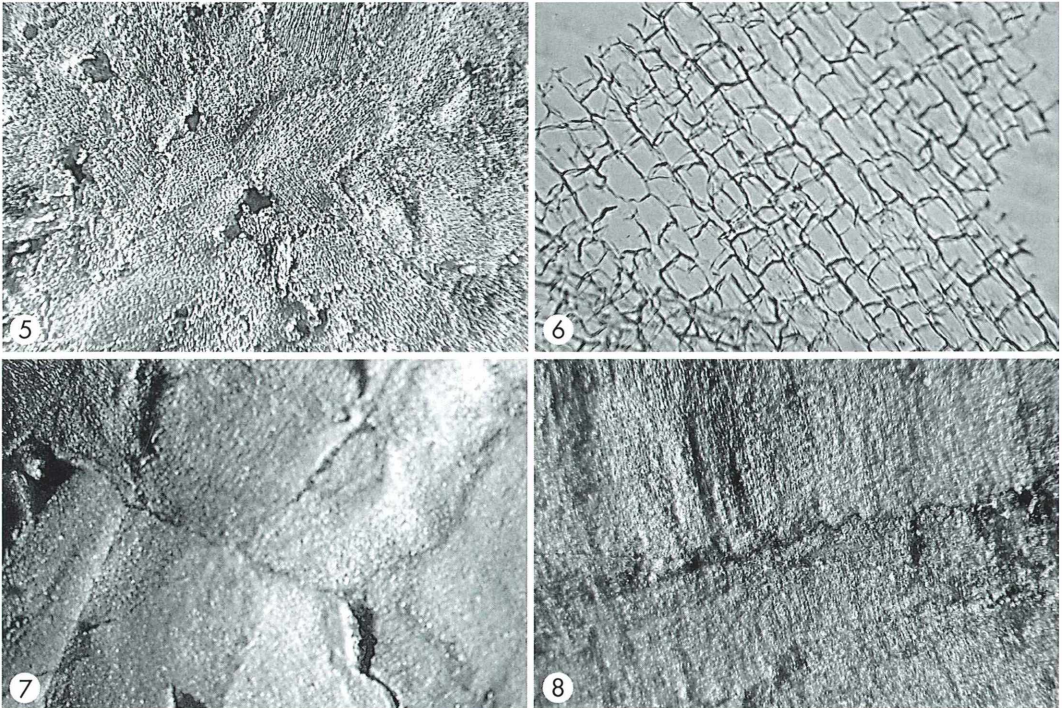


Abb. 5: Agglomeratkork aus kleinen Korkgranula. Auflicht, Vergr. 15fach. – Abb. 6: Agglomeratkork aus kleinen Korkgranula. Gebleicht, Vergr. 80fach. – Abb. 7: Agglomeratkork aus groben Korkpartikeln. Auflicht, Vergr. 8fach. – Abb. 8: Auf Agglomeratkork aufgeklebte Naturkorkscheiben (Champagner-Korken). Auflicht, Vergr. 8fach.

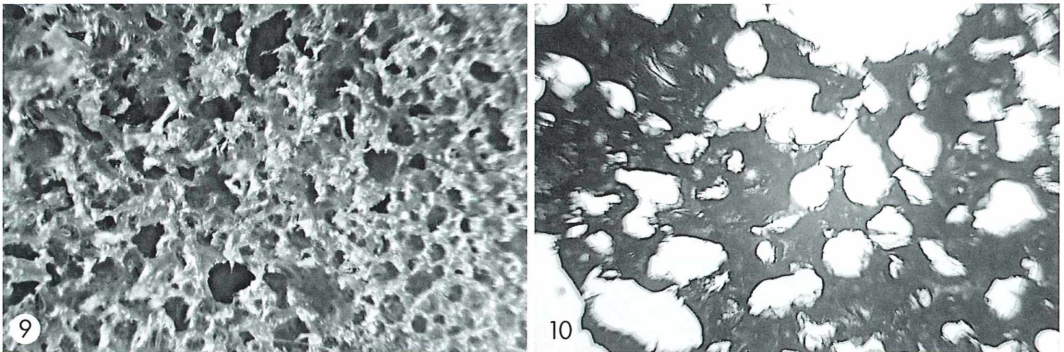


Abb. 9 und 10: Artec-Kork. Auflicht, Abb. 9 Vergr. 8fach, Abb. 10. Vergr. 80fach.

weniger als ein Millimeter und größerem Korkschat Flaschenkorke her. Aus dem Korkmehl wird der größte Teil des Lignins entfernt, so dass nahezu nur Suberin und Zellulose übrig bleiben. Dem Gemisch aus Korkmehl und -schat werden Kunststoff-Mikrogranula sowie ein Polyurethan-Leim zugegeben und dann

wird die Mischung bei hoher Temperatur verpresst. Die entstehenden Korken werden als Altec bezeichnet. Das Produkt soll dem Naturkork ebenbürtig, aber deutlich preisgünstiger sein. Das Material ist jedenfalls geschmacks- und geruchsfrei und chemisch inert (Abb. 9 und 10).

Technische Hinweise

Dünnschnitte zur mikroskopischen Betrachtung von Kork gelingen bei einiger Übung mit Rasiermesser oder Rasierklinge. Schöne und gleichmäßig dicke Schnitte gelingen mit dem Handmikrotom. Als Untersuchungs- und Einschlussmedium eignet sich Glycerin. Sehr dunkle oder dickere Schnitte sollten in Eau de Javelle (wässrige Lösung von Kaliumhypochlorid, KClO) gebleicht werden. Dazu eignen sich auch so genannte Hygienereiniger, die Natriumhypochlorid (NaClO) enthalten. Korkschnitte lassen sich gut mit Sudan III anfärben. Man verwendet eine alkoholische Sudanlösung (300 mg Sudan III in 50 ml 70%igem heißen Äthanol lösen, gut verschlossen bei etwa 50 °C einige Stunden stehen lassen und nach dem Erkalten filtrieren). Vor dem Färben die Lösung mit destilliertem Wasser versetzen (zu 20 ml Farblösung 3 ml dest. Wasser geben). Nachdem sich die Lösung getrübt hat, wird in ihr 20 Minuten gefärbt.

Korkschnitte können auch mit einer ammoniakalischen Gentianaviolett-Lösung gefärbt werden. Dazu löst man 400 mg Gentianaviolett in 8 ml 96%igem Äthanol auf und versetzt die Lösung tropfenweise mit 10%iger Ammoniaklösung (Salmiakgeist, NH_3), bis fast zur Entfärbung. Diese Farblösung ist lange haltbar. Nach einer Färbezeit von 30 Minuten werden

die Schnitte in 5%iger Salzsäure ausgewaschen. Anstelle von Gentianaviolett kann jede andere basische Anilinfarbe verwendet werden, zum Beispiel Bismarckbraun, Fuchsin, Chrysoidin und Anilinblau. Eingeschlossen werden die Korkschnitte mit einigen Vorteilen in Glycerin nach der Doppeldeckglasmethode mit Kanadabalsam-Umrandung.

Danksagung

Die Mikroaufnahmen fertigte Josef Häckl, Bruker Straße 16 A, D-82275 Emmering, an.

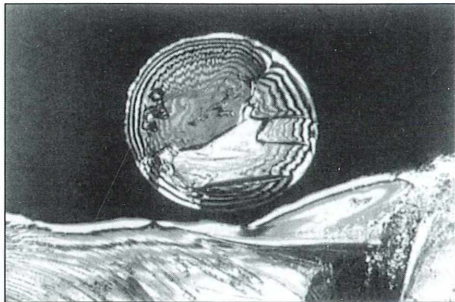
Literaturhinweise

- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Praktikum zur Morphologie und Entwicklungsgeschichte der Pflanzen. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1976.
 Esau, K.: Pflanzenanatomie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1969.
 Raven, P. H., Evert, R. F. H.: Biologie der Pflanzen. Walter de Gruyter Verlag, Berlin 1985.
 Schoenichen, W.: Biologie der Blütenpflanzen. Verlag Theodor Fischer, Freiburg 1924.
 Strasburger, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.
 Trueb, L. F.: Naturprodukt Kork. Naturwissenschaftliche Rundschau 56, 23–27 (2003).

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

Buch-Neuerscheinung

MIKROKRISTALLE



Jean-Rüegger-Deschenaux
MGZ/RMS

Interessantes Experimentierbuch für Mikroskopiker, mit 44 farbigen Mikroaufnahmen.

ISBN 3-905647-20-6

erhältlich bei:



FOTOROTAR
DRUCK / VERLAG / NEUE MEDIEN

Fotorotar AG, Gewerbestrasse 18, CH-81232 Egg/ZH

Telefon 01 986 35 35

E-Mail: info@fotorotar.ch

Telefax 01 986 35 36

Internet: www.fotorotar.ch

ISDN 01 986 35 90

MwSt-Nr. 231071

oder in jeder Buchhandlung

CHF 55,- zzgl. Verpackung und Porto oder

Euro 36,- zzgl. Verpackung und Porto

Aus der Industrie

Leica Microsystems präsentiert erstes 4Pi-Konfokalmikroskop der Welt

Mit der 4Pi-Technologie ist es dem Forscherteam von Leica Microsystems und dem Max-Planck-Institut gelungen, erstmals Strukturen an lebenden Zellen bis zu einer Größe von 100 Nanometern darzustellen. Bei diesem Verfahren wird die Größe des fokalen Lichtflecks verringert und dadurch die Abbildung schärfer gemacht. Bereits Ende des 19. Jahrhunderts erkannte Ernst Abbe, dass aufgrund der Wellenstruktur des Lichts ein Objektiv dieses Licht nicht in einem Punkt, sondern nur in einem Lichtfleck sammeln kann. Dabei bestimmen im wesentlichen die Wellenlänge des Lichts und der Öffnungswinkel des Objektivs – die Apertur – die Größe dieses Lichtflecks. Je kleiner der Lichtfleck ist, desto höher ist die Auflösung, also die Fähigkeit, zwei Objekte voneinander zu trennen.

Während der Lichtfleck in der Querrichtung bis 200 Nanometer schmal sein kann, ist er entlang der optischen Achse – also in der Ausbreitungsrichtung des Lichts – nie kleiner als 500 Nanometer. Weniger geht nicht. Der Fokus hat damit etwa die Form eines Rugby-Balls und nicht die eines Fußballs. Die Folge ist, dass die 3D-Bilder entlang der Ausbreitungsrichtung des Lichts weniger gut getrennt werden können und zudem noch stark verzerrt sind.

Die Ausdehnung des Fokus entlang der optischen Achse hat eine einfache physikalische Ursache: Die Aufgabe eines Objektivs besteht darin, das Licht im Fokuspunkt zu konzentrieren. Um das zu erreichen, wird die einfallende zweidimensionale Lichtwelle in eine dreidimensionale Kugelwelle umgewandelt, die auf den Fokuspunkt zuläuft. Da aber diese Kugelwelle nicht völlig rund wie eine Kugel ist, hat der Lichtfleck die längliche Form eines Rugby-Balls.



Abb. 1: Benutzer am 4Pi-Konfokalmikroskop von Leica Microsystems.

Wissenschaftler des Max-Planck-Instituts für Biophysikalische Chemie in Göttingen und von Leica Microsystems haben mit der 4Pi-Technologie ein grundlegend neues Mikroskopieverfahren entwickelt und zur Anwendungsreife gebracht. In dem vom Bundesminister für Bildung und Forschung (BMBF) geförderten Projekt haben sie die Kugelwellen zweier Objektive mittels Interferenz so zusammengefügt, dass sie sich zu einer einzigen, runden ergänzen. Das Zusammenschweißen der beiden Kugelwellen erfolgt mittels Interferenz. Diesem Prinzip, also dem Zusammenschweißen von zwei Teilkugelwellen zu einer ganzen, verdankt das Mikroskop auch seinen Namen „4Pi“: Er ist angelehnt an den vollen Raumwinkel einer echten Kugelwelle. Dasselbe Prinzip lässt sich auch auf das Fluoreszenzlicht anwenden. Beides gleichzeitig angewendet, also für das Beleuchten eines Punktes und das Sammeln des Lichts vom selben Punkt, führt dazu, dass der Fokus entlang der Achse 3–7 Mal enger und damit deutlich schärfer wird.

Das Prinzip der Konfokalmikroskopie besteht nun darin, höchstauflösende dreidimensionale Bilder zu generieren. Konfokal – frei übersetzt *mit dem Fokus betrachtet* – bedeutet, dass nur noch die optisch scharfe Fokusebene gesehen wird. Die Konfokaltechnik eliminiert alle unscharfen Bildinformationen aus anderen Fokusebenen. Je dünner die Fokusebene ist, desto schärfer sind auch die Abbildungen. Um das gesamte dreidimensionale Bild eines Objektes unter dem Mikroskop zu sehen, nimmt das Konfokalmikroskop ähnlich wie ein Computertomograph ein Objekt schichtweise auf und legt diese stets scharfen Bilder als dreidimensionalen Bilderstapel im Datenspeicher des Computers ab. Das Ergebnis ist ein extrem tiefenscharfes Bild, das sich im Computer drehen, von allen Seiten betrachten und vermessen lässt. Die neue 4Pi-Technologie durchbricht die bisherige Auflösungsgrenze deutlich. Damit werden nun weiterführende Forschungen auch an der lebenden Zelle möglich. Mikroskopische Strukturen können jetzt mit einer Detailschärfe und einem Zugewinn an struktureller Information gezeigt werden wie mit bisher keinem anderen kommerziellen Fluoreszenz-Mikroskopsystem der Welt. Das ist für alle Lebenswissenschaften von großer Bedeutung, wie beispielsweise für die Immunologie. Man kann jetzt Details von Störungen im Informationsaustausch zwischen lebenden Zellen studieren, die vorher nicht sichtbar waren. Aus solchen Untersuchungen lassen sich wichtige Erkenntnisse etwa für die Bekämpfung von Immunerkrankungen gewinnen, zum Beispiel die HIV-Schwäche. Ein anderes Beispiel ist die mitochondriale Struktur der Hefezelle. Hier lassen sich Veränderungen feststellen und analysieren und wichtige Erkenntnisse wie über die Alzheimer-Krankheit gewinnen.

Nachricht

Bericht zum 9. Sommerworkshop 2004 in der Krüseliner Mühle

Vom 29.08.04 bis 03.09.04 (vornehmlich für Schüler) und vom 05.09.04 bis 10.09.04 (insbesondere für Studierende aller Fachrichtungen) haben sich 34 Teilnehmer des 9. Sommerworkshops in zwei Durchgängen mit Gewässeruntersuchungen in der Feldberger Seenlandschaft befasst.

Zusammen mit dem die Veranstaltung organisierenden Institut für Analytik und Umweltchemie der Humboldt-Universität zu Berlin, bemühten sich die Hydrographisch-biologische Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V., die Technische Universität Berlin mit ihrem Institut für Technischen Umweltschutz sowie das Institut für angewandte Gewässerökologie GmbH um ein ausgewogenes Programm. Zentraler Standort war wieder die Krüseliner Mühle mit den Unterkünften für die Teilnehmer und Betreuer und dem Hobbyraum, der als Labor und Seminarraum diente.

Mit dem seit Jahren bewährtem, immer wieder verbessertem Programm konnte Praxis, verbunden mit allgemein gültigem Wissen zur Seenkunde, sowie physikalische und chemische Charakteristika den überaus interessierten Zuhörern vermittelt werden. Es wurden zahlreiche chemische und physikalische Parameter für den Feldberger Haussee, den Schmalen Luzin und den Krüselinsee bestimmt. Einige ausgewählte, für die Beurteilung eines Gewässers wichtige Daten sind in Tabelle 1 für die drei untersuchten Seen dargestellt.

Alle drei Seen waren während des Sommers stabil geschichtet. Der Krüselinsee und der Schmale Luzin sind nährstoffarme Seen mit großen Sichttiefen und geringen Sauerstoffübersättigungen im Epilimnion.

Das Tiefenwasser (Hypolimnion) war in der untersuchten Tiefe auch sauerstofffrei, Schwefelwasserstoff trat aber nur in Spuren auf. Die Ammonium-N- und Phosphat-P-Gehalte im Tiefenwasser waren nur leicht erhöht.

Gewissermaßen als Gegenbeispiel wurde auch der nährstoffreiche Feldberger Haussee untersucht. Seine Sichttiefe war zum Untersuchungszeitpunkt mit 1,85 m zwar relativ groß, aber doch wesentlich geringer. Der Sauerstoffgehalt lag mit 11,4 mg/l im Epilimnion deutlich höher. Das Tiefenwasser war sauerstofffrei und es traten hohe Konzentrationen an Schwefelwasserstoff und Ammonium-N auf (Tabelle 1). Phosphat wird aus dem Sediment in diesem Gewässer remobilisiert, verbleibt aber bis zur herbstlichen Vollzirkulation im Tiefenwasser. Dann jedoch wird das Phosphat auf den gesamten Wasserkörper verteilt und steht so im nächsten Frühjahr für erneutes und üppiges Algenwachstum zur Verfügung. Der See düngt sich aus seinem Sediment gewissermaßen selbst!

Die chemischen und physikalischen Parameter beeinflussen das Leben in einem natürlichen Wasserkörper. Mit dessen Tiefenausdehnung ergeben sich Gradienten für Druck, Temperatur und Licht, genauso wie für die chemischen und biologischen Vorgänge. Der Lebensraum im Gewässer wird also durch die strukturiert. Aber auch die im Wasserkörper anzufindenden Organismen können während ihrer Entwicklung ständig die unterschiedlichsten physikalischen und chemischen Parameter verändern, zum Beispiel die Lichtverhältnisse oder die Nährstoffsituation. Die bestimmten physikalischen und chemi-

Tabelle 1: Von den Lehrgangsteilnehmern erarbeitete chemische und physikalische Parameter. Probennahme am 06.09.04 aus dem Epilimnion und 2 m über maximaler Tiefe; n.b. mit der angewendeten Methode nicht bestimmbar.

Parameter	Haussee		Krüselinsee		Schmaler Luzin	
	0,2 m	10 m	0,2 m	16 m	0,2 m	32 m
Sichttiefe, weiß [m]	1,85		6,5		7	
Sauerstoff [mg/l]	11,4	0	9,5	0,1	9,6	0,1
Nitrat-N [mg/l]	0,0045	0,0068	0,002	0,088	n.b.	0,08
Ammonium-N [mg/l]	0,007	3,63	0,084	0,17	0,05	0,29
o-Phosphat-P [mg/l]	0,008	0,9	0,008	0,025	0,01	0,2
Gesamtphosphor [mg/l]	0,028		0,013		0,018	
Schwefelwasserstoff [mg/l]	n.b.	6,5	n.b.	0,5	n.b.	n.b.
pH-Wert	8,6	7,4	8,2	7,7	8,3	7,5
Leitfähigkeit [mS/cm]	0,36	0,44	0,34	0,37	0,35	0,34

schen Parameter liefern uns daher immer nur eine Momentaufnahme des Gewässers.

Die Untersuchung der im Gewässer vorkommenden Organismen und Lebensgemeinschaften liefern integrale Aussagen. Deshalb sind in der EU-Wasserrahmenrichtlinie die biologischen Parameter (Phytoplankton, [Mikro-]Phytobenthos, Makrophyten, Makrozoobenthos und Fische) die Hauptkomponenten für die ökologische Bewertung der Gewässer. Von diesen wurden bei unseren Lehrgängen schon seit längerer Zeit das Phytoplankton und die Makrophyten bestimmt und ausgewertet, sowie die wichtigsten Zooplankter charakterisiert, die aber leider nicht zu den EU-Wasserrahmenrichtlinien-Parametern gehören. Im Sommerworkshop gab es daher auch in diesem Jahr eine Untersuchung der aquatischen Makrophyten des Feldberger Haussees und des Krüselinsees.

Unter der Fragestellung *Welche Wasserpflanzen finden wir in einem mesotrophen und welche in einem stark eutrophierten Gewässer?* wurden anhand der im Krüselinsee und im Haussee eingesammelten Makrophyten deren autökologische Ansprüche erläutert.

Hier zwei Beispiele: *Potamogeton natans*, das Schwimmende Laichkraut, besiedelt vornehmlich Gewässer mit geringem Nährstoffgehalt (mesotroph bis eutroph), die gering bis mäßig organisch belastet sind (oligosaprob bis beta-mesosaprob). Das Schwimmende Laichkraut, das oft mit dem Wasserknöterich (*Persicaria amphibia*) vergesellschaftet ist, ist ein guter Bioindikator.

Potamogeton pectinatus, das Kamm-Laichkraut, ist eine euryöke Art, die sich stark in nährstoffreichen (eutrophen bis polytrophen) Gewässern entwickelt, die auch durch eine stärkere organische Belastung (alpha-mesosaprob) und durch Salzeinfluss (Brackwasser) charakterisiert sein können. Vereinzelt werden auch nährstoffärmere Gewässer (mesotroph) vom Kamm-Laichkraut besiedelt. Deshalb ist diese Wasserpflanze ein schlechter Indikator.

Zur Auflockerung gab es dann wieder einen Lichtbildervortrag der BONITO, in dem Informationen zur Landschaft, zu den Eiszeiten und zum menschlichen Tun mit seinen negativen Folgen für die Umwelt vermittelt wurden. Für die Teilnehmer interessant waren die gezeigten Unterwasseraufnahmen, die in der Feldberger Unterwasserlandschaft vor 40 Jahren aufgenommen wurden, und die einfachen, selbst erdachten und gebauten Geräte, die die AG BONITO für die Untersuchungen der Feldberger Seen anfertigte und lange Jahre nutzte.

Ein weiterer Lehrgangs-Komplex war das pflanzliche und tierische Plankton. Zu diesem Zweck wandelte sich der mit modernen Untersuchungsgerätschaften ausgestattete Arbeitsraum in ein kleines mikroskopisches Kabinett. Von den Teilnehmern konnten nun die bei den Gewässerbeprobungen aus dem Haussee und aus dem Krüselinsee parallel entnommenen Plankton-Tiefenproben unter den Durchlichtmikroskopen be-

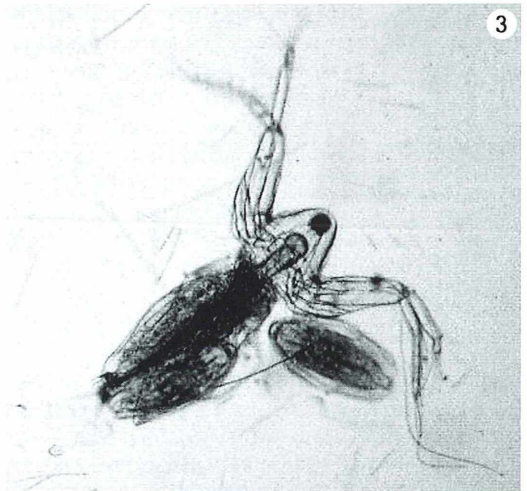
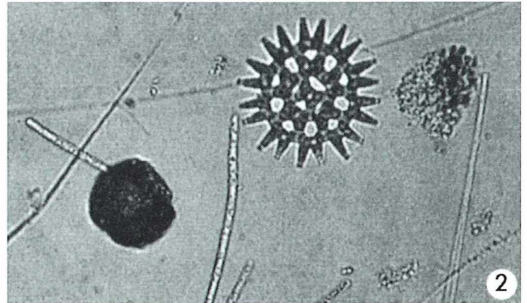
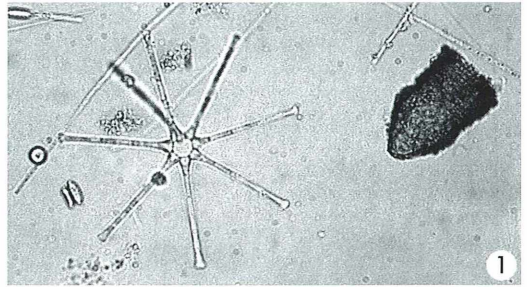


Abb. 1–3: Planktonproben vom 9. Sommerworkshop in der Feldberger Seenlandschaft. – Abb. 1: Diatomeenkolonie von *Asterionella formosa* und Tintinniden-Gehäuse. – Abb. 2: Grünalge *Pediatrum duplex* und diverse fädige Blaualgen. – Abb. 3: Blattfußkrebs *Diaphanosoma brachyurum* von ventral.

trachtet werden (Abb. 1–3). Auch die Übertragung auf einen Bildschirm war gesichert. Das kam bei der Besprechung einzelner Individuen einem größeren Betrachterkreis zu Gute. Eine erneute, nachträgliche Durchmusterung der Planktonproben wurde in Untersuchungsprotokollen für die geplante Workshop-Broschüre fest gehalten (Tabelle 2). Es bleibt zu hoffen, dass mit diesem Lehrgangsteil der eine oder andere

Tabelle 2: Planktonbestimmung vom Feldberger Haussee und Krüselinsee (Probennahme am 10.09.04). Autökologie: Trophie-Ansprüche: otr oligotroph, mtr mesotroph, eutr eutroph, polytr polytroph. Saprobie-Ansprüche: o oligosaprob, bm betamesosaprob, am alpha-mesosaprob. Häufigkeit: + Einzelexemplare, 1 vereinzel, 2 spärlich, 3 mehrfach, 4 zahlreich, 5 massenhaft.

Taxa	Autökologie	Haussee	Krüselinsee
Blualgen/Cyanobakterien			
<i>Microcystis aeruginosa</i>	eutr, bm	2	1–2
<i>Planktothrix agardhii</i>	eutr-polytr, bm	4–5	
Goldalgen			
<i>Dinobryon divergens</i>	mtr-eutr, bm		4
Kieselalgen			
<i>Asterionella formosa</i>	mtr-eutr, o-bm	4	2
<i>Fragilaria crotonensis</i>	mtr-eutr, o-bm		4
Panzergeißler			
<i>Ceratium furcoides</i>	mtr-eutr, o-bm		3
<i>Ceratium hirundinella</i>	otr-eutr, o-bm	2	3–4
Grünalgen			
<i>Coenochloris polycocca</i>	mtr-eutr, bm		2
<i>Crucigenia quadrata</i>	eutr, bm		2
<i>Pediastrum boryanum</i>	eutr, bm		1
<i>Pediastrum duplex</i>	eutr, bm	2	1
<i>Staurastrum tetracerum</i>			3
<i>Willea vilhelmii</i>	mtr, o-bm		2
Wimpertierchen			
<i>Phascolodon vorticella</i>	bm	2	
Rädertierchen			
<i>Kellicottia longispina</i>	o-bm	1	1
<i>Keratella cochlearis</i>	bm	>3	2
<i>Keratella quadrata</i>	bm		4
Kleinkrebse			
<i>Bosmina coregoni</i>	o-bm		2
<i>Bosmina longirostris</i>	bm	1	
<i>Daphnia cucullata</i>	o-bm	2	3–4
<i>Diaphanosoma brachyurum</i>	bm	3	
<i>Eucyclops spec.</i>	o/bm-am		3
<i>Eudiaptomus gracilis</i>	o-bm	<3	
<i>Leptodora kindtii</i>	bm		+
Nauplius-Larven			3

neue Mikroskopiker gewonnen werden konnte. Das ist im Interesse der verstärkt angestrebten biologischen Gewässeranalytik sicherlich recht wichtig, denn derzeit dürften gerade auf diesem Sektor nicht genügend viele Fachleute verfügbar sein.

Alles in allem war die Veranstaltung nach allgemeiner Einschätzung der Teilnehmer wieder ein großer Erfolg. Das in der Gemeinschaft vermittelte Wissen war sicherlich dazu angetan, auch den Blick derer zu schärfen, die nicht unmittelbar mit Biologie, Physik und Chemie zu tun haben, andererseits aber in ihrem Beruf oder im täglichen Leben immer wieder mit Fragen des Umweltschutzes und Folgeerscheinungen ungenügend durchdachter Maßnahmen konfrontiert werden.

Erneut aber zeigte sich auch, dass mikroskopische Arbeit von Laien durchaus sinnvoll bei der Untersuchung und Bewertung unserer Gewässer eingesetzt werden kann. Alles ermutigt uns, den 10. Sommerworkshop für 2005 anzudenken.

Verfasser: Dr. Georg Kubsch, Humboldt-Universität Berlin, Institut für Analytik und Umweltchemie, Brook-Taylor-Str. 2, D-12489 Berlin; Dipl.-Biol. Wolfgang M. Richter, Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V., Drosselgang 2, D-21709 Himmelpforten (Nied.-Elbe) und Dr. Lothar Täuscher, Institut für angewandte Gewässerökologie GmbH, Schlunkendorfer Straße 2e, D-14554 Seddiner See

Veränderungen des Habitus von *Paramecium bursaria*

Haydn F. J. H. Diercksen

Ein Zufallsfund bescherte mir den Anblick eines auffällig verformten *Paramecium bursaria*. Bis dahin hatte ich über ein solches Phänomen nichts gelesen. Zwar erwähnt Doflein (1911) degenerative Erscheinungen bei lange gezüchteten Kulturen und spricht von Verkrüppelungen der ganzen Tiere und ihres Wimperapparates in „sehr alten Kulturen“. Meine Beobachtung schien mir aber hierauf nicht zu passen. Ich wandte mich daher an Herrn Prof. Dr. K. Hausmann an der FU Berlin, dessen Name mir aus seinen verschiedenen Veröffentlichungen bekannt war. Er veranlasste mich zum Verfassen des folgenden Berichts.

Am 12. April dieses Jahres fand ich in einer Schöpfprobe aus dem Uferbereich eines mäßig verschmutzten Fließgewässers große Mengen des grünen Pantoffeltierchens *Paramecium bursaria*. *P. bursaria* gehört zu den Leitorganismen der Wassergüte II, β -mesosaprobe Zone (mäßig verunreinigte Wasserzone) (Streble und Krauter, 1992). Erwartungsgemäß fanden sich weiterhin entsprechende Organismen wie *Pediastrum*, *Scenedesmus quadricauda*, *Coleps hirtus*, *Synedra ulna* – aber auch z.B. *Paramecium caudatum*, *Litonotus fasciola* und *Litonotus cygnus*.

Veränderte Zellen in der Kultur

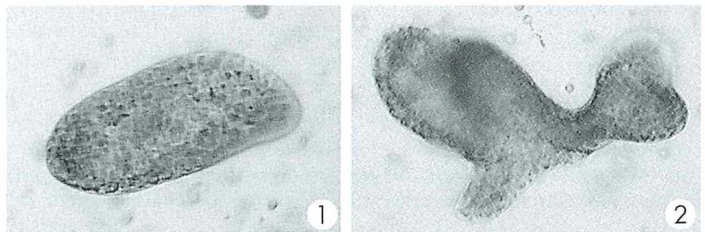
Ich nahm die Probe (etwa 300 ml) mit Standortwasser in Kultur. Sie wurde in einem ausgedienten und sorgfältig gereinigten Lebensmittelglas von etwa $\frac{1}{2}$ Liter Fassungsvermögen an einem Nordfenster lose abgedeckt aufbewahrt. Bei der Beschäftigung mit einem Präparat aus dieser Kultur fand ich am 25.5. ein Exemplar, welches mit einer normalen *P. bursaria*-Zelle

(Abb. 1) auf den ersten Blick kaum noch etwas gemein hatte. Es assoziierte einen gedrungenen Flugzeugrumpf mit Stummelflügeln und überdimensioniertem Leitwerk. Die Gesamtgröße entsprach etwa der einer normal entwickelten *P. bursaria*-Zelle, während hingegen jener Teil, der von seiner Form her einem typischen *Paramecium* noch am ehesten entsprach, nur etwas mehr als die Hälfte einer normalen Zelle erreichte (Abb. 2).

Neben der ungewöhnlichen Form war das Verhalten auffällig. So war die Zelle nicht in der Lage, gerade gerichtete Schwimmbewegungen auszuführen. Sie bewegte sich vielmehr in elliptischen Bahnen, die im Laufe des Tages jedoch immer enger wurden, um am folgenden Tag gegen Mittag ganz aufzuhören. Das zweifelsfrei noch lebende Tier wurde danach nur durch anstoßende andere *P. bursaria*-Zellen von der Stelle und/oder in eine andere Lage gebracht.

Der gesamte Zellkörper war – soweit ich dies mit meinem Mikroskop, einem Laboval 4, erkennen konnte – normal bewimpert. Das Cytostom befand sich im Winkel zwischen „Rumpf und linkem Stummelflügel“, was durch die her-

Abb. 1: Normalhabitus von *Paramecium bursaria*. – **Abb. 2:** Missgestaltete *P. bursaria*-Zelle.



beigestrudelten Nahrungspartikel zu lokalisieren war. Eine Cytophyge konnte ich nicht ausmachen. In keiner der diversen, jeweils 45 bis etwa 60 Minuten langen Beobachtungsphasen fand eine Defäkation statt. Normale *P. bursaria*-Zellen zeigen eine an den mitgeführten Zoochlorellen deutlich zu beobachtende Cyclose, die jedoch in der verformten Zelle an keiner Stelle auszumachen war.

Die letzte Beobachtung des lebenden Tiers erfolgte am 26.5. um 16.50 Uhr. Am folgenden Tag gegen 8.30 Uhr hatte sich die Zelle aufgelöst und war nur an den beieinander liegenden Zoochlorellen, die noch in etwa die bisherigen Umrisse der Zelle erkennen ließen, auszumachen.

Meine Suche unter dem Stereomikroskop (einem Stemi DV 4) nach weiteren deformierten Paramecien blieb erfolglos, wobei aber nicht ausgeschlossen werden kann, dass sich noch andere, ähnlich missgestaltete Individuen im

Kulturgefäß befanden. Ihr zahlenmäßiger Anteil war möglicherweise so klein, dass sie nur zufällig gefunden werden konnten.

Dank

Herrn Prof. Dr. K. Hausmann möchte ich an dieser Stelle dafür danken, dass er mir Literatúrauszüge mit Beobachtungen ähnlicher Phänomene an anderen Ciliaten zur Verfügung stellte und mich damit anregte, zukünftig diesem Thema im Rahmen meiner Möglichkeiten nachzugehen.

Literaturhinweise

Doflein, F.: Lehrbuch der Protozoenkunde. 3. Auflage, S. 252, Verlag Gustav Fischer, Jena 1911.
 Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. 6. Auflage, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1982.

Verfasser: Haydn F. J. H. Diercksen, Eichenweg 8, D-21698 Harsefeld

Nachrichten

MIKROKOSMOS-Register nun auch im Excel-Format

Wir möchten unsere Leser darauf hinweisen, dass das MIKROKOSMOS-Gesamtregister nun auch als Excel-Datei auf der Homepage des Elsevier-Verlags vorliegt. Herr Adolf Suttrop aus Harpstedt hat dankenswerter Weise das bereits vorliegende Register

um fehlende, ältere Beiträge ergänzt und die Word-datei in Excel umgewandelt. Dies bietet eine Reihe von Vorteilen, wie beispielsweise die Durchführung von gezielten Suchen und Erstellen von Ergebnislisten.
 Redaktion MIKROKOSMOS

Ausschreibung FLUKA-Wettbewerb für Mikrofotografie 2005

Der Verband Deutscher Biologen e.V. schreibt zum 20. Mal den internationalen Wettbewerb für mikrofotografische Arbeiten über Gegenstände der belebten und unbelebten Natur aus.

Die zehn besten Arbeiten werden mit Geldpreisen ausgezeichnet:

- | | |
|-------------------|----------------------|
| 1. Preis: 550,- € | 3. Preis: 150,- € |
| 2. Preis: 275,- € | 4.-10. Preis: 60,- € |

Außerdem werden zahlreiche weitere Geldpreise für gute Arbeiten vergeben. Die Verleihung der Preise findet nach der Jurorentagung im Juni/Juli 2005 statt.

Die Wettbewerbsbedingungen sind über folgende Adresse zu erhalten:

Eckart Klein, Fraunhoferstr. 9, 30163 Hannover, Tel./Fax: 05 11/66 58 95

Einsendeschluss: 30. April 2005

Der Jury gehören an:

Prof. Dr. W. Braune (Jena), Karl Brüggemann (Hannover), Prof. Dr. A. Gebert (Lübeck), Dr. Dieter Gerlach (Erlangen), M. Kage (Weissenstein), E. Klein (Hannover), Dr. H. Krause (Bad Nenndorf), Prof. Dr. H. Robenek (Münster)

Beitrag zur Biologie und Morphologie von *Cochlonema euryblastum*, einem endoparasitischen Pilz von *Thecamoeba quadrilineata*

Rolf Michel und Claudia Wylezich

In den letzten Jahren hat das Interesse an Organismen mit intrazellulärer Vermehrung in verschiedenen freilebenden Amöbenarten (FLA) erheblich zugenommen. Nachdem zuerst von Rowbotham (1980) die Vermehrung von *Legionella pneumophila*, dem Erreger der Legionärskrankheit, in Akanthamöben beobachtet worden war, sind eine ganze Reihe weiterer pathogener Bakterien, beziehungsweise enge Verwandte von ihnen wie zum Beispiel Chlamydien-ähnliche Keime, aus freilebenden Amöben isoliert worden (Übersicht siehe Corsaro et al., 2003).

In Zuge dieser Untersuchungen waren für uns auch eukaryotische Organismen mit intrazellulärer Vermehrung in Amöben von Interesse, wie beispielsweise Mikrosporidien-ähnliche Endoparasiten in Vannellen (Hoffmann et al., 1998) und die Entwicklung des schneckenförmigen Pilzes *Cochlonema euryblastum* (Drechsler, 1942) in *Thecamoeba quadrilineata*, ein Endoparasit, der kürzlich in Unkenntnis des frühen Artikels von Drechsler als neue Art beschrieben wurde (Michel, 1999). Die eigenen durch lichtmikroskopische Aufnahmen belegten Untersuchungen bestätigten die durch akribische Zeichnungen unterstützten Beobachtungen von Drechsler (1942) bis ins letzte Detail. Drechsler hatte jedoch keine Angaben über die systematische Zugehörigkeit der von ihm beobachteten 35–60 µm großen Wirtsamöbe gemacht. Es handelt sich dabei um eine lobose Nacktamöbe der Familie Thecamoebidae. Mittlerweile wurde die Wirtsamöbe *Thecamoeba quadrilineata* durch Sequenzierung des 18S rRNA Gens molekularbiologisch charakterisiert. Unerwartet wurde eine nähere phylogenetische Verwandtschaft dieser lobosen Amöbe zu den echten Schleimpilzen (Eumycetozoa, insbesondere zu den myxogastrischen Schleimpilzen) innerhalb der Conosa festgestellt (Wylezich, 2004). Nach der Veröffentlichung des eigenen Artikels im MIKROKOS-

MOS wurde in unserem Labor jedoch noch ein weiteres Sporenstadium dieses eindrucksvollen Endoparasiten von freilebenden Amöben beobachtet, über das im Folgenden zusammen mit einigen Versuchen zur Untersuchung eines möglichen Wirtsspektrums berichtet wird. Außerdem wird vom Nachweis und der erfolgreichen Anzucht dieses endoparasitischen Pilzes durch Xenodiagnose berichtet, also durch Infektion von Amöbenarten, die nicht der ursprünglichen Wirtsamöbenart entsprechen.

Kultivierung

Der ursprüngliche aus einer Dachrinne isolierte Stamm (ECM) wurde mit seinem natürlichen Wirt *T. quadrilineata* auf Meersalz-Agarplatten gehalten, die mit *Phyllobacterium* sp. als Futterbakterien für die Wirtsamöbe bestrichen wurden. Als Reserve wurde stets parallel eine nicht befallene Kultur von *T. quadrilineata* gehalten, um nach eventuellem parasitär bedingten Aussterben der Amöben in der Wirt-Parasit-Kultur frische Thekamöben mit den Konidien des intrazellulären Pilzes erneut infizieren zu können. Eine Anzucht des Pilzes auf spezifischem Nähragar nach Sabouraud gelang bisher nicht.

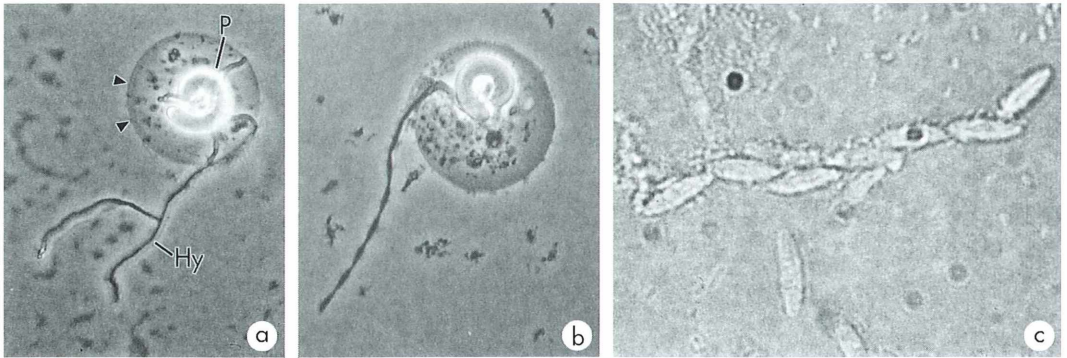


Abb. 1: a Abgestorbene *Thecamoeba quadrilineata* mit spiralig gewundenem Grundkörper (P) des endoparasitischen Pilzes *Cochlonema euryblastum*, von dem eine sich verzweigende Hyphe (Hy) ausgewachsen ist. Vergr. 500fach. – b Endoparasit mit bereits segmentierter Hyphe. Vergr. 500fach. – c Die segmentierten Hyphen zerbrechen in länglich-ovale Konidien von 5–7 μm Länge. Vergr. 1300fach.

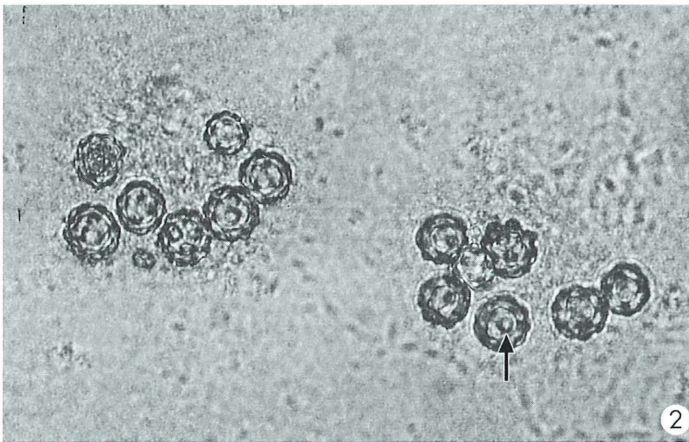
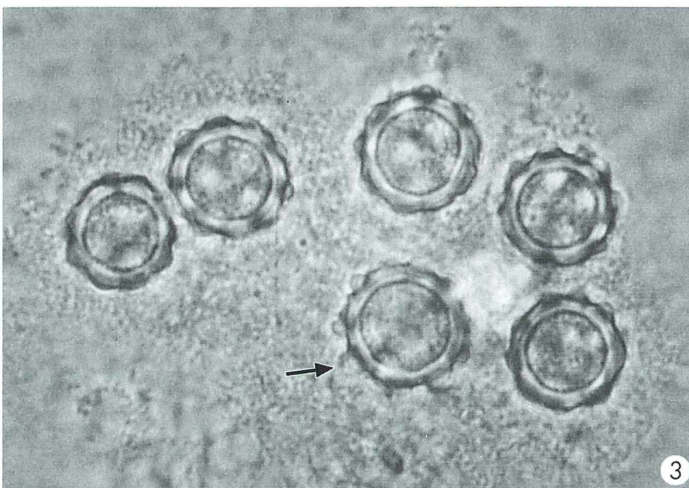


Abb. 2: Zwei Gruppen von Sporen, die nach längerer Zeit an den Stellen der abgestorbenen und bereits zersetzten Wirtsamöbe angetroffen werden können. Wegen der größeren Tiefenschärfe bei geringeren Vergrößerungen erkennt man die dreidimensionale Ausprägung der höckerartigen Fortsätze (Pfeil). Vergr. 525fach.



– Abb. 3: Sporen von *C. euryblastum*. Bei höherer Vergrößerung erkennt man eine dickwandige Hülle mit lateralen höckerartigen Fortsätzen (Pfeil), die einen homogenen bis granulären Inhalt umgibt. Die Sporen sind von Resten der durch bakterielle Tätigkeit zersetzten Amöbe umgeben. Im unteren Bereich sind noch Reste des Parasiten zu erkennen. Vergr. 1300fach.

Infektion von *Thecamoeba quadrilineata* mit dem endoparasitischen Pilz *Cochlonema euryblastum*

Es sei hier noch einmal kurz der spiralig gewundene, an eine Posthornschncke erinnernde Pilz in seiner im Verlauf der Entwicklung absterbenden Wirtsamöbe vorgestellt (Abb. 1a und b) sowie die Konidien, die von den aus der Amöbe herauswachsenden Hyphen durch Segmentierung gebildet werden (Abb. 1c).

Diese Konidien stellen normalerweise die infektiösen Stadien dar und erlauben daher bei Bedarf eine Reinfektion frischer, nicht infizierter Thekamöben. Nach Tiefgefrierkonservierung der Konidien waren Infektionsversuche mit Thekamöben erfolglos. Die Konidien behalten jedoch ihre Infektiosität in feuchtem Zustand auf der Agaroberfläche bei 6 °C für wenigstens drei Monate.

Neben den Konidien, die sich aus den aus der Amöbe herauswachsenden Hyphen bilden, wurden zunächst vereinzelt – bald darauf auch in Gruppen – runde Cysten mit einer skulpturierten Oberfläche an den Stellen abgestorbener Thekamöben beobachtet, welche entfernt an Akanthamöben-Cysten erinnerten (Abb. 2 und 3). Sie haben einen Durchmesser von 11–13 µm. Eine kräftige, doppelwandige Hülle (Dicke 1,5 µm) mit lateralen, höckerartigen Fortsätzen (Abb. 3, Pfeil) umgibt einen homogenen bis granulären Inhalt. Bei geringerer Vergrößerung (Abb. 2) ist wegen der dann größe-

ren Tiefenschärfe die dreidimensionale Anordnung der lateralen Fortsätze zu erkennen. Die Umriss der meist schon stark zersetzten Wirtsamöbe sind im Allgemeinen noch zu erkennen, gelegentlich auch noch Reste des Grundkörpers des Endoparasiten (Abb. 3, unten).

Während im Allgemeinen nur freie Sporen zu erkennen sind, findet man in jüngeren Kulturen einzelne noch undifferenzierte Sporen, die noch eine Kontaktstelle zu dem Grundkörper des Pilzes erkennen lassen, aus dem sie hervorgehen, um sich später vollends von ihm zu lösen (Abb. 4). Bei diesem dargestellten Beispiel handelt es sich um einen Mehrfachbefall einer einzelnen Amöbe, wie an den verschiedenen gewundenen Grundkörpern unschwer zu erkennen ist. Nach einem Befall einer Wirtszelle mit gelegentlich noch zahlreicheren Parasiten kommt es meist zum frühzeitigen Absterben des Wirtes, so dass die Entwicklung der Endoparasiten stagniert und es meist nicht mehr zur Ausbildung von Konidien beziehungsweise Sporen kommt. Dann findet man nur mehrere Grundkörper ohne Hyphen in einer abgestorbenen Amöbe, worauf bereits Drechsler (1942) hinwies.

Kokultivierung von *Cochlonema euryblastum* mit einigen FLA zur Ermittlung möglicher weiterer Wirte

Für die vorgesehenen Kokultivierungen mit verschiedenen FLA wurden alte Platten verwendet, auf denen sämtliche Wirtsamöben bereits abgestorben waren, so dass sie nur noch die infektiösen Konidien enthielten, die dann auf frische Meersalz-Agarplatten mit *Phyllobacterium* sp. als Futterbakterien aufgebracht wurden. Dazu wurden dann die vegetativen Stadien der für den Test vorgesehenen Arten gegeben und darauf bis zu 10 Tagen bei 20 °C gehalten und mikroskopisch beobachtet. Ausgewählt wurden die Arten, die morphologisch eine mehr oder weniger nahe Verwandtschaft mit *T. quadrilineata* aufweisen (Abb. 5).

Ergänzt wurden diese experimentellen Ergebnisse durch Beobachtungen während des Nachweises von *Cochlonema* durch Xenodiagnose. Neben den zugesetzten Individuen von *T. quadrilineata* entwickelten sich auch *T. spharionucleolus* und *T. terricola*. Diese großen, schwer auf Agar zu kultivierenden Thekamöben wiesen jedoch im Verlauf verlängerter Kul-

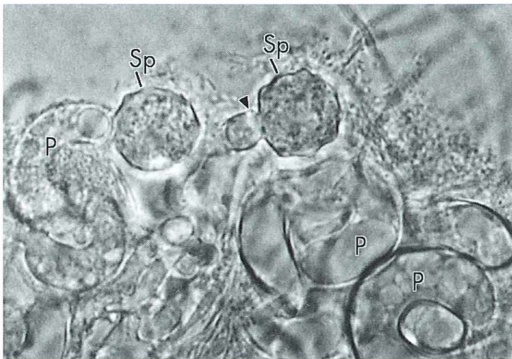


Abb. 4: Reste der Wirtsamöbe nach einem Mehrfachbefall mit *C. euryblastum* (P) mit der Ausbildung noch undifferenzierter Sporen (Sp). Die Anbindung einer Spore an ein Ende eines Grundkörpers ist durch einen Pfeilkopf gekennzeichnet.

Amöbenart	Stamm	Herkunft	Intrazelluläres Wachstum
<i>Saccamoeba limax</i>	SL1o	Zierfisch-Aquarium	–
<i>S. stagnicola</i>	Aqss	Zierfisch-Aquarium	–
<i>Vannella</i> sp.	Auno	Kontaktlinsen von Patient	–
<i>Platyamoeba placida</i>	Ppl1	Oberflächenwasser	–
<i>Thecamoeba quadrilineata</i>	Tq-ash	Esche, verrottete Früchte	+++
<i>Thecamoeba striata</i>	Ts-ash	Esche, verrottete Früchte	–
<i>Thecamoeba quadrilineata</i>	Cis/Plat	Platane, Rinde/Gardasee	+++
<i>Sappinia diploidea</i>	Sd-plat	Platane, Rinde/Andernach	–
<i>Sappinia diploidea</i>	Bu-Snog	Buche: Rinde/Süd-Schweden	–
<i>Thecamoeba quadrilineata</i>	Dch-1	Dachrinne, als +Kontrolle	+++

Abb. 5: Kokultivierungsversuche von *Cochlonema euryblastum* Stamm ECM mit freilebenden Amöbenarten auf Agarplatten. +++ = ein Befall mit dem endoparasitischen Pilz erkennbar, – = kein Befall erkennbar.

turhaltung keine Endoparasiten auf, obwohl in ihrem Bereich zahlreiche Konidien gesehen wurden, die aus den zugesetzten *T. quadrilineata* stammten. Wie aus diesen Versuchen und Beobachtungen zu erkennen ist, entwickelt sich *Cochlonema euryblastum* außer im Originalwurststamm (Dch-1) als positive Kontrolle in zwei weiteren Stämmen dieser Spezies, obwohl sie aus verschiedenen Regionen isoliert worden waren. Dagegen war weder eine Entwicklung in insgesamt drei weiteren Thekamöben-Arten erkennbar, noch in Stämmen der Gattungen

Saccamoeba, *Platyamoeba*, *Vannella* oder *Sappinia*. *Cochlonema euryblastum* zeichnet sich demnach im Rahmen der vorliegenden Untersuchung durch eine hohe Wirtsspezifität aus.

Xenodiagnose

Spätere Versuche in dem Habitat, aus dem ursprünglich der Originalstamm von *Cochlonema euryblastum* samt seinem Thekamöben-Wirt isoliert worden war, erneut diesen Endoparasiten nachzuweisen, scheiterten. Es ließen sich nämlich keine *T. quadrilineata* anzüchten, sondern nur einige andere Thekamöben wie *T. terricola* oder *T. sphaeronucleolus*, die jedoch keine Zeichen einer Infektion aufwiesen. Um zu prüfen, ob dieses Probenmaterial aus der Dachrinne möglicherweise infektiöse Konidien enthält, wurden Anfang 2000 nicht infizierte Amöben von *T. quadrilineata* aus einer optimalen Plattenkultur diesem ausgebreiteten Probenmaterial auf Agarplatten zugesetzt. Tatsächlich zeigten sich nach 3–4 Tagen einzelne infizierte Amöben dieser Art mit bereits im Cytoplasma herangereiften Endoparasiten mit Konidienbildung. Agarblöckchen mit solchen infizierten Amöben wurden aus der Platte ausgeschnitten und zusammen mit weiteren frischen Individuen von *T. quadrilineata* auf eine Meersalzplatte übertragen. Es gelang durch wiederholte Subkultivierung und Behandlung mit Nystatinplättchen dieses neue Isolat von *C. euryblastum* schließlich von Pilzen und Begleitamöben wie Akanthamöben, Naeglerien und anderen zu befreien. Damit konnte gezeigt werden, dass sich

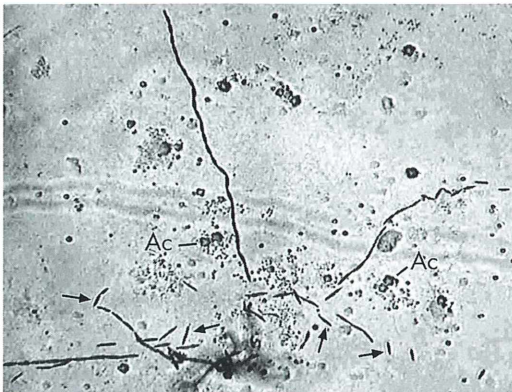


Abb. 6: Weiteres Ergebnis der Xenodiagnose mit *T. quadrilineata* im Primärisolat. Aus einer bereits aufgelösten Wirtsamöbe entspringen segmentierte und in Konidien zerfallende Hyphen. Die Konidien (Pfeile) von 16–30 µm Länge entsprechen den Konidien einer weiteren *Cochlonema*-Art, *C. bactrosporum*. Im Primärisolat noch anzu treffende Acanthamoeben-Cysten (Ac) verdeutlichen die Größenrelation.

in dem fraglichen Habitat weiterhin zumindest die Konidien dieser relativ großen Endoparasiten von *T. quadrilineata* befanden. Die Persistenz dieses Endoparasiten konnte erst zu Beginn dieses Jahres erneut durch Xenodiagnose im selben Biotop bestätigt werden.

Bei diesem letzten Versuch wurden außerdem unverhofft einzelne Thekamöben mit einem spiralig gewundenem Grundkörper beobachtet, deren Konidien jedoch deutlich länger wurden, als bei *C. euryblastum*, nämlich 16–30 µm lang. Es handelte sich damit vermutlich um eine weitere von Drechsler (1942) beschriebene Art, nämlich um *C. bactrosporium* var. *longus* (Abb. 6) Auf diese Weise wurde also aus demselben Habitat unerwartet offenbar eine weitere *Cochlonema*-Art mittels Xenodiagnose nachgewiesen. Es ist bisher allerdings noch nicht gelungen, diese *Cochlonema*-Art in Dauerkultur zu nehmen, um sie eindeutig zu identifizieren.

Durch den Einsatz der für den jeweiligen Parasitenbefall empfänglichen Amöbenart könnte es also in Zukunft gelingen, derartige endoparasitische Pilzarten nachzuweisen, selbst wenn die spezifischen Wirte in ihrem Habitat zeitweilig ausgestorben sein sollten oder so spärlich vorkommen, dass sie unter der Nachweisbarkeit durch die verwendete Kulturmethode liegen. Da diese Pilze nach bisheriger Kenntnis nicht in-vitro kultivierbar sind, kann man sie ohnehin nur in ihrem Originalwirt oder durch Xenodiagnose nachweisen, isolieren und für weiterführende Studien vermehren.

Weitere Untersuchungen ergeben sich aus den bisherigen Beobachtungen. Durch Kokultivierungen mit wiederholt zu verschiedenen Jahreszeiten entnommenem Probenmaterial soll eine Isolierung und Dauerkultur von *C. bactrosporium* versucht werden. Dabei interessiert, ob auch durch diese Art eine zweite Sporenart gebildet wird und es weitere empfängliche Amöbenarten gibt. Schwierig wird der Nachweis

der Infektiösität der runden Sporen von *C. euryblastum* für Thekamöben, da die Zahl infektiöser Konidien wesentlich größer ist, so dass eine solche Prüfung nur mit isolierten Sporen dieser Art möglich wäre.

Danksagung

Besonderer Dank gebührt Herrn Dr. Michael Schweikert (Biologisches Institut der Universität Stuttgart, Abteilung Zoologie) für den Hinweis auf die frühen Veröffentlichungen Drechslers über die von ihm beschriebenen *Cochlonema*-Arten als endoparasitische Pilze von freilebenden Amöben.

Literaturhinweise

- Corsaro, D., Valsina, M., Venditti, D.: Increasing diversity within *Chlamydia*. Crit. Rev. Microbiol. 29, 37–78 (2003).
- Drechsler, C.: New species of *Acaulopage* and *Cochlonema* destructive to soil amoebae. Mycologia 34, 274–297 (1942).
- Hoffmann, R., Michel, R., Schmid, E. N., Müller, K. D.: Natural infection with microsporidian organisms (KW19) in *Vannella* spp. (Gymnamoebia) isolated from a domestic tapwater supply. Parasitol. Res. 84, 164–166 (1998).
- Michel, R.: Befall einer *Thekamoebe quadrilineata*-Population mit einem pilzartigen Endocytobionten. Mikrokosmos 88, 109–112 (1999).
- Rowbotham T. J.: Preliminary report on the pathogenicity of *Legionella pneumophila* for freshwater and soil amoebae. J. Clin. Pathol. 33, 1179–1183 (1980).
- Wylezich, C.: Amöben – Einzeller mit rätselhafter Stammesgeschichte. Ein molekularbiologischer Ansatz zur phylogenetischen Rekonstruktion und Neubewertung morphologischer Merkmale. Dissertation an der Fakultät für Biowissenschaften, Pharmazie und Psychologie der Universität Leipzig, Logos Verlag, Berlin 2004.

Verfasser: Dr. Rolf Michel, Wiedhöhe 2, D-56581 Melsbach, und Dr. Claudia Wylezich, Zoologisches Institut der Universität zu Köln, Allgemeine Ökologie & Limnologie, Weyertal 119, D-50923 Köln

„Es gibt einfache, preiswerte individuelle und gemeinschaftliche Maßnahmen, wie Menschen in den Entwicklungsländern mit sauberem Wasser versorgt werden können.“ (G.H. Brundtland, Generaldirektorin der WHO)

Mit Projekten und Aktionen setzen wir uns für die Versorgung der Benachteiligten ein. Wasser ist mehr als Bewässerung. Die Freude an dieser Göttesgabe ist teilbar, mittelbar und macht ehrfürchtig.

**Brot
für die Welt**
Postbank Köln 500 500-500

Peridineen – Kunstformen im Meeresplankton

Gerhard Göke

Die Peridineen oder Geißelhütchen, wie sie Ernst Haeckel nannte, sind einzellige planktisch lebende Flagellaten, deren geteilter Zellpanzer aus einer zelluloseartigen, fossil erhaltungsfähigen Substanz besteht (Abb. 1–6). Die beiden Klappen sind häufig von verschiedener Form und Größe, wobei die obere (Epitheka) in der Regel kleiner ist als die untere (Hypotheka). Sie sind aus unterschiedlich großen Platten zusammengesetzt, die feine Poren besitzen. Beide Teile tragen oft Stacheln oder flügelartige Fortsätze. In ungeheuren Massen leben sie in der durchlichteten Zone der Meere; nur wenige Arten findet man im Süßwasser. Dinoflagellaten bewegen sich mit Hilfe zweier schwingender Geißeln, die aus einer horizontalen Querfurche zwischen den beiden Schalenklappen hervortreten und bei der Präparation meistens verloren gehen (Abb. 1). Die Quergeißel trägt spezielle Haare und ist über einen Plasmasaum mit der Zelloberfläche verbunden. Im Innern der Zelle liegt ein rundlicher Zellkern neben zahlreichen gelben, grünen und braunen Chloroplasten. Einstülpungen der Plasmamembran (Pusulen) bilden ein Vakuolensystem, welches vermutlich der Osmoregulation dient. Unter der Plasmamembran liegen Trichocysten, Organellen, die ihren Inhalt als Reaktion auf starke Reize nach außen abgeben können.

Viele Gruppen von rezenten und fossil erhaltungsfähigen Mikroorganismen, besonders jene, die irgendwie das Kunstempfinden des Menschen ansprechen, wurden von Mikroskopikern entdeckt, beschrieben oder ausführlich bearbeitet, die einen ganz anderen Beruf hatten. Sie waren zum Beispiel Apotheker, Beamte, Lehrer oder Pfarrer.

Zur Geschichte der Erforschung

Der aus Kopenhagen stammende Otto Frederik Müller (1730–1784) studierte zunächst Theologie. 1769 wurde er Kanzleirat und 1771 Archivar der höfischen Kammer zu Kopenhagen. Als Privatgelehrter veröffentlichte er 1773 lange vor Ehrenberg die erste systematische Be-

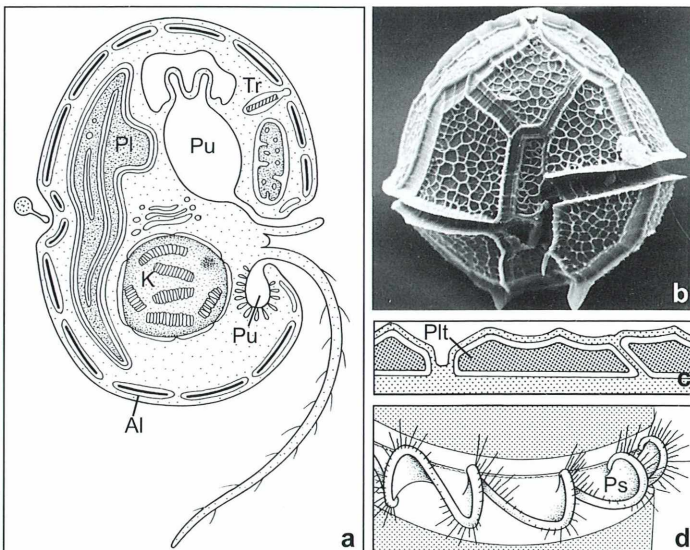


Abb. 1: Dinoflagellaten.

a Schema der allgemeinen Organisation. Al Alveolen, K Zellkern, Pl Plastid, Pu Pusulen, Tr Trichocysten. b Thekale Platten von *Peridinium bipes*. c Amphioxale Vesikel mit Celluloseplatten (Plt). d Gürtelflagelle mit Mastigonemen und Paraxialsaum (Ps) (nach: Hausmann et al., 2003).

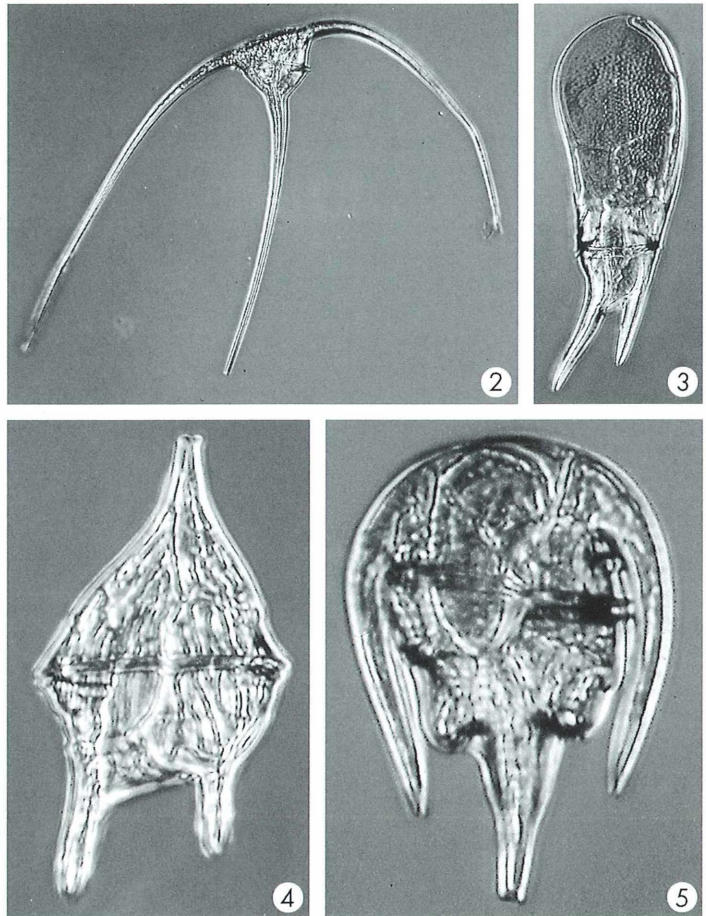


Abb. 2: *Ceratium carriense*, Mittelmeer. Achromat $10\times/0,25$, Projektiv $7\times$. Interferenzkontrast. – **Abb. 3:** *Ceratium prae-longum*, Indik. Planachromat $20\times/0,40$, Projektiv $4\times$. Interferenzkontrast. – **Abb. 4:** *Ceratium pentagonum*, Mittelmeer. Planachromat $20\times/0,40$, Projektiv $4\times$. Interferenzkontrast. – **Abb. 5:** *Ceratium limulus*, Indik. Planachromat $20\times/0,40$, Projektiv $4\times$. Interferenzkontrast.

arbeitung und umfassende Klassifizierung der Infusorien. In den Jahren 1773, 1777 und 1786 beschrieb er die ersten Dinoflagellaten oder Peridineen, wie diese Flagellaten bald hießen. Der Name Dinoflagellaten (griech. dinoein = sich im Kreise drehen) bezieht sich auf die drehende Fortbewegung durch den Schlag der Quergeißel.

Unter günstigen Bedingungen bleiben die Peridineen fossil erhalten. Hierzu einige Beispiele: Ch. G. Ehrenberg veröffentlichte 1838 unter seinen Kieselinfusorien die ersten fossilen Peridineen und Hystrichosphaeriden. Ab 1935/36 hat Alfred Eisenack aus Königsberg viele fossile Peridineen beschrieben und abgebildet. Durch ihn kennen wir sie bereits aus dem Jura. Bemerkenswert ist eine Entdeckung des Franzosen M. Levevre, der 1932/33 in der Oceanic-Forma-

tion (Obereozän) von Springfield auf der Insel Barbados etwa zehn verkieselte Arten fand. Er fasste sie unter dem Namen Peridinites zusammen (Göke, 1992). Zahlreiche fossile Peridineen wurden durch die sorgfältige mikroskopische Untersuchung der deutschen Kreide-Feuersteine durch Otto Wetzel (1922) und der französischen durch George Deflandre (1936) entdeckt. Kreide-Feuersteine findet man massenhaft im nordischen Geschiebe, zum Beispiel in der Lübecker Bucht oder an den Stränden und Kreidefelsen von Rügen.

An der südinglischen Küste bestehen lange Strände nur aus Feuersteinen (beispielsweise Strand von Brighton), so dass man sie hier zum Bau von Mauern und sogar Kirchen verwendet hat. An Untersuchungsmaterial besteht kein Mangel.

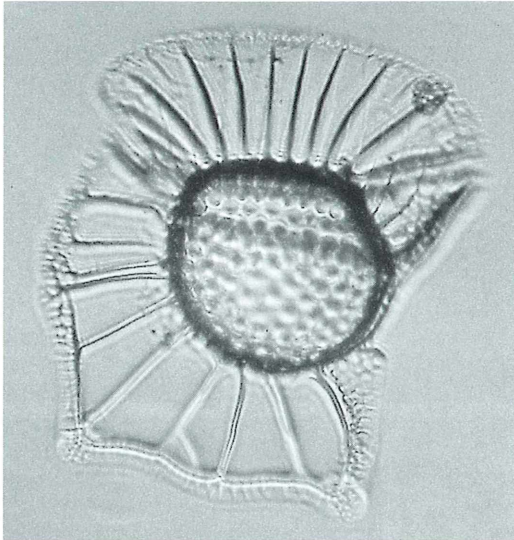


Abb. 6: *Ornithoceras quadratus*. Indik. Achromat 20×/0,40, Projektiv 4×. Ringförmige Hellfeldbeleuchtung.

Fang und Lebendbeobachtung der Peridineen

Die meisten rezenten Arten leben im Hochseep plankton der Ozeane (Abb. 7). Wenn man in Meeresstraßen mit starker Strömung mit einem Netz aus Müllergaze Phytoplankton fängt, so hat man neben Planktondiatomeen und Krebschen meistens viele Peridineen dabei. Auch wenn man das Planktonnetz in den Strahl des Kühlwassers hängt, das bei Motorschiffen im unteren Schiffsraum angesaugt wird und an einer seitlichen Öffnung des Schiffsrumpfes austritt, kann man mühelos Planktonorganismen aller Art erbeuten. Die mit Plastiden gefüllten Peridineenpanzer sind bei der mikroskopischen Untersuchung lebenden Materials nur wenig transparent. Vor der Herstellung von Dauerpräparaten müssen sie aufgehell't werden. Die größte Artenfülle konnte sich in den warmen Meeren entwickeln. In seinen Malaischen Reisebriefen von 1901 schreibt Ernst Haeckel über das Rote Meer: *Die Farbe des Rothen Meeres blieb im größten Theile desselben tief-*

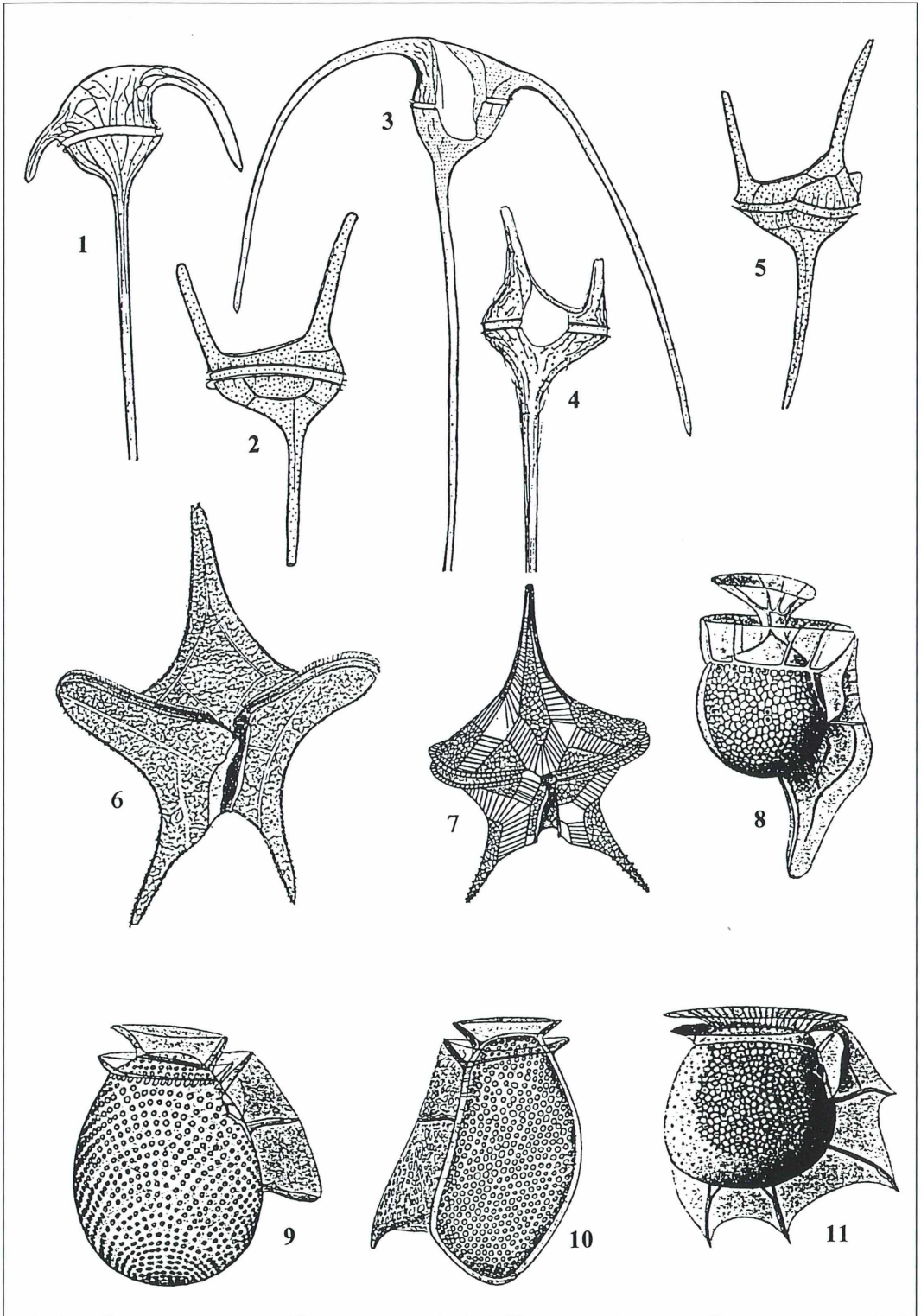
blau; nur im mittleren Theile durchschnitten wir Strecken, die mehr oder weniger grün oder gelblich, zum Theil fast gelbröthlich erschienen. Die mikroskopische Untersuchung des geschöpften Wassers ergab, dass diese Färbung durch monotonen Peridineen-Plankton verursacht wurde, d.h. durch die Anhäufung ungeheurer Mengen von mikroskopischen Algetten, einzelligen Pflänzchen aus der Classe der Geißelhütchen oder Peridineen.

Konservierung und Präparation der Peridineen

Wenn es nur auf die Erhaltung der Peridineenpanzer ankommt, spielt die Art des Konservierungsmittels keine große Rolle. Es geht nur darum, die Organismen vor Zersetzung zu schützen. Ich habe den Inhalt des Planktonbeckers in geeigneten Plastikflaschen mit etwas Chinosol versetzt (als Tabletten in Apotheken erhältlich), was auch für Diatomeen, Radiolarien und Silicoflagellaten ausreicht, deren Zellinhalt ohnehin zerstört werden muss. Die Planktonflüssigkeit ist dann gelblich gefärbt und riecht phenolisch. Es fallen keine unlöslichen Salze aus. Ein Zusatz von 4%igem Formalin ist ebenfalls zu empfehlen. Auch Äthanol verhindert die Zersetzung. Viele schöne Peridineen habe ich in den Gewässern nördlich der madagassischen Insel Nosy Be gefangen. Dabei ging mir schließlich das Chinosol aus. Aber auf der Insel gibt es eine Zuckerfabrik, in der auch Rum hergestellt wird. So habe ich die Proben einfach mit 60–70%igem Rum konserviert und sicher nach Deutschland gebracht.

Struktur und Täfelung der Panzer sind ein wichtiges Bestimmungsmerkmal der Peridineen. Um sie sichtbar zu machen, muss zunächst der dunkle Zellinhalt aus den Panzern entfernt werden. Das kann durch Einwirkung von 4%iger Kalilauge (KOH) geschehen, besser jedoch mit Eau de Javelle, das die Panzer sehr gut aufhellt. Allerdings gehört diese Javell'sche Lauge zu den unbeständigsten Reagenzien der mikroskopischen Technik. Ihr wirksamer Bestandteil ist das Kaliumhypochlorit, das durch Einleiten von Chlorgas in gekühlte Kalilauge oder eine Lösung von Kaliumkarbonat herge-

Abb. 7: 1–5 *Ceratium spec.* aus dem Mittelmeer. 6 und 7 *Peridinium spec.*, Indik. 8 *Histoneis spec.*, Indik. 9–11 *Dinophysis spec.*, Indik. ▶



stellt wird. Das setzt jedoch einen wirksamen Chlorkalk voraus, der nicht leicht zu beschaffen ist. Für mikroskopische Zwecke erhält man innerhalb weniger Minuten ein brauchbares Reagenz, wenn man wie folgt verfährt:

3 g Kaliumchlorat übergießt man in einem kleinen Erlenmeyerkolben mit 25 ml Wasser und fügt 6 ml konzentrierte Salzsäure hinzu. Wegen des entstehenden Chlorgases darf man das Reagenz nicht in bewohnten Räumen und schon gar nicht in der Nähe des Mikroskops herstellen, sondern entweder unter einem Laborabzug oder im Freien. Von den nach einiger Zeit ausfallenden Kristallen von Kaliumchlorid gießt man die überstehende Lösung ab. Sie ist sofort verwendbar.

Die Planktonprobe wird durch ein grobmaschiges Sieb, zum Beispiel ein Teesieb gegossen, um den größeren Beifang zu entfernen. Durch mehrmaliges Dekantieren mit abgekochtem Wasser wird sie vom Konservierungsmittel befreit. Nachdem sich die Planktonorganismen am Boden abgesetzt haben, gießt man das überstehende Wasser ab und übergießt den Bodensatz mit der hergestellten Lauge. Dabei wird der Zellinhalt aufgelöst oder gebleicht. Die Panzerstruktur tritt klar hervor. Das so behandelte Material wird durch Dekantieren mit Wasser von der Lauge befreit. Zum Schluss setzt man Äthanol zu und bewahrt den Rückstand bis zur Weiterverarbeitung in kleinen Fläschchen auf.

Die alkoholische Suspension der Peridineenpanzer bringt man tropfenweise auf eine schwarze Glasplatte. Nach dem Verdunsten des Alkohols kann man die trockenen Panzer mit einer Legeborste auslesen und auf Klebgrund-Deckgläser übertragen, wie es für Diatomeen beschrieben wurde (Göke, 2003). Man kann die Suspension auch wie bei Diatomeen mit destilliertem Wasser herstellen und auf saubere, unbehandelte Deckgläser auftropfen. Sie werden nach dem Trocknen zu Streupräparaten verarbeitet. Als Einschlussmittel ist Malinol oder, falls noch vorhanden, Caedax gut geeignet. Die Panzer der Peridineen sind Phasenobjekte.

Der Brechzahlunterschied zwischen ihrer zelluloseähnlichen Substanz und dem Einschlussmittel ist ausreichend groß, so dass neben Durchlicht-Hellfeld alle Kontrastverfahren eingesetzt werden können. Das Anfärben der Panzer mit Lichtgrün, Fast Green oder Direkttiefschwarz ist nicht unbedingt erforderlich.

Präparation der fossilen Peridineen

In sehr vielen Meeresablagerungen – besonders in Kalksteinen, Mergeln und Tonen – können fossile Peridineen nachgewiesen werden. Die kalkigen Sedimente werden auf Haselnussgröße zerkleinert und in verdünnter Salzsäure aufgelöst. Der Lösungsrückstand wird mehrmals mit Wasser dekantiert. Er enthält die säurefesten Mikrofossilien, darunter auch die Peridineen und Hystrichosphaeriden, sofern diese vorhanden sind. Tone werden mit 15%igem Wasserstoffsuperoxid übergossen. Nach einer heftigen Reaktion, bei der Sauerstoff frei wird, zerfallen sie zu einem feinen Schlamm. Nach dem Verdünnen mit Wasser sinken die Foraminiferen und gröberen Mikrofossilien rasch zu Boden. Die Peridineen und andere zarte Mikrofossilien schweben in der überstehenden Suspension und können durch Absieben gewonnen werden (Göke, 1992).

Bei Feuersteinen liefert die Splittermethode gute Ergebnisse. Man kann damit die aufwändige Herstellung von Dünnschliffen umgehen. Von den Feuersteinknollen, besonders von den dunklen, schlägt man mit dem Hammer möglichst flache, durchsichtige Scherben ab und durchmustert diese in einem Uhrschildchen in Immersionsöl (ersatzweise Rizinusöl) unter dem Mikroskop im Durchlicht-Hellfeld. Lohende Scherben werden vom Öl gereinigt und auf dem Objektträger in Malinol eingebettet. Man kann die Feuersteinknollen auch mit Papier umhüllen und in einen großen Schraubstock spannen. Wenn man den Schraubstock langsam zudreht, zerspringt die Knolle, wobei auch flache durchsichtige Scherben entstehen. Diese werden aussortiert und wie beschrieben untersucht.

Literaturhinweise

- Doht, R.: Eau de Javelle. Einfache Herstellung derselben. Zeitschrift für wissenschaftliche Mikroskopie 59, 165 (1943).
- Göke, G.: Methoden der Mikropaläontologie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1963.
- Göke, G.: Methoden zur Präparation von Meeresplankton. Mikrokosmos 53, 12–15 (1964).
- Göke, G.: Streifzüge durch die Geschichte der Mikroskopie. Vom Aufstieg der Mikropaläobotanik. Mikrokosmos 81, 370–375 (1992).
- Göke, G.: Gelegte Präparate von Protisten – vergessene und neue Methoden. Mikrokosmos 92, 99–111 (2003).

Haeckel, E.: Kunstformen in der Natur. Tafel 14. Reprint, Prestel, München 1998.

Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology. E. Schweitzerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.

Wetzel, W.: Sedimentpetrographische Studien. Neues Jahrbuch für Mineralogie 47, 9–92 (1923).

Wetzel, O.: Die in organischer Substanz erhaltenen Mikrofossilien des baltischen Kreide-Feuersteins. Palaeontographica 77, 141–186 und 78, A 1–100 (1933).

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

Kurze Mitteilung

Chloroplasten aus dem Eozän

Das Eozän ist in der Erdgeschichte der älteste Teil des Tertiärs und liegt zwischen 30 bis 50 Millionen Jahren vor unserer Zeit. In der kanadischen Hocharktis (Axel Heiberg Island) hat man in eingefrorenen Streuanlagen gut erhaltene Pflanzenreste gefunden. Darin waren mumifizierte Blätter von *Metasequoia*, einem Nadelholzbaum (Coniferae) vorhanden, in denen man mikroskopisch noch Chloroplasten (Plastiden, Chlorophyllkörner) erkennen konnte. Zur Untersuchung wurden die individuellen Blättchen zunächst gereinigt und in einer Alkoholvereihe (je Stufe 15 Minuten) dehydriert und nach Waschung in einer Phosphatpuffer-Salzlösung in einer Lösung von 4%igem Paraformaldehyd plus 1% Glutaraldehyd über Nacht bewahrt; nach 12 Stunden wurden sie in 5% Glutaraldehyd unter Zufügung von 1% Tanninsäure für 12 Stunden überführt. Durch dreimaliges Waschen in 0,1 mol/l Natriumcacodylat wurde das Glutaraldehyd ausgespült. Sodann wurden die Proben in 2% Osmiumtetroxid in 0,1 mol/l Natriumcacodylat übertragen, mehrfach gewaschen und in 2%igem wässrigen Uranylazetat für 30 Minuten nachkontrastiert, sodann nach weiteren Waschungen entwässert. Um die Infiltration des Einbettungsmittels zu erleichtern, wurden die Proben zunächst in ein Gemisch aus einem Teil Äthanol und einem Teil Propylenoxid gegeben und nach zweimaligem Wechsel in absolutes Propylenoxid überführt. Im Folgenden wurden die Objekte für jeweils 45 Minuten in 3:1, 1:1 und 1:3 Mischungen aus Spurr-Epoxidharz und Propylenoxid übertragen. In 100% Spurr-Harz verblieben die Proben für eine Stunde; durch Zentrifugieren ließ sich die Infiltration verbessern. Die mit Hitze ausgehärteten, eingebetteten Proben wurden mit einem Ultramikrotom in 70 nm dicke Schnitte zerlegt und auf kleine Kupfernetze gebracht.

Die Netze wurden 15 Minuten lang bei 25 °C in 7% Uranylazetat in 50% Äthanol gewa-

schen und 15 Minuten lang bei 25 °C gegenfixiert mit Wismutsubnitrit.

Die Beobachtungsergebnisse nach der komplizierten Präparation waren überraschend: Die Chloroplasten waren besonders gut erhalten, besser als die Kerne in den gleichen fossilen Zellen der Blätter. Das lässt auf eine extrem schnelle Abtötung schließen, bei der weder katabolische Aktivitäten noch mikrobieller Abbau zustande kam. In den Chloroplasten der fossilen Blätter waren sowohl die intakten Doppelmembranen, als auch die Stroma- und Grana-Thylakoide erkennbar. Sogar Fetttropfen und Stärkekörner waren zu unterscheiden. Man nimmt an, dass es sich unter den arktischen Bedingungen um eine Art „Autofixierung“ handelt, wobei die Blätter sehr rasch in stehendes Wasser untergetaucht wurden, das reich an Gerbstoffen gewesen ist, die möglicherweise aus Wurzeln und Zweigen ausgelaugt worden waren. Es besteht auch die Möglichkeit, dass zu Lebzeiten während des dreimonatigen Dauerlicht-Sommers der Arktis ein besonders hoher Tanningehalt in den Blättern induziert worden ist, sodass Konzentrationen dieser Polyphenol-Flavonoid-Verbindungen entstanden, die jegliche mikrobielle Degradation verhindert haben.

So lässt sich also die anatomische Struktur von etwa 45 Millionen Jahre alten Blättern der *Metasequoia* mit den heutigen Methoden besser beschreiben, als vor einem halben Jahrhundert mit den damaligen Methoden die Struktur der Plastiden von rezenten, frischen Blättern.

Literaturhinweis

Schoenhut, K., Vann, D. R., LaPage, B. A.: Cytological and ultrastructural preservation of Eocene *Metasequoia* from the Canadian high arctic. American Journal of Botany 91, 816–824 (2004).

H. F. Linskens

Mikro-Cartoon

Witzig-Nettes aus dem „Wassertropfen“

Andreas Klemm

Jeder Mikroskopiker hat zumindest einige von ihnen gesehen. Gemeint sind die imaginären Wesen, die den Mikrokosmos bevölkern, zwar nicht immer auf Anhieb sichtbar, aber bei genauerem Hinschauen oder durch Anwendung bestimmter Mikroskopieverfahren zweifelsfrei nachweisbar (siehe Titelbild). Dieses Phänomen an sich ist schon sehr bemerkenswert. Dass diese Gestalten aber auch dann noch überdauern, wenn mikroskopische Befunde in Zeichnungen wiedergegeben werden, verblüfft doch sehr. Unter diesen Gesichtspunkten sollte man sich einmal etwas genauer den *Wassertropfen* von Heinz Streble und Dieter Krauter anschauen.

Es ist erstaunlich, was sich zusätzlich zur Darstellung der mikroskopischen Anatomie zumindest hinter den Zeichnungen der Rotatoria (Rädertiere) und Gastrotricha (Bauchhärlinge) verbirgt. Zeichnen – insbesondere mikroskopisches Zeichnen – ist nicht einfach, besonders wenn es sich um komplexere Organismen wie Rädertierchen und Bauchhärlinge handelt. So kam es, dass Heinz Streble nach einiger Zeit begann, Gesichter in die Zeichnungen einzubringen, was eine solche Zeichnung zwar etwas verfremdet, die Bestimmung aber nicht beeinflusst. Für ihn wurde es

aber dadurch wesentlich spannender, diese Tiere zu zeichnen.

Durchführung

Ab Seite 272 der 8. Auflage des *Wassertropfens* (1988) findet man die Zeichnungen der Rädertiere, ab Seite 292 die der Gastrotricha. Man nehme sich nun dieses Buch vor und begutachte den Bereich des Mastax (Kaumagen) etwas genauer. Gegebenenfalls muss man das Buch umdrehen, um Gesichter oder Gestalten zu finden.

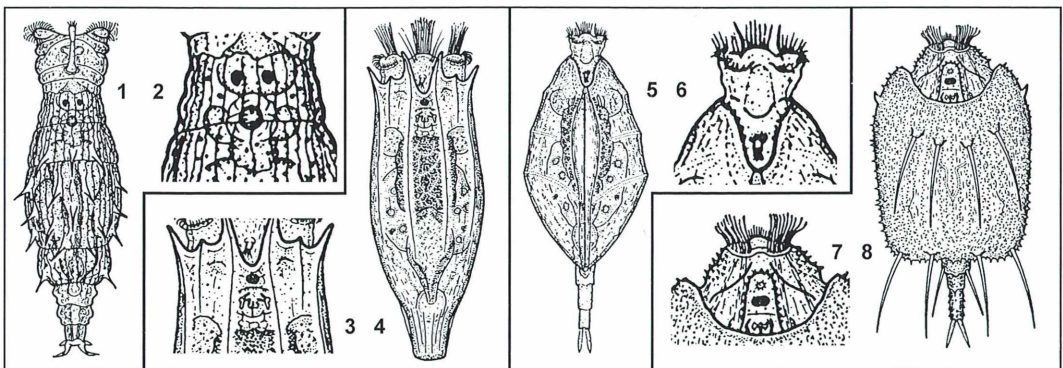


Abb. 1–22: Rädertiere (Abb. 1–20) und Bauchhärlinge (Abb. 21–22) mit in den Zeichnungen versteckten Gesichtern und Gestalten.

Abb. 1 und 2: Pluto. – Abb. 3 und 4: Graf Dracula. – Abb. 5 und 6: Rechthaberische Frauen. – Abb. 7 und 8: Heulsuse.

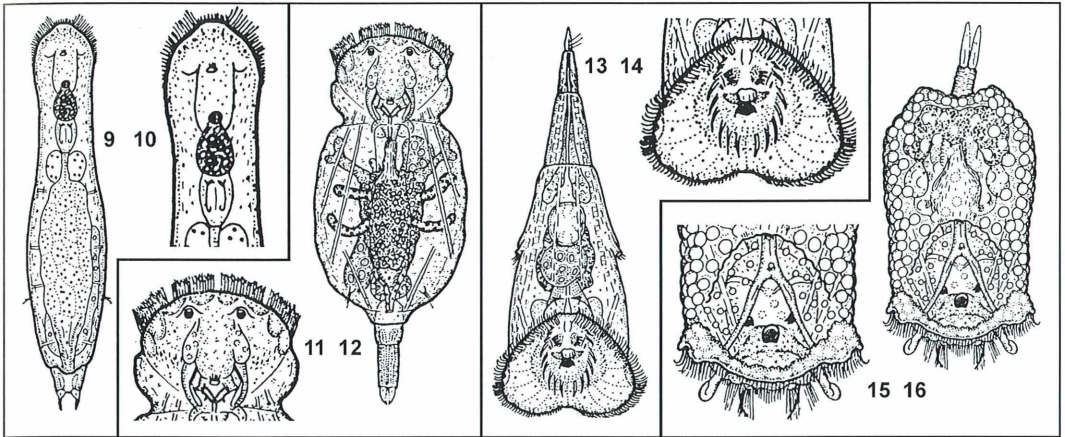


Abb. 9 und 10: Müder Student. – Abb. 11 und 12: Viertelesschlotzer. – 13 und 14: Vollbartantlitz. – Abb. 15 und 16: Pekinesengesicht.

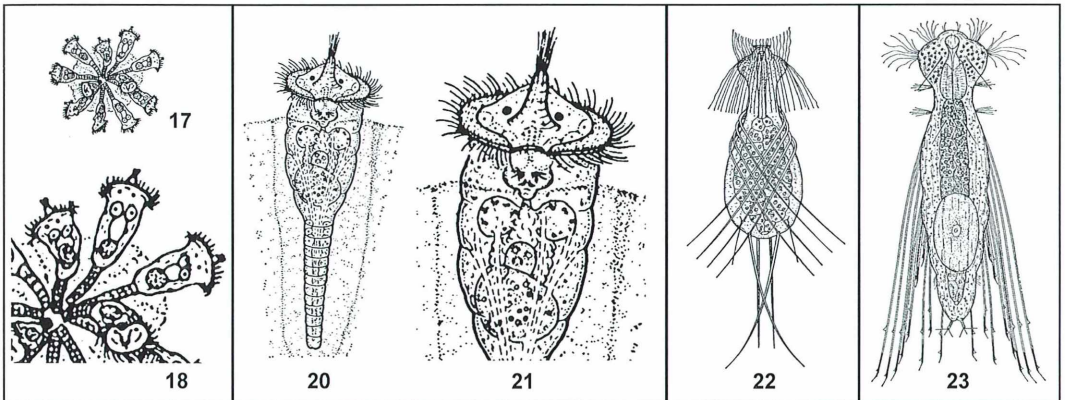


Abb. 17 und 18: Clowns. – Abb. 19 und 20: Chinesin mit Säugling. – Abb. 21: Schüchternes Mädchen. – Abb. 22: Braut.

In diesem Beitrag sollen nur einige aufgezeigt werden, und man wird sicher dazu angeregt, sich das Buch zur Hand zu nehmen, um es sich einmal unter einem ganz anderen, bislang nicht erahnten Aspekt anzusehen.

Comic-Figur: Pluto, der Hund von Mickey Mouse, ist selbst im *Wassertropfen* zu finden. Wer es nicht glaubt, sollte sich einmal die Zeichnung auf Seite 273/6a ansehen. Hier findet man den getreuen vierbeinigen Gefährten von Mickey (Abb. 1 und 2).

Graf Dracula: Aus verlässlichen Quellen ist mir bekannt, dass Dr. Heinz Streble gerne Krimis liest. In seinen Zeichnungen kann man auch Horrorgestalten wie den berühmt berüchtigten

Graf Dracula entdecken; diesen findet man in der Zeichnung auf Seite 277/2a (Abb. 3 und 4). *Rechthaberische Frauen:* Frauen, die stets ihre Meinung durchsetzen müssen, gibt es nicht erst, seitdem sie sich bei der Bundeswehr melden dürfen. Diese hat es vielmehr schon immer gegeben. Selbst im *Wassertropfen* findet man sie auf Seite 277/8a (Abb. 5 und 6).

Heulsuse: Personen die wegen jeder Kleinigkeit zu weinen beginnen, nennt man Heulsusen. Und selbst diese befinden sich im besagten Buch auf Seite 279/2 (Abb. 7 und 8).

Student: Herr Streble war lange an der Universität Hohenheim tätig, wodurch er ständig mit Studenten zu tun hatte, die hin und wieder nach einer durchtanzten/durchzechten Nacht in

der einen oder anderen Lokalität auf dem Hohenheimer Campus vielleicht etwas übermüdet am nächsten Morgen in den Vorlesungen und Übungen erschienen. Den müden Studenten finden wir auf Seite 281/4g (Abb. 9 und 10).

Viertelesschlotzer: Stuttgart liegt bekanntlich im Schwabenland am Neckar, einem Weinanbaugebiet. Aus diesem Grund trifft man im Umland zumeist auf etwas ältere Menschen mit einer so genannten Rotweinnase. Auch im *Wassertropfen* darf eine solche Weinnase nicht fehlen. Sie ist auf Seite 283/5 zu sehen (Abb. 11 und 12).

Vollbart: Wer in den siebziger Jahren keine langen Kotletten hatte, trug einen Vollbart. Natürlich ist auch ein Rädertier mit einem solchen Vollbartgesicht vertreten und zwar auf Seite 287/3 (Abb. 13 und 14).

Pekinesengesicht: Mir ist nicht bekannt, ob Heinz Streble jemals einen Hund, geschweige denn einen Pekinesen besessen hatte – vielleicht träumte er auch nur von einem. Vielleicht beflügelte ihn diese Vorstellung so sehr, dass er in das Rädertier auf Seite 287/2 einen solchen einzeichnete (Abb. 15 und 16).

Clowns, Clowns, Clowns: Dass Heinz Streble eine Frohnatur ist, ist jedem bekannt, der ihn kennt. Doch wer hätte gedacht, dass sich dies auch in seinen Zeichnungen so widerspiegelt wie auf Seite 298/8b (Abb. 17 und 18)?

Chinesin mit Säugling: Seit vielen Jahren ist bekannt, dass China eine sehr hohe Geburtenrate

besitzt. War dies der Auslöser für Heinz Streble, dies in einer seiner Zeichnungen der Seite 289/8b einzubauen (Abb. 19 und 20)?

Schüchternes Mädchen/Mimose: Eine schüchterne Jungfrau findet man, wenn man auf Seite 295/6 nachschaut (Abb. 21).

Braut: Doch irgendwann, nachdem die Schüchternheit abgelegt ist, kommt es vielleicht zur Hochzeit. Ein mögliches Brautkleid findet man auf Seite 295/8 (Abb. 22).

Fazit

Es lohnt sich stets, die Zeichnungen im *Wassertropfen* einmal etwas genauer anzusehen. Denn es sind ganz bestimmt noch weitere Gesichter in den einzelnen Abbildungen zu entdecken.

Danksagung

Herrn Dr. Heinz Streble sei für den Tipp, dass sich Gestalten in seinen *Wassertropfen*-Zeichnungen versteckt haben, sowie für die Erlaubnis zur Verwendung dieser Abbildungen herzlich gedankt.

Literaturhinweise

Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen, 8. Auflage, Kosmos Naturführer. Franck-Kosmos Verlags-GmbH, Stuttgart 1988.

Verfasser: Andreas Klemm, Sperberweg 5, D-73035 Göppingen

Nachricht

2. Treffen des Darmstädter Mikroskopie-Forums: 08.–10.04.2005

Auf Grund der sehr guten Resonanz ist ein erneutes Treffen des Mikroskopie-Forums geplant, welches vom 08. bis 10. April 2005 in Darmstadt stattfinden wird. Folgendes Programm verspricht wieder eine abwechslungsreiche Zusammenkunft:

Dr. Uwe Schmidt stellt ein LEICA-Mikroskop mit Phasenkontrast, Polarisation, DIC, Dunkelfeld, Durch- und Auflicht sowie Fluoreszenz zur Verfügung. Um einen Direktvergleich der Optik zu ermöglichen, wird das Mikroskop mit Plan-Achromaten und Plan-Neofluaren ausgestattet.

Weitere Programmpunkte sind: Exkursion zum Reinheimer Teich (Besichtigung, Beobachtung von Pflan-

zen und Tieren, Probenentnahme), Sammeln, Fixieren und Präparation von Diatomeen, praktisches Zeichnen am Mikroskop, Schneiden und Färben, Einführung in die Bildbearbeitungssoftware CombineZ, Auswertung der Planktonproben, Präsentation von Gesteinsdünnschliffen, Verfahren zur Auflösungs- und Kontrasterhöhung durch ringförmiges Hellfeld.

Ein genauer Programmablauf und die Möglichkeit zur kostenlosen Anmeldung finden sich unter www.mikro-forum.de.

Gerald Helbig, Jensenstraße 12, D-83209 Prien, e-mail: info@lebendkulturen.de

Zur Ökologie und Bestimmung der drei in Deutschland vorkommenden Assel-Arten (Isopoda: Asellidae) von Fließgewässern

Herbert Zucchi und Karin Zucchi

Die drei in Deutschland vorkommenden Assel-Arten *Asellus aquaticus* (Linné, 1758), *Proasellus coxalis* (Dollfus, 1892) und *Proasellus meridianus* (Racovitza, 1919) sind typische Elemente der limnischen Lebensgemeinschaften, wobei sie weitgehend auf Fließgewässer beschränkt sind. Ihre Nahrung besteht überwiegend aus totem pflanzlichen Material und Detritus.

Am weitesten verbreitet ist *Asellus aquaticus*, ein ursprünglich sibirisches Faunenelement, das sich postglazial nach Westen ausgebreitet hat. Man findet die Art, die sich kriechend oder schwimmend zwischen Laub, Wasserpflanzen und Steinen bewegt und die auch das Interstitial aufsucht, besonders häufig bei starker organischer Belastung. In sehr sauerstoffreichen Fließgewässern und bei hoher Strömungsgeschwindigkeit wird sie stark von Amphipoden verdrängt und ist dann entsprechend selten (Schmedtje und Kohmann, 1988).

Herkunft, Ökologie und Verbreitung von *Proasellus*

Proasellus coxalis ist eine circummediterrane Art (Argano, 1979) und erst in jüngerer Zeit nach Mitteleuropa gelangt. Inzwischen ist sie durch die Unterart *P. c. septentrionalis* (Herbst, 1956) aber in ganz Deutschland verbreitet und findet sich in Fließgewässern jeglicher Art, auch in Quellen und sogar in salzigen Gewässern. Bei Niedrigwasser zieht sie sich häufig ins Interstitial zurück, wo sie auch sonst regelmäßig angetroffen werden kann. Ein gemeinsames Vorkommen mit *Asellus aquaticus* ist eher selten.

Auch *Proasellus meridianus* ist ein neozoisches Faunenelement, das erst in jüngster Zeit in Deutschland auftritt. Ursprünglich war die Art nur mediterran bis atlantisch verbreitet (Henry und Magniez, 1970). Bisher liegen nur wenige

Nachweise für unseren geografischen Raum vor: Von Holthuis (1956) und Williams (1962) für die nördlichen Niederlande, von Herhaus (1977) für den Einzugsbereich der Ems, von Schäfer et al. (1992) für ein Seitengewässer der Saar und von Zwafelink (1993) für den Breenbach im südlichen Landkreis Osnabrück. *Proasellus meridianus* unterliegt offensichtlich der Konkurrenz von *Asellus aquaticus* und ist daher in unseren Fließgewässern selten. Oft beschränkt sich ihr Vorkommen auf isolierte Tiefenstellen (Holland 1976). Herhaus (1977) fand sie allerdings immer mit *Asellus aquaticus* vergesellschaftet.

Wahrscheinlich haben sich beide *Proasellus*-Arten über Kanäle nach Deutschland verbreitet, durch deren Bau vorher getrennte Fließgewässersysteme verbunden und somit natürliche Ausbreitungsbarrieren beseitigt wurden (Tittizer, 1996).

Unterscheidung der Arten

Schon eine vorläufige Bestimmung und damit Unterscheidung der drei Arten mit bloßem Auge an Hand der dorsalen Kopfzeichnung ist wenig eindeutig. Zwar lässt sich *Asellus aquaticus* meistens an zwei hellen Kopfflecken, die durch ein dunkel pigmentiertes Band getrennt sind, erkennen, was die Bestimmungsliteratur übereinstimmend dokumentiert (z.B. Nagel, 1989). Für die beiden *Proasellus*-Arten gehen die Angaben aber auseinander: Nagel (1989) ordnet beiden Arten einen unregelmäßigen hel-

len Kopffleck ohne dunkles Mittelband zu, Schmedtje und Kohmann (1988) dagegen geben für *Proasellus coxalis* eine unregelmäßige Pigmentierung der dorsalen Kopfseite an (*P. meridianus* fehlt bei ihnen ganz). Alle drei Arten zeigen aber häufig Variationen in der Kopfzeichnung, so dass dieses Merkmal für

eine sichere Diagnose nicht ausreicht. Ohne die Einwirkung von Sonnenlicht verlieren sie zum Beispiel schnell ihre Pigmentierung.

Eine sichere Unterscheidung der drei Arten ist letztlich nur durch die Untersuchung der Pleopoden II möglich. Die Vertreter aus der Familie der Asellidae besitzen ein Operculum, das von

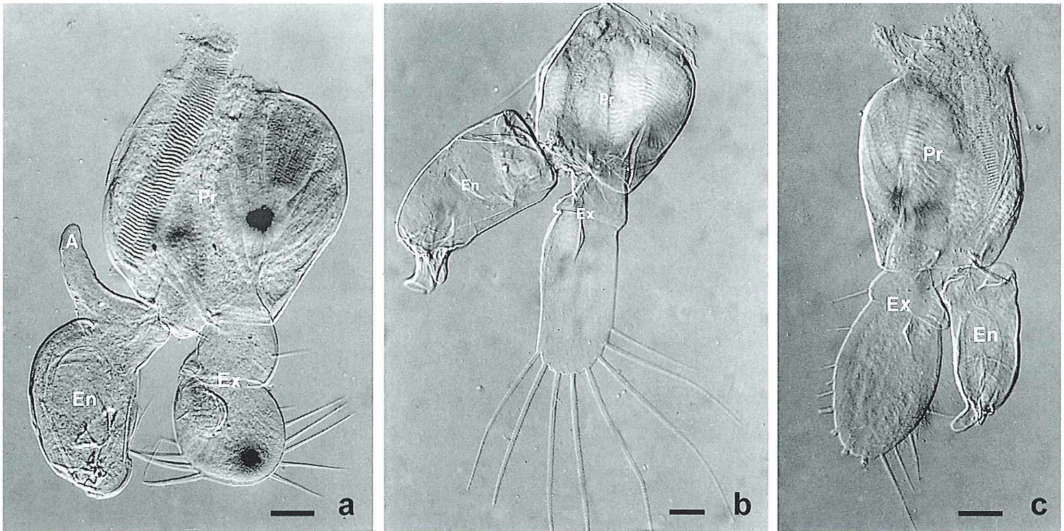


Abb. 1. a–c: Pleopoden II von Männchen der Arten *Asellus aquaticus* (a), *Proasellus meridianus* (b) und *Proasellus coxalis septentrionalis* (c). A Apophyse, En Endopodit (Kopulationsorgan), Ex Exopodit, Pr Protopodit. Maßstriche 50 µm.

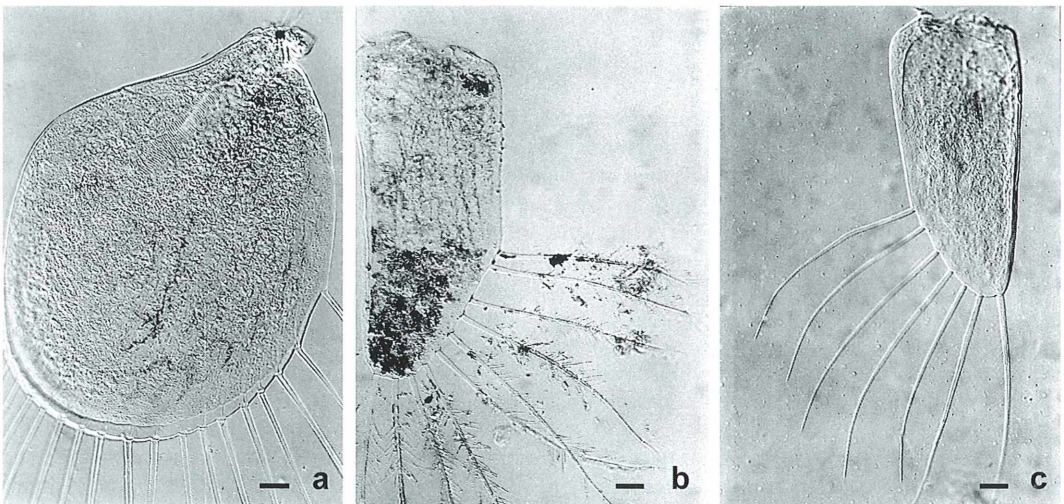


Abb. 2. a–c: Pleopoden II von Weibchen der Arten *Asellus aquaticus* (a), *Proasellus meridianus* (b) und *Proasellus coxalis septentrionalis* (c). Maßstriche 50 µm.

den Exopoditen der Pleopoden III gebildet wird. Vor diesem Operculum befinden sich beim Männchen zwei Paar Pleopoden (Pleopoden I und II), beim Weibchen dagegen nur ein Paar (Pleopoden II, Pleopoden I fehlen). Die unterschiedliche art- und geschlechtsspezifische Gestaltung der Pleopoden II ist nur mit guter Optik erkennbar. Dies ist in den Abbildungen 1 und 2 dokumentiert. Die Fotos sind an einem Phasenkontrastmikroskop (Firma Leitz, Laborlux S) mit 125- bis 500facher Vergrößerung entstanden. Dazu wurden Dauerpräparate angefertigt. Als Einschlussmedium diente ein modifiziertes Swann-Gemisch, das ursprünglich für die Einbettung von Collembolen entwickelt wurde (Rusek, 1975). Die Bilder zeigen die gute Unterscheidbarkeit der Arten an Hand der Pleopoden II.

Literaturhinweise

- Argano, R.: Isopodi (Crustacea Isopoda). Consiglio nazionale delle ricerche. Guide per il riconoscimento delle specie animali delle acque interne italiane. Verona 1979.
- Henry, J.-P., Magniez, G.: Contribution à la systématique des Asellides (Crustacea, Isopoda). Annales de Speleologie 25, 335–367 (1970).
- Herhaus, K. F.: Die ersten Nachweise der Wasserassel *Proasellus meridianus* (Racovitza, 1919) (Crustacea, Isopoda, Asellidae) im Einzugsgebiet der Ems. Natur und Heimat 37, 81–83 (1977).
- Holland, D. G.: The distribution of the freshwater Malacostraca in the area of the Mersey and Wea-

- ver River authority. Freshwater Biology 6, 226–276 (1976).
- Holthuis, L. B.: Isopoda en Tanaidacea. Fauna van Nederland 16 (1956).
- Nagel, P.: Bildbestimmungsschlüssel der Saprobien. Makrozoobenthon. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1989.
- Rusek, J.: Eine Präparationstechnik für Springschwänze und ähnliche Gliederfüßer. Mikrokosmos 64, 378–381 (1975).
- Schäfer, A., Langner, U., Schäfer, G.: Makrozoobenthon-Strukturanalysen in der Fließgewässerbewertung. MAB-Mitteilungen 36, 82–91 (1992).
- Schmedtje, U., Kohmann, F.: Bestimmungsschlüssel für die Saprobie-DIN-Arten (Makroorganismen). Informationsberichte Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft 2 (1988).
- Tittizer, T.: Vorkommen und Ausbreitung aquatischer Neozoen (Makrozoobenthos) in den Bundeswasserstraßen. Beiträge der Akademie für Natur- und Umweltschutz Baden-Württemberg 22, 91–95 (1996).
- Williams, W. D.: The geographical distribution of the isopods *Asellus aquaticus* (L.) and *A. meridianus* Rac. Proceedings of the Zoological Society London 139, 75–96 (1962).
- Zwafelink, K. (jetzt Zucchi, K.): Untersuchungen zur Drift und Aufwanderung ausgewählter Taxa eines Baches der Forellenregion unter besonderer Berücksichtigung verrohrter Abschnitte. Diplomarbeit Universität Osnabrück, Osnabrück 1993.

Verfasser: Prof. Dr. Herbert Zucchi, Dipl.-Biol. Karin Zucchi, Fakultät Agrarwissenschaften und Landschaftsarchitektur, AG Zoologie/Ökologie/Umweltbildung, Fachhochschule Osnabrück, Oldenburger Landstraße 24, D-49090 Osnabrück, H.Zucchi@fh-osnabrueck.de



„Ich unterstütze ÄRZTE OHNE GRENZEN, weil sie professionell helfen und bei Machtmissbrauch den Mund aufmachen.“

Senta Berger, Schauspielerin

Bitte schicken Sie mir unverbindlich

- ☐ allgemeine Informationen über ÄRZTE OHNE GRENZEN
- ☐ Informationen für einen Projekteinsatz
- ☐ Informationen zur Fördermitgliedschaft
- ☐ die Broschüre „Ein Vermächtnis für das Leben“



Name, Anschrift

E-mail

ÄRZTE OHNE GRENZEN e.V.
Am Köllnischen Park 1 • 10179 Berlin
www.aerzte-ohne-grenzen.de
Spendenkonto 97 0 97 • Sparkasse Bonn • BLZ 380 500 00

Nachruf

Gerhard Göke – ein Leben für die Naturwissenschaften

Am 3. November 2004 verstarb kurz nach der Vollendung seines 75. Lebensjahres Gerhard Göke, der den Lesern des MIKROKOSMOS als Autor zahlreicher Veröffentlichungen bekannt ist.

Schon recht früh entdeckte er seine Leidenschaft für die Fotografie und die Natur, und dies besonders im Zusammenhang mit der Mikroskopie. Nach einer Ausbildung zum Chemiker untersuchte Gerhard Göke im Labor eines Hagener Stahlwerks Erze und Metalle. Aus dieser Zeit stammen seine ersten Veröffentlichungen auf dem Gebiet der analytischen Chemie. Gleichzeitig schrieb er Beiträge für Fachzeitschriften über zoologische Themen. 1963 kam sein erstes Buch *Meeresprotozoen* auf den Markt, erschienen in einer naturwissenschaftlichen Schriftenreihe des Kosmos-Verlages über die *Kleinlebewelt*. Hierin beschrieb er die Meereseinzeller, deren Entwicklung wir über viele Jahrmillionen hinweg verfolgen können, da sie ihren Zellkörper mit einem Skelett aus beinahe unvergänglichen anorganischen Verbindungen stützen. Die Forschung um diese Kunstformen der Natur und die Entwicklung des Lebens auf unserem Planeten hat Gerhard Göke beinahe sein ganzes Leben begleitet und es war ein logischer Schluss, dass ebenfalls in den 60er Jahren sein zweites Buch erschien, das sich mit den Methoden der Mikropaläontologie, also mit der Aufbereitung und dem Studium der mikroskopisch kleinen fossilen Organismenreste beschäftigt.

Später arbeitete Gerhard Göke als Leiter einer Abteilung für physikalisch-chemische Messtechnik. In diesen Berufsjahren konzentrierte er sich zunehmend auf die mikroskopische Gerätetechnik. Im Jahr 1988 erschien sein drittes Buch *Moderne Methoden der Lichtmikroskopie*, ein beachtetes Standardwerk, das sich an die Mikroskopiker wendet, die sich über die Einsatzmöglichkeiten und Leistungsgrenzen ihres Lichtmikroskops informieren möchten.



Mit rund 180 Veröffentlichungen hat Gerhard Göke die Fachwelt bereichert, von den allein über 100 im MIKROKOSMOS erschienen sind. Und wenn es nicht um technische Inhalte ging, standen meistens die Kieselalgen, die Radiolarien, die Foraminiferen und die Tintiniden, deren unübertroffener Kenner er war, im Mittelpunkt seiner Ausführungen.

In seiner Heimatstadt wirkte Gerhard Göke, der vielen Bürgern von seinen zahlreichen sachkundigen und kurzweiligen Diavorträgen über Länder aller Erdteile, über Kulturen der Völker sowie über die Tierwelt bekannt war, über 30 Jahre in der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V. Für die Sektionen Geologie/Paläontologie und Mineralogie war das Ehrenmitglied Gerhard Göke, der selbst über beeindruckende Sammlungen verfügte, ein praktischer Unterstützer und begehrter Referent. Er war es auch, der den Fachbereich Mikroskopie ins Leben rief, der seit dieser Zeit Mikroskopiker aus dem näheren Umkreis zum regelmäßigen Treffen und Gedankenaustausch zusammenführt. Dieser Fachkreis stellte auch die Keimzelle der seit 18 Jahren stattfindenden Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen dar, deren Mitbegründer Gerhard Göke war. Leider konnte er den 10. Kongress vom 5.–7. November 2004 mit über 160 Teilnehmern aus Deutschland und den angrenzenden Ländern nicht mehr mitgestalten und miterleben.

Die Freunde und Mitglieder der Naturwissenschaftlichen Vereinigung, die Leser des MIKROKOSMOS, die Mineralogen, Paläontologen und Mikroskopiker in Deutschland und weit über Deutschlands Grenzen hinaus trauern um Gerhard Göke. Sie haben einen großen Lehrer, Ratgeber und unerschöpflichen Wissensquell verloren. Sein Tod hat auch für den MIKROKOSMOS eine merkbliche Lücke gerissen.

Jürgen Stahlschmidt, Hagen

Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Herkogamie und Heterostylie – Zwei Prinzipien zur Verhinderung der Selbstbestäubung

Armin Maidhof

Voraussetzung für die Befruchtung einer pflanzlichen Samenanlage ist die Bestäubung der Blüte, also die Übertragung von Pollen auf die Narbe. Man unterscheidet zwischen abiotischer und biotischer Bestäubung. Bei der abiotischen Bestäubung übernehmen Wind und Wasser die Pollenübertragung. Diese Bestäubungsmodi werden als Windbestäubung (Anemophilie) beziehungsweise Wasserbestäubung (Hydrophilie) bezeichnet. Bei der biotischen Bestäubung wird der Pollen von Tieren übertragen (Zoophilie). Diese Bestäubungsart ist bei den Angiospermen mit überwiegend zwittrigen Blüten weit verbreitet. Unter den tierischen Bestäubern spielen die Insekten die wichtigste Rolle.

Im Verlauf der Evolution der Angiospermen sind Mechanismen entstanden, durch die Fremdbestäubung begünstigt und Selbstbestäubung mehr oder weniger erfolgreich ausgeschlossen wird. Beim Vorgang der Bestäubung sind mehrere Möglichkeiten gegeben.

Formen der Bestäubung aus physiologischer Sicht

1. Selbstbestäubung oder Autogamie: Der Pollen wird innerhalb einer Blüte von den Staubblättern auf die Narbe übertragen.
2. Nachbarbestäubung oder Geitonogamie: Der Pollen wird von einer Blüte auf die Narbe einer anderen Blüte derselben Pflanze übertragen.
3. Fremdbestäubung oder Xenogamie: Pollen und Narbe entstammen Blüten verschiedener Pflanzenindividuen der gleichen Art.

Aus physiologischer Sicht sind die drei Bestäubungsarten qualitativ unterschiedlich zu bewerten. Im Hinblick auf genetische Rekombinationen sind Autogamie und Geitonogamie gleichwertig, denn innerhalb einer Pflanze besitzt jede Zelle die gleiche Genausstattung. Sind alle Allelenpaare einer Pflanze homozygot, so findet bei Autogamie und Geitonogamie keinerlei Rekombination statt. Liegt Heterozygotie vor,

so kann eine Umkombination des vorhandenen Genbestandes stattfinden. Neues Genmaterial wird weder bei der Autogamie noch bei der Geitonogamie eingebracht. Dies ist nur bei der Xenogamie der Fall, bei der über das Genmaterial des Fremdpollens zusätzliche Rekombinationsmöglichkeiten auftreten. Dies führt zu genetischer Variabilität und damit zur Entstehung neuer Allelkombinationen innerhalb einer Art. Pflanzen, die aus einer Fremdbestäubung hervorgehen, haben somit eine bessere Ausgangsbasis, um sich an Umweltveränderungen anzupassen. Fremdbestäubung beinhaltet also einen Selektionsvorteil.

Prinzipien zur Vermeidung von Selbstbestäubung

Es haben sich mehrere Prinzipien entwickelt, die die Selbstbestäubung erschweren oder verhindern. Weit verbreitet ist die Dichogamie, die zeitlich verschobene Reifung der Staubgefäße (dem Bildungsort des Pollens) und der Fruchtblätter mit der Narbe (dem weiblichen Empfangsorgan). Die Dichogamie tritt in zwei Formen auf. Bei der Proterandrie (Vormännlichkeit) werden die Staubgefäße zuerst reif. Nachdem der Pollen abgegeben worden ist, reift der Fruchtknoten und die Narbe wird empfangs-

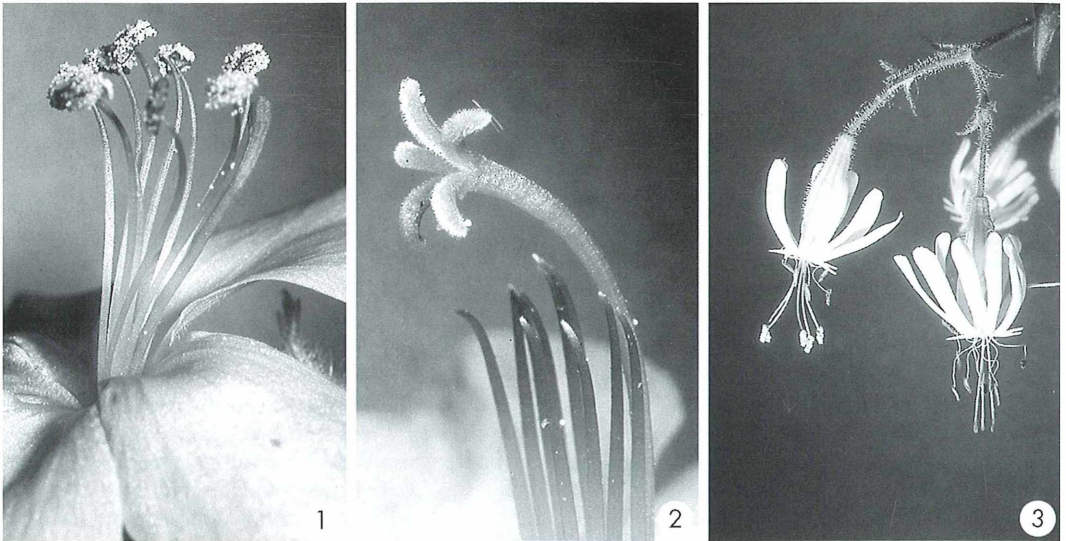


Abb. 1 und 2: Proterandrie beim Dalmatiner-Storchschnabel (*Geranium dalmaticum*). – Abb. 1: Männliche Blühphase. Zuerst reifen die Staubgefäße, die Narbenäste sind zusammengefaltet und noch nicht funktionsfähig. Vergr. ca. 5fach. – Abb. 2: Weibliche Blühphase. Nachdem die Staubgefäße ihren Blütenstaub abgegeben haben, fallen die Staubbeutel ab, die Narbenäste entfalten sich und sind empfangsbereit. Vergr. ca. 10fach. – Abb. 3: Proterandrie beim Nickenden Leimkraut (*Silene nutans*). Da Blüten in der männlichen (linke Blüte) und weiblichen Phase (rechte Blüte) auf derselben Pflanze vorkommen, kann Autogamie und Geitonogamie stattfinden. Vergr. ca. 2fach.

fähig (Abb. 1 und 2). Bei der Proterogynie (Vorweiblichkeit) liegen umgekehrte Verhältnisse vor. Allerdings wird nur selten eine absolute Trennung der männlichen und weiblichen Geschlechtsphase erreicht. Beide Phasen überlappen sich zeitlich mehr oder weniger stark, auch innerhalb der Blüten einer Pflanze, so dass Autogamie und Geitonogamie, wenn auch mit verminderter Wahrscheinlichkeit, stattfinden können (Abb. 3).

Zwei Prinzipien, durch die mit großem Erfolg die Selbstbestäubung verhindert und die Fremdbestäubung gefördert werden, stellen die Herkogamie und Heterostylie dar. Bei beiden wird das Ziel auf verschiedene Weise und in unterschiedlicher Vollkommenheit erreicht.

Herkogamie

Bei der Herkogamie sind in einer Blüte die Staubgefäße und die Narben räumlich voneinander getrennt angeordnet, so dass eine Selbstbestäubung unwahrscheinlich ist. Durch morphologische Sondereinrichtungen kann die

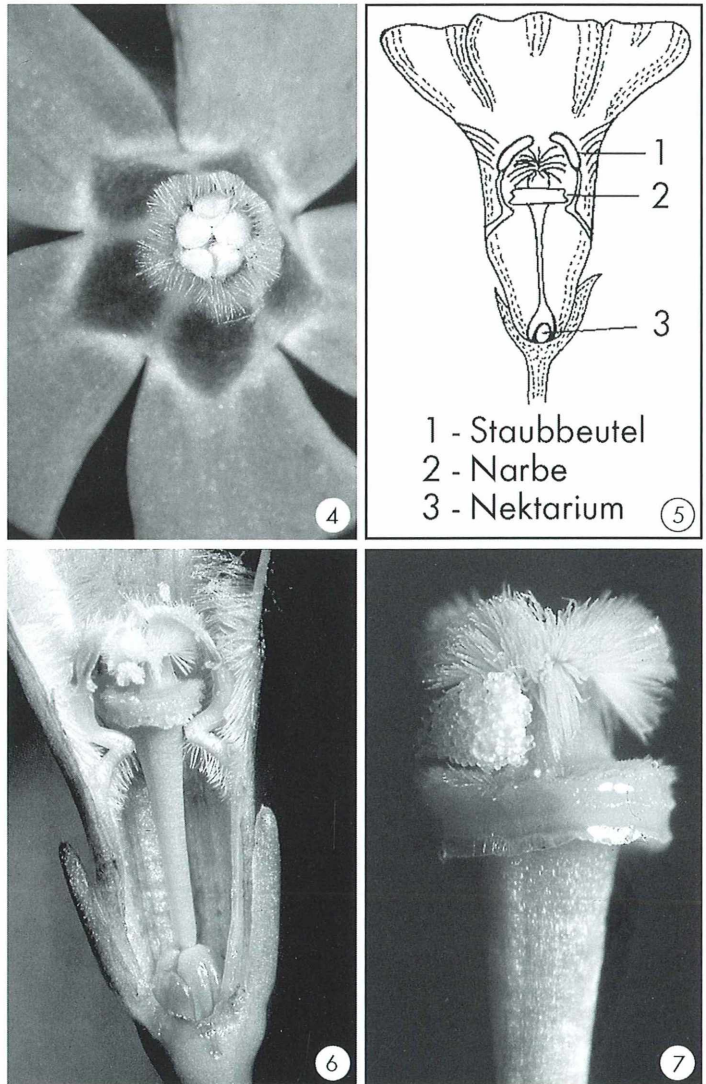
räumliche Trennung noch verstärkt werden. Die Herkogamie ist häufig mit Dichogamie gekoppelt, wodurch die erfolgreiche Verhinderung der Selbstbestäubung gefördert wird. Allerdings ist auch hier Nachbarbestäubung nicht vollkommen ausgeschlossen.

Morphologische Untersuchungen

Ein Paradebeispiel für Herkogamie stellt das Kleine Immergrün (*Vinca minor*) aus der Familie der Hundsgiftgewächse (Apocynaceae) dar. In Laubwäldern erscheinen seine blauen Blüten von Februar bis Mai, bevor sich das Laubdach geschlossen hat. Der Gartenliebhaber verwendet es gerne als Bodendecker. Für die Untersuchung des Blütenaufbaus hinsichtlich der Herkogamie reicht eine 10–20fach vergrößernde Handlupe aus. Vorteilhafter, besonders für die erforderliche Präparation, ist eine Präparierlupe oder ein Stereomikroskop.

Das Kleine Immergrün besitzt trichterförmige Blüten, deren circa 1,5 cm lange, verwachsene Kronröhre sich am Blüteneingang scheibenförmig mit fünf freien Kronblattzipfeln ausbreitet.

Abb. 4–7: Kleines Immergrün (*Vinca minor*). – Abb. 4: Blüteneingang mit fünf Antheren und Haarkranz. Vergr. ca. 6fach. – Abb. 5: Schemazeichnung zur Herkogamie mit der Anordnung von Staubbeutel und Narbe. – Abb. 6: Blütenröhre längs geöffnet. Am Blütengrund befindet sich der Fruchtknoten mit den Nektardrüsen (nur eine Drüse ist zu sehen), unter der Narbenplatte die knieförmigen Filamente und auf der Narbenplatte (links) unter dem Haarschopf ein Pollenhäufchen. Vergr. ca. 8fach. – Abb. 7: Isolierter Griffel mit Narbenplatte; Haarschopf und Pollenhäufchen zwischen Haarschopf und Narbenplatte. Vergr. ca. 20fach.



Dieser freie Kronteil hat einen Durchmesser von 1,5–2 cm. Ein Blick mit der Lupe auf den Blüteneingang zeigt fünf Antheren, die mit ihren Spitzen in der Mitte der Blütenöffnung zusammenstoßen. Die seitlichen Abstände zwischen den Antheren werden durch intensive Behaarung überbrückt, so dass ein gut abgedichteter Blüteneingang entsteht (Abb. 4). Für die weitere Untersuchung muss die Blüte längs geöffnet werden. Hierzu werden mit einer kleinen, spitzen Schere zwei gegenüberliegende Schnitte von der Blütenscheibe zum Blütenboden geführt. Die eine Hälfte der Blütenkrone

wird möglichst nahe am Blütenboden entfernt. Alle Handhabungen müssen mit Vorsicht durchgeführt werden, um die zarten Organe nicht zu beschädigen. Unter einem Stereomikroskop gelingt die Präparation ohne Schwierigkeiten. Nach erfolgreicher Präparation zeigt sich eine phantastische Blütenarchitektur (Abb. 5 und 6). Am unteren Ende der Kronröhre liegt der Fruchtknoten, an dem sich seitlich zwei gegenüberliegende, frei stehende Gewebekörperchen anschmiegen. Sie sind honigähnlich gefärbt und stellen Nektardrüsen dar. Aus dem Fruchtknoten erhebt sich ein Griffel von außer-

gewöhnlicher Gestalt. Auf einem dünnen Stiel sitzt eine radförmige Scheibe, bei der es sich um den Narbenkopf handelt. Die Scheibe läuft nach oben in einer flachen Spitze zu und wird von einem Schopf weißgefärbter Haare gekrönt (Abb. 7). Die eigentliche Empfangsstelle für den Pollen ist nicht – wie der Beobachter zunächst vermuten könnte – das Plateau des Narbenkopfes, sondern sein etwa 0,5 mm dicker Rand. Dieser Rand ist von Schleim überzogen und legt sich wie ein klebriges Band um den Narbenkopf. Etwas unterhalb der Scheibe entspringen an der Blütenröhre auf knieartig

geformten Filamenten die Antheren. Die Knie der Filamente liegen unter der Scheibe und die Antheren wölben sich über den Haarschopf des Narbenkopfes kuppelartig zusammen. Sie entleeren ihren Pollen in fünf Häufchen, von jeder Anthere eines, auf das Narbenplateau (keine Selbstbestäubung).

Bestäubungsvorgang

Als Blütenbestäuber kommen nur langrüsselige Insekten (Schmetterlinge, Hummeln, Bienen) in Betracht. Nur sie erreichen mit dem Rüssel

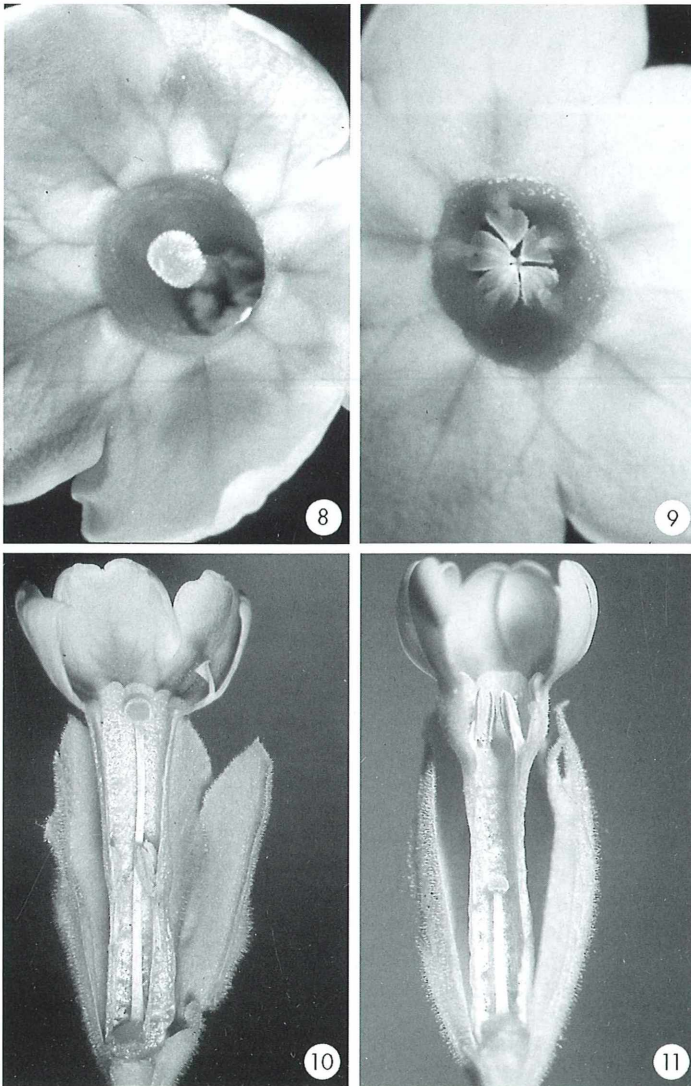


Abb. 8–11: Frühlings-Schlüsselblume (*Primula veris*). –

Abb. 8: Blüteneingang einer langgriffeligen Blüte mit Narbe. Vergr. ca. 8fach. –

Abb. 9: Blüteneingang einer kurzgriffeligen Blüte mit fünf Antheren. Vergr. ca. 8fach. –

Abb. 10: Langgriffelige Blüte längs geöffnet. Vergr. ca. 3fach. – Abb. 11: Kurzgriffelige Blüte längs geöffnet. Vergr. ca. 3fach.

über die lange Kronröhre den Nektar am Blütengrund. Dazu müssen sie eine der Spalten der Antherenkuppel durchstoßen, so dass sie an den Pollenansammlungen auf dem Narbenplateau vorbei an den Nektar gelangen. Der Pollen ist relativ trocken; deshalb bleibt er bei eventueller Berührung nicht am Rüssel hängen. Da der Rüssel am Narbenrand vorbeigleitet, wird er mit klebrigem Schleim überzogen. Bei den Suchbewegungen und beim Zurückziehen des Rüssels bleibt Pollen an dem jetzt klebrigen Rüssel haften und wird so auf eine andere Blüte übertragen. Dort wird er an den Kanten des Narbenkopfes abgestreift. Da die besuchten Blüten auf derselben Pflanze sitzen können, ist Nachbarbestäubung möglich. Die Herkogamie, besonders wenn sie mit Dichogamie gepaart vorkommt, stellt einen wichtigen Entwicklungsschritt zur Förderung der Fremdbestäubung dar.

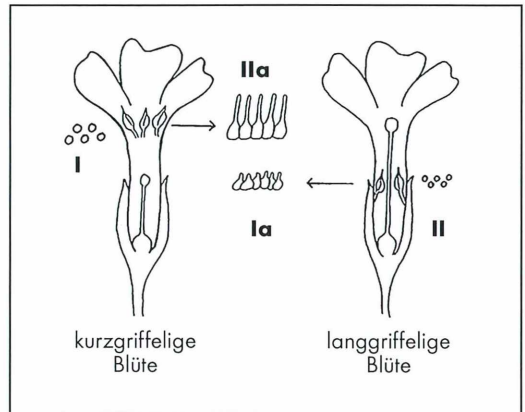


Abb. 12: *P. veris*, Schemazeichnung zur Heterostylie. Die Pfeile geben die Richtung der legitimen Bestäubung an. I und II: Pollen der kurz- beziehungsweise langgriffeligen Blüte. Ia und IIa: Narbenpapillen des jeweiligen Blütentypus.

Heterostylie

Dem Ziel, die Selbstbestäubung mit großer Sicherheit zu verhindern, ist die Natur mit dem Auftreten der Heterostylie in hohem Grade näher gekommen. Heterostylie bedeutet Verschiedengriffeligkeit, wobei sich die Verschiedenheit auf die Länge des Griffels bezieht. Was es genau damit auf sich hat, soll an einem klassischen Beispiel gezeigt werden, das bereits Charles Darwin kannte und untersuchte.

Makroskopische Beobachtungen

Bei der Pflanzengattung *Primula* (Fam. Primulaceae: Primelgewächse) ist die Heterostylie weit verbreitet. Da unsere einheimischen Arten der Gattung *Primula* (z.B. *Primula veris*, die Frühlings-Schlüsselblume) unter Naturschutz stehen, sollten für die Untersuchung Garten- oder Zimmerformen herangezogen werden. Wichtig ist, dass mehrere Pflanzen möglichst der gleichen Art zur Verfügung stehen. Ein Blick auf den Blüteneingang verschiedener Pflanzenindividuen zeigt das Vorkommen von zwei Blütenformen. Entweder sind am Blüteneingang die Narbe oder die Staubgefäße zu sehen (Abb. 8 und 9). Die genaue Anordnung dieser Organe lässt sich an längs geöffneten Blüten untersuchen. Hierzu werden unter einer Präparierlupe bei 5–10facher Vergrößerung mit einer kleinen, spitzen Schere die Blütenröhren

vorsichtig mit zwei gegenüberliegenden Längsschnitten geöffnet und zur Beobachtung die Blütenhälften getrennt. Bei langgriffeligen Blüten ist die Narbe im Blüteneingang platziert und die Staubgefäße entspringen etwa auf halber Höhe an der Blütenröhre (Abb. 10). Bis zu dieser Höhe reicht bei kurzgriffeligen Blüten der Griffel mit der Narbe, während die Staubgefäße am Blüteneingang stehen (Abb. 11). Die weiblichen und männlichen Organe sind in einer Blüte gleichsam auf verschiedenen Stockwerken angeordnet und die Blüten einer Pflanze gehören entweder der langgriffeligen oder der kurzgriffeligen Form an. Schon Charles Darwin hatte erkannt, dass eine erfolgreiche Bestäubung nur zwischen Staubgefäßen und Narben des gleichen Stockwerks eintritt (Abb. 12). Dadurch ist Auto- und Geitonogamie ausgeschlossen, da diese Bedingung nur von Blüten verschiedener Pflanzenindividuen erfüllt wird. Darwin prägte hierfür den Begriff der legitimen Bestäubung, im Gegensatz zur illegitimen Bestäubung, bei der die fertilen Organe verschiedenen Blütenetagen angehören.

Mikroskopische Untersuchung

Der Erfolg für diesen Bestäubungsmodus und der anschließenden Befruchtung ist neben der Verschiedengriffeligkeit im feinatomischen

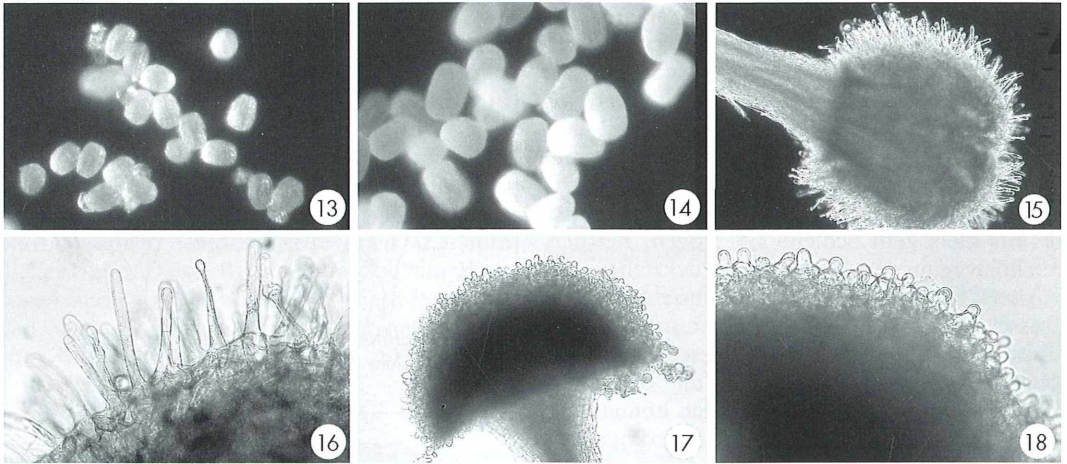


Abb. 13–18: *P. veris*. – Abb. 13: Pollen aus einer langgriffeligen Blüte. Trockenpräparat, Dunkelfeld, Vergr. ca. 120fach. – **Abb. 14:** Pollen aus einer kurzgriffeligen Blüte. Trockenpräparat, Dunkelfeld, Vergr. ca. 120fach. – **Abb. 15:** Narbe aus einer langgriffeligen Blüte mit langen Papillen. Dunkelfeld, Vergr. ca. 25fach. – **Abb. 16:** Narbenausschnitt aus einer langgriffeligen Blüte. Hellfeld, Vergr. ca. 120fach. – **Abb. 17:** Narbe aus einer kurzgriffeligen Blüte mit kleinen Papillen. Hellfeld, Vergr. ca. 25fach. – **Abb. 18:** Narbenausschnitt aus einer kurzgriffeligen Blüte. Hellfeld, Vergr. ca. 120fach.

Bau der Narbenoberfläche und in der Pollengröße beider Blütentypen begründet. Für die Beobachtung dieser Unterschiede sind Vergrößerungen von 100–400fach empfehlenswert. Reife Staubbeutel aus lang- beziehungsweise kurzgriffeligen Blüten werden auf Objektträgern aufgetupft und der haften gebliebene Pollen als Trockenpräparat oder in Paraffinöl suspendiert mikroskopisch untersucht. Wasser darf als Untersuchungsflüssigkeit nicht verwendet werden, da Quellungsvorgänge die Pollenkörner stark verändern. Als Kontrastierungsverfahren ist Dunkelfeldbeleuchtung mit Durchlicht oder Auflicht vorteilhaft. Der Größenunterschied der Pollen beider Blütenformen ist auffällig (Abb. 13 und 14). Die Pollenkörner der langgriffeligen Blüte sind kleiner als die der kurzgriffeligen Blüte. Die Bedeutung dieses Größenunterschieds erschließt sich bei mikroskopischer Betrachtung der Narbenoberflächen. Hierzu werden die etwa stecknadelkopfgroßen Narben unter dem Stereomikroskop mit einer scharfen Rasierklinge halbiert und die Hälften mit Blick auf die Schnittfläche untersucht. Um die Narbenhälften aufzuhellen, sollten sie in Glyzerin eingebettet werden. Die

Epidermiszellen der langgriffeligen Narben tragen lange Papillen, in deren Zwischenräume sich der größere Pollen der kurzgriffeligen Blüten einpasst (Abb. 15 und 16). Die Epidermiszellen der kurzgriffeligen Narbe hingegen besitzen kurze, eng stehende Papillen, zwischen denen nur der kleinere Pollen der langgriffeligen Blüte mit optimalem Oberflächenkontakt passt (Abb. 17 und 18).

Molekularbiologische Aspekte

Durch Wechselwirkungen zwischen spezifischen Makromolekülen, die sich auf der Zelloberfläche von Pollen und Narben befinden, erfolgt eine biochemische Erkennungsreaktion, die das Wachstum der Pollenschläuche zur Eizelle fördert (legitime Bestäubung) oder aber verlangsamt oder sogar verhindert (illegitime Bestäubung). Dieses Phänomen wird als Selbstinkompatibilität (Selbstunverträglichkeit) bezeichnet. Die Selbstinkompatibilität wird durch ein Gen hervorgerufen, das in zahlreichen Allen vorliegen kann. Die Expressionsprodukte, in der Regel Glykoproteine, werden auf der Oberfläche von Pollen und Narbe exponiert,

wodurch die Erkennungsreaktion ermöglicht wird. Sind die Allele des Pollens mit denen der Narbe gleich, so findet eine Unverträglichkeitsreaktion statt, die eine Befruchtung verhindert. Eine kompatible, also legitime Befruchtung tritt also nur dann ein, wenn Pollen und Narbe unterschiedliche Allele besitzen. Die Förderung der Fremdbestäubung durch die anatomischen Unterschiede der heterostylen Blüten wird durch die Selbstinkompatibilität noch verstärkt. Da die heterostylen Primelgewächse nur unvollständig selbstinkompatibel sind, kann es bei einer Selbstbestäubung zu einer illegitimen Befruchtung kommen, ein Ereignis, das nur selten eintritt. Die Selbstinkompatibilität mit unterschiedlichem Wirkungsgrad spielt bei zahlreichen Blütenpflanzen die entscheidende Rolle bei der Verhinderung der Autogamie. Charles Darwin hat in zahlreichen Bestäubungsversuchen bei mehr als 50 Pflanzenarten nachgewiesen, dass im Vergleich zur Xenogamie bei Autogamie der Samenansatz auf 40–15% sinkt. Der gebildete Samen besitzt nur geringe Keimfähigkeit.

Ausblick auf weitere Pflanzenarten mit Heterostylie

Die Heterostylie, bei der durch die Anordnung der Organe auf zwei Etagen zwei Blütenformen wie bei der Gattung *Primula* auftreten, wird auch als Distylie bezeichnet. Staubgefäße und Narben können aber auch auf drei verschiedenen Stockwerken stehen, so dass drei Blütenformen existieren, die auf verschiedenen Individuen zu finden sind. In diesem Falle spricht man von Tristylie. Auch für die tristylen Blüten gilt, dass eine erfolgreiche und somit legitime Bestäubung nur zwischen den Organen des gleichen Stockwerks stattfindet. Als Beispiel für Tristylie seien aus der einheimischen Flora der Blutweiderich (*Lythrum salicaria*) und der Sauerklee (*Oxalis acetosella*) angeführt. Der Blutweiderich wächst auf feuchten Wiesen und an Bachrändern. Er blüht von Juli bis September in purpurroten, quirligen Ähren. Mit einer Lupe kann man sich leicht von der dreifachen Stockwerksaufteilung der Staubgefäße und Narben überzeugen. Mit Hilfe des Mikroskops lassen sich drei verschiedene Pollengrößen und Papillenformen feststellen. Die gleiche Aufteilung lässt sich beim Sauerklee beobachten, den man in lichten Laubwäldern findet. Seine Blütezeit fällt in die Monate April und Mai.

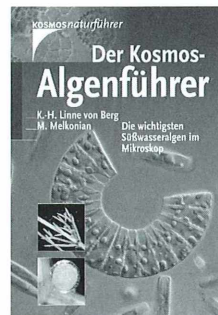
Literaturhinweise

- Barth, F. G.: Biologie einer Begegnung. Deutsche Verlags-Anstalt, Stuttgart 1982.
 Heß, D.: Die Blüte: Eine Einführung in Struktur und Funktion, Ökologie und Evolution der Blüten. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 1983.
 Heß, D.: Alpenblumen: Erkennen, Verstehen, Schützen. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 2001.
 Knoll, F.: Die Biologie der Blüte. Springer Verlag, Berlin 1956.
 Kugler, H.: Blütenökologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1970.
 Leins, P.: Blüte und Frucht: Morphologie, Entwicklungsgeschichte, Phylogenie, Funktion, Ökologie. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2000.

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

KOSMOS

Erstmals mit Farbfotos!



- Die wichtigsten Süßwasseralgen Mitteleuropas im Mikroskop
- Sammeln, Bestimmen und Kultivieren
- Durchgehend mit Farbfotos illustriert

Linne van Berg/Melkonian
Der Kosmos-Algenführer
 368 Seiten, 783 Farbfotos
 € / D 34,90; € / A 35,90; sFr 57,70
 ISBN 3-440-09719-6

www.kosmos.de

... Oh wie grün sind deine Blätter

Lutz Hartmann

Diesen Vers aus dem bekannten Weihnachtslied kennen wir alle. Weihnachten ist lange vorbei. Doch was hat das nun mit Mikroskopie zu tun? Nun, wir Mikroskopiker wollen ja immer alles ganz genau wissen und da interessiert uns natürlich die Frage, ob das mit den „Blättern“ auch wirklich stimmt. Sind die Nadeln des Tannenbaums tatsächlich Blätter? Vielleicht hat womöglich der Autor des Liedes aber nur geflunkert? Man sieht doch ganz klar, dass es sich nicht um Blätter, sondern um Nadeln handelt, oder? Meist steckt hinter vielem aber auch Wahres. Wozu haben wir aber unser Mikroskop? Damit wollen wir dieses Geheimnis ergründen

Nadelgehölze sind sehr robuste, immergrüne Pflanzen. Das kann man bereits leicht daran erkennen, dass sie auch in Gegenden wachsen, in denen andere Bäume gar nicht mehr gedeihen können, zum Beispiel in der russischen Taiga. Dort ist der Boden sehr nährstoffarm, außerdem herrscht dort lange Zeit im Jahr Frost. Denken wir auch an Gebirge. Dort wachsen in größeren Höhen kaum noch Laubbäume, sondern nur noch Tannen, Kiefern, Fichten oder Eiben, um nur einige Nadelhölzer zu nennen. Sie müssen also ein Geheimnis verbergen, das sie von Laubbäumen wie Buchen und Linden unterscheidet.

Können Nadelhölzer also vielleicht doch besser in der Natur bestehen, weil sie Nadeln und keine Blätter haben? Oder sind Nadeln doch Blätter, wie das Lied berichtet? Viele Fragen, wir wollen der Sache auf den Grund gehen.

Wozu dienen die Blätter?

Vieles dazu hat man schon im Biologieunterricht gehört. Blätter erzeugen mit Hilfe von Sonnenlicht, Luft und Wasser unter anderem Stärke. Sie geben dabei Sauerstoff ab. Der Fachbegriff für diesen Vorgang ist Photosynthese. Diese findet hauptsächlich in den Blättern der Pflanze statt. Blätter können außerdem Wasser und Mineralstoffe speichern.

Wir mikroskopieren die Nadel einer Eibe

Zunächst holen wir uns aus dem Garten oder Park eine Eibennadel (Abb. 1 und 2). Warum nun gerade die Nadel einer Eibe? Das hat einen praktischen Grund. Diese Nadeln findet man fast überall und außerdem lassen sie sich gut schneiden, weil sie nicht so hart wie Tannennadeln sind. Es gibt sicher zwischen den Nadeln einzelner Nadelgehölze einige Unterschiede. Diese sollen für uns zunächst aber nicht so wichtig sein, da wir die grundsätzlichen Funktionen enträtseln wollen. Bitte beachtet, dass alle Teile der Eibe außer dem Fruchtfleisch der kleinen orangeroten, becherförmigen Früchte giftig sind. Insbesondere die Nadeln weisen eine sehr hohe Giftkonzentration auf. Also, beim Arbeiten nicht essen und danach gut die Hände waschen!

Bereits wenn wir eine Nadel zwischen den Fingern halten, stellen wir fest, dass ein ganz wesentlicher Unterschied zu einem Laubblatt besteht. Es fasst sich wesentlich fester an. Das haben wir sicher schon manchmal gespürt, Nadeln picken! Daher auch der Name. Schauen wir uns jetzt die Nadel mit einer Lupe oder besser noch mit einem Stereomikroskop genauer an. Zuvor schneiden wir mit der Schere ein kleines Stück von ihr ab. Dieses legen wir auf einen Objektträger, damit man es leichter unter dem Stereomikroskop hin- und herschieben kann.

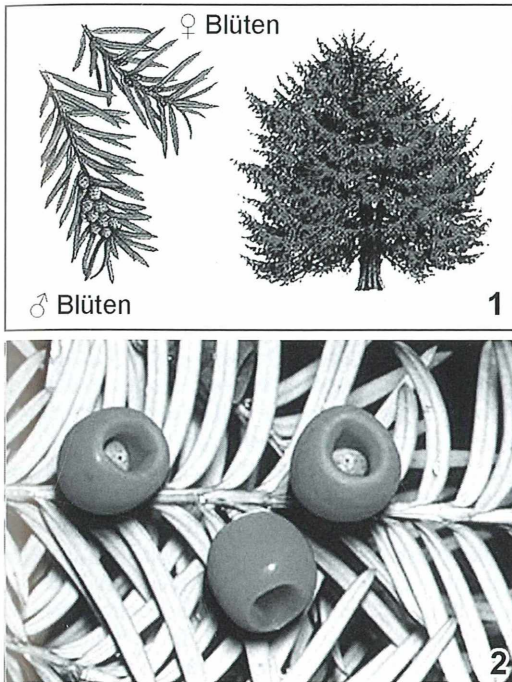


Abb. 1: Wuchsform der Eibe und Zweige mit männlichen und weiblichen Blüten. – **Abb. 2:** Eibenzweig mit den schmalen Blättern und typischen Früchten.

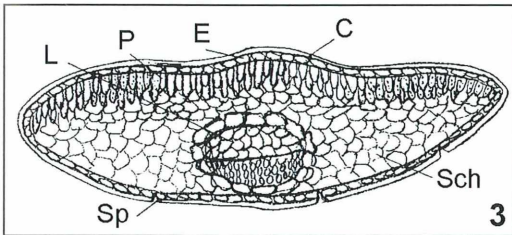


Abb. 3: Querschnitt einer Eibennadel. C Cuticula, E Epidermis, L Leitbündel, Sch Schwammgewebe, Sp Spaltöffnung, P Palisadengewebe.

Schon bei einer kleinen Vergrößerung kann man auf der Oberseite viele grüne Zellen ausmachen. Das Nadelstück wird längs von einem dunklen Strich durchzogen. Nun drehen wir das Blattstückchen mit einer Pinzette so, dass wir die Unterseite betrachten können. Man erkennt kurze Reihen von kleinen Kreisen, in deren Mitte sich ein kleiner dunkler Strich befindet. Es handelt sich, wie die Biologen sagen, um

Spaltöffnungen (Abb. 3). Bei anderen Nadelgewächsen sind diese Streifen oft noch deutlicher und bereits mit dem bloßen Auge auszumachen.

Erinnert ihr euch noch an einen früheren Artikel in der Rubrik „Mikro-Kids“ über die Seerose? Diese verfügt über Spaltöffnungen auf ihrer Blattoberseite. Wenn wir jetzt auf unser Blattstückchen (Unterseite nach oben) mit einer Pipette einen Tropfen Wasser geben und darauf vorsichtig ein Deckgläschen legen, können wir es auch unter unserem Durchlichtmikroskop betrachten. Hierfür reicht eine kleinere Vergrößerung mit dem 4er oder 5er Objektiv. Spaltöffnungen dienen zur Aufnahme von Luft (mit Kohlendioxid) und zur Abgabe von Sauerstoff und funktionieren wie kleine Ventile. Auch Wasser wird hierüber abgegeben, die Blätter schwitzen sozusagen. Die Spaltöffnungen sind verschließbar, damit bei Trockenheit nicht zu viel Wasser verloren geht. Dies ist einer der Gründe, warum diese Pflanzen auch in trockenen Gegenden noch gut gedeihen können.

Ein Blick in die Nadel

Nun wollen wir uns die Nadel mal von innen ansehen. Um hierfür einen Querschnitt anzufertigen, gibt es verschiedene Möglichkeiten. Bei der ersten Methode machen wir es uns einfach. Wir nehmen die Nadel einer Eibe und legen sie auf einen Objektträger unter ein Stereomikroskop, nehmen dann eine neue Rasierklinge (aber sehr vorsichtig!), deren zweite Seite wir mit einem Stück Klebeband überklebt haben (um uns nicht zu verletzen), und schneiden die Nadel damit quer durch. Vom verbleibenden Rest schneiden wir jetzt unser eigentliches Betrachtungsobjekt ab. Mit dem Fingernagel gehen wir möglichst nahe an die äußere Schnittstelle heran und schneiden eine recht dünne Scheibe ab. Mit einem dünnen Haarpinsel, den wir zuvor in Wasser getaucht haben, nehmen wir nun diese kleine Scheibe ab und legen sie so auf einen bereitgelegten Objektträger, dass wir das Innere erkennen können. Dies gelingt unter dem Stereomikroskop besonders gut, weil man auf diese Weise die Dicke des Schnittes recht gut beobachten kann. Auf unser Präparat legen wir nun ein Deckgläschen. So können wir es selbst noch bei stärkeren Vergrößerungen betrachten. Der Nachteil dieser

Methode ist, dass der Querschnitt oft nicht sehr dünn gelingt. Die wesentlichen Merkmale kann man aber dennoch meist erkennen.

Die zweite Methode, die ich beschreiben möchte, ist schon etwas schwieriger. Allerdings kann man damit noch dünnere Querschnitte herstellen, um so weitere Einzelheiten zu erkennen. Hierzu nehmen wir aus der Küche eine Mohrrübe und schneiden davon das vordere Stück ab, um eine gerade Schnittkante zu haben. In diese schneiden wir mit einem Küchenmesser in Längsrichtung einen Schlitz, den wir nun etwas aufklappen, um dahinein nun in Längsrichtung ein Stückchen unserer zu untersuchenden Nadel zu schieben. Jetzt schneiden wir das vielleicht noch herausragende Nadelstückchen ab und schneiden anschließend eine möglichst dünne Scheibe von der vorderen Seite der Mohrrübe mit dem dazwischen geklemmten Nadelstückchen ab. Dieses Nadelteil nehmen wir mit einem feinen, nassen Haarpinzel auf und legen es, wie zuvor schon beschrieben, auf einen bereitgelegten Objektträger. Hierauf gibt man wieder mit einer Pipette einen Wassertropfen und anschließend ein Deckgläschen. Wichtig ist dabei, dass die Schnittseite nach oben liegt. Der Vorteil dieser Schnittmethode liegt darin, dass man kleine Präparate besser festhalten kann, außerdem können diese beim Schneiden nicht so leicht gequetscht werden. Bei anderen Querschnitten, zum Beispiel von Blättern, kann man das natürlich genauso machen. Ein wenig Übung gehört aber dazu. In manchen Büchern liest man, dass man statt der Mohrrübe auch ein Styroporstückchen nehmen könnte. Davon möchte ich abraten, denn damit kann eine Rasierklinge in kurzer Zeit stumpf werden.

Wie sieht eine Nadel nun von innen aus?

Ein kleiner Tipp am Anfang: Am besten legt man das Präparat so unter das Mikroskop, dass die Nadeloberseite nach unten zeigt. Da das Mikroskop oben und unten vertauscht, wäre der Blick dann so, wie man die Nadel in Wirklichkeit im Querschnitt sehen würde. Schauen wir uns nun den Querschnitt mit einem 4er oder 5er Objektiv genauer an. Selbst bei dieser geringen Vergrößerung erhält man einen guten Überblick über das Innere der Nadel. Man erkennt, dass die Nadel außen von einer festen, wachsähnlichen Schicht umgeben ist,

die von den Biologen als Cuticula bezeichnet wird (Abb. 3). Diese dient zum Schutz der Pflanze vor einem zu großen Wasserverlust. Darauf folgt eine ebenfalls die gesamte Nadel umhüllende Schicht von recht ebenmäßigen, nebeneinander liegenden Zellen. Dies ist die Epidermis. Man kann auch sagen, es ist die Haut der Nadel. Die Epidermis umschließt die komplette Pflanze.

Von der Oberseite der Nadel gesehen folgen jetzt zwei Reihen länglicher, grüner Zellen. Da sie wie Palisaden oder Zaunpfähle aussehen, nennt man diesen Bereich auch Palisadengewebe. Es dient der Photosynthese. In diesem Pflanzenteil werden mit Hilfe des Sonnenlichtes Stärke und andere Stoffe gebildet, damit die Pflanze wachsen kann. Nur Pflanzen können das. Ohne die Pflanzen würden wir Menschen und Tiere verhungern. Denn allein Pflanzen können aus Sonnenlicht, Luft, Wasser und Mineralstoffen neues Gewebe herstellen. Natürlich befindet sich dieses Palisadengewebe an der Oberseite der Nadel, damit möglichst viel Sonnenlicht aufgenommen werden kann. Unter dem Palisadengewebe folgen weitere Zellen, die nicht so regelmäßig, sondern eher locker angeordnet sind. Sie gehören zum so genannten Schwammgewebe. Dies dient sowohl zum Gasaustausch, wie auch der Speicherung von Wasser und Mineralstoffen.

Innerhalb des Schwammgewebes befindet sich ein etwas größeres, rundes Gebilde, das Leitbündel. Dieses können wir leicht unter dem Mikroskop ausmachen. Bei den Laubblättern bezeichnet man diese Leitbündel als Blattadern. Wie wir aber auch bei der äußeren Betrachtung der Nadel gesehen haben, befindet sich hier nur eine in Längsrichtung verlaufende Ader. Im Querschnitt können wir diese gut erkennen. Leitbündel haben zwei Aufgaben. Sie dienen einerseits zum Flüssigkeitstransport innerhalb der Pflanze, andererseits zum Transport von Nährstoffen, wie beispielsweise der im Rahmen der Photosynthese gebildeten Stärke. Bei bestimmten Nadelgehölzen befinden sich innerhalb des Schwammgewebes noch so genannte Harzgänge, bei der Eibe aber nicht.

Über die Spaltöffnungen haben wir bereits anfangs bei der äußeren Betrachtung der Nadel gesprochen. Diese sind im Querschnitt nicht immer sehr deutlich zu sehen, das hängt ja auch davon ab, ob man beim Querschnitt zufällig eine davon erwischt.

Zusammenfassung

Tragen wir zusammen, was wir bisher herausgefunden haben. Wir haben gesehen, dass die Nadeln deshalb pieken können, weil sie von einer recht kräftigen Außenhaut (Cuticula und Epidermis) umhüllt werden. Weiter konnte man erkennen, dass in der Nadel grüne, längliche Zellen vorhanden sind, die der Photosynthese dienen (Palisadengewebe) und schließlich fanden wir eine durchgehende Blattader (Leitbündel), die der Versorgung des Pflanzengewebes dient. Bei der äußeren Betrachtung konnte man schließlich Spaltöffnungen für den Gasaustausch erkennen.

Und genau das sind die wichtigsten Merkmale eines ganz normalen Blatts, wie das der Birke, Ulme oder Eiche. Die Geheimnis der Nadeln ist gelüftet: Die Nadeln von Eiben, Fichten, Tannen und so weiter sind ganz normale Blätter.

Sie unterscheiden sich jedoch von ihnen in einigen Punkten. Dies stellt eine Anpassung der Nadelgehölze an ihre Umweltbedingungen dar, sodass diese auch unter schwierigen Bedingungen wachsen können.

Wo kann man noch mehr über das Mikroskopieren der Nadelblätter lesen?

- Bosch, G.: Expedition Mikroskop. Rowohlt Taschenbuchverlag, Reinbek bei Hamburg 2001.
 Dietle, H.: Das Mikroskop in der Schule. Franck'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1974.
 Köthe, R.: Das Mikroskop, Reihe „Was ist was?“. Tessloff Verlag, Nürnberg 1994.
 Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franck-Kosmos Verlag, Stuttgart 2002.

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

Nachricht

Bodman 2005: Limnologie und Mikroskopie am Bodensee (25.09.–02.10.2005)

Liebe Planktonfreunde, wie in jedem Jahr seit 1988 treffen sich auch im Jahr 2005 Mikroskopiker zur Untersuchung von Plankton und Benthos des Bodensees sowie verschiedener kleinerer Gewässer in der Umgebung von Bodman-Ludwigshafen. Wir werden verschiedene Einrichtungen besuchen, um mit professionellen Limnologen und anderen Biologen die neusten Erkenntnisse über unsere Thematik zu erfahren und zu diskutieren. Auch der Erfahrungsaustausch mit anderen Mikroskopikern kommt beim täglichen Arbeiten nicht zu kurz.

Die wissenschaftliche Leitung wird auch in diesem Jahr von Herrn Dr. Heinz Streble übernommen. Alle Teilnehmer können von seinem umfassenden Wissen und Erfahrungsschatz profitieren. Wir kennen von Herrn Dr. Streble die vielen Veröffentlichungen im MIKROKOSMOS und insbesondere das für uns Planktonfreunde unentbehrliche Bestimmungsbuch, den *Wassertropfen*, der bereits die 9. Auflage erreicht hat.

In diesem Jahr konnten wir Herrn Prof. Dr. Klaus Hausmann für unsere Veranstaltung gewinnen. Vielen Mikroskopikern ist er als Herausgeber des MIKROKOSMOS und als Autor des hervorragenden Buches *Protistology* bekannt. Wir freuen uns, dass wir neuste Forschungsergebnisse aus seinem Spezialgebiet, der Protozoologie, erfahren werden. Wie immer werden wir von Herrn Walter Weiß, Göppingen, unterstützt. Durch die Bereitstellung der Medien wie beispielsweise einer Videoanlage können die beobachteten Organismen allen Teilnehmern dargestellt werden. Hierfür danken wir schon jetzt sehr. Wir haben das Haus Greth in Bodman für unsere Gruppe in der Zeit vom 25.09. bis 02.10.2005 angemietet. Die Kosten und das genaue Programm der Planktonwoche stehen ab Anfang April 2005 fest. Haben Sie Interesse oder Fragen zu dieser Veranstaltung, so schreiben Sie oder rufen Sie an: Günter Beyer-Meklenburg, Fischbänkenstraße 17, D-16816 Neuruppin, Telefon (ab ca. 20.00 Uhr) 0 33 91/35 87 83.

Die Loricifera (Korsettträgerchen) – Winzlinge aus den Sandböden der Ozeane Teil 2: Die Pliciloricidae

Gunnar Gad

Die Meiofauna umfasst Vertreter von fast allen marinen Wirbellosen, aber auch Tiergruppen, die ausschließlich zur Meiofauna gehören. Zur Größenklasse der Meiofauna gehört ein ganzer Mikrokosmos kleiner Tiere, die nicht größer als 1 mm sind. Eine fantastische Arten- und Formenvielfalt bewegt sich in dem Lückensystem zwischen den Sandkörnern, dem so genannten Interstitial (Giere, 1993). Seit den 30er Jahren wurden zehn neue Tiergruppen entdeckt, vorwiegend in aquatischen Lebensräumen. Dazu gehören als neueste und kleinste Vertreter die Loricifera 1983, Cyclophora 1995 und Limnognathia 2000 (Kristensen, 2002). Sie zeigen, dass mit der systematischen Erfassung der Artenvielfalt, insbesondere bei der Untersuchung neuer Lebensräume wie etwa Unterwassertafelberge oder Hydrothermalquellen der Tiefsee, auch heute noch die Wahrscheinlichkeit der Entdeckung neuer Tiergruppen steigt.

Seit 2002 steigt die Anzahl neu entdeckter Loricifera-Arten rapide an. Das liegt vor allem an der verstärkten Untersuchung der Tiefsee-Meiofauna (Gad, 2001, 2002). Gut 140 unbeschriebene Arten befinden sich derzeit in Sammlungen, und dies scheint erst die Spitze eines Eisberges zu sein. Mit jeder untersuchten Sedimentprobe aus der Tiefsee steigt gegenwärtig die Zahl neuer Arten und das Wissen über die Loricifera.

Charakterisierung der Pliciloricidae

Während der erste Beitrag über Loricifera im MIKROKOSMOS (Gad, 2005) vor allem die Nanaloriciden zum Thema hatte, beschäftigt sich dieser Beitrag mit Arten der Pliciloricidae, die außer im Lückensystem grober Sande auch in weichen lehmigen Tiefseeböden vorkommen. Die Nanaloricidae, zu denen auch die zuerst entdeckte Art *Nanaloricus mysticus* gehört, kommen als charakteristische Vertreter der Sandlückenfauna in der Tiefsee generell nicht vor (Gad, 2004a and b, 2005).

Die Pliciloricidae unterteilen sich weiter in die beiden Gattungen *Pliciloricus* (Abb. 1, 2, 3a) und *Rugiloricus* (Abb. 4, 5, 6). Die Gattung *Rugiloricus* ist derzeit noch schlecht definiert

und alle drei darin enthaltenen Arten weichen erheblich voneinander ab (Higgins und Kristensen, 1986). Zur Zeit werden deshalb vereinfacht zwei Artengruppen unterschieden: *Rugiloricus carolinensis*-Arten und *Rugiloricus cauliculus*-Arten. Am besten bekannt sind die der letzten Artengruppe (Abb. 4), da die meisten neuen Arten, die gegenwärtig gefunden wurden, über eine charakteristische transformierte Postlarve verfügen. Die erwachsenen Loricifera, gleichgültig von welcher Artengruppe oder Gattung, weichen nur in kleinen, aber wichtigen Details voneinander ab, während die Higgins-Larven der beiden Gattungen *Pliciloricus* und *Rugiloricus* sich in ihrer Morphologie deutlich unterscheiden. Die Bezeichnung Higgins-Larven bezieht sich auf alle Larvenformen der Loricifera, die in ihrer Morphologie nicht abgewandelt sind (Kristensen, 1983, 1991a).

Erwachsene Pliciloricidae (Abb. 1) unterscheiden sich von Nanaloriciden in folgenden Details. Der Mundkegel ist gestielt, und an seiner Basis in das Introvert als vorderer Teil des Kopfes einziehbar. Der Nacken als hinterer Teil des Kopfes ist deutlicher abgesetzt, gefolgt vom flexiblen Thorax, der aus deutlichen kutikularen Platten zusammengesetzt ist. Das gepanzerte loricate Abdomen ist nicht aus dicken

Platten aufgebaut, sondern besteht aus einer dicke Kutikula aus Längsfeldern (Higgins und Kristensen, 1986).

Die Larven unterscheiden sich auch bei den Pliciloricidae morphologisch deutlich von den Erwachsenen. Ihr Mundkegel ist nicht gestielt, aber deutlich in Sektionen unterteilt und mit kräftigen äußeren Armaturen bewaffnet. Die Unterteilung des Kopfes in Introvert und Nacken ist bei ihnen ebenfalls noch nicht ausgeprägt und die Lorica als Abdominalpanzer ist nur leicht ausgebildet (Higgins und Kristensen, 1986). Während das Introvert der erwachsenen Pliciloricidae rund 212 lange, sehr kräftige, teils borstenförmige Skaliden trägt (Abb. 1),

haben die Larven nur bis zu 48 kurze und einfach gebaute Skaliden auf der vergleichbaren Körperregion (Abb. 2). Charakteristisch für die Erwachsenen sind neben der gut ausgebildeten Lorica lange Trichoskaliden auf dem Nacken mit deutlich gesägten Kanten. Die Larven haben demgegenüber Rumpfanhänge, die den Erwachsenen fehlen, wie deutlich ausgebildete Sinnesborsten und kräftige röhrenförmige Zehen (Abb. 2). Zwei Paar Sinnesborsten, die sich am Anfang der Lorica auf der Bauchseite befinden, sind charakteristisch für Higgins-Larven der Pliciloricidae (Higgins und Kristensen, 1986). Die röhren- oder düsenförmigen Zehen befinden sich auf der Bauchseite und erstrecken

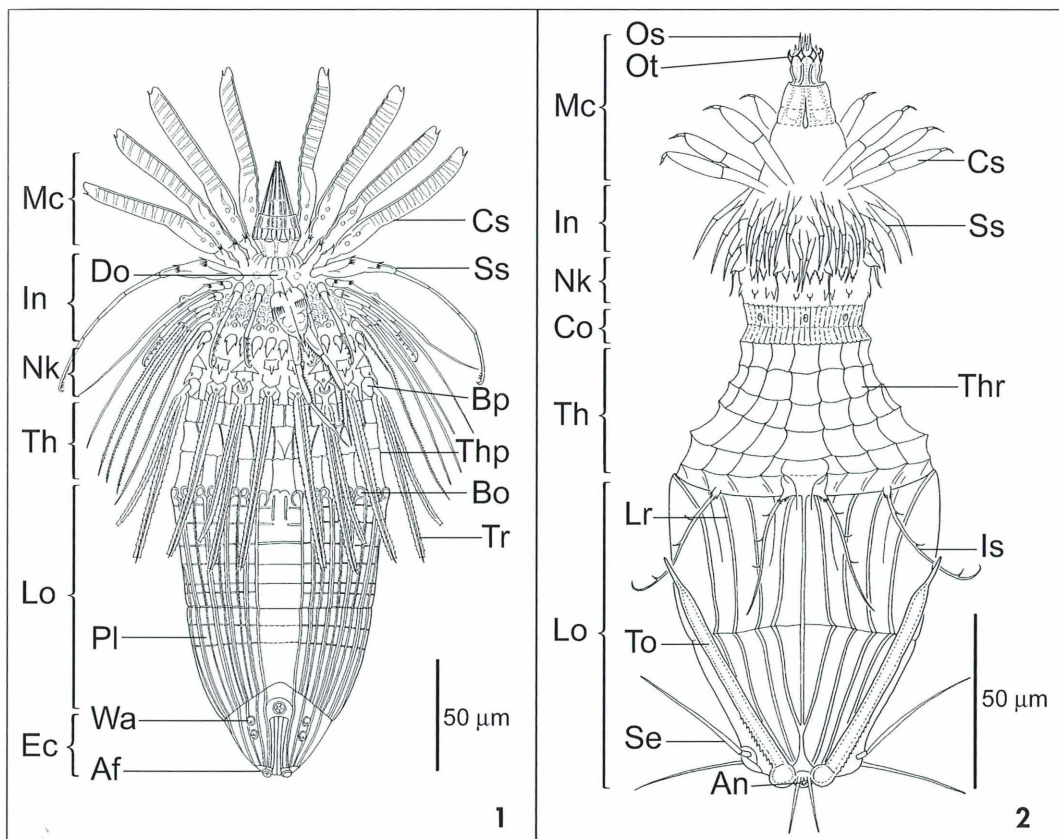


Abb. 1: Erwachsenes Weibchen von *Pliciloricus enigmaticus* (Higgins und Kristensen, 1986), Bauchseite. Af Analfeld, Bo Bogen, Bp Basalplatte, Cs Clavoskalide, Do Doppelorgan, Ec Endkegel, In Introvert, Lo Lorica (Abdomen), Mc Mundkegel, Nk Nacken, Pl Plica, Ss Spinokalide, Th Thorax, Thp Thoraxplatte, Tr Trichoskalide und Wa Warze. – Abb. 2: Higgins-Larve von *Pliciloricus enigmaticus* (Gad, 2004b), Bauchseite. An Anus, Cs Clavoskalide, Co Kragen, In Introvert, Is anteriore Borste, Lo Lorica, Lr Loricafalte, Mc Mundkegel, Nk Nacken, Os orales Stilett, Ot orales Zähnchen, Se posteriore Borste, Th Thorax, To Zehe, Ss Spinokalide und Thr Thoraxplattenreihe.

sich vom Hinterende steif in Richtung des Kopfes. Sie sind vermutlich lokomotorische Anhänge und, da mit großen Drüsen verbunden, gleichzeitig Haftorgane. Die Zehen, einschließlich der drei oder zwei Paar langer Sinnesborsten des Hinterendes, sind so charakteristisch für die Higgins-Larven, dass sie anhand dieser Merkmale auch dann erkannt werden, wenn sich ihre Körper kontrahiert haben (Abb. 3d).

Die Entwicklungszyklen

Die Loricifera haben je nach der Teilgruppe, die man untersucht, erstaunlich diverse Entwicklungszyklen mit teils eigenartigen Entwicklungsstadien (Kristensen und Brooke, 2002). Auch wenn bisher Lebendbeobachtungen fehlen, so lassen sich dennoch von den bisher gefundenen Individuen etliche Fakten erschließen. Um die Entwicklungszyklen der Pliciloricidae zu verstehen, ist es hilfreich, den Entwicklungszyklus der Nanaloricidae zu betrachten, der vermutlich der einfachste innerhalb der Loricifera ist.

Nach Kristensen (1991a) verläuft der einfachste Entwicklungszyklus wie folgt: Aus einem Ei schlüpft eine Higgins-Larve, die sich bis zum Erreichen des letzten Larvalstadiums bis zu fünfmal häutet. Im letzten Larvalstadium erfolgt die Metamorphose zu einer Postlarve. Die Postlarve gleicht einem jungen Weibchen, es fehlt jedoch die sechste Reihe Skaliden und die Gonaden sind noch undifferenziert. Die Postlarve häutet sich zu einem geschlechtsreifen Männchen oder Weibchen, erkennbar anhand der differenzierten Gonaden. Die paarigen Hoden der Männchen sind prall mit Spermatozoen gefüllt. Es findet vermutlich eine innere Befruchtung statt (Gad, 2005). Bei den Weibchen reift in einem Schenkel des paarigen Ova-

riums immer nur ein großes Ei heran.

Die Pliciloricidae weichen in ihrem Entwicklungszyklus erheblich von dem der Nanaloricidae ab. Es kommen vermutlich bis zu sieben Larvenstadien vor (Kristensen und Brooke, 2002). Die Geschlechter sind bei den Pliciloricidae äußerlich nicht so deutlich zu unterscheiden, da zum Beispiel die Clavoskaliden nicht in Äste aufgeteilt sind (Kristensen, 1991a). Eine freilebende Postlarve kommt nicht vor. Sie wird entweder reduziert oder transformiert (Kristensen und Brooke, 2002; Gad, 2004a). Neben der zweigeschlechtlichen Phase des Entwicklungszyklus gibt es noch eine parthenogenetische oder pädogenetische Phase der Vermehrung.

Merkmale und Morphologie der Erwachsenen

Mundkegel und Schlund

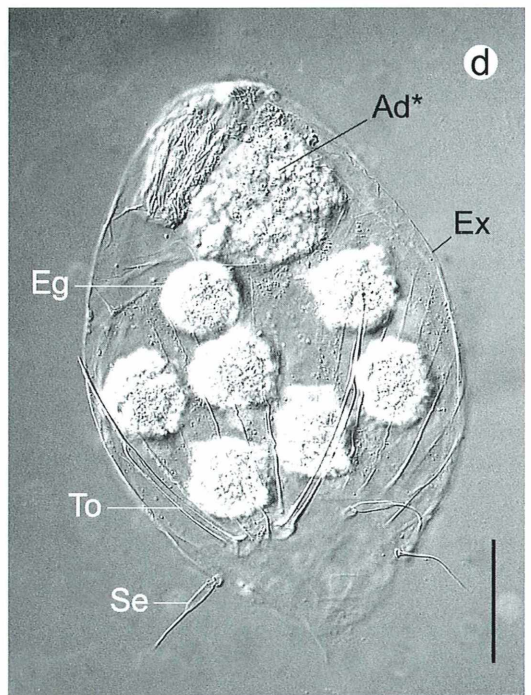
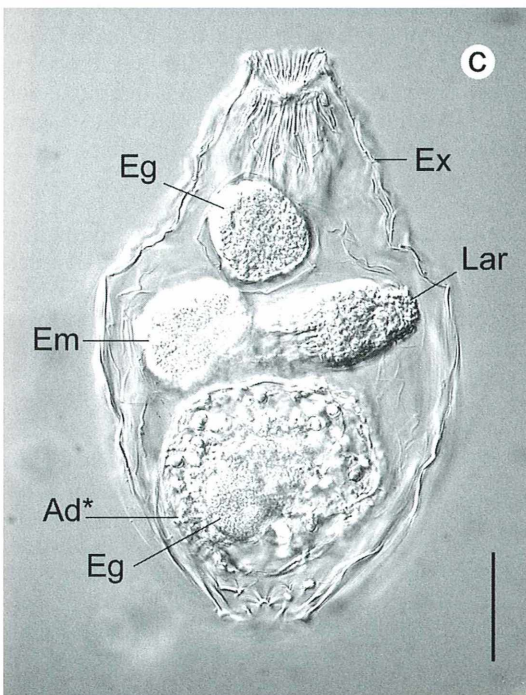
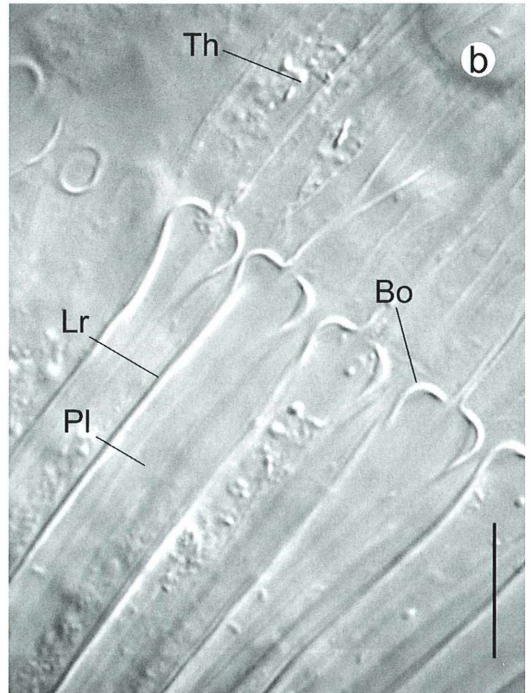
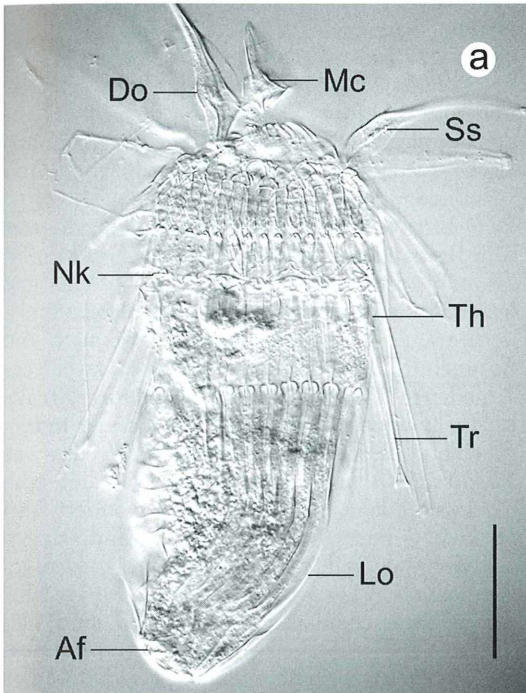
Der zugespitzte Mundkegel (Abb. 1) ist über einem kurzen Stiel im Introvert verankert. Seine Basis ist mit einem kutikularen Apparat verbunden, der sich aus 16 Fibrillen zusammensetzt und Krause genannt wird (Higgins und Kristensen, 1986). Sie hat vermutlich einen entscheidenden Anteil an der Beweglichkeit des Mundkegels. Dessen Kutikula ist mit bis zu acht Oralfurchen bestückt. Der Mundkegel selbst enthält den kleinen runden Schlundmuskel, der über ein kurzes glattwandiges Schlundrohr mit der Mundöffnung verbunden ist. Damit liegt der muskulöse Schlund oder Pharynx vor dem runden Gehirn und nicht dahinter, tief im Inneren des Rumpfes, wie es bei Nanaloricidae der Fall ist (Kristensen, 1991b; Kristensen und Gad, 2004). Aber auch bei den Pliciloricidae ist der Schlundmuskel mit Reihen kleiner kutikularer Plättchen ausgekleidet, jedoch nur mit drei Reihen anstatt fünf. Die enge Mundöffnung enthält vier kleine ausfahrbare Stilette.

Abb. 3: Erwachsenes Männchen einer unbekannten *Pliciloricus*-Art. **a** Habitus mit wirr abstehenden Spinoskaliden (Ss), Mundkegel (Mc), Doppelorgan (Do), Trichoskaliden (Tr) und Loric (Lo) mit Analfeld (Af) am Hinterende; Seitenansicht, Maßstich 50 µm. **b** Vorderrand der Loric mit gut erkennbaren Bögen (Bo) und Längsleisten, die einzelne Plica (Pl) abgrenzen; Seitenansicht, Maßstich 10 µm. **c** Exuvie einer Higgins-Larve (Ex) mit eingezogenem Kopf enthält als ein weiteres Stadium einen parthenogenetischen Erwachsenen mit reduziertem Körper (Ad*), der unbefruchtete Eier (Eg) produziert, die sich über Embryos (Em) zu jungen Larven (Lar) entwickeln; Bauchansicht, Maßstich 50 µm. **d** Ähnliches Stadium einer anderen Art. Die larvale Exuvie (Ex) enthält neben dem reduzierten Erwachsenen (Ad*) mehrere Eier (Eg) und gewährt einen guten Blick auf das Hinterende mit Zehen (To) und posterioren Sinnesborsten (Se); Bauchseite, Maßstich 50 µm. Sämtliche Fotos differentieller Interferenzkontrast (DIK).

Introvert und Nacken

Das sphärische Introvert (Abb. 1, 4a) ist mit neun Kränzen teils sehr langer aber kräftiger

Skaliden bestückt. Der erste Kranz enthält immer acht besonders auffallende Skaliden, die Clavoskaliden (Blatt-Skaliden). Sie sind bei bei-



den Geschlechtern gleich und im Gegensatz zu den folgenden Spinoskaliden nicht segmentiert, dafür blattartig verbreitert. Bei manchen *Pliciloricus*-Arten (Abb. 1) sind die Clavoskaliden mit transversalen kutikularen Brücken versteift, ähnlich wie Stiegen einer Leiter, und geben den Clavoskaliden ein schotenförmiges Aussehen (Higgins und Kristensen, 1986). Die darauf folgenden Reihen bestehen aus Spinoskaliden (Stachel-Skaliden). Die neun Spinoskaliden des zweiten Kranzes sind extrem robust, lang und auffällig beinartig gegliedert. Gerade diese robusten Skaliden spielen vermutlich bei der Fortbewegung eine wichtige Rolle, indem sie den Körper in einer Form von Stemm kriechen durch das Sediment schieben (Gad, 2005).

Die beiden Gattungen der Pliciloricidae unterscheiden sich dadurch, dass bei den *Pliciloricus*-Arten (Abb. 1) die zwei kräftigen Spinoskaliden des zweiten Kranzes auf der Bauchseite zu einem Doppelorgan vereinigt sind (Higgins und Kristensen, 1986; Kristensen, 1991b). Diese Doppelorgane sind noch robuster als die übrigen Spinoskaliden dieser Reihe, nicht mehr segmentiert und daher auch unflexibel. Die zwei Äste, aus denen die Doppelorgane bestehen, repräsentieren die ehemals freien Spinoskaliden. Außerdem haben die zwei Äste Unterkanten, die mit feinen Stachelreihen besetzt sind wie Zähne auf einem Sägeblatt. Vermutlich hilft das Doppelorgan bei der letzten Häutung. Eine solche charakteristische Struktur fehlt den *Rugiloricus*-Arten (Abb. 4a). Dort sind die Spinoskaliden des zweiten Kranzes mehr oder weniger gleichförmig und nie auf der Bauchseite fusioniert. Der dritte Kranz setzt sich aus 15 Spinoskaliden zusammen, die kürzer und kleiner sind als die des zweiten Kranzes.

Auffällig sind die Spinoskaliden des vierten Kranzes (Abb. 1), denn es handelt sich dabei um zwei Spinoskalidentypen, die alternierend angeordnet sind. Borstenförmige, jedoch klar segmentierte Spinoskaliden mittlerer Länge wechseln sich mit kurzen, kräftigen und unflexiblen Spinoskaliden ab, die an ihren Enden kleine Klauen oder Haken tragen. Vom fünften bis einschließlich siebten Kranz sind alle Skaliden gleichförmig, borstig, dünn und flexibel. Trotz ihrer Vielzahl liegen sie bei gut fixierten Tieren in einer erstaunlich klaren Ordnung vor (Abb. 5a), können aber auch bei nicht optimaler Fixierung als wirrer Schopf abstehen und

dabei viele Details verdecken (Abb. 3a). Ihre Funktion ist nach wie vor unklar. Bemerkenswert ist, dass die Skaliden dieser Reihen so lang sind, dass sie nicht vollständig eingezogen werden können. Anders als bei den Higgins-Larven, bei denen der Kopf samt Skaliden vollständig eingezogen werden kann, ragen die Skaliden bei den Erwachsenen aus der Lorica hervor und sind ständig in Kontakt mit dem umgebenden Medium. Die Skaliden des neunten Kranzes sind lediglich als robuste dornenartige Vorsprünge ausgebildet.

Dem Introvert folgt die Nackenregion, die mit drei Reihen Basalplatten bedeckt ist (Abb. 1), die eng zusammenstehen und von denen die letzte Reihe lange Trichoskaliden (Haar-Skaliden) trägt. Die Trichoskaliden wie auch die dazugehörigen Basalplatten gehören zwei verschiedenen Bautypen an, die sich in ihrer Struktur mehr oder weniger klar voneinander unterscheiden. Besonders deutlich wird dies in *Pliciloricus*-Arten (Abb. 1); dort ist der eine Trichoskalidentyp einfach und der andere Typ doppelt. Bei den *Rugiloricus*-Arten sind Trichoskaliden generell einfach (Abb. 4a), können sich jedoch in Länge und/oder Struktur voneinander unterscheiden. Grundsätzlich sind alle Trichoskaliden lange Anhänge des Nackens, die abgeplattet und unflexibel sind und über drei deutlich gesägte Kanten verfügen. Im Inneren des Nackens fällt eine transversale Reihe von 15 Nackendrüsen auf, die ihre Produkte über Poren entleeren. Die Poren befinden sich auf Basalplatten, die Trichoskaliden tragen, oder in den Basalplatten direkt darüber.

Thorax und Abdomen

Der kurze Thorax hat eine dünne Kutikula und ist durch dünne Längs- und Querfalten deutlich in drei Plattenreihen unterteilt (Abb. 1). Er fungiert anscheinend als Bewegungsapparat für den Kopf, der zur Fortbewegung ein- und ausgezogen wird.

Das voluminöse Abdomen ist von einer kräftigen Lorica überzogen (Higgins und Kristensen, 1986), die sich im Falle der *Pliciloricus*-Arten (Abb. 1) in genau 22 Längsfelder (Plicae) unterteilt. Bei *Rugiloricus*-Arten sind es 30 bis 36 gleichförmige Längsfelder, die weniger deutlich ausgeprägt sind (Abb. 4a). Diese Unterteilung kommt bei beiden Gattungen durch kutikuläre Längsleisten zustande, welche die Lorica-Felder einrahmen. Am Vorderrand der Lorica von *Pliciloricus*-Arten trägt ein jedes der Längsfelder

deutliche doppelte Bögen, die von den Längsleisten gebildet werden (Abb. 3b). Bei *Rugiloricus*-Arten ist dieser Vorderrand der Lorica nicht so deutlich abgesetzt, da die Bögen fehlen. Ansonsten ist ein jedes Längsfeld entlang seiner Längsachse mindestens noch einmal sekundär durch eine feine Rille unterteilt. Die Oberfläche der Lorica ist in der Regel immer von einer feinen Ultrastruktur überzogen. Es kommen dabei sowohl wabenförmige als auch papillöse Oberflächenstrukturen vor. In ihrer Mitte trägt die Lorica eine Einschnürung. Sie markiert die Region, innerhalb derer die Nebentrückziehmuskeln des Thorax ansetzen. Die beiden Hauptrückziehmuskeln des Kopfes durchlaufen den gesamten Körper und er-

strecken sich rückseitig vom Kopf bis zum Hinterende. Auf der Bauchseite sind bei *Pliciloricus*-Arten zwei oder mehr Längsfelder zu einer größeren Platte verschmolzen (Abb. 1). Diese Platte sorgt für eine Abflachung der Bauchseite. Demgegenüber ist die Rückenseite der Lorica gewölbt. Die Bauchplatte ist außerdem durch fünf bis sieben transversale Kutikulaleisten versteift. Am Hinterende grenzt sich ein Endkegel durch eine Zick-zack-Linie von der übrigen Lorica ab. Dieser Endkegel ist bei *Pliciloricus*-Arten (Abb. 1) länger und deutlicher ausgebildet als bei *Rugiloricus*-Arten (Abb. 4a). Die kutikularen Längsleisten auf dem Endkegel sind einfach. Die transformierte Bauchplatte der *Pliciloricus*-Arten setzt sich im Endkegel fort. Sie

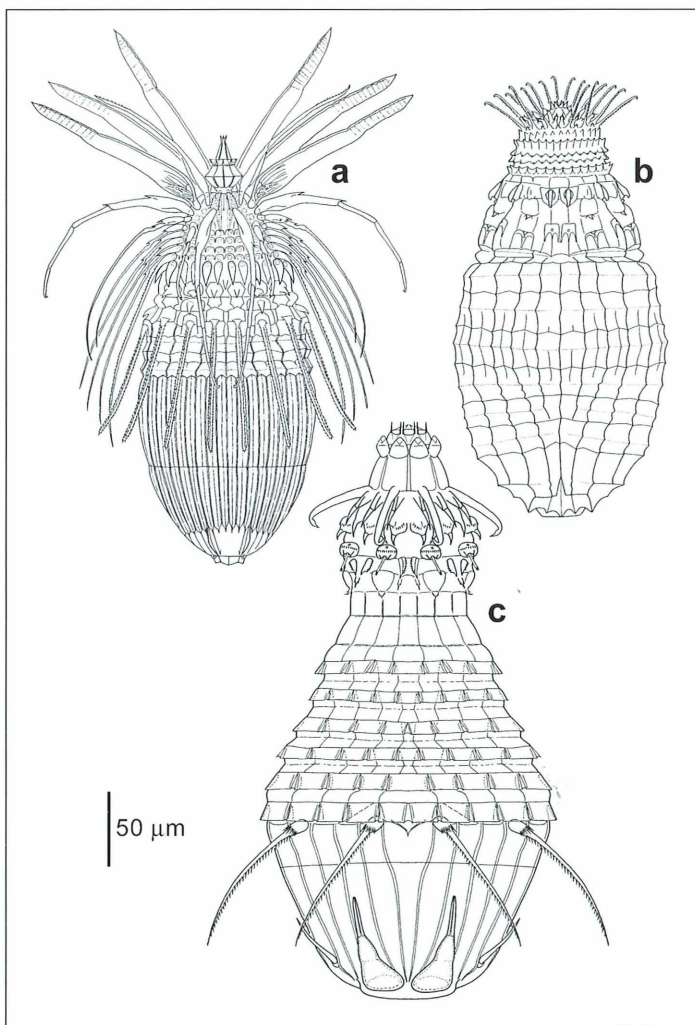


Abb. 4: Entwicklungsstadien einer unbeschriebenen *Rugiloricus*-Art in Bauchansicht. **a** Erwachsenes Männchen. **b** Zum Dauerstadium transformierte Postlarve (Typ I), die eine unvollständige Morphologie der Erwachsenen aufweist. **c** Higgin's-Larve.

ist dort von zwei kleinen Sinneswarzen flankiert und trägt eine deutliche runde- oder rosettenförmige Struktur unbekannter Funktion. Das Hinterende wird von einem Analfeld eingenommen, das durch etliche kleine Analplatten gebildet wird. Auf einigen Analplatten befinden sich weitere Sinnesorgane in Form von Warzen, aber auch Flosculi (Blümchen) (Gad, 2005). Außerdem erhebt sich vom Analfeld ein kleiner Analkegel, der den After trägt, der gleichzeitig als Öffnung zur Ausfuhr der Geschlechtsprodukte dient. Männliche Pliciloricidae verfügen über paarige, kleine und kurze Spicula (Begattungstacheln), die nur sichtbar werden, wenn sie aus dem After hervortreten. Die Geschlechtsorgane sind im Verhältnis zu dem kleinen Körper recht voluminös. Bei den Männchen liegen die sackförmigen Hoden rechts und links vom einfachen Magen-Darm-Trakt. Bei den Weibchen befinden sich in gleicher Lage die beiden Ovarien. Jedoch ist nur eines davon aktiv und stark vergrößert.

Die Postlarve, ein vielgestaltiges Entwicklungsstadium

Im Entwicklungszyklus der Loricifera gibt es neben den Larven und Erwachsenen noch ein weiteres Entwicklungsstadium. Nach der Metamorphose schlüpft aus der letzten Larvenhülle eine Postlarve, die unter Umständen auch als ein Jugendstadium angesehen werden kann. Der Begriff Postlarve geht auf frühe Untersuchungen an den Priapuliden zurück. Dort wird das aus dem letzten Larvenstadium geschlüpfte Jugendstadium als Postlarve bezeichnet, wenn es morphologisch von den Erwachsenen mehr oder weniger abweicht. Die Postlarve unterscheidet sich von den Erwachsenen in der Regel durch eine geringere Anzahl Skaliden sowie durch unreife Gonaden. Teilweise kann es sogar den gesamten Habitus betreffen, in der Form von papillösen Annuli, Tuberkelbesatz und Scheinsegmentierung des Schwanzes, wie bei der Postlarve von *Priapulus caudatus*. In diesem speziellen Fall wurde die Postlarve sogar als eine eigene Art, *Priapulus profundus* beschrieben. Die postlarvalen Merkmale gehen bei der Häutung zum erwachsenen Loricifera-Individuum verloren.

Für den Begriff Postlarve gibt es bisher keine genaue wissenschaftliche Definition. Es handelt sich dabei eher um einen historischen Begriff.

Denn anfänglich wurden Loricifera für Priapulidenlarven gehalten und später mit deren Terminologie beschrieben (Kristensen, 1983; Higgins und Kristensen, 1986).

Bei den Nanaloricidae ist die Postlarve freilebend, gleicht fast vollständig einem ausgewachsenen weiblichen Tier (Kristensen, 1991a; Kristensen und Brooke, 2002; Gad, 2004b), ist aber deutlich kleiner als die geschlechtsreifen Tiere, die später aus ihrer Exuvie schlüpfen. Vermutlich dient die Postlarve wie bei den Priapuliden (Higgins et al., 1993) dem postlarvalen Wachstum, da die Larven der Nanaloricidae deutlich kleiner als die erwachsenen Geschlechtstiere sind. Bei den Pliciloricidae sind die Larven deutlich größer als die Erwachsenen und bei ihnen tritt eine freilebende Postlarve der Nanaloricidae nicht auf. Es lässt sich beobachten, dass die Postlarve von Art zu Art schrittweise reduziert wird, in extremen Fällen bleibt nur noch eine dünne Schicht Kutikula übrig. Diese dünne Schicht umschließt die Erwachsenen während ihrer Metamorphose, die sich im letzten Larvenstadium vollzieht (Abb. 6d).

Die Postlarve als ein Ruhestadium?

Innerhalb der Gattung *Rugiloricus* lässt sich beobachten, dass die Postlarve bei einigen Arten reduziert, bei anderen jedoch deutlich transformiert wird (Higgins und Kristensen, 1986; Gad, 2004a). Im letzten Fall kann in ihrer Körperorganisation die kommende Morphologie der Erwachsenen zwar gut nachvollzogen werden, dennoch sind fast alle Merkmale nur als Vorstufen ausgebildet (Abb. 4b, 6a–c). So sind unter anderem die Kränze der Spinokaliden auf dem Introvert vollständig vorhanden (Abb. 6b). Aber die Spinokaliden selbst sind nur als kleine Vorstufen ausgebildet (Higgins und Kristensen, 1986; Gad, 2002, 2004a). Gleiches gilt für die Trichokaliden der kräftig entwickelten Nackenregion. Bei dieser Postlarve treten in der ersten Reihe späterer Basalplatten acht als stark vergrößerte Haken hervor (Abb. 4b, 6b). Dies ist ein Merkmal, das in dieser Form nur den Postlarven eigen ist und weder bei den Larven noch bei den Erwachsenen auftritt. Ein Mundkegel fehlt ebenso wie weitere Strukturen zur Nahrungsaufnahme. Der Thorax ist kurz, wenig flexibel und setzt sich kaum vom Abdomen ab. Das proportional große Abdomen ist bei diesem

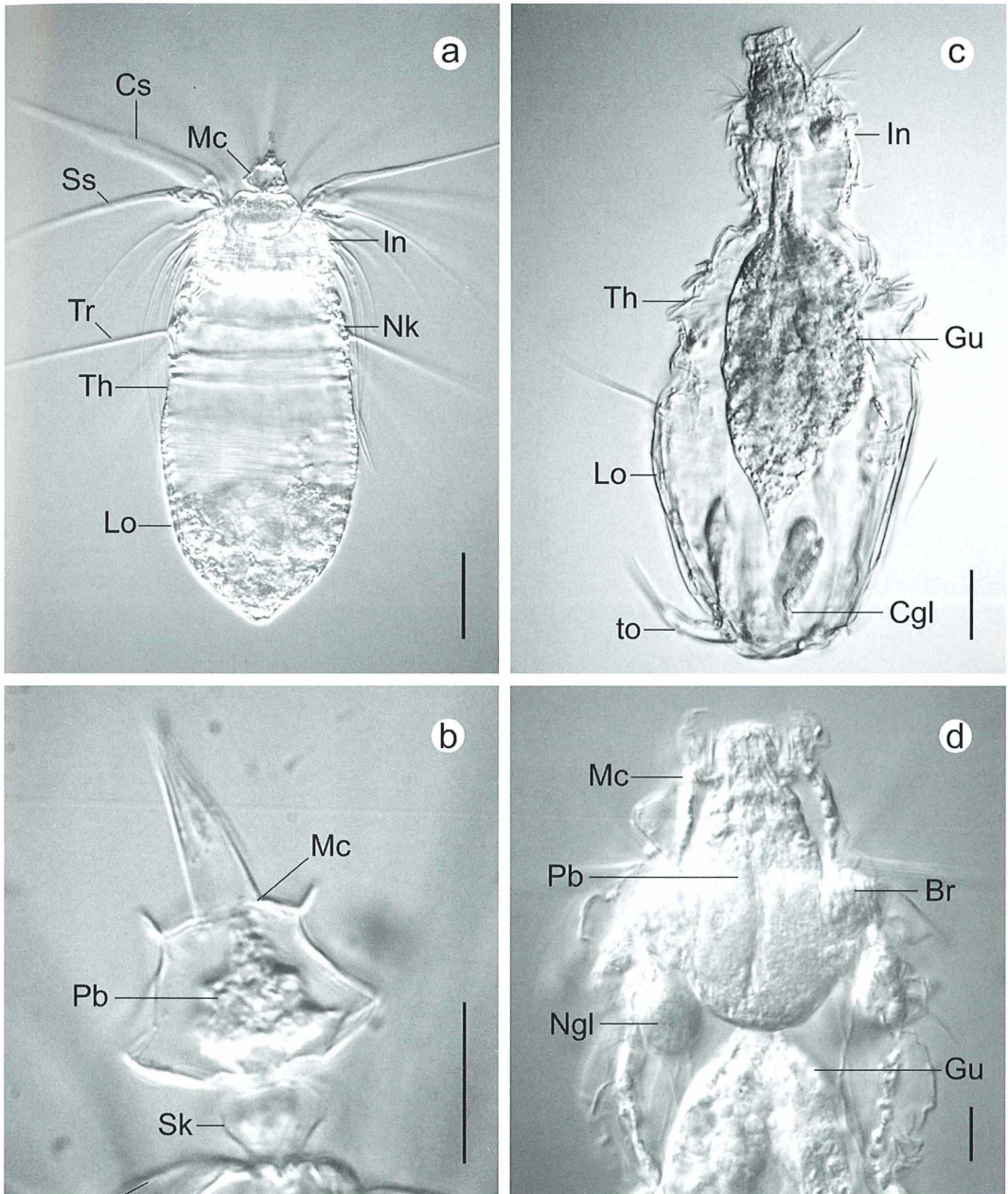


Abb. 5: Entwicklungsstadien einer unbeschriebenen *Rugiloricus*-Art. a Erwachsenes Männchen, dessen Körper in Mundkegel (Mc), Introvert (In) samt Clavoskaliden (Cs) und Spinokaliden (Ss), Nacken (Nk) einschließlich Trichoskaliden (Tr), Thorax (Th) und Lorica (Lo) unterteilt ist; Bauchansicht, Maßstabsstrich 50 μ m. b Mundkegel (Mc) des Erwachsenen mit Pharynx (Pb) und Mundkegelstiel (Sk), Maßstabsstrich 10 μ m. c Higgins-Larve, deren Körper ebenfalls in Introvert (In), Thorax (Th) und Lorica (Lo) unterteilt ist; gut sichtbar sind bei dieser Larve der Magen-Darm-Trakt (Gu) und die Zehendrüse (Cgl) samt Zehen (to) am Hinterende; Seitenansicht, Maßstabsstrich 50 μ m. d Kopf der Higgins-Larve, gut sichtbar sind Mundkegel (Mc), Pharynx (Pb), Gehirn (Br), Nackendrüse (Ngl) und Beginn des Magen-Darm-Traktes (Gu); Maßstabsstrich 10 μ m (DIK).

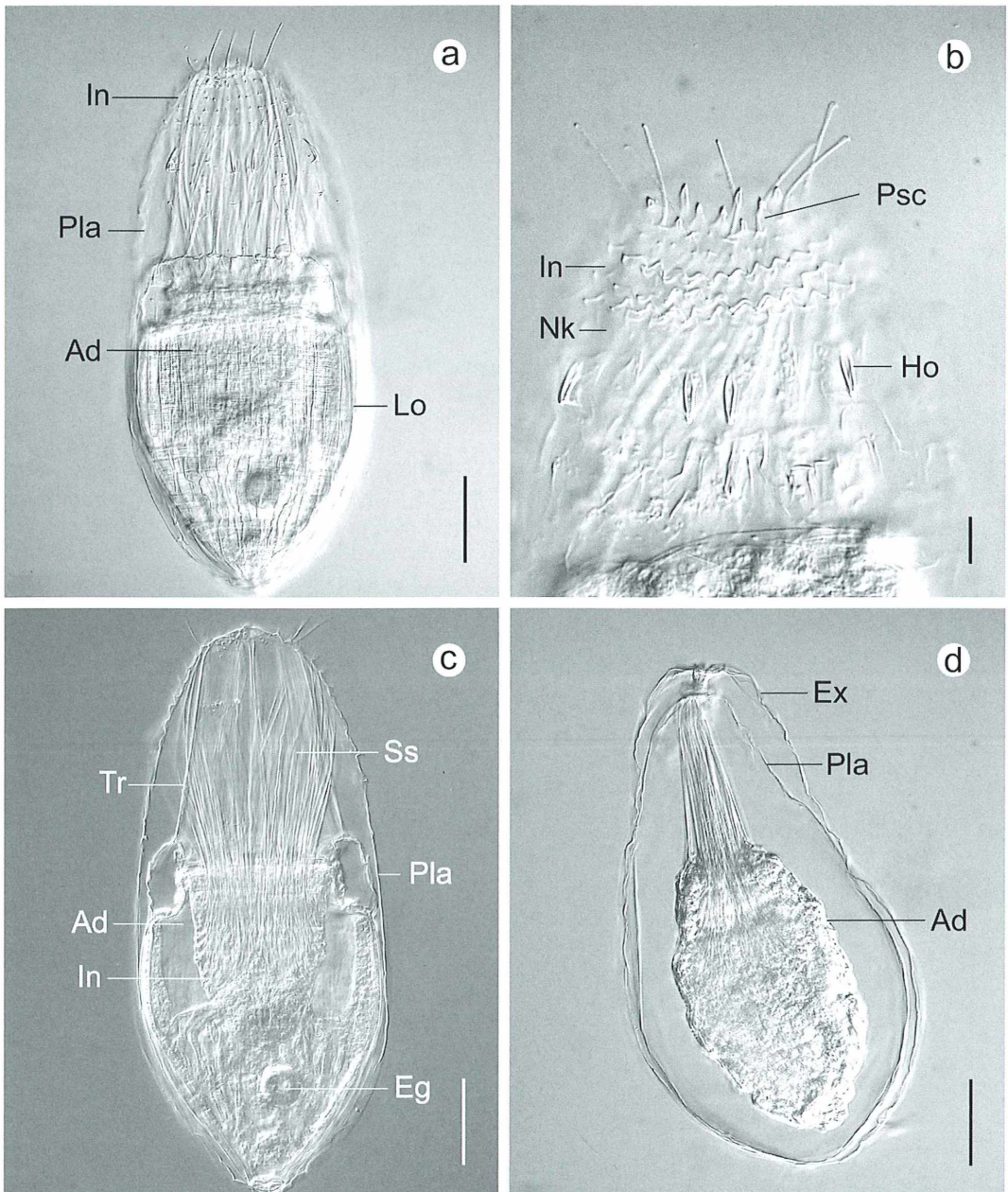


Abb. 6: *Rugiloricus*-Postlarven. a Typ I Postlarve (Pla) transformiert zum Dauerstadium, das ein geschlechtsreifes Weibchen (Ad) enthält, erkennbar unter anderem anhand der gut ausgebildeten Lorica (Lo). Die Merkmale der Postlarve sind vereinfacht ausgebildet wie das Introvert (In); Bauchansicht, Maßstrich 50 µm. b Introvert (In) der Postlarve mit Reihen an Protoskaliden (Psc) und Nacken (Nk) mit kräftigen Haken (Ho); Maßstrich 10 µm. c Postlarve (Pla), mit Blick auf ein eingeschlossenes Weibchen (Ad), erkennbar an dem fertigen Ei (Eg) im Ovar, das jedoch das Introvert (In) samt Trichoskaliden (Tr) und Spinoskaliden (Ss) eingezogen hat; Bauchansicht, Maßstrich 50 µm. d Postlarve (Pla), Typ II: Reduziert zu einer einfachen Lage Kutikula, die ein Männchen (Ad) enthält. Postlarve und kontrahierter Erwachsener sind noch in der Exuvie des letzten Larvenstadiums (Ex) eingeschlossen; Seitenansicht, Maßstrich 50 µm (DIK).

Postlarventyp nicht von einer Lorica bedeckt, wohl aber von einer kräftigen und zähen Kutikula. Anstelle von Längsfeldern, die eine Einheit und damit eine Lorica bilden, wie sie unter anderem für die erwachsenen *Rugiloricus*-Individuen charakteristisch ist, hat sich die abdominale Kutikula in kleinere, mehr oder weniger rechteckige Platten unterteilt (Abb. 4b). Diese Platten erinnern eher an den Thorax von Larven (Abb. 4c).

Diese morphologischen Merkmale lassen in ihrer Gesamtheit die Interpretation zu, dass es sich bei diesem Postlarventyp um ein Dauerstadium handelt (Gad, 2004a), in dem sich die Metamorphose zu den geschlechtsreifen Loricifera vollzieht (Abb. 6c). Die Postlarve selbst nimmt keine Nahrung auf, ist unbeweglich, verfügt aber über Klammer- beziehungsweise Haftorgane in Form kräftiger Haken. Diese Postlarve wäre folgerichtig mit einem Puppenstadium zu vergleichen, wie es für die Entwicklung holometaboler Insekten (wie zum Beispiel Schmetterlinge) charakteristisch ist.

Merkmale und Morphologie der Larven

Mundkegel und Schlund

Die Larven sehen anders aus als die Erwachsenen. Außerdem unterscheiden sich die *Pliciloricus*-Larven (Abb. 2) erheblich von den *Rugiloricus*-Larven (Abb. 4c, 5c). Sie verfügen über einen konischen Mundkegel, der nicht gestielt ist, sondern auf breiter Basis am Kopf ansetzt. Charakteristisch für die Larven der Pliciloricidae sind die äußeren und inneren Armaturen des Mundkegels, die den Larven der Nanaloricidae fehlen (Kristensen, 1991a und b; Kristensen und Gad, 2004). Bei den *Rugiloricus*-Larven finden sich drei Ringe äußerer Armaturen. Der erste Ring wird von sechs Plättchen gebildet, von denen sich mindestens zwei orale Stäbchen (Stylus) erheben. Der zweite Ring wird von sechs kleinen oralen Zähnnchen gebildet und der dritte Ring, der als der innerste die Mundöffnung umschließt, besteht aus sechs kleinen oralen Stiletten. Außerdem trägt die zweite Sektion des Mundkegels sechs Verschlussklappen (Higgins und Kristensen, 1986). Bei *Pliciloricus*-Larven fehlen diese Klappen und der äußere Ring mit Plättchen und oralen Stäbchen. Dafür sind die oralen Zähnnchen kräftiger ausgebildet und die oralen Stilette viel größer.

Der Mundöffnung folgt ein kurzer Schlundkanal, der auf ganzer Länge mit einer komplexen präpharyngealen Armatur umschlossen ist (Higgins und Kristensen, 1986; Kristensen, 1991b). Diese zylindrische Armatur weist eine hexagonale Symmetrie auf und besteht hauptsächlich aus sechs kutikularen Spangen, die miteinander verbunden sind. An ihrem Vorderende sind die Spangen von sechs kleinen Plättchen bedeckt, die zu einer äußeren Lage verschmolzen sind. An ihrem Ende ist die präpharyngeale Armatur mit dem großen Schlundmuskel verbunden, der zusammen mit dem aus acht Untereinheiten gebildeten Gehirn das Introvert ausfüllt. Der Schlundmuskel ist rund bis oval und sehr kräftig. Seine innere Wand ist bei den *Pliciloricus*-Larven mit fünf Reihen kleiner kutikularer Plättchen ausgekleidet. Die buccalen Armaturen der Larven sind kräftiger ausgebildet und weisen eine größere Vielfalt auf als die der Erwachsenen.

Introvert und Nacken

Der Kopf setzt sich aus Introvert und Nacken zusammen, wobei diese beiden Regionen nicht voneinander abgesetzt sind (Abb. 2) wie bei den Erwachsenen. Das Introvert trägt vier Reihen kurzer, stachelartiger oder hakenförmiger Skaliden. Deren Anzahl pro Reihe ist maximal halb so groß wie bei den Erwachsenen und beträgt daher nie mehr als 15 Stück. Acht Clavoskaliden bilden auch bei den Larven den ersten Kranz, sie sind in zwei bis vier Segmente unterteilt und sind immer die längsten aller Skaliden. Die Spinoskaliden des zweiten, dritten und vierten Kranzes sind bei *Pliciloricus*-Larven gleichförmig und bestehen immer aus zwei Segmenten: Einem basalen Segment mit breiter Basis und einem distalen stachelförmigen Segment. Während die Spinoskaliden der zweiten Reihe fast so lang sind wie die Clavoskaliden, sind sie in der dritten und vierten Reihe zwar von gleicher Struktur, jedoch deutlich in ihrer Länge reduziert. *Rugiloricus*-Larven haben anscheinend die zehn Spinoskaliden des zweiten Kranzes nicht vollständig ausgebildet. Bei einigen Arten finden sich noch kleine Reste davon, bei anderen Arten fehlen sie ganz. Außerdem sind die Skaliden bei den *Rugiloricus*-Larven generell deutlich kürzer und in dem vierten Kranz mehr hakenförmig transformiert als bei *Pliciloricus*-Larven.

Die Nackenregion trägt zwei Reihen Formationen, die zwar auch als Skaliden bezeichnet wer-

den (Higgins and Kristensen, 1986), bei denen jedoch der Verdacht besteht, dass es sich um Vorstufen von Trichoskaliden und ihnen zugeordnete Basalplatten handelt (Abb. 4c). Die Formationen bilden zwei verschiedene Typen, die alternierend und in Unterkränzen angeordnet sind. Besonders bei *Rugiloricus*-Larven erhärtet sich der Verdacht, dass die Formationen der letzten Reihe Vorstufen von Trichoskaliden sind. Außerdem verfügen gerade diese Larven im Bereich des Nackens über sieben Drüsen (Abb. 5d), die ihre Produkte über Poren in die Formationen des fünften Kranzes abgeben. Sollte es sich herausstellen, dass es sich dabei um Nackendrüsen wie bei den Erwachsenen handelt, dann hätte man damit ein deutliches Indiz für die Existenz einer larvalen Nackenregion gefunden. Dem Nacken folgt die Krause, ein Charakteristikum von Higgins-Larven der Pliciloricidae, welches den Larven der Nanaloricidae in dieser Form fehlt. Die Krause ist ein kurzer Abschnitt, deren Kutikula außergewöhnlich viele Längsfalten aufweist. Dies ist besonders gut in *Pliciloricus*-Larven zu sehen (Abb. 2). Diese Krause ist ein Verschlussapparat für den Thorax, wenn der Kopf eingezogen ist; er zeigt dann eine typische Struktur, die an ein Rad mit Speichen erinnert. Dieser Verschluss scheint mechanischer Natur zu sein, denn er bleibt geschlossen, selbst wenn sich die gesamten inneren Organe einer Larve aufgelöst haben (Abb. 3c, 6d).

Thorax und Abdomen

Der lange larvale Thorax (Abb. 2) ist in transversale Plattenreihen unterteilt und trägt keine Anhänge. Auf der Bauchseite befinden sich sechs und auf der Rückenseite fünf Plattenreihen. Die Einheit des Thorax erinnert an den Blasebalg eines Akkordeons und dürfte ebenso flexibel sein. Wie auch der Thorax der erwachsenen Tiere dient er als Bewegungsapparat für den Kopf. Auf der ventralen Übergangszone des Thorax zum Abdomen befinden sich zwei Paar anteriore Sinnesborsten (Abb. 2), die im Falle von *Rugiloricus*-Larven sehr lang sein können (Abb. 4c). Die larvale Lorica ist weniger deutlich ausgebildet als bei den Erwachsenen und trägt auf ihrer gesamten Länge tiefe Längsfalten anstelle von kutikularen Leisten. Das unverwechselbare Merkmal der Larven sind die Zehen auf der Bauchseite. Ihr Bau ist für beide Gattungen charakteristisch (Higgins und Kristensen, 1986). *Pliciloricus*-Larven ha-

ben lange röhrenförmige Zehen (Abb. 2) mit kaum verbreiterten Basen und die langen massiven Endstacheln verstärken deren insgesamt stachelartige Form. Die Zehen der *Rugiloricus*-Larven ähneln Düsen (Abb. 4c). Denn sie haben sehr breite kegelförmige Basen, kurze röhrenförmige Mittelstücke und ebenfalls kurze Endstacheln, die von Drüsengängen durchzogen werden. Man kann mit Sicherheit davon ausgehen, dass sich die Larven mit Hilfe der Zehen durch das Sediment schieben können. Außerdem stehen sie mit großen Drüsen in Verbindung. Diese Drüsen füllen den Hinterleib weitgehend aus (Abb. 5c), so wie die Geschlechtsorgane die Lorica der Erwachsenen. Die Drüsen deuten an, dass die Zehen auch als Haftorgane dienen könnten. Auch die Erwachsenen verfügen über Drüsen nahe dem Hinterende, die jedoch viel kleiner sind. Die zahlreichen Drüsentypen der Loricifera sind vermutlich der Grund, warum sie sich so ausgezeichnet an die Sedimentpartikel heften können und sich so schwer davon trennen lassen.

Am Hinterende der Larven befinden sich neben den Zehen drei Paar posteriore Sinnesborsten, die sich rund um den Analkegel anordnen. Bei *Pliciloricus*-Larven sind alle drei Paare gut ausgebildet und teils sehr lang (Abb. 2). Das zentrale Borstenpaar fehlt den *Rugiloricus*-Larven (Abb. 4c). Das Hinterende wird bei *Pliciloricus*-Larven von einem Endkegel gebildet, der sich aus zwei Reihen transversaler Platten und einem kleinen Analfeld zusammensetzt oder im Falle der *Rugiloricus*-Larven nur von einem großen rückseitigen Analfeld definiert wird.

Besondere Vermehrungsstadien

Die ungewöhnliche Postlarve, die zu einem Dauerstadium transformiert ist, wurde bereits vorgestellt. Wie außerdem erwähnt, verfügen die meisten Pliciloricidae über Stadien, die einer unisexuellen Vermehrung dienen und in dieser Form bei den Nanaloricidae nicht auftreten (Gad, 2002, 2004a). Bei Loricifera aus Tiefseeproben fällt auf, dass über 90% der Individuen Higgins-Larven sind und erwachsene Tiere nur vereinzelt auftreten. Etliche Higgins-Larven sind leere Exuvien, die bis zu 40 Eier enthalten können. Es liegt der Verdacht nahe, dass in den Entwicklungszyklen etlicher Pliciloricidae pädogenetische Larven (Larvenstadien,

die unbefruchtete Eier produzieren) auftauchen. Dies gilt besonders für *Rugiloricus*-Arten, bei denen ein spezielles letztes Larvenstadium vorkommt, das erheblich von den vorherigen Stadien abweicht (Kristensen, 2003; Gad, 2004a). Im Gegensatz zu den normalen Higgins-Larven hat diese pädogenetische Larve einen stark vereinfachten Körper, der keine klaren Grenzen mehr zwischen deren einzelnen Abschnitten erkennen lässt (Gad, 2004a). Der Rumpf ist sackförmig, die Skaliden des Kopfes liegen in stark reduzierter Form vor, und die Grenze zwischen Thorax und Abdomen wird nur durch die Rudimente zweier Sinnesborstenpaare markiert. Strukturen des Mundkegels sind nicht erkennbar, ebenso fehlen Zehen und Sinnesborsten des Hinterendes. Von den inneren Organen sind lediglich die äußere Muskulatur und vor allem das stark vergrößerte Ovarium ausgebildet. Eier, die im Ovarium gebildet werden, verbleiben im Uterus oder werden durch einen großen Porus am Hinterende abgegeben. Da die pädogenetischen Larven häufig in der Exuvie der vorherigen Higgins-Larve eingeschlossen sind, füllt sich diese mit Eiern. Die inneren Organe der pädogenetischen Larve zerfallen, ja sogar die Larve selber, nachdem das Ovarium die letzten Eier geformt hat. Dieser Umstand hat dazu geführt, dass noch vor kurzem die Higgins-Larven selber als pädogenetisches Stadium angesehen wurden (Gad, 2002), da das Stadium, welches tatsächlich die Eier produziert, nicht bekannt war.

Verbreitung von *Pliciloricidae* in der Tiefsee

Die bisher bekannten Arten der *Pliciloricidae* stammen von der Küste North Carolinas, USA, und wurden wie die Vertreter der *Nanaloricidae* aus grobem Sand extrahiert (Higgins und Kristensen, 1986). Mit *Pliciloricus badalis* wurde nicht nur die erste Loricifera-Art in der Tiefsee gefunden, sondern auch die erste Art in lehmigem Weichboden nachgewiesen (Kristensen und Shirayama, 1988). Mittlerweile gilt als sicher, dass Loricifera weltweit verbreitet sind. Sie wurden in fast allen Meeresgebieten entdeckt und kommen in einer Wassertiefe von 7 bis 8.260 m vor (Todaro und Kristensen, 1989; Kristensen, 2003).

Vertreter der *Pliciloricidae* leben anscheinend in fast jedem Typ von Sedimenten (Gad, 2002, 2004a und b). Sie bewohnen regelmäßiger als

erwartet feine Sedimente, wie sie in der Tiefsee weit verbreitet sind. Aus der Häufigkeit der Loricifera in Tiefseeproben lässt sich gegenwärtig schließen, dass sie reinen Schlick anscheinend meiden. Der Umweltparameter, der ihre Verbreitung zu steuern scheint, ist weniger die Beschaffenheit des Sediments als vielmehr ein geringer Nährstoffgehalt. Rätselhaft bleibt ihre extrem punktuelle Verteilung und, auf die Fläche bezogen, ihre geringe Häufigkeit im Vergleich mit anderen Tiergruppen der Meiofauna. In den meisten Proben von küstennahen Habitaten kommen sie nicht vor, in einigen Proben finden sich ein paar Tiere, und in ganz wenigen Proben sind sie gut vertreten. In der Tiefsee kommen Loricifera regelmäßiger vor, jedoch stets in geringen Dichten. Nach Hochrechnungen, basierend auf den letzten Auswertungen von Tiefseeproben, bewohnen sie geeignete Sedimente mit durchschnittlich 200 Individuen pro Quadratmeter. Verglichen mit anderen Taxa der Meiofauna ist dies eine geringe Anzahl. So befinden sich auf einem Quadratmeter rund 5.000 Ruderfußkrebse (Copepoden) und 10.500 Fadenwürmer (Nematoden). Loricifera haben schätzungsweise nur einen Anteil von 0,1–0,3% an der Besiedlungsdichte der Meiofauna der Tiefsee. Die meisten Arten aus der Tiefsee gehören zu völlig neuen Taxa, die den *Pliciloricidae* nahe stehen (Gad, 2001, 2002). Nur 25% der Loricifera sind unbekannte *Rugiloricus*- oder *Pliciloricus*-Arten.

Danksagung

Mein besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. Horst Kurt Schminke für seine Unterstützung meiner Arbeiten über Loricifera.

Literaturhinweise

- Gad, G.: Die Tiefsee als Fundgrube neuer Loricifera Taxa. *Terra Nostra* 6, 34 (2001).
- Gad, G.: New light on deep-sea Loricifera. *Deep-Sea Newsletter* 32, 4–5 (2002).
- Gad, G.: The Loricifera fauna of the plateau of the Great Meteor Seamount. *Archive of Fishery and Marine Research* 5, 9–29 (2004a).
- Gad, G.: A new genus of *Nanaloricidae* (Loricifera) from deep-sea sediments of volcanic origin in the Kilinailau Trench north of Papua New Guinea. *Helgolander Marine Research* 58, 40–53 (2004b).
- Gad, G.: Die Loricifera (Korsettträgerchen) – Winzlinge aus den Sandböden der Ozeane, Teil 1: Die *Nanaloriciden*. *Mikrokosmos* 94, 49–61 (2005).

- Giere, O.: Meibenthology: The microscopic fauna in aquatic sediments. Springer Verlag, Berlin 1993.
- Gould, S. J.: Ontogeny and Phylogeny. Belknap Press of Harvard University, Cambridge (Mass) 1977.
- Higgins, R. P., Kristensen R. M.: New Loricifera from Southeastern United States coastal waters. Smithsonian Contributions to Zoology 438, 1–70 (1986).
- Higgins, R. P., Kristensen, R. M.: Loricifera. In: Higgins, R. P., Thiel, H. (eds.): Introduction to the study of meiofauna. Smithsonian Institution Press, Washington D.C. 1988.
- Higgins, R. P., Storch, V., Shirley, T. C.: Scanning and transmission electron microscopical observations on the larvae of *Priapulus caudatus* (Priapulida). Acta Zoologica 74, 301–319 (1993).
- Kristensen, R. M.: Loricifera, a new phylum with Aschelminthes characters from the meibenthos. Zeitschrift für Zoologische Systematik und Evolutionsforschung 21, 163–180 (1983).
- Kristensen, R. M.: Loricifera – A general biological and phylogenetic overview. Verhandlungen der Deutschen Zoologischen Gesellschaft 84, 231–246 (1991a).
- Kristensen, R. M.: Loricifera. In: Harrison, F. W. (ed.): Microscopic anatomy of invertebrates, Vol. 4: Aschelminthes. Wiley-Liss, New York 1991b.
- Kristensen, R. M.: An introduction to Loricifera, Cyclophora, and Micrognathozoa. Integrative and Comparative Biology 42, 641–651 (2002).
- Kristensen, R. M.: Loricifera. In: Hofrichter, R. (Hrsg.): Das Mittelmeer – Fauna, Flora, Ökologie. Bd. II/1, Bestimmungsführer. Spektrum Verlag, Heidelberg 2003.
- Kristensen, R. M., Brooke, S.: Phylum Loricifera. In: Young, C. M. (ed.): Atlas of marine invertebrate larvae. Academic Press, San Diego 2002.
- Kristensen, R. M., Gad, G.: *Armorloricus*, a new genus of Loricifera (Nanaloricidae) from Trezen ar Skoden (Roscoff, France). Cahiers De Biologie Marine 45, 121–156 (2004).
- Kristensen, R. M., Shirayama, Y.: *Pliciloricus badalis* (Pliciloricidae), a new loriciferan species collected from the Izu-Ogasawara Trench, Western Pacific. Zoology Science (Japan) 5, 875–881 (1988).
- Todaro, M. A., Kristensen, R. M.: A new species and first report of the genus *Nanaloricus* (Loricifera, Nanaloricidae) from the Mediterranean Sea. Italian Journal of Zoology 65, 219–226 (1989).
- Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Spezielle Zoologie – Erster Teil: Einzeller und wirbellose Tiere. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
- Verfasser:** Dipl. Biol. Gunnar Gad, Fakultät V (Mathematik und Naturwissenschaften), Institut für Biologie und Umweltwissenschaften, AG Zoosystematik und Morphologie, Carl von Ossietzky Universität Oldenburg, D-26111 Oldenburg, e-mail: gunnar.gad@mail.uni-oldenburg.de

Buchbesprechung

Hoffmann, D., Laitko, H., Müller-Wille, St.: **Lexikon der bedeutenden Naturwissenschaftler, Band I–III.** Spektrum Akademischer Verlag, Elsevier, Heidelberg 2003/2004, ca. 1.500 Seiten, ca. 1.200 Schwarzweiß-Abbildungen, gebunden, Gesamtausgabe Buch € 387,00, ISBN 3-8274-0400-2, Gesamtausgabe CD € 387,00, ISBN 3-8274-0404-5, Gesamtausgabe Buch + CD € 580,50, ISBN 3-8274-0403-7.

Jeder, der eine besondere Affinität zur Historie der Naturwissenschaft und damit zu den Persönlichkeiten empfindet, die im Laufe der Menschheitsgeschichte auf Grund ihrer jeweils spezifischen Fähigkeiten Meilensteine in dieser Wissenschaftsdisziplin gesetzt ha-



ben, wird erfreut sein, dass dieses Lexikon-Werk nun vollumfänglich auf dem Buchmarkt erhältlich ist. Es wurde von drei in der Wissenschaftshistorie ausgewiesenen Personen zusammengestellt und herausgegeben. Das Ergebnis dieser Bemühungen kann nur be-

wundert und begeistert aufgegriffen werden. Über die erwartungsgemäß kompilierten Lebensdaten bedeutender Naturwissenschaftler hinaus finden sich über 50 Essays, die sich intensiv auf ganz herausragenden Persönlichkeiten konzentrieren.

Sicher, es ist ein relativ hoher finanzieller Gegenwert, den man aufbringen muss, um in den Besitz dieser drei Bände – möglicherweise sogar zusammen mit der dazugehörigen CD – zu kommen. Hat man aber diese Klippe genommen, wird man sicherlich nicht enttäuscht sein über das, was man erworben hat. Die Bücher stellen einen ausgiebigen Informationsfundus zur Historie der Naturwissenschaft(ler) dar, wie man ihn derzeit wohl nirgends sonst in vergleichbarer Form finden dürfte.

Thomas Gross, Heidelberg

Nachricht

Informationskampagne „nanoTruck“ – Der Erfolgsschlag des BMBF tourt zwei weitere Jahre durch Deutschland

Die Informationskampagne *nanoTruck: Reise in den Nanokosmos – Die Welt kleinster Dimensionen* ist ein gemeinsames Projekt des Bundesministeriums für Bildung und Forschung (BMBF) und der Initiative Wissenschaft im Dialog (WiD).

Aufgrund des großen Erfolgs wird sie bis 2006 verlängert. Das Projekt informiert Besucher aus erster Hand über den aktuellen Forschungsstand und die Entwicklungspotenziale der Nanotechnologie. Kern-

stück der Aktion ist der nanoTruck, der seit Januar 2004 in Deutschland unterwegs ist. In den vergangenen Monaten besuchten bereits mehr als 120.000 Interessierte die Veranstaltungen der Informationskampagne. Anmeldungen für Veranstaltungen in den Jahren 2005 und 2006 sind ab sofort unter www.nanotruck.de möglich.

Nach dem Start der Informationskampagne im Januar 2004 war der nanoTruck innerhalb von weni-

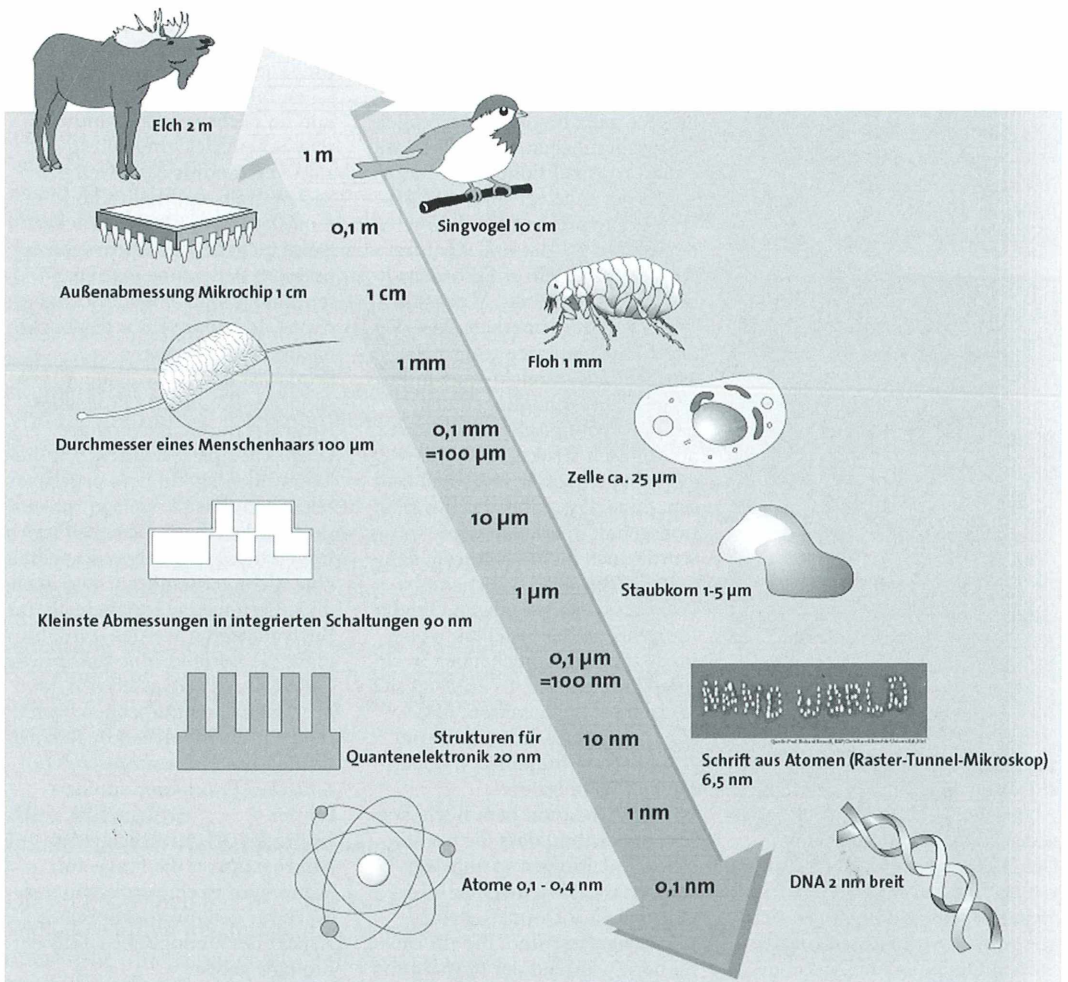


Abb. 1: Skala als Hilfe zum Größenvergleich bis hinab in die Nano-Welt.

gen Wochen komplett ausgebucht. An insgesamt 240 Einsatztagen besuchte das Info-Mobil 100 Orte in der gesamten Bundesrepublik. Mehr als 200 Anmeldungen konnten im Jahr 2004 nicht mehr berücksichtigt werden. Aufgrund dieser hohen Nachfrage und der positiven Resonanz in der Bevölkerung wird die Initiative des BMBF nun für zwei Jahre verlängert.

Ziel der Kampagne ist es, über Grundlagen, Anwendungsgebiete und Zukunftspotenziale der Nanotechnologie zu informieren und den Dialog zwischen Wissenschaft und Öffentlichkeit zu fördern. Vor Ort angekommen verwandelt sich der Truck in eine mobile Erlebniswelt und bietet auf rund 60 Quadratmetern Raum für Wissenschaft „live“. Mehr als 30 Ex-

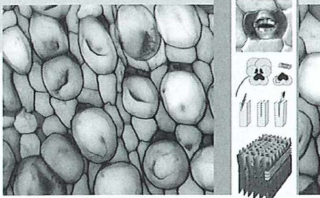
ponate, darunter Messgeräte, die Atome sichtbar machen, und Materialien mit verblüffenden Eigenschaften, vermitteln auf anschauliche Weise die faszinierende Welt der Nanotechnologie. Das Programm umfasst Führungen durch die Ausstellung, Tage der offenen Tür, Vorträge und Diskussionsrunden. Multimedialpräsentationen, eine Lasershow sowie ein Gewinnspiel zur Nanotechnologie runden das Angebot ab. Der Truck wird auf seiner Tour von erfahrenen Wissenschaftlern begleitet, die Fragen der Besucher aus erster Hand beantworten und in Vorträgen die Welt der Nanotechnologie auch dem technischen Laien erschließen. Die Skala in Abbildung 1 zeigt einen Vergleich von Dimensionen bis hinab in den Nanobereich.

Buchbesprechung

Wanner, G.: Mikroskopisch-Botanisches Praktikum. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2004, 243 Seiten, ca. 440 durchgängig vierfarbige Abbildungen, kartoniert, € 24,95, ISBN 3-13-440312-9.

Mikroskopisch-Botanisches Praktikum

Gerhard Wanner



Thieme

Was noch in ersten Verlagsankündigungen als die 12. Auflage von Nultsch und Grahl's Praktikumsanleitung angekündigt wurde, erscheint nun – zu Recht – als ganz neues Buch zum alten Thema. Das Werk, welches Georg Wanner vorlegt, hat kaum noch etwas gemein mit seinem Vorgänger, sieht man einmal von den (meist) klassischen Objekten und Methoden ab. Es besticht bereits beim ersten Hineinschauen. So ist es ge-

lungen, in einem sehr leserfreundlichen Layout den Stoff darzustellen. Als ganz besonders erfreulich ist hervorzuheben, dass Schemata, 3D-Rekonstruktionen und Fotos vierfarbig angelegt sind, was bislang in entsprechenden Lehrbüchern kaum der Fall war, und das alles zu einem außerordentlich moderaten Preis. Weiterhin ist positiv zu vermerken, dass die vielfach eingefügten transmissionss- und rasterelektronenmikroskopischen Abbildungen den lichtmikroskopischen Aspekt der anatomisch-strukturellen Gegebenheiten besser verstehen lassen, ohne dass dabei der Informationsgehalt überladen wird. Es wurde auch nicht vergessen, den mit bloßem Auge wahrnehmbaren Aspekt des jeweiligen Objekts fotografisch darzustellen, wobei im Text ein entsprechender Steckbrief zu finden ist. Es erübrigt sich fast darauf hinzuweisen, dass sämtliches Illustrationsmaterial von überdurchschnittlich hoher Qualität geprägt ist. Für die Arbeit mit dem Buch ist es sehr angenehm, dass die praktischen Anleitungen so angelegt sind, dass die wichtigsten Informationen auf Doppelseiten zusammengefasst sind, die ein Umblättern während der Präparation unnötig machen. Weitere positive Aspekte sind Maßbalken mit

Maßangaben in den mikroskopischen Bildern, maßstabsgetreue und im Farbverhalten authentische Schemazeichnungen sowie zum Verständnis des jeweiligen Sachverhalts optimale Abbildungslegenden. Die natürlicher Weise nicht immer jedem Nutzer präsent Bedeutung von Fachtermini kann in einem informativen Glossar am Ende des Buches nachgelesen werden.

Primär ist das vorliegende *Mikroskopisch-Botanische Praktikum* natürlich für die universitäre Lehre konzipiert worden, um Biologiestudenten mit dem prüfungsrelevanten Basiswissen zur mikroskopischen Anatomie der Pflanzen vertraut zu machen. Es sollte aber nicht verwundern, dass auch im außeruniversitären Bereich das Buch eingesetzt werden wird. So plant die *Berliner Mikroskopische Gesellschaft*, zeitversetzt zu ihren normalen Übungsabenden basierend auf diesem neuen Buch einen Extra-Kurs *Mikroskopisches botanisches Praktikum* durchzuführen.

Es drängt sich natürlich jedem Mikroskopiker die Frage auf: Wann wird es ein vergleichbares Werk für den mikroskopischen Aspekt des zoologischen Teils der Biologie geben?

Klaus Hausmann, Berlin

Altes Stück in neuem Glanz – Adaptation einer modernen LED-Beleuchtung an ein historisches Mikroskop

Rudolf Drews

Das Interesse am Mikroskopieren steht zur Zeit in umgekehrtem Verhältnis zu der Menge neuer und antiquarisch käuflicher Mikroskope, welche auf dem Markt – wie ein Blick auf die einschlägigen Internetseiten lehrt – teils zu Dumpingpreisen angeboten werden. Die Ursachen sind vielfältig. Von dieser Situation jedoch profitieren Einsteiger und Freunde alter schöner Mikroskope.

Mechanisch und optisch einwandfreie Mikroskope zum Beispiel von Leitz oder Zeiss aus den 60er Jahren erfüllen voll ihren Zweck. Sie sind oft nicht nur wesentlich preiswerter als neue Geräte vergleichbarer Ausstattung, sondern sie behalten auch ihren Wiederverkaufswert. Ähnliches gilt für die Messingmikroskope, beispielsweise die aus den zwanziger Jahren. Nicht nur, dass sie häufig mit einem Drehtisch ausgestattet sind, was ihren Gebrauchswert erhöht, sondern auch der seinerzeit beliebte und bei der Hellfeldmikroskopie recht nützliche Abbe-Kondensor ist ein Vorteil gegenüber herkömmlicher Neuware. Zu damaliger Zeit erfolgte die Beleuchtung gewöhnlich mit Tageslicht mittels eines Mikroskopspiegels. Die Nachteile sind bekannt, und nicht ohne Grund haben heute auch einfache Mikroskope eine Ansteckleuchte oder eine eingebaute Beleuchtung. Eine einfach auszuführende Aufwertung eines hinsichtlich der Beleuchtung unmodernen Mikroskops, ohne das ursprüngliche Design wesentlich zu verändern, macht auch dieses wieder für den Hobbymikroskopiker attraktiv.

Altes Mikroskop mit künstlicher Hellfeldbeleuchtung

Die im Folgenden beschriebene künstliche Hellfeldbeleuchtung macht ein altes Mikroskop mit oder ohne Spiegel zu einem voll einsatzfähigen, vom Tageslicht unabhängigen Gerät. Dank technischen Fortschritts hat ja seit längerem die



Abb. 1: LED-Leuchte, eingeklebt in ein schwarz eingefärbtes Holzbrettchen.

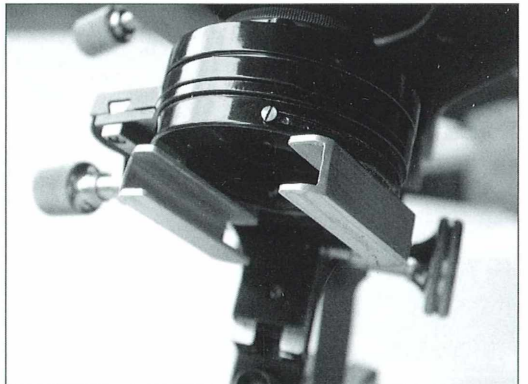


Abb. 2: Am Rahmen der Irisblende angeklebte Aluminium-Führungsschienen.

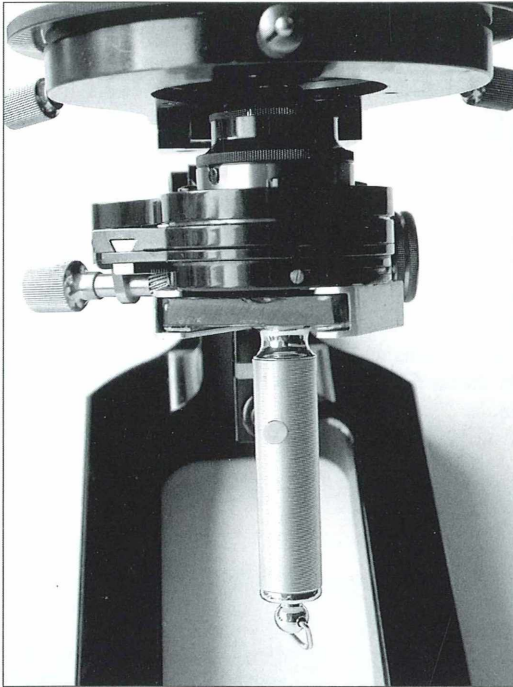


Abb. 3: Funktionsbereite LED-Leuchte an einem WINKEL-Messingmikroskop.

LED-Beleuchtung in der Mikroskopie Einzug gehalten. So können LED-Mikroskopleuchten (mit Netzteil), die man anstelle des Spiegels unter dem Kondensor montiert, über den Fachhandel bezogen werden. Durch Spannungsänderung am Netzteil lässt sich die Lichtintensität in Stufen verändern. Stufenlos geht es mit einem zwischengeschalteten Dimmer.

Aber es geht preiswerter und dazu noch netzunabhängig! Allerdings muss die Lichtintensität mit Filtern angepasst werden. Als äußerst willkommen für diesen Verwendungszweck erweisen sich die überall erhältlichen LED-Schlüsselanhänger. Die Preisspanne liegt zwischen 1,80 und 15,00 Euro, je nach Ausstattung, Design und Bezugsquelle. Am besten eignen sich zylindrische Leuchten mit einem An/Aus-Schalter. Da diese Wunderlampen an die 100 Stunden ihr Licht abgeben, könnte man also etliche Tage hintereinander ohne Batteriewechsel mikroskopieren.

Für die Montage werden lediglich ein Holzbrettchen, zwei Alu-U-Leisten sowie Zweikomponentenkleber benötigt. Die Aluleisten dienen als Führung für das Holzbrettchen, in dessen

Zentrum die LED-Leuchte eingeklebt ist (Abb. 1). Die Führungsleisten werden entweder unter den Filterhalter oder den Aperturbliendenrahmen geklebt (Abb. 2). Damit das Brettchen gut in den Rahmen passt, sollten die Aluleisten mit eingeschobenem Brettchen angeklebt werden. Die LED-Leuchte wird so in das Brettchen geklebt, dass eine kleine Vertiefung bleibt, in die man ein Lichtdämpfungsfilter oder eine Streuscheibe zur Homogenisierung der Leuchtfläche einlegen kann.

Die platz sparende Beleuchtungseinrichtung, wie sie hier beschrieben ist (Abb. 3), lässt nicht nur die ursprüngliche Verwendungsmöglichkeit des Spiegels unbehelligt, sondern erweist sich auch gerade wegen der Netzunabhängigkeit als ideale Ausstattung eines Exkursionsmikroskops.

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



Mikroskope Stereomikroskope Mikrotome Kaltlichtbeleuchtung Refraktometer

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



STEREOMIKROSKOP E-REIHE



MIKROSKOP F-REIHE

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>

Software für Sammler – AskSam ist ein Programm für viele Zwecke

Norbert Gregor Günkell

Mikroskopiker sind notorische Sammler: Präparationsrezepte, Literaturhinweise, Aufsätze, Web-Seiten, eigene Ergebnisse, Bilder, Grafiken, Notizen. Das alles will organisiert und verwaltet werden. Das Programm AskSam kann mikroskopierenden PC-Besitzern das Leben enorm erleichtern.

Wer mikroskopiert, ist immer auch ein Sammler – und zwar zwangsläufig. Um dieses Hobby ernsthaft zu betreiben, müssen nun einmal viele Informationen zusammengetragen werden. Die Älteren unter uns haben das vermutlich noch ganz klassisch mit Zettelkasten und Karteikarten begonnen und vielleicht bis heute weitergeführt. Aber Hand aufs Herz: Ein wenig umständlich ist das schon. Eine Kartei für die Literatur, eine Kartei für die Präparationsrezepte, eine Kartei für die Fundstellen in Zeitschriften, eine Kartei für die eigenen Untersuchungsergebnisse, eine Kartei für die Projekte, die man schon immer mal in Angriff nehmen wollte, eine Kartei mit den Adressen von Gleichgesinnten. Aber was ist mit informativen Internet-Seiten? Da macht eine Karteikarte mit einer Web-Adresse wenig Sinn.

Viel praktischer wäre es doch, solche Seiten sinnvoll organisiert auf dem eigenen Computer speichern zu können. Martin Kreutz (2003) hat ja im MIKROSKOSMOS ausführlich erläutert, welche Bedeutung das Internet für den Mikroskopiker heute gewonnen hat und wie viele Informationen man nun einmal zusammensuchen muss – erst recht, wenn man an eine Veröffentlichung seiner Ergebnisse denkt.

Die Lösung heißt AskSam

Wer einen PC hat, der ist der Lösung des Problems schon recht nah – und zwar ohne dass er sich auf komplizierte Datenbanken einlassen müsste, deren Programmierung mehr Zeit und Energie verschlingt als die Pflege eines ganzen

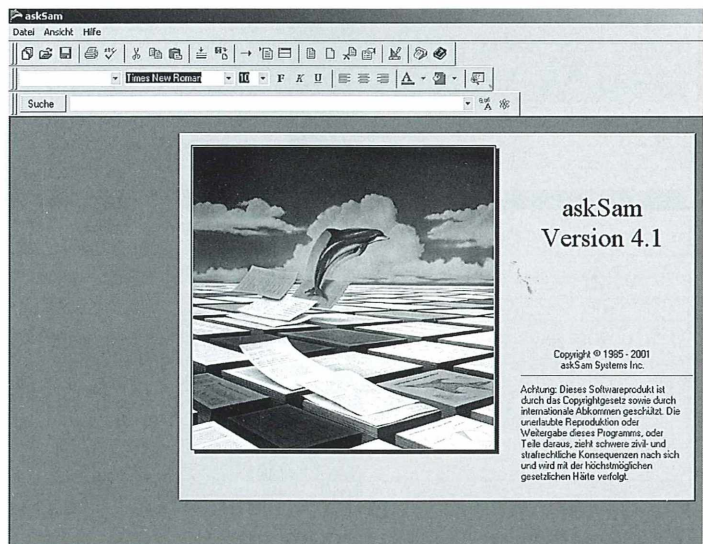


Abb. 1: So begrüßt AskSam seinen Benutzer.

Zimmers voller Zettelkästen. Es gibt in der Tat ein einfach zu bedienendes Programm, das mit den vielen Daten zurechtkommt, die sich heute bei einem Mikroskopiker ansammeln: Word-Dokumente, Web-Seiten, Bilder, Grafiken, Informationen aus „echten“ Datenbanken wie dBase, eigene Notizen. Das alles kann in einer einzigen Datei kunterbunt mit einander gemixt werden und niemand braucht etwas zu programmieren. AskSam heißt diese Software (Abb. 1). In der aktuellen Version 5.0 ist das kein preiswerter Spaß, zugegeben. Aber die Vorgänger-Version 4.1 ist 2003 bereits frei gegeben worden und in der Folge auf CDs der einen oder anderen Computerzeitschrift (zum Beispiel PCgo 1/2003) verteilt worden. Die Unterschiede zwischen beiden Versionen sind jedenfalls für unsere Zwecke gering und sicher keine Hunderte von Euro wert.

Dank einer ausführlichen Hilfe-Funktion ist es möglich, auf ein Handbuch zu verzichten, das auf den CDs nicht mitgeliefert wird. Beispielda-

teien ermöglichen zudem eine schnelle Nutzung, weil Standardanwendungen mit vordefinierten Eingabemasken mitgeliefert werden. An die Hardware stellt die Software keine großen Ansprüche. Jede Maschine, die Windows 98 laufen lassen kann, wird mit AskSam fertig, das sich beim Festplatten-Verbrauch erfreulich zurückhält. Mit späteren Windows-Versionen gibt es keine Probleme, es müssen keine Zusatztools installiert werden.

Die Vorteile von AskSam

Die großen Stärken des kleinen Programms sind seine Schnelligkeit und seine ungeheure Flexibilität. Die Software erlaubt es, alle möglichen Datei-Arten zu importieren und daraus ein AskSam-Dokument innerhalb einer Datei oder gleich eine ganze Datenbank wie beim Import von Datensätzen aus dBase zu machen. Die allerneueste Version 5.0 importiert auch

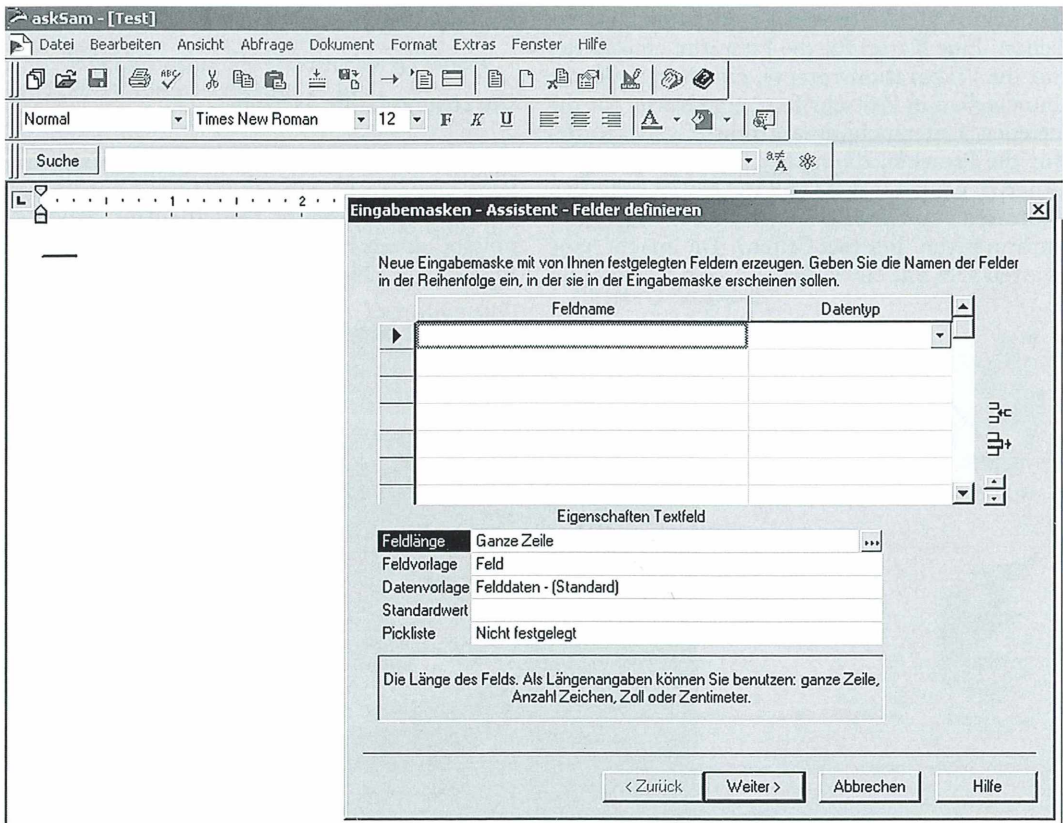


Abb. 2: Der Assistent hilft, eine Eingabemaske für eine neue Datenbank zu definieren.

Acrobat-Dokumente, die kostenlose Version 4.1 nicht. Aber man kann Text aus Acrobat-Dateien über die Zwischenablage einfügen. Sowohl beim Import als auch beim Export von Dokumenten oder ganzen Dateien werden Formatierungen soweit wie möglich gewahrt.

Anlage einer AskSam-Datei

Angenommen, es soll endlich eine Aufstellung von Untersuchungsergebnissen entworfen werden mit allen Elementen in einer logischen Reihenfolge, wie man sie von seinen Karteikarten her kennt. In AskSam 4.1 legt man dazu eine neue Datei an und bekommt gleich die Gelegenheit, die Datenfelder zu definieren (Abb. 2). Sinnvoll ist es, sich die Struktur dieser Eingabemaske schon einmal zuvor auf einem

Blatt Papier notiert zu haben, vielleicht soll sie doch ein wenig anders aussehen als die Karteikarten. Dann braucht man jetzt nur die Datenfelder anzugeben und welches Format sie haben sollen: Nur Text, nur Zahlen oder Datum und Uhrzeit? Auf Wunsch fügt AskSam das automatisch ein. Für jedes Feld kann die Länge des Eintrags vordefiniert werden – aber man kann auch die Dateneingabe von solchen Begrenzungen freistellen. Dann passen beliebig lange Eintragungen in jedes Text- oder Zahlenfeld. Allerdings entfällt dann die bequeme Möglichkeit, bei der Dateneingabe mit dem Tabulator in das nächste Eingabefeld zu springen. Wer diversen Kriterien gerecht werden will, der kann zu jeder Datei mehrere Eingabemasken anlegen.

An jeder beliebigen Stelle einer Datei kann ein Dokument ohne Eingabemaske eingefügt werden. Vielleicht eine Notiz zu einer interessanten

The screenshot shows the AskSam software interface. At the top is a menu bar with options: Datei, Bearbeiten, Ansicht, Abfrage, Dokument, Format, Extras, Fenster, Hilfe. Below the menu is a toolbar with various icons for file operations and editing. A search bar contains the text 'Foissner'. The main text area displays a search result for 'Foissner, W.; Blatterer, H.; Berger, H.; Kohmann, F. (1991): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems. Band I: Cyrtophoria, Oligotrichida, Hypotricha, Colpodea. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 1/91.' Below this, a table shows search results for 'Gefunden: 14' documents. The table has three columns: Treffer, Erste Zeile, and Kontext. The first row is highlighted, showing the search result for 'Foissner, W.'.

Treffer	Erste Zeile	Kontext
1	Hausmann, Klaus/ Foi...	Foissner Wilhelm (1986):
1	Foissner, Wilhelm (19...	Foissner, Wilhelm (1967):
1	Berger, Helmut;	Foissner; Fritz Kohmann:
1	Foissner, Wilhelm:	Foissner, Wilhelm:
1	Foissner, W.;	Foissner, W.; Blatterer, H.; Berger, H.; Kohmann, F.
1	Foissner, W.;	Foissner, W.; Berger, H.; Kohmann, F.
1	Foissner, W.;	Foissner, W.; Berger, H.; Kohmann, F.
1	Foissner, W.;	Foissner, W.; Blatterer, H.; Berger, H.; Kohmann, F.
1	Foissner W.;	Foissner W.:
1	Schönborn, W., Dörfe...	Foissner, W., Krienitz, L.
1	Foissner, Wilhelm:	Foissner, Wilhelm:
1	Foissner, Wilhelm:	Foissner, Wilhelm:
1	Foissner, Wilhelm:	Foissner, Wilhelm:
2	Wirsberger, Erna;	Foissner und Hans Adam: spec., Cranotheridium foliosus (FOISSNER 1983) nov.

Abb. 3: Auch Hunderte von Literaturhinweisen hat AskSam schnell durchsucht und zeigt die Ergebnisse übersichtlich an.

Beobachtung? Eine Web-Seite zu diesem Thema oder Organismus? Natürlich kann man solche Notizen auch in einer separaten AskSam-Datei verwalten. Denn das Programm erlaubt es, mehrere Dateien geöffnet zu halten und parallel zu benutzen. Und es können mehrere Dateien zugleich nach einem Stichwort durchsucht werden.

Recherchen mit AskSam

Bleiben wir bei der Ergebnisdatei: Auf zwei Arten kann die Datei von AskSam schnell durchsucht werden. Zum einen genügt es, in der entsprechenden Zeile einen Begriff einzugeben, also vielleicht der lateinische Name eines Organismus. „Enter“ drücken, und innerhalb von Sekundenbruchteilen werden die in Frage kommenden Dokumente angezeigt. Bei diesem Verfahren werden sämtliche Dokumente der Datei durchsucht, ohne Rücksicht auf die Verwendung der Eingabemaske und ihrer vordefinierten Felder.

Braucht man es ausgefeilter, etwa bei einer Literaturrecherche (Abb. 3.), hilft die Abfrage-Speicherung von AskSam. Damit kann man für jedes Feld der Eingabemaske Angaben machen, nach denen gesucht werden soll. UND, ODER und Wildcards (*) sowie Bool'sche Suche sind möglich. Sogar eine „unscharfe“ Suche erlaubt das Programm, wenn man Schreibweisen nicht mehr ganz genau weiß. Außerdem kann man zusätzlich im Report-Manager genau definieren, welche Felder aus einer möglicherweise umfangreichen Eingabemaske jetzt überhaupt angezeigt werden sollen. Das hilft, bei umfangreichen Recherchen den Überblick zu bewahren und sich auf jene Felder zu beschränken, die für das aktuelle Thema wichtig sind. Die Suchergebnisse, die als Reporte angezeigt werden, kann man sich in einer eigenen AskSam-Datei ablegen lassen, die später als Text exportiert werden kann. Nicht zu vergessen: Diese Suchvorgaben und die gewünschten Ausgabereporte lassen sich zu jeder Datei speichern und bei Bedarf immer wieder verwenden.

The screenshot shows the AskSam - [Adressen] application window. The menu bar includes Datei, Bearbeiten, Ansicht, Abfrage, Dokument, Format, Extras, Fenster, and Hilfe. The toolbar contains various icons for file operations, editing, and viewing. The status bar at the bottom shows 'Field Data - (Default)' and 'Arial 10'. The main form has a search bar with the text 'Foissner' and a search icon. Below the search bar is a horizontal ruler with markers from 1 to 7. The form fields are organized into sections separated by horizontal lines. The first section contains fields for Name, Firma, Adresse, PLZ, Ort, and Anrede. The second section contains fields for Telefon-Nr., Mobil-Nr., and Fax. The third section contains fields for E-Mail and Web. The fourth section contains fields for Bemerkung and Notizen. The form is currently empty, with only the search bar containing text.

Abb. 4: Für die Sammlung von Adressen bringt AskSam eine Musterdatei mit.

Verwaltung von Datenbanken

Für die Verwaltung einer Organismen-Datenbank bietet AskSam zum Beispiel die Möglichkeit, gescannte oder digital hergestellte Bilder zu integrieren. Die sollte man dann allerdings, je nach vorhandener Hardware, nicht zu groß anlegen. Es reicht ja, wenn man das Motiv darauf identifizieren kann.

Wer viel im Internet unterwegs ist, hat mit der Zeit eine ganze Menge von Seiten herunter geladen. Sie liegen, wenn man Glück hat, im Download-Ordner „Mikroskopie“ – aber wer weiß nach einem halben Jahr noch alles über seine Schätze? Die Lösung für den Durchblick heißt auch hier AskSam, denn das Programm importiert mühelos HTML-Dokumente, so dass man sich seine interessantesten und wichtigsten Downloads über die mächtige Suchfunktion sehr viel einfacher erschließen kann als mit dem doch mühsamen „Öffnen“-Befehl im Internet-Explorer.

Eine ausgefeilte Adressenverwaltung bringt AskSam schon gleich mit (Abb. 4.), das gilt

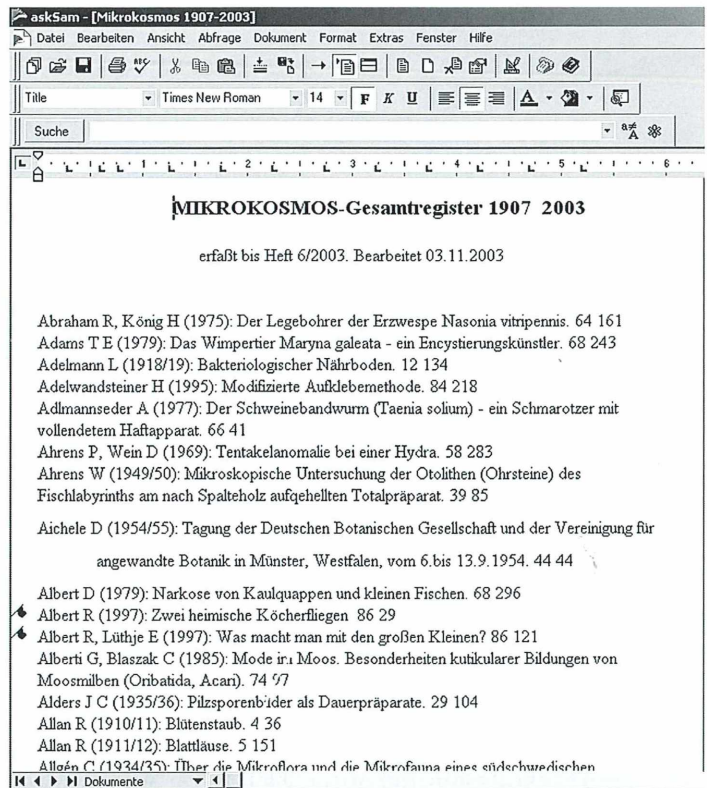
auch für E-Mails. Und wer wollte sich nicht schon immer mal eine Datei mit besonders interessanten Aufsätzen in den Fachzeitschriften anlegen? In einer klassischen Datenbank eher eine Herausforderung – in AskSam einen Mausklick weit weg, denn die Musterdatei wird mitgeliefert. Nicht zu vergessen: Der Inhalt des MIKROKOSMOS, der ja jetzt komplett als Word-Datei zur Verfügung steht. Als AskSam-Import ist die Menge an Informationen sehr viel einfacher und komfortabler zu verwalten denn als Word-Datei.

Für die Größe der Datenbestände, die mit dem Programm verwaltet werden können, bildet faktisch die Kapazität der eigenen Festplatten die Grenze, kaum die Fähigkeit von AskSam: Bis zu 16 Terabyte darf eine Datei groß werden.

AskSam als Sekretär

Ja, und schreiben kann man mit dem Programm auch. Wer die Korrespondenz mit Hobbyfreun-

Abb. 5: Selbst das Inhaltsverzeichnis des MIKROKOSMOS, das kostenfrei als Word-Datei von der MIKROKOSMOS-Homepage geladen werden kann, ist in AskSam komfortabel zu verwalten.



den in einer AskSam-Datei führt, hat immer alles beieinander. Das Programm erlaubt alle Formatierungen, die auch die gängigen Textprogramme anbieten. Über Absatzvorlagen lassen sich vordefinierte Gestaltungen immer wieder verwenden. Selbstverständlich bietet die Software eine Rechtschreibprüfung. Und da man jedes Dokument einer Datei selbstredend einzeln ausdrucken kann – und das darf natürlich auch ganz anders aussehen als alle anderen der gleichen Datei – steht der Brief- oder Manuskriptsammlung nichts im Weg.

Wer neugierig geworden ist, aber nicht gleich eine Zeitschrift kaufen will, der kann sich auch eine Demoversion des aktuellen Programms 5.0 von der Webseite www.asksam.de herunterladen. Aber Vorsicht: Die ist über 20 Megabyte groß. Die Demo kann für 30 Tage genutzt werden und ist voll funktionsfähig.

noch nachbestellt werden). Auf Wunsch kann der Autor auch eine CD brennen und gegen Übersendung von 5 Euro Unkostenerstattung zusenden.

Literaturhinweise

Kreutz, M.: Aus dem Tümpel ins Dokument – Von der Beobachtung zur Publikation. Teil 1: Untersuchungstechniken und Identifizierung von Protozoen. Mikrokosmos 92, 298–296 (2003).

Kreutz, M.: Aus dem Tümpel ins Dokument – Von der Beobachtung zur Publikation. Teil 2: Dokumentation und Veröffentlichung. Mikrokosmos 92, 355–360 (2003).

PCgo 1/2003, Software auf CD 1.

Internet: www.asksam.de

Bezug von Asksam 4.1

Das Programm liegt beispielsweise der Computerzeitschrift PCgo 1/2003 bei (kann zurzeit

Verfasser: Norbert Gregor Gunkel, Rudloser Straße 59, D-36367 Wartenberg, e-mail: nguenkel@aol.com

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikroskopische Gesellschaft Wien

Programm
Mai bis Juni 2005



- 03.05.: Dr. Susanne Steinböck: Reisebericht über Kambodscha und Laos (mit Dias)
- 10.05.: Dr. Thomas Kann: Präparationsabend (Blut des Menschen)
- 13.–16.05.: Internationales Mikroskopiker Pfingsttreffen mit Workshop „Botanik“ im Saal des Hotel-Café Waitz in A-2442 Unterwaltersdorf, Hauptplatz 9
- 24.05.: Dr. Erich Eder: Ökologie heimischer Urzeitkrebse (mit Dias)
- 31.05.: OStR. Prof. Peter Schulz: Präparationsabend (Botanik)
- 07.06.: Univ.-Prof. Dr. Wilhelm Foissner: Wie findet und beschreibt man neue Arten? (mit Dias)

- 14.06.: Dr. Hans Frey: Präparationsabend (Parasitologie)
- 21.06.: Vinzenz Ondrak: Digitale Mikrofotografie – Teil 2 (mit LCD-Beamer)
- 28.06.: Urlaubsvorbereitungen, Berichte, Vorweissungsabend

Die Räume der Gesellschaft bleiben im Juli und August geschlossen.

Anmerkung: Die MGW bietet gegen Porto- und Versandspesenersatz Lebendmaterial (*Euglena viridis* und *Paramecium caudatum*) an. Lieferzeit circa vier Wochen nach Bestellung.

Alle Vorträge und Kurse finden in den Räumen der Gesellschaft in Wien, Marinelligasse 10a an Diens- tagen statt und beginnen um 19.15 Uhr. Gäste sind willkommen.

Kontaktadresse: OStR. Prof. Erich Steiner, A-1120 Wien, Aßmayergasse 11/6; Tel./Fax: 01/813 84 46.

Mikrokosmos
2/2005

510543
Bibliothek des Öö.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

1

(6)

Seuchenfieber

300229

Bestellen können Sie

- telefonisch:
(0 70 71) 93 53 69
- per Fax:
(0 62 21) 912 63 38
- per mail:
bestellung@elsevier.de

www.elsevier.de

Neu!



1. Aufl. 2005, 380 S., 305 Abb., geb.
€ 28,- / sFr 45,-, ISBN 3-8274-1622-1
Ersch.-Termin: März 2005

Johannes W. Gruntzig / Heinz Mehlhorn Expeditionen ins Reich der Seuchen

Mit einem wissenschaftlichen Paukenschlag eröffnet Robert Koch 1876 den Kampf gegen die gefährlichsten Krankheiten seiner Zeit. Berlin wird das logistische Zentrum für bahnbrechende Experimente und Expeditionen. Ob in Choleraleichen am Ganges oder in den Zecken an den Karawanenstraßen Afrikas, überall spüren „Mikrobenjäger“ nach den Ursachen der Seuchenzüge. Jene aufregende Zeit wird in dem ungewöhnlichen Buch des Arztes Johannes W. Gruntzig und des Parasitologen Heinz Mehlhorn wieder lebendig. Unter Auswertung von Tagebüchern, Briefen und weiteren, oft schwer zugänglichen Quellen gelingt es den Autoren, ein faszinierendes Panorama des medizinisch-naturwissenschaftlich motivierten Expeditionsfiebers zwischen 1870 und 1910 zu zeichnen. In diesen wenigen Dekaden vermochten entschlossene Forscher in den Kolonien die Auslöser und Übertragungswege vieler gefürchteter Tropenkrankheiten aufzuklären – Grundlage für eine effektive Seuchenbekämpfung auch in den Mutterländern.

Wissen was dahinter steckt. Elsevier.

Bitte faxen an: (0 62 21) 9 12 63 38 – Vielen Dank!

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

Anzahl	Titel:	€	ISBN 3-8274-
_____	Expeditionen ins Reich der Seuchen	28,-	1622-1

zzgl. Versandkosten (im Inland: € 3,50 pro Lieferung). Preise unter Vorbehalt.
Alle Buchpreise enthalten 7% MwSt., alle elektronischen Produkte 16% MwSt.

(Name, Vorname)

(Straße, Nr.)

(Land, PLZ, Wohnort)

(Datum)

X
(Unterschrift)