II-90372/100,1

ELSEVIER
URBAN & FISCHER

MIKROKOSMOS

100. Jahrgang

www.elsevier.de/mikrokosmos ◆ ISSN 0026-3680 ◆ Heft 1, Januar 2011

MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

Diese Seiten wurden vorbereitet von: http://www.elsevier.de

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

Inhalt

Artikel

1 Editorial
Klaus Hausmann und Renate Radek

4 Zur Formenvielfalt der Kieferhartelemente bei Rädertieren
Eike F. Wilts und Diana Wulfken

14 Biomechanik von Flugsamen
Teil 5: Absinken von Pappus tragenden Diasporen mit geringer Flächenbelastung. Beispiel: Weide (*Salix* spec.)
Werner Nachtigall

19 *Myrica gale* – Vom Gold der Gagelkogge
Erich Lüthje und Hans Brogmus

25 Mit dem Mikroskop am Nil – Planktonuntersuchungen mit dem Swift-Exkursionsmikroskop
Hans-Jürgen Voß

29 Tensid-Lösungen unterm Polarisations-Mikroskop: Flüssigkristalline Phasen
Hinrich Husemann

42 Digitale Aufnahmen mit Spiegelreflexkamera und Stereomikroskop
Ein Erfahrungsbericht mit Tipps für Neueinsteiger und Anwender
Hans Jürgen Steinkohl und Siegbert Holzapfel

49 Wie entsteht ein MIKROKOSMOS-Artikel? – Von der mikroskopischen Beobachtung bis hin zum gedruckten Artikel
Klaus Hausmann

52 Eine rätselhafte Propeller-Amöbe (*Vannella* spec.)
Pedro Galliker

56 Stereolupe mit Objektivrevolver – Eine optische Rarität
Klaus Hausmann

Rubriken

2, 39, 48, 63
Aus den Arbeitsgemeinschaften

13
Kurze Mitteilung

24
Historische Anzeige

28
Aus der Industrie

35
Mikro-Markt

36, 40, 55, 58
Nachrichten

57
Mikro-Cartoon

60
Mikro-Lyrik

62
Mikro-Dialoge

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

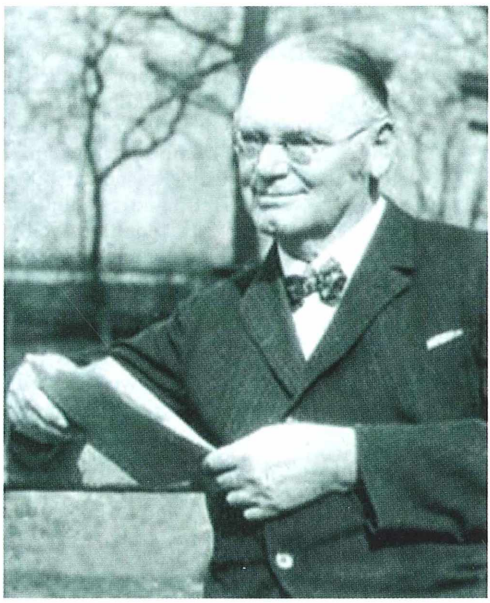
Umschlagabbildung: Gagelfrucht mit zwei Narbenästen und Harzdrüsen (Aquarell).
Siehe Artikel E. Lüthje und H. Brogmus, S. 19–23.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Editorial

Wir schreiben das Jahr 2011. Das bedeutet 100 Jahrgänge MIKROKOSMOS und das sollte beeindrucken. Wo gibt es in unserer schnelllebigen Zeit noch Publikationsorgane mit einer derartig langen Historie? Nur noch ganz selten. Und dann sind es in der Regel altehrwürdige, hochwissenschaftliche Zeitschriften, welche eine derartig exorbitante Lebenszeit vorzuweisen haben.

Der MIKROKOSMOS gehört ganz bestimmt nicht zu den auf Grund ihres Inhalts weltweit herausragenden, sehr anspruchsvollen Zeitschriften mit besagter unglaublich langer Lebensspanne. Er gehört zu einer ganz anderen Kategorie von Publikationsorganen, nämlich zu denen, die man gerne leicht abfällig als populärwissenschaftlich einstuft. Genau das aber ist die Philosophie des MIKROKOSMOS. Er verstand sich von je her – und man kann es nicht oft genug wiederholen – als Bindeglied zwischen Hobbymikroskopie und wissenschaftlicher Tätigkeit. Dieser Gedanke war es, den im Jahr 1907 Raoul H. Francé (Abbildung) dazu antrieb, unsere Zeitschrift zu gründen. Unter der Überschrift Was wir wollen! *haben die Redaktion und die Franckh'sche Verlagsbuchhandlung im Editorial ihrer ersten Ausgabe ganz klar auf diese Zielsetzung hingewiesen.*



Raoul H. Francé (21. 5. 1874 – 3. 10. 1943)

Bis heute hat sich daran nichts geändert. Und wir wollen keinerlei Zweifel aufkommen lassen: Nach wie vor ist der MIKROKOSMOS ein Publikationsorgan, in dem gleichermaßen Laien wie Profis als Autoren auftreten können, wobei sie sich bemühen sollten, eine für beide Gruppen verständliche Sprache zu sprechen.

Von den Themen her ist es nicht etwa so, dass nur die allerneuesten Erkenntnisse Berücksichtigung finden. Es werden durchaus immer wieder der alte, bereits vielfach bearbeitete Fragestellungen aufgegriffen, dann vielleicht mit dem einen oder anderen aktuellen Aspekt angereichert. Und es muss auch nicht immer ein hoch komplizierter Sachverhalt dargelegt werden. Oft sind es gerade die kleinen Tipps und Kniffe, welche von anderen herausgefunden und erprobt wurden, die zumindest für einen Teil der Leserschaft von großem Interesse sind.

Bei der Illustration der Befunde sind alle gängigen Verfahren willkommen. Das soll sich bei diesem Heft besonders deutlich zeigen: Als Vorlage für das Titelbild wurde ein Aquarell ausgewählt, für Das letzte Bild *auf der Rückseite fand ein digitales Foto im differentiellen Interferenzkontrast Verwendung, welches durch die Computeranwendungen* Stacken *und* Stitchen *zu einer ohne diese Technologie zuvor nicht realisierbaren Bildaussage gelangt ist. Diese Bildauswahl soll dokumentieren, dass wir, die aktuelle Redaktion, auch zukünftig allen Neuerungen wie allem Althergebrachten gegenüber gleichermaßen aufgeschlossen sind.*

In der Hoffnung auf ein noch vieljähriges Bestehen des MIKROKOSMOS grüßt Sie, liebe Leser, Ihr Berliner Herausgeberteam

Prof. Dr. Klaus Hausmann
Priv.-Doz. Dr. Renate Radek

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Kontaktadressen der Mikroskopischen Vereinigungen

Wie in jedem Jahr, so möchten wir auch im Jahr 2011 die im deutschsprachigen Raum existierenden Mikroskopischen Gesellschaften in aktualisierter Form auflisten. Falls den Lesern Fehler oder Unvollständigkeiten auffallen, wäre die Redaktion für eine kurze Mitteilung dankbar.

Berliner Mikroskopische Gesellschaft e. V.
Kontaktadressen: Günther Zahrt, Dahlemer Weg 101, 14167 Berlin, Tel.: 030/833 69 17,
E-Mail: gm.zahrt@t-online.de,
und Prof. Dr. Klaus Hausmann, FU Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, Tel.: 0 30/83 85 64 75,
E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de, Internet: www.berliner-mikroskopische-gesellschaft.de
Treffpunkt: Ehrenbergsaal des Instituts für Biologie/Zoologie (1. Stock, Neubau, Eingang Haderslebener Straße 1–3)
Termine: Siehe Programm (jede 2. Woche freitags, 19:00 Uhr)

Mikroskopie-Gruppe Bodensee (MGB)
Kontaktadresse: Günther Dorn, Mennwanger Baindt 7, 88693 Deggenhausertal,
E-Mail: info@dorn-konzeption.de und info@jet-fotodigital.de
Internet: www.mikroskopie-gruppe-bodensee.de
Treffpunkt: Im Deggenhausertal, bei verschiedenen Mitgliedern oder in der freien Natur
Termine: Circa alle 4–6 Wochen nach Absprache

Arbeitsgemeinschaft BONITO e. V. (Limnologie)
Kontaktadressen: Wolfgang M. Richter, Drosselgang 2, 21709 Himmelpforten (Nd.-Elbe), Tel.: 0 41 44/49 25, E-Mail: bonitorichter@web.de, Internet: www.bonito-feldberg.de;
Dr. Georg Kubsch, Humboldt-Universität zu Berlin, Institut für Chemie, Brook-Taylor-Straße 2, 12489 Berlin, Tel.: 0 30/20 93 71 77,
Fax: 0 30/20 93 69 85,
E-Mail: georg.kubsch@chemie.hu-berlin.de
Internet: www.linscheidlab.de

Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen
Kontaktadresse: Klaus Albers, Rennstieg 31, 28205 Bremen, Tel.: 04 21/49 04 62,
E-Mail: kg_albers@gmx.de
Internet: www.nwv-bremen.de
Treffpunkt: Raum B 3236, 3. Stock, Universität Bremen NW 2, Eingang Leobener Straße/James-Watt-Straße
Termine: 3. Donnerstag im Monat um 18:15 Uhr

Mikroskopischer Freundeskreis Göppingen im Naturkundeverein Göppingen e. V.
Kontaktadresse: Andreas Klemm,
E-Mail: AndrKle@gmx.de, Internet: people.freenet.de/mikroskopie-goeppingen.de/
Treffpunkt: Schulungsraum der Firma Leonhard Weiß, Leonhard-Weiß-Straße (vormals Fabrikstraße) 40 in Göppingen
Termine: Einmal monatlich um 19:00 Uhr, siehe Programm

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e. V.
Kontaktadresse: Jürgen Stahlschmidt, Haferkamp 60, 58093 Hagen, Tel.: 0 23 31/5 75 09,
E-Mail: nwv.stahlschmidt@t-online.de
Internet: www.nwv-hagen.de
Treffpunkt: Umweltzentrum Hagen (NWV-Raum), Boeler Straße 39, 58097 Hagen
Termine: Siehe Programm auf der Internetseite

Mikrobiologische Vereinigung Hamburg
Kontaktadresse: Dr. Georg Rosenfeldt, Nigen-Rägen 3b, 22159 Hamburg,
Tel.: 0 40/6 43 06 77,
E-Mail: georg@harald-rosenfeldt.de,
Planktongruppe: Frau E. Pieper,
Tel.: 0 40/8 70 14 53
Mikropaläontologische Gruppe:
Herr Matthias Burba, Tel.: 0 40/8 80 21 75,
E-Mail: matthiasburba@hotmail.com
Internet: www.mikrohamburg.de
Treffpunkt: Zentrum für Schulbiologie und Umwelterziehung (ZSU), Hemmingstedter Weg 142, 22609 Hamburg (Klein Flottbeck),
Tel.: 0 40/8 23 14 20, E-Mail: zsu@li-hamburg.de
Termine: Siehe Programm auf der Internetseite

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover (MAH)
Kontaktadresse: Karl Brügmann, Woltmannweg 3, 30559 Hannover, Tel.: 05 11/81 33 33,
E-Mail: karl@kg-bruegmann.de
Internet: www.kg-bruegmann.de
Treffpunkt: Universität Hannover, Institut für Organische Chemie, Schneiderberg 1B, 30167 Hannover
Termine: Nach Verabredung

O.Ö. LANDESMUSEUM BIBLIOTHEK
K
II 90372

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.el

Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln e. V.
Kontaktadressen: Friedrich Lütkemöller, Tel.: 02 21/89 47 35, und Dr. Wilhelm Wefers, Tel.: 02 08/76 09 50
Treffpunkt: Betriebsgebäude des Botanischen Gartens Köln, Raum 2.1 (Zugang über den Wirtschaftshof), Amsterdamer Straße 34, 50735 Köln (Riehl)
Termine: Siehe Programm

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken
Kontaktadresse: Joachim Stanek, Am Moosrangen 28, 90614 Ammerndorf, Tel.: 0 91 27/88 32, E-Mail: info@stanek.name
Internet: www.stanek.name
Treffpunkt: BIO-Zentrum der Universität Würzburg in Gerbrunn (Am Hubland)
Termine: Nach Ankündigung

Mikrobiologische Vereinigung München
Kontaktadressen: Siegfried Hoc, Donaustraße 1A, 82140 Olching, Tel./Fax: 0 81 42/24 52, E-Mail: Siegfried-Hoc@t-online.de, und Martin Mach, Versailler Straße 13, 81677 München, Tel.: 0 89/6 90 98 43, E-Mail: webmaster@baertierchen.de
Internet: www.mikroskopie-muenchen.de
Treffpunkt: Seminarraum 04 (Kellergeschoss des Neubaus), TU München, Lothstraße 17, Haltestelle Lothstraße der Straßenbahnlinie 20, Zugang von der Dachauer Straße oder Heßstraße.
Termine: Siehe Programm

Arbeitskreis Mikroskopie Rhein-Main-Neckar
Kontaktadresse: Dr. Detlef Kramer, Tannenweg 13, 64354 Reinheim, Tel.: 0 61 62/91 84 49 oder Institut für Botanik der TU Darmstadt, Schnittspahnstraße 3–5, 64287 Darmstadt, E-Mail: kramer@bio.tu-darmstadt.de
Treffpunkt: Seminarraum B1 02/1 oder Kursraum B2 03/148 der TU Darmstadt, Fachbereich Biologie, je nach Programm
Termine 2011: 4. 2., 8. 4., 3. 6., 5. 8., 7. 10. und 2. 12. Eventuelle Änderungen werden zeitnah im www.Mikroskopie-Forum.de bekannt gegeben.

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart e. V.
Kontaktadresse: Klaus Kammerer, Hauffstraße 11, 71732 Tamm, Tel.: 0 71 41/60 15 48, E-Mail: Klaus_Kammerer@web.de
Internet: www.mikroag-stuttgart.de
Treffpunkt: Universität Hohenheim, Übungsraum 091 der Botanik im Gebäude BIO II (Biologiezentrum), Garbenstraße 30, Hintereingang
Termine: Jeden 2. Freitag im Monat, 19:00 Uhr

Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e. V.
Kontaktadressen:
PD Dr. Alfons Renz (Vorsitzender), Zoologisches Institut, Morgenstelle 28, 72074 Tübingen, Tel. 0 70 71/2 97 01 00, Fax: 0 70 71/8 38 01, E-Mail: Alfons.Renz@TMG-tuebingen.de;

Dr. Klaus Dönnebrink (Schriftführer), Berneckeweg 8, 72227 Egenhausen, Tel.: 0 74 53/14 53, Fax: 0 74 53/91 02 69, E-Mail: Klaus.Doennebrink@TMG-tuebingen.de;

Michael Franke (2. Vorsitzender), Laibernstrasse 9, 72108 Hemmendorf, Tel.: 0 74 78/26 17 72, Fax: 0 74 78/26 17 73, E-Mail: Michael.Franke@TMG-tuebingen.de
Internet: www.TMG-tuebingen.de
Treffpunkt: Zoologisches Institut, Morgenstelle 28, 72074 Tübingen
Termine: Meist donnerstags um 20:00 Uhr, siehe Programm

Mikroskopische Gesellschaft Wien
Kontaktadresse: Peter Pavlicek, Zollernsperggasse 8/2/11, A-1150 Wien, Tel./Fax: 00 43 (0) 1/952 87 74, E-Mail: peter.pavlicek@aon.at
Internet: www.mikroskopie-wien.at
Treffpunkt: Räume der Mikrographischen Gesellschaft, Marinelligasse 10a, Wien 2
Termine: Dienstags um 19:15 Uhr

Mikroskopische Gesellschaft Zürich
Kontaktadresse: Felix Kuhn, Waldmeisterstraße 12, 8953 Dietikon, Schweiz, Tel.: 00 41 (0) 44/7 42 06 56, E-Mail: felix.kuhn@surfeu.ch
Internet:
www.mikroskopie.ch
Treffpunkt: Kurs- und Arbeitslokal im Kantonsschulhaus Freudenberg, Gutenbergstraße 15, 8002 Zürich (Lokal E 226).
Kurse, Praktika und Vorträge finden jeden Mittwoch von 18:45 bis 22 Uhr statt, ausgenommen während der Schulferien. Das Lokal ist ab 18 Uhr offen. Änderungen und Ausnahmen werden im Blatt *Mikroskopische Nachrichten* und im Internet publiziert.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Zur Formenvielfalt der Kieferhartelemente bei Rädertieren

Eike F. Wilts und Diana Wulfken

Zum Stamm der Rädertiere (Rotifera) gehören mikroskopisch kleine, vielzellige Invertebraten, welche in sämtlichen Feuchthabitaten über den gesamten Globus verteilt anzutreffen sind. Die bis maximal 3 mm und minimal 30 µm großen Organismen bewohnen dabei die kleinsten Süßgewässer wie Pfützen, Wasserfilme feuchter Böden und Moospolster ebenso wie das marine Pelagial, das Mesopsammon (Sandlückensystem) und inländische Salinen. Etliche Rädertierarten sind sessil oder leben endobeziehungsweise ektoparasitisch in oder auf Algen und niederen Tieren. Im Laufe der Evolution haben es die Rädertiere vor allem geschafft, eine große Vielfalt von unterschiedlichen Tiergruppen und deren Eier erfolgreich zu parasitieren, von Anneliden, Cnidariern und Schnecken bis hin zu verschiedenen Krebsen. Die Mehrzahl der Rädertiere ist jedoch freilebend und kommt schwimmend in der Wassersäule oder gleitend auf Pflanzen und dem Gewässergrund vor.

Die aquatischen Kleinstlebewesen lassen sich vergleichsweise einfach mithilfe von Planktonnetzen fangen und gewähren dem Betrachter unter dem Binokular oder Mikroskop aufgrund ihrer durchscheinenden Körperhülle freien Einblick auf ihre innere Organisation. Sichtbar wird hier vor allem der Mastax, der neben dem Räderorgan das wohl auffälligste Merkmal der Rädertiere ist. Dieser Schlundsack (Pharynx) beinhaltet einen komplizierten Kieferapparat aus kutikularisierten Stäben und Platten (Trophi), die durch eine Reihe spezifischer, quergestreifter Muskeln gegeneinander bewegt werden können. Die durch die Mundöffnung aufgenommene Nahrung wird, nachdem sie das Schlundrohr passiert hat, von den Trophi ergriffen und zermahlen, zerquetscht, zerstochen oder einfach weiter caudalwärts in den Ösophagus geschoben, während sie mit Speichel vermengt wird. Die Kenntnis des Mastax respektive seiner Kieferhartelemente spielt sowohl für die systematische Determinierung der Arten als auch für die Feststellung der verwandtschaftlichen Beziehungen (Phylogenie) der Rädertiere eine bedeutende Rolle. Zudem ist das Vorhandensein pharyngealer Kieferelemente eines der Merkmale, aufgrund dessen die Rädertiere zusammen mit den Kiefermäulchen (Gnathostomulida), den Kleinkiefertieren (Micrognathozoa) (mit der bisher einzig bekannten Art *Limnognathia maerski*) und den endoparasitischen Kratzern (Acanthocephala) unter dem monophyletischen Taxon der Gnathifera zusammengefasst werden.

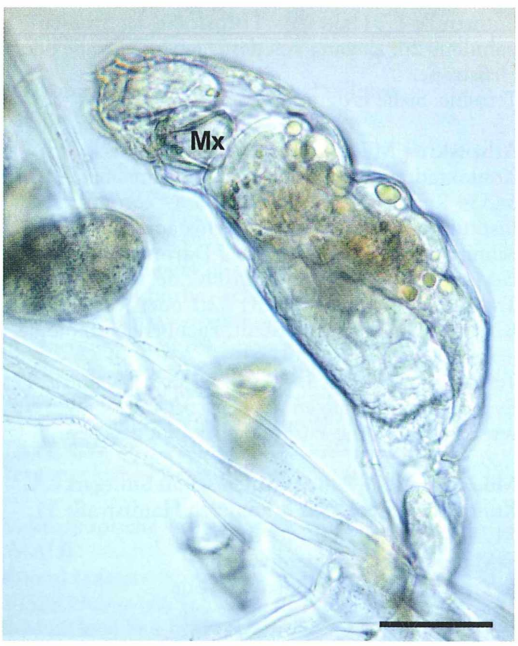


Abb. 1: Lage des Mastax im Rädertier, lichtmikroskopische Aufnahme von *Pleurotrocha petromyzon* (Notommatidae) in einer Glockentierkolonie. Mx Mastax, Maßstab 25 µm.

© Elsevier GmbH, Urban & Fischer Verlag, www.elsevier.de, Hydrobiologie

Aufbau des Mastax und seiner Hartelemente

Der Mastax, welcher den Rädertiermännchen fast ausnahmslos fehlt, ist ein kugelförmiger bis länglicher Sack, dessen Umfang in erster Linie durch die Ausmaße der Trophi determiniert ist. Er liegt entweder im ventralen Kopf- oder weiter caudalwärts im vorderen Rumpfbereich (Abb. 1) und besteht aus einem komplexen System von Speicheldrüsen sowie Epithel-, Sinnes- und Nervenzellen, in welches die kutikularisierten Trophi eingebettet sind. Alle diese Strukturen, wie auch die durch eine Kutikula ausgekleidete Mastaxhöhle (Pharynxlumen), werden von verschiedenen Zellen und Syncytien gebildet. Eine Reihe histologischer Untersuchungen, die detaillierte Erkenntnisse über den Aufbau des Mastax lieferten, wurde bereits zu Beginn des 20. Jahrhunderts mit Hilfe lichtmikroskopischer Techniken durchgeführt. Die detailliertere Organisation des Mastax ist jedoch erst im Transmissionselektronenmikroskop (TEM) auf ultradünnen Gewebeschnitten eines Rädertieres erkennbar (Abb. 2). Der rundliche Mastax liegt in der ventralen Region und nimmt insbesondere bei kleinen Arten einen Großteil des Volumens der Körperhöhle ein. Oftmals ragen Cilien oder mikrovilläre Strukturen von einem oder mehreren Sinnesorganen (Mastaxrezeptoren) in die Mastaxhöhle (Abb. 2), welche eintreffende Nahrung bewerten und offenbar zusammen mit dem Mastaxganglion die Bewegung der Trophi steuern. Über ein System von Muskelzügen können die einzelnen Trophi-Elemente relativ zueinander sowie innerhalb des Mastax bewegt werden. Dieses Muskelsystem (siehe Sternchen in Abb. 2) ist aufgrund der mannigfaltigen, bis heute nicht genau aufgeklärten Bewegungsweise so komplex, dass dieses selbst Studienobjekt aktueller, auf modernen Techniken basierenden Untersuchungen ist (Wilts et al., 2010; Wulfken et al., im Druck).

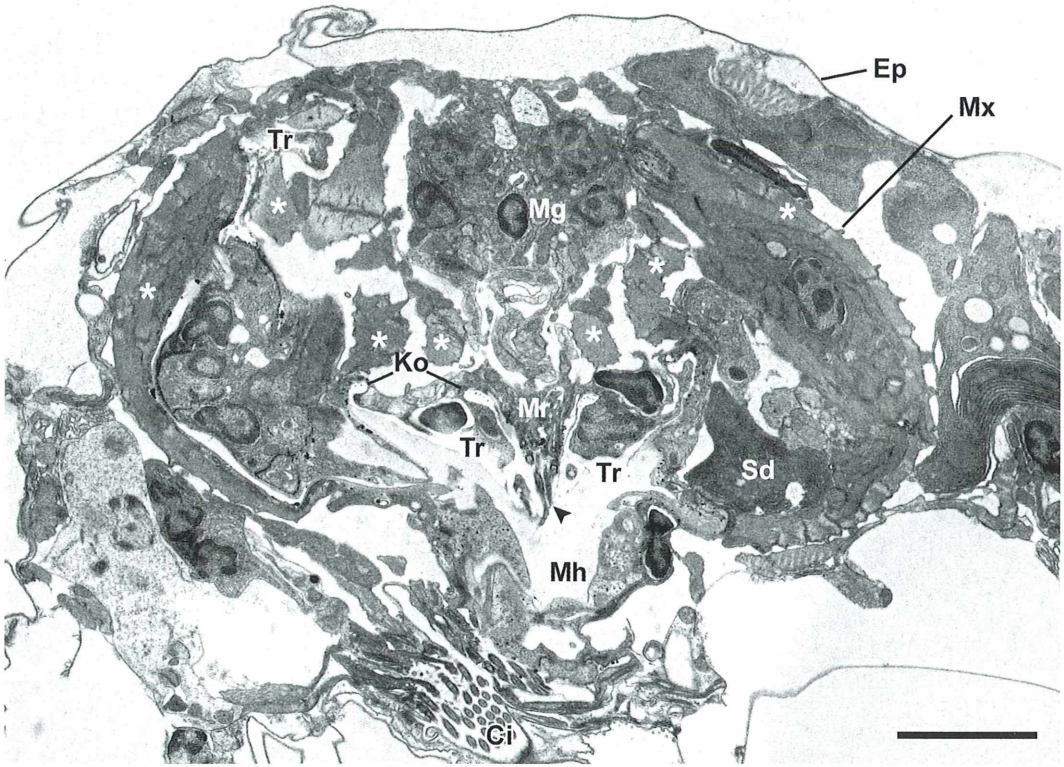


Abb. 2: Ultrastrukturelle Einsicht in den Mastax von *Bryceella stylata* (Proalidae), TEM-Aufnahme eines Gewebeschnittes. Ci Cilien des Räderorgans, Ep Epidermis, Ko Kammeröffnung, Mg Mastaxganglion, Mh Mastaxhöhle, Mr Mastaxrezeptor, Mx Mastax, Sd Speicheldrüse, Tr Trophi, Sternchen = Mastaxmuskulatur, Pfeilkopf = Cilien des Mastaxrezeptors, Maßstab 3 µm.

 © Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Bei der Mastaxmuskulatur müssen nicht zwangsweise antagonistische Muskelpaare ausgebildet sein, da die Elastizität der Kieferelemente bei Relaxation der einzelnen Muskeln für ein Zurückbewegen der Kieferelemente in ihre Ausgangslage sorgt. Die Kieferelemente der Rädertiere bestehen zu rund 60 % aus Chitin, welches eine hohe Flexibilität und zugleich eine hohe Belastbarkeit aufweist. Diese Elastizitätshypothese wird auch durch die Tatsache gestützt, dass ein Teil der extrazellulär gebildeten Trophi-Elemente spezifische Kammern aufweist, die über große Öffnungen (Foramina) in der Kammerwandung mit dem umliegenden Gewebe in Verbindung stehen (Abb. 2) und auch im Lichtmikroskop meist gut zu erkennen sind. Weit verbreitet unter den Rädertieren sind Speicheldrüsen in Form von drüsig differenzierten Zellen oder Syncytien. Diese kommen meist als ein einzelnes Paar vor, welches in der unmittelbaren Umgebung der Trophi liegt und bei vielen Arten von einem Netz aus Muskelfasern umgeben ist (Abb. 2). Dieses die Speicheldrüsen umgebende Muskelnetz sorgt vermutlich bei Bewegung der Trophi für ein gleichzeitiges Komprimieren der Drüsen und trägt auf diese Art zur Sekretion von Speichel bei.

Die Trophi werden in vier Hauptelemente untergliedert (Abb. 3): In der Medianen liegt das Fulcrum (lat. Stütze), welches als Stützstrebe für die beiden divergierenden Rami (Einzahl Ramus, lat. Ast, Zweig) dient. Das unpaare Fulcrum und die paarigen Rami sind als funktionelle Einheit miteinander verbunden und werden zusammen als Incus (lat. Amboss) bezeichnet. Dem distalen Ende eines jeden Ramus liegt ein hammerförmiges Gebilde, der Malleus (lat. Hammer), an. Er wird untergliedert in Manubrium (lat. Handhabe) und Uncus (lat. Haken), welche über feine Ligamente gelenkig miteinander assoziiert sind. Jeder Ramus weist eine basale und eine subbasale Kammer auf, deren Öffnungen als ramus foramen basalis und ramus foramen subbasalis bezeichnet werden. Die Manubria hingegen sind jeweils aus drei Kammern aufgebaut: Ventrale, mediane und dorsale Manubrialkammer. Die Öffnungen dieser Kammern werden entsprechend als manubrium foramen ventralis, medius und dorsalis bezeichnet. Die Lage, Größe und Form der Ramus- und Manubrialkammern stellen in der Taxonomie wichtige Bestimmungsmerkmale dar und werden ebenfalls zur Klärung phylogenetischer Fragestellungen herangezogen.

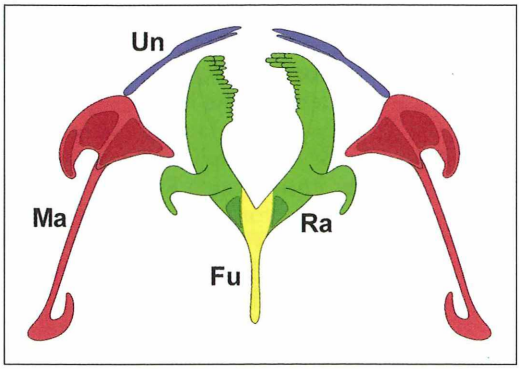


Abb. 3: Schematische Darstellung eines Kieferapparates mit seinen vier Grundelementen (Trophi), Kammeröffnungen dunkel hervorgehoben.
Fu Fulcrum, Ma Manubrium, Ra Ramus, Un Uncus.

Das unpaare Fulcrum und die zwei Unci weisen keinerlei derartige Kammerbildungen auf, allerdings zeigt das Fulcrum eine Besonderheit in seiner Konstitution: Auf ultradünnen Schnitten lässt es eine Vielzahl von dünnen Röhren erkennen, die in ihrer Längsachse miteinander verwachsen sind und in ihrem Inneren einen von Cytoplasma erfüllten Hohlraum aufweisen.

Neben den vier typischen Trophi-Elementen treten in einigen Gattungen und Familien zusätzliche, meist weniger stark kutikularisierte, akzessorische Elemente wie zum Beispiel Subuncus, Hypo- oder Epipharynx auf. Der Subuncus ist eine weit verbreitete, dünne Struktur, die im Zwischenraum von Uncus und Ramus liegt und einen gefingerten oder gezähnten Rand aufweist. Dagegen ist der Epipharynx eine eher seltene, sehr feine, ebenfalls gefingerte

Abb. 4: Kolorierte REM-Aufnahmen der Trophi verschiedener Mastaxtypen. a malleat (*Epiphanes senta*), Ventralansicht; b modifiziert malleat (*Proales tillyensis*), Dorsalansicht; c ramat (*Adineta vaga*), Dorsalansicht; d malleoramat (*Conochilus hippocrepis*), Dorsalansicht; e und f virgat (*Microcodon clavus* und *Cephalodella gibba*), Ventral- und Dorsalansicht; g forcipat (*Dicranophoroides caudatus*), Dorsalansicht; h und i incudat (*Asplanchna brightwelli* und *Harringia eupoda*), Ventral- und Dorsalansicht; j cardat (*Lindia tecusa*), Dorsalansicht; k uncinat (*Stephanoceros fimbriatus*), Ventralansicht. Gelb Fulcrum, grün Rami, rot Manubria, blau Unci, grau hypopharyngeale Bildungen.

© Elsevier GmbH, München. Nachdruck und Verwendung nur mit Genehmigung

 © Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

oder gefiederte Struktur, welche sich oberhalb des Uncus anschließt. Als Hypopharynx wird ein akzessorisches Element variierender Größe bezeichnet, das sich unterhalb des Ramus befindet und oftmals weichere, meist paarige, gezähnte Plättchen oder Stäbe trägt.

Die verschiedenen Mastaxtypen und ihre Verbreitung

Der Mastax der Rädertiere ist ungemein komplex und insbesondere die Trophi haben eine faszinierende Vielfalt an Formen hervorgebracht. So kommt es, dass so viele unterschiedliche Mastices wie Arten existieren. Dennoch lassen sich verschiedene Mastaxtypen erkennen, die im Wesentlichen bereits Mitte des 19. Jahrhunderts durch H. P. Gosse (1956) charakterisiert wurden und, abgesehen von einigen Erweiterungen, bis heute Bestand haben. Die Benennung der Mastaxtypen geht zum einen auf unterschiedliche Ausprägungen im Bau der Trophi-Elemente (incudat, fulcrat, ramat, uncinat) und zum anderen auf die hauptsächliche Bewegungs- oder Funktionsweise des Mastax (forcipat, cardat, virgat, malleat) zurück. Zwischen diesen Kategorien gibt es eine Vielzahl von Kombinationen und zum Teil fließenden Übergängen, insbesondere zwischen dem malleaten und virgaten Mastaxtyp.

Der malleate Mastaxtyp (Abb. 4a, 5a und 6a) arbeitet überwiegend mahlend, aber auch greifend-herabziehend und ist charakterisiert durch eine gleichmäßige Ausprägung aller Hartelemente. Die kompakten und eher plumpen Rami erscheinen in Aufsicht rhombisch und besitzen am apikalen Innenrand Höcker, bezahnte Tuberkel, Gruben und bürstenähnliche Strukturen (so genannte Skleropili). Das Fulcrum ist kurz, caudal meist plattenartig verbreitert und bildet zusammen mit den Rami einen flachen Winkel. Die kräftigen, voluminösen Manubria besitzen kurze Schäfte (Caudae), die zuweilen in sich spiralig verdreht sind. Die breiten Unci sind plattenartig und mit wenigstens vier bis maximal 12 starken Zähnen bewehrt. Der malleate Mastax kommt in seiner typischen Ausprägung bei den Familien Brachionidae, Epiphanidae (Ab. 4a, 5a und 6a), Euchlanidae und Lepadellidae vor. Bei den Lecanidae, Mytilinidae, Trichotriidae und Proalidae (Abb. 4b, 5b und 6b) kommen Abweichungen bezüglich der Zahl der Uncizähne sowie der Länge des Fulcrums und der Manubria vor. Diese Modifikationen sind insbesondere bei den Proalidae und Lecanidae derart stark ausgeprägt, dass ihre Mastices zum Teil deutlich virgate Tendenzen aufweisen. Für diese Taxa wurden daher die Begriffe modifiziert malleat, submalleat und malleovirgat geprägt.

Der ramate Mastaxtyp (Abb. 4c, 5c und 6c) arbeitet ebenfalls kauend beziehungsweise mahlend. Jedoch ist die Bezeichnung ramat zuweilen irreführend, da nicht die Rami, sondern vielmehr die Unci am stärksten entwickelt sind. Insgesamt erinnert das Kiefergerüst an eine flache Scheibe. Die schlanken Rami sind jeweils halbkreisförmig, während das Fulcrum vollständig reduziert ist (Abb. 4c). Die Unci hingegen erinnern an Wagenräder, deren unzählige, lamellenartige Zähne wie Speichen parallel angeordnet sind (Abb. 4c und 5c). Die Manubria sind schwach ausgebildet, da sie keine Schäfte mehr aufweisen. Diesen Mastaxtyp findet man ausschließlich bei der Gruppe der Bdelloidea, deren Vertreter wurmförmig sind und sich schwimmend oder spannerraupenartig kriechend fortbewegen.

Der malleoramate Mastaxtyp (Abb. 4d, 5d und 6d) ähnelt prinzipiell sehr stark dem ramaten Mastax. Er weist allerdings ein kurzes, wenig ausgeprägtes Fulcrum auf (Abb. 4d). Die Kammern, aus denen das Manubrium aufgebaut ist, sind bei diesem Mastaxtyp groß und besonders deutlich zu erkennen. Ein malleoramater Mastax ist bei den überwiegend sessilen Flosculariaceae [Conochilidae (Abb. 4d), Filiniidae (Abb. 5d), Flosculariidae, Hexarthridae (Abb. 6d), Testudinellidae und Trochosphaeridae] zu finden.

Der virgate Mastaxtyp (Abb. 4e, f, 5e und 6e, f) ist in der Literatur sehr weit gefasst und beschreibt eine Reihe unterschiedliche, teilweise asymmetrische Trophi aufweisende Kaumägen (Abb. 6e), die vornehmlich eine saugende Funktion ausüben. Die dorsal aufwärtsgebogenen Rami sind meist schlanker als beim malleaten Typ und weisen auf den Innenrändern für gewöhnlich eine feine Riffelung auf. Das stabförmige Fulcrum ist auffällig lang und am freien Ende oftmals stempelartig verbreitert (Abb. 5e und 6e, f). Die Unci weisen in der Regel nur wenige, einzelne oder reduzierte Zähne auf. Die Manubria sind schlank und besitzen lange Schäfte (Abb. 4f, 5e und 6e). Hypopharynxbildungen sind häufig und in unterschiedlicher Form zu finden. Die Saugfunktion

© Elsevier GmbH, Urban & Fischer Verlag, www.elsevier.de, www.urbanfischer.de

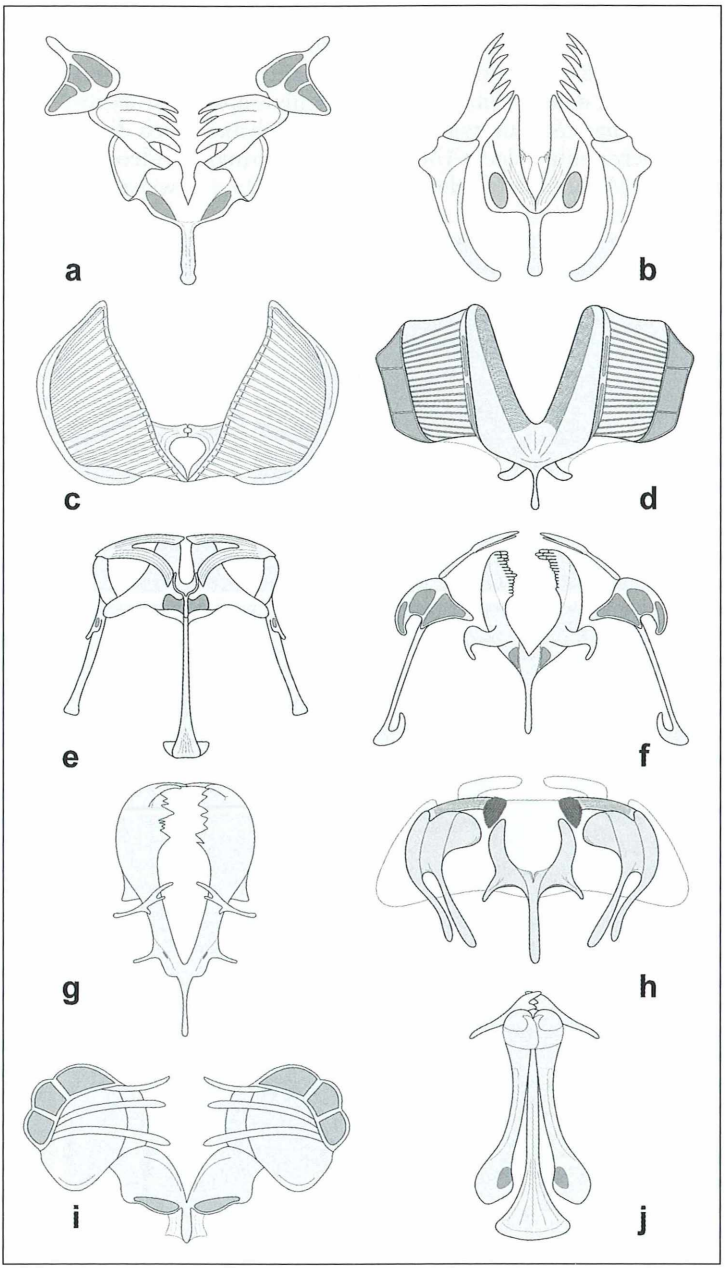


Abb. 5: Schematische Ansicht der Trophi verschiedener Mastaxtypen. **a** Malleat (*Epiphanes senta*), Ventralansicht; **b** modifiziert malleat (*Bryceella stylata*), Dorsalansicht; **c** ramat (*Philodina citrina*), Ventralansicht; **d** malleoramat (*Filinia longiseta*), Dorsalansicht; **e** virgat (*Pleurotrocha petromyzon*), Ventralansicht; **f** forcipat (*Itura meyersi*), Ventralansicht; **g** incudat (*Asplanchna priodonta*), Ventralansicht; **h** cardat (*Lindia tecusa*), Dorsalansicht; **i** uncinat (*Collotheca trilobata*), Ventralansicht; **j** fulcrat (*Seison nebaliae*), Dorsalansicht.

wird durch den so genannten Mastaxrezeptor-Retraktor (oder auch Hypopharynxmuskel) realisiert, welcher am distalen Ende des Fulcrums ansetzt und zum Mastaxrezeptor zwischen den beiden Rami zieht. Bei einer Kontraktion des Muskels wird der Mastaxrezeptor nach caudal gezogen, wodurch ein Unterdruck in der Mastax- beziehungsweise Mundhöhle erzeugt wird. Virgate Mastices treten bei den Familien Notommatidae (Abb. 4f, 5e und 6f), Trichocercidae (Abb. 6e), Gastropodidae sowie in abgewandelter Form bei Microcodidae (Abb. 4e) und Synchaetidae auf. Bei den beiden letzten Familien sind Rami, Unci und Manubria nur sehr dünn und zuweilen miteinander verschmolzen.

Ein zangenförmiges Greifwerkzeug stellt der so genannte forcipate Mastax (Abb. 4g, 5f und 6g) dar. Er wird hauptsächlich zum Ergreifen von Beuteorganismen verwendet, wobei die Trophi weit aus der Mundhöhle ausgestoßen werden können. Die Rami bilden zwei spitz zulaufende Zangen, welche meist anterior und median an den Innenrändern mit feinen Zähnen bewehrt sind. Die Länge des schmalen Fulcrums variiert, ist aber eher als kurz zu bezeichnen. Die Unci sind ebenfalls schlanke, spitze Strukturen mit meist nur einem einzelnen oder wenigen Zähnen (Abb. 4g). Unci und Rami sind zuweilen eng miteinander verzahnt (Abb. 4g). Die Manubrien sind hier länglich und dünn ausgebildet und lassen oftmals nur schwer Kammeröffnungen erkennen. Die Gat-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

tungen *Encentrum, Parencentrum, Paradicranophorus, Wierzejskiella* und *Myersinella* weisen zwischen Manubrium und Uncus ein Zwischenstück, den so genannten Intramalleus auf. Der forcipate Mastaxtyp ist ausschließlich bei den Dicranophoridae (Abb. 4g und 6g) und Ituridae (Abb. 5f) zu finden.

Der incudate Mastax (Abb. 4h, i, 5g und 6h) der Asplanchnidae weist, wie der Name bereits andeutet, einen besonders stark ausgeprägten Incus auf. Tatsächlich sind jedoch ausschließlich die Rami deutlich vergrößert, während das Fulcrum eine eher normale bis kurze Form aufweist. Die sehr kräftigen Rami sind, wie auch

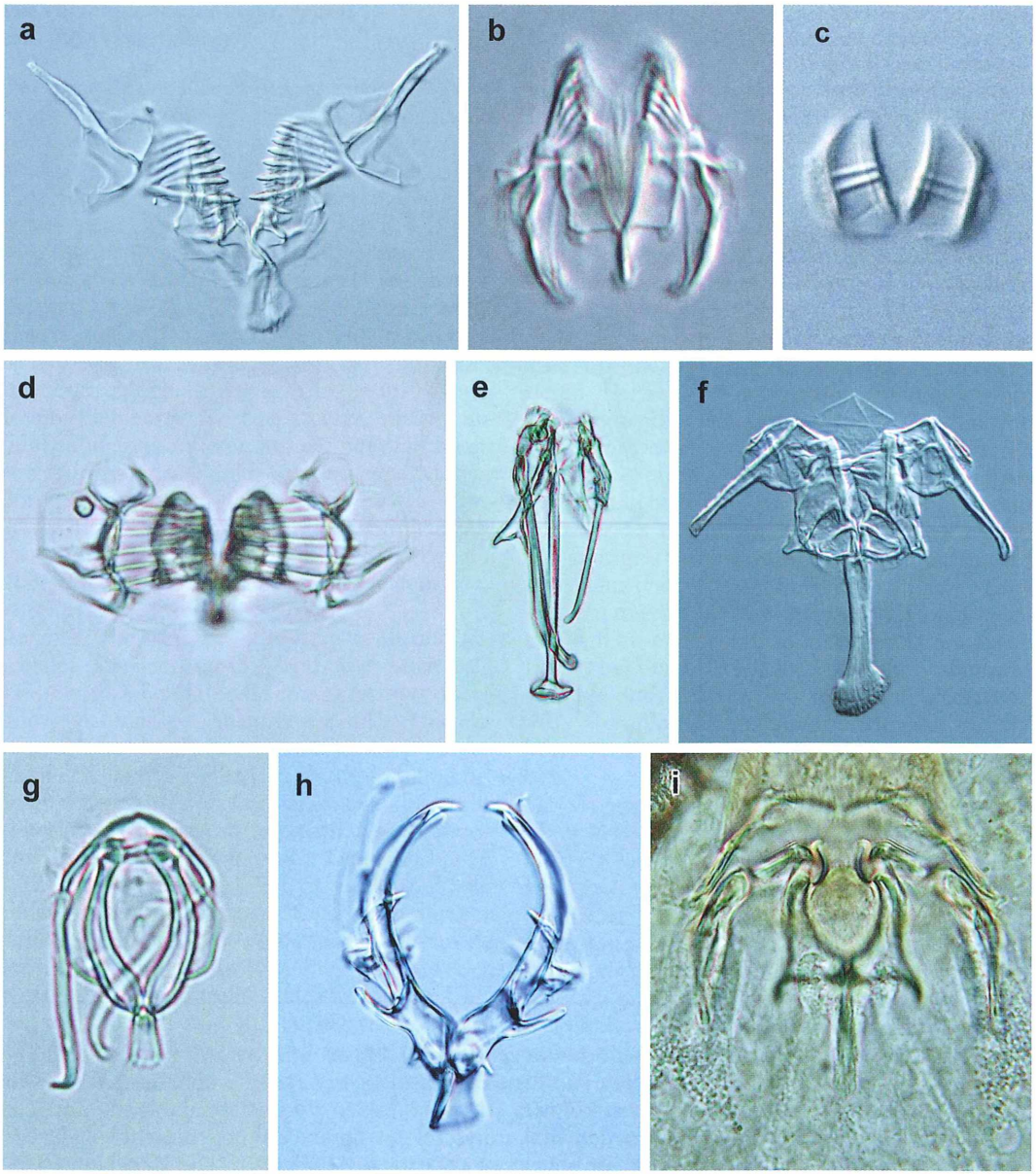


Abb. 6: Lichtmikroskopische Aufnahmen der Trophi verschiedener Rädertiere.
a *Epiphanes clavatula*, **b** *Bryceella stylata*, **c** *Adineta vaga*, **d** *Hexarthra mira*, **e** *Trichocerca rattus*, **f** *Eosphora anthadis*, **g** *Dicranophoroides caudatus*, **h** *Asplanchna brightwelli*, **i** *Lindia tecusa*.

© Elsevier G

beim forcipaten Mastax, am Innenrand mit Zähnen bewehrt und zu Greifhaken ausgebildet. Manubrien und Unci sind bei *Harringia* (Abb. 4i) von normaler Größe, bei *Asplanchna* (Abb. 4h) und *Asplanchnopus* hingegen nur gering ausgebildet und lediglich als vergleichsweise kleine Anhängsel erkennbar. Beim Gebrauch können die Trophi in einer Drehbewegung aus der Mundöffnung herausgestülpt werden.

Ausschließlich bei den Lindiidae kommt der cardate Mastaxtyp (Abb. 4j, 5h und 6i) vor, welcher lyraförmige Rami und ein schmales, mittellanges Fulcrum aufweist. Die Manubria erscheinen zweischäftig, da die ventrale Manubrialkammer vergrößert und caudalwärts gebogen ist. Die flachen Unci besitzen schwach entwickelte, kaum erkennbare Zähne. Ein auffallend großes Hypopharynxelement (Abb. 4j und 6i) ist vorhanden, welches bei einigen Spezies die vier Grundelemente der Trophi ventral umschließt.

Der uncinate Mastaxtyp (Abb. 4k und 5i) ähnelt ein wenig dem malleoramaten Typ. Hier sind insbesondere die Unci stark vergrößert und kräftig ausgebildet. Die Rami sind breit und flach, die Manubria vollständig reduziert und das Fulcrum nur schwach ausgebildet. Der uncinate Mastax tritt ausschließlich bei den sessilen Collothecidae (Abb. 5k und 5i) und Atrochidae auf.

Sehr groß und auffällig ist der fulcrate Mastaxtyp (Abb. 5j), der nur bei den marinen Seisonidae auftritt, ein Taxon mit lediglich drei Arten verteilt auf die zwei Gattungen *Seison* und *Paraseison*. Die Rami dieser Rädertiere sind caudal extrem verlängert und schmiegen sich dem sehr kräftigen und langen, am distalen Ende verbreiterten Fulcrum an. Die Unci sind nur schwach ausgebildet und stellen lediglich schlanke Stäbchen dar. Die Manubrien fehlen völlig. Bei der parasitischen Art *Paraseison nebaliae* kann das Fulcrum ausgestoßen werden und dient vermutlich zum Anstechen seines Wirtstieres.

Präparation und Bestimmung

Für die lichtmikroskopische Beobachtung wird ein einzelnes Tier mit ein wenig Probenwasser auf einen Objektträger gegeben und vorsichtig mit einem Deckglas abgedeckt, so dass es darunter möglichst mittig zu liegen kommt. Bei größeren Arten empfehlen sich Knetefüßchen, die ein Zerquetschen des Tieres verhindern. Dazu zieht man alle vier Ecken eines Deckglases leicht über eine handelsübliche Knetmasse, bevor es behutsam über das sich im Wassertropfen befindende Tier gelegt wird. Durch sanften Druck an den Ecken kann die Dicke des Mediums variiert und das zu untersuchende Objekt vorsichtig zwischen Objektträger und Deckglas einklemmt werden. So positioniert, lassen sich die flinken Rädertiere ideal studieren, ohne dass ständige Bewegungen am Kreuztisch oder Höhentrieb notwendig sind.

Um freie Sicht auf den Kieferapparat des Tieres zu bekommen, muss dieser für gewöhnlich vollständig vom umliegenden Gewebe befreit werden. Nach dem Studium des ganzen Tieres wird hierzu vorsichtig ein Tropfen eines Auflösedetergenz mithilfe einer feinen Glaspipette an eine Ecke des Deckgläschens appliziert. Durch die Kapillarkraft wird die Chemikalie unter das Deckglas gesogen und das Tier in der Regel bis auf die kutikularisierten Trophi-Elemente, welche dann genauer studiert werden können, aufgelöst. Dies sollte unter Beobachtung erfolgen, denn sobald sich Detergenz und Wasser vermischen, beginnt die rasche Auflösung des Rädertieres und ein kleines, isoliertes Kiefergerüst ist nur relativ schwer wiederzufinden, wenn es erst einmal außer Sicht geraten ist.

Als Detergenz eignen sich 4%-ige Lösungen starker Laugen wie Natriumhypochlorid (NaOCl), Kaliumhydroxid (KOH) und Natriumhydroxid (KOH), oder eine Lösung der beiden Proteindenaturierungsmittel Natriumdodecylsulfat und Dithiothreitol (siehe de Smet, 1998). Alternativ, mit jedoch etwas schlechterer Auflösungswirkung, kann auch handelsübliches Spülmittel verwendet werden. Zuweilen ist es ratsam, das verwendete Auflösedetergenz nach Freilegung der Kieferelemente durch vorsichtiges Spülen mit Wasser wieder zu entfernen, da insbesondere Natriumhypochlorid unter der Wärme der Mikroskopbeleuchtung schnell Kristalle bildet.

Anstelle der Auflösung des zu untersuchenden Tieres kann auch ein Quetschpräparat angefertigt werden. Allerdings sind Details der Trophi aufgrund des umliegenden Gewebes dann weniger gut erkennbar. Mithilfe dieser Methode lässt sich prinzipiell jeder Kauer präparieren, studieren und in eine der oben beschriebenen Kategorien einordnen sowie das untersuchte

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Tier mit einigermaßen geübtem Blick einer bestimmten Familie oder einer kleinen Gruppe von Familien zuordnen. Eine Determinierung auf Artebene ist im zweiten Schritt durch eine genaue Analyse des präparierten Kieferapparates und geeigneter Literatur (z. B. Koste, 1978) möglich.

Eine Bestimmungshilfe bietet auch die von der Universität Mailand, Italien geführte Internetseite http://users.unimi.it/melone/trophi/start.html, welche eine Vielzahl rasterelektronenmikroskopischer (REM) Aufnahmen von unterschiedlichen Rädertierarten in systematischer Ordnung zeigt. Eine Differentialinterferenzkontrasteinrichtung (Abb. 6a–f, h–i) erleichtert das intensive Studium der Trophi-Morphologie, da feine Strukturen deutlicher und klarer sichtbar werden.

Für viele loricate Arten der Lepadellidae, Mytilinidae, Lecanidae und teilweise auch Brachionidae existieren allerdings bisher zu wenige Daten über die Trophi-Morphologie. Aus diesem Grunde und auch, weil die Trophi dieser Tiere mitunter sehr klein sind, erfolgt hier die Bestimmung meist über Bestimmungsschlüssel, die als Grundlage die Morphologie des Rumpfpanzers verwenden. Viele Substrukturen der Trophi, die vor allem für phylogenetische Fragestellungen relevant sind, wie auch einige Kiefergerüste an sich, sind mitunter so klein, dass sie aufgrund des begrenzten Auflösungsvermögens und der relativ geringen Vergrößerungsmöglichkeit des Lichtmikroskops nicht detailliert abgebildet beziehungsweise untersucht werden können. Hier weicht man üblicherweise auf das REM aus (Abb. 4), das sowohl den Vorteil einer höheren Vergrößerung als auch einer wesentlich größeren Schärfentiefe bietet und ein deutlich räumlicheres Bild der Trophi ermöglicht. Hierfür werden die Trophi auf einem Deckgläschen präpariert und anschließend mit destilliertem Wasser gespült. Man lässt das Wasser verdunsten und klebt das Deckgläschen auf einen Probeteller, welcher mit Gold, Platin oder Kohlenstoff bedampft wird.

Literaturverzeichnis

de Smet, W. H.: Preparation of rotifer trophi for light and scanning electron microscopy. Hydrobiologia 387/388, 117–121 (1998).

Gosse, H. P.: On the structure, functions, and homologies of the manducatory organs in the class Rotifera. Phil. Trans. R. Soc., London 146, 419–452 (1956).

Koste, W.: Rotatoria. Die Rädertiere Mitteleuropas. Ein Bestimmungswerk, begründet von Max Voigt. Ueberordnung Monogononta. Gebrüder Borntraeger Verlagsbuchandlung, Stuttgart 1978.

Wilts, E. F., Wulfken, D., Ahlrichs, W. H.: Combining confocal laser scanning and transmission electron microscopy for revealing the mastax musculature in *Bryceella stylata* (Milne, 1886). Zoologischer Anzeiger 248, 285–298 (2010).

Wulfken, D., Wilts, E. F., Martínez Arbizu, P., Ahlrichs, W. H.: Comparative analysis of the mastax musculature of the rotifer species *Pleurotrocha petromyzon* (Notommatidae) and *Proales tillyensis* (Proalidae) with notes on the virgate mastax type. Zoologischer Anzeiger (in press).

Verfasser: Eike F. Wilts und Diana Wulfken,
Systematik und Evolutionsbiologie,
Institut für Biologie und Umweltwissenschaften,
Carl von Ossietzky Universität Oldenburg,
26111 Oldenburg, E-Mail: eike.f.wilts@mail.uni-oldenburg.de und diana.wulfken@uni-oldenburg.de

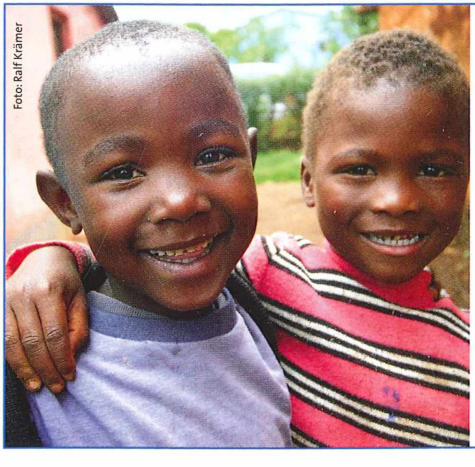


Foto: Ralf Krämer

Friedensstifter
Sie für Ihr Patenkind. Ihr Patenkind für seine Welt.

Eine Patenschaft bewegt. Werden Sie Pate!

Für mehr Informationen
rufen Sie uns an:
0180 33 33 300
(9 Cent/Min. aus dem dt. Festnetz;
Mobilfunktarif ggf. abweichend)

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

KINDER NOT HILFE

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Kurze Mitteilung

Die schwierige Geburt von Seitenwurzeln

Seitenwurzeln bilden sich tief im Inneren der elterlichen Wurzel. Sie müssen durch mehrere Zellschichten hindurchwachsen, um nach außen zu kommen. Dieser Prozess ist besonders gut untersucht bei der Modellpflanze *Arabidopsis thaliana* (Ackerschmalwand) (Péret et al., 2009a, b). Wie bei anderen Kreuzblütlern ist hier die Wurzel sehr einfach aufgebaut und es müssen nur wenige Zellschichten durchbrochen werden. Das Seitenwurzel-Primordium entsteht im Pericykel, der äußersten Zellschicht des Zentralzylinders. Die Seitenwurzel stößt dann durch die Endodermis, die Wurzelrinde und die Rhizodermis hindurch, die hier jeweils nur aus einer einzigen Zellschicht bestehen. Bei Pflanzen mit komplexer aufgebauten Wurzeln ist das im Prinzip ähnlich. Bei manchen teilen sich die Zellen, die das Primordium umgeben und formen eine Tasche.

Man nimmt an, dass die Taschenzellen Enzyme ausscheiden, welche die Zellwände modifizieren und so den Durchbruch der Seitenwurzel ermöglichen. Wenn Reiswurzeln mit Sulfid behandelt werden, verkorken die Wände der Rhizodermis- und Exodermiszellen. Diese können dann enzymatisch nicht mehr angedaut beziehungsweise erweicht werden. Das Seitenwurzel-Primordium wird gebildet, kann aber nicht nach außen durchwachsen (Armstrong und Armstrong, 2005).

Die Seitenwurzelbildung wird durch Auxin kontrolliert. Bei *Arabidopsis* enthalten die Zellen über dem sich bildenden Primordium besonders viel Auxin. In den angrenzenden Zellen der Wurzelrinde und später auch in der Rhizodermis wird nämlich das Gen für den Auxin Influx-Transporter verstärkt exprimiert. Wenn es mutiert, ist nicht die Anlage der Seitenwurzel, wohl aber ihr Durchbruch stark gestört. Wenn der Auxin-Gehalt an der Spitze des Primordiums erhöht ist, tritt die Seitenwurzel schneller heraus (Swarup et al., 2008). Die hohe Auxinkonzentration induziert die Bildung mehrerer Enzyme, welche Zellwand-Polysaccharide abbauen. Die Wände der Primordium-Zellen selbst werden nicht angegriffen. Ihre Polysaccharide sind teilweise methyliert (Laskowski et al., 2006).

Das Auxin wird in jungen *Arabidopsis*-Sämlingen im oberirdischen Spross synthetisiert und anfangs von Zelle zu Zelle und auch im Phloem (Siebteil der Leitbündel) transportiert. Später überwiegt der Transport im Phloem. Wenn die Keimblätter und Blätter entfernt werden, bilden sich keine Seitenwurzeln mehr. Die Seitenwurzeln produzieren „ihr" Auxin erst dann, wenn sie herausgetreten sind (Péret et al., 2009a, b).

Literaturhinweise

Armstrong, J., Armstrong, W.: Rice: sulphide-induced barriers to root radial oxygen loss, Fe^{2+} and water uptake, and lateral root emergence. Ann. Bot. 96, 625–638 (2005).

Laskowski, M., Biller, S., Stanley, K., Kajstura, T., Prusty, R.: Expression profiling of auxin-treated *Arabidopsis* roots: toward a molecular analysis of lateral root emergence. Plant and Cell Physiol. 47, 788–792 (2006).

Péret, B., Larrieu, A., Bennett, M. J.: Lateral root emergence: a difficult birth. J. Exp. Bot. 60, 3637–3643 (2009a).

Péret, B., de Rybel, B., Casimiro, I., Benkova, I., Swarup, R., Laplaze, L., Beeckman, T., Bennett, M. J.: *Arabidopsis* lateral root development: an emerging story. Trends Plant Sci. 14, 399–408 (2009b).

Swarup, K., Benková, E., Swarup, R., Casimiro, I., Péret, B., Yang, Y., Parry, G., Nielsen, E., De Smet, I., Vanneste, S., Levesque, M. P., Carrier, D., James, N., Calvo, V., Ljung, K., Kramer, E., Roberts, R., Graham, N., Marillonnet, S., Patel, K., Jones, J. D., Taylor, C. G , Schachtman, D. P., May, S., Sandberg, G., Benfey, P., Friml, J., Kerr, I., Beeckman, T., Laplaze, L., Bennett, M. J.: The auxin influx carrier LAX3 promotes lateral root emergence. Nature Cell Biol. 10, 946–954 (2008).

Eberhard Schnepf, Heidelberg

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Biomechanik von Flugsamen
Teil 5: Absinken von Pappus tragenden Diasporen mit geringer Flächenbelastung. Beispiel: Weide (Salix spec.)

Werner Nachtigall

Während die bekanntesten Pappus tragenden Diasporen, die Fallschirmchen des Löwenzahns, mit rund 30 cm s^{-1} absinken (Nachtigall, 2009a–d), sinken die Diasporen der Weiden und Pappeln viel langsamer. Sie können dadurch vom leisesten Windhauch mitgeführt und somit weit verbreitet werden. In dieser Arbeit untersucht der Autor, wie sie das bewerkstelligen.

Wenn Weiden oder Pappeln ihre Diasporen entlassen, ist die Luft voll von kleinen Wattebällchen, die einzeln oder in kleinen Klumpen verdriftet werden und dabei auch kaum merklichen Windbewegungen folgen. In Abbildung 2b ist die Seitgeschwindigkeit einer kleinen Böe nicht größer als 2 cm s^{-1}! Die sehr kleinen Samenkörner sind als winzige, walzenförmige Gebilde mit bloßem Auge noch gut zu erkennen. Der Pappus bildet beim Ablösen einen Schopf, der sich bei trockener Witterung eher kugelig ausbreitet und auch verfilzen kann. In der Draufsicht beträgt der mittlere Durchmesser des Pappus etwa 0,8 cm. Die Masse einer einzelnen Diaspore ist mit 0,14 mg (gewogen wurde ein Pulk von 100 Stück) sehr gering. Liegt es an dieser Miniaturisierung, dass diese Diasporen so langsam absinken und damit jeden noch so geringen Windhauch für eine effektive Ausbreitung nutzen können?

Feinbau

Die Abbildung 1a–c zeigt drei Diasporen, die mit einem Sieb „frisch aus der Luft gefischt" worden waren, anhaftend an drei feinen Nähnadeln. In den Teilabbildungen d–f sind REM-Aufnahmen unterschiedlicher Vergrößerung dargestellt.

Der Pappus besteht aus einigen Dutzend sehr feiner und sehr langer Haare. An zehn Exemplaren wurden im Mittel 78 Haare ausgezählt. Diese sind im Mittel etwa 7 mm lang. In der Basisregion sind sie etwa 6–10 µm, in der Spitzenregion nur rund 3 µm dick. Mit einer mittleren Dicke von etwa 4 µm berechnet sich ihr Längen-Durchmesser-Verhältnis zu rund 1750:1. Querschnitte in verschiedenen Regionen zeigen – im Gegensatz zu *Taraxacum officinale* (Nachtigall, 2009a, dort Abb. 1) – ein einheitliches Lumen (Abb. 1e), so dass man annehmen kann, dass es sich um eine einzige, langgestreckte Zellbildung handelt. Die Feintextur von Samenhaaren unterschiedlicher Arten wurde kürzlich im MIKROKOSMOS beschrieben (Schnepf, 2010). Die Haare können leicht gekräuselt sein. Auffallend ist ihre Tendenz, an allen möglichen Oberflächen anzuhaften, seien diese entfettet und entwässert oder leicht fettig oder wässrig. So ist es schwierig, die Diasporen ohne Störung der Pappus-Geometrie von einer feinen Pinzetten- oder Nadelspitze wegzubekommen. Insbesondere die Spitzenregion haftet sehr gut und das entsprechende Haar kann beim Wegziehen der Diaspore bis zur Spitze rutschen und sich dann etwas ausziehen, bevor es sich ablöst.

Die Haare enden meist in eigenartig löffelförmigen Spitzen (Abb. 1f), die entfernt an die Spatel-Hafthaare von Wasserkäfern (*Hyrous piceus*) erinnern. Diese feinen, sehr dünnen Gebilde schmiegen sich jeder Oberfläche an und haften durch feuchte Adhäsion. Da auch Gegenstände an der Luft in der Regel von einem

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de

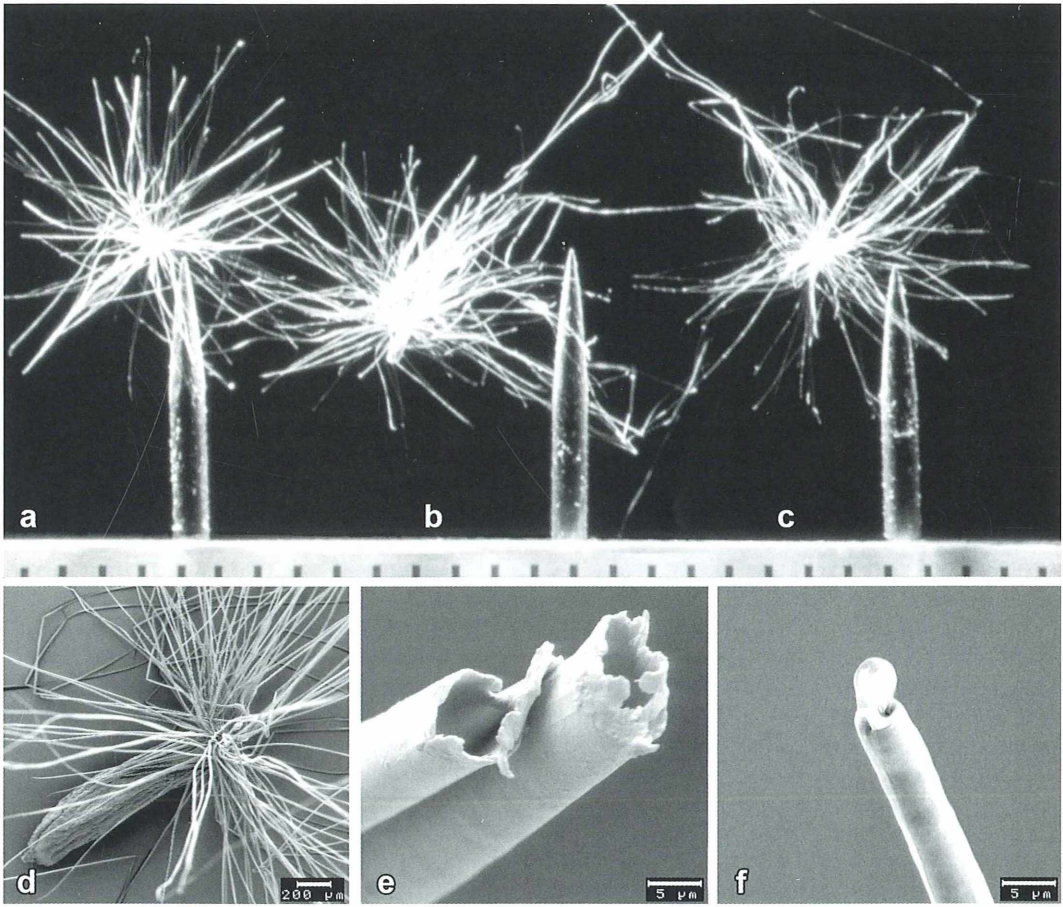


Abb. 1: Diasporen von *Salix* spec. **a–c** Drei Diasporen, auf Nadelspitzen justiert. Maßstab: mm-Abstände. **d–f:** Rasterelektronenmikroskopische (REM) Aufnahmen. **d** Übersichtsaufnahme mit Früchtchen. **e** Bruchstellen von zwei Haaren. **f** Haarende mit „löffelförmiger" Struktur. REM-Aufnahmen von A. Wisser.

feinen, mindestens monomolekularen Wasserfilm überzogen werden, kann man diesen Mechanismus vielleicht auch für die noch feineren Enden der Pappushaare annehmen. Es ist nicht ausgeschlossen, dass bei dieser Haftung auch bereits van-der-Waal-Kräfte eine Rolle spielen, wie sie an den Setae von Gecko-Füßen auftreten. Solche zwischenmolekulare Kräfte können effektiv werden, wenn Haftfortsätze und Oberfläche in sehr engen Kontakt kommen (unter 10 Å). Ob dieser Mechanismus bei den Weiden-Diasporen greift, ist nicht untersucht.

Die Früchtchen (Abb. 1d) können unterschiedlich groß sein. Einige sind etwa 1,4 mm lang und 0,5 mm breit („größere"), die meisten sind etwa 1,0 mm lang und 0,3 mm breit („mittlere"); selten sind sie nur etwa 0,8 mm lang und 0,25 mm breit („kleinere"). Rechnet man ihr Volumen auf ein Kugelvolumen um, so ergeben sich Kügelchen von 1,90 – 0,65 – 0,50 mm Durchmesser (Volumina 0,45 – 0,14 – 0,07 mm^3). Bei gleicher spezifischer Masse – wovon man in etwa ausgehen kann – verhalten sich die Massen beziehungsweise Gewichte wie die Volumina, mit 0,45 : 0,14 : 0,07 also wie 1 : 0,31 : 0,16. Für *Taraxacum officinale* ergäbe sich dagegen ein Kügelchen von rund 2,35 mm Durchmesser und einem Volumen von 6.8 mm^3.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

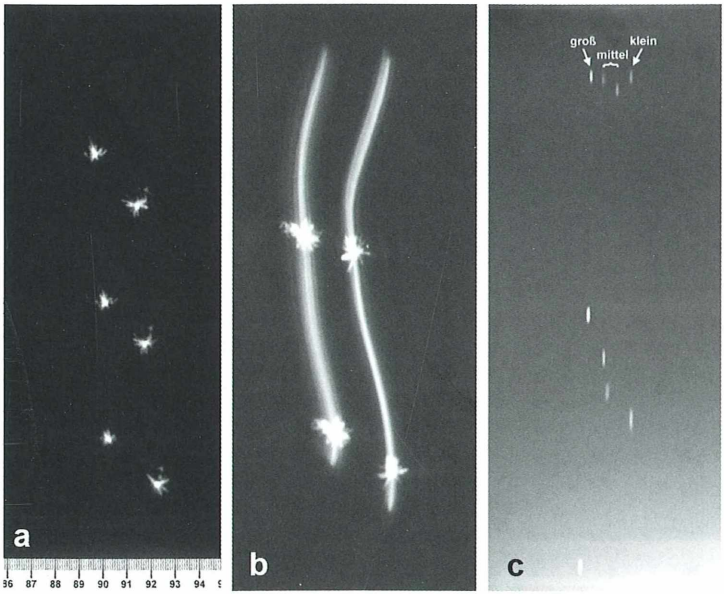


Abb. 2: Beispiele für Sinkversuche mit Diasporen und Früchtchen von *Salix* spec.
a Zwei absinkende Diasporen. Maßstab (unten) zugeordnet. Blitzabstand 0,416 s; $v_{sink\ durchschnittlich}$ = 14,21 ± 0,38 cm s^{-1} (±2,67 %; n = 4).
b wie a mit zusätzlich eingeschaltetem Dauerlicht; Seitwindgeschwindigkeit in Mitte etwa 2 cm s^{-1}; $v_{sink\ durchschnittlich}$ = 13,11 ± 1,09 cm s^{-1} (± 8,31 %, n = 2).
c Vier Früchtchen im freien Fall. Gleicher Maßstab. Blitzabstand 0,097 sek.
Zu v_{sink} vgl. die Einzeichnungen, den Text und Tabelle 1.

Absinkversuche

Mit der bei Nachtigall (2009a, dort Abb. 2) beschriebenen Apparatur wurden an „frisch aus der Luft gefischten" Diasporen bei möglichst absolut ruhender Luft Sinkversuche gemacht. An 15 Diasporen ergaben sich über insgesamt n = 17 Fallabstandsmessungen (Beispiel: Abb. 2a) Mittelwerte für die Sinkgeschwindigkeiten von v_{sink} = 15,61 ± 2,95 cm s^{-1} (±18,90 %; die Rechenwerte sind formal auf zwei Kommastellen angegeben). Abgelöste Früchtchen alleine erreichten dagegen in den Kategorien „groß", „mittel" und „klein" weit größere Fallgeschwindigkeiten von rund 139, 115 und 91 cm s^{-1} (Beispiel: Abb. 2c: Beim ersten Blitz wenige Millisekunden nach dem Abwerfen von der Startplattform sind alle Früchtchen noch etwa auf einer Linie, beim zweiten Blitz bereits unterschiedlich weit gefallen. Genaueres s. u.). Die Fallgeschwindigkeit des *Taraxacum*-Früchtchens ist dagegen mit 179 cm s^{-1} signifikant größer; zu den Standardabweichungen siehe Tabelle 1 und die Diskussion.

Diskussion

Wie sind diese Werte nun zu interpretieren? Kann man sie zu den bekannten Werten der Fallschirmchen des Löwenzahns in Beziehung setzen?

Betrachten wir zunächst die Fallgeschwindigkeiten der als Kügelchen abstrahierten Früchtchen alleine. Nach dem bei Nachtigall 2009b, c abgeleiteten Ansatz $|F_g| = |F_w| = |c_W\ A^1/_2 \rho\ v_{sink}{}^2|$ folgt für stationäres Absinken $v_{sink} = \sqrt{[2\ F_g / (c_W\ A\ \rho)]}$. Hierbei ist F_g das Gewicht, F_w der Widerstand, c_W der Widerstandsbeiwert, A die Stirnfläche, das heißt die Projektionsfläche des Widerstandskörpers senkrecht zur Anströmung, ρ die Luftdichte und v_{sink} die Sinkgeschwindigkeit. Wie erkennbar, ist die Sinkgeschwindigkeit bei gegebener Luftdichte direkt proportional der Wurzel aus dem Gewicht und umgekehrt proportional dem Widerstandsbeiwert und der Stirnfläche. Den Quotienten aus Gewicht und tragender Fläche nennt man im Flugzeugbau Flächenbelastung, FB = F_g / A. Somit kann man die Gleichung auch so schreiben: $v_{sink} = \sqrt{[2\ FB / (c_W\ \rho)]}$.

Mit anderen Worten: Die Diaspore sinkt in Luft umso langsamer ab, je leichter sie ist und je größer ihr Beiwert und ihre Stirnfläche sind. Oder: Sie sinkt bei gegebenem Beiwert umso langsamer ab, je geringer ihre Flächenbelastung ist.

Das Früchtchen von *Salix* ist leichter als das von *Taraxacum*. Da es auch kleiner ist, ist seine Reynoldszahl, auch wenn man für alle Beispiele

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de

Tabelle 1: Kenngrößen und Kenngrößenvergleich für die Diasporen von *Taraxacum officinale* und *Salix* spec. (Werte 5–7 für *Taraxacum* aus Nachtigall, 2009b).

Nr.	Kenngrößen	*Taraxacum officinale*	*Salix* spec.	Wert *Salix* in % von Wert *Taraxacum*
1	Masse Einzeldiaspore m (mg)	1,16	0,14	12
2	Mittlerer Durchmesser Pappus d (cm)	1,4	0,8	57
3	Mittlere Projektionsfläche A_{proj} (cm^2)	1,54	0,50	33
4	Flächenbelastung FB (mg/cm^2; N/m^2)	0,75; 0,074	0,28; 0,028	37
5	Mittlere Sinkgeschwindigkeit Diaspore $v_{sink\ Dia}$ (cm/s)	29,75 ± 1,83 (± 6,15 %) n = 43	15,61 ± 2,95 (± 18,90 %) n = 17	53
6	Mittlere Fallgeschwindigkeit Frucht alleine $v_{fall\ Fru}$ (cm/s)	179,44 ± 22,66 (± 12,63 %) (n = 10)	114,62 ± 24 (± 21 %) (n = 9)	64
7	Reduktion der Fallgeschwindigkeit der Frucht durch Pappus (% von $v_{fall\ Fru}$)	auf 17 %	auf 14 %	82

ein und dieselbe Sinkgeschwindigkeit annimmt, kleiner und damit sein Beiwert größer. Diese Beziehung wurde in den oben genannten Arbeiten über *Taraxacum* bereits verwendet und ist bei Nachtigall (1977) für biologische Fragen diskutiert. Beide Effekte sorgen für ein langsameres Absinken. Unterschiede in den Stirnflächen sind für diese Näherungsbetrachtung vernachlässigt.

Die im Vergleich zum *Taraxacum*-Früchtchen geringere Fallgeschwindigkeit des *Salix*-Früchtchens, wie sie sich aus den Experimenten mit den Früchtchen alleine ergibt, wird damit bereits aus allgemeinen Überlegungen erklärbar. Spiegelt sie sich bei Messungen und detaillierteren Rechnungen mit unterschiedlich großen *Salix*-Früchten wider?

Aus Registrierungen nach Art der Abbildung 2c ist zu entnehmen, dass kleinere Früchtchen langsamer fallen als größere. Die Fallgeschwindigkeiten „groß", „mittel", „klein" sind 138,63 ± 15,68 cm s^{-1} (±11,31%; n = 2) – 114,51 ± 9,89 cm s^{-1} (±8,64%; n = 4) – 90,72 ± 4,11 cm s^{-1} (±4,54%; n = 3). Mit diesen Fallgeschwindigkeiten berechnen sich die auf den Durchmesser d bezogenen Reynoldszahlen zu $Re_d = v\ d/\nu$ (v Fallgeschwindigkeit in m s^{-1}, d Durchmesser in m, ν kinematische Zähigkeit von Luft bei 20 °C = $1{,}5 \times 10^{-5}$ $m^2\ s^{-1}$) zu rund 175 – 50 – 30. Diesen entsprechen nach Eichkurven c_W (Re) von Kugeln Widerstandsbeiwerte c_W von rund 0,8 – 2,5 – 3,5. (Vgl. Literaturdaten in Nachtigall, 1977, Abb. 6a, S. 21.) Für Rotationsellipsoide, die der Früchtchenform näher kommen, verlaufen die Kennlinien prinzipiell ähnlich. Das Ersatzkügelchen von *Taraxacum* erreicht bei seiner typischen Fallgeschwindigkeit von 180 cm s^{-1} eine Reynoldszahl von rund 280 und damit einen Widerstandsbeiwert von lediglich etwa 0,5.

Da kleinere Ersatzkügelchen einerseits leichter sind (Massenverhältnisse „groß", „mittel", „klein" 1:0,31:0,16), andererseits größere Widerstandsbeiwerte aufweisen (Beiwertverhältnisse 1:3,1:4,4) müssen sie jedenfalls langsamer fallen. Dies spiegeln die Registrierungen trotz des geringen Messumfangs wider. Da sich die Standardabweichungen nicht oder kaum überlappen, erübrigen sich Signifikanztests auf Unterschiede der Mittelwerte.

Neben dem Früchtchen enthält die Diaspore aber auch noch den Pappus. Dieser ist bei *Taraxacum* mehr strahlenförmig-radiär, bei *Salix* eher schopfartig-watteförmig ausgebildet. Die Beiwerte dieser Konfigurationen sind nicht genau bekannt, doch werden sie ähnlich und aus den in den obengenannten Arbeiten geschilderten Gründen sehr hoch sein, insbesondere bei kleinen Reynoldszahlen. Aus strömungsmechanischen Gründen steigen auch sie mit geringeren Reynoldszahlen an. Diese Re-Zahlen sind für *Salix* kleiner, nämlich 63% („große") bis 11% („kleine") der Re-Zahlen für *Taraxacum*.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Die Diaspore von *Salix* sinkt nur etwa halb so rasch ab wie die von *Taraxacum*. Die Reduktion der Fallgeschwindigkeit der Frucht durch den jeweiligen Pappus auf 17% beziehungsweise 14% der Fallgeschwindigkeit der Frucht alleine (Tabelle 1) ist aber angenähert gleich. Das „Pappus-Prinzip" scheint also ausgereift zu sein. Es führt zu gleichen Verbesserungen (Verringerung) der Sinkgeschwindigkeit, ob es nun mit einem eher flächigem Strahlenkranz arbeitet wie bei *Taraxacum* oder mit einem eher zerstreut-kugelig-watteartigen wie bei *Salix*.

Somit werden die vergleichsweise kleineren Sinkgeschwindigkeiten der Diasporen von Weiden (und von den entsprechend konfigurierten Pappeln) bereits aus dem Proportionsansatz verständlich. Als zentrale Größe schält sich hierbei die Flächenbelastung heraus. Sie ist bei *Salix* mit 0,28 g cm^{-2} beziehungsweise 0,028 N m^{-2} deutlich geringer als bei *Taraxacum* mit 0,75 g cm^{-2} beziehungsweise 0,074 N m^{-2} (Tabelle 1). Die bei *Salix* gemessenen Sinkgeschwindigkeiten dürften mit zu den kleinsten gehören, welche die Natur mit pappustragenden Diasporen solcher Größe erreichen kann.

Im Vergleich mit Tieren und technischen Gebilden sind diese Flächenbelastungen außerordentlich gering: Kleinvögel und Fallschirmspringer circa 20 N m^{-2}, Enten etwa 100 N m^{-2}, Boeing 747 circa 7000 N m^{-2}.

Eine noch weitere Verringerung könnte man sich bei gegebener Früchtchenmasse nur durch eine Ausweitung der Pappusfläche und/oder eine größere Vernetzung vorstellen. Das aber würde einerseits zusätzliches Pappusmaterial kosten. Dadurch würde die Energie für die Ausbildung eines Pappus steigen. Andererseits würde der Pappus schwerer, kontraproduktiv für die Sinkgeschwindigkeit. Wie häufig bei Optimierungsüberlegungen tröstet man sich damit, dass man die „Konstruktionseffizienz" der Natur zwar abschätzen, im Einzelnen aber nicht verstehen kann, dabei aber annehmen darf, dass die natürliche Evolution in dem Vielparametersystem „Aufbauenergie, Diasporenzahl, Pappuskonfiguration, Gewichtsreduktion, ..., ... Sinkgeschwindigkeitsverringerung, Ausbreitungsstreckenerhöhung" einen tragfähigen Kompromiss gefunden hat.

Danksagungen

Der Autor dankt der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz für Arbeitsmöglichkeiten, Herrn Dr. A. Wisser, Saarbrücken, für die REM-Aufnahmen, die Tafelanordnung der Abbildungen sowie die Feinwägung.

Literaturhinweise

Nachtigall, W.: Zur Bedeutung der Reynoldszahl und der damit zusammenhängenden strömungsmechanischen Phänomene in der Schwimmphysiologie und Flugbiophysik. In: Nachtigall, W. (Hrsg.): Physiology of movement – Biomechanics. Bewegungsphysiologie – Biomechanik. Fortschr. Zool. (ed. M. Lindauer), 24, 13–56 (1977).

Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 1: Mikrostrukturierung und Verringerung der Sinkgeschwindigkeit der Fallschirmchen des Löwenzahns. Mikrokosmos 98, 153–158 (2009a).

Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 2: Stabilität und Verbreitung der Fallschirmchen des Löwenzahns. Mikrokosmos 98, 198–205 (2009b).

Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 3: Die Federbällchen der Kratzdistel als Meister der Windverbreitung. Mikrokosmos 98, 266–271 (2009c).

Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 4: Strömungseffekte am Pappus und seinen Flughaaren bei Löwenzahn und Kratzdistel. Mikrokosmos 98, 352–358 (2009d).

Schnepf, E.: Flughaare von Samen und Früchten und die Textur ihrer Zellwände. Teil 1: Samenhaare. Mikrokosmos 99, 157–162 (2010).

Verfasser: Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall, Außenstelle Universität des Saarlands zur Arbeitsstelle für Technische Biologie und Bionik der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz an der Universität Bonn.
Postanschrift: Prof. Dr. W. Nachtigall, Universität, Bau A 2.4, Raum 043, 66041 Saarbrücken,
E-Mail: w.nachtigall@mx.uni-saarland.de

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Myrica gale – Vom Gold der Gagelkogge

Erich Lüthje und Hans Brogmus

Wir reisten nordwärts über einen Sumpf, eine Viertelmeile lang, der gänzlich bar von Bäumen war, aber viel Gale fand ich weglängs. ... Im Sumpf wuchs hier Gale, was ich in Västerbotten noch nicht gesehen. **Kein Geringerer als Carl von Linné begegnet an diesen Stationen seiner „Lappländischen Reise" dem Gagelstrauch. Als wir das Gewächs 278 Jahre danach in unserer norddeutschen Heimat aufsuchten, hieß es mittlerweile *Myrica gale*.**

Das Wort „Gagel" ist bis ins Altenglische zurückzuverfolgen; seine weitere Herleitung gilt als unbekannt. Der von Linné gewählte Gattungsname *Myrica* ist zwar lautlich identisch mit lat. myrica (gr. myrike), worunter in der Antike Ovid und Plinius sowie Theophrast und Dioskurides die Tamariske verstanden. Zwischen Tamariske und Gagelstrauch lassen sich aber keine typischen Vergleichsmerkmale erkennen. So ist das Übertragungsmotiv bislang unzureichend erklärt. Möglicherweise griff Linné direkt auf das griechische myron (wohlriechendes Salböl) zurück (Genaust, 2005; Hecker, 1998).

Gagel = Porst = Borse

Am Standort der von uns untersuchten Pflanzen unweit von Kellinghusen (Schleswig-Holstein) ist der Gagel nur unter dem Namen Porst bekannt; ein Bauer vor Ort nannte ihn Borse. Botanisch firmiert der Porst aber unter dem Namen *Ledum palustre*. Diese Unschärfe der Benennung geht auf zwei gemeinsame Eigenschaften beider Sträucher zurück. Zum einen ist dies ihr Geruch. „Ledum" bezeichnet die wohlriechende, harzige Substanz, die aus verschiedenen Arten der Gattung *Cistus* (Cistrose) gewonnen wurde. Der antike Name wurde von Linné auf den in Südeuropa unbekannten Sumpf-Porst (*Ledum palustre*) nach dem stark balsamischen Geruch übertragen (Genaust, 2005). Im MIKROKOSMOS wurde der Sumpf-Porst 2007 in umfassender Weise von Bruno Ortner vorgestellt. Auch der Gagel duftet aromatisch nach seinem ätherischen, toxisch wirkenden Öl.
Die zweite Gemeinsamkeit liegt in der früheren Nutzung beider Arten: Gagel-Blätter wurden von unseren Altvorderen anstelle von Hopfen auch dem Bier zugesetzt. Solches Porstbier hatte eine stark berauschende Wirkung, vergleichbar jenem Bier, dem der Sumpf-Porst zugesetzt wurde. Am Niederrhein bereitete man bis zum 15. Jahrhundert mit seinen Blättern das Grutbier (nach Grut für Gagelstrauch; Hecker, 1998).

Vom Gagel zum Gageln

Der Gagel ist – wie von den Weiden bekannt – zweihäusig. Zur Blütezeit (April–Mai) fallen die kupferroten männlichen Büsche durchaus ins Auge (Abb. 1). Schwieriger sind die weiblichen Pflanzen zu finden. Ihre grünlichen Blütenstandsknospen (Abb. 2) sind nur klein und auf den ersten Blick mit Blattknospen zu verwechseln. Alles in allem ist der Gagel im Gelände kein ausgemachter Hingucker. Unter der Stereolupe freilich wirken insbesondere seine Schwimmfrüchte höchst eindrucksvoll (Abb. 3 und Titelbild). Beim Betrachter gagelt es gleichsam, um nicht von einem (gelinden) Goldrausch zu sprechen, denn junge Zweige und die daran sitzenden Blütenstände sind reich mit golden glänzenden Harzdrüsen besetzt. Junge Früchte, die man im Juli bis Anfang August sammelt, lassen sich gut quer schneiden (Abb. 4). Man spießt eine Frucht im unteren Bereich mit der Präpariernadel auf und fertigt dann aus der Mitte einen dünnen Schnitt. In dessen Zentrum liegt die trockene Steinfrucht mit einer sehr harten Innenwand (Samenschale, dunkel). Umgeben ist der Samen von einem Schwimmring aus Aerenchym (Abb. 4, hell punktiert). Links und rechts sitzt ihm jeweils ein Vorblättchen an, welches ebenfalls aerenchymatisch gefüllt ist und in seiner Mitte ein Leitbündel

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

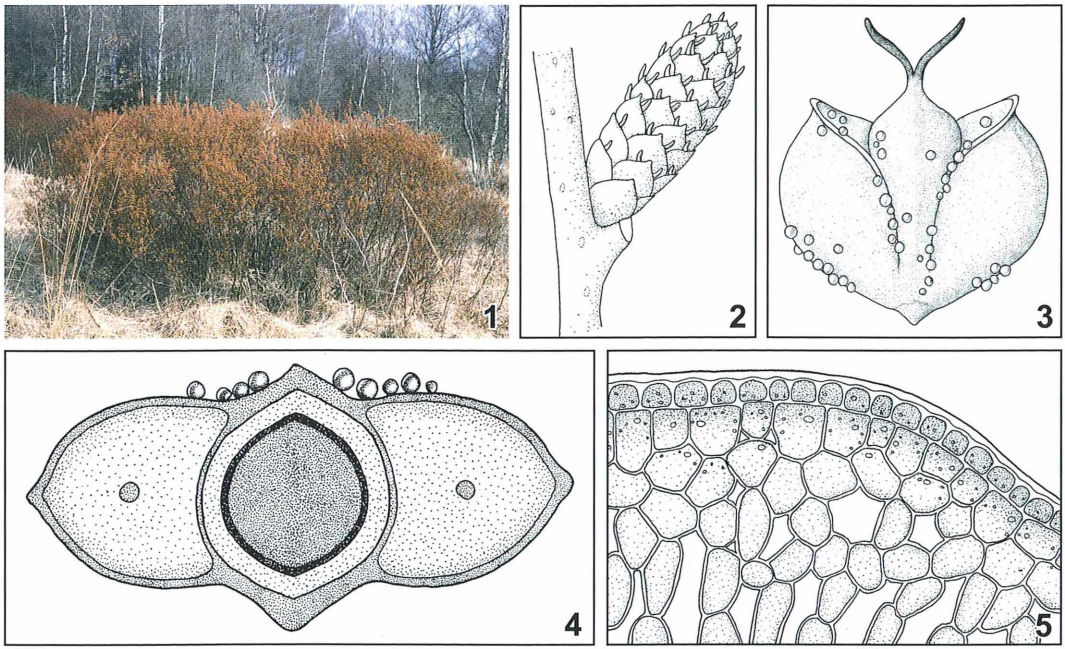


Abb. 1: Männlicher Gagelstrauch am Standort bei Kellinghusen (13. 4. 2010). – **Abb. 2:** Weiblicher Blütenstand (Länge 5 mm) oberhalb einer Blattabwurfstelle, Zweig mit Lentizellen. – **Abb. 3:** Gagelfrucht (Breite 2–2,5 mm) mit zwei Narbenästen und Harzdrüsen. – **Abb. 4:** Gagelfrucht quer; Samenschale schwarz; links und rechts ein aerenchymatisches Vorblatt mit Leitbündel. – **Abb. 5:** Gagelfrucht; Randbereich eines Vorblattes (0,3 mm breit); Epidermiszellen und nächste Schicht dunkel grünlich, übriges Gewebe hell.

führt. Die Epidermiszellen der Vorblätter sowie die Schicht darunter sind grünlich und dunkler, die übrigen Zellen heller (Abb. 5). Chloroplasten und weitere Zellstrukturen sind nur schlecht auszumachen. An einem Querschnitt erkennt man die Zellen des Aerenchyms am besten ohne Einbettung in Wasser.

Gagelkogge und Gagelfunkeln

Von der Seite besehen, erinnert die Frucht den phantasiebegabten Betrachter an eine Hansekogge. Freilich schwimmt die Gagelkogge (soweit wir dies überprüften) nicht etwa mit ihrem Kiel nach unten und mit den zwei Wimpeln (Narben) in die Höhe, sondern treibt als Schwimmfrucht flach auf dem Wasser. Auf den Vorblättchen und dem zweiblättrigen Fruchtknoten funkeln gleich Edelsteinen goldgelbe Harzdrüsen von 0,15–0,2 mm Durchmesser – im Dunkelfeld und bei Seitenlicht eine Augenweide!

Dieses Gagelfunkeln wie im Titelbild einzufangen, ist nicht ganz einfach. Unterseite und Reflexionspunkt des einzelnen Harztropfens erfordern nämlich gestalterisch einen hellen Untergrund, während die Drüsen einer grünen Unterlage (Blattober- und -unterseite) aufsitzen. Das Ummalen aller Harzgebilde mit Wasserfarben wäre zum Scheitern verurteilt, weil diese Farben zu schnell trocknen. Der Ausweg: Es entstand zunächst eine Vorzeichnung der Gagelfrucht auf weißem Aquarellpapier, auf welcher die Lage der Harztröpfchen durch Kreise und Ellipsen angedeutet war. Nun wurde mit einem feinen Pinsel Rubbelkrepp (eine weißliche Flüssigkeit, erhältlich in Fachgeschäften) auf die Harzstellen aufgebracht. Nach 15 Minuten konnte dann das Grün der ganzen Frucht in einem Zuge aufgetragen werden. Als diese Farbe getrocknet war, ließ sich mit der Zeigefingerkuppe der durchsichtige Rubbelkreppfilm vorsichtig entfernen. Danach erhielten die Harztröpfchen mit Echtgelb ihr farbliches Gewand, wobei ein Fenster für die

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck und Verwendung

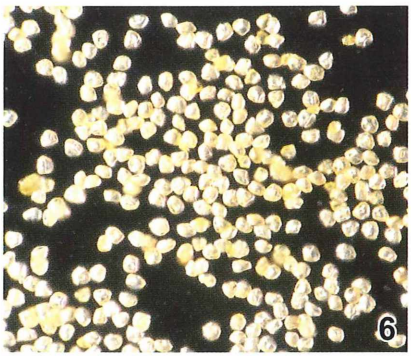
Reflexionsstelle frei beiben musste. Schattierungen und die Bernsteinfarbe waren mit Lasurgelb zu erzielen.

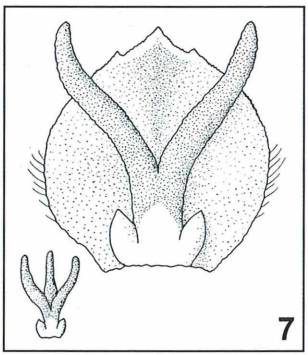
Eine Gagelkogge entsteht

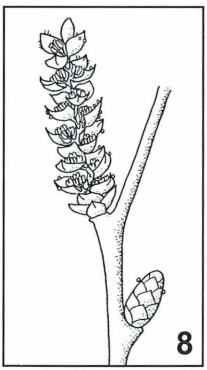
Bevor dieses stolze Fruchtschiff vor unserem geistigen Auge vom Stapel läuft, verfolgen wir auf der botanischen Werft (im Kätzchen) seinen Werdegang.
Abbildung 2 zeigt ein weibliches Kätzchen (Status 10.4.2005) von 5 mm Länge. Seine Schuppen werden von Tragblättern gebildet. Von unserer späteren Gagelkogge schauen vorerst nur deren Wimpel als die rötlichen Spitzen der zwei Narben aus jeder Blüte heraus. Bei ihrer grubigen Oberfläche genügt das wohl zum Auffangen der Pollen (Abb. 6; Windbestäubung!). Das Kätzchen sitzt über einer Blattabwurfstelle; in der Rinde sind einige Lentizellen erkennbar.
Auf Abbildung 7 blicken wir hinter ein Tragblatt. Vor dieser 1,5 mm breiten Schuppe steht die weibliche Blüte mit oberständigem Fruchtknoten. Er endet in zwei Griffelästen und wird von den zwei Vorblättchen flankiert, die einmal Bug und Heck des imaginären Gefährts darstellen werden. Selten findet man drei Narben (Abb. 7, unten).

Die etwas andere Gagelkogge

Lange vor dem Laubaustrieb entfalten sich die 10–15 mm langen männlichen Blütenstände (Abb. 8). Jeweils vier Staubblätter bilden hier eine Blüte in der Achsel eines Tragblattes (Abb. 9). Ihre Theken sind zunächst kupferrot, später wechselt die Färbung hin zu lila. An den Schuppen (Tragblättern) glänzt wiederum das Gagelgold. Da die windblütigen Kätzchen schon sehr zeitig angelegt werden und die Staubblätter im Winter bereits vollständig entwickelt sind, erblühen sie bereits an den ersten milden Tagen (Hecker, 1998). Am 19.4.2005 waren die Sträucher bei Kellinghusen bereits verblüht.
Betrachten wir ein männliches Kätzchen von der Seite, erinnert ein Tragblatt an einen schnittigen Schiffsbug. Freilich müssen wir unsere metaphorische Phantasie etwas zügeln, denn diese Kogge ist ihren Bauelementen nach nicht mit der Gagelfrucht gleichzusetzen. Hier gibt es weder Vor- noch Fruchtblätter. Umgekehrt gehört das Tragblatt der weiblichen Kätzchen







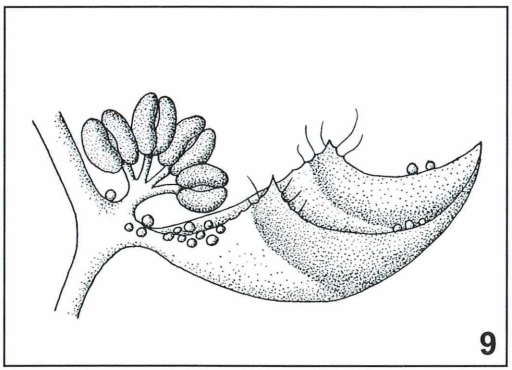


Abb. 6: Pollen des Gagelstrauchs. – **Abb. 7:** Weibliche Blüte des Gagelstrauchs; Tragblatt (Breite 1,5 mm) und Blüte mit Stempel; gelegentlich treten dreinarbige Blüten auf. – **Abb. 8:** Männliches Kätzchen (15 mm lang) und Blattknospe (3 mm lang). – **Abb. 9:** Männliche Blüte: Ein Tragblatt mit vier Staubgefäßen; Breite der Zeichnung 3,5 mm.

©Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

nicht zur koggenähnlichen Frucht – eine etwas vergagelte Sachlage.

Vom Aquarell zum Bodypainting

Während die Zeichnungen dieses Beitrags nach zeitgerecht gesammeltem Material angefertigt wurden, fanden sich im Jahr 2010 am 13. April neben vielen abgeblühten Kätzchen kaum mehr stäubende Nachzügler (Abb. 10). Immerhin konnte vom mitgenommenen Material noch der Pollen fotografiert werden (Abb. 6). Bei Lufteinbettung sahen die Staubkörner im Mikroskop wie getrocknete Erbsen aus. Sie rieselten leicht aus den Kätzchen heraus (sekundäre Windblütigkeit). Stichproben ergaben Abmessungen von 26–32 µm Länge und 20–23 µm Breite.

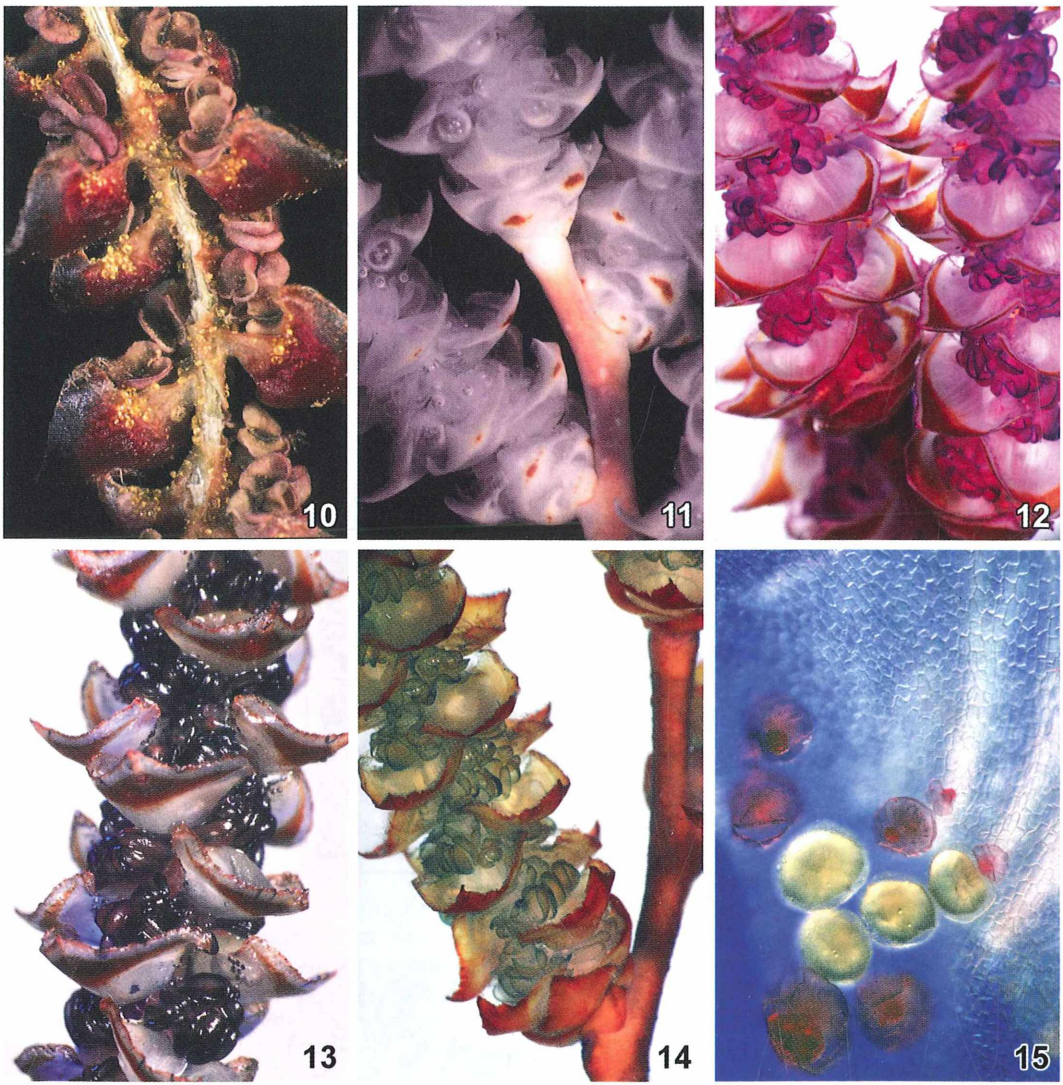


Abb. 10: Abgewelktes männliches Kätzchen. – **Abb. 11:** Mit Klorix gebleichte männliche Kätzchen. – **Abb. 12:** Männliches Kätzchen; nach Bleichung mit Karbolfuchsin gefärbt; Objekt unter Wasser. – **Abb. 13:** Männliches Kätzchen; nach Bleichung mit Etzolds FCA gefärbt. – **Abb. 14:** Männliches Kätzchen; nach Bleichung mit Astrablau-Safranin und Lugol'scher Lösung gefärbt; Objekt unter Wasser. – **Abb. 15:** Intakte Harzdrüsen (gelb) und entleerte Drüsen (rot) an einem gebleichten Tragblattfragment.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck und Reproduktion

Weibliche Sträucher entgingen bei der Suche am Standort dem Blick des Fotografen. Was tun angesichts dieser welken Tristesse? Hier schien die Färbung der ganzen Kätzchen angezeigt – ein eher unkonventionelles Verfahren, aber es zeigt durchaus ansehnliche und bisweilen auch sachlich interessante Resultate. Das Material wurde zunächst in Klorix gebleicht. Nach vollständiger Einwirkung hatten die Zweigenden mit den reinweißen Kätzchen und der reifartig durchschimmernden Rinde etwas Feenhaftes angenommen. Bei kürzerer Bleichung blieb nahe dem Rand der Tragblätter ein brauner Streifen stehen, welcher den Eindruck eines schnittigen Schiffsbugs wirksam untermalte (Abb. 13).

Nun ging es am Labortisch recht bunt zu: Es folgten Einfärbungen in verdünnter Giemsa-, Ziehl/Neelsen- und Astrablau-Safraninlösung beziehungsweise FCA nach Etzold sowie mit Lugol. Die Tinkturen, so schien es, wirkten geradezu belebend auf das abgeblühte Material: Die eingetrockneten Staubbeutel quollen wieder auf, leere Harzdrüsen nahmen eine blaue oder rote Färbung an, während gefüllte nach wie vor golden glänzten. Die zarten Haare am Tragblattrand, zuvor recht unauffällig, traten nun dekorativ hervor.

Trocknen durfte das Material für die Fotografie (mit dem Zeiss-Tessovar bei 1,1–5facher Vergrößerung) freilich nicht, sollte es sein angehübschtes Aussehen nicht einbüßen. Erste Fotos (Abb. 13) zeigten, dass die feuchte Objektoberfläche das Blitzlicht stark reflektieren konnte – das musste unterbunden werden.

Tassenspielertrick und Goldsuche

Aus diesem Grund wurde das Präparat am Rande einer weißen Tasse mit Knetgummi fixiert und dann mit Wasser überschichtet. Auf den Fotos erschienen die Kätzchen nunmehr leicht durchstrahlt in zarten Farben und nahezu schwerelos – durchaus attraktiver als das abgeblühte Original (Abb. 12). Als vorteilhaft erwies sich bisweilen die Nachfärbung mit Lugol'scher Lösung (Abb. 14). Dunkle Linien zeichneten auf den Fotos die Konturen nach (etwa am Rand der Staubbeutelöffnungen), andererseits nahm das gesamte Kätzchen eine fast natürlich anmutende gelb-braune Färbung an.

Nach allen Bleich- und Färbeschritten fanden sich an den Tragschuppen immer noch etliche unversehrte Harzdrüsen – das unvergängliche Gold der Gagelkogge! Im Mikroskop trat es besonders vor blaugepoltem Untergrund (Rheinbergschema) mystisch funkelnd hervor, von fuchsinfarbenen, leeren Drüsen wie von Rubinen umringt (Abb. 15). Weißgebleichte Fragmente des Tragblattes ließen an flatternde Segel denken und erlaubten reizvolle Bildkompositionen.

Als Carl von Linné im Mai 1732 von Uppsala aus seine „Lappländische Reise" antrat, führte er in seiner Ledertasche neben Wäsche, Tintenfass, Federbüchse, Perspektiv und Mückenschutzhaube auch ein Mikroskop mit. Wie immer er es während der bisweilen äußerst anstrengenden Unternehmung genutzt haben mag – zum beschaulichen Genuss der Gold geschmückten Gagelkogge wird ihm die Muße nicht vergönnt gewesen sein!

Literaturhinweise

Genaust, H.: Etymologisches Wörterbuch der botanischen Pflanzennamen, 3. Auflage. Nikol-Verlag, Hamburg 2005.

Hecker, U.: Bäume und Sträucher. BLV Verlagsgesellschaft, München 1998.

Linné, C. v.: Lappländische Reise, 1. Auflage. Mit Zeichnungen des Autors. Aus dem Schwedischen übertragen von H. C. Artmann. Insel-Verlag, Taschenbuch Nr. 102, Frankfurt/M. 1975.

Ortner, B.: Der seltene Sumpfporst *Ledum palustre*. Mikrokosmos 96, 193–203 (2007).

Verfasser: Dr. Erich Lüthje, Kruppallee 13, 24146 Kiel und
Hans Brogmus, Salzmannstraße 6, 33739 Bielefeld

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Mit dem Mikroskop am Nil – Planktonuntersuchungen mit dem Swift-Exkursionsmikroskop

Hans-Jürgen Voß

„Einmal möchte ich eine Kreuzfahrt auf dem Nil machen!" Dieser lang gehegte Wunsch meiner Frau wurde im Herbst 2009 endlich realisiert! Hinzu kam ein verlockender Gedanke: Könnte man das kulturell ausgerichtete Besichtigungsprogramm einer Nilkreuzfahrt nicht um einige biologisch-ökologische Aspekte erweitern? Und obwohl wissend, dass viele Planktonorganismen Kosmopoliten sind, könnte es doch auch nicht ganz uninteressant sein, Wasserproben des Nils auf möglicherweise exotische und fremdartige Lebewesen zu untersuchen.

Folglich kamen ein kleines Planktonnetz (Maschenweite 65 µm) mit Wurfleine, Objektträger, Deckgläschen, Kunststoffpipetten und einige Filmdöschen als Sammelgefäße mit ins Reisegepäck.

Gut für die Reise: Das Swift-Mikroskop

Für die mikroskopischen Untersuchungen sollte das kleine Exkursionsmikroskop M51 beziehungsweise J51 der Firma Swift zum Einsatz kommen (Abb. 1). Dieses Mikroskop ist seit 2008 wieder über die Firma Microthek GmbH in Hamburg erhältlich. Das kleine, kompakte Mikroskop misst gerade mal 13,8 ×4,0×18 cm (L×B×H) und wiegt ohne angesetztes Zubehör 1150 g. Drei Objektive (4fach, 10fach und 40fach) ergeben mit dem 10fach vergrößernden Weitfeldokular einen für Exkursionszwecke ausreichenden Vergrößerungsbereich. Das in umgekehrter Bauweise gehaltene Gerät wird in der aktuellen Version mit einer LED-Beleuchtung angeboten, so dass das umständliche Einspiegeln des Lichtes, wie es bei dem Vorgängermodell noch der Fall war, entfällt (Hoffmann, 1981). Die LED-Beleuchtung sorgt für Netzunabhängigkeit und für eine lange Betriebsdauer, was den Feldeinsatz noch ein wenig attraktiver macht. Am unteren Ende weist die Beleuchtungseinrichtung eine Kondensorlinse auf. Wird das linsentragende Beleuchtungsteil durch Lösen einer der Innensechskantschrauben auf circa 7–8 mm in Richtung Präparat abgesenkt, erreicht man die beste Ausleuchtung und Auflösung (Fraunhofer, H.,

Abb. 1: Das Swift-Exkursionsmikroskop M51 mit der neuen LED-Beleuchtungseinrichtung. –
Abb. 2: Das Exkursionsmikroskop ist in einem stoßfesten Transportkoffer untergebracht. –
Abb. 3: Zur Mikrofotografie wird das Okular gegen eine adaptierte Nikon-Coolpix 4300 ausgetauscht.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Fa. Microthek GmbH; persönliche Mitteilung). Etwas gewöhnungsbedürftig ist jedoch das Verschieben des Präparats auf dem kleinen Objekttisch, denn dabei kommt ein Frischpräparat sehr leicht in Kontakt mit den Präparateklammern. Wer das vermeiden möchte, kann als optionales Zubehör einen anschraubbaren Objektführer erwerben. Es empfiehlt sich auf jeden Fall, das Mikroskop zusammen mit einem Tischstativ zu verwenden, damit eine bequeme Einblickhöhe eingestellt werden kann.
Das Exkursionsmikroskop wird in einem stoßfesten Aluminiumkoffer als Zubehör geliefert, der darüber hinaus noch Platz hat, um ein wenig Mikroskopiezubehör aufzunehmen (Abb. 2). Insgesamt also eine gelungene Sache für das Handgepäck des Reisefliegers. Doch leider sorgten die ungewohnten Konturen des Mikroskops auf den Bildschirmen der Flughafenkontrollen für höchste Aufmerksamkeit bei den Beamten und damit für eine äußerst zeitintensive Inspektion meiner Gepäckstücke.
Natürlich wollte ich das Gesehene auch dokumentieren und so wurde eine kleine Nikon Coolpix 4300 über eine Okularadaption an das Gerät angepasst (Abb. 3). Zur Fotografie musste dann das Beobachtungsokular gegen die Kamera ausgewechselt werden. Mit dieser Kombination ist die Lebendfotografie von Planktonorganismen – natürlich ein Glücksspiel! Man darf bei dieser Einrichtung, die nur mit einer kleinen Kondensorlinse innerhalb der LED-Beleuchtung arbeitet, daher auch keine allzu hohen Erwartungen an die optische Brillanz stellen. Diese Einrichtung wurde zu Hause jedenfalls erfolgreich getestet, dabei konnten die Kontrastverhältnisse durch Einlegen einer selbstgebauten Blende für die Schiefe Beleuchtung etwas verbessert werden.

In Assuan fängt es an

In Assuan bringt ein Boot die Reisegruppe nach der Besichtigung des Philae-Tempels in ein Naturschutzgebiet im Bereich des ersten Nilkataraktes. An einer ruhigen Stelle kann das Boot anhalten. Das Planktonnetz wird an der sieben Meter langen Wurfleine ins Wasser hinabgelassen – erst bei einer Sichttiefe von etwa sechs Metern verschwinden die hellen Konturen des Netzes! Dreißig bis vierzig Züge sind notwendig, um wenigstens ein bisschen Planktonmaterial ins Probenbehältnis zu bringen. Die Durchmusterung der Probe erbrachte dann folgendes Resultat: Beim Phytoplankton dominieren große Cyanobakterien der Gattung *Oscillatoria* – vermutlich handelt es sich dabei um *O. limosa* (Abb. 4 und 5) – und Kieselalgen-Kolonien der Gattung *Aulacoseira* (Abb. 6). Daneben finden sich – ebenfalls noch relativ häufig – der Dinoflagellat *Ceratium hirundinella* und die Grünalge *Pediastrum duplex* (Abb. 7 und 8). Das Zooplankton wird hauptsächlich durch die Nauplius-Larven von Ruderfußkrebsen und durch den Blattfußkrebs *Ceriodaphnia quadrangula* repräsentiert (Abb. 11 und 12). Daneben finden sich – aber weitaus weniger häufig –

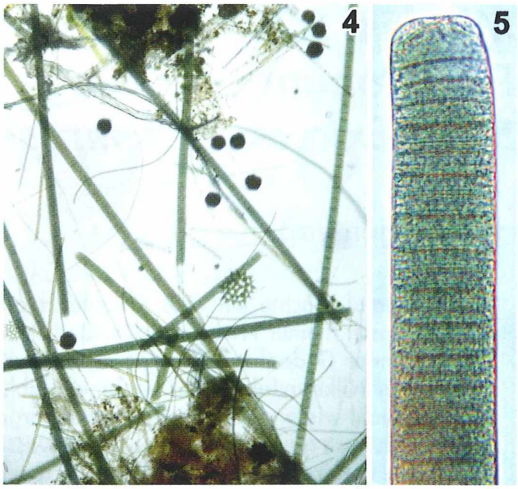


Abb. 4: In der ersten Nilprobe dominieren Cyanobakterien. – **Abb. 5:** Cyanobakterie *Oscillatoria* spec. bei stärkerer Vergrößerung.

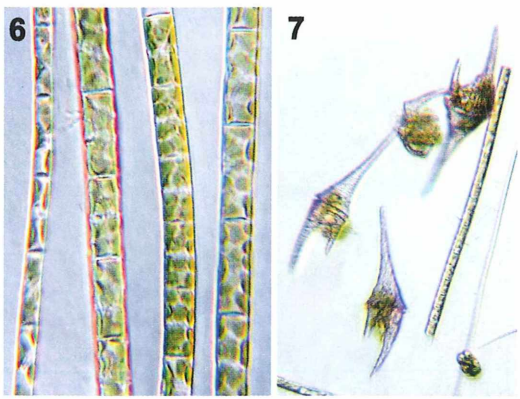
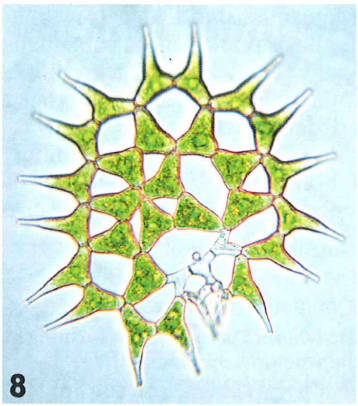


Abb. 6: Fädige Kieselalgen der Gattung *Aulacoseira*. – **Abb. 7:** Panzerflagellat *Ceratium hirundinella*.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier



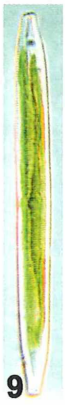


Abb. 8: Grünalge *Pediastrum duplex*. – **Abb. 9:** Kieselalge *Nitzschia*. – **Abb. 10:** Kieselalge *Fragilaria*.

Rädertierchen der Gattungen *Brachionus* und *Keratella*. Aus dem farblosen Darminhalt von *Ceriodaphnia* lässt sich schließen, dass dieser Filtrierer wenig Phytoplankton konsumieren konnte. In Zusammenhang mit der großen Sichttiefe könnte man diesen Nilbereich daher als oligotroph und als wenig belastet durch zivilisatorische Einflüsse charakterisieren.

Zwischenhalt in Kom-Ombo

Von Assuan aus folgt nilabwärts Kom-Ombo als nächster Zwischenstopp. Denn hier lockt der Doppeltempel für Krokodil und Falke die Reisenden vom Schiff. Direkt an der Anlegestelle wird eine zweite Probe entnommen. Im Phytoplankton dominiert jetzt die Kieselalge *Melosira granulata*. Daneben finden sich – ebenfalls noch sehr häufig – Kieselalgen der Gattung *Fragillaria* (Abb. 10) und diverse Vertreter der Gattung *Nitzschia* (Abb. 9). *Ceratium hirundinella* ist kaum noch zu finden und fädige Cyanobakterien treten hier gar nicht mehr auf. Auch beim Zooplankton gibt es kleine Veränderungen. Nach wie vor kommt *Ceriodaphnia quadrangula* noch relativ häufig vor, er wird aber in gleicher Häufigkeit begleitet von *Bosmina longirostris* (Abb. 13), der im Kataraktgebiet gar nicht zu finden war. Häufigste Vertreter des Zooplanktons sind jedoch Ruderfußkrebse der Gattung *Cyclops* (Abb. 14).

Esna und Luxor

Bei weiteren Zwischenhalten in Esna und weiter nilabwärts in Luxor, dem Ausgangspunkt der

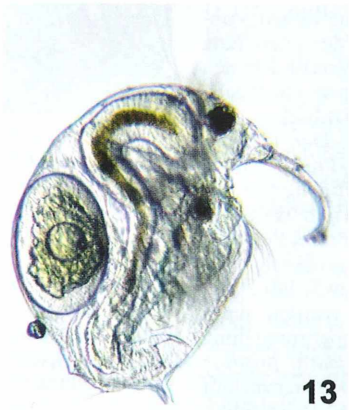


Abb. 11: Naupliuslarve eines Ruderfußkrebses. – **Abb. 12:** Blattfußkrebs *Ceriodaphnia quadrangula*. – **Abb. 13:** Blattfußkrebs *Bosmina longirostris*. – **Abb. 14:** Ruderfußkrebs *Cyclops*.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Reise, konnten weitere Proben genommen werden. Einige der zuletzt genannten Vertreter finden sich auch hier in den Proben. Auffallend ist jedoch, dass der Anteil der typischen Reinwasserformen mit zunehmender Besiedlungsdichte des Nilufers – vor allem in Luxor – deutlich abnimmt. Es finden sich auch mehr Anzeiger für eine zunehmende Verschmutzung des Nilwassers. So konnten beispielsweise in Esna und Luxor Ciliaten der Gattung *Euplotes* sowie die bekannten Trompetentierchen *Stentor coeruleus* und *Stentor polymorphus* in den Proben beobachtet werden, die ja Indikatororganismen der mäßig verschmutzen Wasserzone sind.

Fazit

Das kleine Exkursionsmikroskop hat auf der Reise bei der mikroskopischen Probenbegutachtung gute Dienste geleistet. Selbst Mikrofotografie ist mit diesem Gerät – mit Einschränkungen – möglich. Die erhofften Exoten unter den Planktonorganismen sind leider ausgeblieben. Aber auf der Basis punktueller Probennahmen konnten ganz vorsichtige Rückschlüsse auf den Verschmutzungsgrad des Nils gezogen werden. Anhand der Abnahme von Reinwasserformen und der Zunahme von Verschmutzungsanzeigern konnte die zivilisatorisch bedingte Belastung des Nilwassers ansatzweise gezeigt werden.

Literaturhinweise

Hoffmann, P.: Ein Mikroskop für Untersuchungen im Feld. Mikrokosmos 70, 336–340 (1981).
Saake, E.: Das Swift-Exkursionsmikroskop, ein vielseitig einsetzbares Gerät für die Mikrofotografie. Mikrokosmos 75, 87–92 (1986).

Bezugsquelle für das Exkursionsmikroskop M51:
Microthek GmbH, Herr Holger Fraunhofer,
Heinrich-Plett-Straße 26, 22609 Hamburg

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

Aus der Industrie

Designpreis „reddot product design award" für Carl Zeiss und ART-KON-TOR

Das von Carl Zeiss entwickelte und von der Designagentur ART-KON-TOR gestalterisch betreute Mikroskop Primo Vert ist mit einem der renommiertesten Designpreise der Welt, dem *reddot product design award 2010*, ausgezeichnet worden. Das Mikroskop wurde aus mehr als 4.500 internationalen Bewerbungen als einer der Preisträger ausgewählt. Der *reddot product design award* wird seit 1955 vergeben.

Das Primo Vert wurde im Dezember 2009 von der Carl Zeiss MicroImaging GmbH in den Markt eingeführt. Das inverse Mikroskop ist für die schnelle und komfortable Inspektion von lebenden Zellen konzipiert und in Routinelabors und in der Forschung einsetzbar. Typische Anwendungsgebiete finden sich in der Zellforschung. Das Mikroskop zeichnet sich vor allem durch seine intuitive Bedienbarkeit und sein besonderes Industriedesign aus. *Der Gewinn dieses international bekannten Design-Preises gilt als Qualitätssiegel und liefert eine Bestätigung für das fortschrittliche Produkt-Design des Primo Vert*, sagt Dr. Thomas Bocher, Geschäftsfeldleiter bei der Carl Zeiss MicroImaging GmbH.

Die offizielle Preisverleihung erfolgte am 5. Juli 2010. Vom 6. Juli bis 1. August 2010 wurden dann alle Preisträger-Produkte in der Sonderausstellung *Design on stage – winners reddot award: product design 2010* im Essener *reddot design museum* auf dem Weltkulturerbe „Zeche Zollverein" ausgestellt.

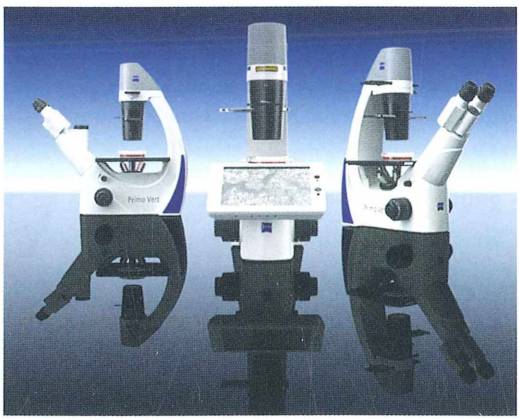


Abb. 1: Das von Carl Zeiss entwickelte und von der Designagentur ART-KON-TOR gestalterisch betreute Mikroskop Primo Vert ist mit dem *reddot product design award 2010* ausgezeichnet worden.

Weitere Informationen unter:
Carl Zeiss MicroImageing GmbH Jena, 07740 Jena,
Tel.: 036 41/64 27 70,
Internet: www.zeiss.de/primovert-pr_d

Redaktion MIKROKOSMOS

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Tensid-Lösungen unterm Polarisations-Mikroskop: Flüssigkristalline Phasen

Hinrich Husemann

Höher konzentrierte Lösungen von Tensiden in Wasser – zum Beispiel auch handelsübliche Flüssigseifen und Spülmittel – können unter dem Polarisations-Mikroskop interessante Erscheinungen der Doppelbrechung zeigen, die man ja normalerweise nicht bei Flüssigkeiten, sondern meist nur bei kristallinen Festkörpern erwartet. Das wird hier an einigen einfachen Beispielen demonstriert. Zuvor seien noch einige der für das Thema relevanten theoretischen Grundlagen kurz erläutert.

Alltäglich benutzte Substanzen wie flüssige Spülmittel oder Seifenlösungen enthalten neben dem Lösungsmittel Wasser als wesentliche Wirkstoffe so genannte Tenside. Die Moleküle dieser Stoffe werden bezüglich ihrer Struktur modellmäßig oft mit einem Streichholz verglichen. Sie bestehen aus einer polaren Gruppe als Kopf und einem längeren unpolaren Molekülteil als Schwanz (vergleiche Abb. 1 oben).

Ersterer besteht entweder aus einer anionischen oder kationischen Atomgruppe mit jeweils freiem Gegenion. Beispiele für eine anionische Gruppe ist die Carboxylat-Gruppe $-COO^-$, für eine kationische das quartäre Ammonium-Ion R_4N^+.

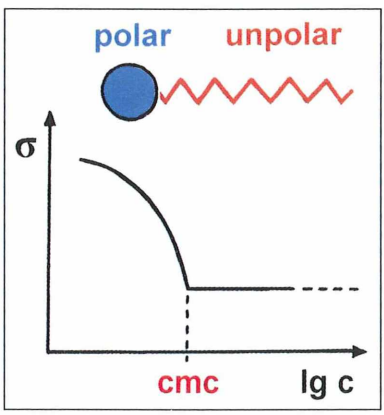


Abb. 1: Abhängigkeit der Oberflächenspannung σ von der Tensidkonzentration c einer wässrigen Lösung. cmc kritische Micellbildungskonzentration. Darüber das Modell eines Tensid-Moleküls.

Bei den so genannten Nio-Tensiden („Nio" für *n*icht *io*nisch) treten an deren Stelle neutrale Atomgruppen mit Dipol-Eigenschaften wie zum Beispiel Polyoxyethylene $-(CH_2-CH_2-O)_n-H$. Alle diese polaren Komponenten wären für sich allein gedacht in polaren Flüssigkeiten, insbesondere in Wasser, löslich (*similia similibus solvuntur* wussten schon die Alchimisten), nicht jedoch in unpolaren. Sie werden deshalb, bezogen auf das wichtigste Lösungsmittel Wasser, als hydrophil (wasserfreundlich) bezeichnet.

Der unpolare Schwanz besteht in der Regel aus genügend langen Kohlenwasserstoff-Ketten unterschiedlicher Varianten, im einfachsten Falle also vom Typ $\ldots - CH_2 - CH_2 - CH_2 - \ldots$. Für sich allein wären diese Gruppen wieder nur in unpolaren Flüssigkeiten – zum Beispiel in Kohlenwasserstoffen (Benzin), allgemeiner gesagt, in Fetten oder Ölen – löslich, nicht jedoch in polaren Flüssigkeiten, insbesondere nicht in Wasser. Man nennt sie deshalb lipophil (fettfreundlich) oder hydrophob (wasserfeindlich).

Chemische Verbindungen, deren Moleküle in dieser Weise aus jeweils einer polaren und einer unpolaren Atomgruppe bestehen, werden deshalb auch als amphiphil (beides liebend, also sowohl Wasser als auch Fett) bezeichnet. Um jedoch, wie im Folgenden noch näher beschrieben wird, als Tensid wirken zu können, dürfen die Moleküle nicht zu klein sein. So verhalten sich niedere Alkohole wie Ethanol C_2H_5-OH noch nicht tensidisch.

Wegen ihrer amphiphilen Struktur sind diese Stoffe sowohl in polaren als auch unpolaren Flüssigkeiten in Form von Einzelmolekülen

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

meist nur sehr gering löslich, denn jeweils eines der beiden Molekülteile passt dort quasi nicht hinein. Sie reichern sich deshalb orientiert so in der Oberfläche einer oder der Grenzfläche zwischen zwei nicht mischbaren Flüssigkeiten (die eine ist polar, die andere unpolar) an, dass beide Molekülteile dem ihnen jeweils „freundlichen" Medium zugekehrt sind. Dadurch wird die Oberflächenspannung, allgemeiner die Grenzflächenspannung, herabgesetzt. Daher rührt auch die Bezeichnung „Tenside" (nach lateinisch tensus = gespannt) für diese Stoffklasse.
Hieraus resultiert auch ihre vielseitige praktische Verwendung. Zum Beispiel verbessern sie dadurch als Hauptkomponenten von Wasch- und Spülmitteln die für das Reinigen so wichtige Benetzung durch Wasser sowie die Solubilisierung und damit den Abtransport hydrophober Verunreinigungen, oder die Bildung und Stabilität von Emulsionen (deshalb auch Emulgatoren) sowie Erzeugung und Regulierung von Schäumen.

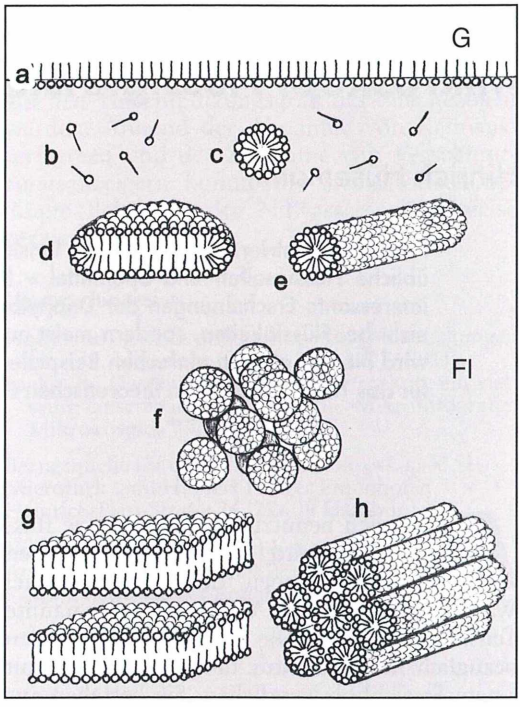


Abb. 2: Strukturen in Tensid/Wasser-Systemen. G Gasphase (Luft), Fl Flüssigphase, **a** Oberfläche, voll belegt mit Tensid-Molekülen, **b** gelöste Tensid-Einzelmoleküle: **c** Kugelmicelle, **d** Scheibchenmicelle, **e** Stäbchenmicelle. Strukturelemente lyotroper Flüssigkristalle (Mesophasen): **f** kubisch (isotrop), **g** lamellar (anisotrop), **h** hexagonal (anisotrop). Weitere Erläuterungen im Text.

Wässrige Systeme

Die folgende Betrachtung beschränkt sich auf die – praktisch ja auch wichtigsten – Systeme Wasser/Tensid bei üblichen Temperaturen. Mit steigendem Gehalt an Tensid sinkt wegen der Anreicherung seiner Moleküle in der Oberfläche des Wassers zunächst dessen Oberflächenspannung. Nach Erreichen einer bestimmten, für ersteres jeweils charakteristischen Gesamtkonzentration ist die Oberfläche voll besetzt. Auch für die ja meist sehr geringe Konzentration seiner dabei im Wasser gelösten Einzelmoleküle ist dann die Sättigung erreicht. Weiteres zugegebenes Tensid bleibt aber nicht einfach ungelöst, sondern seine Moleküle assoziieren sich im Wasser reversibel in Selbstorganisation zu als Micellen bezeichneten größeren Aggregaten. Ihre hydrophilen Gruppen stehen dabei hydratisiert (das heißt, von Wassermolekülen umgeben) nach außen. Sie verstecken quasi so ihre in Wasser unlöslichen hydrophoben Ketten nach innen und halten sie damit in Lösung. Ab der so genannten kritischen Micellbildungs-Konzentration (cmc) bleibt deshalb die Oberflächenspannung konstant. Abbildung 1 beschreibt diesen Befund allgemein. Aber auch die Konzentrationsabhängigkeiten anderer Lösungseigenschaften wie spezifische elektrische Leitfähigkeit oder Lichtstreuung zeigen hier einen erkennbaren Knick.
Die gebildeten Micellen können je nach Molekülbau und Mengenverhältnis Tensid/Wasser kugel-, stäbchen- oder scheibchen- beziehungsweise diskenförmig gepackt sein. Der obere Teil von Abbildung 2 versucht das vereinfachend zu illustrieren. Die Zahl der in ihnen jeweils aggregierten Tensid-Moleküle kann dabei abhängig von ihrem chemischen Aufbau in weiten Bereichen (von etwa 50 bis 5000) variieren.

Lyotrope Mesophasen

Mit Erhöhung des Tensid-Gehaltes genügend weit über die cmc hinaus assoziieren sich diese Micellen als Bausteine reversibel weiter zu noch größeren Überstrukturen mit relativ hoher

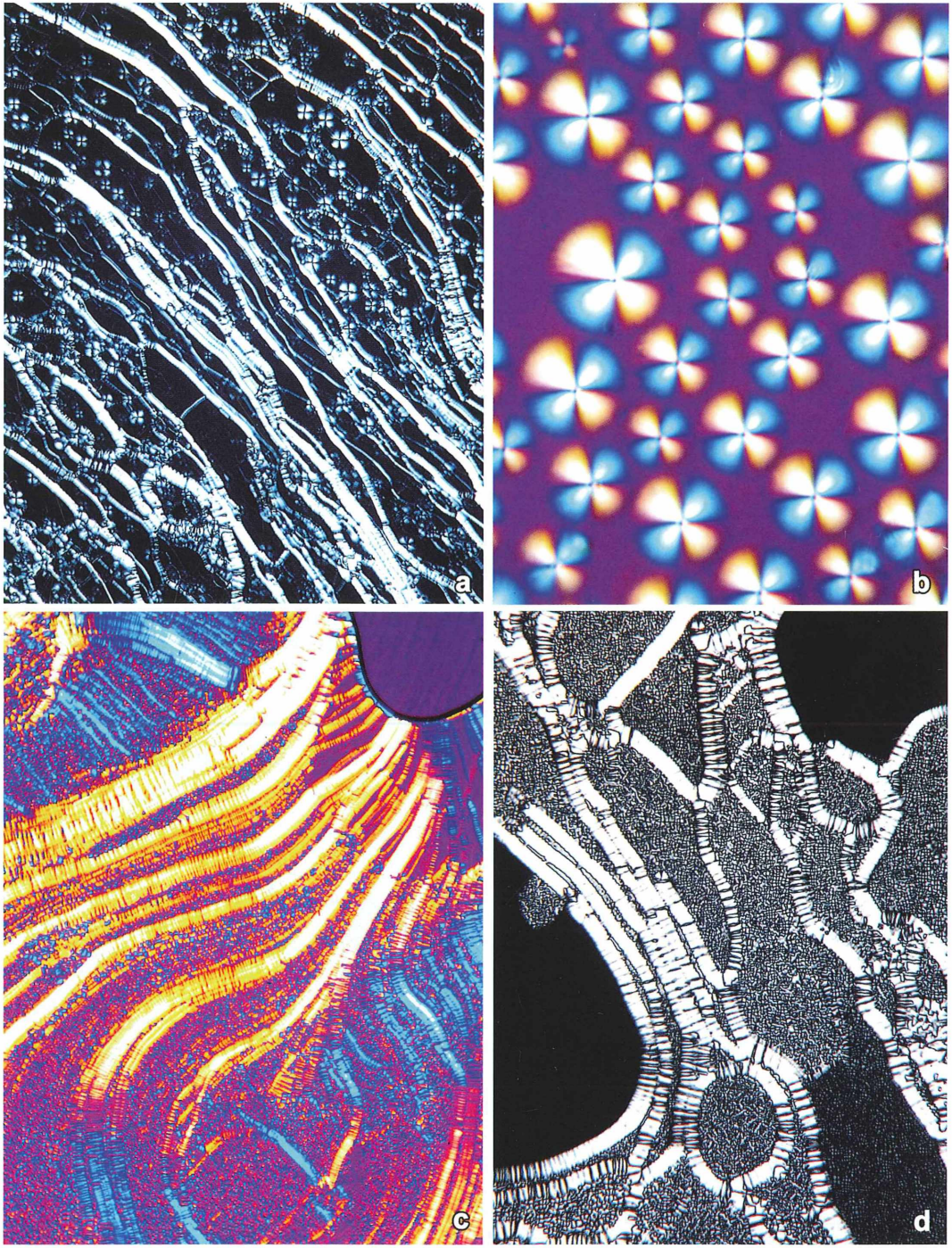


Abb. 3: Texturbilder lamellarer lyotroper Mesophasen (Systeme Wasser/Tensid).
a Netzwerk-Texturen mit oily streaks, **b** Sphärolith-Texturen, **c** und **d** Netzwerk mit Mosaik-Texturen.

 © Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Richtungs- und Fernordnung. Da sich noch Wasser zwischen ihnen befindet, kann das Ganze unter dem Einfluss von Scherkräften noch fließen; die Viskosität ist dabei jeweils strukturabhängig mehr oder weniger stark erhöht. Man spricht deshalb von flüssig-kristallinen Phasen, lyotropen Flüssigkristallen, oder – da ihre Struktur zwischen der von normalen Flüssigkeiten und Kristallen liegt – von so genannten lyotropen Mesophasen. Meso steht für diesen *Zwischen*-Zustand, lyotrop für die zu dessen Bildung erforderliche Mitwirkung des Lösungsmittels (hier Wasser).

Ergänzender Hinweis: Ursprünglich verstand man unter Flüssigkristallen nur die thermotropen Flüssigkristalle. Diese entstehen beim Erwärmen – also unter dem Einfluss der Temperatur – geeigneter reiner (das heißt lösungsmittelfreier) Stoffe mit stabförmigen Molekülen reversibel als Mesophasen zwischen dem festen und dem normalen flüssigen Zustand. Aufgrund der kollektiven Ausrichtbarkeit ihrer Moleküle durch elektrische Felder und der damit verbundenen Änderung ihrer optischen Eigenschaften finden diese heute vielfache Verwendung in Flüssigkristallanzeigen und LCD-Flach-Bildschirmen.

Die hier betrachteten lyotropen Mesophasen bilden je nach Typ und räumlicher Anordnung ihrer Micellbausteine hauptsächlich kubische, hexagonale oder lamellare Überstrukturen. Der untere Teil von Abbildung 2 versucht deren Aufbau schematisierend zu veranschaulichen. Unter bestimmten Umständen – wie nur noch geringer Gehalt an Lösungsmittel – können diese Strukturen auch invers sein (polare Gruppen nach innen, unpolare nach außen), was dort aber nicht mehr dargestellt ist.

Anders als normale isotrope Flüssigkeiten sind diese Mesophasen deshalb auch (die kubischen ausgenommen) optisch anisotrop und zeigen wie normale nicht-kubische Kristalle Doppelbrechung. Deren unter dem Polarisationsmikroskop im Präparat sichtbare Ortsabhängigkeit wird als Textur bezeichnet. Solche Texturen sind für die verschiedenen anisotropen Mesophasen jeweils charakteristisch und lassen sich zu deren Identifizierung analytisch nutzen. Die submikroskopischen Strukturen der zugehörigen Phasen mussten natürlich erst durch dazu geeignete physikalische Methoden, unter anderen Licht-, Röntgenkleinwinkel- und Neutronenstreuung, ermittelt werden. Anmerkung: Die anisotropen Mesophasen sind als meist relativ schwache Phasenobjekte mikroskopisch auch im Phasenkontrast – ebenfalls entsprechend schwach – erkennbar.

Praktische Durchführung und Ergebnisse

Viele der üblichen Flüssigseifen, Duschgele oder Spülmittel eignen sich für solche polarisationsmikroskopischen Untersuchungen. Diese meist mäßig viskosen Flüssigkeiten sollten aber möglichst klar sein. Sie enthalten neben den hier interessierenden Tensiden noch weitere flüssige oder gelöste Hilfsstoffe (zum Beispiel Glycerin, Glykole, Duft- und Konservierungsstoffe, auch Salze), was natürlich auch Einfluss auf die jeweiligen Texturen haben kann.

Deren Beobachtung erfordert etwas Geduld, denn oft entwickeln sie sich erst langsam meist vom Rande des Präparates her. Leichtes Hin-und-her-Schieben des Deckglases kann ihre Bildung befördern oder diese interessant verändern. Durch Transportprozesse (Diffusion) ändern sich langsam die Strukturen der Mesophasen und damit auch die sichtbaren Texturen – letztere verdichten sich meist – und es ist deshalb lohnend, die Präparate über längere Zeit hin (durchaus Tage) zu betrachten. Dazu genügt ein normales, mit Polarisator und Analysator ausgerüstetes Mikroskop. Für farbige Bilder wird noch ein λ–Plättchen oder ein anderes Hilfsobjekt benötigt. Je nach vorliegenden Texturen erschienen meist mittlere Vergrößerungen, das heißt mit Objektiven von 16:1 bis 40:1, als zweckmäßig.

Eine ganze Anzahl solcher hier nicht näher spezifizierter Tensid/Wasser-Systeme wurde so untersucht. Nur einige der vielen dabei beobachteten Texturen konnten hier beispielhaft in den folgenden Abbildungen (wenn farbig, jeweils mit Einsatz eines λ-Plättchens) dargestellt werden. Wegen der relativ wenigen (zum Teil auch etwas kargen), in der zitierten Literatur gefundenen Vergleichsbilder ist sich der Verfasser nicht immer ganz sicher, sie den verschiedenen Mesophasen jeweils richtig zugeordnet zu haben. Das möge für diese etwas allgemeinere Betrachtung hingenommen werden.

Polarisationsoptisch sind nur anisotrope Phasen erfassbar, hier hauptsächlich wohl hexagonale und lamellare. Diese unterscheiden sich auch rheologisch. Trotz ihres höheren Tensidgehaltes sind Letztere wesentlich leichtflüssiger (Abb. 2); ihre ebenen Schichten gleiten leichter

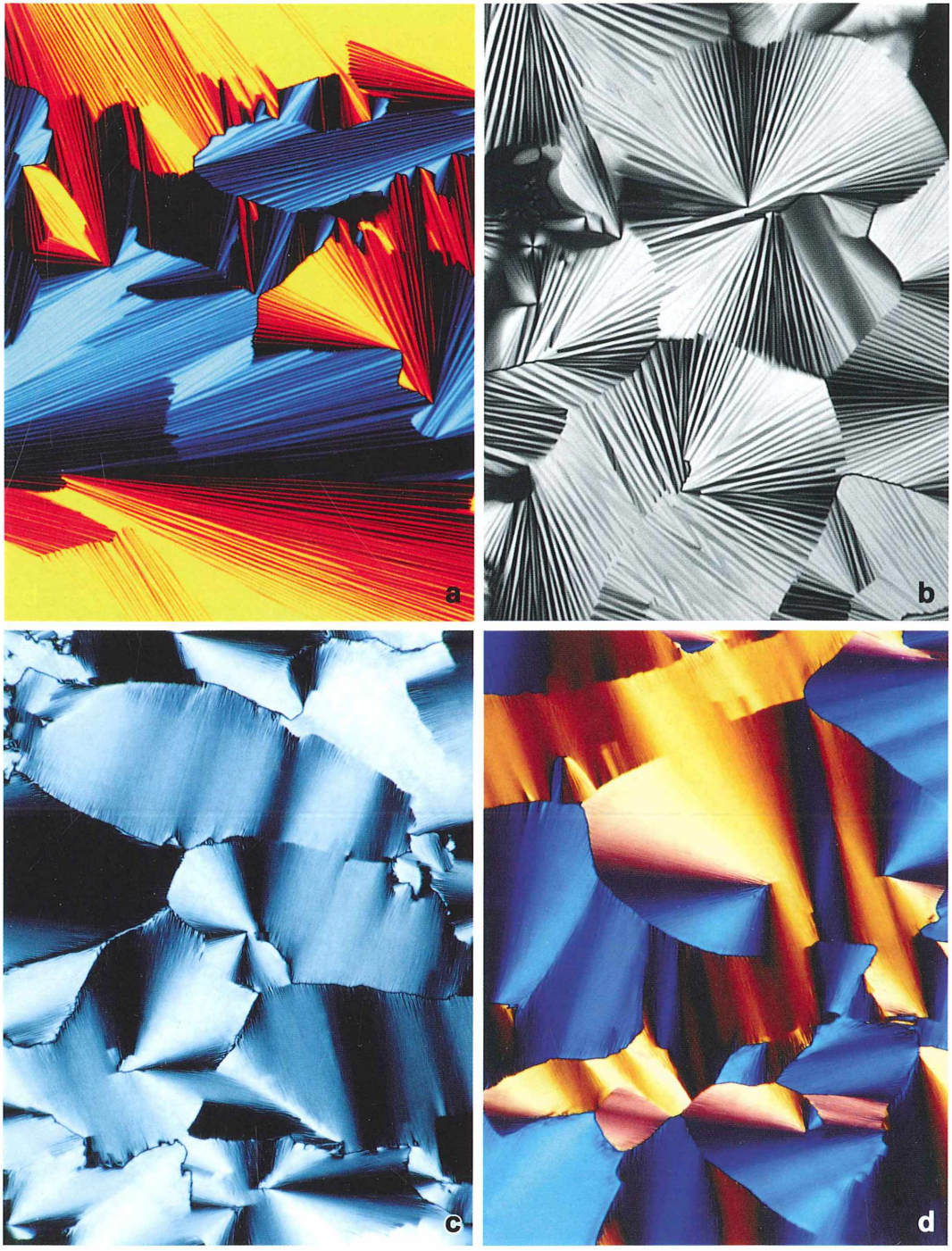


Abb. 4: Texturbilder hexagonaler lyotroper Mesophasen (Systeme Wasser/Tensid).
a–d Verschiedene fächerförmige Texturen.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

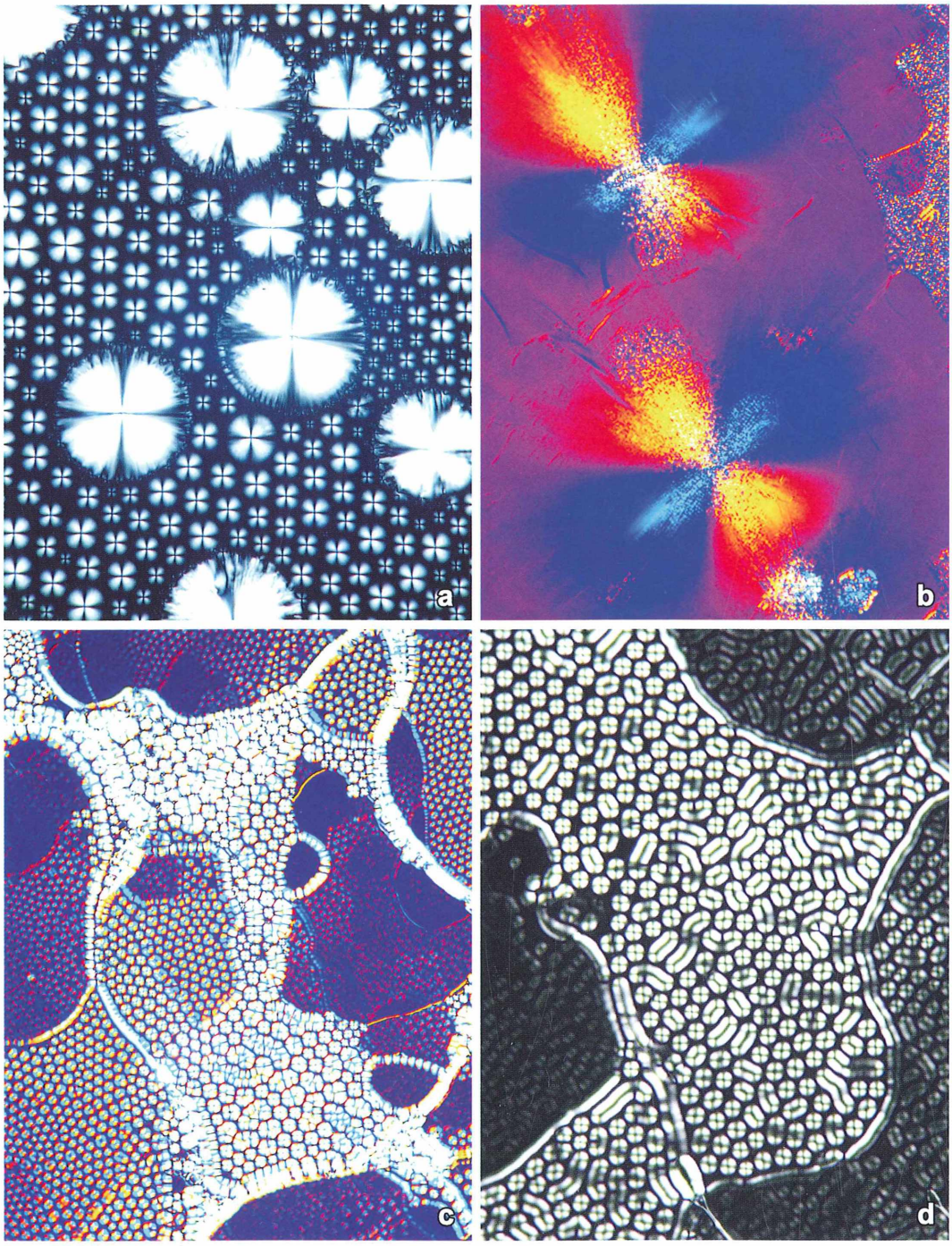


Abb. 5: Weitere Texturbilder lyotroper Mesophasen (Systeme Wasser/Tensid).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

aneinander vorbei. Schon in der klassischen Seifensiederei unterschied man zwischen der relativ steifen (hexagonalen) *middle phase* und der als Endprodukt angestrebten öligeren (lamellaren) *neat phase*. Deren submikroskopische Strukturen waren damals natürlich noch nicht bekannt. Auch die hier untersuchten Flüssigseifen- und Spülmittel entsprachen wohl eher Letzterer und zeigten entsprechende Texturen. Hexagonale Phasen ließen sich daraus nach vorsichtigem Verdünnen aber nur in geringem Umfang erhalten und erschienen auch als zeitlich nur begrenzt beständig. Es waren hierzu aber auch noch Texturbilder aus anderen Versuchen verfügbar.
Die Abbildungen 3a–d zeigen die für lamellare Mesophasen typischen streifigen Netzwerk-Texturen mit ihren *oily streaks* (ölige Streifen) und die runden Sphärolith-Texturen (beide Formen sieht man oft auch in Gemengelage) und dazu auch Mosaik-Texturen (besonders Abb. 3d). In den Abbildungen 4a–d) sind überwiegend die für hexagonale Mesophasen typischen, meist fächerförmigen Texturen erkennbar. Abbildung 5 zeigt noch einige optisch interessante, vom Verfasser zum Teil nicht ganz leicht einzuordnende Beispiele.

Abschließende Bemerkungen

Hier sollte einfach nur – ohne große wissenschaftliche Ambition – versucht werden, interessierte Mikroskopiker mit der Existenz eines auch technologisch interessanten, aber wenig bekannten (quasi vierten) Aggregatzustandes zwischen flüssig und fest bekannt zu machen. Seine Bildung durch Aggregation gelöster Tensid-Einzelmoleküle zu Micellen und diese weiter zu lyotropen Mesophasen stellt eine Form der Selbstorganisation von Materie dar, bezüglich deren physikalisch-thermodynamischer Erklärung auf die Literatur verwiesen sei. Vergleichbare Doppelschichten- oder Bilayer-Strukturen wie bei den lamellaren Phasen finden sich ja auch bei manchen biologischen Membranen. In Innern in sich geschlossener Bilayer, so genannter Vesikel, lassen sich im Prinzip auch Substanzen getrennt von flüssigen Umgebungen transportieren, was insbesondere im pharmakologischen und kosmetischen Bereich von Interesse ist.
Insgesamt ist dies also ein interessantes, durchaus aktuelles Gebiet, in welches das Polarisationsmikroskop einen, wenn auch nur kleinen, aber optisch oft interessanten Blick eröffnet.

Literaturhinweise

Brezesinski, G., Mögel, H.-J.: Grenzflächen und Kolloide: Physikalisch-chemische Grundlagen. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1993.
Dörfler, H.-D.: Grenzflächen und kolloid-disperse Systeme. Springer Verlag, Berlin 2002
Kutz, G.: Kosmetische Emulsionen und Cremes. Verlag für chemische Industrie, Augsburg 2001.
Myers, D.: Surfactant science and technology, 2nd ed. VCH, Weinheim 1992.
Römpp Chemie Lexikon. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1995.
Stegemeyer, H. (Hrsg.): Lyotrope Flüssigkristalle. Steinkopff Verlag, Darmstadt 1999.

Verfasser: Dr. rer. nat. Hinrich Husemann,
Molinder Grasweg 31, 32657 Lemgo,
Tel.: 0 52 61/7 16 96

Mikro-Markt

Mikroskop. Präparate aus Zoologie und Botanik **in bester Qualität direkt vom Hersteller.**
Liste anfordern (Rückporto von EUR 1,12 in Briefmarken). Labor für mikroskopische Technik.
Volker Neureuther, Rechbergstr. 5, 85049 Ingolstadt, Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53, Mobil: 0162/2816128

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

Suche für Tubuslänge 160 mm: Zeiss-West Plan-Neofluare 16/0,50 und 40/0,90 Imm korr; nur Objektive ohne Kittschäden.
Harald Popp, Bamberg, Tel. 09 51/2 99 48 00

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachricht

5. Hiddensee-Exkursion der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft im Oktober 2010

Hiddensee 2010: Eine zehnköpfige Gruppe Natur- und Mikroskopbegeisteter (Abb. 1) traf sich für eine Woche im Oktober auf dieser Insel zu einer Exkursion, durchgeführt von der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft unter Leitung von Professor Dr. Klaus Hausmann in den Räumen der Biologischen Station Hiddensee, einer Außenstelle der Universität Greifswald. Eine Woche wie 2009 und die Jahre davor, ausgefüllt mit Wanderungen, Probensammeln und vor allen Dingen mit Mikroskopieren. Das meinten wir, die wir uns am Sonntag, den 10. Oktober gegen Mittag auf der Pier des Hafens Schaprode/Rügen zur Überfahrt nach Hiddensee trafen. Es wurde so eine Woche und doch war es eine Woche, die sich von den anderen unterschied. Das merkten wir am Ende dieser Zeit.

Das Verladen des Gepäcks auf die Fähre ging trotz der Menge an Koffern, Kisten mit Mikroskopen und Literatur, einem Fahrrad mit E-Motorunterstützung und Schachteln mit spezieller Zusatzverpflegung wie Rotwein, Senf und Meerrettich zügig vonstatten. Bei sonnigem und mildem Wetter stimmte uns die Überfahrt nach Kloster durch den Vitter Bodden so richtig auf die kommende Woche ein. In Kloster angekommen, mussten wir mit vier Handkarren auskommen, um die schweren und zum Teil sperrigen Gepäckstücke zur Station zu schaffen. Zwar musste der eine oder andere Rolli so mitgeschleppt werden, aber nach 20 Minuten hatten auch die Letzten die Station erreicht.

Am Montag bot sich an, bei kühlem, trockenem und sonnigem Wetter die „große Wanderung" über den Dornbusch zu starten. Der Weg führte meist durch Sanddorngebüsch und Mischwald an der Steilküste entlang, immer wieder unterbrochen durch herrliche Ausblicke auf den Strand und die Ostsee. Die Sicht war so gut wie selten, Möns Klint war gut zu sehen, das sind circa 30 Seemeilen Luftlinie! Kurz vor dem bekannten Leuchtturm auf dem Dornbusch liegen im Wald die NDR-Wetterstation und einige kleine Ferienhäuser. Hier steht auch die „Hiddenseer Fischer Compagnie", fünf lebensgroße, geschnitzte Fischer. Letztes Jahr waren es Wespen, die auf den Holzfiguren herumkrochen, diesmal waren an derselben Stelle zwei unterkühlte Hornissen, die uns veranlassten, den Makromodus der Kameras einzusetzen (Abb. 2 und 3).

Der Spaziergang führte am Leuchtturm, dem Wahrzeichen von Hiddensee vorbei bis zur Nordspitze der Insel und weiter zum Enddorn, unterbrochen von Ausblicken in alle Himmelsrichtungen (Abb. 4). Auf dem Rückweg lud uns in Grieben, dem ältesten und kleinsten Dorf Hiddensees, ein Cafe zu Kaffee und Sanddorneisbecher ein. Das war die erste, aber noch lange nicht letzte Gelegenheit in der Woche, einen solchen Eisbecher zu genießen.

Die ersten Proben waren während der Wanderung von einem Mitglied, welches nicht an der ganzen Wanderung teilnahm, von einem Schutzrechen einer kleinen Sielanlage südlich des Hafens Kloster genom-

Abb. 1: Die Teilnehmer der Exkursion vor dem Leuchtturm Dornbusch.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Abb. 2 und 3: Hornisse auf „Hiddenseer Fischer Compagnie" (Fotos: Klaus Hausmann und Wolfgang Bettighofer).

men worden. Das Material reichte locker, um einige bis in die späte Nacht mikroskopieren zu lassen. Obwohl die Vegetationsperiode sich merklich dem Ende zuneigte, wurden am Schutzrechen der kleinen Sielanlage doch noch einige Polypenkolonien gefunden (Abb. 5), an deren Stämmchen Aufwuchs zu erkennen war: *Vorticella*, *Zoothamnium*, *Pyxicola*, Diatomeen auf Gallertstielen und Choanoflagellaten, die sich mit einem Gallertwulst umgeben. Besonders verblüffend zeigte sich dabei der Blick durch das Inverse Mikroskop (Zeiss IM 35) von Klaas Koch (Abb. 6). Durch den Einbau von zusätzlichen Polfiltern und Lochblenden entsteht ein stereoskopisches Bild der Probe. Verwendet werden können Objektive bis zu 40facher Vergrößerung und das bei Hellfeld, Dunkelfeld, Phasenkontrast, Polarisation und DIK.

Eine Bootsfahrt mit Dr. Sven Dahlke, wissenschaftlicher Mitarbeiter der Station, führte uns am Dienstag zu den Seegraswiesen zwischen Kloster und dem alten Bessin. Mit Planktonnetz, selbstgebautem Pfahlkratzer und Rechen wurden Proben von Pfählen und Tonnen, aus der oberen Wassersäule und vom Grund des teilweise nur 1,50 m tiefen Boddens genommen (Abb. 7). Die Untersuchung der Proben ergab, dass im Plankton kurze Zellfäden von *Skeletonema* (Diatomee) vorherrschten. Dagegen zeigte der Seegrasaufwuchs Polypenkolonien, Büschel der Rotalgen *Ceramium* und *Polysiphonia* sowie der Braunalge *Ectocarpus*.

Für Günther Zahrt boten sich hier mannigfache Gelegenheiten, seine Blitzgeräte zu testen. Ein Blitzgerät (Yongnuo SPEEDLITE YN460-II) wird mit einem höhenverstellbaren Blitzhalter am Blitzeinspiegelungsaufsatz von Stahlschmidt verwendet, der zweite Blitz ist für die Verwendung am Zeiss-Blitzdoppelkollektor umgebaut worden. Der Blitz hat keine Automatik, sondern sieben manuell einstellbare Stufen mit jeweils sieben Feinstufen. Ein Herantasten an das optimal belichtete Bild bei einer digitalen Kamera ist kein Problem mehr. Die Blitzausrüstung soll weiter optimiert werden, beispielsweise mit abgesetzter Blitzröhre, Fußauslöser und abschaltbarem LED-Pilotlicht.

Zum Erreichen anderer Fundorte wie unseren Froschteich diente das Fahrrad. Der Weg dahin führt durch Vitte. Viele der kleinen, weißen, zum Teil mit Reet gedeckten Häuschen führen runenähnliche Symbole, die Hausmarken. Der Ursprung dieser Marken auf Hiddensee geht nachweislich bis ins 12. Jahrhundert zurück, wahrscheinlich aber bis vor 900 (Jenik, 2007). Diese Hausmarken bestehen aus geraden Strichen, die sich wie die germanischen Runen leicht in Holz und Stein einschlagen ließen. Hausmarken waren ursprünglich neben der Markierung als Besitzkennzeichnung von Immobilien und Gerätschaften auch als Namenszeichen zu sehen. Die Nutzung der Hausmarken war im norddeutschen und südskandinavischen Raum verbreitet, ist aber heute in seiner reinsten Form und Ursprünglichkeit fast nur noch auf Rügen und Hiddensee feststellbar.

Der Froschteich liegt in der Mitte der Insel. Um ihn vor dem Verlanden zu bewahren, wurde er im Frühjahr 2010 manuell ausgebaggert. Er hätte sonst seine Funktion als Refugium für Amphibien verlo-

Abb. 4: Freier Blick vom Dornbusch nach allen Seiten (Foto: Dietmar Schnabel).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

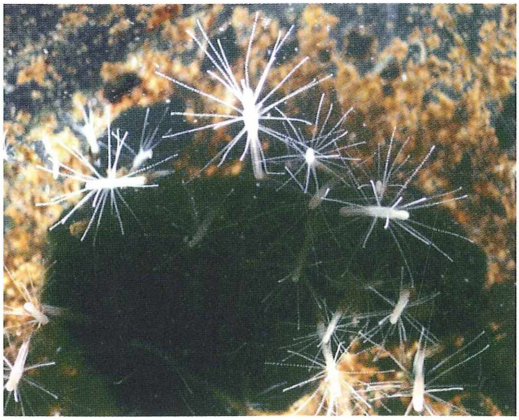
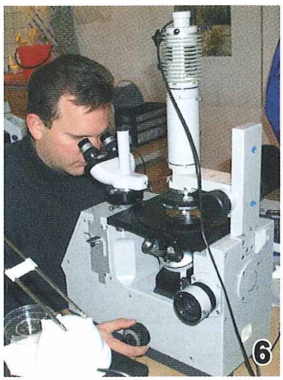


Abb. 5: Polypen am Rechen eines Stauwehrs (Foto: Wolfgang Bettighofer).



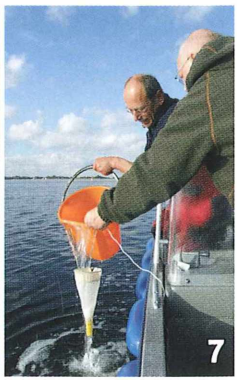


Abb. 6: Konzentriertes Mikroskopieren (Foto: Günther Zahrt). – **Abb. 7:** Probenentnahme mit dem Planktonnetz im Vitter Bodden (Foto: Klaus Hausmann).

ren. An mehreren Stellen wurden Proben entnommen. In allen Proben waren reichlich *Arcella gibbosa* vorhanden, einige grüne Flagellaten, eine größere *Pinnularia*-Art sowie einige Kolonien von *Eudorina elegans*.

Über Nacht zum Donnerstag war Wind aus westlichen Richtungen aufgekommen, die See war etwas rau. Unter den Bäumen im Institut spürte man herzlich wenig davon, am Strand war das anders. An den zur Strandsicherung angelegten Steindämmen brachen sich die Wellen und Gischt sprühte über den Strand. Trotzdem machten einige Unentwegte gut eingepackt einen Spaziergang und genossen die würzige Luft.

Wie in den Jahren zuvor, waren am südlichen Steg im Hafen von Kloster Aufwuchs-Objektträger ausgehängt worden. Die Zeit im Wasser betrug diesmal nur eine gute Woche. Demzufolge war der Besatz auch spärlicher als in den Jahren zuvor. Wir fanden aber Diatomeen wie *Cocconeis* und *Bacillaria paradoxa* sowie verschiedene Ciliaten (*Aspidisca*, *Euplotes* und einige Peritriche). Besonders anmutig bewegten sich dazwischen Glockentierchen (Vorticellidae).

Am Donnerstagabend hatten wir die Gelegenheit, ein Konzert für Sopran und Orgel in der Inselkirche Kloster zu besuchen. Die Kirche war ursprünglich der Teil eines Klosters aus dem 14. Jahrhundert und diente über Jahrhunderte als Pfarrkirche der Insel. Dargeboten wurden Stücke von Johann Kuhnau, Johann Sebastian Bach und Carl Philipp Emanuel Bach.

Zum Wochenende hin hatte sich das Wetter beruhigt, es lud ein zu einer Radtour zum kleinen Leuchtturm am Gellen. Auf dem 10 km langen Weg von Kloster zum Leuchtturm bieten sich nicht viele Möglichkeiten, unbemerkt und unbeabsichtigt einander zu überholen. Ein Mitglied schaffte dies aber doch! Während die Gruppe unterwegs noch auf ihn wartete, saß dieser schon am Leuchtturm, aß sein Brötchen und fragte sich, wo die Gruppe blieb. Nachdem diese letztendlich eintraf und sich die Verblüffung beider Seiten gelegt hatte, unternahmen wir vom Leuchtturm Neuendorf/Gellen einen Strandspaziergang bis zur Schutzzone I des Nationalparks Vorpommersche Boddenlandschaft. Sie ist eine bedeutende Vogelschutzzone, hier ist Betreten strikt verboten.

Das recht angenehme Wetter am Sonnabend veranlasste einen Teil der Gruppe, zur Lietzenburg und Vogelwarte Hiddensee, einer ehemaligen Außenstelle der Universität Greifswald, zu spazieren. Die Lietzenburg, eine verwinkelte Jugendstilvilla, ließ der Maler Oskar Kruse 1904 auf einem Hügel am Dornbusch erbauen. Benannt hat Kruse die Villa, die unter Denkmalschutz steht, nach seiner Berliner Adresse, der Lietzenburger Straße. Nach dem Tode Oskar Kruses erbten sein Bruder Max mit Ehefrau Käthe Kruse, der Puppenherstellerin, die Villa. Viele bekannte Namen waren in der Villa zu Besuch, unter ihnen Gerhard Hauptmann und Thomas Mann, Gustav Hertz und Albert Einstein. Im Augenblick wird die Villa restauriert und zu einem Hotel umgebaut.

Klaas Koch nahm nicht am Spaziergang teil, sondern fuhr in genau entgegengesetzter Richtung. Er hatte einige Kunststoff-Petrischalen mit Müsli präpariert und beschriftet. Sie wurden im Froschteich versenkt und sollen Amöben locken. Das Ergebnis dieses Versuches werden wir in einem Jahr erfahren.

Vor dem Abendessen hielt Professor Dr. Klaus Hausmann einen interessanten Vortrag über die Entwicklungsgeschichte der Mikroskope mit Schwerpunkt auf der Lichtmikroskopie. Anschließend eröffnete er uns, dass in Zukunft Wolfgang Bettighofer diese Exkursion organisieren und leiten wird. Das war das Besondere dieser Woche, es war die letzte unter der Leitung von Prof. Hausmann. An dieser Stelle sei ihm ganz herzlich gedankt für die Mühen und Anstrengungen, diese Exkursionen vorzubereiten und durchzuführen.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de

In diese Woche fielen die Geburtstage zweier Teilnehmer. Ob im Doktorandenhaus bei Kerzenschein und Rotwein oder im Restaurant bei Brathering, Sanddorneisbecher und dunklem Bier – die Abende verliefen harmonisch und humorvoll. Bevor wir uns am Sonntag mit dem ganzen Gepäck wieder zur Fähre quälen, um nach Schaprode überzusetzen, müssen noch Gisela und Wolfgang Frohberg erwähnt werden. Sie haben für regelmäßiges Frühstück gesorgt, Wolfgang Bettighofer für die obligatorischen Zonenschrippen und Kümmelkörnerbrötchen. An zwei Tagen bereitete Martin Zahrt mit Unterstützung einiger hilfreicher Hände ein köstliches Abendessen zu. Nur dank der vielen Wanderungen und Radtouren während der Woche hat sich das Körpergewicht zum Ende der Woche nur unwesentlich geändert.
Die 6. Exkursion nach Hiddensee findet voraussichtlich vom 17. bis 24. September 2011 statt. Anmeldungen bitte Wolfgang Bettighofer senden: Wolfgang.Bettighofer@gmx.de

Literaturhinweis

Jenik, W.: Die Insel der Haus- und Fischereimarken Rügen und Hiddensee. Marx Druck, Berlin 2007.

Dietmar Schnabel, Wilhelmshaven

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikrobiologische Vereinigung München e. V.

Programm
Januar bis Juli 2011

12.01.: Mikroskopische Studien an der Mistel (S. Hoc)

26.01.: Kakaopulver unter dem Mikroskop (S. Hoc)

09.02.: Fluoreszenz-Mikroskopie – auch mit einfacher Ausrüstung (J. Chalcroft)

23.02.: Vulkanstaub unter dem Mikroskop (R. Bradish)

09.03.: Histologie-Quiz I (S. Hoc)

23.03.: Käseflora unter dem Mikroskop (S. Hoc)

06.04.: Mikroskopische Studien an der Ananas-Frucht (S. Hoc)

20.04.: Histologie-Quiz II (S. Hoc)

08.05. (Sonntag): Exkursion (Ziel und Thema werden noch bekannt gegeben)

18.05.: Mikroskopische Studien an fleischfressenden Pflanzen (R. Bradish)

05.06. (Sonntag): Exkursion (Ziel und Thema werden noch bekannt gegeben)

22.06.: Bis an die Grenze der Auflösung? (M. Mach)

03.07. (Sonntag): Exkursion (Ziel und Thema werden noch bekannt gegeben)

13.07.: Mikroskopische Studien an Pilzen auf Holz (S. Hoc)

31.07.: Exkursion (Ziel und Thema werden noch bekannt gegeben)

Etwaige Termin- und Themen-Änderungen werden rechtzeitig bekannt gegeben. Treffpunkt 19:30 Uhr im Vereinslokal; Lothstraße 17, Ecke Dachauer Straße; Trambahnlinie 20; Zugang von Dachauer oder Heßstraße zum Neubau der TU; Seminarraum 04 (Untergeschoss). Die Exkursionsbeschreibungen erhalten Sie separat per E-Mail. Tel.: 081 42 / 24 52 oder 081 41 / 73 64 04.

Informieren Sie gerne auch Freunde und Bekannte über unser Programm. Schnupperabende sind für Gäste kostenlos!

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachricht

Endgültiges Aus für das IWF Göttingen – Das Ende einer deutschen wissenschaftlichen Institution mit internationaler Reputation

Das *Institut für den wissenschaftlichen Film* (IWF) gibt es seit dem 31.12.2010 nicht mehr. Einer weltbekannten Einrichtung zur Erstellung wissenschaftlicher Filme für Lehre und Forschung wurden von höherer Warte aus endgültig die Tore geschlossen.
Die offizielle Chronik zum IWF sieht so aus:

1934 Gründung der *Reichsstelle für den Unterrichtsfilm* (RfdU) in Berlin

1935 Schaffung der *Abteilung Hochschule* der RfdU

1936 Übernahme der Bestände der *Deutschen Gesellschaft für wissenschaftliche Filme* (DEGEWI) durch die Abteilung Hochschule

1940 Herauslösung der *Abteilung für den technisch-wissenschaftlichen Forschungsfilm*
Umbenennung der RfdU in *Reichsanstalt für Film und Bild in Wissenschaft und Unterricht* (RWU)

1945 Verlegung der Abteilung für den technisch-wissenschaftlichen Forschungsfilm nach Höckelheim bei Göttingen
Ende der RWU: Besetzung des Hauses in Berlin und Beschlagnahme des Inventars durch US-Soldaten
Gründung des *Instituts für Film und Bild in Wissenschaft und Unterricht* (FWU) für die britische Besatzungszone in Hannover, ab April 1946 in Hamburg
Gründung des *Instituts für den Unterrichtsfilm* (IfdU) für die Länder Bayern, Großhessen und Württemberg in München

1949 Zusammenfassung der Abteilung Technisch-wissenschaftlicher Forschungsfilm (Höckelheim) und der Abteilung Hochschule der ehemaligen RWU zur *Abteilung Hochschule und Forschung* in Göttingen
Gründung der *International Scientific Film Association* (ISFA)

1952 Gründung der *Encyclopaedia Cinematographica* (EC) in Göttingen

1953 Umbenennung der Abteilung Hochschule und Forschung in *Institut für den Wissenschaftlichen Film* (IWF) als Zweigniederlassung des FWU

1956 Gründung des *Instituts für den Wissenschaftlichen Film (IWF)* in Göttingen als selbständige Institution der Bundesländer

1956–1967 Einige wichtige filmtechnische Entwicklungen gingen aus dem IWF hervor, u.a.: eine Drehspiegelkamera mit 300.000 B/s, 60 Einzelbilder; eine Funkenkamera nach Cranz-Schardin, 1.000.000 B/s, 20 Einzelbilder; Bau einer Tageslichtzeitrafferanlage nach Rieck; Bau eines Messkinematographen zur Bewegungsanalyse; Bau einer Blitzapparatur für synchrone normalfrequente Aufnahmen

1963ff. Herausgabe der Schriftenreihe *Publikationen zu wissenschaftlichen Filmen*

1967–1970 Aufbau einer holographischen Aufnahmeanordnung mit He-Ne-Laser; Entwicklung und Bau eines Gerätes zur synchronen Bild-/Tonaufzeichnung bei 20facher Zeitdehnung; Entwicklung einer drahtlosen Startmarkierungsanlage für Tonfilmaufnahmen; Bau einer Kamera nach Cranz-Schardin, 2.000.000 B/s, 36 Einzelbilder

1977 Übernahme des IWF in die *Blaue Liste* unter finanzieller Beteiligung des Bundes (BMFT)

1978–1980 Weiterentwicklung des Tageslichtzeitraffers, Bau einer optischen Richt- und Kopierbank

1981 25. Institutsjubiläum

1986/1987 Evaluation des Instituts durch den Wissenschaftsrat mit positivem Resultat

1990 Erster gemeinsamer Kongress von Wissenschaftlern und Medieneinrichtungen aus Ost und West im IWF

1991 Gründung der *Gesellschaft für Medien in der Wissenschaft* (GMW) auf Initiative des IWF
Gründung der *Arbeitsgemeinschaft Blaue Liste* (AG-BL) (IWF ist Gründungsmitglied)

1992 Gründung der *International Association for Media in Science* (IAMS) als Nachfolgeeinrichtung der ISFA (IWF ist Gründungsmitglied)
40. Jubiläum der EC

1995/1996 Evaluation des Instituts durch den Wissenschaftsrat mit negativem Resultat

1997–2000 In Folge der negativen Evaluation Neukonzeption: *IWF – Der wissenschaftliche Medien-Dienstleister*. Der Bund kündigte die Förderung des Instituts in seiner früheren Verfassung. Nach erfolgter Reorganisation

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Wiederaufnahme des IWF auf der Grundlage der Neukonzeption in die *Blaue Liste*-Förderung

2001 Einführung des neuen Firmennamens *IWF Wissen und Medien*

2002 Erneute Reorganisation

2004/2005 Erneute Evaluation durch den Senat der Leibniz-Gemeinschaft mit negativem Resultat

2008–2010 Endgültige Abwicklung des Instituts

Was sich in dieser Zusammenstellung zunächst erst einmal als eine Art positiver Erfolgsbericht liest, endet im Desaster. Dass durch die negative Entscheidung einer Expertengruppe eine über viele Jahre von unserer gesamten Republik getragene kulturelle Einrichtung aufgegeben wurde, ist offensichtlich. Von nun an wird es – vermutlich aus falsch verstandenem Sparsamkeitsdenken – in Deutschland keine Institution mehr geben, durch welche audiovisuelle Medien wissenschaftlichen Inhalts realisiert werden können, die nicht primär aus einem kommerziellem Interesse heraus produziert werden. Man verzichtet bewusst auf Umsetzungen von Erkenntnissen aktueller Forschung in Formate, welche insbesondere für den universitären Ausbildungsbereich konzipiert sind. Diese Entscheidung ist ganz klar eine Absage an den Fortschritt. Schade! Wie sehr verarmen wir in Deutschland im Hinblick auf kulturelle Leistungen, für die wir bislang zu Recht weltweit geachtet und auch beneidet wurden!

Im Bereich der mikroskopischen Dimension wurden in den vergangenen Dekaden durch die Produktion entsprechender Filme zahllose Studentengenerationen für einen Lebensbereich und deren Bewohner sensibilisiert, der ihnen möglicherweise verborgen geblieben wäre. Hätte beispielsweise ich im Rahmen meines Biologiestudiums in den endsiebziger Jahren des vergangenen Jahrhunderts nicht die damals topaktuellen Einzellerfilme gesehen, welche damals von Prof. Dr. Karl Gottlieb Grell, Universität Tübingen, in Zusammenarbeit mit dem IWF produziert wurden, wäre ich mit einiger Gewissheit in meinem beruflichen Leben nicht in der Protozoologie und damit nicht in der mikroskopischen Welt sesshaft geworden. Und so dürfte es vielen Studierenden verschiedenster Fachrichtungen ergangen sein, die durch das weit gefächerte Themenspektrum des IWF auf ihre wissenschaftlichen Vorlieben aufmerksam gemacht wurden.

Leider kann man die Abwicklung der Institution *IWF Göttingen* nur zur Kenntnis nehmen. Gut heißen und verstehen wird das wohl kaum jemand, der in seiner aktuellen beruflichen oder privaten Tätigkeit davon betroffen ist.

Klaus Hausmann
Redaktion MIKROKOSMOS

ANZEIGE

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Digitale Aufnahmen mit Spiegelreflexkamera und Stereomikroskop Ein Erfahrungsbericht mit Tipps für Neueinsteiger und Anwender

Hans Jürgen Steinkohl und Siegbert Holzapfel

Unsere Überlegungen, digitale Aufnahmen mit APS-C (Advanced Photo System Classic; Bildformat von Kodak) und Vollformatkameras auch über ein Stereomikroskop zu verwirklichen, wurden wegen negativer Erfahrungen aus unserem mikroskopischen Freundeskreis immer wieder zurückgestellt. Denn es hatte sich gezeigt, dass die fotografischen Ergebnisse einiger Anwender mit SLR-Kameras (single-lens reflex camera; einäugige Spiegelreflexkameras) nicht immer zufriedenstellend ausgefallen waren. In der Regel waren vorrangig Spiegelschlag und/oder Verschlusserschütterung der verwendeten Kameras die Ursache, die zu unscharfen Aufnahmen geführt hat.

Aufgrund unserer positiven Erfahrungen mit den Canon SLR-Kameras mit LiveView auf dem Zeiss Standard haben wir uns zum Kauf eines Stereomikroskops mit Fototubus entschlossen. So stehen heute auf unseren Arbeitstischen neben unseren Durchlichtmikroskopen als Pendant ein Motic SMZ 168 TL und ein Zeiss Stemi 2000C.

Wie wir aufgrund von zahlreichen Anfragen zu unserem Artikel „LifeView ermöglicht erschütterungsfreie Mikroaufnahmen" (Steinkohl und Holzapfel, 2010) entnehmen konnten, werden von vielen Lesern des MIKROKOSMOS derartige Berichte dankbar aufgenommen, so dass wir im nachfolgenden Artikel über eigene, zusätzliche Lösungen berichten wollen, die uns zu befriedigenden Fotoergebnissen mit dem Stereomikroskop geführt haben. Damit der Artikel auch dem interessierten Stereomikroskop-Neueinsteiger eine gewisse Einstiegshilfe sein kann, sollen auch Punkte angesprochen werden, die für den erfahrenen Anwender eventuell bereits zur gängigen Praxis gehören.

Es gibt verschiedene Typen von Stereomikroskopen

Vorrangig unterscheidet man das (kostenintensive) Stereomikroskop mit Zentraloptik (Fernrohrprinzip) und das Stereomikroskop vom Greenough-Typ.

Greenough-Prinzip: Zwei identische Objektive um den Stereowinkel gegeneinander geneigt angeordnet, entwerfen zwei getrennte Bilder, die durch zwei Okulare als räumliches Bild betrachtet werden.

Fernrohr-Prinzip: Zwei mikroskopische Teilsysteme verlaufen parallel und besitzen ein gemein-

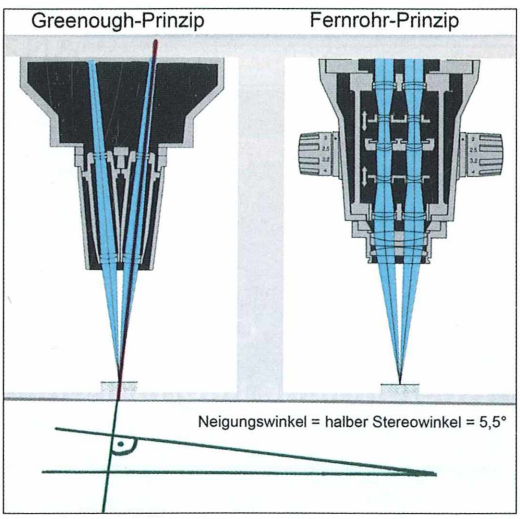


Abb. 1: Stereomikroskop – Prinzip Gegenüberstellung der beiden Systeme (aus Zeiss Stemi Prospekt).

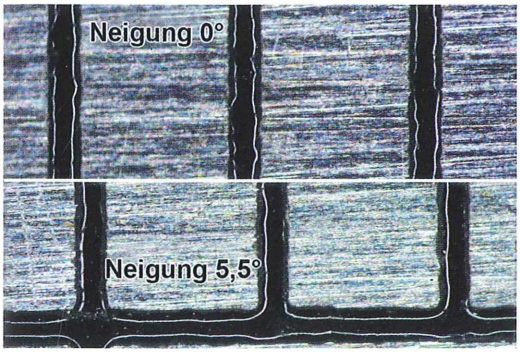


Abb. 2: Schärfenvergleich einer aufgenommenen Millimeterskala; obere Neigung 0°, darunter Neigung 5,5°. Deutlich ist oben links der Schärfenverlauf zu sehen.

sames Hauptobjektiv. Dabei erzeugen die außeraxialen Strahlenpaare den Stereowinkel [(Abb. 1) und Text aus dem Zeiss-Stemiprospekt)].
Was unterscheidet die beiden Systeme für die Mikrofotografie? Beim Fernrohrtyp wird von der Kamera der gesamte, gerade verlaufende Strahlengang übernommen, das heißt vereinfacht gesagt, es wird das Objekt senkrecht aufgenommen. Das Greenough-System, welches vorrangig in kostengünstigeren Stereomikroskopen zur Anwendung kommt, verwendet bei der Kameraadaption (Okular- oder Fototubus) lediglich einen Strahlengang, das heißt dieser Strahlengang fällt in seinem Stereowinkel schräg auf das zu fotografierende Objekt, mit der Folge, dass eine ebene Fläche mehr oder weniger aus der fotografischen Schärfenebene von scharf zu unscharf verläuft (Abb. 2).

Überlegungen zum Stereomikroskopkauf

In der Regel wird man sich aus Kostengründen für das beschriebene Greenough-System mit Fototubus entscheiden. Doch auch bei diesem System trifft man oft bei gleicher Ausstattung auf teilweise erhebliche Preisunterschiede zwischen den verschiedenen Herstellern, so dass die Entscheidung zum Kauf schwer fallen kann, wenn die Anschaffung einen bestimmten Kostenrahmen nicht überschreiten soll.
Hierzu kann die folgende Überlegung hilfreich sein, die Anschaffungskosten zu reduzieren. Ein Stereomikroskop besteht im Wesentlichen aus Stereokopf und Stativ, wobei das Stativ eine Grundplatte und eine 30 mm Säule enthält. Beim Zeiss Stemi kauften wir lediglich den Stereokopf, die Grundplatte mit 30 mm Säule konnte über eine befreundete Stahlbaufirma sehr kostengünstig erworben werden. Die Okulare wurden bei Motic beschafft, nachdem beim Vergleich mit den am Axioskop verwendeten Original Zeiss Okularen visuell kein Unterschied zu den Motic Okularen festzustellen war. Allein durch diese Überlegungen vor dem Kauf konnte eine Einsparung erzielt werden, die dann die zusätzliche Neuanschaffung einer Schott Easy LED Ringlichtleuchte ermöglichte (Abb. 3 und 4).

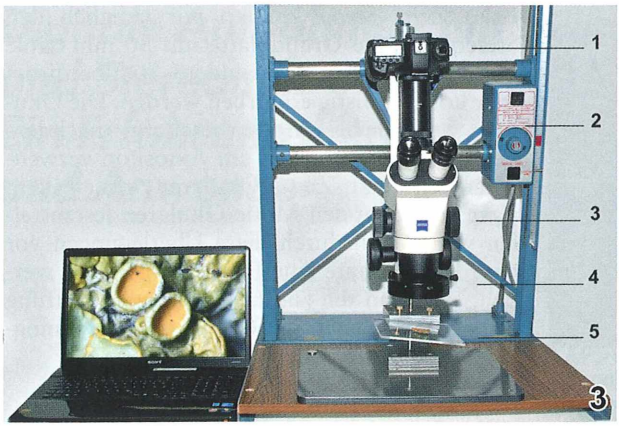
Warum eine APS-C oder Vollformat SLR auf dem Stereomikroskop?

Bisher wurden am Stereomikroskop fast ausnahmslos digitale Kompaktkameras verwendet. In geringem Umfang waren davon einige wenige eingeschränkt über den PC steuerbar. Durch die Einführung der digitalen SLR mit LifeView-Funktion ergeben sich jetzt für den Anwender völlig neue Möglichkeiten zur Steuerung der Kamerafunktionen über den PC, wobei dann über den PC-Monitor eine zusätzliche Schärfenkontrolle des Objektes vor der Aufnahme ermöglicht wird. Jeder Canon Kamera liegt eine kostenlose Software bei, die man im PC installiert (u.a. EOS utility). Nach der Installation dieses Programmes wird die Kamera mit dem PC über ein USB-Kabel verbunden; jetzt kommunizieren Kamera und PC miteinander. Folgende Funktionen können unter anderem per Mauszeiger im *Remote Control Fenster* der Canon Camera über den Bildschirm des PC (Laptop) aktiviert werden:

- Iso-Empfindlichkeit
- AV oder M
- Einzelbild oder Serie
- Belichtungssimulation
- Ein-/Ausschalten von LiveView
- Auswahl Zoomfeld und Lupenfunktion
- Testaufnahme – mit oder ohne Speicherung
- Weißabgleich AWB oder Vorgabe von Kelvinwerten
- Belichtungskorrektur ±
- Kameraauslösung

Anschließend wird das Bild im Zoom Browser (Canon) gespeichert, dort können zusätzlich Aufnahmedaten – Beispiel Vergrößerungsein-

 mbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/



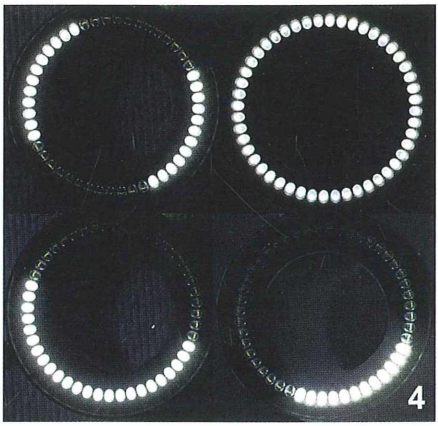


Abb. 3: Stereomikroskop-Arbeitsplatz. 1 Vollformat EOS MKII auf Fototubus, 2 Getriebemotor zur Höhenverstellung mit Feineinstellung in kleinen Schritten ≤ 0,2 mm, 3 Stereo-Mikroskop-Kopf Stemi 2000C, 4 Schott Easy Light LED Ringlicht mit neutraler Farbwiedergabe, 5 Objekttisch mit 5,5° Neigung. Links ist der Monitor des Laptops zu sehen, der über ein USB-Kabel ein digitales HDMI-Signal von der Kamera bereitgestellt bekommt. – **Abb. 4:** Schott-Ringlicht mit LED-Sektorenschaltung, wodurch eine optimale Ausleuchtung von verschiedenen Objekten möglich ist.

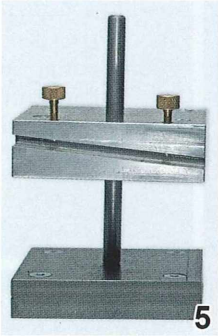
stellung bei Stereoaufnahme – aufgenommen werden. Nachdem über die USB-Verbindung von Kamera zum PC-Monitor ein digitales HDMI-Signal (High-Definition Multimedia Interface) angeboten wird, erhalten wir je nach Monitorqualität ein hervorragendes, großes Bild, mit der Möglichkeit einer optimalen Schärfenkontrolle (Abb. 3); für Stapelaufnahmen mit dem Stereomikroskop eine absolute Bereicherung. Mit der Funktion *Belichtungssimulation* kann im AV-Belichtungsmodus (Zeitautomatik) sogar die richtige Belichtung am PC-Monitor vorher festgelegt werden, das heißt, das Endergebnis Bild wird so, wie es am (guten) Monitor vorher zu sehen war.

LiveView ist nicht gleich LiveView

Aufgrund der eigenen Erfahrungen mit digitalen Canon SLR-Kameras zeigt sich nach unserem derzeitigen Wissensstand, dass vermutlich lediglich das Canon LiveView Auslösesystem absolut erschütterungsfrei funktioniert, weil die Belichtung elektronisch erfolgt (Steinkohl und Holzapfel, 2010). Bei den derzeitigen digitalen SLR-Kameras von Nikon, Olympus, Sony, Panasonic usw. erfolgt, soweit uns inzwischen bekannt ist, die Belichtung wie folgt: Bildeinstellung im LiveView Modus, der Sensor liegt also frei. Bei der Auslösung schließt zunächst der Verschluss, dann öffnet er zur Belichtung und schließt sich erneut nach erfolgter Belichtung, mit dem Ergebnis, dass die mechanischen Erschütterungen bei der LiveView Belichtung noch größer sind als bei der bisher üblichen Spiegelvorauslösung. Hinzu kommt, dass sich bei Kameraverschlüssen mit bis zu 1/8000 sec wegen ihrer hohen Anlaufgeschwindigkeit die Erschütterungen durch den Verschluss noch deutlicher auswirken.

Was tun gegen den Stereowinkel?

Wie bereits geschildert, arbeiten die Stereomikroskope aus dem Greenough-System mit einem schrägen Strahlengang, dem so genannten Stereowinkel, der herstellerbedingt geringfügig verschieden sein kann. Beim Stemi 2000C beträgt dieser Winkel nach Auskunft der Firma Zeiss 11 Grad, das heißt, soll der (fotografische) Strahlengang auf eine Fläche senkrecht auftreffen, dann muss diese Ebene um die Hälfte des Stereowinkels von 11° = 5,5° zum Strahlengang des Stereomikroskopes geneigt sein (rechter Winkel), um die Fläche gleichmäßig scharf abzubilden (Abb. 1). Um diese Schrägstellung zu korrigieren, haben wir uns eine Hilfskonstruktion mit einer 5,5° geneigten Ausfräsung angefertigt (Abb. 5). Sie besteht aus einer Grundplatte mit fester Säule. Die Säule nimmt eine höhenverschiebbare Zwischenplatte auf, die an der Frontseite eine Fräsung



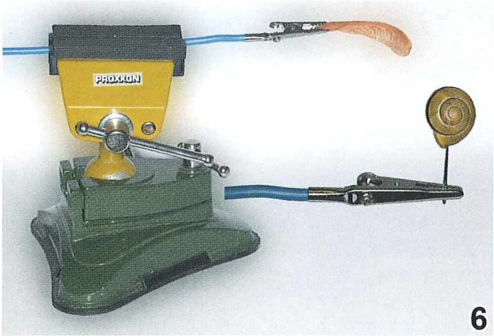


Abb. 5: An der Säule steckt im oberen Teil eine höhenverstellbare Aufnahmeplatte mit 5,5 ° Ausfräsung zur Aufnahme einer transparenten Objektträgerplatte. Unten befindet sich die Grundplatte. – **Abb. 6:** Arbeitshilfe: Ein kleiner Schraubstock, 6 mm Draht, am Ende (drehbar) eine Krokodilklemme aus dem Baumarkt zum Einspannen der verschiedensten Objekte.

erhält. In diese Fräs-Nut können nun transparente Plexiglasscheiben eingespannt werden, wenn auch mit Durchlicht gearbeitet werden soll. Eine weitere Platte aus Aluminium (eine Seite Aluminium, eine Seite schwarz) kann für Auflichtaufnahmen mit verschiedenen Anforderungen verwendet werden. Bewährt hat sich die geneigte Fläche bei flächigen Objekten, wo mit mittlerer bis größter Vergrößerung gearbeitet wird. Die Objekte lassen sich mithilfe eines kleinen Schraubstocks, etwas Draht und einer Krokodilklemme aus dem Baumarkt gut zum Abfotografieren positionieren (Abb. 6).

Stapeln mit dem Stereomikroskop

Die Anfertigung von Stereoaufnahmen mit der erwünschten größeren Schärfentiefe war vor der Möglichkeit des Stapelns nicht möglich. Erst durch die entsprechenden PC-Programme (z. B. Helicon Focus, Combine Z) ist es möglich, aus einer Reihe von Einzelaufnahmen mit jeweils verändertem Abstand zum Objekt ein digitales Bild mit fast räumlicher Wirkung und wesentlich größerem Detailumfang (Schärfentiefe) zu erhalten. Dies setzt jedoch voraus, dass die Kameraauslösung ohne jegliche Erschütterung bei den Einzelaufnahmen erfolgt. Eine weitere Forderung für gelungene Stapelaufnahmen im höheren Vergrößerungsbereich ist das Stapeln in möglichst kleinen mechanischen Schritten mit dem Stereomikroskop. Dies erfordert eine feingängige Zahnstange am Stereomikroskop oder wie im nachfolgenden Absatz beschrieben wird, die Adaption des Stereomikroskop-Kopfes an einer Vergrößerersäule.

Vergrößerersäule als Stereomikroskop-Stativ

Beim Ausbau des Stemi 2000C hat sich nach mehreren Stapelanwendungen eine weitere Konstruktion angeboten, die nun nach längerem Gebrauch als nahezu ideal angesehen werden kann. Ein vorhandener alter Vergrößerer in massiver Bauweise mit elektrischer Höhenverstellung und externem Feintrieb am Motorkasten wurde bis auf das Grundgestell demontiert (Abb. 3). An die höhenverstellbaren Querträger wurde die 30 mm Säule des Stereotisches genau senkrecht montiert, welche dann den gesamten Stereomikroskopkopf des Stemi 2000C aufnimmt (Abb. 3 und 7).

Diese Lösung bietet sehr viele Vorteile beim Arbeiten mit dem Stereomikroskop, sei es der große Arbeitstisch mit freiem Bewegungsbereich für Zubehör, sei es die fehlende Säule. Jegliche gewünschte oder geforderte Arbeitshöhe ist fahrbar einzustellen. Der wesentliche Vorteil liegt jedoch in einer absolut feinfühligen, reproduzierbaren Höhenverstellung (wenn erforderlich in ≤ 0,2 mm Schritten), welche Stapelaufnahmen ungemein erleichtert. Soll das Steromikroskop wie in unserem Fall vorrangig eine stationäre Verwendung finden, kann der Kauf eines geeigneten alten Vergrößerers (z. B. über Internetanbieter) hier ebenfalls als Stativ für das Stereomikroskop Verwendung finden. Hierbei sollte man aber auf Vergrößerungssysteme zurückgreifen, die mindestens für die Formate 6 × 6/6 × 7 cm ausgelegt waren, weil sie entsprechend stabil gebaut sind. Die Höhenverstellung kann weiterhin am Stereokopf, aber auch an der Vergrößerersäule feinfühlig vorgenommen werden.

 mbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Abb. 7: Zeiss-Stemi Adaption an einem Vergrößerer unter Verwendung der senkrechten Säule.

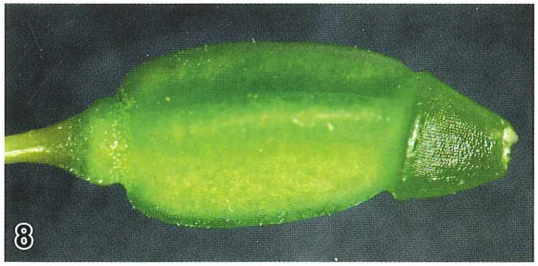
Wie kann man in der digitalen Stereoaufnahme die Größe eines Objektes nachträglich erfassen?

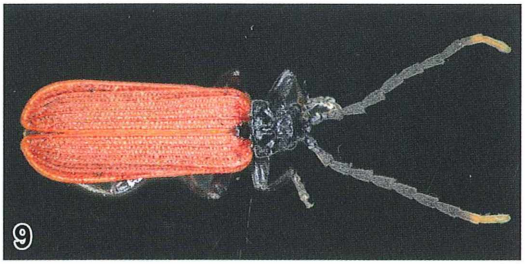
Die digitale Fotografie mit den APS-C oder Vollformat-Kameras ermöglicht uns auch für diese Anforderung eine unglaublich genaue Objektmessung von wichtigen Details, die beispielsweise zur Bestimmung erforderlich sein können. Dies ist ein weiterer Vorzug gegenüber der Verwendung einer Kompaktkamera (Zoom), weil bei der SLR immer von konstanten Werten ausgegangen werden kann, da zwischen Stereomikroskop und Aufnahmesystem keine zusätzliche Optik vorhanden ist. Wenn man einmal von professionellen (teuren) Programmen absieht, kann sich jeder Anwender eine digitale Messmethode erarbeiten, welche speziell auf seine Kamera und sein Steromikroskop abgestimmt ist. Voraussetzung ist lediglich, dass das verwendete Stereomikroskop (wenn mit Zoom) in so genannten Raststufen mit Anzeige der Vergrößerungswerte arbeitet. In den jeweiligen Aufnahmedaten muss dann lediglich der Vergrößerungsfaktor des Stereomikroskops notiert werden. Ergänzend muss noch erwähnt werden, dass zum nachträglichen Messen ein geeignetes Bildbearbeitungsprogramm (z. B. Photoshop CS) im PC installiert vorliegen sollte.

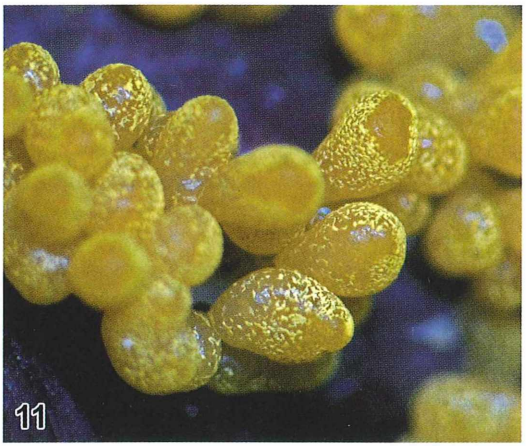
Vorgehensweise zur Ermittlung der Messdaten

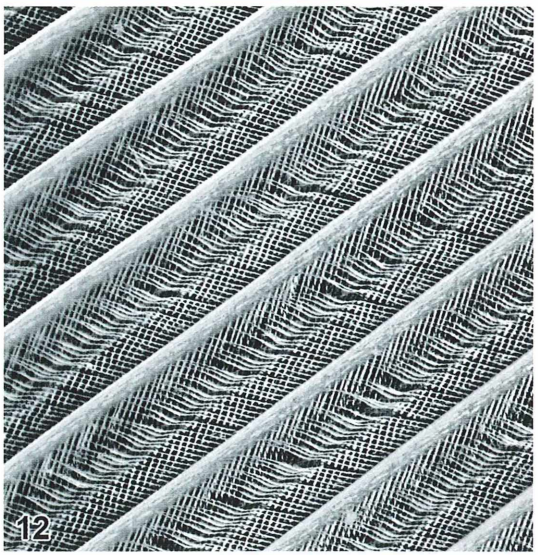
Sollte kein Bildbearbeitungsprogramm vorhanden sein, so kann die übliche Objektmessung über ein Messokular vorgenommen werden (analoge Messmethode). Hierzu ist es jedoch erforderlich, sich über ein Objektmikrometer – im Stereomikroskop über Millimeterpapier – eine Tabelle zu erarbeiten. Beispiel: Im Messokular mit 100 Teilstrichen werden bei einem Vergrößerungsfaktor 2,0 des Stereomikroskops auf dem Millimeterpapier 4,8 mm erfasst, für den Faktor 0,65 sind es 15,2 mm und für den Faktor 5,0 sind es noch 2,0 mm. Diese Werte werden für alle Stufen des Stereomikroskops ermittelt und in einer Tabelle eingetragen. Im Gebrauch sieht dann die Objektmessung wie folgt aus: Faktor 2,0; bei 100 Teilstrichen im Messokular erfassen wir 4,8 mm. Das nun vorliegende Objekt misst im Messokular 10,1 Teilstriche, somit beträgt die Objektgröße $X = 10{,}1 \times 4{,}8 : 100 = 0{,}48$ mm.

Eine wesentlich genauere und vor allem nachträglich im digitalen Bild noch nachvollziehbare Messmethode ist die digitale Messmethode (mit Einbeziehen der Kamerasensorgröße). Diese setzt jedoch einen PC voraus. Wir arbeiten mit Photoshop und dem dort vorhandenen Analysewerkzeug. Wie bei der analogen Messmethode müssen wir auch in der digitalen Messmethode zunächst bestimmte Daten erarbeiten, die uns die verwendete Kamera und das Stereomikroskop vorgeben. Das gleiche Verfahren ist natürlich auch für das Durchlichtmikroskop optimal anzuwenden. Als nachfolgendes Beispiel soll als Kamera eine Canon EOS 5DMKII Vollformat herangezogen werden: Der Sensor der EOS 5DMKII (Vollformat 24/36 mm) hat auf 1 mm 156 Pixel (5616/36 bzw. 3744/24). Dies bedeutet, auf 36 mm Sensorbreite sind 5616 Pixel vorhanden. Zur Erinnerung: 1 mm = 1000 µm. Zunächst werden wie bei der analogen Methode die einzelnen Vergrößerungsfaktoren durch Abfotografieren eines Objektmikrometers (bzw. Millimeterskala beim Stemi) ermittelt, das heißt, alle Objektiv- beziehungsweise Vergröße-









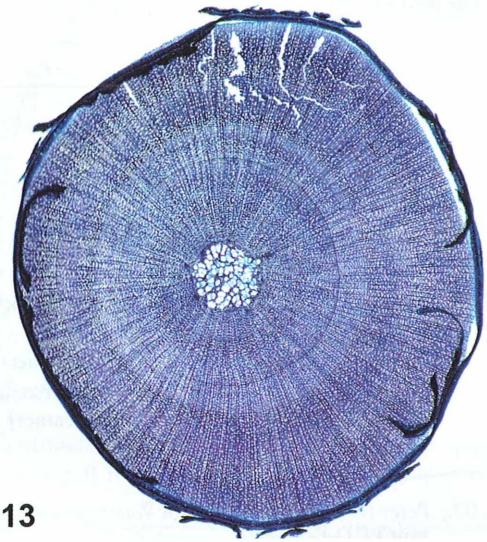


Abb. 8–13: Verschiedene Objektfotos, aufgenommen mit dem Zeiss Stemi 2000 C. – **Abb. 8:** Moos-Samenkapsel, ohne Stapelfunktion. – **Abb. 9:** Käfer, gestapelt. Durch die überlegte Ringlichtsektorenschaltung konnte die Oberflächenstruktur gut betont werden. – **Abb. 10:** Buchenblattgalle, ohne Stapelfunktion. – **Abb. 11:** Schleimpilz, ohne Stapelfunktion. – **Abb. 12:** Vogelfeder-Struktur, ohne Stapelfunktion. Die normal aufgenommene Oberflächenstruktur wurde im Photoshop umgekehrt, das so erhaltene Negativ wirkt fast wie eine rasterelektronenmikroskopische Aufnahme. Hier führte ebenfalls die Sektoren-Beleuchtung der Schott LED zu dem gewünschten Ergebnis. – **Abb. 13:** Durchlicht-Präparat eines Pflanzenschnittes, aufgenommen mit einem alten Durchlicht-Tisch vom russischen Stereo und geringster Stereomikroskop-Vergrößerung.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

rungsfunktionen müssen durchfotografiert und in einer Tabelle dargestellt werden.

Beispiel bezogen auf Stereo und Photoshop

Für einen bekannten Vergrößerungsfaktor wurden für ein bestimmtes Maß die Anzahl der Pixel ermittelt. Dieser Wert wird im Photoshop-Messwerkzeug (benutzerdefiniert) eingegeben und gespeichert. Dies bedeutet, dass für jede Vergrößerungsstufe dieser Wert gespeichert werden muss. Weiter erfordert dies aber auch, dass zu jeder Aufnahme die Vergrößerungsstufe (im Zoombrowser) angegeben wird. Auf diese Weise wird für jedes Objekt auch noch nachträglich eine Vermessung möglich.

Die Abbildungen 8–13 belegen die hervorragende Qualität der mit dem Zeiss Stemi 2000 C aufgenommenen Objekte.

Literaturhinweise

Piper, J.: Erweiterte Techniken zur Software-gestützten dreidimensionalen Rekonstruktion und Schärfenoptimierung mikrofotografischer Bilder. Mikrokosmos 97, 221–229 (2008).

Steinkohl, H. J., Holzapfel, S.: LifeView ermöglicht erschütterungsfreie Mikroaufnahmen. Mikrokosmos 99, 303–307 (2010).

Verfasser: Hans Jürgen Steinkohl,
Max Matheis-Straße 64, 94036 Passau,
E-Mail: summilux@gmx.de, und
Siegbert Holzapfel, Achleiten 33, 4092 Esternberg,
Österreich, E-Mail: siegbert.holzapfel@aon.at

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikroskopische Gesellschaft Wien

Programm
Januar bis Juni 2011

11.01.: Vorweisungsabend. Die Mitglieder der Gesellschaft werden ersucht, Präparate zur Besprechung mit der Mikroskop-Videoeinrichtung mitzubringen.

18.01.: Prof. Mag. Alfred Ratz: Präparationsabend Botanik

25.01.: Jahreshauptversammlung

08.02.: Alfred Schultes: Mikro-Dias-Abend

15.02.: Friedrich Wertl: Präparationsabend Botanik

22.02.: Vinzenz Ondrak: Impressionen des Wassers (mit LCD-Beamer)

01.03.: Ing. Daniel Böswirth: Botanische Experimente (mit LCD-Beamer)

08.03.: Mag. Walter Ruppert: Präparationsabend Histologie

15.03.: Peter Recher: Das Leben im Wassertropfen (mit LCD-Beamer)

22.03.: Hermann Hochmeier: Präparationsabend Diatomeen

29.03.: Peter Pavlicek: Das teuerste Holz der Welt (mit LCD-Beamer)

05.04.: Dr. Thomas Kann: Präparationsabend Histologie

12.04.: Dr. Thomas Kann: Erklärungen zum Präparationsabend vom 05.04. (mit LCD-Beamer)

03.05.: Dr. Peter Weish: Mikrofotografie mit alten Geräten (mit LCD-Beamer)

10.05.: Dr. Susanne Steinböck: Reisebericht Türkei, 2. Teil (mit LCD-Beamer)

17.05.: Friedrich Wertl: Präparationsabend Mikrotomschneiden von Hölzern

24.05.: Dr. Hans Frey: Vögel-Findelkinder (mit LCD-Beamer)

31.05.: Prof. OStR Peter Schulz: Präparationsabend Botanik

07.06.: Mag. Walter Ruppert: Präparationsabend Histologie

10.05.–13.05.: 9. Internationales Mikroskopiker-Pfingsttreffen mit Workshop „Magmatite und Metamorphite und die Bestimmung ihrer Minerale“ im Saal des Hotel-Café Waitz, in A-2442 Unterwaltersdorf, Hauptplatz 9

21.06.: Ing. Peter Bauer: Gesteinskunde (mit LCD-Beamer)

28.06.: Urlaubsvorbereitungen, Berichte, Vorweisungsabend

Alle Vorträge und Kurse finden in den Räumen der Gesellschaft in Wien, Marinelligasse 10a an Dienstagen statt und beginnen um 19:15 Uhr. Gäste sind willkommen.

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

Kontaktadresse: Prof. OStR. Erich Steiner, Triestinggasse 35, A-1210 Wien, Tel./Fax: 01/8 13 84 46.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Wie entsteht ein MIKROKOSMOS-Artikel? – Von der mikroskopischen Beobachtung bis hin zum gedruckten Artikel

Klaus Hausmann

Wie kommt ein Autor auf die Idee, für den MIKROKOSMOS einen Artikel zu schreiben? Zunächst gibt es vielleicht ein inhaltlich gutes Konzept, das dann näher strukturiert wird. Das Gerüst für einen Artikel liegt also vor und wird in der Folgezeit mit Leben erfüllt. Es können sich aber auch ganz spontan Befunde ergeben, die, wie man vielleicht erst später feststellt, in einen Bericht umgesetzt werden sollten. Wie auch immer, ein Neuling steht wohl vor dem Problem: Wie soll oder muss man vorgehen, um aus den vorliegenden Beobachtungen ein Manuskript zusammenzustellen?

Als Herausgeber des MIKROKOSMOS könnte ich an dieser Stelle natürlich kurz und bündig auf unsere *Hinweise für Autoren* auf der letzten Innenseite des Umschlags eines jeden Hefts unserer Zeitschrift hinweisen (Abb. 1), in denen alle Punkte nachzulesen sind, die für eine Manuskripteinreichung wichtig sind. Die Erfahrung zeigt allerdings, dass das wohl in den seltensten Fällen geschieht. Vielleicht sind die Hinweise nicht deutlich genug oder aber zu förmlich. Im Rahmen der *Internationalen Mikroskopietage in Emden 2010* war daher diese Problematik das Thema meines lebhaft kommentierten und diskutierten Vortrags, dessen Inhalt an dieser Stelle wiedergegeben werden soll.

Eines vorweg

Von vorneherein wurde ganz klar festgestellt: Man muss kein Publikationsprofi sein, um im MIKROKOSMOS zu publizieren Die Redaktion hilft insbesondere jedem Anfänger auf diesem Gebiet gerne. Eines wird allerdings vorausgesetzt: Die *Hinweise für Autoren* sollten zuvor intensiv und sorgfältig durchgelesen und dann bei der Abfassung des Manuskripts beachtet werden.

Wie geht es dann weiter? Wir gehen davon aus, dass eine gute Idee für einen Artikel vorliegt. Die sollte nun nach folgendem Schema umgesetzt werden und letztendlich in Form eines gedruckten MIKROKOSMOS-Artikels vorliegen.

- Illustration
- Text
- Einreichung
- Korrektur

Illustration

Beginnen wir mit der für einen Artikel absolut wichtigen Illustration. Diese kann in Schwarz-

Hinweise für Autoren

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

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte auf fortlaufend einer Vergrößerungsangabe können auch Maßstriche in die Abbildungen eingefügt werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors.

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

Abb. 1: Beginn der in jedem Heft auf der hinteren Umschlagseite abgedruckten *Hinweise für Autoren*.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

weiß oder aber in Farbe angelegt werden. Als Vorlagen akzeptieren wir alle Formate, die derzeitig gängig sind.
Analoge Abbildungen können in Form von scharfen, kontrastreichen Papierabzügen oder Diapositiven eingereicht werden. Wir übernehmen, wenn nötig, das Einscannen der Vorlagen.
Digitale Vorlagen müssen mit einer Auflösung von 300 dpi/14 cm als tiff-Dateien eingereicht werden. Sollten die Bilddateien die Kapazität eines normalen E-Mail-Versands sprengen, müssen die Daten notgedrungen auf eine CD-R gebrannt und mit konventioneller Post eingesandt werden.
Strichzeichnungen werden als Tuschezeichnungen eingereicht (keine Bleistifte oder Filzschreiber benutzen). Es gibt leider keine Möglichkeit mehr, dass von der Redaktion handschriftliche Vorlagen in druckfähige Versionen umgesetzt werden. Bei Fremdabbildungen ist darauf zu achten, dass gute Fotokopien oder aber – besser – digitale Scans (300 dpi/14 cm) eingereicht werden. Dabei ist eine exakte Quellenangabe notwendig, die in den Literaturhinweisen aufgeführt werden muss.
Es ist nicht möglich, einen Sack voller Bilder einzureichen mit dem scheinbar wohlgemeinten Hinweis: *Die Redaktion kann eine entsprechende Auswahl treffen.* Die Bildauswahl ist einzig und allein Sache des Autors. Soweit es möglich oder nötig ist, sollen die Abbildungen zu Tafeln zusammenfügt werden. Wenn ein Autor damit Schwierigkeiten hat, kann er uns in einer kleinen Skizze anzeigen, wie er seine Bilder zu Tafeln zusammengestellt haben möchte. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten reproduziert: 7 cm (einspaltig), 9,5 cm (1,5-spaltig) und 14 cm (zweispaltig).
Beschriftungshinweise müssen auf einem eigenen Bildset angegeben werden. Bitte dabei auch an entsprechende Maßbalken denken, soweit die Vergrößerung nicht in den Abbildungslegenden durch Zahlen angegeben ist. Bei der Beschriftung Arial 10 pt normal verwenden; die Nummerierung der Abbildungen in Arial 12 pt fett einfügen. Auf jeden Fall aber auch eine unbeschriftete Version einreichen.
Sehr wichtig ist es, soweit möglich (zum Beispiel bei der Verwendung von Photoshop), sämtliche Bildebenen getrennt zu halten und niemals – auch nicht partiell, zum Beispiel alle Originalfotos zusammen – zu vereinen. Das ist deshalb nötig, damit die Redaktion gegebenenfalls einzelne Bilder durch digitale Bildbearbeitung optimieren kann.

Text

Der *Text* sollte, sofern möglich, als Word-Dokument eingereicht werden. Es werden aber auch leserliche Schreibmaschinentexte angenommen. Handschriftlich zusammengestellte Manuskripte können leider nicht berücksichtigt werden. Möglichst keine Abkürzungen verwenden, gegebenenfalls erläutern. Fachbegriffe sollten erklärt werden.
Als Schriftfont wird Arial/12 pt mit einem einheitlichen Zeilenabstand von 1,5 verwendet. Die Seiten unten mittig durchnummerieren. Beim Einrichten der Seite einheitlich bei allen Rändern 2,5 cm einstellen.
Die Länge des Gesamtmanuskripts (inklusive Literaturhinweise und Abbildungslegenden) darf nicht mehr als 10 DIN A4-Bögen umfassen, die Abbildungen nicht mehr als vier Druckseiten. Silbentrennung hat zu unterbleiben genauso wie Textformatierung. Lateinische Gattungs- und Artnamen von Organismen kursiv schreiben. Auf jede Abbildung muss im Text hingewiesen werden, beginnend bei Abbildung 1 und danach in numerischer Reihenfolge. Um den Text aufzulockern und damit lesefreundlicher zu gestalten, sollten Zwischenüberschriften einfügt werden.
Die *Literaturhinweise* müssen ganz genau nach Vorgabe der *Hinweise für Autoren* zusammengestellt werden. *Tabellen* erscheinen auf eigenen Seiten genauso wie die *Abbildungslegenden*. Schließlich muss der *Verfasser* mit seiner postalischen und, wenn gewünscht, mit seiner E-Mail-Adresse angegeben werden.
Sollten sich Probleme auftun, schauen Sie doch einfach in einige der letzten MIKROKOSMOS-Hefte. Da können Sie sehr schnell erfahren, wie alles auszusehen hat.
Unsere *Hinweise* mögen beim ersten Hinsehen etwas übertrieben erscheinen. Das sind sie aber nicht, da deren Einhaltung unsere Redaktionsarbeit deutlich verkürzt. Somit steht uns mehr Zeit für wirklich wichtige redaktionelle Arbeit beispielsweise an den Abbildungen zur Verfügung, die immer notwendig ist.
An dieser Stelle möchten wir einmal auf ein Faktum hinweisen, das wohl den meisten Abonnenten, Lesern und Autoren nicht klar ist, nämlich dass wir den MIKROKOSMOS in un-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nutzung nur für den persönlichen Gebrauch.

serer Freizeit herausgeben. Diese Tätigkeit hat nichts mit unseren Aufgaben im universitären Bereich zu tun.

Einreichung und Korrektur

Ist ein Manuskript eingereicht, werden Sie schnell eine Nachricht erhalten, ob Ihr Manuskript zum Druck angenommen ist. Man muss sich danach dann allerdings in der Regel zunächst etwas in Geduld üben, bis zu Hause die so genannten *Korrekturfahnen* eintreffen. Das sind Andrucke des eigenen Artikels, in denen, wie die Bezeichnung Korrekturfahnen vermuten lässt, nach Druckfehlern gesucht werden muss, die notwendigerweise korrigiert werden müssen. Dabei dürfen allerdings wirklich nur Druckfehler richtiggestellt, nicht aber neue Texte eingefügt werden. Sollte das im Ausnahmefall dann aber doch einmal unumgänglich erscheinen, muss mit der Berliner Redaktion Kontakt aufgenommen werden, auf keinen Fall mit der Satzfirma oder dem Verlag. Größere Textveränderungen oder gar -zusätze führen in jedem Fall zu finanziellen Konsequenzen für den Autor, da er – je nach Umfang der Änderungen/Einfügungen – mit einer nicht unerheblichen Rechnung oder aber mit dem Entfall des Honorars zu rechnen hat.
Die Korrekturfahnen müssen so schnell wie möglich zurückgeschickt werden, am besten innerhalb von zwei Tagen. Bei der Rücksendung sollte man nicht verabsäumen, auf dem entsprechenden Formular anzugeben, ob man nach Drucklegung die zustehenden 25 Sonderdrucke oder aber stattdessen ein PDF erhalten möchte.

Anreiz

Welchen Anreiz könnte es geben, einen MIKROKOSMOS-Artikel zu schreiben? Für mich selbst ist es nach meiner nun über 40-jährigen Berufspraxis immer noch ein starker Antrieb einen Artikel – natürlich nicht nur beim MIKROKOSMOS, sondern auch in einer Reihe von Fachjournalen – zur Publikation einzureichen, um schließlich wieder ein eigenes Werk gedruckt zu sehen. Das hat natürlich eine gewisse Anerkennung und Wertschätzung unter Gleichgesinnten zur Folge, bei Amateuren wie bei Profis. Darauf kann man ja gerechtfertigter Weise stolz sein.
Beim MIKROKOSMOS haben wir aber noch einen ganz anderen Anreiz-Aspekt, den man bei streng wissenschaftlichen Zeitschriften überhaupt nicht kennt. Es gibt nämlich ein Honorar und zwar in Höhe von 30,00 € pro Druckseite, 45,00 € pro Rückseitenbild sowie 60,00 € pro Titelbild. Das ist nicht wirklich viel Geld, aber vielleicht doch genug, um einmal überraschenderweise seine bessere Hälfte, die vielleicht etwas Mühe hat, die mit einigen finanziellen Konsequenzen verknüpften Hobbyvorlieben des Lebensgefährten nachzuvollziehen, je nach Seitenumfang des publizierten Artikels zu einem Besuch beim Griechen oder gar zu einem Candle-Light-Dinner einzuladen. Ist man beim Schreiben ganz eifrig gewesen, mag vielleicht auch eine zunächst etwas zu kostspielig erscheinende Zusatzkomponente zum vorhandenen Gerätepark realisierbar erscheinen.

Hoffnung

Die MIKROKOSMOS-Redaktion hofft natürlich, durch diese Ausführungen etwas die Furcht zu nehmen, einen Artikel zum Druck einzureichen. Wie gesagt, wir helfen gerne!

Verfasser: Prof. Dr. Klaus Hausmann,
Redaktion MIKROKOSMOS,
Freie Universität Berlin,
Institut für Biologie/Zoologie,
Arbeitsgruppe Protozoologie,
Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin,
E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Eine rätselhafte Propeller-Amöbe (Vannella spec.)

Pedro Galliker

Nicht in meinen kühnsten Träumen wäre ich je auf die Idee gekommen, dass es in der Mikrowelt etwas so Ausgefallenes gibt wie dieses: Einen trägen, sesshaften Organismus, der sich aus einem klumpenförmigen Dasein in die dritte Dimension des Wassers aufschwingt, um sich – so vermutete ich vage – als rotierender Propellerstern auf eine Schwebereise einzustimmen, sozusagen eine Hubschrauber-Amöbe.

Wie meistens beim Mikroskopieren lebender Organismen war auch diesmal eine gute Portion Glück dabei.

Die bizarre Begegnung

Ich wurde auf etwas Ungewohntes aufmerksam, auf ein geradlinig konturiertes, spitziges Pseudopodium. Es ragte aus einem dunkelkörnigen Haufen heraus. Unfreiwillig dachte ich an eine scharfe Messerklinge. Kurz entschlossen setzte ich meine digitale Filmkamera in Gang und ich sollte es nicht bereuen. Ich beobachtete mit tausendfacher Vergrößerung, hart an der Grenze des lichtoptischen Auflösungsvermögens. Im dunklen Zentrum versteckte sich kaum erkennbar ein Organismus, der langsam zwei weitere Spitz-Pseudopodien ausstreckte, sodass die drei Auswüchse mehr oder weniger in einer Ebene lagen und ungefähr im gleichen Winkel zueinander standen. Ich dachte an einen Mercedes-Stern. Die dunkeln, kleinen und größeren Körner im zentralen Körperteil

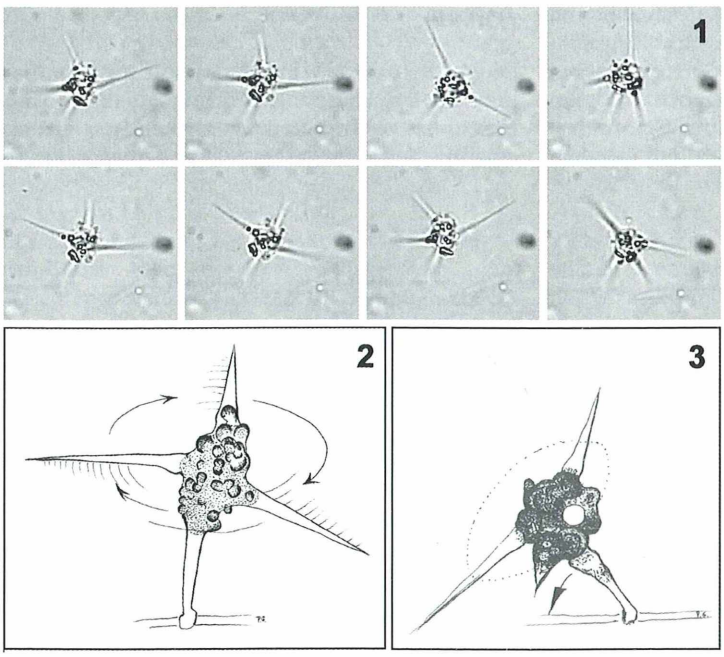


Abb. 1 und 2: Propeller-Organismus in Aktion. Der dreiflügelige Propeller drehte sich rund 4 Minuten, eine Umdrehung dauerte circa 3 Sekunden. – **Abb. 3:** Nach dem Drehschauspiel kippt der Drehstern in eine Schieflage.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck und Verwendung nur mit Genehmigung.

ragten über die Oberfläche hinaus und bewegten sich fast nervös hin und her. Etwas undeutlich bei dieser extremen Vergrößerung, glaubte ich, einen vierten Strahl außerhalb der Schärfenebene zu erkennen.
Nun aber begann das Erstaunliche. Der lebende Mercedes-Stern drehte sich im Uhrzeigersinn und wurde zu einem Propeller, wobei der vierte unscharfe Strahl die Bewegung nicht mitmachte. Es wurde mir klar, dass dieser die Drehachse bildete und das Ganze mit dem Untergrund verband. Nach nur wenigen Unregelmäßigkeiten ging die Rotation des dreiflügeligen Propellers auf dem Stiel in eine äußerst elegante und gleichmäßige Bewegung über (Abb. 1 und 2).
Im Film konnte ich nachträglich ermitteln, dass der Organismus für eine volle Umdrehung circa 3 Sekunden brauchte. In der Startphase stieß ein Propellerflügel leicht an ein Hindernis am Boden, kam aber sogleich wieder los. Das Achsen-Pseudopodium war anscheinend noch nicht genügend hoch ausgebildet. Da ich keine Seitenansicht hatte, konnte ich diesen Aspekt des Aufsteigens in die dritte Dimension nicht genauer verfolgen. Das ganze Propeller-Drehschauspiel dauerte 4 Minuten und 20 Sekunden. In dieser Zeit erfolgten fast 100 Umdrehungen. Danach kippte der dreiflügelige Drehstern in eine Schieflage, was mir erlaubte, weitere Einzelheiten zu erkennen (Abb. 3). Der stützende Achsialstiel war an einer schnurgeraden Kratzerfurche im Bodenglas verankert und zeigte an der Basis eine deutliche Verdickung. Diese verbreitete sich später zu einem abgeknickten Fuß. Die Länge des Stiels entsprach ungefähr der Ausdehnung eines Sternenflügels. Beim schwankenden Abdrehen des Karussells auf die Unterlage zeigte sich außerdem, dass der Stiel in seinem oberen Viertel eine Verdickung hatte. Diese wanderte später nach unten. Dann verdeckte mir der Körper die Sicht auf die Anheftungsstelle.
Jetzt begann ein Propellerflügel zu schrumpfen. Er verwandelte sich, immer noch ohne Bodenkontakt, in ein flächiges Normalpseudopodium. Auch die beiden anderen Propellerflügel und der Stiel wurden jetzt zügig eingeschmolzen, sodass der ursprünglich klumpige Zustand wieder erschien.
Meine Annahme, den Aufstieg einer unbekannten Amöbe (USO = Unidentified Swimming Object) ins Plankton-Schwebestadium zu erleben, wurde enttäuscht. Es war wohl eher die missglückte Landung nach einem abgebrochenen Schwebeversuch.

Auf der Spur zur Lösung des Rätsels

Wenn ein Mikroorganismus sich rund hundertmal auf einem Bein drehen kann, dann muss er wohl so etwas wie ein Drehgelenk im submikroskopischen Bereich besitzen. Dies war vorerst meine Überlegung. Bei Flagellaten gibt es das an der Basis ihrer Flagellen. Im Lehrbuch von Klaus Hausmann und Kollegen finde ich eine Abbildung die große Ähnlichkeit hat mit meinem USO: *Distephanus speculum*. Könnte es sich vielleicht um einen Silicoflagellaten vom Typ Chrysomonadea handeln? Dieser Organismus zeigt nämlich neben einem Flagellum auch amöbenartige Spitzpseudopodien.
In meiner Ratlosigkeit und in der erwartungsfrohen Stimmung vielleicht eine seltene Entdeckung zu machen, wende ich mich per E-Mail an Prof. Klaus Hausmann.

Geheimnis gelüftet

Postwendend kommt vom Fachmann die frohe Nachricht: *Dank unseres Kollegen Dr. Norbert Hülsmann haben wir herausgefunden, um was es sich bei dieser Propeller-Amöbe handelt. Es ist eine Vannella-Art. Diese Amöbe ist dazu befähigt, im Schwebezustand ihre Pseudopodien auf und ab zu drehen.* Im Anhang der Mail fand sich eine Kopie der englischen Publikation von Eugene C. Bovee aus dem Jahr 1965. Ein wirklich tadelloser Service, was mich sehr freute.
Also doch kein Silicoflagellat, sondern eine Mini-Amöbe mit äußerst interessanten Eigenschaften. Der Amöben-Spezialist Bovee von der Kalifornischen Universität von Los Angeles behandelt in der besagten Veröffentlichung vor allem seine Revision der Gattung *Vannella*, im Speziellen die von ihm neu beschriebene Art *Vannella miroides* (Abb. 4). Diese unterscheidet sich von *Vannella simplex* (Abb. 5) in der Größe, in der Regelmäßigkeit der Schwebeform und in den sublichtmikroskopischen Fäden zwischen so genannten Glycostyli auf der Zelloberfläche. Diese bewirken das mehr oder weniger gute Kleben auf Glas. Es erstaunt mich, dass Amöbenarten sich in so äußerst geringen Differenzen unterscheiden wie weniger oder

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

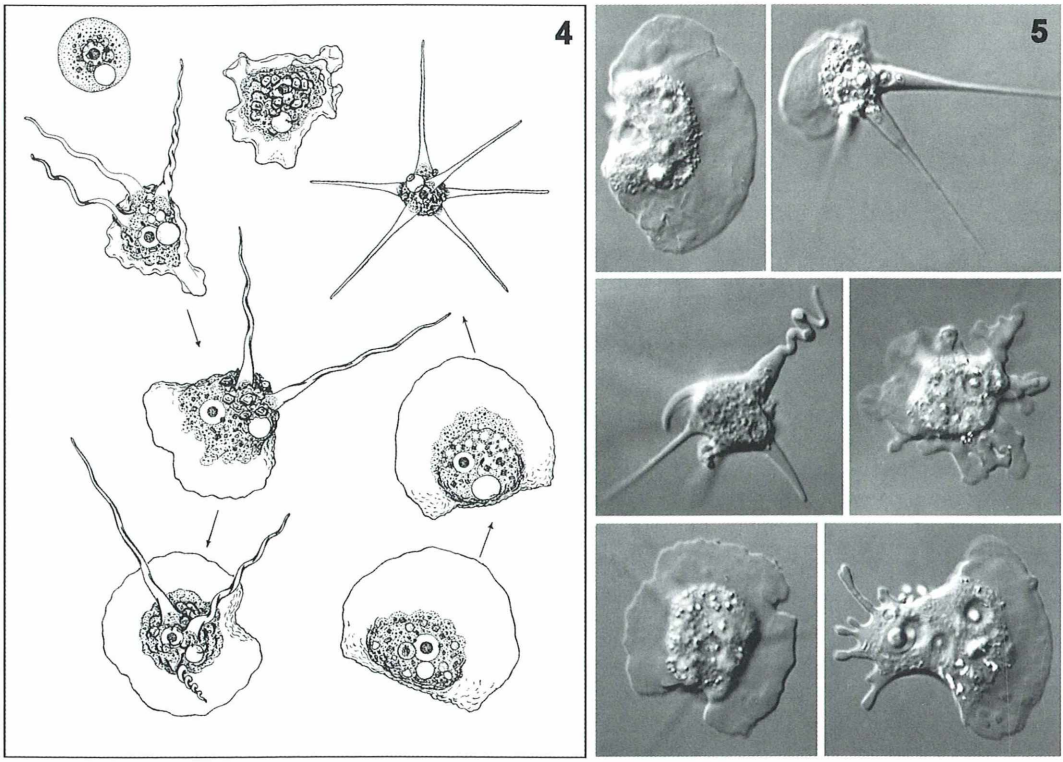


Abb. 4: *Vannella miroides* in verschiedenen Positionen (aus Bovee, 1965). – **Abb. 5:** Transformationen der *Vannella simplex* (aus Hausmann et al., 2003).

starke Haftung am Glas oder aber schnelles oder langsames Absenken aus dem Schwebezustand, um nur zwei Beispiele zu nennen.
Im Bestimmungsbuch von Page (1991) über Nacktamöben und Heliozoen lese ich über die Gattung *Vannella* Folgendes: ... *Schwebeformen der Süßwasser-Arten mit sich merklich verjüngenden, manchmal spitzigen, manchmal eng schraubenförmigen Pseudopodien.* An einer anderen Stelle finde ich: *Viele der strahligen („radiosa") Schwebeformen des Süßwassers gehören dieser Gattung (Vannella) an, wohl alle mit schraubenförmigen Pseudopodien.* Zum Schluss lese ich: *Es ist möglich, daß noch unbeschriebene Vannella-Arten gefunden werden können.*
Natürlich, eine neue Art zu finden, ist nicht mein Ehrgeiz. Umso weniger, nachdem ich in der Methodenbeschreibung von Bovee erfahre, dass er Hunderte seiner *Vannella miroides* im Labor gefüttert und gezüchtet hat. Nur so kam er in die Lage, durchschnittliche Größenangaben, typische Formen und Aktivitäten zu ermitteln. Meine Amöbenzucht kam eher zufällig zustande. Mehr als Gelegenheitsbeobachtungen liegen mir nicht vor. Ich glaube jedoch, dass mein vielfältiges Ökosystem in einer großen Objektträger-Wanne natürlichere Bedingungen zu bieten hat als Zuchtgefäße.

Auf der Spur zum biologischen Sinn

Ich frage mich nach dem Sinn und suche nach irgendeiner Idee, was in der Evolution zu diesen seltsamen schraubenförmigen Pseudopodien geführt haben könnte. Eigentlich möchte ich diesen speziellen Pseudopodien einen Namen gebe; ich nenne sie Rotopodien. Nun erinnere ich mich, dass sich meine USOs regelmäßig unter einem mehr oder weniger dichten Abfallhaufen versteckten. Im besten Fall war nur während kurzer Zeit ein kleines Stück des hyalinen Ektoplasmasaumes sichtbar. Auch bei der lichtintensiven Durchleuchtung gelang es mir nicht immer, einen mehr oder weniger kreis-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

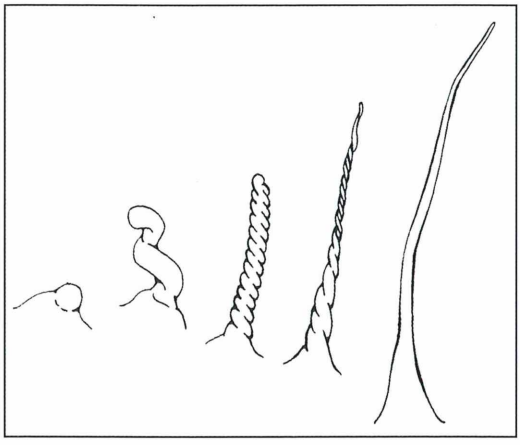


Abb. 6: Die Entwicklung eines Rotopodiums (aus Bovee, 1965).

förmigen Organismus im dunklen Zentrum auszumachen. Normalerweise bewegte sich dieser Tarn- und Schutzhaufen extrem langsam. Zum Glück konnte ich im 10fachen Zeitraffungsmodus die gezielte Kriechbewegung nachweisen.
Wenn ich jedoch, wie dies auch Bovee empfiehlt, bewusst oder unbewusst mein Objektträger-Bassin geschüttelt hatte, traten prompt einige Schwebeformen der *Vannella*-Amöben auf und diese mussten natürlich ihren Schutz- und Tarnschild aus Detritus zurücklassen. Ich frage mich nun, ob der biologische Sinn der Rotopodien etwas mit der Anhäufung und der Verankerung von Detritus auf ihrem Körper zu tun hat. Die bohrende Drehung mit einer Verlängerung und die Klemmvorrichtung der immer enger geschlossenen Spirale könnte Detritus fixieren (Abb. 6). Auch die klebrige Spitze des Rotopodiums wäre sinnvoll. Um diese Frage experimentell anzugehen, wäre es sicher vorteilhaft, mit der größten Art dieser Gattung, nämlich mit *Vannella simplex* zu experimentieren.

Literaturhinweise

Bovee, E.: An emendation of the ameba genus *Flabellula* and a description of *Vannella* gen. nov. Trans. Am. Microsc. Soc. 84, 217–227 (1965).
Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology, 3. Edition. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoea. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, Vol. 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Verfasser: Dr. Pedro Galliker,
Bodenstraße 26,
CH-6490 Andermatt,
E-Mail: mail@pedrogalliker.ch

Nachricht

Ostern 2011: Erneut Helgoland erleben

Es ist gelungen, auch für Ostern 2011 in der Biologischen Anstalt Helgoland einen Mikroskopier-Termin zu reservieren und zwar für den Zeitraum vom 21. bis zum 29. April. Es steht wiederum ein schöner, optisch gut ausgerüsteter Kursraum zur Verfügung. Natürlich bleibt es jedem überlassen, sein eigenes Instrument mitzubringen.
Wie im letzten Jahr wird kein lückenloses Aktivitätenprogramm angeboten, sondern es werden lediglich Anregungen für interessante Betätigungsfelder aufgezeigt.
Neben den Kursräumen stehen wieder Übernachtungsunterkünfte zur Verfügung, die dem Standard eines Studentenwohnheimes entsprechen (Zweibettzimmer mit Waschbecken, zentrale Duschmöglichkeiten und Toiletten; es gibt einige Einzelzimmer).
Die Kosten belaufen sich auf 135,– Euro. Diese beinhalten die Gebühren für die Unterkünfte mit Küchennutzung sowie für den Kursraum. Verpflegungskosten müssen selbst getragen werden. Private Unterbringungen in Pensionen oder Hotels verbunden mit der Teilnahme an unseren Aktivitäten sind nicht möglich.
Anmeldungen sind brieflich oder per E-Mail zu richten an Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, oder hausmann@zedat.fu-berlin.de. Die Plätze werden in der Reihenfolge des Posteingangs vergeben. Bei Erhalt eines Platzes muss die Teilnahmegebühr auf ein Bankkonto, welches dann angegeben wird, überwiesen werden. Erst mit dem Eintreffen der Gebühr ist der Platz gesichert. Es werden danach rechtzeitig weitere Details mitgeteilt.

Klaus Hausmann, Berlin

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Stereolupe mit Objektivrevolver – Eine optische Rarität

Klaus Hausmann

Der Zufall wollte es so: Als ich während der letztjährigen Hiddensee-Mikroskopierwoche wieder einmal in die dortige Standortbibliothek kam, in der neben den Büchern etliche historische Gerätschaften zusammengestellt sind, fiel mir sofort eine binokulare Präparierlupe auf, die neu zu den Ausstellungsstücken hinzugekommen war. Das Besondere war der für Stereolupen ungewöhnliche Objektivrevolver. Das war Grund genug, sich dieses Instrument einmal genauer anzuschauen.

Vom grundsätzlichen Design entspricht diese circa 35 cm hohe Lupe dem generellen Erscheinungsbild der Geräte aus den zwanziger/dreißiger Jahren (Abb. 1). Unter dem Präparattisch, in dem eine runde Glasplatte eingelassen ist, befindet sich für die Durchlichtbeleuchtung ein schwenkbarer Spiegel. Der binokulare Einblicktubus ist wie gewohnt abgewinkelt. Auf diesem Tubus steht eingraviert: Carl Zeiss, Jena, Nr. 273867 (Abb. 2). Korrosionsspuren belegen, dass das Gerät offenbar über eine längere Zeit nicht sachgerecht gelagert wurde. Auf meine Nachfrage hin konnte ich erfahren, dass diese Lupe in der Tat über Dekaden in einem Raum mit oft hoher Luftfeuchtigkeit und schwankender Temperatur untergebracht war. Sie war von einem Mitarbeiter der Biologischen Station liebevoll restauriert worden, was das äußere Erscheinungsbild betrifft.

Gedreht statt geschoben

Es lag eigentlich nichts Außergewöhnliches vor, wäre da nicht der für Stereolupen ungewöhnliche Objektivrevolver gewesen (Abb. 3). Dieser bietet Platz für vier Objektive. Wie bei einem Mikroskoprevolver kann das jeweils gewünschte Objektiv eingeschwenkt werden.

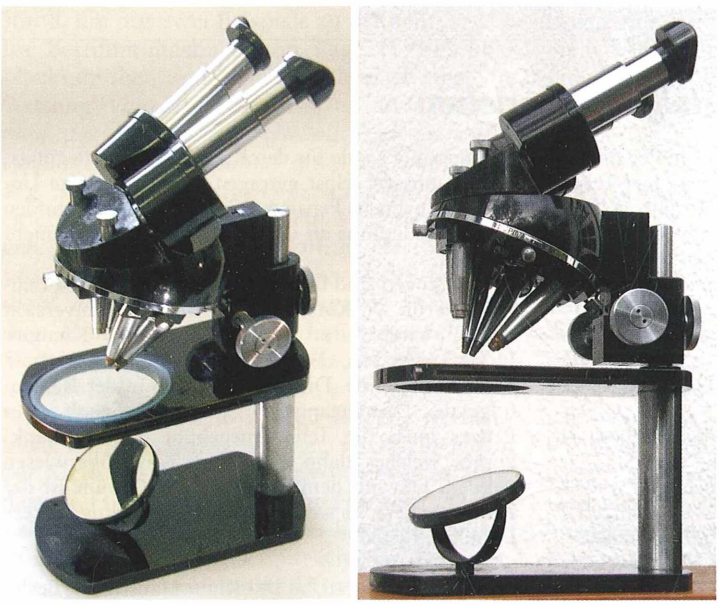


Abb. 1: Seitenansichten der Zeiss/Jena-Stereolupe.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Abb. 2: Gravur auf dem Revolverhalter. Starke Korrosionsspuren sind offensichtlich.

Abb. 3: Objektivrevolver mit vier Objektiven. Der Pfeil weist auf die zentral angebrachte Auflicht-Glühlampe.

Diese Alternative des Objektivwechsels ist mir bislang nicht bekannt gewesen. Offenbar hat sich diese Gerätevariante nicht durchsetzen können. So befinden sich bei Stereolupen dieser Zeit die Objektive normalerweise auf einem Schlitten, über den sie in den Strahlengang geschoben werden, entweder von rechts nach links oder von vorne nach hinten. Neuere Geräte verfügen über einen internen Revolver oder aber über eine Zoomoptik.

Licht von oben

Im Zentrum des Revolvers befindet sich eine kleine Glühbirne, welche wohl als Auflichtleuchte fungieren soll (Abb. 3, Pfeil). Die Stromversorgung erfolgt über eine seitlich am Revolverhalter angebrachte Steckdose.
Man mag einigen Zweifel hegen, ob es sich bei diesem Lämpchen um eine adäquate Lichtquelle gehandelt haben kann. Eine Überprüfung kann mit dem vorliegenden Gerät nicht mehr vorgenommen werden, da sich die Optik – vermutlich wegen der strapaziösen Lagerung – in einem absolut desolaten Zustand befindet und nur noch schemenhaft das Untersuchungsobjekt erkennen lässt.

Das vorliegende Fundstück belegt, dass die Entwicklung optischer Geräte über Stadien verlaufen ist, welche offenbar nicht von langer Dauer waren.

Verfasser: Prof. Dr. Klaus Hausmann,
Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie,
Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin;
E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachricht

Bodman 2010: Erfolgreiche Planktonwoche

Am Samstag, den 26. September 2010 war es wieder einmal so weit. Bereits zum 21. Mal war in Bodman am Bodensee die Planktonwoche angesagt. Schon beim Packen haderte ich mit dem Wettergott, war doch gemäß „wetter.com" für die ganze kommende Woche kühles und größtenteils regnerisches Wetter angesagt. Eine innere Stimme forderte mich allerdings zu positivem Denken auf, und sie sollte Recht behalten. Bei herbstlichem Sonnenschein traf ich mit der ältesten und immer noch sehr aktiven Kursteilnehmerin Margreth Maler – sie feierte dieses Jahr während der Mikroskopierwoche ihren 90. Geburtstag – in Bodman ein, wo wir unsere gemeinsame Woche traditionsgemäß mit einem herzhaften Mittagessen mit den bereits angereisten Kolleginnen und Kollegen in einem Restaurant im schönen Bodenseestädtchen begannen. Am Nachmittag konnten wir das Haus Greth und insbesondere unsere Wirkungsstätte, den Mikroskopiersaal, beziehen. Dass mir dabei ob der vielen verschiedenen und zum Teil sehr köstlichen Geräte das Augenwasser kam, sei nur am Rande erwähnt. Man sah wieder viele bekannte, aber zum Teil auch neue Gesichter und freute sich über das Wiedersehen. Bei dieser Gelegenheit erfuhren wir von Professor Klaus Hausmann, dass sein „Assistent" Sascha Buchczik leider krankheitshalber verhindert sei und dass Klaas Koch, der Sammler von großen inversen Zeissmikroskopen, als Ersatz für Sascha einspringen werde.

Nach einem Herbstspaziergang entlang den sonnenbeschienenen Gestaden des Bodensees und einem kühlen Bier am Hafen von Bodman erwartete uns im Haus Greth das erste gemeinsame Nachtessen, welches anschließend in einem geselligen abendlichen Beisammensein und ersten Gedankenaustausch seinen Ausklang fand.

Am Montag lag das Schwergewicht ganz auf der Beschaffung von geeigneten Planktonproben, am Morgen zuerst rund um das Haus Greth sowie am benachbarten Jachthafen am Überlinger See (Abb. 1) und am Nachmittag nach einem gemeinsamen Spaziergang am Mindelsee. Die dort an unserer bevorzugten Fundstelle normalerweise anwesenden Badegäste, die unser Tun sonst jeweils kritisch beäugten oder sich schlafend stellten, während wir über sie hinwegstiegen, um auf den Steg zu gelangen, glänzten vermutlich wegen den etwas unfreundlichen Temperaturen durch Abwesenheit. Dies tat aber unserer Suche nach dem kleinen Wassergetier mit Planktonnetzen und zum Teil weiteren, eher skurrilen Fang-Hilfsmitteln keinen Abbruch. Zurück im Mikroskopiersaal übten sich die Teilnehmer im Bestimmen ihrer Funde (Abb. 2) und wurden dabei aktiv von den anwesenden Koryphäen unterstützt, so dass sich Heinz Streble zeitweise in frühere Zeiten zurückversetzt vorkam, die ihm gestellten Fragen aber trotzdem mit bewundernswerter Geduld und großem Sachwissen beantwortete.

Ebenfalls am Montag wurde uns der Film von Manfred Kage „Die Schönheit des Mikrokosmos der Oder-Auen" vorgeführt. Die darin gezeigten Aufnahmen, die wie immer technisch ausgefeilt und von bestechender Schönheit waren, beeindruckten insbesondere durch die zum Teil angewandte Methode des Filmens der Objekte mittels Endoskopkamera von der Seite des Objektträgers oder des Mikrobassins her, was einen speziellen räumlichen Effekt erzeugte.

Abb. 1: Probennehmer auf dem Steg des Jachthafens am Überlinger See (Foto: Michael Dillberger, München).

Abb. 2: Intensive Indoor-Aktivitäten an den Geräten (Foto: Jan Kros, Hellevoetsluis).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Prof. Dr. Klaus Hausmann von der Freien Universität Berlin stellte uns am Dienstagmorgen in einem ersten Vortrag die Cysten und Sporen bei Einzellern vor, erklärte deren verschiedene Formen und Eigenschaften sowie die Encystierungs- und Excystierungsfaktoren. Nach diesen hochinteressanten Ausführungen war uns klar, dass es verschiedenste Arten von Cysten und Sporen mit unterschiedlichsten Formen und Aufgaben gibt und dass Cyste nicht einfach gleich Cyste ist.

Am Dienstagnachmittag führte uns eine weitere Planktonexkursion zum Mühlhaldenweiher, wo wir beim Weiherausfluss erfolgreich „im Trüben" fischten. Der vor Ort anwesende und fischende neue Pächter des Weihers empfing uns mit den Worten, dass wir auf dem von ihm gepachteten Land nichts zu suchen hätten und setzte damit die Tradition der vorangegangenen Jahre fort. Auch weibliche Erklärungskünste konnten ihn kaum beruhigen, verschafften uns aber die Gelegenheit, zwischenzeitlich unsere planktonischen Funde ins Trockene, pardon, in die feuchten Transportbehälter zu bringen und die obligaten Gruppenbilder mit Dame zu erstellen.

Mittwochmorgen stand der Ausflug nach Stein am Rhein auf dem Programm. Die Insel Werd, unser nächster Planktonfundort, wird über einen 125 Meter langen Holzsteg erreicht und gehört dem Kloster Einsiedeln. Auf dieser Insel befindet sich auch die im 15. Jahrhundert erbaute St. Otmarskapelle. Der heilige Otmar war der erste Abt des Klosters St. Gallen und wurde im Jahre 759 auf die Insel Werd verbannt, wo er im selben Jahr auch verstarb. Leider konnten wir nach dem Planktonfang den uns in Aussicht gestellten Apéro bei den Patres auf der Insel wegen einer gleichzeitig dort eingetroffenen Pilgergruppe nicht in die Tat umsetzen, weshalb wir uns entschlossen, dies auf der Burg Hohenklingen, dem hoch über dem Städtchen gelegenen Wahrzeichen von Stein am Rhein, nachzuholen.

Am Nachmittag galt ein weiterer Planktonausflug erstmals dem Buchensee, einem der kleinsten Seen im Kreis Konstanz bei Güttingen, direkt an der Kreuzung der beiden Bundesstraßen 33 und 34. Hier erfreute neben den diversen gefundenen Wasserbewohnern eine vielgestaltige Natur unser am Mindelsee etwas zu kurz gekommenes Auge (Abb. 3).

Martin Kreutz, der für den Mittwochabend sein Erscheinen angesagt hatte, stellte uns das „Simmelried 2010" vor und verriet uns neben technischen Details auch Präparationstricks im Zusammenhang mit der Mikrofotografie. Ganz besonders eindrücklich waren seine Ausführungen über Stacking und Stitching, die derzeitig aktuellen Methoden in der digitalen Bildbearbeitung. Er erklärte uns die Problematik dieser Vorgehensweise anhand einer Auftragsarbeit, wo es um die Abbildung eines Neonfisches ging, bei der aus einer sehr großen Anzahl Einzelbilder und dem entsprechenden Arbeitsaufwand ein hochaufgelöstes, brillantes Gesamtbild entstand.

Abb. 3: Vorbereitungen zur Probennahme (Foto: Jan Kros, Hellevoetsluis).

Am Donnerstagmorgen führte uns Prof. Hausmann unter dem Titel „Wie bewegen sich Einzeller" in einem ersten Vortragsteil in die amöboide Bewegung sowie die Flagellen- und Cilienbewegung der Einzeller ein. Seine Erklärungen dokumentierte er auf gewohnt ausgezeichnete Art und Weise durch sehr anschauliches und die nicht ganz einfache Materie verdeutlichendes Bildmaterial. Am Nachmittag sowie am Freitagmorgen widmeten wir uns dem von Martin Kreutz und von uns gesammelten Planktonproben. Diejenigen von uns, welche die Fistelkuh Berta noch nicht kennengelernt hatten oder deren Bekanntschaft noch vertiefen wollten, hatten am Donnerstagabend noch einmal das zum Glück geruchsneutrale Filmvergnügen.

Am Freitagnachmittag dann fand bei schönem Herbstwetter die traditionelle Wanderung in die Marienschlucht statt. Auf der Rückfahrt hielt der Kapitän sein Schiff auf Wunsch der Planktoniker in dankenswerter und sehr unkonventioneller Weise mitten auf dem Überlingersee für Probenentnahmen an. Er bat die übrigen Passagiere um Verständnis für den kurzen Halt und erklärte dies damit, dass er eben „Wassermikrobenfischer" an Bord habe.

Am Samstagmorgen wurden wir von Professor Hausmann in einem zweiten Vortrag zur Bewegung der Einzeller über die Körperkontraktionen beim Trompetentier sowie die Stielkontraktion beim Glockentierchen und die Gleitbewegungen bei Diatomeen informiert. Gleichzeitig erfuhren wir, dass noch einige Bewegungsphänomene ungeklärt seien. Der Referent fasste nach der Vorführung eines Filmes über Dinoflagellaten das Gesehene und Gehörte mit

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

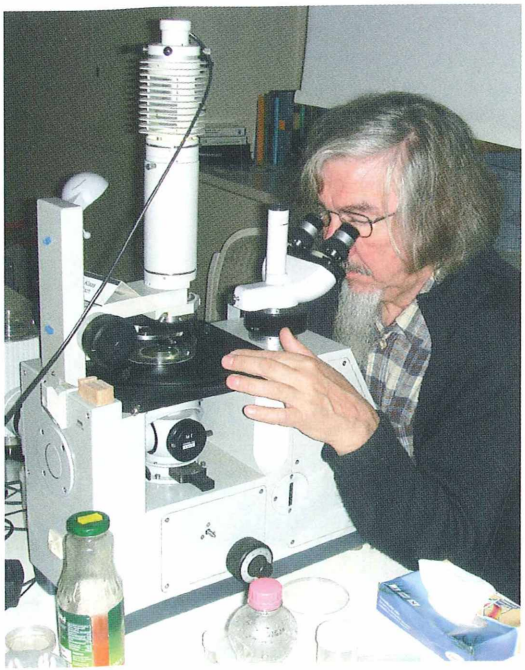


Abb. 4: Prof. Hausmann am Invers-Mikroskop (Foto: Felix Kuhn, Zürich).

den Worten zusammen: „Wir können als kleine Mikroskopiker auch etwas erreichen, wenn wir zusammenhalten. Vereint sind wir stark". Ich glaube, dass wir uns diesen abschließenden Worten ohne Vorbehalte anschließen können.

Am Samstagabend fand die Woche mit dem durch die Gastgeber, der Familie Dietl vom Haus Greth, wie immer liebevoll zubereiteten Bankett seinen krönenden Abschluss. Diese von Verena Mrosek von der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich und von Jan Kros, unserem mikroskopischen Urgestein aus Holland, ausgezeichnet organisierte Planktonwoche bot neben vielen sehr interessanten fachlichen Aspekten auch die Gelegenheit, sich mit Gleichgesinnten in gemütlichen Runden jeweils bis zu später oder eher früher Stunde auszutauschen. Ich möchte hier noch einmal ganz besonders auch unserem Hauptreferenten Prof. Dr. Klaus Hausmann aus Berlin (Abb. 4) unseren herzlichsten Dank für seine hochkompetente und kollegiale Begleitung dieses Kurses aussprechen. Hoffentlich bleibt uns seine Unterstützung noch lange erhalten. Der Bodmankurs findet nächstes Jahr in der Woche vom 25. September bis 2. Oktober 2011 statt. Interessenten können sich bereits jetzt bei Verena Mrosek (vrenimrosek@hotmail.com) oder Jan Kros (jkros@x4all.nl) für 2011 anmelden.

Felix Kuhn, Zürich, Schweiz

Mikro-Lyrik

In der Redaktion traf zum Ende des vergangenen Jahres ein Brief ein, verfasst von Rainer Hendel, einem altbekannten und geschätzten Autor, der in früherer Zeit immer wieder Artikel für unsere Zeitschrift zusammengestellt hat, die teils praktisch-angewandter Natur waren, teils aber aus dem altphilologischen, also seinem beruflichen Umfeld stammten. Diesmal schrieb er:

Lieber Herr Hausmann, der MIKROKOSMOS erscheint im hundertsten Jahrgang, und ich möchte ihm was schenken. Aber was schenkt man einer greisen Zeitschrift? Wie wäre es mit einem illustrierten Gedicht, wie es im Barock üblich war?
Der MIKROKOSMOS – das sind im Wesentlichen Sie. Ohne Ihren Einsatz gäbe es diese Zeitschrift längst nicht mehr. Das Poem sei also Ihnen übergeben. Verwenden Sie Text und Bilder nach Belieben – und nehmen Sie sich vor Polypen in acht.
Herzlichst Ihr Rainer Hendel

Gerne, lieber Herr Hendel, verwenden wir Ihr Opus, wofür wir uns ganz herzlich bei Ihnen bedanken, wie folgt für unsere Rubrik *Mikro-Lyrik*!

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

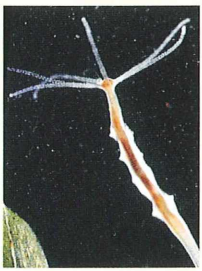
Sitten=Lehren aus der Mikrowelt

ausgedacht, gereimt und illustriert von
Rainer Hendel, ehemals Direktor der Lateinischen Schule zu Uffenheim

Dem MIKROKOSMOS zum Hundertsten; seinem Herausgeber zum Lobe

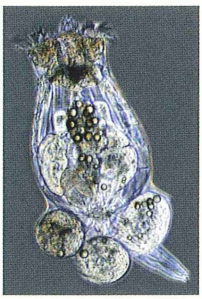
Nicht jeder, der dir nahe kommt, ist dein Freund

Halte fern dich von Polypen,
Das sind nämlich solche Typen:
Ohne Rückgrat, ohne Hirne
Kein Verstand in keiner Birne
Nichts als Schleim. Und eh man schaut
Haben sie dich ausgesaugt.



Ein Panzer schafft Distanz

Ahme nach die Brachionen,
die das Litoral bewohnen.
Panzerplatten aus Kristallen
Wissen sie sich umzuschnallen,
dass man alles sehen kann.
Ans Innerste kommt keiner ran.

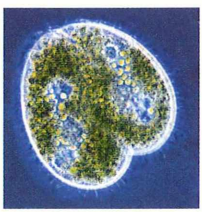


Fleiß ist nicht immer sinnvoll

Eugleniden gibt es viele;
Geißelschlag treibt sie zum Ziele.
Welches Ziel denn? Und wo liegt es?
Ist egal. Wer rudert, kriegt es.
Solch Verhalten, wie man weiß,
ist Beispiel für ziellosen Fleiß.

Was alle tun, muss nicht richtig sein

Kleinen Algen gibt Quartier
Das grüne Taschen[1]-Wimpertier
Die Symbionten in der Taschen
Wird es gegebnenfalls vernaschen.
Manch einer glaubt, ihm ging' es klasse
Doch ist er bloß Verfügungsmasse.



---

[1] *Paramecium bursaria*, lat. bursa: die Tasche

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Hinweise für Autoren

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

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

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

4. Als Bildvorlagen sind Farbdias, Schwarzweiß- oder Farbfotos sowie druckfertige Strichzeichnungen und Graphiken geeignet. Alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen keine Beschriftungen vornehmen, sondern nur auf Kopien. Elektronische Abbildungen nur als Tiff-Dateien (300 dpi bei 14 cm Bildbreite) auf CD-R einreichen. Bei digitalen Bildern unbedingt auch eine unbeschriftete Version einreichen. Wenn Beschriftung in digitalen Vorlagen vorgenommen wird, bitte Arial 10 pt normal verwenden; die Nummerierung der Abbildungen in Arial 12 pt fett einfügen. Die Abbildungen so abspeichern, dass die Beschriftung nachträglich verändert werden kann (z. B. in Photoshop die Ebenen nicht vereinen, sondern getrennt belassen).
Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten reproduziert: 7 cm (1-spaltig), 9,5 cm (1,5-spaltig) und 14 cm (2-spaltig = seitenbreit). Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden. Vergrößerungen sollten erst anhand der Bildandrucke berechnet werden, die vor Drucklegung zusammen mit den Korrekturandrucken der Artikel den Autoren zugeschickt werden. Anstelle einer Vergrößerungsangabe können auch Maßstriche in die Abbildungen eingefügt werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors.

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:
Schnepf, E.: Optische Aufheller: Leuchtende Werkzeuge für die Mikroskopie. Teil 1: Mechanismen und Substrate der Fluochromierung. Mikrokosmos 94, 175–180 (2005).
Kudryavtsev, A., Smirnov, A.: *Cochliopodium gallicum* n. sp. (Himatismenida), an amoeba bearing unique scales, from cyanobacterial mats in the Camargue (France). Europ. J. Protistol. 42, 3–7 (2006).

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

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

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

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

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit € 30,00, ein Foto, das auf der Titelseite erscheint, mit € 60,00 und ein Foto, das auf der Rückseite erscheint, mit € 45,00.

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

Das letzte Bild

Das umseitige Bild zeigt Kieselalgen (*Licmophora juergensii* und *Cocconeis pediculus*), welche auf einem Rotalgenfaden (*Polysiphonia fibrillosa*) aufgewachsen sind. Sie stammen aus dem Hiddenseer Bodden; Vergr. 1250fach.

Präparationstechnik: Frischpräparat. Mikroskopiertechnik: Differentieller Interferenzkontrast, gestackt (40 Aufnahmen) und gestitcht (3 Stapel).
Foto: Wolfgang Bettighofer, Kiel; E-Mail: wolfgang.bettighofer@gmx.de.

Vorschläge für *Das letzte Bild* bitte Herrn Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, 24111 Kiel, zusenden. Bitte nur Hochformate für die Endgröße 14 × 20 cm einreichen. Elektronische Vorlagen nur als Tiff-Dateien (300 dpi bezogen auf die Bildendgröße) vorbereiten. E-Mail: wolfgang.bettighofer@gmx.de.

Die Redaktion behält sich vor, die Bilder, wenn es nötig erscheint, zu beschneiden.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Mikrokosmos
Heft 1, Januar 2011 1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums
Postfach 91

Museumstraße 14
4010 Linz

300229

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2011

Band/Volume: 100_1

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 100_1 1