

II 90372/92,6

www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos

F 20582

MIKROKOSMOS



URBAN & FISCHER

November 2003

92. Jahrgang

Heft 6

ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

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

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

Inhalt

Artikel

- 321** Den Kalender einer Seegeschichte unter das Mikroskop genommen
Ulrike Kienel
- 333** Spontan auftretende Konjugationen beim Ciliaten *Homalozoon vermiculare*
Klaus Hausmann und Doreen Baumberg
- 339** Korrektur von Helligkeitsgradienten
Norbert Lange
- 342** Schneekristalle direkt fotografiert
Erhard Mathias
- 344** Mit Fritz Oltmanns auf Helgoland und Sylt – Erinnerungen seines ehemaligen Assistenten Fritz Overbeck
Erich Lüthje
- 347** Aus einer Zelle von *Didinium nasutum* können durch Querteilung beliebig viele Zellen entstehen – Eine Studie über die Morphogenese dieses Ciliaten
Juliane Tröger
- 355** Aus dem Tümpel ins Dokument – Von der Beobachtung zur Publikation – Teil 2: Dokumentation und Veröffentlichung
Martin Kreuzt
- 361** Die Parasiten der Igel – Teil 2: Ektoparasiten
Dora Lambert
- 367** Was kommt hinten heraus? – Teil 1: Mikroskopische Beobachtungen am Kot von Schnecken und Insekten
Eberhard Schnepf
- 373** Durchlicht-Fluoreszenzmikroskopie mit UV-Leuchtdioden
Gerhard Göke
- 377** Zum UNO-Jahr des Wassers – Wann begann eigentlich die „Mikroskopisch-biologische Wasseranalyse“?
Ryk Huber

Rubriken

- 330, 337, 343**
Nachrichten
- 331**
Neue Medien
- 332, 341, 353, 354**
Kurze Mitteilungen
- 381**
Aus der Industrie
- 366**
Buchbesprechungen
- 382**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 383, 384**
Mikro-Markt
- 384**
Impressum

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV (<http://urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/archiv.htm>) wird mit dem Erscheinen dieses Heftes ein Artikel aus dem Jahrgang 49 (1960) über die Mikroskopie und Chemie der Mandarine.

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

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

Mehr Informationen zum MIKROKOSMOS und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet:
<http://www.urbanfischer.de>

Umschlagabbildung: Schneekristall bei großer Kälte direkt auf dem Objektträger mit einem über Nacht im Freien abgekühlten Mikroskop unter schiefer Beleuchtung und Einsatz einer LED-Beleuchtung mikroskopiert. Siehe Artikel E. Mathias, S. 342–343.

Den Kalender einer Seegeschichte unter das Mikroskop genommen

Ulrike Kienel

In einer besonderen Seeform in vulkanisch entstandenen Maaren beziehungsweise Kratern findet man häufig Seeablagerungen, die eine sehr deutliche, meist Hell/Dunkel-Schichtung aufweisen. Beim näheren Betrachten im Dünnschliff unter dem Mikroskop zeigt sich, dass die Unterschiede in der Färbung auf einen deutlichen Materialwechsel zwischen hellen Lagen von Diatomeenblüten (Kieselalgen) und dunklen Lagen von in den See eingetragenen Detritus (Mineralkörner und organische Reste) zurückzuführen sind. Die Entstehung dieser Materialunterschiede lässt sich mit Prozessen, die in einem See im Verlauf eines Jahres stattfinden, in Verbindung bringen. Sie können aber auch auf Eingriffe des Menschen im Umfeld des Sees zurückzuführen sein. Das Wechselspiel von Klimaeinfluss und Klimaveränderung und anthropogener Beeinflussung konnte an solchen laminierten Sedimenten aus dem Holzmaar (Vulkaneifel) rekonstruiert werden.

Die Kenntnis der seeinternen und -externen Prozesse, die primär für die Entstehung von im Seesediment erkennbaren, rhythmisch wiederkehrenden Lagen verantwortlich sind, ist die Voraussetzung für deren Interpretation und folglich die Rekonstruktion historischer Bedingungen.

Welche Jahresrhythmik gibt es in einem See?

Dazu gehört das thermische Regime des Sees mit einem recht komplexen Wirkmechanismus. Vereinfacht dargestellt durchläuft ein dimiktischer (zweifach jährlich durchmischter) See der gemäßigten Breiten im Jahresgang zwei Zirkulationsphasen und zwar in den Übergangsjahreszeiten Frühling und Herbst sowie zwei Stagnationsphasen während des sommerlichen Temperaturhochs und des winterlichen Temperaturtiefs, in denen der Wasserkörper stabil in Epilimnion und Hypolimnion geschichtet ist (Schwoerbel, 1993). Das Epilimnion ist die Oberflächenwasserschicht, die durch die Temperatursprungschicht vom Tiefenwasserbereich (Hypolimnion) getrennt ist. Zusammen mit den externen Einflüssen wie Niederschlag und den Charakteristika des Einzugsgebietes steuert das thermische Regime den allochthonen (externen) Eintrag.

Im Zusammenhang mit dem Trophiestatus (d. h. in Abhängigkeit von der Nährstoffkonzen-

tration) tritt eine bestimmte Planktonabfolge über die Wachstumsperiode im See auf (Abb.1; nach Sommer et al., 1986). Für die Interpretation ist es wichtig zu wissen, dass zunächst ein Phytoplanktonmaximum, bestehend aus kleinen schnellwüchsigen Algen – im Falle des Holzmaars Diatomeen – auftritt. Die Durchmischungstiefe ist zu diesem Zeitpunkt so weit reduziert, dass die Algen in der lichtdurchfluteten Zone verbleiben. Diese Blüte wird von einer sich rasch entwickelnden Zooplanktonpopulation abgeweidet. Die parallel vorkommenden Diatomeen sind große, für das Zooplankton schlecht fressbare Formen (Sommer, 1988). Mit dem Beginn der Herbstzirkulation werden die Nährstoffvorräte durch Recycling aus dem Hypolimnion wieder aufgefüllt. Die Diatomeen bilden eine zweite Blüte bestehend aus meist größeren Formen, die an eine größere Durchmischungstiefe durch entsprechend geringere Lichtansprüche angepasst sind.

Diese Planktonabfolge bildet den biogenen, autochthonen (im See entstandenen) Anteil, der zusammen mit dem externen Eintrag die Jahreslage (Warve) aufbaut.

Wie entstehen daraus Jahres- und saisonale Lagen?

Nun ist es nicht ausreichend, dass es einen variablen Eintrag zum Seegrund gibt; der einmal

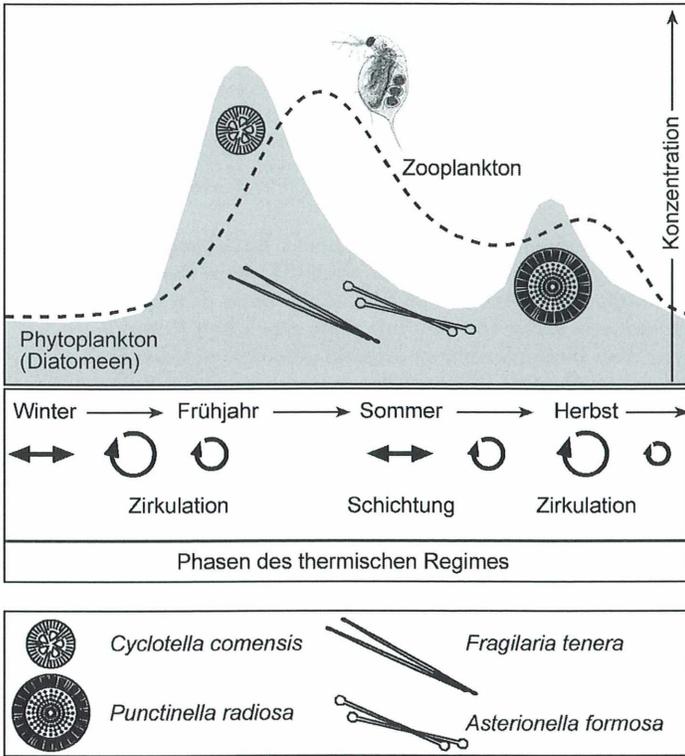


Abb. 1: Die jährliche Abfolge im Plankton eines Sees (nach Sommer et al., 1986).

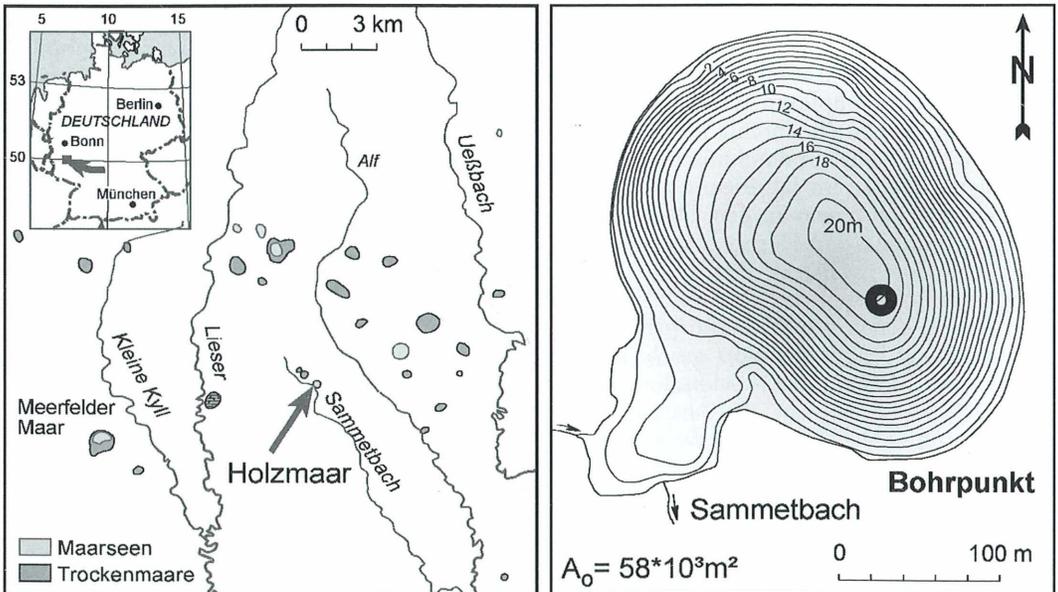


Abb. 2: Geografische Lage des Holzmaares in der Vulkaneifel: 6°52'50''E, 50°07'05''N, 425 m ü. NN.

zur Ablagerung gekommene Sedimentregen darf auch nicht mehr gestört werden. Zwei hauptsächliche Einflüsse können der Erhaltung der Lagen entgegen wirken. Zum einen ist das Wind, der einen flachen Wasserkörper in Zirkulation bis zum Seegrund versetzen kann, und zum anderen sind das auf dem Seeboden schlammwühlende und sedimentfressende Lebewesen.

Die Seebodenbewohner können nicht existieren bei extrem hohen Sedimentationsraten oder Sauerstoffarmut.

Der Einfluss von Wind kann gemäßigt werden durch eine abschirmende Wirkung der Geländemorphologie oder des Bewuchses und ein geringes Verhältnis von Gewässeroberfläche zu Gewässertiefe. Günstig für die Erhaltung der sedimentierten Lagen wäre also die Seebeckenform eines Eimers oder Trichters.

Ein See, der alle Voraussetzungen für die Konservierung der Jahresrhythmik in seinen Ablagerungen erfüllt hat, ist das Holzmaar in der Vulkaneifel, circa 100 km südlich von Köln (Abb. 2). Bedingt durch seine Genese durch phreatomagmatische Eruptionen (Wasserdampfexplosionen infolge von Kontakt des aufsteigenden Magmas mit dem Grundwasser vor 40–70.000 Jahren; Büchel, 1993) besitzt das Seebecken oder Maar die charakteristi-

schen steilen Flanken und einen flachen Boden bei einer maximalen Tiefe von 20 m. Das Auftreten von Sauerstoffarmut verhinderte die zerstörende Tätigkeit einer Bodenfauna.

Wie wird daraus eine Chronologie – der Kalender der Seentwicklung?

Seesedimente mit jährlicher oder sogar jahreszeitlicher Auflösung gehören zu den bevorzugten Archiven der Paläoklimaforchung, weil sie keiner indirekten Datierung (etwa über Radio-kohlenstoff ¹⁴C) bedürfen, sondern eine Chronologie durch Abzählen der Jahreslagen erstellt werden kann.

Diese Datierungsmethode geht auf die Untersuchungen von De Geer (1912) an Aufschlüssen von Gletscherseesedimenten der letzten Eiszeit in Schweden zurück. Er erkannte als erster den Jahrescharakter von Hell/Dunkel-Lagen, den er auf die Ablagerung größeren Materials während der Schneeschmelze und feineren Materials während der Frostzeit zurückführte. Eine solche Jahreslage bezeichnete er als varv (schwedisch: Schicht). Daraus leitet sich der deutsche Begriff Warve ab.

Das vergrößerte Foto eines Dünnschliffes eines Sedimentkernes aus dem Holzmaar zeigt deut-

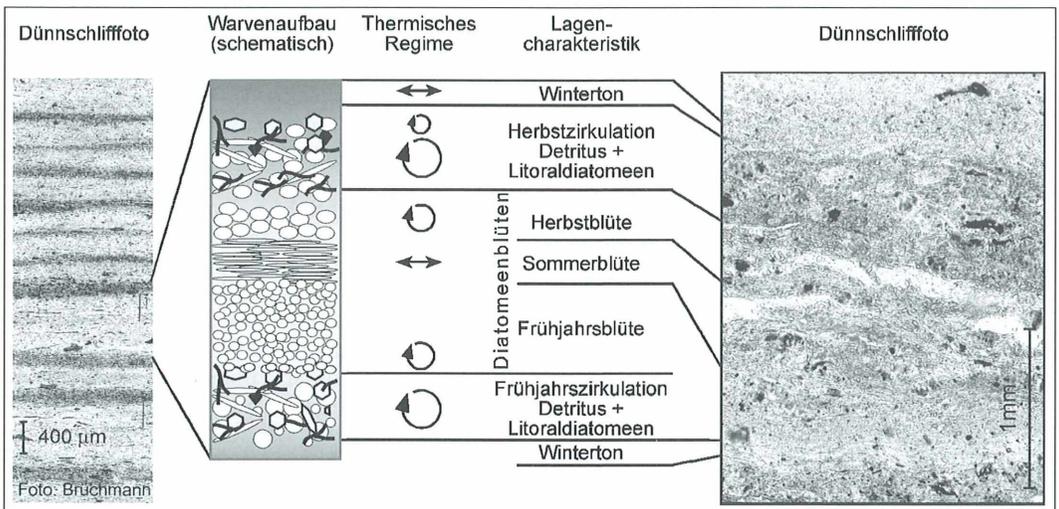


Abb. 3: Jahreszeitlich geschichtetes Sediment des Holzmaares: Im Dünnschliff einer Warvenfolge sind die Hell/Dunkel-Lagenpaare zu sehen. Der Warvenaufbau ist schematisch dargestellt und mit einer Zuordnung der einzelnen Lagen zu den Jahreszeiten und den Phasen des thermischen Regimes versehen. Ganz rechts ist eine Warve aus der bearbeiteten Sedimentsequenz mit Einteilung entsprechend dem Warvenschema zu sehen.

lich derartige Hell/Dunkel-Lagenpaare (Abb. 3). Im Schema daneben ist der prinzipielle Aufbau einer solchen Warve dargestellt.

Mit dem Wissen über Jahresperiodizitäten limnischer Variablen und die damit verbundenen Transport- und Ablagerungsprozesse können die einzelnen Lagen im schematischen Bild des Warvenaufbaus den Jahreszeiten und den Phasen des thermischen Regimes zugeordnet werden. Im Holzmaar sind die Warven biogen/klastischer Natur. Vereinfacht beginnt die Jahreslage mit einer Lage von extern eingetragenen Detritus bestehend aus klastischen und organischen Komponenten (im wesentlichen Mineralkörner und Reste von Pflanzen) gemischt mit Diatomeen, die aus ihrem eigentlichen Lebensraum, dem Uferbereich des Sees (Litoral) umgelagert wurden. Diese wurde während der Frühjahrszirkulation gebildet. Darüber folgen die Lagen der Diatomeenblüten des Planktons im Frühjahr, Sommer und Herbst. Die Zirkulation des Wasserkörpers im Herbst führt wiederum zur Ablagerung von Detritus und umgelagerten Litoraldiatomeen. Den Abschluss der Jahreslage bildet der im Spätherbst und Winter sedimentierte Ton und auch nach der Schmelze frei werdende Einlagerungen aus der Eisdecke.

Die Warvendicke wird also bestimmt durch den allochthonen Eintrag (klastisches und organisches Material gemischt mit Litoraldiatomeen) und die autochthone, biogene Produktion des Sees.

Um die einzelnen Lagen mit der notwendigen Vergrößerung unter dem Mikroskop untersuchen zu können, ist ein spezielles Verfahren, die Dünnschliffpräparation, notwendig.

Dünnschliffpräparation

Aus dem halbierten Sedimentkern wird ein Materialquader mit einer Abmessung von $2 \times 2 \times 10$ cm herausgestochen und in vorgefertigte Aluminiumboxen eingebracht. Um die Materialstruktur zu erhalten, wird das Sediment in den Aluminiumboxen zunächst mit Flüssigstickstoff schockgefroren und anschließend unter Vakuum gefriergetrocknet. Noch immer in der Aluminiumbox erfolgt ein schrittweises Imprägnieren mit Kunstharz. Nach dem Trocknen wird die Oberfläche des Gießlings als erstes an einer großen Quaderfläche angeschliffen, mit der er auf einen großen Mikroskopobjektträger

aufgeklebt wird. Durch Dünnschneiden mit dem Mikrotom und anschließendes Schleifen und Polieren wird die gewünschte Schliffdicke hergestellt. Für Analysen an der Mikrosonde bleibt der Schliff ungedeckt. Für lichtoptische Untersuchungen verbessert ein Deckglas die optischen Eigenschaften. Zudem ermöglicht es das Aufbringen von Markierungen zur Orientierung.

Die einzelnen Lagen werden, nachdem sie unter dem Mikroskop als solche identifiziert sind, vermessen.

Mikroturbidite mit einer maximalen Mächtigkeit von 14 mm in der bearbeiteten Holzmaarsequenz (Abb. 4) werden aus der Warvendicke herausgenommen, weil es Ablagerungen sind, die nicht in den jährlichen Sedimentationszyklus gehören. Vielmehr sind sie auf besondere Ereignisse, etwa Hangrutsch, zurückzuführen. Dabei entsteht ein Trübestrom am Seehang, aus dem sich das mitgeführte Material gradiert abgelagert. Große, schwere Mineralkörner sedimentieren als erstes. Darüber und weiter entfernt vom Ort des Hangrutsches kommt zunehmend feineres Material zur Ablagerung. Die typische Gradierung lässt Turbidite leicht erkennen und macht sie zu idealen Markerlagen für die Korrelation von Kernabschnitten, die beim Bohren entstehen, oder für mehrere Kerne aus einem See.

Im Fall des bearbeiteten Kernes aus dem Holzmaar wurde ein solcher Turbidit mit der Datierung 1741 aus einer Zählchronologie älterer Kerne (Zolitschka, 2000) als Ankerpunkt verwendet.

Die Warvenmächtigkeit erreicht für den Abschnitt 1610 bis 1946 im Mittel 2,6 mm. Eine Jahreslage und ihre Interpretation in Anlehnung an das Warvenschema ist in Abbildung 3 dargestellt. In dieser Warve treten Frühjahrszirkulation und Frühjahrsblüte in einer Mischlage auf. Generell sind nicht in jeder Warve alle aufgeführten Lagen zu finden. Das kann daran liegen, dass die Phasen des thermischen Regimes von Jahr zu Jahr unterschiedlich ausgeprägt sind. Die Ursache kann aber auch sein, dass an der beprobten Stelle die Lage nicht sedimentiert oder wieder abgetragen wurde. Die Diatomeenblütenlagen in dieser Warve werden gebildet im Frühjahr von *Cyclotella comensis*, im Sommer von *Asterionella formosa* und im Herbst von *Punctinella radiosa* (vgl. Abb.1).

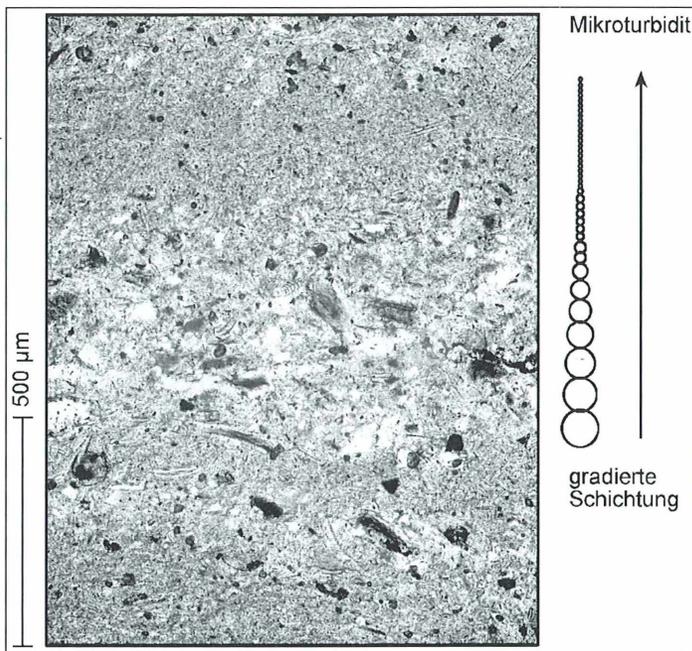


Abb. 4: Mikroturbidit mit deutlich gradierter Schichtung.

Die warvierte Abfolge endet nach dieser Chronologie 1946. Darüber folgt ein Abschnitt, in dem die wahrscheinlich vorhandene Schichtung nicht erhalten ist. Der Grund ist nicht genau bekannt. Weil aber die Zeit des Endes der Laminierung mit intensiver Nutzung (Camping, Baden) zusammenfällt, wird ein ursächlicher Zusammenhang vermutet.

Was kann uns der Kalender über die Seegeschichte berichten?

Der erste Anhaltspunkt in dieser Geschichte ist die Dicke der Jahreslagen. Betrachtet man ihre Abweichung vom Mittelwert, treten zwei Perioden deutlich hervor – eine mit unterdurchschnittlichen und eine mit überdurchschnittlichen Warvenmächtigkeiten (Abb. 5).

Für den aus geologischer Sicht jungen Zeitabschnitt gibt es weitreichende Informationen aus historischen Aufzeichnungen. In die beiden Perioden abweichender Warvendicke fallen das Maunder Minimum von 1675–1710 und das Dalton Minimum von 1795–1825. Dabei handelt es sich um Minima von Sonnenflecken (Abb. 6), deren Beobachtung und Zählung im wissenschaftlichen Sinne mit der Erfindung des Teleskops 1610 begann (Eddy, 1976). Sonnen-

flecken erscheinen meist in Gruppen als dunkle Flecken auf der Sonnenoberfläche. Dabei gibt es einen Zyklus von durchschnittlich 11 Jahren, in dem Minima und Maxima der Anzahl von Sonnenflecken auftreten. Zu Zeiten von Sonnenfleckenminima wurde von Satelliten eine um 0,1% geringere Strahlungsenergie der Sonne gemessen (Hoyt & Schatten, 1997). Die Folge ist eine zumindest regionale Temperaturerniedrigung auf der Erde. Früheste Temperaturmessungen von London und Paris belegen das für historische Zeiten (Abb. 6).

Zurück zu den Warven: Wie erklärt sich, dass ähnliche klimatische Einflüsse während Maunder und Dalton Minimum gegensätzliche Auswirkungen, nämlich einmal eine unterdurchschnittliche und einmal eine überdurchschnittliche Warvenmächtigkeit zur Folge haben?

Zur Erinnerung: Die Warvenmächtigkeit ist im Wesentlichen ein Konstrukt aus externem Eintrag detritischen Materials und seeinterner Produktion. Deutlich zu sehen in Abbildung 5, ist die Periode überdurchschnittlicher Warvenmächtigkeit auf erhöhten detritischen Anteil zurückzuführen. Erhöhter externer Eintrag kann die Folge von erhöhten Niederschlägen sein, die Lockermaterial in den See hineinwaschen. Verstärkt läuft dieser Prozess in dem Maße ab, in dem der Lockermaterial fixie-

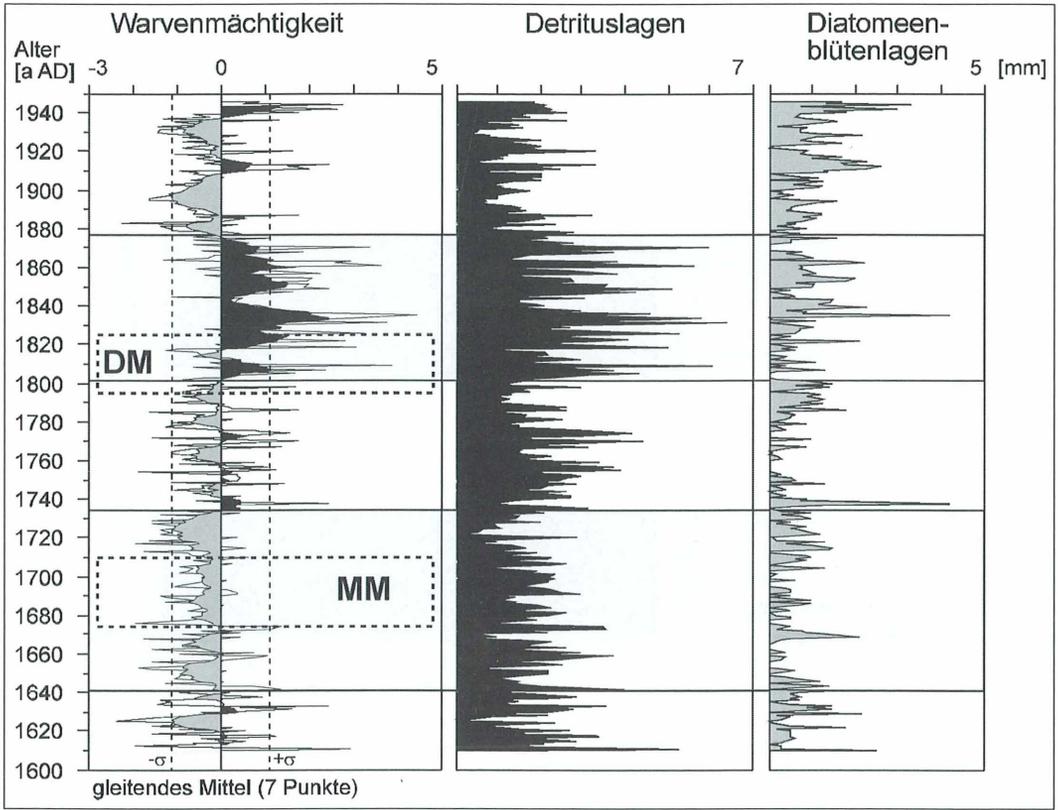
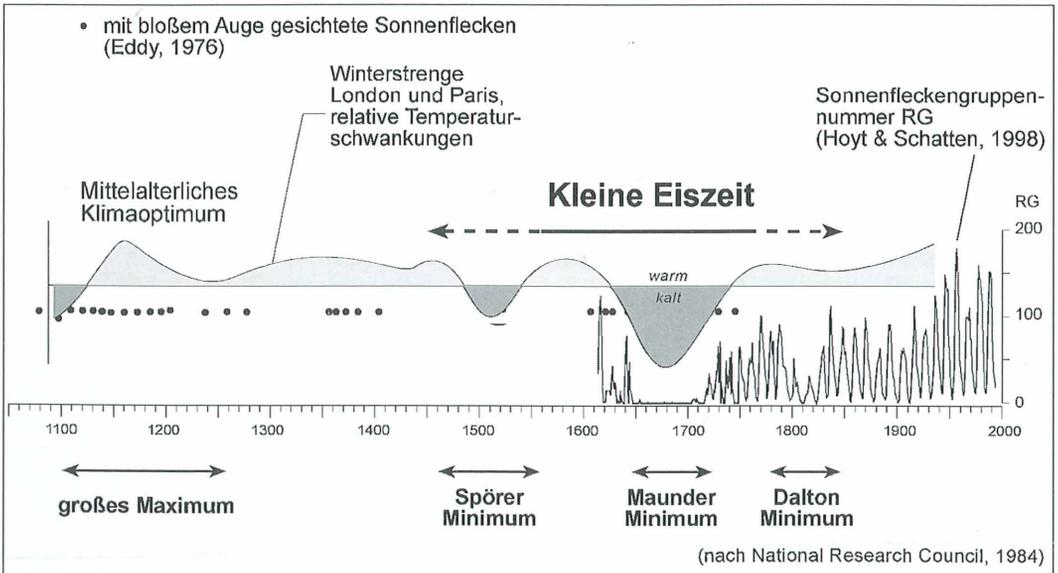


Abb. 5: Warvenmächtigkeit und Anteile von Detritus und Diatomeenblütenlagen in der Sedimentsequenz 1610–1946 aus dem Holzmaar. DM Dalton Minimum, MM Maunder Minimum.



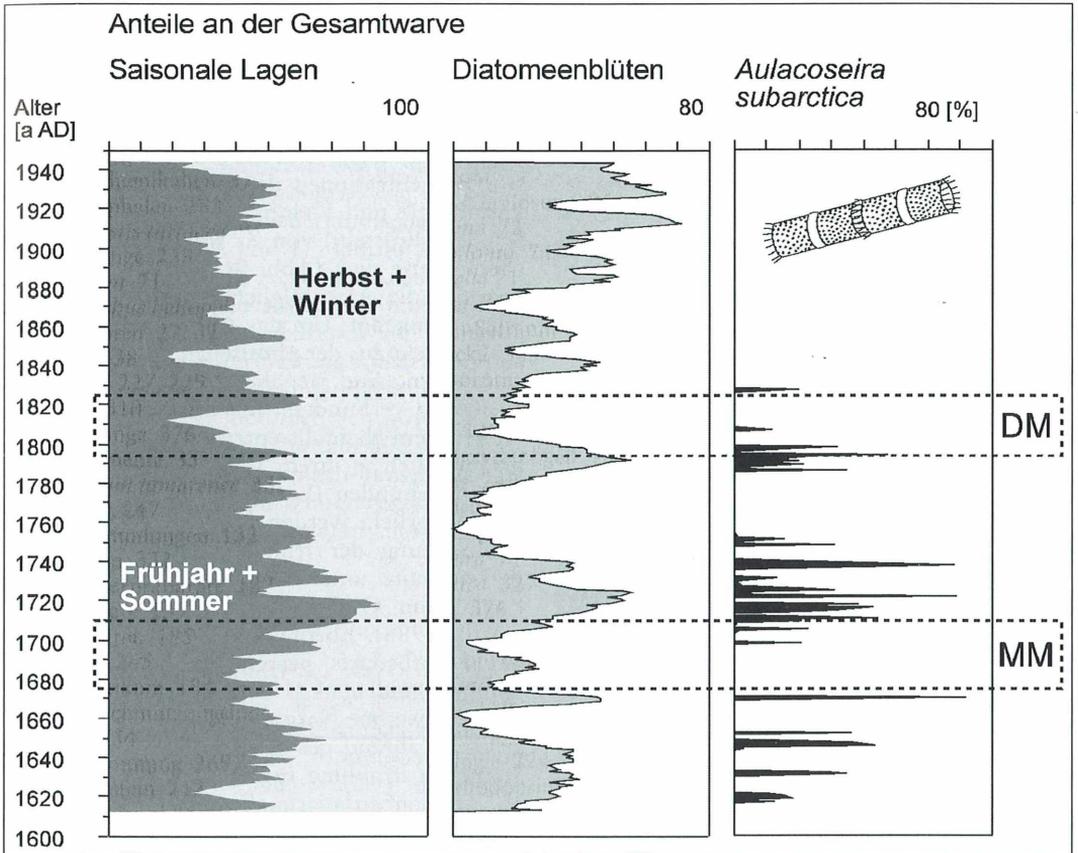


Abb. 7: Prozentuale Anteile von saisonalen Schichten und Diatomeenblüten an den Gesamtschichten und von *Aulacoseira subarctica* an den Frühjahrsblüten in der Sedimentsequenz 1610–1946 aus dem Holzmaar. DM Dalton Minimum, MM Maunder Minimum.

rende Bewuchs im Umfeld des Sees zurückgeht.

Historische Aufzeichnungen geben ab dem 18. Jahrhundert schon recht genaue Auskunft über Fluten, Extremwinter und Trockenheit in Verbindung mit ersten instrumentellen Daten. Die besagten erhöhten Warvenmächtigkeiten werden jedoch nicht direkt mit natürlicher Klimaänderung in Verbindung gebracht. Historische Aufzeichnungen berichten über einen Aufschwung der Eifeler Eisenindustrie im 18. Jahrhundert. Holz wurde in verstärktem Maße zur Holzkohleherstellung benötigt. Im Staatsarchiv finden sich

Angaben über die Entstehung weitflächiger Ödländer durch Abholzung der Wälder (zitiert in Wenzel, 1962). Damit war die Voraussetzung für eine erhöhte Bodenerosion gegeben, die sich im Sediment als erhöhter Anteil detritischen Materials findet. Seit 1854 wurde in der Eifelregion die Wiederaufforstung der Ödländer verordnet und durch den Preußischen Eifelkulturfonds gefördert. Am Holzmaar ist sie möglicherweise mit einem mächtigen Turbidit, der auf das Jahr 1871 datiert ist, in Verbindung zu bringen. Kurz danach erreicht die Warvenmächtigkeit wieder durchschnittliche Werte.

Neben dem offensichtlichen Unterschied in der Warvenmächtigkeit während der beiden Sonnenfleckenminima ergibt sich für Maunder und Dalton Minimum die Gemeinsamkeit des Rückganges im Diatomeenanteil der Jahreslagen (Abb. 7). Die erhöhten Diatomeenkonzentrationen jeweils vor und nach den Minima gehen einher mit einer Zunahme des Anteils von Frühjahrs- und Sommerlagen an der Warve. Das selbe Muster der Entwicklung findet sich in der Konzentration der Diatomeenart *Aulacoseira subarctica* (Müller, 1906; Haworth, 1988), die zu dieser Zeit massive Blüten bildete (Abb. 8). Das Vorkommen dieser Art wird als eine Adaptation der Diatomeenflora an günstigere klimatische Verhältnisse als jene zu Zeiten

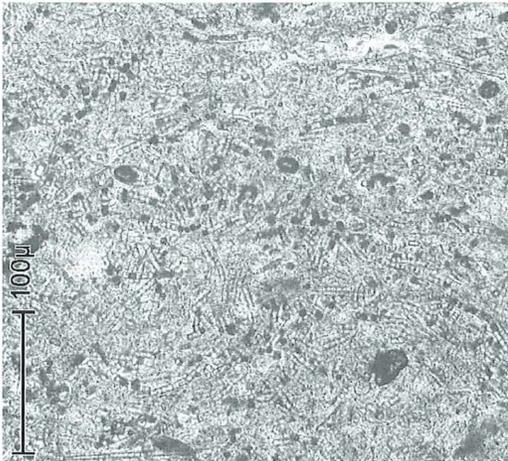


Abb. 8: Massive Frühjahrsblüte von *Aulacoseira subarctica*.

der Minima gewertet. In Verbindung zu den geringeren Temperaturen während der Sonnenfleckenminima besitzt die Art auch tatsächlich interessante ökologische Eigenschaften. Ihre Präferenzen für niedrige Temperaturen, geringes Lichtangebot, hohe Silizium- und Nährstoffkonzentrationen drücken sich deutlich in Physiologie und Phänotyp aus. Die kieseligen Schalen (Frusteln) von *A. subarctica* sind vergleichsweise dick (Abb. 9). Für deren Aufbau benötigt die Alge folglich ein entsprechendes Siliziumangebot. Um das Absinken der schweren Frusteln aus der photischen Zone im See zu verhindern, sind sie über Verbindungsfortsätze zu Ketten verbunden. Turbulenzen im Wasser wirken dem ebenfalls entgegen, und die Art ist nachweislich in ihrem Vorkommen an Turbulenzen gebunden (Lund, 1971). Die geringen Lichtansprüche werden deutlich, wenn man die Beobachtung der frühen Frühjahrsblüte von *A. subarctica* unter der tauenden Eisdecke des Foxlake in Ontario/Kanada betrachtet (Haworth, 1988). Ebenfalls in das Schema geringen Lichtbedarfs passen die Beobachtungen von Interlandi et al. (1999). In den alpinen Seen des Yellowstone Nationalparks tauchte *A. subarctica* während des sommerlichen Hochs der Sonneneinstrahlung in tiefere Wasserschichten ab. Dort überdauerte die Alge in geringerer Zellkonzentration den Sommer, um im Herbst wieder in geringere Wassertiefen aufzutauchen. Dort bildete sie eine zweite Blüte geringerer Konzentration.

Aus den miteinander in Verbindung stehenden Präferenzen lassen sich für eine Rekonstruktion sehr einfach die limnischen Bedingungen ableiten. Dies sind niedrigere Jahresmitteltempera-

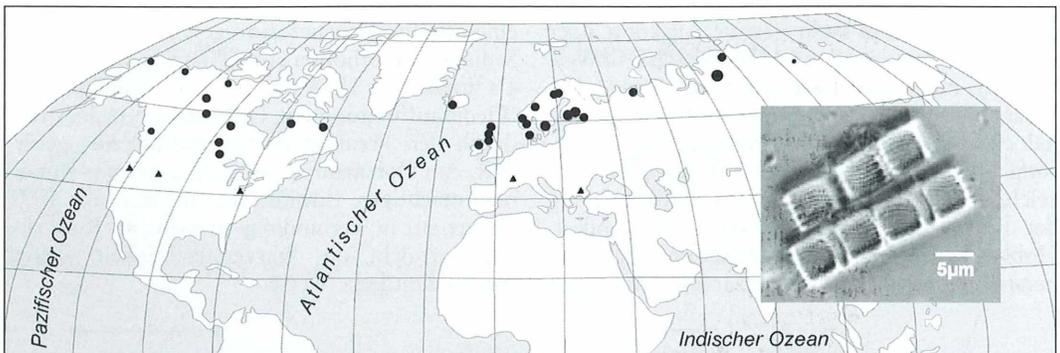


Abb. 9: Heutiges Vorkommen von *Aulacoseira subarctica* im Plankton von Seen. ● Seen und Seegebiete, ▲ Alpine Seen oberhalb 800 m ü. NN und Seen mit *A. subarctica* im Winterplankton.

turen, die zur Folge haben, dass der See im Winter eisbedeckt ist, dass sich die Sommer-schichtung hinauszögert, weniger stabil ist und die Herbstzirkulation früher einsetzt. Die verstärkte Zirkulationstätigkeit begünstigt die Nährstoffzufuhr. Verstärkt wird dies noch durch stürmische Bedingungen, wie sie oft in den Gemälden der niederländischen Landschaftsmaler des 16. und 17. Jahrhunderts dargestellt sind (Kienel & Negendank, 2002).

Abbildung 9, eine Zusammenstellung heutiger Vorkommen von *A. subarctica* im Plankton von Seen, zeigt ein Verbreitungsmuster, das den genannten limnischen Bedingungen entspricht. Das Gros der Seen befindet sich nördlich 50° Nord beziehungsweise oberhalb 800 m ü. NN. Die bevorzugten Bedingungen findet die Art aber offenbar auch im Winter mancher Seen der nördlich gemäßigten Breiten.

Schlussfolgerungen

Aus den Untersuchungen der warvierten Sedimente des Holzmaares haben sich Ähnlichkeiten für die beiden Sonnenfleckenminima des Maunder und Dalton Minimums ergeben. Beides waren zeitweilig kühlere Perioden, während derer ein Rückgang der Diatomeenblüten zu verzeichnen ist. Beginn und Ende waren allmählich. Die Diatomeenflora passte sich in diesen Übergangsperioden durch massive Blüten der nordisch-alpinen *Aulacoseira subarctica* an.

Unterschiede treten in den Warvenmächtigkeiten der beiden Zeiträume auf, obwohl die klimatischen Bedingungen ähnlich waren. Ursachen finden sich in historischen Aufzeichnungen aus dem Staatsarchiv. Folglich kann die Zunahme beziehungsweise Abnahme der Warvenmächtigkeit während des Dalton Minimums mit Abholzung und Wiederaufforstung in Verbindung gebracht werden. Der erhöhte detritische Anteil der Warven ist verursacht durch erhöhte Bodenerosion infolge Abholzung während des Aufschwunges der Eifeler Eisenindustrie. Ursache des Rückganges der Warvendicke gegen Ende des 19. Jahrhunderts ist die Wiederaufforstung der Ödländer.

Die Ähnlichkeiten der Abschnitte von Maunder und Dalton Minimum sind also auf klimatischen Einfluss zurückzuführen, während der Unterschied seine Ursache in anthropogener Beeinflussung im Einzugsgebiet hat.

Dank

Die Arbeit entstand unter Mitarbeit von Dr. Georg Schettler, Dr. Markus J. Schwab und Prof. Dr. Jörg F. W. Negendank. Hinweise zum Manuskript erhielt ich von Dr. Achim Brauer, Dr. Elke Bozau und Henner Schienitzki. Bei allen bedanke ich mich.

Literaturhinweise

- Büchel G.: Maars of the Westeifel. In: Negendank, J. F. W., Zolitschka, B. (eds.): *Paleolimnology of Eifel maar lakes*. pp. 1–13, Springer, Berlin 1993.
- De Geer, G.: A geochronology of the last 12000 years. *Compte rendu de la XI Session du Congrès Géologique International*, Stockholm 1910, pp. 241–257 (1912).
- Eddy, J. A.: The Maunder Minimum. *Science* 192, 1189–1202 (1976).
- Haworth, E. Y.: Distribution of diatom taxa of the old genus *Melosira* (now mainly *Aulacoseira*) in Cumbrian waters. In: Round, F. E. (ed.): *Algae and the aquatic environment*, pp. 138–167, Biopress Ltd., Bristol 1988.
- Hoyt, D. V., Schatten, K. H.: The role of the sun in climate change. Oxford University Press, New York 1997.
- Hoyt, D. V., Schatten, K. H.: Group sunspot numbers: a new solar activity reconstruction. *Solar Physics* 179, 189–219 (1998).
- Kienel, U., Negendank, J. F. W.: Die „Kleine Eiszeit“ dokumentiert in Landschaftsbildern und den Sedimenten eines Maarsees. In: Wefer, G. (Hrsg.): *Expedition Erde. Beiträge zum Jahr der Geowissenschaften*, S. 218–223, 2002.
- Lund, J. W. G.: An artificial alteration of the seasonal cycle of *Melosira italica* subsp. *subarctica* in an English lake. *Journal of Ecology* 59, 521–533 (1971).
- Müller, O.: Pleomorphismus, Auxosporen und Dauersporen bei *Melosira*-Arten. *Jahrbuch für Botanik* 43, 87–90 (1906).
- National Research Council: *Solar influences on global change*. National Academy Press, Washington, D.C. 1984.
- Schwoerbel, J.: *Einführung in die Limnologie*. G. Fischer, Stuttgart 1993.
- Sommer, U.: Phytoplankton succession in microcosm experiments under simultaneous grazing pressure and resource limitation. *Limnology and Oceanography* 35, 1037–1054 (1988).
- Sommer, U., Gliwicz, Z. M., Lampert, W., Duncan, A.: The PEG-model of seasonal succession of planktonic events in fresh waters. *Archiv der Hydrobiologie* 106, 433–471 (1986).
- Wenzel, I.: Ödlandentstehung und Wiederaufforstung in der Zentraleifel. *Arbeiten zur Rheinischen Landeskunde* 18, 1–119 (1962).

Verfasserin: Dr. Ulrike Kienel, Geoforschungszentrum Potsdam, Telegrafenberg C327, D-14473 Potsdam, e-mail: ukienel@gfz-potsdam.de

Nachricht

Bericht über das „Erste internationale Mikroskopiker-Pfingsttreffen der Mikroskopischen Gesellschaft Wien“, vom 6. bis 9. Juni 2003, in Unter-Waltersdorf in Niederösterreich

Peter Pavlicek

Bereits am Nachmittag des 6. Juni trafen die ersten der insgesamt 22 Teilnehmer in Unter-Waltersdorf ein. Der Saal und seine Ausstattung fanden bei allen Teilnehmern Anerkennung (Abb. 1). Die Firma Olympus stellte die benötigten Mikroskope zur Verfügung.

Nach der Begrüßung am Samstag Morgen um 9 Uhr durch den Präsidenten Prof. Erich Steiner und einer kurzen Einweisung bezüglich des Ablaufs der Veranstaltung durch Herrn P. Pavlicek ging es los. Erster Veranstaltungspunkt war ein Besuch des Naturschutzgebietes *Brunnlust* mit seinem Niederquellmoor und die am Nordende der Mitterndorfer-Senke liegenden Quelltöpfe von Köhbrunn (Abb. 2). Eine sachkundige Führung wurde von Herrn H. Palme durchgeführt und mit der Entnahme einer Probe der Rotalge *Batrachospermum moniliforme* abgeschlossen. Am Nachmittag wurden vorbereitete, bereits fixierte und mit Alizarin-Viridin gefärbte *B. moniliforme* Proben als Glycerin-Dauerpräparate eingebettet (Abb. 3). Die Teilnehmer waren von der Schönheit dieser Alge so beeindruckt, dass manche sogar sechs Präparate anfertigten. Am

Abend hielt Herr P. Pavlicek einen Lichtbildvortrag mit Overheadunterstützung, in welchem die Funktionsweise einer Holzpflanze im Jahresverlauf erläutert wurde.

Dieser Vortrag diente als Einstimmung und zum besseren Verständnis der am nächsten Tag anzufertigen-



Abb. 2: Wanderung durch das Naturschutzgebiet *Brunnlust*.



Abb. 1: Perfekt ausgestatteter Saal für das 1. Internationale Mikroskopiker Pfingsttreffen der Mikroskopischen Gesellschaft Wien in Unter-Waltersdorf.



Abb. 3: Histologische Arbeiten während des Pfingsttreffens.

den Dauerpräparate von drei Holzarten und zwar als Nadelholzvertreter Kiefernholz, als Laubholzvertreter Birnenholz und als Vertreter von Sonderholz Ginkgoholz. Herr H. Palme gab eine Einweisung und führte vor, wie man ein Mikrotommesser schärft, eine Holzprobe in das Mikrotom einspannt und einen Mikrotomschnitt (Beispiel Birnenholz-Querschnitt) anfertigt. Die Teilnehmer hatten sodann die Gelegenheit, selbst Holzschnitte anzufertigen (Abb. 4). Die verschiedenen Hölzer wurden in je drei Mikrotomschnittserien als Quer-, Tangential- und Radialschnitte hergestellt und mit ACN-Gemisch nach Schmitz gefärbt. Auch der zweite Abend wurde – bei gutem Essen und Trinken und nach intensiver Fachsimelei – spät beendet.

Am Montag wurde auf einstimmigen Beschluss eine Exkursion in das Naturschutzgebiet *Fischa-Wiesen* durchgeführt. Nachdem die Teilnehmer, noch beeindruckt von der Schönheit der gesehenen seltenen Pflanzen und Tiere, den Mittagstisch genossen hatten, wurden die Gerätschaften abgebaut. Mit der Gewissheit wieder einige neue Freundschaften geschlossen zu haben, nahm man voneinander Abschied, nicht ohne die Veranstalter dringend zu bitten, doch im nächsten Jahr wieder ein solches Mikroskopikertreffen durchzuführen.



Abb. 4: Es standen sowohl Geräte für histologische Arbeiten als auch ein Videomikroskop zur Demonstration von Präparaten zur Verfügung.

Dieser Bitte wollen wir gerne nachkommen, und so sind bereits die Vorbereitungen zum 2. Internationalen Mikroskopiker-Pfingsttreffen der Mikroskopischen Gesellschaft Wien angelaufen. Die Ausschreibung dazu folgt demnächst.

Peter Pavlicek, Wien

Neue Medien

Götz, E.: Pflanzen bestimmen mit dem PC, Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands, 2. Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 2003, 3300 farbige Fotos, € 34,90, ISBN 3-8001-4260-0.

Ein prinzipieller Vorteil von Bestimmungen mit dem Computer ist, dass man sich nicht wie bei den dichotomen Schlüsseln in Büchern jeweils zwischen zwei Auswahlmöglichkeiten entscheiden muss (wobei man bei nicht erkennbaren Merkmalen schnell in eine Sackgasse geraten kann). Stattdessen können Reihenfolge und Art der Merkmale (z.B. Blütenstand, -symmetrie und -farbe; Blattstellung, -form, -ränder und -ädern) nach Wunsch ausgewählt werden.

Erich Götz Pflanzenbestimmungsschlüssel auf CD ist einfach zu starten/installieren und besitzt eine übersichtliche Benut-

zeroberfläche. Ein kleines Begleitheft erläutert die wichtigsten Funktionen. Der Schlüssel bietet Suchmöglichkeiten auf drei Ebenen: Bei der Schnellsuche steigt man in die Suche nach einer Vorauswahl ein (Blüten-, Farnpflanzen, Disteln, Gehölze, Wasser- und Sumpfpflanzen), bei der Profrische bietet die Kenntnis von Familie oder Gattung eine verkürzte Suche, und bei der Direktsuche gibt man gleich den vermuteten Namen ein. Sehr hilfreich sind die Schemazeichnungen, die zu fast jedem angewählten Bestimmungsmerkmal automatisch eingeblendet werden und so die Auswahl erleichtern. Hat man alle Merkmale richtig angegeben, so endet man bei einer Art (wahlweise deutsche oder lateinische Namen), deren Merkmale in einer Kurzbeschreibung angegeben werden, und die in Form eines Dias auf einem virtuellen Leuchttisch farbig abgebildet wird. Der

Habitus ist auf dem über Zoom zu vergrößernden Bild gut zu erkennen und bietet eine gute Vergleichsmöglichkeit von Bestimmungsergebnis und zu bestimmender Pflanze. Eine weitere Vergrößerungsmöglichkeit von frei wählbaren Ausschnitten bringt jedoch aufgrund der geringen Auflösung wenig.

Ob die Schwierigkeiten bei der Sucheingabe deutscher Artnamen auf einer Fehlbedienung meinerseits beruhen oder auf die Programmierung zurückzuführen sind, vermochte ich nicht herauszufinden. Jedenfalls wurde statt in der deutschen jeweils in der wissenschaftlichen Artenliste gesucht. Das Glossar ist eine sehr gute Hilfe. Schemazeichnungen ergänzen die prägnanten Erläuterungen, sodass die Bedeutung von Bestimmungsmerkmalen und botanischen Fachausdrücken auch dem Ungeübten klar wird.

Renate Radek, Berlin

Kurze Mitteilung

Wechselwirkungen zwischen Groß- und Kleinalgen

Algenblüten, das heißt Massenentwicklung von Algen, kommen sowohl im Süßwasser als auch im Meerwasser vor. Diese Algenblüten können schädliche Wirkungen auf Fische haben. Die Wechselwirkung zwischen verschiedenen Algenarten spielt für die Entwicklung der Algenblüte eine wichtige Rolle. Dabei kann es sich um Konkurrenz um Nahrung, Raum und Licht handeln, aber auch die Ausscheidung von antibiotischen Stoffen kann zur Förderung oder Unterdrückung der verschiedenen Arten führen. Diese stoffliche Wechselwirkung zwischen im Raum benachbarten Pflanzen nennt man Allelopathie. Im Wasser leben nun große Algen (Makroalgen), meist aus den Klassen der Grün- und Braunalgen, gleichzeitig mit einzelligen, mikroskopisch kleinen Algen (Mikroalgen) zusammen. Eine chinesische Gruppe hat nun die allelopathischen Wirkungen von *Ulva pertusa* (Meersalat; Chlorophyceae) auf einzellige Algen der Arten *Heterosigma akashiwo* und *Alexandrium tamarense* untersucht. Dazu hat sie eine einfache Versuchsanordnung ge-

wählt (Abb. 1): In einem großen Glaszylinder von 200 ml Inhalt taucht man ein kleines Gefäß von 50 ml Inhalt ein. Das kleinere, zylindrische Gefäß ist als Boden mit einem Membranfilter (Porengröße $1\mu\text{m } \varnothing$) abgeschlossen. Das Filter verhindert den Austausch von Partikeln und lebenden Zellen, lässt aber wasserlösliche Stoffe durch. Die Zylinder sind mit Seewasser gefüllt, das durch Watte und ein Glasfaserfilter (Whatman GF/C, Porengröße $0,22\mu\text{m } \varnothing$) gereinigt ist. In den kleinen Zylindern werden Pflanzen von *Ulva* oder Trockenpulver der Großalge gegeben. In dem nur durch ein Membranfilter getrennten äußeren Gefäß befinden sich die Mikroalgen. Die durch mikroskopische Beobachtungen erhaltenen Resultate ergaben unter anderem, dass das Wachstum der beiden Mikroalgen *Heterosigma* und *Alexandrium* in der gemeinsamen Kultur durch frische Gewebe und Trockenpulver der Makroalge *Ulva* stark gehemmt wird. In höheren Konzentrationen waren die durch das Membranfilter diffundierten Stoffe aus der Makroalge sogar für die Mikroalgen lethal. Das Kulturfiltrat alleine zeigt hingegen keine lytische Wirkung. Die allelopathische Wirkung erfordert also eine kontinuierliche Freisetzung von toxischen Stoffen aus dem lebenden Gewebe von *Ulva*, um das Wachstum der Mikroalgen wirkungsvoll hemmen zu können. So kann man sich vorstellen, dass auch die Algenblüte durch die Wechselwirkung von verschiedenen Algenarten beeinflusst wird.

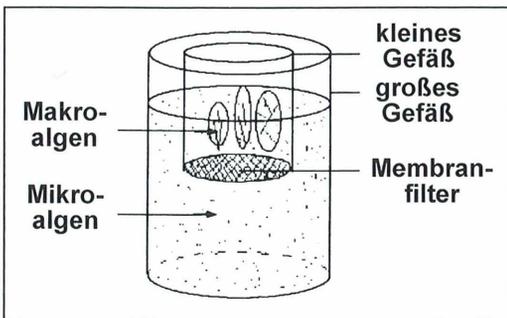


Abb. 1: Schematische Darstellung des Ko-Kultursystems von Algen. In einem kleinen Zylindergefäß, das durch ein Membranfilter abgeschlossen ist, befinden sich die Makroalgen. In dem größeren Gefäß befinden sich die Mikroalgen (nach Jin und Dong, 2003).

Literaturhinweis

Jin, Q., Dong, S.: Comparative studies on the allelopathic effects of two different strains of *Ulva pertusa* on *Heterosigma akashiwo* and *Alexandrium tamarense*. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 293, 41–55 (2003).

H. F. Linskens, Nijmegen

Spontan auftretende Konjugationen beim Ciliaten *Homalozoon vermiculare*

Klaus Hausmann und Doreen Baumberg

Jeder, der sich mit Einzellern beschäftigt, weiß es: Wimpertiere können miteinander konjugieren. Darunter versteht man den Vorgang, währenddessen zwei Individuen miteinander verschmelzen, um genetisches Material auszutauschen, um sich also sexuell fortzupflanzen. Nach diesem Vorgang trennen sich die Organismen wieder, sind dann aber genetisch gesehen nicht mehr die gleichen Einzeller wie vorher, obgleich sie sich morphologisch nicht verändert haben. Dieses Ereignis lässt sich in Freilandproben allerdings nicht so oft beobachten. In diesem Artikel wird von spontan aufgetretenen Konjugationen von *Homalozoon vermiculare* in Laborkulturen berichtet.

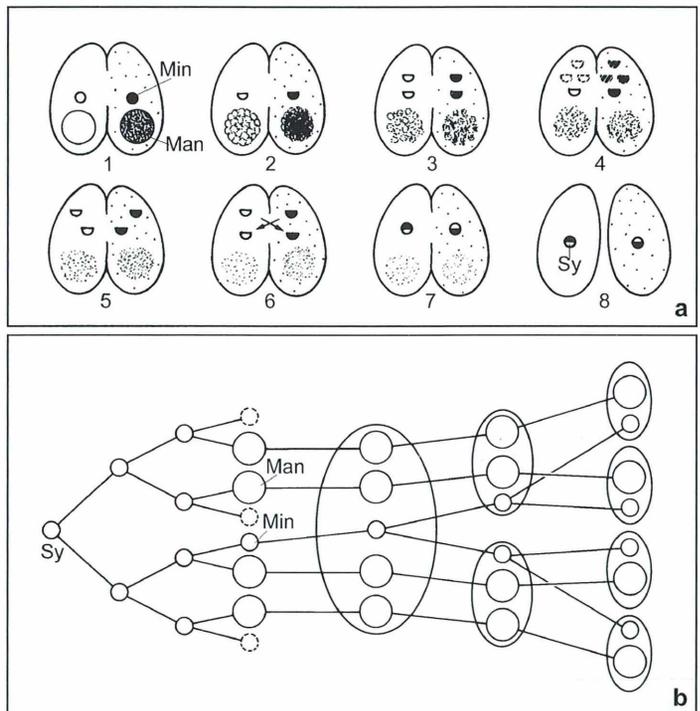
Der wesentliche Vorgang der Ciliaten-Konjugation ist darin zu sehen, dass zwei Individuen gegenseitig haploide Kerne austauschen, was eine Neukombination des Genpools zur Folge hat.

Konjugationsvorbereitung

Vom Prinzip her läuft dieses Ereignis immer nach der gleichen Gesetzmäßigkeit ab (Fig. 1a): Zwei Zellen legen sich zusammen und fusionieren in

Abb. 1: Genereller Konjugationsablauf bei Ciliaten (a) und metagame Teilungen bei *Paramecium caudatum*.

a. Während der Mikronucleus (Min) verschiedene Teilungen durchmacht, die zu haploiden Kernen führen (1–5), degeneriert der Makronucleus (Man). Jeweils ein Kern wandert in den Konjugationspartner (6) und fusioniert mit dem dort verbliebenen Kern zum Synkaryon (7). Die Exkonjuganten besitzen jeweils nur das Synkaryon (8, Sy). **b** Es sind mehrere metagame Kern- und Zellteilungen nötig, bis wieder der Ausgangszustand erreicht ist (nach Grell).



einer bestimmten Zellregion miteinander, vorwiegend im Oralbereich. Es konjugieren nur artgleiche Ciliaten miteinander. Und hierbei muss es sich um komplementäre (passende) Paarungstypen handeln. Die Anzahl der Paarungstypen ist bei den diversen Ciliaten-Arten recht unterschiedlich. So kennt man beispielsweise bei *Paramecium aurelia* 28 Paarungstypen, bei *P. bursaria* gar 40 (Grell, 1973; Hausmann et al., 2003). Die komplementären Paarungstypen erkennen sich während einer so genannten Präkonjugationsphase über chemische Botenstoffe, die Gamone genannt werden. Diese Signalstoffe wirken in außerordentlich geringen Konzentrationen. Eine Gamonart des Ciliaten *Blepharisma* beispielsweise zeigt noch bei einer Konzentration von 0,00006 µg/ml seine anlockende Wirkung (Miyake, 1996). In einer so genannten Agglutinationsphase kommen die zukünftigen Konjuganten in einen physischen Kontakt miteinander, der im Verschmelzen der beiden Zellen endet.

Kernaktivitäten

In den Konjugationspartnern sind noch eine Zeit lang Makro- und Mikronucleus zu erkennen. Dann verschwimmen aber die scharfen Konturen der Kerne und der Vorgang des Austauschs des genetischen Materials beginnt. Die nun eintretenden Veränderungen der Kerne kann man in der Regel nicht in den lebenden Zellen erkennen. So resultiert das heutige Wissen um den Konjugationsablauf aus gefärbten Präparaten (Raikov, 1982). Folgendes Grundschema konnte erarbeitet werden.

Als erstes vergrößern sich die Mikronuclei. Die Makronuclei werden während der Konjugation nach und nach abgebaut (Weiske-Benner und Eckert, 1987). Durch meiotische Teilung entstehen dann vier haploide Kerne. Davon gehen drei wieder zugrunde. Der verbleibende vierte Kern teilt sich nochmals. Jeweils einer von beiden Kernen, der Stationärkern, bleibt im Konjuganten. Der andere, der Migrationskern, wandert in den Konjugationspartner. Hier verschmelzen Stationärkern und Migrationskern zum diploiden Synkaryon. Danach trennen sich die Konjugationspartner. Diese Zellen nennt man Exkonjuganten.

Metagame Teilungen

Da inzwischen der Makronucleus völlig abgebaut ist, findet man in den beiden Exkonjugan-

ten nur das Synkaryon. Um wieder die Situation hinsichtlich der Kerne, wie sie vor der Konjugation vorlag, zu erreichen, muss ein neuer Makronucleus entstehen. Im einfachsten Fall – beispielsweise bei *Chilodonella uncinata* – teilt sich das Synkaryon, und es entstehen direkt ein Mikro- und ein Makronucleus. Dieser einfache Modus ist jedoch eher selten zu beobachten. Meistens sind eine Reihe von metagamen Kern- und Zellteilungen notwendig, um wieder die ursprüngliche Situation zu erreichen (Abb. 1b).

Fallbeispiel *Homalozoon vermiculare*

Wie eingangs erwähnt, muss man viel Glück haben, um in Freilandproben Konjugationen zu beobachten. In Laborkulturen treten hin und wieder Konjugationen auf. Isoliert man die Konjugationspärchen und trennt nach Konju-

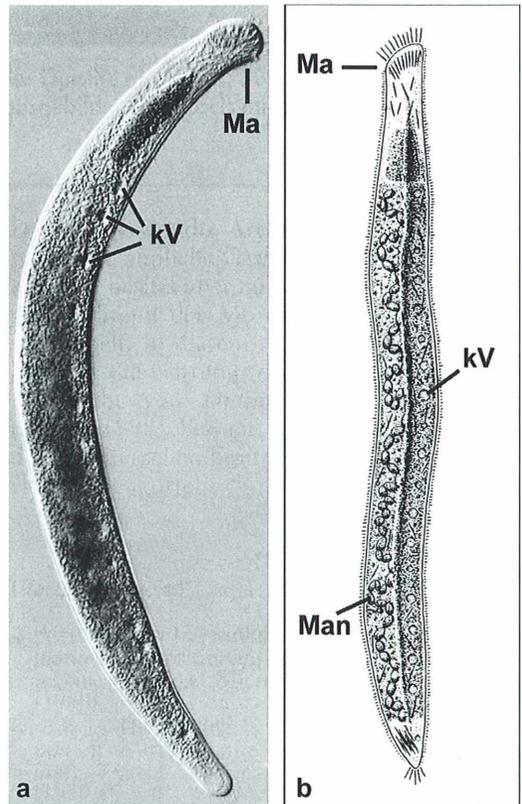


Abb. 2: Habitus von *H. vermiculare* im lichtmikroskopischen Bild (a) sowie in der schematischen Darstellung (b, nach Weinreb). Vergr.: a 190×.

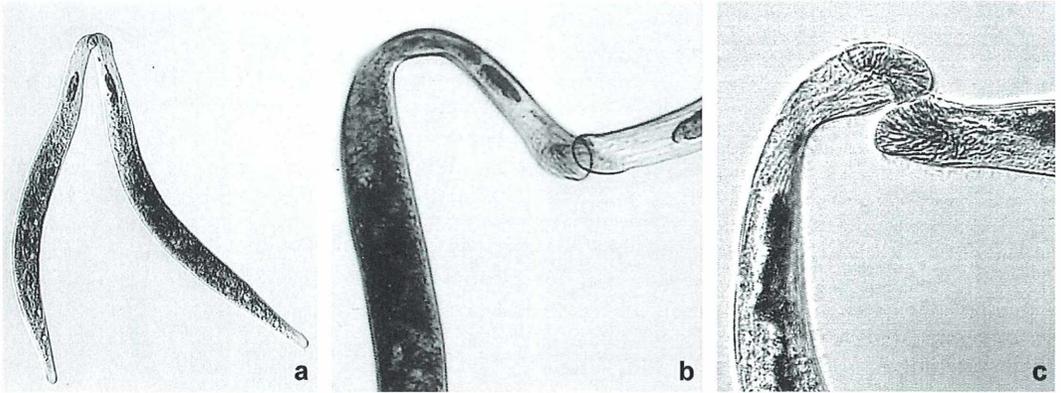


Abb. 3: Konjugationspaar von *H. vermiculare* in der Übersicht (a) und bei höherer Vergrößerung (b und c). Die Verschmelzung der beiden Konjuganten erfolgt in der Mundregion und ist offenbar sehr stabil. Vergr.: a 100 \times , b 250 \times , c 350 \times .

gationsablauf die beiden betroffenen Zellen von einander, kann man mit etwas Geschick davon Klon-Kulturen (= von jeweils einem einzigen Individuum ausgehende Kulturen) anlegen. Diese können dann die Grundlage für gezielte Untersuchungen des Konjugationsgeschehens sein.

Seit einigen Dekaden kultivieren wir in unserem Labor den Ciliaten *Homalozoon vermiculare*, der bei flüchtiger Betrachtung gar nicht wie ein Wimpertier aussieht, sondern eher einem kleinen Wurm ähnelt (Artnamen *vermiculare*) (Abb. 2). Neben verschiedenen Aspekten der Nahrungsaufnahme interessierten uns die Kernverhältnisse während der Interphase und Teilung (Leipe und Hausmann, 1992, 1993). Im Rahmen dieser Untersuchungen traten seinerzeit in den Laborkulturen spontan und sehr sporadisch Konjugationen auf (Abb. 3).

Dieses war jedoch kein einmaliges Ereignis, sondern kann von Zeit zu Zeit immer wieder beobachtet werden. So geschah es dann auch neulich wieder. Bei der Routineüberprüfung der Kulturen fielen Konjuganten auf. Bislang können keine Angaben zu den Bedingungen gemacht werden, unter denen *Homalozoon* konjugiert.

Die Konjuganten sind im Bereich des Mundapparates fest miteinander verschmolzen (Abb. 3). Die Geschehnisse an den Kernen dieser Stadien lassen sich im Lebendpräparat wegen der vielfältigen, überlagernden Cytoplasmastrukturen nicht unmittelbar dokumentieren. Beide Konjugationspartner zeigen in den vorgegebe-

nen Grenzen unabhängig voneinander die bekannten Schlängelbewegungen. Dabei wird nicht selten ein beträchtlicher Zug auf die Fusionsstelle ausgeübt, der hin und wieder zu einer Art Auseinanderreißen des Konjugantenpärchens führt. Möglicherweise war aber in diesen Fällen das eigentliche Konjugationsgeschehen, nämlich der Austausch der haploiden Kerne, bereits abgeschlossen und die beobachtete Trennung erfolgte sozusagen programmgemäß.

Dreifachkonjugationen

Neben den hin und wieder auftretenden, aus zwei Individuen bestehenden Konjugationspärchern wurden auch – noch seltener als die Zweierkonjuganten – Dreifachkonjugationen registriert (Abb. 4). Die drei gemeinsam am Apikalpol mit den Mundapparaten verschmolzenen Zellen zeigten ausgesprochen aktive Schlängelbewegungen, die aber nicht zu einem Auseinanderweichen der Ciliaten führten.

Es kann kaum eine biologisch sinnvolle Erklärung für dieses Phänomen gegeben werden. Diller, der 1964 die lichtmikroskopische Morphologie und den Lebenszyklus von *Homalozoon* detailliert darlegte, berichtet auch von Dreifachkonjugationen, ohne allerdings eine weiterführende Erklärung für dieses Ereignis zu diskutieren.

Wenngleich wir nach wie vor nicht wissen, wie im Detail die Konjugation bei *Homalozoon* abläuft und welcher Sinn sich hinter der Dreifach-

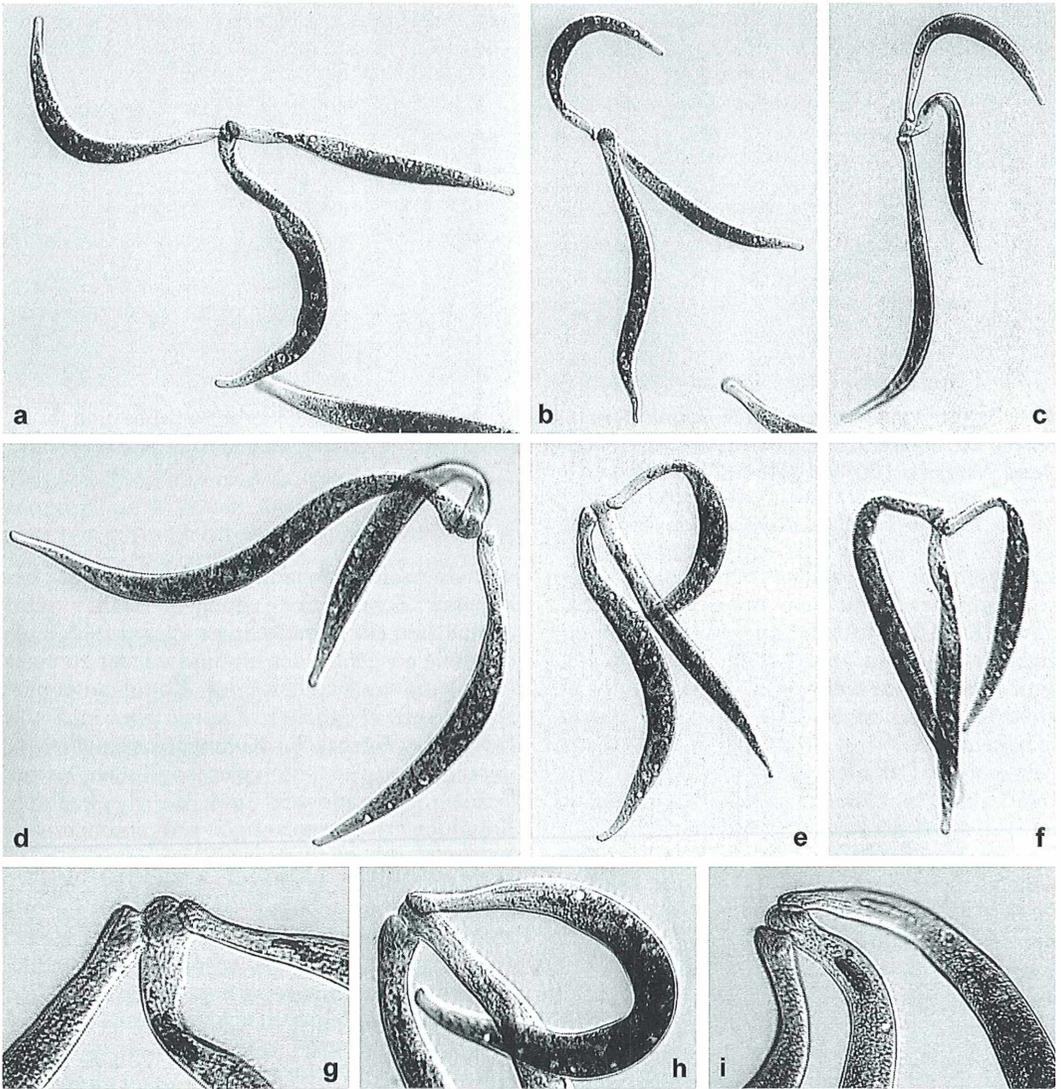


Abb. 4: In einer Dreifachkonjugantenkonstellation sind die Einzelzellen sehr agil, was einen stetigen Formwechsel der Gruppierung zur Folge hat (a–f). Die Verschmelzungen im Bereich des Mundapparates erweisen sich als sehr robust (g–i). Vergr.: a–c und e–f 100×, d 150×, g–i 250×.

konjugation verbirgt, ist es spannend und interessant, derartige Geschehnisse im Mikroskop zu entdecken, zu beobachten und schließlich zu dokumentieren.

Literaturhinweise

Diller, W. F.: Observations on the morphology and life history of *Homalozoon vermiculare*. Arch. Protistenk. 107, 351–362 (1964).

Grell, K. G.: Protozoology, 3rd ed. Springer Verlag, Heidelberg 1973.
 Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
 Leipe, D. D., Hausmann, K.: The nuclear apparatus of the ditransversal ciliate *Homalozoon vermiculare* (Ciliophora, Rhabdophora) during interphase and division. I. The macronucleus. J. Protozool. 39, 27–39 (1992).
 Leipe, D. D., Hausmann, K.: The nuclear apparatus of the ditransversal ciliate *Homalozoon vermicu-*

- lare (Ciliophora, Rhabdophora) during interphase and division. II. The micronuclei and some observations on conjugation. *J. Euk. Microbiol.* 40, 447–458 (1993).
- Miyake, A.: Fertilization and sexuality in ciliates. In: Hausmann, K., Bradbury, P. C. (eds.): *Ciliates – Cells as organisms*, pp. 243–290. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
- Raikov, I. B.: *The protozoan nucleus. Morphology and evolution.* Springer Verlag, Wien 1982.
- Weinreb, S.: *Homalozoon vermiculare* (Stoke): I. Morphology and reproduction. *J. Protozool.* 2, 59–66 (1955).
- Weiske-Benner, A., Eckert, W. A.: Differentiation of nuclear structure during the sexual cycle in *Tetrahymena thermophila*. II. Degeneration and autolysis of macro- und micronuclei. *Differentiation* 34, 1–12 (1987).

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

Nachricht

Gesucht: Kreative Mikrofotografen Mikroskopia – Eine faszinierende Reise in die Mikrowelt

Das Projekt

Die Arbeitsgemeinschaft „Bildokumentation Mikroskopie“ hat sich das Ziel gesetzt, einen exklusiven Bildband zu erstellen, der die Vielfalt und Ästhetik mikroskopischer Aufnahmen einem breiten Publikum zugänglich macht (Abb. 1). Dieser Bildband ist ein Non-Profit-Projekt.

Mitglieder der Arbeitsgemeinschaft

Dipl.-Ing. Karl E. Deckart (Elektroingenieur, Mikrofotograf), Prof. Dr. Werner Nachtigall (Zoologe, Buchautor), Dr. Hans-Georg Kapitza (Dipl.-Physiker, mikroskopische Optik), Dr. Bruno P. Kremer (Biologe, Buchautor), Wolfgang Blaudszun (Verleger, Buchgestalter).

Prof. Nachtigall wird das Vorwort und den einleitenden Text übernehmen. Dr. Kapitza ist für die mikroskopische Technik zuständig. Herr Blaudszun bringt seine Erfahrungen als Verlagsfachmann und Gestalter ein. Dr. Kremer beschreibt Tipps für die mikroskopische Praxis und Karl Deckart, der Initiator, fungiert als Herausgeber und Projektleiter.

Aufwändig gestalteter Bildband

250 Seiten Umfang soll das Buch haben und im Querformat mit den Abmessungen 30 cm × 27 cm erscheinen. Ein 200-seitiger Bildteil wird das große Spektrum der Lichtmikroskopie abdecken. Um eine optimale Wirkung der Bilder zu gewährleisten, wird nur eine Aufnahme pro Seite abgebildet

Realisation

Dieses ehrgeizige Projekt kann jedoch nur durch Mitwirkung und Unterstützung möglichst vieler Mikrofotografen realisiert werden. Die Fotografen haben in diesem Bildband die Gelegenheit, sich mit ihren besten Bildern vorzustellen.

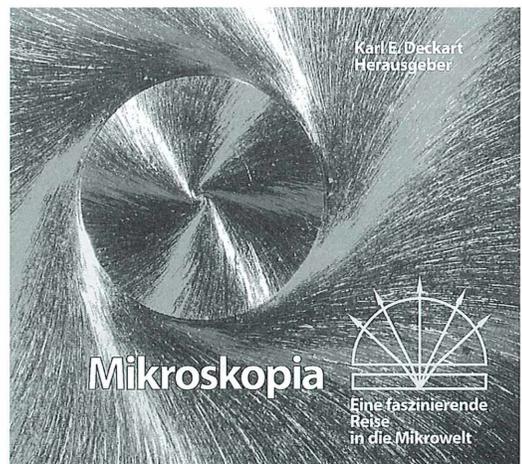


Abb. 1: Titelbild des geplanten Buches *Mikroskopia*.

Kosten, Auflage und Erlöse

Da dies ein Non-Profit-Projekt ist, müssen die Kosten von allen teilnehmenden Fotografen getragen werden. Das bedeutet, dass jeder interessierte Mikrofotograf sich eine oder mehrere Seiten reservieren kann gegen eine Kostenpauschale von 235,- € pro Seite. Dafür erhält jeder Fotograf kostenlos vier Belegexemplare des Bildbandes sowie Sonderkonditionen beim Erwerb weiterer Exemplare. Es ist ein Einzelbezugspreis von 66,00 € zuzüglich Versandkosten veranschlagt. Die Auflage von 3.000 Exemplaren ist folgendermaßen verplant:

1) Belegexemplare	800
2) Für Werbung und Rezension	200
3) Einzel- oder Blockverkauf	2.000

Der Reinerlös aus Position 3 wird nach Abzug aller projektgebundenen Kosten anteilmäßig an die Fotografen ausgeschüttet.

Hinweise zur Teilnahme

Gesucht werden ästhetische Aufnahmen aus dem gesamten Bereich der Lichtmikroskopie. Es können:

- 1) pro Seite fünf Bilder zur Auswahl eingesandt werden. Die Arbeitsgemeinschaft fungiert als Jury und behält sich vor, die Bildauswahl zu treffen.
- 2) bis zu fünf Seiten angekauft werden.
- 3) alle ungelasteten Diaformate eingesandt werden.
- 4) Hochglanzabzüge von ca. 13 × 18 cm bis 18 × 24 cm eingesandt werden.
- 5) digitale Bilder im Tiff-Format auf CD mit 300 DPI für die Größe von circa 20 × 30 cm eingesandt werden.

Die Fotos sollen möglichst Querformat haben. Die Teilnehmer müssen über die uneingeschränkten Veröffentlichungsrechte verfügen. Alles Bildmaterial bleibt Eigentum der Fotografen und wird nach Fertigstellung zurückgesandt.

Alle Bilder müssen mit dem Namen und Anschrift des Fotografen sowie der Nennung des abgebildeten Objektes versehen sein. Diese Angaben erscheinen jeweils zur Abbildung beziehungsweise im Anhang. Alle Bilder werden sorgsamst behandelt, jedoch kann für Beschädigung und Verlust von der Arbeitsgemeinschaft kein Schadensersatz geleistet werden. Einsendeschluss ist der 17. Februar 2004.

Einsendeadresse

Karl Deckart, Nürnberger Str. 55, D-90542 Eckental

Konto

Die Überweisungen sind über folgendes Konto abzuwickeln:

Karl Deckart, Konto-Nummer 7123777, Verwendung: Mikroskopie, SPK Erlangen, BLZ 76350000.

Der gesamte Seitenpreis ist mit der Zusendung der Fotos zu entrichten. Bei Zahlungseingang erfolgt eine entsprechende Teilnahmebestätigung.

Anfragen

Anfragen richten Sie bitte an info@mikromakro.de oder direkt an die Mitglieder der Arbeitsgemeinschaft:

Dipl.-Ing. Karl E. Deckart, Nürnberger Str. 55, D-90542 Eckental, Tel.: 091 26/78 65, Fax: 091 26/49 93, e-mail: karl@deckart.de

Prof. Dr. Werner Nachtigall, Höhenweg 169, D-66133 Saarbrücken-Scheidt, Tel.: 06 81/89 71 73 oder 06 81/302 24 11, Fax: 06 81/302 66 51, e-mail: w.nachtigall@mx.uni-saarland.de

Dr. Hans-Georg Kapitza, Schwarzschildstr. 1, D-73447 Oberkochen, Tel.: 073 64/64 01 oder 01 70/538 65 00, Fax: 073 64/91 90 05, e-mail: hannes@kapitza.de

Dr. Bruno P. Kremer, Universität zu Köln, Institut für Biologie/Didaktik Gronewaldstr. 2, D-50931 Köln, Tel.: 02 21/47 06 57, e-mail: brunokremer@uni-koeln.de

Wolfgang Blaudszun, In der Reuth 126b, D-91056 Erlangen, Tel.: 091 31/411 50, Fax: 091 31/484 57

Weitere Informationen sind folgender Homepage zu entnehmen: www.mikromakro.de/mikroskopie

Rettet die Baikalrobbe!



Living Lakes: Eine Zukunft für die Seen der Welt.

Helfen Sie mit! Fordern Sie unsere Informationen an.



Global Nature Fund

Global Nature Fund
Güttinger Str. 19
78315 Radolfzell

Korrektur von Helligkeitsgradienten

Norbert Lange

Besonders bei Mikroskopikern, die selbst gebastelte Geräteteile in den optischen Strahlengang bringen, kann es dadurch zu ungleichmäßiger Ausleuchtung kommen. Auch bei selbst gebauten Blitzeinrichtungen kann man auf dieses Problem stoßen. Abhilfe schafft hier ein kleines Freeware Programm, mit dem auch ältere Aufnahmen digital verbessert werden können.

Unter <http://microscopy.fsu.edu/software/backgroundsubtraction/background.exe> findet man ein Programm mit dem langen Namen *Molecular Expressions Background Subtraction Toolkit* zur Hintergrundkorrektur. Damit ist es möglich, ungleichmäßige Ausleuchtung und Farbstiche im Hintergrund zu korrigieren. Solch eine ungleichmäßige Ausleuchtung kann zustande kommen, wenn der Strahlengang nicht korrekt justiert ist, oder wenn optisches Zubehör nachträglich in den Strahlengang gebracht wird und nicht exakt abgestimmt ist.

Bedienung und Möglichkeiten des Bildkorrekturprogramms

Das Javaprogramm ist nur 900 KB groß und anfangs etwas ungewohnt in der Bedienung, an die man sich aber durchaus schnell gewöhnen kann. Es werden Bilder im PSD, JPG, BMP,

PCX, TGA, PNG und PICT Format verarbeitet. Gespeichert wird wahlweise in einem der aufgeführten Formate. Im Originalbild auf der linken Seite sind acht Punkte zu erkennen, deren Anzahl sich mittels der Pfeile links und rechts von der Anzeige oder direkter Eingabe zwischen 6 und 16 einstellen lässt. Beim Start des Programmes werden standardmäßig acht Punkte dargestellt, nämlich in den vier Ecken und jeweils auf der Mitte dazwischen (Abb. 1 und 2). Wird eine höhere Zahl an Punkten ausgewählt, werden diese übereinander in der Mitte des Bildes dargestellt und können von dort aus beliebig verschoben werden. Mittels des Kontrollpunktegrößen-Schiebers lässt sich die Größe der Kontrollpunkte in Pixeln zwischen 3×3 (9 Punkte) und 9×9 (81 Punkte) einstellen. Diese Punkte werden überall dort positioniert, wo sich die ungleichmäßige Ausleuchtung zeigt, beziehungsweise an Punkten, wo sich Helligkeitsfluktuationen zeigen. Größere Kontrollpunkte

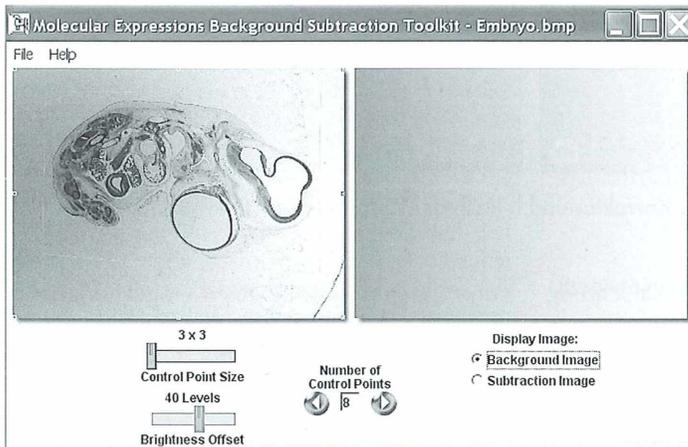


Abb. 1: Das Programm *Molecular Expressions Background Subtraction Toolkit*, links das Originalbild eines menschlichen Embryos und rechts der Hintergrund des Bildes.

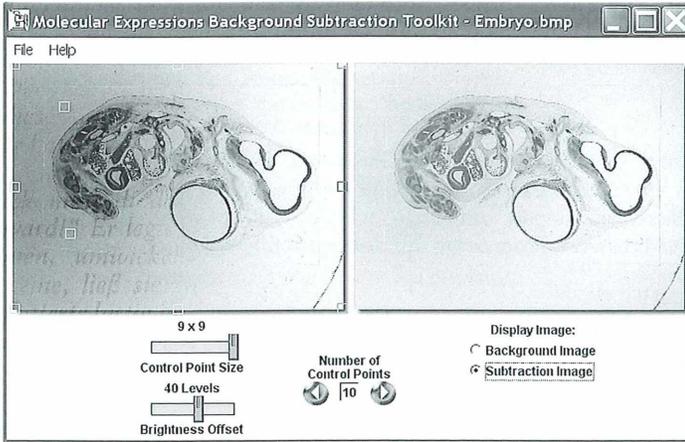


Abb. 2: Die rechte Abbildung des menschlichen Embryos zeigt nun nicht mehr den Hintergrund, sondern das aus der Subtraktion resultierende Bild.

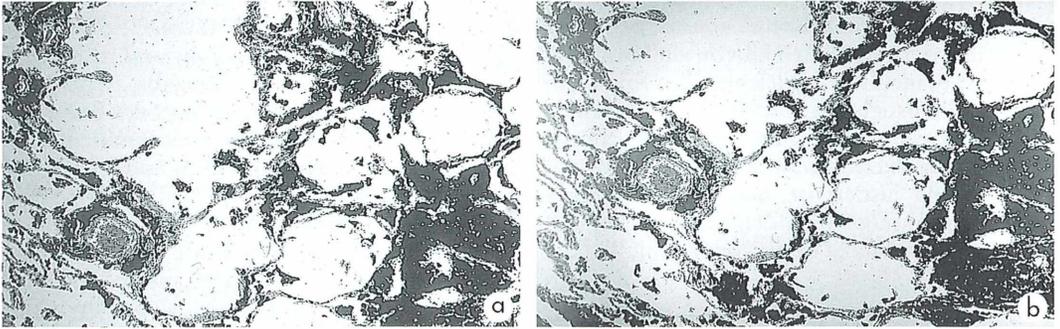


Abb. 3: Anthracose der Lunge; a vor der Korrektur und b nach der Korrektur des Hintergrundes.

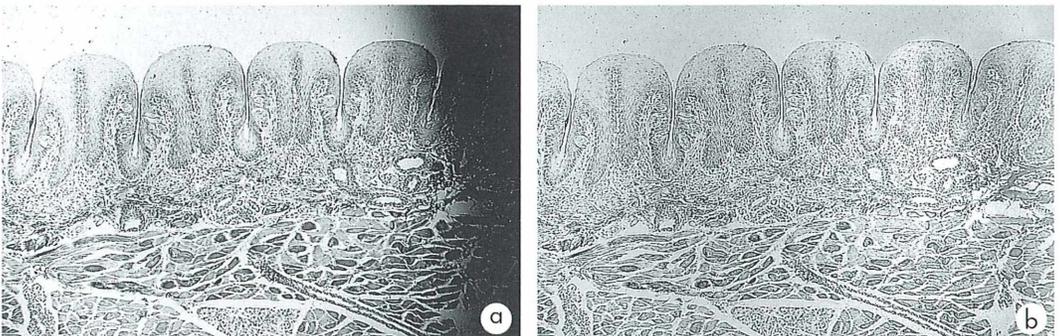


Abb. 4: Regenwurm längs; a vor der Korrektur und b nach der Korrektur des Hintergrundes.

können zu einer gleichmäßigeren Ausleuchtung führen. Mehr Kontrollpunkte erlauben eine genauere Helligkeitsverteilung. Kontrollpunkte, die in einem hellen Bereich liegen, erzeugen einen dunklen Hintergrund und Punkte im dunklen Bereich einen hellen Hintergrund. Die

Kontrollpunkte sollten einen möglichst großen Teil unterschiedlicher Hintergrundregionen erfassen, aber natürlich nicht auf dem Objekt selbst liegen. Das Ergebnis kann man sich ansehen, wenn man unter der Einstellung *Bild ansehen* von *Hintergrundbild* zu *Subtraktion Bild*

wechselt. Als letztes kann man die Helligkeits-einstellung über den unteren Schieberegler einstellen und anschließend das Bild speichern. Obwohl das Bild nur in maximal 320×240 Bildpunkten angezeigt werden kann, wird es in der vollen Auflösung wieder abgespeichert.

Die Ausgangsbilder in Abbildung 1 links, 2 links, 3a und 4a weisen eine ungleichmäßige Ausleuchtung auf. Die korrigierten Abbildungen 2 rechts, 3b und 4b lassen von diesen Fehlern nur noch wenig erkennen.

Unter <http://microscopy.fsu.edu/primer/digital-imaging/index.html> findet man übrigens eine hervorragende Seite zur Mikroskopie. Neben vielen interessanten Informationen gibt es hier auch eine Menge Tutorials. Man kann dort ein virtuelles Mikroskop testen und verschiedene Experimente durchführen.

Literaturhinweise

- Günther, G.: Hardware und Software für Mikroskopiker – Die Adaption der NIKON Coolpix 990 und die Anwendung aktueller Programme zur Bildbearbeitung. *Mikrokosmos* 91, 231–239 (2002).
- Hauck, A.: Digitalisieren von Dia- und Negativmaterial mit einem Filmscanner – Der hybride Weg. *Mikrokosmos* 91, 369–376 (2002).
- Lange, N.: Bildverarbeitung in der Mikroskopie. *Mikrokosmos* 92, 79–82 (2003).
- Lange, N.: Bildverarbeitung in der Mikroskopie – Teil 2. *Mikrokosmos* 92, 199–206 (2003).
- Lange, N.: Mikroporanamen. *Mikrokosmos* 92, 133–137 (2003).
- Lange, N.: Verarbeitung von Fokusebenenstapeln in der Mikroskopie. *Mikrokosmos* 92, 305–310 (2003).

Verfasser: Dr. Norbert Lange, Idsteiner Str. 36, D-57074 Siegen, e-mail: norbert.lange@gwu.net

Kurze Mitteilung

Wellenmuster

Das Wechselspiel zwischen Ordnung und Unordnung spielt für die Strukturbildung bei lebenden Organismen eine wichtige Rolle. Das konnten Dresdner Physiker zusammen mit Mathematikern am Max-Planck-Institut für Mathematik in den Naturwissenschaften jetzt zeigen. Sie arbeiteten mit dem Bakterium *Myxococcus xantus*. Dieses Myxobakterium bildet in nahrungsarmer Umgebung Fruchtkörper aus; diese können lange Hungerzeiten überleben. Voraus geht der Fruchtkörperbildung das Zusammenziehen der Bakterienkolonie in Wellen von wandernden Zellen, die mikroskopisch gut zu beobachten sind. Die „Täler“ des regelmäßigen Wellenmusters enthalten nur wenige Bakterien, hingegen die „Berge“ sehr viele Bakterien. Die Ursache für dieses charakteristische Muster liegt offensichtlich in der Wechselwirkung zwischen den Zellen: Die stäbchenförmigen Bakterienzellen bewegen sich in Richtung ihrer Längsachse, bis sie an eine andere Bakterienzelle anstoßen. Beim Kontakt tauschen die beiden Zellen an der Oberfläche befindliche Eiweißmoleküle, die C-Faktoren, aus. Diese bringen die Zellen dazu, ihre Bewegungsrichtung um 180 Grad

zu verändern, also rückwärts zu schwimmen. Das Wellenmuster der Bakterienkolonie kann mit Hilfe eines zweiten Faktors erklärt werden: Nach dem Zusammenstoß ist die Zelle für eine bestimmte Zeit (einige Minuten) unfähig, einen neuen C-Faktor aufzunehmen, also gewissermaßen immun geworden. Das hat zur Folge, dass die Zelle statt wiederum umzukehren, sich eine gewisse Zeit lang in der gleichen Richtung bewegt. Im mathematischen Modell kann man nun zeigen, dass als Folge der simulierten C-Faktor-Immunität ein Rippelmuster entsteht, das überraschende Ähnlichkeit mit dem Muster der wirklichen Kolonie der Myxobakterien hat. Das Beispiel zeigt, wie man mit Hilfe mathematischer Modelle Einblick in die Strukturbildung lebender Systeme bekommen kann.

Literaturhinweis

- Wengenmayr, R.: Wie Zellen Wellen schlagen. *Wissenschaftsmagazin Max-Planck Forschung* 1, 48–52 (2003).

H. F. Linskens, Nijmegen

Schneekristalle direkt fotografiert

Erhard Mathias

Die Absicht, Schneeflocken zu mikroskopieren und fotografisch festzuhalten, führte mich zunächst zu den bekannten Verfahren des Lackabdruckes. Leider waren die Ergebnisse in Bezug auf die Feinstrukturen des Abdruckes und die Möglichkeiten der Kontrastierung nicht zufrieden stellend. So reifte der Entschluss, Schneekristalle direkt zu beobachten und zu fotografieren.

Keine Schneeflocke gleicht genau der anderen, obwohl deren sternförmige Kristalle eine sechseckige Grundform aufweisen. Ihre Formenvielfalt zu dokumentieren hat von jeher Naturforscher fasziniert. Berühmt sind die mehrere tausend Mikroaufnahmen von W. A. Bentley und W. G. Humphries (1931). Doch wie geht man vor, um die schon beim Hauch des Atems vergängliche Pracht zu erhalten?

Tiefgekühlte Geräte

Geräte wie Mikroskop und Fotokamera sowie Objektträger müssen der Außentemperatur angepasst werden, damit eine Erwärmung und dadurch ein Schmelzen der Kristalle verhindert wird. Zu diesem Zweck nahm ich anfangs eine Plastiktüte zum Abdecken, später einen kleinen Gerätekoffer. In diesem wurden die benötigten Materialien über Nacht unter dem Hausdach aufbewahrt. Werden die Geräte nach getätigten Aufnahmen wieder in das warme Haus gebracht, so müssen sie in der Plastiktüte oder in dem Koffer zur Wärmeanpassung verbleiben, um die Bildung von Kondenswasser zu vermeiden.

Für die Schneemikroskopie wurde ein älteres Phywe-Mikroskop ausgewählt. Um Schneeflocken ungestört längere Zeit beobachten zu können, wurde die Wärme produzierende Beleuchtung mittels Glühlampe durch eine weiße Leuchtdiode ersetzt (z. B. Göke, 2000).

Wegen der extrem leichten Aufnahmetechnik und der sofortigen Verfügbarkeit der Bilder wurde eine Kleindigitalkamera der Marke Kyocera S4 eingesetzt. Natürlich eignen sich auch

die meisten anderen kleinen Digitalkameras. Damit keine Vignettierungen des Bildes entstehen, sollte die Eintrittspupille der Kamera nicht größer als die Austrittsöffnung des Mikroskopokulars sein. Im mittleren optischen Zoombereich entspricht eine solche Kamera der Brennweite des menschlichen Auges (17 mm). Deshalb kann ohne kostenaufwändiges Zubehör und ohne Zeitverlust – bedingt durch das Auswechseln von Okular gegen Kamera mit Adapter – direkt auf das Mikroskopokular gehalten und fotografiert werden. Der Autofokus der Kamera stellt die Bildschärfe ein. So ist ein äußerst schneller Wechsel zwischen Beobachtung und Aufnahme möglich.

Die Aufnahmetechnik

Bei Schneefall wurden gekühlte Objektträger auf einer Unterlage ausgelegt, bis sich einige Schneeflocken darauf abgesetzt hatten. Zur mikroskopischen Beobachtung wurde das Objektiv 3,5× – und bei sehr kleinen Kristallen das Objektiv 10× – gewählt. Im Durchlicht-Hellfeld ist der Bildeindruck nicht besonders attraktiv (Abb. 1). Der Filterhalter des Phywe-Mikroskops hat einen sehr breiten Rand. Schwenkt man den Filterhalter etwas seitlich weg, so erhält man schiefe Beleuchtung und bei weiterem Schwenken sogar Dunkelfeld. Der Rahmen des Filterhalters wirkt dabei wie die von Kreuzt (1995) modifizierte schiefe Beleuchtung. Bei einigen Kristallen habe ich auch den Dunkelfeld-Keil (1997) mit ähnlichen Ergebnissen eingesetzt. Im Dunkelfeld (Abb. 2) sehen die Kristalle den Aufnahmen von Bentley ähnlich. Zwar wird der Eindruck „schneeweiß“

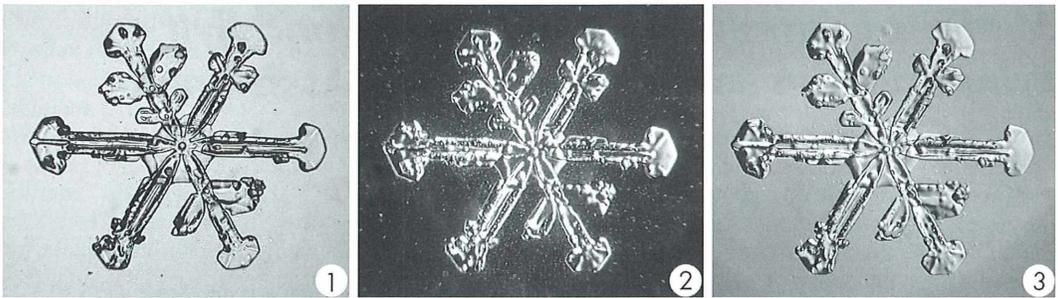


Abb. 1: Schneekristall im Durchlicht, Hellfeld. Details kommen zwar zur Geltung, jedoch fehlt der Bildkontrast. – **Abb. 2:** Schneekristall im Dunkelfeld. Reizvoller Bildkontrast, der jedoch die Details überstrahlt. – **Abb. 3:** Schneekristall bei schiefer Beleuchtung. Attraktive Kontrastwirkung mit plastischer Ausleuchtung der Feinstrukturen. Vergr. Abb 1–3: 30 fach.

bildhaft, jedoch fehlen die zarten Helligkeitsabstufungen, welche die Details der Kristalle hervorheben. Letzteres ist nur bei schiefer Beleuchtung möglich (Abb. 3). Zur Abschirmung des möglicherweise auf die Kristalle gerichteten Atem wurde über die Nase locker ein Tuch gebunden, welches den Atemstrom zerstreuen sollte.

Schneekristalle sind hexagonal kristallisiert und optisch schwach anisotrop. Schnell kristallisierte oder schmelzende Kristalle oder Raufkristalle zeigen sich vermutlich infolge innerer Spannungen gelegentlich stark anisotrop. In polarisiertem Licht leuchten sie dann gelegentlich in bunten Farben auf.

Literaturhinweise

- Bentley, W. A., Humphries, W. J.: Snow Crystals. Columbia, New York 1931.
 Drews, B., Eichel, J.: Der Dunkelfeld-Keil: Eine Kombination aus schiefer Beleuchtung und Dunkelfeld. Mikrokosmos 86, 329–332 (1997).
 Göke, G.: Leuchtdioden (LEDs) als Lichtquellen für die Mikroskopie. Mikrokosmos 89, 33–37 (2000).
 Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franckh-Kosmos-Verlag, Stuttgart 2002.
 Kreutz, M.: Eine modifizierte schiefe Beleuchtung. Mikrokosmos 84, 197–199 (1995).
 Wolfrum, Ch., Haywood, R.: Unter dem Mikroskop. Ravensburger Buchverlag, Ravensburg 1995.

Verfasser: Erhard Mathias, Stämmesäckestraße 19, D-72762 Reutlingen, e-mail: mathias@schwaben.de

Nachricht

Neuauflage der Mikrofibel

Wir möchten unsere Leser auf die seit längerem angekündigte Neuauflage der Mikrofibel von Herrn Klaus Henkel hinweisen. Den Link auf die Download-Seite finden Sie im Kasten Verschiedenes auf der Homepage der Mikrobiologischen Vereinigung München (MVM) unter <http://www.mikroskopie-muenchen.de>. Der Schwerpunkt der Verbesserungen und Ergänzungen der Neuauflage liegt auch dieses Mal noch im eher technischen Bereich. Sie betreffen vor allem die Grundlagen der Beleuchtungsoptik des Mikroskops (Blenden, Luken, Pupillen, Köhler'sche Beleuchtung),

Ausführungen zum Kondensator, die sehr ausführliche Anleitung zur korrekten Einstellung der Köhler'schen Beleuchtung, ergänzende Ausführungen zu Objektträgern und Deckgläsern sowie eine exakte Anleitung zum Aufkleben von Hand- und Mikrotomschnitten. Selbstverständlich fehlen auch nicht die üblichen Schönheitskorrekturen sowie kurze oder ausführliche Ergänzungen in etlichen Kapiteln. Nähere Angaben darüber stehen im Änderungsanzeiger (Link auf der Download-Seite).

Redaktion MIKROSMOS

Mit Fritz Oltmanns auf Helgoland und Sylt – Erinnerungen seines ehemaligen Assistenten Fritz Overbeck

Erich Lühje

Mit einem prallen Rucksack auf dem Rücken, den Mikroskopkasten vor der Brust und schweren Koffern links und rechts kletterte ich Anfang Mai 1922 in einen Vierte-Klasse-Wagen nach Freiburg. Die bauliche Großartigkeit des Freiburger Botanischen Instituts machte auf den von Heidelberg Kommenden einen überwältigenden Eindruck. So erinnert sich Fritz Overbeck an den Beginn seiner Assistentenzeit bei Friedrich Oltmanns.

Auch das Arbeitszimmer, das ich als frisch gebackener Assistent erhielt, dünkte mich ungemein nobel, was allerdings nicht daran hinderte, daß sein Bewohner vom Geheimrat Oltmanns als ganz, ganz kleiner Mann behandelt wurde, – was er ja schließlich auch war. Denn das war Oltmanns Prinzip, dem Neuen zunächst einmal zu zeigen, daß er noch gar nichts könne und wisse. Bemühte man sich mit Hingabe um den Anfängerkurs, so konnte Oltmanns mit den Worten in die Tür treten: „Na, was verzapft denn der Doktor für Irrlehren!“ – Oder er rief von einem Ende des Saales mit 30 Praktikanten, während der Assistent am anderen Ende stand: „Doktor! Sehen Sie denn nicht, daß dieser Mann einen Wassertropfen an der Fontlinse hat?“

Prof. Dr. Friedrich Oltmanns, eine besondere Persönlichkeit

Oltmanns, aus Oberndorf an der Oste in den Elbmarschen stammend, sah aus wie ein Segelschiffkapitän, der schon mehrfach Kap Horn umrundet hat, und wirklich verstand er auch allerlei von der Seefahrt. Aus ziemlich grobem Holz geschnitzt, war er leicht und unberechenbar aufbrausend und ein absoluter Autokrat, freilich auch mit einem gehörigen Quantum Humor begabt.

In der Eingangshalle des Freiburger Instituts befanden sich drei nebeneinander liegende Türen. Auf der einen stand das Wort „Damen“, auf der zweiten „Herren“, und auf der dritten, nur mit einem besonderen Schlüssel zu öffnenden, stand gar nichts. Doch las man auf dieser Tür eines Tages, von unbekannter Studentenhand mit Kreide aufgemalt, das Wort „Herr“! Unmöglich, sich einen solchen Streich im Heidelberger Institut vorzustellen! – aber bezeichnend für das Regiment von Oltmanns, zumal, wenn ich noch erwähne, daß besagter Schlüssel zur Tür Nr. 3 auch dem Extraordinarius für Forstbotanik angeboten wurde, nachdem dieser zum persönlichen Ordinarius ernannt worden war!

Wer keinen Humor hatte, war als Assistent bei Oltmanns ziemlich verloren, und dafür gibt es wahrhaft tragische Beispiele, denn er war lange Jahre hindurch einer der einflußreichsten Drahtzieher bei fast allen botanischen Berufungen. Ich selber hatte zwei Jahre bei ihm leidlich überstanden und habe manches gelernt, wie man es machen und wie man es besser nicht machen sollte. – Bei alle dem war Oltmanns, der alte Junggeselle, für seine Studenten von jovial-väterlicher Fürsorge und nannte sich ihnen gegenüber gern „Vadder“.

Histörchen und Anekdoten

Mit Histörchen und Anekdoten um das vielfarbige Original Oltmanns könnte man ein ganzes

Buch füllen. Schade, daß es nie geschrieben worden ist. – Immerhin kann ich mir nicht versagen, von einer der köstlichen Exkursionen zu erzählen. Als berühmter Algenforscher, – sein großes Algenwerk erschien während meiner Freiburger Zeit gerade in zweiter dreibändiger Auflage (Abb. 1), – pflegte Oltmanns von Zeit zu Zeit Algenkurse an der Biologischen Anstalt auf Helgoland abzuhalten, so auch im Sommer 1922, als ich die „Ehre“ hatte, als Rechnungsführer mitwirken zu dürfen.

Die Zulassung zu diesem von einer vorherigen und einer nachherigen Exkursion in Norddeutschland eingerahmten Algenkursus erfolgte natürlich nach strenger Auswahl unter den Studierenden. Eine nette, muntere Studentin, deren Teilnahme zunächst noch unsicher war, erhielt endlich die beglückende Postkarte: „Maidli, – du derfscht! – Vadder“. – Dasselbe naive Schwarzwaldmädel kam dann kurz vor Reisebeginn in einiger Aufregung zum „Vadder“ gelaufen: „Herr Geheimrat, – der Doktor (das war ich) hat uns erzählt, wir sollen in Cuxhaven auf einem Feuerschiff übernachten! Was ist denn das?“ – „Dumme Deern“, sagte Oltmanns, – „so gut wie das Wasserschiffe und Luftschiffe gibt, gibt es auch Feuerschiffe!“

Die ersten beiden Tage der Exkursion hatte uns Oltmanns in Oberndorf an der Oste, in seinem Heimatdorf untergebracht, wo sein Vater der Apotheker gewesen war. Man kann sich aus-

malen, was es in jener Inflations- und Hungerzeit für Studenten bedeutete, auf die verschiedenen behäbigen großen Bauernhöfe von Oltmanns Jugendgespielen verteilt zu werden: Begeisternde Fettleibe!

Am ersten Morgen war Appell am Schiffslöschplatz des Osteufers: Oltmanns, mit Schiffermütze, blauer Jacke und schwarz-weiß kariertes Kniehose steht erhöht auf einem eisernen Poller und predigt über die Auswirkung von Ebbe und Flut, Schlickabsatz usw. im Elbmarschgebiet. Wir, einige 20 Männlein und Weiblein, stehen im Halbkreis um ihn herum. Da kommt der alte Briefträger des Ortes daher, bleibt stehen und bestaunt den von seinem Postament herab dozierenden Mann: „Segg mol, bist du nicht Fritz Oltmanns?“ – „Och, min ollen Post-Heinrich, – bist du dat!“ ruft der Geheimrat vom Poller springend. Und in den Armen liegen sich beide. – „Segg mol, Fritz, sind dat all dien Jungens und Deerns?“ – „Jo, dat sind all mien!“ – „Mensch, Fritz, – du bist aber’n Düchtigen!“

Auf nach Helgoland...

(...) Am nächsten Morgen: Abfahrt mit dem Dampfer nach Helgoland. – Ab Cuxhaven pflegte das von Hamburg kommende Schiff die Helgoländer Flagge zu setzen. Zusammengefaltet und mit einer Leine in bestimmter Weise

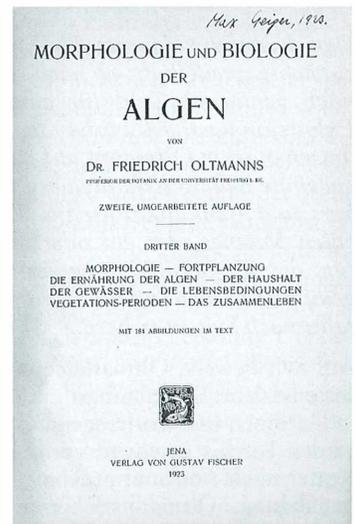
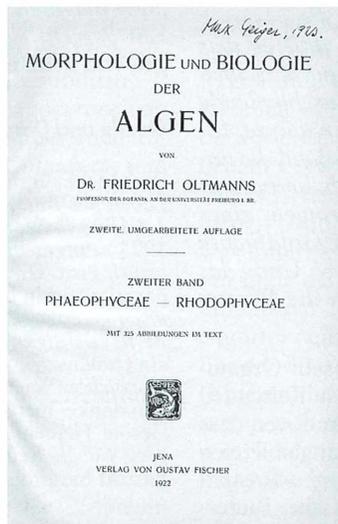
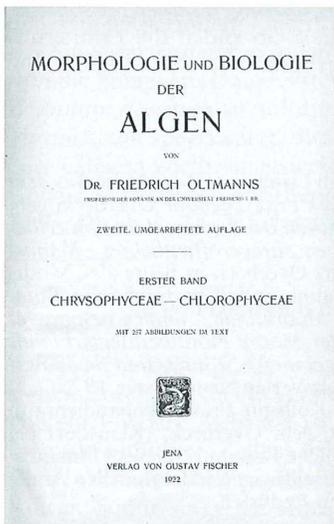


Abb. 1: Die Titelseiten des dreibändigen Algenwerkes von Oltmanns.

umwunden wird sie am Mast empor gebißt. Erst wenn sie oben ist, kommt sie durch einen kräftigen Ruck an der Leine zur Entfaltung. – Der Schiffsjunge oder junge Matrose, dem diese Aufgabe oblag, kam damit nicht zurande, er hatte Pech, – Die Flagge entfaltete sich nicht, – Oltmanns griff ein: „Komm her, mein Jung, ick mutt di dat woll wiesen, wie dat makt ward!“ Er legte die Flagge von neuem zusammen, unwickelte sie kunstgerecht mit der Leine, ließ sie emporsteigen, und ruck, – sie flatterte lustig im Winde! – Hohe Bewunderung seitens der Studenten!

Helgoland, Algenkurs. – An der Falm auf dem Oberland stand ein Haus mit der Tafel: „Hier wohnte Moltke“. Eines Tages prangte darüber ein Schild mit einem anderen berühmten Namen: „Hier wohnt Oltmanns“. Wer das verbrochen hatte, weiß ich nicht.

Noctiluca miliaris heißt ein Erreger des Meeresleuchtens. Während unseres Kursus kam einer der Teilnehmer, – es war der Professor Gassner aus Braunschweig, – aufgeregt in den Kursaal: „Meine Herren, auf dem Locus ist Meeresleuchten!“ – Kopf an Kopf drängte man sich nun ins Kabinett hinein, und in der Tat, – zog man an der Kette, so strahlte das Becken in mildem Glanze, denn die Spülung wurde mit Seewasser betätigt. Der erstaunliche kleine Flagellat Noctiluca aber wurde umgetauft in Noctilocus Gassneri.

... und weiter nach Sylt

Der Algenkurs dauerte 11 Tage, und es war zunächst zweifelhaft, ob nach Ablauf derselben noch genügend Geld für eine anschließende Exkursion nach Sylt vorhanden sein würde. Indessen machte Oltmanns auf Helgoland die angenehme Bekanntschaft eines Liebhaberbotanikers und Bankdirektors aus Thüringen, eines edlen Mannes, der ein oder zwei Goldfische für die Exkursion spendierte, – Und das genügte in jener Inflationszeit, um die Weiterfahrt nach Sylt zu sichern.

Auf Sylt beweist Oltmanns erneut sein Organisationstalent: Er vereinbart mit einem Reisenden in Gardinen und Vorhängen aus Hannover, dass er den Kursus in einem von ihm angemieteten Kutter nach Amrum mitnehme – gegen Kostenbeteiligung. Oltmanns übernimmt die Ruderinne, der Schiffer überlässt ihm das Kommando. Aber anstatt wie vereinbart Amrum-

Norrdorf anzusteuern, fährt Oltmanns an der Insel vorbei und nimmt Kurs auf die Hallig Langeneß, um schließlich nach einer wundervollen Wattenmeerodyssee in Wik auf Föhr zu landen. Der Reisende protestiert – aber Oltmanns entgegnet ihm lachend: *Was wollen Sie machen – Sie sind einer gegen zweiundzwanzig!* Immerhin revanchiert sich der geprellte Geschäftspartner damit, dass er vor Bezahlung seines Anteils verschwindet. Oltmanns gebietet seinem Assistenten Overbeck: *Schreiben Sie ihm sofort, er solle zahlen – ich habe seine Adresse!* Und tatsächlich, der Reisende beweist auch Humor und schickt das Geld – mit einem Gruß an den drolligen Herrn Geheimrat. Wert war es sowieso nichts mehr in der Schwindsucht der Inflation.

Späte Erinnerungen

Es fällt mir schwer, hier der Verlockung zu widerstehen, mehr von Oltmannschen Exkursionen zu erzählen, doch mögen die bunten Episoden der Helgoland- und Sylt-Reise immerhin dartun, welche originelle und in ihrer Art wohl einzigartige Figur unter den deutschen Botanikern unser „Vadder“ gewesen ist.

Er ist 1945 im 86. Lebensjahr gestorben. Obgleich ich selber leidlich mit ihm ausgekommen bin, habe ich durchaus nicht immer freundlich an ihn gedacht. Als aber nach seinem Tode auf einem Kongreß der Deutschen Botanischen Gesellschaft in Freiburg der Bedeutung von Oltmanns gedacht wurde, war ich doch erschrocken und betrübt darüber, wie wenig diese mageren Ausführungen seiner Persönlichkeit gerecht wurden. So enden die Erinnerungen von Fritz Overbeck.

Quelle und Dank

Die Quelle für diesen Erinnerungsbericht ist *Aus dem Leben des Botanikers Fritz Theodor Overbeck, geb. 2.8.1898 in Worpswede bei Bremen, von ihm selber 1975 aufgeschrieben (unveröffentlichtes Manuskript)*. Prof. Dr. Fritz Overbeck ist heute als „Moorpapst“ weithin bekannt, vor allem durch seine *Botanisch-geologische Moorkunde, unter besonderer Berücksichtigung der Moore Nordwestdeutschlands als Quellen zur Vegetations-, Klima- und Siedlungsgeschichte* (Wachholz Verlag Neumünster, 1975).

Ich danke meiner Kollegin Frau Oberstudienrätin Gesine Heidemann, geb. Overbeck, (Klausdorf bei Kiel) für die freundliche Erlaubnis, dieses Oltmanns-Porträt hier (mit geringfügigen redaktionellen Änderungen) wiedergeben zu dürfen.

Verfasser: Dr. Erich Lühje, Kruppallee 13, D-24146 Kiel

Aus einer Zelle von *Didinium nasutum* können durch Querteilung beliebig viele Zellen entstehen – Eine Studie über die Morphogenese dieses Ciliaten

Juliane Tröger

***Didinium nasutum* ist ein interessantes Studienobjekt, welches seit langem wegen seiner räuberischen Aktivitäten an *Paramecium* großes Aufsehen erregt. Zu Morphologie und Ablauf der Morphogenese des Ciliaten ist schon einiges bekannt, es bleiben aber noch viele Fragen offen, die es zu beantworten gilt.**

Zahlreiche Studien berichten über den räuberischen *Paramecium*-Fresser *Didinium nasutum*, welcher allerdings mehr und mehr in Vergessenheit gerät. *Didinium nasutum* ist ein freilebender Ciliat und kommt pelagisch oder benthisch in allen Gewässertypen vor, ephemere Habitate eingeschlossen (Foissner et al., 1999). Die Länge des Ciliaten reicht von 80 bis 200 μm , die Breite der Zellen schwankt zwischen 60 und 140 μm (Foissner et al., 1999).

Die Aufnahme von großen Beutezellen kann zum Überleben von *D. nasutum* in Hungerperioden beitragen (Hewett, 1987). Somit können Didinien, die eine größere Beute verschlungen haben, länger ihre Zellteilungen bei eintretenden Hungerperioden weiterführen als andere. Bei längeren Hungerperioden besitzt *D. nasutum* die Fähigkeit, Dauercysten auszubilden.

Didinium nasutum ist auf die Phagocytose von *Paramecium* spezialisiert, nimmt aber auch andere Ciliaten wie beispielsweise *Colpidium* und *Coleps* als Nahrung auf (Berger, 1979 a und b; McGrath et al., 1977; Schwartz, 1965).

Morphologie von *Didinium nasutum*

Aus einer einzigen Zelle von *D. nasutum* entstehen durch asexuelle Vermehrung innerhalb von einer Woche mehr als 100 Zellen. Die Teilungsaktivität der Zellen richtet sich vorwiegend nach den Nahrungsbedingungen in der Kultur. Somit sinkt die Anzahl der Teilungen pro Ciliat mit abnehmender Nahrungszufuhr. Je nach Ernährungszustand des Ciliaten ist der

Körper länglich bis tonnenförmig und weist ein rundes Hinterende auf. Einige Zellen sind groß, oval und durch die mit Nahrungsresten gefüllten Nahrungsvakuolen dunkel angefärbt; andere sind klein, hell und rundlich (Abb. 1a und 2a). Am vorderen Pol der Zelle ist der Oralapparat (Proboscis) lokalisiert, der dem Vorderpol ein kegelförmiges Aussehen verleiht (Abb. 2c). In der Mundregion befinden sich zahlreiche Toxicysten, die dem Beuteerwerb und der Verteidigung des Ciliaten dienen (Lummer, 2002). Der in der Mitte der Zelle angeordnete, hufeisenförmige Makronukleus sowie die am Hinterende der Zelle befindliche kontraktile Vakuole mit ihren Expulsionsporen sind kennzeichnend für *D. nasutum*. Über die 0,7 und 2,1 μm großen Poren kann das vom kontraktilen Vakuolensystem gesammelte Wasser zur Regulation des osmotischen Druckes ausgeschieden werden (Abb. 2d). Ein weiteres wichtiges Merkmal von *Didinium nasutum* sind die beiden Ciliengürtel, die aus jeweils 60–100 Cilien bestehen und der Fortbewegung der Zelle dienen (Abb. 1a und 2b). Der eine Gürtel ist etwas unterhalb des Mundapparates am anterioren Ende der Zelle lokalisiert, der andere ungefähr in der Mitte der Zelle. Unter jedem Ciliengürtel befindet sich eine so genannte Dorsalbürste, die in der Regel aus fünf Cilienreihen (Kineten) besteht (Abb. 2b, e–g). Diese Kineten setzen sich wiederum aus einzelnen, sehr kurzen, keulenförmigen (clavaten) Cilien zusammen, die hintereinander in einer Reihe angeordnet sind. Diese Cilien dienen nicht der Lokomotion der Zelle. Die Funktion dieser Dorsalbürste ist bei *D. nasutum* noch nicht geklärt.

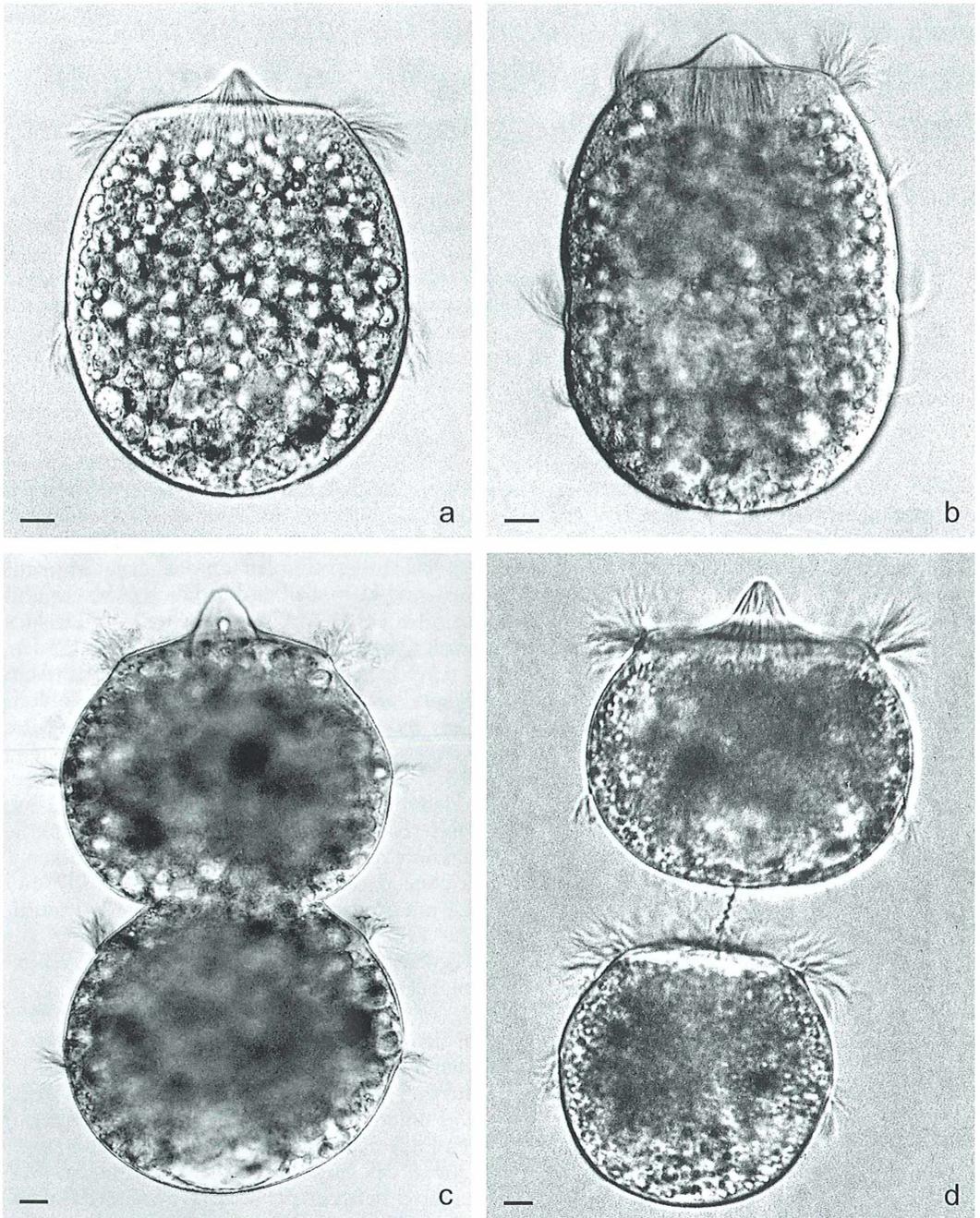


Abb. 1a–d: Morphogenese von *Didinium nasutum* ausgehend von einem Wachstumsstadium bis hin zum Endstadium einer sich teilenden Zelle in lichtmikroskopischer Darstellung. Vergr. 500 \times , Maßbalken 10 μ m.

Morphogenese

Die asexuelle Vermehrung von *D. nasutum* verläuft, wie es für Ciliaten typisch ist, durch Querteilung. Daraus entstehen zwei Tochterzellen, der Proter (vordere = anteriore Zelle), der den elterlichen Mundapparat erbt, und die Opisthe (hintere = posteriore Zelle), deren Proboscis vollständig neu gebildet werden muss.

Die Morphogenese von *D. nasutum* wurde zum ersten Mal 1905 von Thon beschrieben. Er beobachtete die Bildung der neuen Ciliengürtel, die sich jeweils unterhalb der alten Ciliengürtel herausbilden. Zuerst wird der neue anteriore Gürtel in der Mitte der Zelle zwischen vorderem und hinterem Gürtel angelegt. Erst dann folgt die Neubildung des posterioren Gürtels am hinteren Ende der Zelle. Somit wird bei der Teilung der alte hintere Gürtel zum vorderen Gürtel der Opisthe. Der jeweilige hintere Gürtel der Tochterzellen wird neu gebildet (Thon, 1905).

Mit Hilfe der Elektronenmikroskopie wurden 1971 durch Rieder neue Erkenntnisse über die Ultrastruktur von *D. nasutum* in der Interphase und der Teilung gewonnen. Auch in diesen Arbeiten wurde während der Morphogenese eine Vergrößerung und Längsstreckung des Tieres festgestellt sowie die Entstehung zwei neuer Ciliengürtel hinter den ursprünglich Vorhandenen. Hier wird zum ersten Mal von einer Teilungsfurche gesprochen, die den Proter von der Opisthe trennt (Rieder, 1971).

Die jüngsten Untersuchungen zur Morphogenese von *Didinium nasutum* wurden 1972 von Small et al. durchgeführt und bestätigen die Beobachtungen von Thon (1905) und Rieder (1971). Mit Hilfe des Rasterelektronenmikroskops wurde festgestellt, dass während der Querteilung des Ciliaten eine geordnete Entwicklung der Ciliengürtel stattfindet. Zuerst bilden sich vereinzelte Cilien des anterioren Gürtels heraus und kurz nach dessen Initiierung entsteht der neue posteriore Ciliengürtel. Die Bildung der Teilungsfurche erfolgt schon in den frühen Stadien der Teilung, auch wenn die Herausbildung der neuen Ciliengürtel noch nicht beendet ist. Die Zellteilung ist erst vollendet, wenn der Proter sich von der Opisthe trennt (Small et al., 1972). Nach der Teilung in zwei Tochterzellen besitzt jede Zelle bereits einen vollständigen Satz an Zellanlagen. Somit wird das Zellmaterial einer Mutterzelle während der Morphogenese nach einem be-

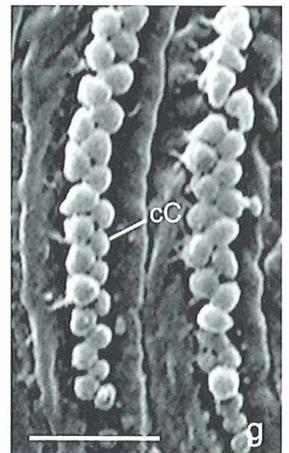
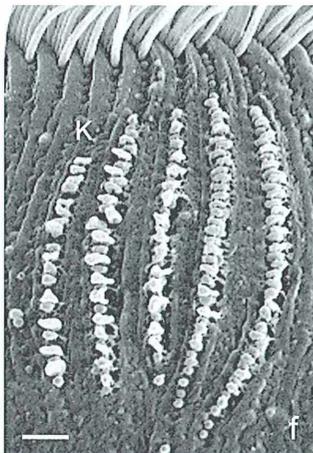
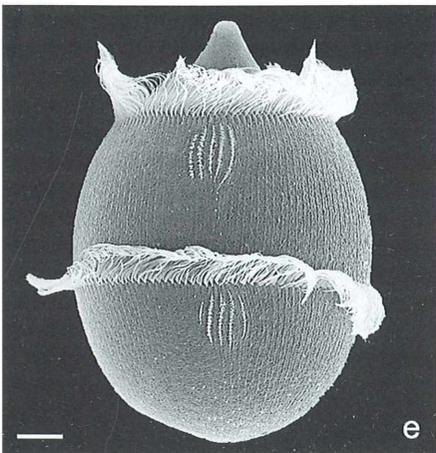
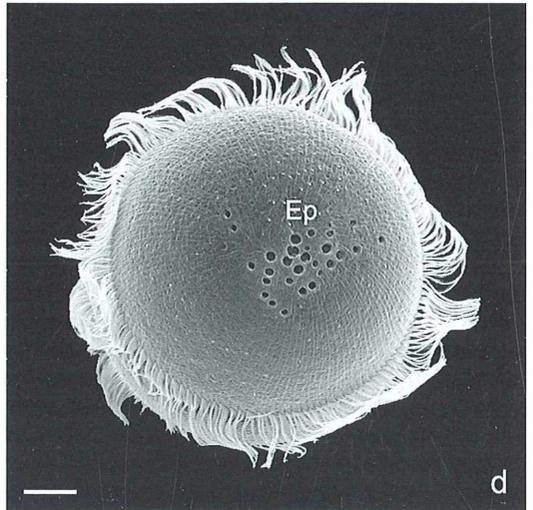
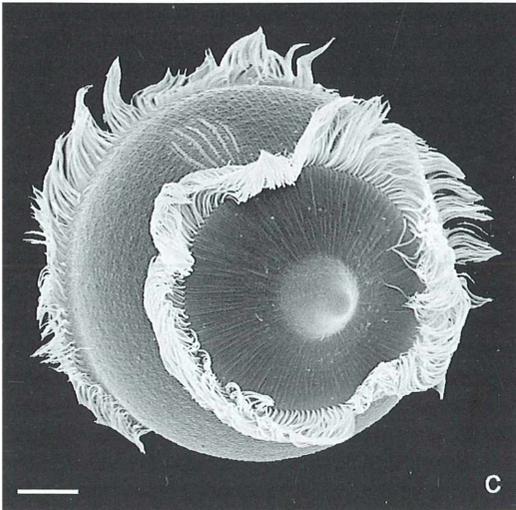
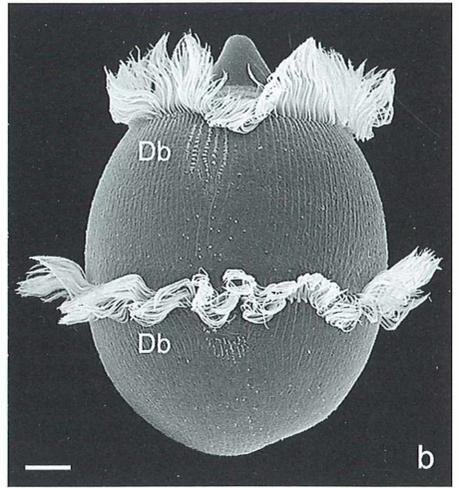
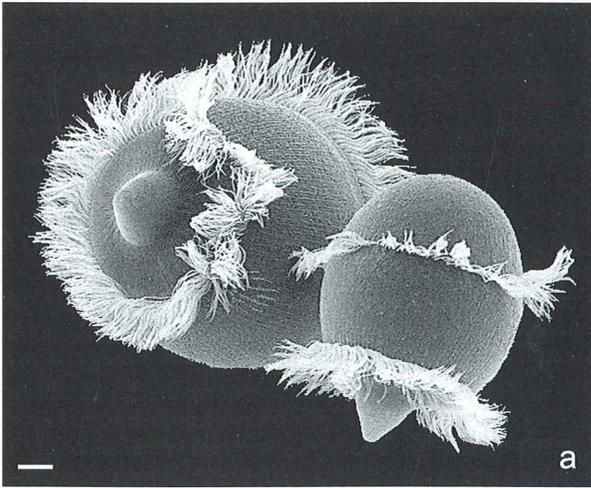
stimmten Schema dupliziert und in den entstehenden Tochterzellen positioniert (Aufderheide et al., 1980; Hausmann und Hülsmann, 1996; Tartar, 1961).

Der Anfang der Morphogenese ist äußerlich zunächst nicht sichtbar (Small et al., 1972). Die ersten Anzeichen einer Teilung sind am besten mit dem Rasterelektronenmikroskop zu erkennen. Sie äußern sich in der Bildung zusätzlicher seitlich angeordneter Expulsionspori, die sich oberhalb des zweiten Ciliengürtels befinden und in einer horizontalen Reihe angeordnet sind (Abb. 3a). Dieses frühe Teilungsstadium weist keine besondere Veränderung der Körperform beziehungsweise -größe auf.

In der ersten Phase einer Teilung entstehen die neuen Ciliengürtel (Abb. 1a–d und Abb. 3a–f). In einem Abstand von 15–20 µm unterhalb der alten Ciliengürtel wachsen zuerst im anterioren Bereich die ersten Cilien des neuen Gürtels heran. Erst dann folgt die Neubildung des posterioren Ciliengürtels. Somit entsteht ein Teilungsstadium mit vier lichtmikroskopisch sichtbaren Ciliengürteln (Abb. 1b). Die Metachronie der Cilienbewegung, die durch die Fixierung der Proben nach Parducz (1967) erhalten bleibt, ist besonders gut in der neu entstehenden Cilienreihe in Abbildung 3 zu erkennen. Mit zunehmender Zelllänge wachsen allmählich die neuen Cilien auf ihre endgültige Länge heran. Die Zelle besitzt in diesem Stadium eine Länge zwischen 96–163 µm und ist somit wesentlich größer als das Fress- und Wachstumsstadium von *Didinium nasutum*.

Zu diesem Zeitpunkt bildet sich langsam eine Teilungsfurche heraus, die den Proter von der Opisthe trennt (Abb. 3e und f, Abb. 4a und b). Sie befindet sich oberhalb des alten posterioren Ciliengürtels und unterhalb der lateralen Expulsionspori (Abb. 4a).

Weiterhin entstehen während der Ciliogenese (Cilienneubildung) zwei neue Dorsalbürsten, die jeweils unter den neu gebildeten Ciliengürteln lokalisiert sind. An dieser Stelle weist der Ciliengürtel eine Lücke auf, an der die Ciliatur noch nicht vollständig ausgebildet ist (Abb. 3e und f). Diese Lücke schließt sich aber spätestens nach der Trennung der beiden Tochterzellen. In diesem Teilungsstadium besitzt die Zelle vier Ciliengürtel, vier Dorsalbürsten und eine Teilungsfurche, durch welche die beiden Tochterzellen immer mehr voneinander abgeschnürt werden. Die Neubildung des Mundapparates der Opisthe wurde bisher noch nicht mit Hilfe der Raster-



elektronenmikroskopie vollständig dokumentiert. In Abbildung 4 a und b sieht man nur einen Teil der neuen Proboscis, der noch mit dem hinteren Ende des Proters verbunden ist. Mit

dem Lichtmikroskop erkennt man bei Lebendbeobachtung wie der Proter ruckartig vor- und zurückschwimmt und versucht, sich von der Tochterzelle zu lösen. Die beiden Zellen werden

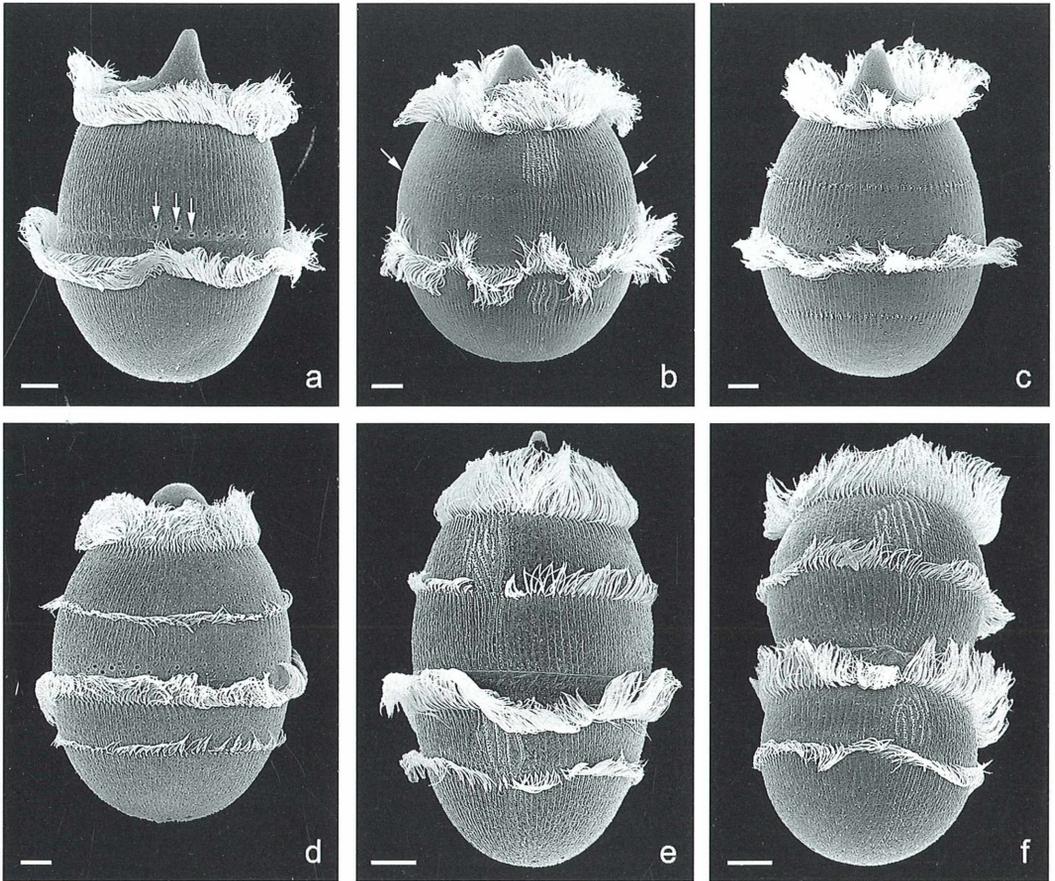


Abb. 3: Morphogenese (REM). a Die lateralen Expulsionsporen (Pfeile) sind die ersten Anzeichen für eine Teilung bei *Didinium nasutum*. Vergr.: 500 \times . b Im anterioren Teil der Zelle bilden sich die ersten Cilien des neuen Ciliengürtels heraus. Die Pfeile markieren die Neubildung des anterioren Ciliengürtels. Vergr.: 400 \times . c und d Die neu heranwachsenden Ciliengürtel liegen in einem Abstand von 15–20 μm jeweils unter dem alten anterioren und posterioren Ciliengürtel. Vergr.: 400 \times . e Die Teilungsfurche liegt oberhalb des alten posterioren Ciliengürtels. Vergr.: 600 \times . f Die Cilien der neu gebildeten Ciliengürtel wachsen auf ihre endgültige Länge heran. Vergr.: 600 \times , Maßbalken 10 μm .

Abb. 2: Morphologie von *Didinium nasutum* in rasterelektronenmikroskopischer Darstellung (REM). a Größenverhältnisse zwischen kleinen und großen Didinien. Vergr.: 450 \times . b Die beiden Ciliengürtel, die Proboscis und die jeweils unter den Ciliengürteln lokalisierten Dorsalbürsten (Db) sind die wesentlichen Merkmale eines Wachstumsstadium. Vergr.: 650 \times . c Anteriorer Pol einer Zelle mit Mundapparat. Vergr.: 800 \times . d Hinterende einer Zelle mit Expulsionsporen (Ep) der kontraktilen Vakuole. Vergr.: 700 \times . e und f Darstellung einer Dorsalbürste bestehend aus fünf Kineten (K). Vergr.: 600 \times . g Jede einzelne Kinete besteht aus zahlreichen clavaten Cilien (cC). Vergr.: 1.800 \times , Maßbalken 10 μm .

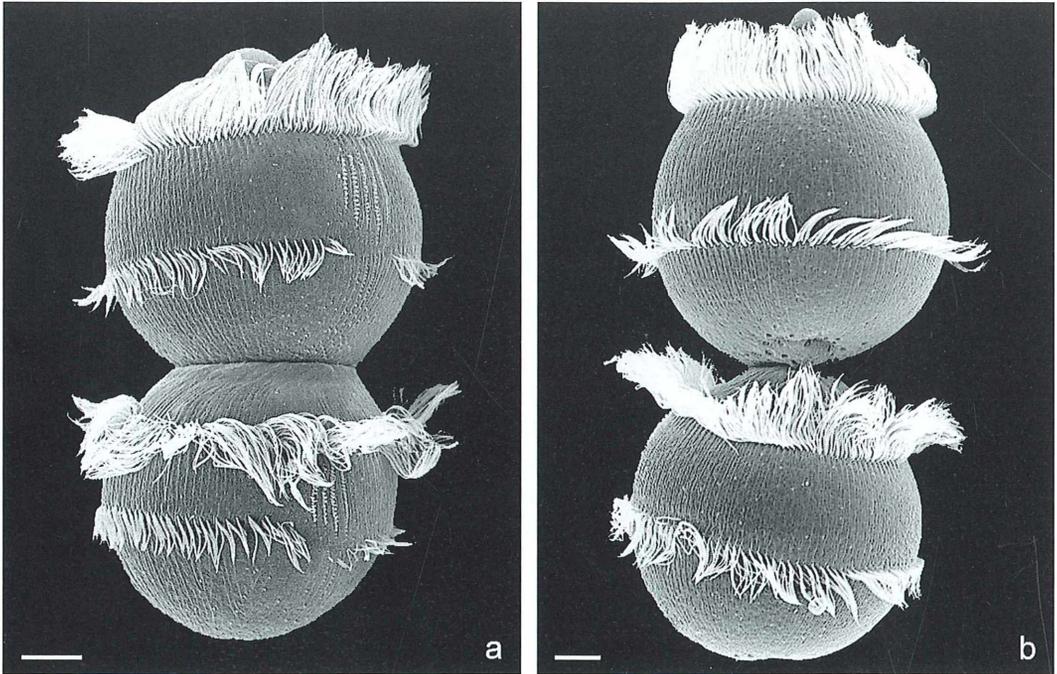


Abb. 4: a Die Teilungsfurche schnürt den Proter von der Opisthe ab. Vergr.: 800 \times . b Das posteriore Ende des Proters ist durch die noch nicht vollständig ausgebildete Proboscis mit der Opisthe verbunden. Vergr.: 600 \times , Maßbalken 10 μ m.

mehr und mehr voneinander abgeschnürt, bis sie nur noch über einen dünnen Plasmafaden miteinander verbunden sind (Abb. 1d). Mit einem Ruck löst sich der Proter von der Opisthe und es liegen nun zwei vollständig getrennte Zellen vor. Diese weisen im Gegensatz zum Wachstumsstadium einer Zelle eine sehr geringe Größe auf. Die soeben beschriebene Endphase der Teilung dauert circa 5–10 min. Aufgrund lichtmikroskopischer Untersuchungen wird deutlich, dass die neu gebildete Proboscis erst nach der Trennung der beiden Tochterzellen auf ihre endgültige Größe und kegelartige Form heranwächst. Jede Zelle besitzt nun einen alten und einen neu gebildeten Ciliengürtel sowie eine alte und eine neue Dorsalbürste.

Die Dauer der Morphogenese bis hin zur Teilung einer Zelle ist nicht genau bestimmbar, da unter dem Lichtmikroskop die ersten Anzeichen einer Teilung im Lebendpräparat nicht zu erkennen sind. Ungefähr eine Stunde nimmt die Zellteilung von dem Stadium mit vier Ciliengürteln bis hin zur endgültigen Trennung der beiden Tochterzellen in Anspruch.

Die eng verwandte Art *Monodinium balbianii* weist eine ähnliche Gestalt wie *Didinium nasutum* auf, besitzt aber nur einen Ciliengürtel, der sich während der Morphogenese des Ciliaten verdoppelt. In diesem morphogenetischen Stadium ist die Gattung *Monodinium* rein äußerlich nicht von *Didinium* zu unterscheiden (Mayer, 1998). Erst nach der Trennung der beiden Tochterzellen besitzt jede Zelle wieder nur einen Ciliengürtel.

Literaturhinweise

- Aufderheide, K. J., Frankel, J., Williams, N. E.: Formation and positioning of surface-related structures in protozoa. *Microbiol. Rev.* 44, 252–302 (1980).
- Berger, J.: The feeding behavior of *Didinium nasutum* on an atypical prey ciliate (*Colpidium campylum*). *Trans. Amer. Microsc. Soc.* 98, 487–494 (1979 a).
- Berger, J.: The feeding behavior of *Didinium nasutum* on *Paramecium bursaria* with normal or apochlorotic zoochlorellae. *J. General Microbiol.* 118, 397–404 (1979 b).

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von
Klaus Hausmann (Berlin)

92. Jahrgang · 2003



URBAN & FISCHER

Impressum

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

Verlag: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Löbdergraben 14a, D-07743 Jena.

Telefon: +49(0)3641/626-3, Fax: +49(0)3641/62 65 00; e-mail: journals@urbanfischer.de

Anzeigenleitung: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Löbdergraben 14a, D-07743 Jena, Telefon: +49(0)3641/62 64 48, Fax: +49(0)3641/62 64 21, E-mail: e.baier@urbanfischer.de

Anzeigenannahme und -verwaltung: Media-Service Tischler GmbH, Postfach 30 17 70, D-10747 Berlin, Telefon: +49(0)30/801 10 17, Fax: +49(0)30/801 66 61, E-mail: media-service@fimengruppe-tischler.de

Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 2002.

Abo-Service und Vertrieb: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, Löbdergraben 14a, D-07743 Jena, Telefon: +49(0)3641/62 64 44, Fax: +49(0)3641/62 64 43.

Bezugshinweise: Das Abonnement gilt bis auf Widerruf oder wird auf Wunsch befristet. Die Lieferung der Zeitschrift läuft weiter, wenn sie nicht bis zum 31. 10. eines Jahres abbestellt wird.

Erscheinungsweise (2003): 1 Jahrgang mit 6 Hefen.

Abo-Preise (2003): [Deutschland, Österreich, Schweiz] € 65,-*; Einzelheftpreis: € 13,-*; Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten: € 40,40*. *Alle Preise sind unverbindliche Preisempfehlungen. Alle Preise zzgl. Versandkosten.

Folgende Kreditkarten werden zur Zahlung akzeptiert: Visa / Eurocard / Mastercard / American Express (bitte Kartennummer und Gültigkeitsdauer angeben).

Bankverbindung: Deutsche Bank Jena, Konto-Nr. 390 76 56, BLZ 820 700 00 und Postbank Leipzig, Konto-Nr. 149 249 903, BLZ 860 100 90.

Copyright: Die Zeitschrift sowie alle in ihr enthaltenen Beiträge und Abbildungen sind urheberrechtlich geschützt. Jede Verwertung, die nicht ausdrücklich vom Urheberrechtsgesetz zugelassen ist, insbesondere die Einspielung, Verbreitung oder Wiedergabe in elektronischer Form (online/offline), bedarf der vorherigen schriftlichen Zustimmung des Verlags.

Satz: SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, D-07743 Jena.

Druck: Gulde-Druck GmbH, Hechinger Str. 264, D-72072 Tübingen.

Diese Zeitschrift wird ab Band 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfreiem,

pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.

Printed in Germany

© 2003 Urban & Fischer Verlag

Mehr Informationen zum MIKROKOSMOS und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet: <http://www.urbanfischer.de/journals>

Mitglied der
Deutschen Fachpresse



Verfasserverzeichnis

- Brantner, K.: Blasenhaare 129
- Drews, R.: *Bosmina* – Ein Planktonkrebs 93
- Drews, R.: Mikro-Einsteiger: Kleines Algenpraktikum 184
- Drews, R.: Ein Berliner Mikroskop 277
- Göke, G.: Streifzüge durch die Geschichte der Mikroskopie. 11. Teil 39
- Göke, G.: Gelegte Präparate von Protisten – Vergessene und neue Methoden 99
- Göke, G.: Zur Oberfläche und Verwendung von Mattscheiben 119
- Göke, G.: Ein Beitrag zur Videomikroskopie (Mikrovideografie) 151
- Göke, G.: Silicoflagellaten – Leitfossilien des Diatomisten 269
- Göke, G.: Durchlicht-Fluoreszenzmikroskopie mit UV-Leuchtdioden 373
- Guggemos, M.: Mikroskopische Untersuchung an Wasserlinsen 257
- Günkel, N. G.: Dr. Robert Koch: Leistungen als „Beiwerk“ 224
- Günkel, N. G.: Ohne Organisation kein Wissen 261
- Hausmann, K.: Zuckersüßer Honig: Ein mikroskopischer Augenschmaus 11
- Hausmann, K., Baumberg, D.: Spontan auftretende Konjugationen beim Ciliaten *Homalozoon vermicularis* 333
- Hausmann, K., Radek, R.: Die sonderbaren Extrusomen der Microthoraciden (Ciliaten) 211
- Hendel, R.: Wissenschaft, Großindustrie und neuer Sündenfall – Eine Interpretation von Wilhelm Raabes Roman „Pfisters Mühle“ 177
- Henkel, K.: Die Carl-Zeiss-Stiftung – Ihre Geschichte und Gegenwart. 2. Teil 15
- Hippe, E.: Eine Strahlenscheibe: Die Grünalge *Protopteridium* 37
- Hippe, E.: *Pediastrum biradiatum* – Immer seltener? 149
- Hippe, P.: Leuchtfeldmikrometer – Ein Messverfahren zur Größenbestimmung mikroskopischer Objekte 244
- Hoc, S.: Gewässer-Eutrophierung und Indikatoralgen 7
- Hoc, S.: Mikroskopische Betrachtung an der Vanillepflanze 65
- Huber, R.: Zum UNO-Jahr des Wassers – Wann begann eigentlich die „Mikroskopisch-biologische Wasseranalyse“? 377
- Jacob, W.: *Euglena mutabilis* – Ein an ungünstige Umweltbedingungen ideal angepasster Protist 159
- Kienel, U.: Den Kalender einer Seegeschichte unter das Mikroskop genommen 321
- Kreutz, M.: *Spathidium porculus* – Ein Ciliat mit Rüssel 51
- Kreutz, M.: *Raphidiophrys coerulea* und *Spiromonas* spec. – Ein neuer Fall von Parasitismus bei den Heliozoen 95
- Kreutz, M.: Aus dem Tümpel ins Dokument – Von der Beobachtung zur Publikation – Teil 1: Untersuchungstechniken und Identifizierung von Protozoen 289
- Kreutz, M.: Aus dem Tümpel ins Dokument – Von der Beobachtung zur Publikation – Teil 2: Dokumentation und Veröffentlichung 355
- Kreutz, M., Mayer, P.: *Vampyrella* parasitiert *Eudorina elegans* 1
- Kubsch, G., Richter, W. M.: Planktonarbeiten in der Feldberger Seenlandschaft 73
- Lambert, D.: Die Parasiten der Igel – Teil 1: Endoparasiten 283
- Lambert, D.: Die Parasiten der Igel – Teil 2: Ektoparasiten 361
- Lange, N.: Bildverarbeitung in der Mikroskopie – Teil 1 79
- Lange, N.: Mikropanoramen 133
- Lange, N.: Bildverarbeitung in der Mikroskopie – Teil 2 199
- Lange, N.: Verarbeitung von Fokusstapeln in der Mikroskopie 305
- Lange, N.: Korrektur von Helligkeitsgradienten 339
- Lenzenweger, R.: Zieralgen aus Thailand 207
- Lüthje, E.: *Ruscus* – Aus der Bastelwerkstatt der Evolution 171
- Lüthje, E.: Safari durch die Punica-Oase 247
- Lüthje, E.: Mit Fritz Oltmanns auf Helgoland und Sylt – Erinnerungen seines ehemaligen Assistenten Fritz Overbeck 344
- Mach, M.: Frühe Mikroskopie und mikroskopische Literatur – Über die Schwierigkeit, an ein gutes Titelbild zu kommen 83
- Maidhof, A.: Vom Ei zum Organismus – Beobachtungen zur Embryonalentwicklung der Großen Schlammschnecke (*Lymnaea stagnalis*) 193
- Mathias, E.: Schneekristalle direkt fotografieren 342
- Mayer, P., Kreutz, M.: *Vampyrella* parasitiert *Eudorina elegans* 1
- Neubert, W.: Das Interzellularsystem der Samenpflanzen – Wie viel Luft befindet sich in einer Pflanze? 219
- Radek, R., Hausmann, K.: Die sonderbaren Extrusomen der Microthoraciden (Ciliaten) 211
- Richter, W. M., Kubsch, G.: Planktonarbeiten in der Feldberger Seenlandschaft 73
- Roeser, R.: Mikroskopische Untersuchung des Birnengitterrostes 27

- Roeser, R.: Darstellung der Pollenentwicklung bei *Tradescantia* 229
- Rüegger-Deschenaux, J.: Mikro-Einsteiger: Schöne Mikrokristallisationen zum Nachahmen 312
- Schnepf, E.: Was kommt hinten heraus? – Teil 1: Mikroskopische Beobachtungen am Kot von Schnecken und Insekten 367
- Schöpfer, K.: *Artemia salina* – Ein Alleskönner für die Schulbiologie 297
- Steiner, E.: Das Fasoldt'sche Objektmikrometer – Ein Wunderwerk der Präzision 165
- Thormann, F.: Mikroskopische Untersuchungen an der Kartoffelpflanze *Solanum tuberosum* 45
- Tröger, J.: Aus einer Zelle von *Didinium nasutum* können durch Querteilung beliebig viele Zellen entstehen – Eine Studie über die Morphogenese dieses Ciliaten 347
- Voß, H.-J.: Die Protargolmethode – Eine (fast) sichere Silberimprägnationstechnik 112
- Weitere, M.: Winzig und wichtig: Die Stellung planktischer Protozoen im Nahrungsgewebe von Flüssen 138

Kurze Mitteilungen

- Göke, G.: Neue Bezugsquelle für Polyacrylamid 254
- Linskens, H. F.: Klepto-Plastiden 12
- Linskens, H. F.: Das Transportom 35
- Linskens, H. F.: Aquaporine 43
- Linskens, H. F.: Anatomie des Rohrkolbens 131
- Linskens, H. F.: Epizoische Pflanzen 132
- Linskens, H. F.: Ein neuer Photorezeptor bei Algen 157
- Linskens, H. F.: Kristalle an der Oberfläche von Flechten 164
- Linskens, H. F.: Membranfusion 210
- Linskens, H. F.: Sedimentfalle 218
- Linskens, H. F.: Centriole und ϵ -Tubulin 240
- Linskens, H. F.: Gleichberechtigung der Gameten 288
- Linskens, H. F.: Amyloplasten als Statolithen 304
- Linskens, H. F.: Wechselwirkungen zwischen Groß- und Kleinalgen 332
- Linskens, H. F.: Wellenmuster 341
- Linskens, H. F.: Aufweichen der Zellwand 353
- Linskens, H. F.: Benetzbarkeit der Blätter 354

Sachregister

- Abbe, Ernst 16, 39, 266
 – als Sozialreformer 16
 Abbe'sche Beleuchtung 225
 Ablagerungsprozesse 324
 Abwasserchemikalien 377
 Acanthocephalen 283
Acanthocystis turfacea 95
 Acridinorange 238
Actinastrum 71
Actinoptychus heliopelta 309
 Accidiosporen 27, 32
Aelosoma 38
 Agar-Agar 227, 229
Aglia tau 310
 Akridinorange 376
 Aktin-Filamente 35
Alexandrium tamarense 332
 Algen 157, 247
 Algenansammlungen 132
 Algenblüten 332
 Algen-Dauerpräparate 187
 Algenexudate 139
 Algenkulturen 185
 Algenkurs 345
 Algenpraktikum 184
 Algen-Verschmutzungsindex 8
Alocasia 354
 Altersbestimmung 269
 Alveolensystem 213
 Amici, Giovanni Battista 39
 Amöben 139
Amphileptus 51
Ampiphleura pellucida 165
 Amphoplasten 304
Anabaena 71
 Anaphase 230
 Androecium 65
Anethum graveolens 26
 Angiospermen 240, 288
 Angleichungsfilter 202
 Anilinblau/Erythrosin-Doppelfärbung 188
 Anthere 230
 Anthracose 340
 Antibiotika 377
 Antibiotika-Resistenzen 377
Apertospathula 54
Aphanizomenon 71
 Aquaporine 43
Arabidopsis 158
 – *thaliana* 44
Arcella 160
 – *discoidea* 162
 Archaeobakterien 158
Archaopsylla 361
 – *erinacei* 363
Arion rufus 367
 Aristoteles 11
 Armleuchteralgen 71
Artemia salina 297
 – postembryonale Entwicklung 302
 Arthropoden 363
Ascomorpha 72
 Ascomycota 24
 Ascorbinsäurelösung 95
Asplanchna 72
 – cf. *priodonta* 74
Asterionella 71
 – *formosa* 74, 324
 Astrablau-Safranin 249
 AstroStack2 305
 Atomabsorptionsspektrometrie 70
Triplex 129
 Auflösungsvermögen 165
 Aufwuchs 249
 Aufwuchsorganismen 250
 Augenwimper 102
Aulacoseira 71
 – *subarctica* 327
 Auramin 376
 Bacillariophyceae 71
Bacillus anthracis 224
 Bakterien 139, 354
 Bakterienkolonie 341
 Bakteriologie 224
 Bakteriorhodopsin 158
 Ballistosporen 25
 Balsaholzweig 221
 Bandwürmer 283
 Basalkörper 240
 Basidiomyceten 24, 29
 Basidiomyceten-Hefen 54
 Basidiosporen 25, 29, 31
Batrachospermum 187
 – *moniliforme* 330
 Bauchspeicheldrüse 200
 Becherbäumchen 74
 Befruchtung 194, 267
 – doppelte 288
Beggiatoa 180
 Beleuchtung nach Köhler 244
 Belichtungszeit 356
 Bénéche-Mikroskop 278
 Benetzbarkeit 354
 Benthos 138
 Bentley, W. A. 342
 Berberitze 376
 Berliner Mikroskop 277
 Berliner Mikroskopische Gesellschaft 282
 Bérziña, Zane 241
 Bestimmungsschlüssel 295
 Bestimmungstabellen 379
 Bestimmungswerke 355
 Beuteerwerb 211
 Bewegungsapparat 35
 Bibliotheken 262
 Biene 133
 Bienenauge 204
 Bildband Mikroskopie 337
 Bildbearbeitung 311
 Bildfehler 199
 Bildkorrekturprogramm 339
 Bildrauschen 199
 Bildverarbeitung 79, 199, 305
 Biofilm 146
 Biological Abstracts 358
 Biologieunterricht 297
 Bionikobjekt 241
 Birnengitterrost 27
 Bivalente 233
 Blasenhaare 129
 Blastomeren 195
 Blastoporus 196
 Blastula 195
 Blattepidermis 368
 Blätter 353
 Blattkäfer 372
 Blattparenchym 219
 Bläuing 236
Blepharisma 117, 334
 Blitzeinrichtungen 339
 Blüendünger 250
 Blutausstrich 203
 Blütenblätter 230
 Blütenpflanzen 288
 Blutkörperchen 202
 Bodenerosion 327
 Bodensee 141
 Bohrkern 274
 BONITO e.V. 5
Bosmina 72, 93
 – *corregoni* 74
 Botenstoffe 334
 Boveri, Theodor 193
Brachionus 72
Brachylaemus erinacei 283, 284
 Braunalgen 332
 Brennhaare 129
 Brennessel 129
 Brenzkatechin 312
 Brillantsulfoflavin 376
 Brombeerblätter 372
 Brown'sche Molekularbewegung 185
 Brunnlust, Naturschutzgebiet 330
 Bryophyten 132
Bullera 26
 Büschelmücke 72
Caenomorpha uniserialis 357
Caenorhabditis elegans 268
 Cajál, Santiago Ramóny 20
 Calciumoxalat 67
 – Kristalle 369

- Calmodulin 210
Candida albicans 24
Cannopilus 273
Caparinia tripilis 361
Capillaria
 – *aerophila* 283
 – *erinacei* 283
 – *ovoreticulata* 283, 284
 Carl-Zeiss-Stiftung 15
 Carnoy'sches Gemisch 230
 Caspary'sche Streifen 43, 132
 CCD-Chip 151
 C-DIC 217
 CD-ROM 264
 Centriole 240
Ceratium
 – *furcoides* 71
 – *hirundinella* 71
Ceratophyllum
 – *demersum* 71
 – *submersum* 71
 Cestoden 283
 C-Faktoren 341
 Chaetophorales 37
Chaoborus 72
Chara tomentosa 71
 Cheliceren 363
Chenopodium 129
 Chiasmen 232
Chilodonella uncinata 334
 Chitin-Mikrofibrillen 369
Chlamydomonas 158, 240
 Chloralhydratlösung 234
 Chlorellales 71
 Chlorophyceae 132, 332
 Chlorophyten 14
 Chloroplasten 12, 367
 Cholera 224
 – Epidemie 378
 Chorion 194
 Chromatin 230
 Chromosomen 230
 Chrysophyceae 71, 74
Chydorus 72
 Giliaten 51, 211, 238, 333, 347
 Cilien, clavate 347
 Giliengürtel 347, 349
 Ciliogenese 349
 Cladocera 72
Cladophora 132, 367
 Claude, Albert 20
Closterium 1, 185, 356
 – *dianae* 357
 – *limneticum* 71
 – *nematodes* 357
 CMOS 157
Coelastrum 71
 Coenobium 150
 Cohn, Ferdinand 378
 Cohnheim, Julius Friedrich 224
Coleps 219, 293, 347
Colocasia 354
Coloechaete 251
Colpidium 347
Colpoda
 – *cucullus* 97
 – *fastigata* 97
 Combine Z3 305
 Commelinaceen 229
 Computer 266
 Conjugaten 367
Conochilus hippocrepis 72
 Copepoda 72
Corbicula 146
Corbisema 271
 – *apiculata* 272
 – *archangelskiana* 272
 – *bimucronata* 273
 – *geometrica* 272
 – *hexacantha* 273
 – *quadrata* 272
Corethra 72
 Coriphosphin 0 376
 Cortex 211
 Cortexstrukturen 112
Corythophanes cristatus 132
Cosmarium 292
Crenosoma striatum 283, 285
 Crossing-over 232
 Cryptochrome 158
 Ctenidien 363
 Cyanobakterien 12
 Cyanophyceen 132
Cycladophora goetheana 101
Cyclops 72
 – *strenuus* 75
Cyclotella 71
 – *comensis* 324
 Cysten 1
 Cytokinese 240
 Dalton Minimum 325
Daphnia 72
 – *cucullata* 74, 75
 Darm 201
 Darmhaarwurm 284
 Darmpassage 367
 Darmsaugwurm 284
 Dauercysten 1, 347
 Dauereier 299
 Dausset, Jean 20
 De Bary, Anton 164
Demodex 361
 Demodicidae 361
 Desmidiaceae 184, 188, 207
 Desmidiales 71
 Detritus 139, 324
 Deutsches Museum Bonn 206
 Diamantphosphin 376
 Diapause 299
Diaphanosoma 72
 – *brachyurum* 74, 75
 Diastole 197
Diatoma 71, 75
 Diatomeen 9, 99, 367
 Diatomeenblüten 321
 Diatomite 269, 275
Dictyocha
 – *ausonia* 273
 – *fibula* 269
 – *fringuelli* 273
 – *macilenta* 273
 – *mutabilis* 273
 – *speculum* 269
 Dictyochidae 273
Dictyosphaerium 71
Didinium nasutum 347
 Digitalisierung 266
 Digitalkamera 307, 311, 342, 355
Dinobryon 71
 – *sertularia* 74
 Dinoflagellaten 367
 Dinophyta 71
 Diploidie 231
 Diptere 133
 Dokumentation 355
 Domagk, Hans 20
 Dorsalbürste 347
 Dottersack 197
 Dreifachkonjugationen 335
 Dreikantmuschel 146
Dreissena polymorpha 146
Drepanomonas dentata 211
 Driesch, Hans 193
 Drüsenhaare 129
 Dunkelfeldbeleuchtung 373
 Dunkelfeld-Keil 342
 Dünnschliff 321, 323
 Dünnschliffpräparation 324
 Durchlicht-Fluoreszenzmikroskopie 373
 Durchlicht-Hellfeldbeleuchtung 373
 Durchlüftungsparenchym 220
 Duve, Albert de 20
 DVD 156
 Dynein 35, 268
 Ehrenberg, Christian G. 269
 Ehrlich, Paul 20, 224
 Ei
 – Schlammschnecke 193
 – Milbe 362
 Eidechsen 132
 Eifeler Eisenindustrie 327
 Eigen, Manfred 21
 Eingeweidesack 197
 Einstein, Albert 21
 Eintagsfliegenlarven 146
 Einzeller, sporenbildende 283
 Eisenhämatoxylinfärbung 230

- Eiszeit 323
 Eiweißglycerin 233
 Ektoderm 196
 Ektoparasiten 361
Elaeagnus angustifolia 129
 E-Mail 264
 Embryo 198, 339
 Embryonalentwicklung 193
 Embryosack 288
Enchelyodon helioparasiticus 95
 Endoparasiten 283, 361
 Endosperm 288
 Endosymbiose 12
 Entmantelungs-Reparatur-Hypothese 353
 Entoderm 196
 Entwicklung
 – postembryonale 302
 – postgastruläre 197
 Entwicklungsstadien 229
 Eozän-Oligozän 271
 Epidermis 354
 Epiholon 247
 Epihologramm 252
 Epilimnion 321
 Epilithen 248
 Epiphyten 248
 Epizoen 248
 Epizoische Pflanzen 132
 Eruption, phreatomagmatisch 323
Eryngium maritimum 174
 Etzolds Farbgemisch 249
Euastrum
 – *diplostauron* 208
 – *spinulosum* 208
 – *substellatum* 208
Eudiaptomus 72, 75
Eudorina elegans 1
Euglena 7, 51, 358
 – *mutabilis* 159
 – *viridis* 53
Euphorbia 354
Euplotes 117
 Eutrophierung 7
 Exkonjuganten 333
 Exocytose 213
 Expulsionsporen 347
 Extrusomen 211

 Facettenauge 205
 Fadenwürmer 72, 283
 Falschfarben 205
 Faltungsfiler 204
 Färbetechnik 227
 Färbungen
 – Acridinorange 238
 – Astrablau-Safranin 249
 – Eisenhämatoxylin 230
 – Etzold 249
 – Gentianaviolett 238
 – Giemsa 249
 – Hämalan nach Mayer 233
 – Kristallviolett 230
 – Orcein-Essigsäure 231
 Fasoldt, Charles (Karl) 166
 Faulschlammzone 289
 Faultier 132
 Feindabwehr 211
 Feldberger Seenlandschaft 70
 Ferngläser 381
 Filterträger 374
 Fische-Wiesen, Naturschutzgebiet 331
 FISH 288
 Fixierung nach Parducz 349
 Flagellaten, heterotrophe 139
 Flagellen 240
 Flechten 132, 164
 Fleischbeschau 277
 Fliegenmaden 361, 363
 Fliegenrüssel 307
 Fließgewässer 138
 Fließinjektionsanalyse 70
 Flöhe 361, 363
 Flügel 201
 Fluorescein 376
 Fluoreszenz-in-situ-Hybridisierung 288
 Fluoreszenzlicht 376
 Fluoreszenzmikroskopie 238, 311
 Fluorochrome 376
 Flüsse 138
 Flüssigdünger 186
 Fokusebenenstapel 305
 Foraminiferen 99
 Forensische Fotografie 310
 Fotografie 199
 – forensische 310
 Fotosynthese 219
Fragilaria 71
 – *crotonensis* 75
 Francé, Raoul H. 84
 Frobenius, Martin 85
 Froschlaichalge 187
 Fruchtfleisch 354
 Fruchtknoten 230
 Fruchtkörperbildung 341
 Frühjahrszirkulation 324
 Frusteln 327
 Fuchsin 228
 Fundortplatten 101
 Furchung 195
 Furchungstyp 196
 Futtermilben 362

 Gameten 288
 Gamma-Einstellung 199
 Gamone 334

 Gänsefuß 129
 Gasaustausch 219
 Gaschromatographie 70
Gastroidea viridula 372
 Gastrula 196
 Gastrulation 196
 Gehäuse 198
 Geißeln 249
 Gelatine 220
 Genalctenidium 363
 Generaplaten 101
 Gentianaviolett 238
 Geotropismus 304
 Gesellschaften, wissenschaftliche 264
 Getreiderost 29
 Gewässerökologie 247
 Gewässerschutzprobleme 377
 Giemsalösung 249
 Gipskristalle 185
 Glastechnologie 39
 Glaucocystophyten 14
 Gleichen-Rußwurm, Baron Wilhelm Friedrich von 84
 Gletschersediment 323
 Gliederfüßler 363
 Glockentierchen 72, 248
 Glühlampenbeleuchtung 373
 Glycerin-Dauerpräparat 330
 Goethe, Johann Wolfgang von 83
 Goeze, J. A. E. 84
 Goldalgen 71, 74
 Goldfliegen 363
 Grabmilben 361
 Grafikprogramme 199
 Gravotropismus 304
 Grew, Nehemia 83
 Großalgen 332
 Größenbestimmung 244
 Größendimorphismus 288
 Großindustrie 177
 Großteleskope 21
 Grünalgen 14, 71, 158, 187, 219, 240, 251, 332
 Gullstrand, Allvar 21
 Gutenberg, Johannes 261
Gymnosporangium sabiniae 28
 Gynoeceum 65
Gyrosigma balticum 281

 Haar 203
 Haarbalgmilben 361
 Haeckel, Ernst 269
 Haller'sches Organ 365
 Halobacteriales 158
 Hämalan nach Mayer 233
 Hämosiderosis 200
 Haptotropismus 65
 Hartnack, Mikroskop 279
 Haselblatt 372

- Haut 241
 Hautabdrücke 243
 Hautveränderungen 361
 Hefepilze 24
 Hefezellen 268
 Helgoland 344
 Heliozoen 72, 95, 139
 Helligkeitsgradienten, Korrektur 339
 Hemizellulose 353
 Hertwig
 – Oscar 193
 – Richard 269
 Heterodimer 36
Heterosigma akashiwo 332
 HF 139
 Higauss-Filter 199
 Hintergrundkorrektur 339
 Hochdruck 85
 Hochpassfilter 201
 Hoftüpfel 219
 Hogg, Jabez 84
 Holobasidiomyceten 32
 Holothuriensklerite 99
 Holundermark 222
 Holzbock 363
 Holzkohleherstellung 327
 Holzmaar 321
 Holzparenchym 220
 Holzschnitte 331
Homalozoon vermiculare 333
 Honig 11
 – kandierter 11
 Hooke, Robert 83
 Hornblatt
 – Gemeines 71
 – Zartes 71
 Hot Spot 122
 Huber, Robert 20
 Humphries, W. G. 342
 Hungerperioden 347
 Hüpfertlinge 72
 Hutpilze 32
 Hydrologie 147
Hymenolepis erinacei 283, 284, 286
 Hypolimnion 321
 Hypostom 363

 Identifizierung von Protozoen 289
 Igel 361
 – Parasiten 283
 Igelbandwurm 286
 Igelborsten 102
 Igelhohle 363
 Igelstation 361
 Indikatoralgen 7
 Individualentwicklung 297
 Insekten 367
 Insektenflügel 202
 Insektenkot 367
 Interferenzkontrast, differentieller 292
 Internet 266, 358
 Interzellularen 258
 Interzellularluft 222
 Interzellularsystem 219
 Invagination 196
 Inversvoltammetrie 70
 Ionenspeicher 129
Isospora rastegaevae 283, 287
Iterosonia perplexans 25
Ixodes 361
 – *hexagonus* 363
 – *ricinus* 363

 Jahreslage 321
 Jahresperiodizitäten 324
 Jahresrhythmik 321
 Jochalgen 357, 367
 Jod-Jodkalium-Reaktion 304
 Judasohr 32
Juniperus sabinæ 27

 Käfer 132
 Kalifornien 269
 Kamm-Laichkraut 71
 Kantentfilter 202
 Karbol-Fuchsin 228
 Karminessigsäure 230
 Kartoffelpflanze 45
 Keimblattbildung 196
 Keimblätter 196
 Keimung 288
 Kelchblätter 230
Kellicottia 72
 – *longispina* 74
Keratella 72
Keronella gracilis 114
 Kieselalgen 71, 245, 251, 307, 321
 Kieselgeißler 269
 Kineten 347
 Kinetochor 236
 Kläranlagen 377
 Klebemittel 103
 Klebgrund 103
 Kleinalgen 332
 Kleinkrebse 72
 Klepto-Plastiden 12
 Klon-Kulturen 335
 Knochendünnschliffe 307
 Knospen 229
 Koch, Robert 20, 224, 379
 Köcherfliegenlarven 146
 Köhbrunn, Quelltöpfe 330
 Köhler, Georges 20
 Kokzidien 283, 287
 Konjugation 333
 Konjugationsablauf 333
 Konturfindung 200
 Kopflaus 202
 Koralle 307
 Körbchenmuschel 146
 Kotbällchen 368
 Kotstrang 368
 Krallenfrosch 377
 Kratzer 283, 286
 Krebssschere 72
 Kreide 272
 Kreispräparate 101
 Kreuztisch, drehbar 293
 Kriechsohle 198
 Kristalle 67, 164
 Kristallisation 312
 Kristallviolett-färbung 230, 238
 Krustenalgen 251
 Kryptobiose 299
 Kugelalge 188
 Kupferstich 90

 Labellum 65
 Laborbuch 262
 Lackabdruck 203, 342
 Lackringe 109
Lactuca sativa 304
 Laich 377
 Laichbänder 194
 Laichkraut
 – Durchwachsenes 71
 – Glänzendes 72
 – Schwimmendes 72
 Laichkräuter 72
 Land-Nacktschnecke 367
 Längen-Breiten-Verhältnis 301
 Langerhans'sche Inselzellen 200
 Larvenstadien, Milbe 362
 Lasertechnik 375
 LCD 155
 Leber 200
 Lebermoose 132
 LED-Beleuchtung 373
 Ledermüller 85
 Leeuwenhoek, Antoni van 83, 264, 266
 Legeborste 102
 Legepräparate 99
 Leitfossilien 269
 Leitparenchym 220
 Leitz, Ernst 226
 Leloir, Luis F. 20
Lemna
 – *gibba* 257
 – *minor* 257
 Lenticellen 219
Leptodora kindtii 72, 74, 75
 Leptotän 230
 Leuchtdiode 342
 Leuchtfeldmikrometer 244

- Lewis, Edward B. 193
 Library of Congress 267
 Lichenen 164
 Lichtansprüche 327
 Licht-Confoal-Mikroskop 354
 Liebmann, Hans 380
 Liliaceen 229
Limnothrix 71
Liriodendron 354
 Literaturrecherche 358
Litonotus
 – *cygnus* 293
 – *lamella* 293
 Litoral 324
 Litoraldiatomeen 324
 Locus typicus 274
 LOMO-Messplatte 244
Lucilia 361
 Luftanteile in Pflanzen 221
 Luftgewebe 258
 Lugol'sche Lösung 73
 Lunge 340
 Lungengewebe 200
 Lungenhaarwurm 284
 Lungenschnecken 193
Lymnaea stagnalis 193, 367
Lyngbya cf. *limnetica* 74
Lynamula
 – *furcula* 272
 – *simplex* 272

 Maar 321
 Maas 144
 Magma 323
 Maiglöckchen 221
 Mais 288
 Maismehlextrakt 25
 Makroalgen 332
 Makromeren 195
 Makronucleus 333, 347
 Makrophyten 71
 Malaria 225, 377
 Mallomonas 71
 Markparenchym 220
 Markstrahlen 220
 Mattscheiben 119
 Maunder Minimum 325
 Maus 224
 Mäusedorn 171
 Mausniere 133
 Medianfilter 199
 Medizin-Nobelpreis 193, 224
 Meersalat 332
 Meiose 195, 229
 Meldengewächse 129
 Membranfusion 210
Mesocena 269
 – *apiculata* 271, 273
 – *aseptata* 271
 – *elliptica* 271, 273
 – *oamaruensis* 271, 273
 – *septata* 271
 Mesoderm 196
 Mesokulare 244
 Messverfahren 244
 Metanauplius 298
 Metaphase 195, 230
 Metazooplankton 72
 Methylcellulose 291
 Methylenblau 227
 Mez, Carl 378
 Michel, Hartmut 20
Micrasterias 188
 – *alata* 208
 – *foliaceae* 208
 – *mahabuleshwariensis* 208
 – *tropica* var. *polonica* 208
 Microbial Loop 139
 Microcystis 71
 – *flos-aquae* 75
Microthamnion 37
 Microthoraciden 211
 Migrationskern 334
 Mikroalgen 332
 Mikroaufnahmen 356
 Mikrobielle Schleife 139
 Mikrobiotop 289
 Mikroblickfotografie 356
 Mikrofibel 343
 Mikrofotografie 355
 Mikrokristallisationen 312
 Mikromeren 195
 Mikronucleus 333
 Mikropanoramem 133
 Mikroplankton 144
 Mikroskop 367
 – Bénèche 278
 – Berliner 277
 – Hartnack 279
 – Oberhäuser 279
 Mikroskopie 337
 Mikroskopie, Bildverarbeitung
 199
 Mikroskopiker, Treffen auf dem
 Wohldenberg 259
 Mikroskopisch-biologische Was-
 seranalyse 377
 Mikroskopische Arbeitsgemein-
 schaft Hannover 259
 Mikroskopische Literatur 83
 Mikroskopische Gesellschaft
 Wien, Pfingsttreffen 330
 Mikrotubuli 35, 240, 268
 Mikroturbidite 324
 Mikrovideografie 151
 Milben 361
 Milzbrand 224
 Milzbrand-Impfstoff 227
 Miozän 271
 Mitose 229, 267

 Mittellamelle 354
 Mitterndorfer Senke 330
 Molecular Expressions Backgro-
 und Substraction Toolkit 339
 Modellorganismen 193
Monodinium balbianii 352
 Monokotyledonen 229
 Monorhaphidium 71
 Morphogenese 347
 Moschus 312
 Mosel 142
 Motorproteine 35
Mougeotia 367
 Mundapparat 349
 – *Homalozoon* 336
 Mundschleimhaut 204
 Muscheln 248
Mycobacterium tuberculosis 228
 Mycobionten 164
 Mykorrhiza 67
 Myosin 35, 268
Myriophyllum spicatum 71
 Myxobakterium 341
Myxococcus xanthus 341
 Myzel 24

 Nagemilben 361
 Nährböden 227
 Nährgelatineplatten 379
 Nährlösung nach Knop 186
 Nährstoffe 248
 Nährstoffkonzentrationen 321,
 327
 Nahrungsgewebe 138
 Nahrungsreste 367
Najas marina subsp. *intermedia*
 72
 Nanokosmos 206
 Nanoplankton 144
 Nanotechnologie 206
 Naphthol 312
 Naturschutzgebiete
 – Brunnlust 330
 – Fische-Wiesen 331
Naviculopsis
 – *constricta* 272
 – *navicula* 273
 – *robusta* 272
 Neelsen, Friedrich 228
 Neher, Erwin 20
Nelumbo 354
 Nematoda 72, 283, 359
 Neogen 269
Nephridiacanthus major 283
 Nestparasit 363
 Niederquellmoor 330
 Nissen 202
 Nixkraut 72
 Nobelpreisträger 20, 193, 224
 Nobert, Friedrich Adolph 165

- Noctiluca miliaris* 345
Notoedres 361
Notobryena rubescens 117
 NTSC 153
Nuclearia 4
 Nukleosomen 229
Nuphar lutea 72
 Nüsslein-Volhard, Christiane 20, 193
Nymphaea alba 72
 Nymphensittiche 376
 Nymphenstadium, Milbe 362

 Obere Kreide 269
 Oberhäuser Mikroskop 279
 Objektmikrometer 244
 – Fasoldt'sches 165
Oedogonium 185, 367
 Oligochaeta 359
 Ölbaumstängel 220
 Ölimmersion 356
 Oltmanns, Fritz 344
 Ölweide 129
Onychonema laeve
 – var. *constrictum* 209
 – var. *sumatranum* 208
Ophrydium versatile 71
 Oralapparat 347
 Orcein-Essigsäure-Färbung 231
 Organisation 261
Oscillatoria 8
 Ostracodenschalen 111
 Overbeck, Fritz 344

 Paarungstypen 334
 Palade, Emil 20
 Paläoklimaforschung 323
 Panzergeißler 71
 Papageien 376
Paradictyocha polyactis meso-cenoides 273
Paramecium 347
 – *aurelia* 334
 – *bursaria* 219, 334
Paramecium-Trichocysten 213
 Paramylon-Körper 159
 Parasiten 361
 – Igel 283
 Parenchym 219
 PAR-Proteine 268
 Pasteur, Louis 227, 379
 Patterson, David J. 359
 Paul, Jean 83
Pediastrum 71, 293
 – *biradiatum* 149
 Pektinbrücken 353
 Pektine 354
 Pericardialhöhle 197
Peridinium 367
 Perigonblätter 65

Perispira ovum 53
 Peritrophische Hülle 369
 Petri-Schale 227
 Pfeiffer'sches Gemisch 188
 Pferdeäpfel 367
 Pfingsttreffen der Mikroskopischen Gesellschaft Wien 330
 Pfisters Mühle 177
 Pflanzenhaare 129
Phacus 51
 Phagozytose 347
 Phanerogamen 207
Pharmacia biceps 372
 Phasenkontrast 292
 Photometrie 70
 Photorezeptor 157
 Phototropine 158
 Phototropismus 158
 Phragmobasidiomyceten 32
 Phycobionten 164
Phyllocladictyocha recta 273
 Phyllokladien 171
Physella acuta 367
 Phytochrome 158
 Phytoplankton 71, 139
 Phytoplanktonmaximum 321
 Phywe-Mikroskop 342
 Pilzsporen 354
Pinnularia opulenta 280
 Pinocytose 196
 Pixel 152
Plankthotrix 71
 Plankton 138, 322
 Planktonabfolge 321
 Planktonnetz 289
 Planktonuntersuchungen 73
 Plattenschale 227
 Plattwürmer 196
Platycola 249
Pleurosigma angulatum 165
 Pol
 – vegetativer 195
 – animaler 195
 Polarisierung 268
 Polaritätsachse 268
 Pollenentwicklung 229
 Pollenkörner 229, 233, 288
 Pollinium 65
 Polyacrylamid 254
Polygonum amphibium 72
 Poren 219
Potamogeton
 – *lucens* 72
 – *natans* 72
 – *pectinatus* 71
 – *perfoliatus* 71
 Potamoplankton 140
 Präkonjugationsphase 334
 Primärfluoreszenz 376
Proales latrunculus 95

 Proboscis 349
 Pronotalctenidium 363
 Prophase 230
Prorodon 51
 Protargol 266
 Protargolmethode 112
 Proteolipidkomplexe 210
 Proter 349
Protoderma beesleyi 37
 Protosiphonales 71
 Protozoen 139, 359
 – planktische 138
 Protozoologie 266
Pseudomicrothorax dubius 211
 Pseudoperidie 33
 Psoroptidae 361
 Publikationswesen 265
 Pulmonata 193
Punctinella radiosa 324
 Punica-Oase 247
 Pyknidie 30
 Pyknosporen 28

 Quekett Club 265
 Quelltöpfe von Köhbrunn 330
 Querstreifung, Extrusom 215
 Querteilung 349

 Raabe, Wilhelm 177
 Rädertierchen 72, 74, 143
 Radiärfurchung 196
 Radiokohlenstoff 323
 Radiolarien 99, 307
 Radiolariten 269
 Radula 198, 367
Ramalina lacera 164
Raphidiophrys coerulea 95
 Rasterfolien 245
 Rasterplatten 245
 Rastertunnelmikroskop 206
 Raupe 368
 Regenwurm 340
 Reifeteilung 194
 Reifungsprozess 353
 Reifungsteilung 230
 Reisfelder 207
 Reliefdarstellung 201
 Repliken 243
 Retinal 158
 Rhein 141
Rheotanytarsus 146
Rhizoconium 132
 Rhodophyten 14
 Rhodopsin 158
Rhoeo discolor 229
 Richtungskörper 194
 Rindenparenchym 220
 Ringelwürmer 196
 Rohrkolben 131
 Rosenhof, Rösel von 83

- Rostpilze 27, 29
 Rotalgen 14, 330
 Rotatoria 72, 238
 Rotifera 359
 Royal Microscopical Society 264
 Royal Society 264
 Rubin 374
 Ruderalflora 129
 Ruderfußkrebse 72
 Rundwürmer 283
Ruscus
 – *aculeatus* 171, 173
 – *hypoglossum* 172
 Rüsselkrebse 93
- Saar 142
Saccharomyces cerevisiae 24
 Sakmann, Bert 20
 Salatpflanze 304
 Salzkonzentration 298, 299
 Salzkrebschen 297
 Samenblase 193
 Samenpflanze 219
 Saprobiensystem 7, 379
 – von Kolkwitz und Marsson 378
Sarcoptes 361
 Sarcopitidae 361
 Sauerampferblätter 372
 Sauerstoffarmut 323
 Saugwürmer 283
 Scannen 199
Scenedesmus 71
 Schalenamöbe 245
 Schieber-Verfahren 290
 Schildkröten 132
 Schildzecke 363
 Schilfhalm 248
 Schimper, Wilhelm 12
 Schlammschnecke, Große 193
 Schlauchpilze 24
 Schlickkrebse 146
 Schmetterlinge 376
 Schmetterlingsflügel 310
 Schmetterlingsschuppen 99
 Schmidt, Arno 83
 Schnecken 248, 367
 Schneckenkot 367
 Schneekristalle 342
 Schneemikroskopie 342
 Schnurwürmer 196
Schoenoplectus lacustris 72
 Schott Glas 18
 Schott, Otto 39
 Schuppenhaare 129
 Schwammparenchym 220
 Schwebstoffe 143
 Schweitzer, Albert 20
 Schwerkraft 304
 Scientific Community 265
- Scotch Magic Tape 122
 SECAM 154
 Sedimentationsrate 323
 Sediment 321
 Sedimentfalle 218
 Sedimentkern 323
 Sedimentregen 323
 Sedimentsequenz 323
 See 321
 Seeablagerungen 321
 Seebeckenform 323
 Seeboden 323
 Seebodenbewohner 323
 Seentwicklung 323
 Seegeschichte 321
 Seeigelentwicklung 196
 Seerose, Weiße 72
 Sehfeldzahl 293
 Siebzellen 219
 Silbercarbonatmethode nach Fernandez-Galiano 113
 Silberimprägnationstechnik 112
 Silberlinien-Färbung 266
 Silicoflagellaten 99, 269
 – fossile 272
 Silizium 327
 Sinneszellen 304
 Skibbe, Oliver 360
 Solanin 45
Solanum tuberosum 45
 Sonnenflecken 325
 Spaltöffnungen 219
Spathidium porculus 51
 Speicher-Parenchym 220
 Spektralfolie 121
 Spemann, Hans 193
 Sperma 267
 Spermazellen 288
 Sperrfilter 375
 Spiegelhefen 24
 Spindel, mitotische 267
 Spindelachse 267
 Spindelfasern 236
 Spindeltrichocysten 214
 Spiralfurchung 195
 Spirillen 200
Spirogyra 1, 185, 187, 367
Spiromonas 95
 – *gonderi* 97
 Sporangien 187
Sporobolomyces 24
 Stabheuschrecke 372
 Stachelkäme 363
 Stagnationsphase 321
 Stahlstich 90
 Stärke 185
 Stationärkern 334
 Statistikprogramm 299
 Statolithe 304
 Statolithen-Theorie 304
- Staubfadenhaare 35, 233
 Staudinger, Hermann 20
Staurastrum 71, 207
 – *disputatum* var. *sinense* 209
 – *ensiferum* 209
 – *excavatum* var. *minimum* 208
 – *freemanii* var. *evolutum* 208
 – *galeatum* var. *reductum* 209
 – *indentatum* 209
 – *javanicum* var. *apiculiferum* 209
 – *leptocladum* var. *cornutum* 208
 – *longispinum* 209
 – *nodulosum* 208
 – *pinnatum* var. *subpinnatum* f. *robustum* 209
 – *rectangulare* 208
 – *rosei* var. *stemmaum* 209
 – *sexangulare* 209
 – *tohopekaligense* 209
 – *unicorne* 208
 – *unicorne* var. *longicolle* 209
 – *curvatus* var. *latus* 209
 – *leptodermus* var. *subcorniculatus* 208
Stauroneis phoenicenteron 281
 Stechheber 290
Stentor 293
Stephanodiscus 71
 Stereokartiergerät 20
 Sterigmen 32
 Sternhaare 129
 Stigma 159
 Stofffluss 138
 Strahlenscheibe 37
 Stranddistel 174
 Stratigraphie 274
 Stratigraphische Einordnung 269
Stratiotes aloides f. *submersa* 72
Stratum typicum 274
 Streptophyten 14
 Streupräparate 99
 Stromatolith-Bildung 163
 Stromatolithen 163
 Strukturproteine 353
 Suchmaschinen, Internet 358
Surirella gemma 165
 S-VHS 155
 Sylt 344
 Symbiose 132, 164
 Synaptonemaler Komplex 231
 Synkaryon 333
 Syphilis 200
 Systole 197
- Tagebaurestsee 159
 Tageslicht 298
 Tannenzweig 220

- Tapetum 231
 Tausendblatt, Ähriges 71
Taxilejeunea obtusangula 132
 Teichrose, Gelbe 72
 Teichsimse 72
 Teilung 352
 Teilungen, metagame 333
 Teilungscysten 1
 Teilungsfurche 349
 Telegrafendrähte 199
 Teleskop 261
 Teleutosporen 27, 31
 Telome 175
 Temperatursprungschicht 321
 Terpeneol 230
 Tertiär 269, 272
 Tesafilm 122
 Testdiatomeen 165
 Tetrade 236
 Tetraedron 71
 Textildesigner 241
 Thailand 207
 Thekamöben 102
 Thienemann, August 177
 Thoracopoden 300
 Tiefdruck 85
 Toluolsulfonsäure-Monohydrat 312
 Torus 219
 Toxicysten 211, 347
Tradescantia 35
 – *virginiana* 229
 Transpirationsschutz 129
 Transportom 35
 Transportprozesse 324
 Trematoden 283
Tremella 26
Trentepohlia 132
Tribonema 185
 Trichinen 277
 Trichloressigsäure 312
 Trichocysten 211
 Trichome 129
 Trinkwasserressourcen 377
Triophilus 132
 Trophiestatus 321
 Tuberkulose 224
 Tubulin 36
 ε-Tubulin 240
 Tukane 376
 Tümpel 354
 Tychoplankter 70
 Typenplatten 99
Typha
- *angustifolia* 131
 – *glauca* 131
 – *latifolia* 131

Ulothrix zonata 187
Ulva pertusa 332
 Umweltanalytik 70
 Umweltchemie 70
 Umweltpreis 5
 UNO-Jahr des Wassers 377
 Untersuchungstechniken von Protozoen 289
 Uredosporen 31
Utricularia vulgaris 72
 UV-Emission 373
 UV-Leuchtdioden 373

Vaginicola 249
 Vakuole, kontraktile 347
Vallacerta danmai 272
 Vallacertidae 273
Vampyrella 1
Vampyrellidium 4
Vanilla planifolia 65
 Vanille 65
 Varianzfilter 202
 Vasentierchen 249
 Versilberungsmethode
 – nasse 113
 – trockene 112
Vertebralina striata 100
 Vesuvin 227
 VHS 155
 Videomikroskopie 151
 Virchow, Rudolf 228
 Volumenveränderung 300
 Volumenzunahme 299
Volvox 188
Vorticella 72, 249
 – *fasciculata* 219
 Vulkaneifel 322

 Wachsschicht, epikutikuläre 354
 Warburg, Otto 20
 Wärmflaschentierchen 249
 Warve 321
 Warvenmächtigkeit 324
 Wasseranalyse 380
 Wasserdampfexplosion 323
 Wasserflöhe 72, 143
 Wasser-Knöterich 72
 Wasserlinsen 257
 Wasserschlauch 72
 Wasserschnecken 194, 367

 Weibervogel 376
 Weddelit 164
 Weinblatt 203
 Wellenmuster 341
 Wernerit 374
 West-Sibirien 269
 Whewellit 164
 Willemite-Calcit 374
 Willkomm, Moritz 84
 Wirtswechsel 29
 Wischhaus, Eric 193
 Wissenschaft 177
 Wohldenbergl, Mikroskopikertreffen 259
 Wundinfektionen 224
 Wurzelhaare 35

Xanthidium
 – *acanthophorum* var. *raciborskii* 209
 – *bastiferum* 209
Xanthosoma 354
Xenopus laevis 377
 Xylem 220
 Xylemstränge 372

 Yellowstone Nationalpark 327

 Zackenrädchen 149
 Zähne 201
 Zecken 361
 Zeiss, Carl 266
 Zeiss-Mikroskope 225
 Zeitrafferaufnahmen 311
 Zeitschriften 262
 Zellpolarität 267
 Zellteilungen 347, 240
 Zellulose 353
 Zellwand 353
 Zellwand-Aufweichung 353
 Zernike, Frits 21
 Ziehl, Franz 228
 Zieralgen 71, 184, 207
 Zimmerpflanze 229
 Zitterlinge 26
 Zooplankton 72, 138
 Zooplanktonpopulation 321
 Zsigmondy, Richard A. 21
 Zucker 11
 Zuckmücken 146
 Zwitter 377
 Zygotan 230
 Zyklomorphose 93
 Zytoskelett 35

- Foissner, W., Berger, H., Schaumburg, J.: Identification and ecology on limnetic plankton ciliates. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft Heft 3/99, 1–793 (1999).
- Hausmann, K., Hülsmann, N.: Protozoology. 2nd edition. Georg Thieme Verlag. Stuttgart 1996.
- Hewett, S. W.: Prey size and survivorship in *Didinium nasutum* (Ciliophora: Gymnostomatida). Trans. Amer. Microsc. Soc. 106, 134–138 (1987).
- Lummer, S.: Von den Geheimnissen der gefährlichen Nasentierchen. Mikrokosmos 91, 321–326 (2002).
- Mayer, P.: *Didinium nasutum* und *Monodinium balbianii* sind sehr gefräßige Ciliatenräuber. Mikrokosmos 87, 87–91 (1998).
- Parducz, B.: Ciliary movement and coordination in ciliates. Int. Rev. Cytol. 21, 91–128 (1967).
- Rieder, N.: Elektronenoptische Untersuchungen an *Didinium nasutum* O. F. Müller (Ciliata, Gymnostomata) in Interphase und Teilung. forma et functio 4, 46–86 (1971).
- Schwartz, V.: Einleitende Beobachtungen am Beutefang von *Didinium nasutum*. Z. Naturforschung 20b, 383–391 (1965).
- Small, E. B., Antipa, G. A., Marsalek, D.: The cytological sequence of events in the binary fission of *Didinium nasutum* (O. F. M.). Acta Protozool. 9, 275–287 (1972).
- Tartar, V.: The biology of *Stentor*. Pergamon Press, Oxford 1961.
- Thon, K.: Über den feinen Bau von *Didinium nasutum* O. F. M. Arch. Protistenk. 5, 280–321 (1905).
- Verfasserin: Juliane Tröger, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, AG Protozoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, D-14195 Berlin, e-mail: ju.troeger@gmx.de

Kurze Mitteilungen

Aufweichen der Zellwand

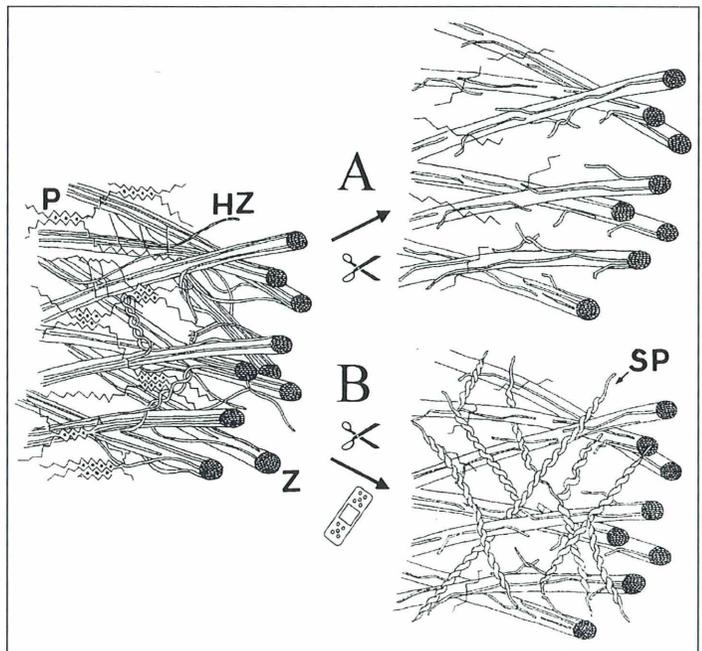
Wenn man ein Körbchen Pfirsiche auf dem Markt einkauft, dann sind die Früchte meist noch steinhart. Nach einigen Tagen der Lagerung, vor allem in der Nähe von reifenden Äp-

fel und reifen Bananen, sind die Pfirsiche weich und saftig geworden. Während des Reifungsprozesses machen fleischige Früchte eine Veränderung ihrer Textur durch: Das feste

Abb. 1: Modelle für den Vorgang der Zellwand-Aufweichung. Links: Die starre Zellwand vor der Aufweichung, in der die Stränge der Zellulose (Z) und der Hemizellulose (HZ) durch Pektinbrücken (P) verbunden sind. Nach der Entmantelungshypothese (rechts oben; A) wirken die abbauenden Enzyme wie Scheren; sie durchtrennen die Pektin-Brücken und weichen die Hemizellulose von den Zellulosesträngen ab, sodass sich die Zellulose Makromoleküle gegeneinander verschieben können. Dies wirkt sich als Aufweichen der Zellwand aus.

Nach der neuen Entmantelungs-Reparatur-Hypothese (rechts unten; B) wirken die Enzyme, welche die Zellwand aufbrechen wie Scheren.

Gleichzeitig aber werden neue Strukturproteine (SP) in der Zellwand synthetisiert, sodass die Zellulose-Stränge elastisch (wie mit einem Klebepflaster) miteinander verbunden bleiben, sich aber gleichzeitig verschieben können. So wird verhindert, dass während des Aufweichungsprozesses die Zellwand zerspringt (nach Trainotti et al., 2003).



Fruchtfleisch wird verändert in das schmackhafte, weiche Fruchtfleisch. Das Weichwerden des Fruchtfleisches ist ein physiologischer Prozess, bei dem zahlreiche Enzyme eine Rolle spielen. Sie führen zu einer Trennung der Zellen voneinander, unter anderem durch die Auflösung der Pektine der Mittellamellen, die irreversibel ist. Dass die Reife der Pfirsichfrüchte, deren Klimakterium, durch das Äthylen-Gas gefördert wird, ist seit langem bekannt. Beim Aufweichen der Fruchtwände spielen die Enzyme β -Galaktosidase, Endopolygalakturonase, Glukanase, Expansin und Pektin-Methyl-esterase eine entscheidende Rolle. Eine neue genetische Untersuchung des Reifeprozesses hat jetzt gezeigt, dass bei dem Aufweichen auch Gene eine Rolle spielen, die neue Wandproteine kodieren, deren Funktion bislang übersehen wurde. Die Genexpression für diese Wandproteine beginnt mit dem Klimakterium und wird durch Äthylen reguliert. Offensichtlich haben diese Wandproteine im weiteren Verlauf der Fruchtreifung eine Reparatur-Funktion. Es

werden nämlich nicht nur neue Polysaccharide synthetisiert, sondern auch strukturelle Eiweiße. Beide zusammen helfen dabei, die Zellwände der Frucht zusammenzuhalten und verhindern so für eine gewisse Periode das Matschigwerden der Früchte (Abb. 1). Man ist so zu einer neuen Hypothese für das Aufweichen der Zellwände in fleischigen Früchten gekommen, die Entmantelungs-Reparatur-Hypothese genannt wird. Die Enzyme bauen nicht nur die Zellwände ab, sondern es werden auch Gene aktiviert, welche Proteine synthetisieren, die den Zusammenbruch des Fruchtfleisches aufhalten.

Literaturhinweis

Trainotti, L., Zanin, D., Casadoro, G.: A cell wall-oriented genomic approach reveals a new and unexpected complexity of the softening in peaches. *Journal of Experimental Botany* 54, 1821–1832 (2003).

H. F. Linskens, Nijmegen

Benetzbarkeit der Blätter

Viele Pflanzenoberflächen sind wasserabweisend. Die Unbenetzbarkeit beruht auf einer dreidimensionalen Mikrostruktur der Epidermis. Die Epidermiszellen sind oft als Vorwölbungen der Außenwand zu Papillen umgeformt. Die Außenseite der Epidermis ist oft von einer wasserabstoßenden Wachslage bedeckt (epikutikuläre Wachsschicht). Infolge von deren Oberflächenspannung breitet sich Wasser auf den Blattoberflächen nicht als ein durchgehender Wasserfilm aus, sondern die sphärischen Wassertropfen bleiben an den Spitzen der Mikrostrukturen hängen oder rollen ab. Das Abrollen der Wassertropfen hat eine Reinigungsfunktion und ist ein wichtiger Mechanismus, um Pilzsporen und Bakterien am Festhaften auf der Blattoberfläche (Phyllosphäre) zu hindern. Eine Forschungsgruppe der Universität Bonn hat sechs Pflanzenarten (*Alocasia*, *Colocasia*, *Euphorbia*, *Liriodendron*, *Nelumbo* und *Xanthosoma*) mit einem neuen Mikroskop, dem Licht-Confocal-Mikroskop (μ -surf, NanoFocus, Duisburg) unter-

sucht und die Anzahl, die Höhe und den mittleren Abstand der Papillen pro Einheit Oberfläche gemessen. So konnte die exponierte Oberfläche der individuellen Papillen ermittelt werden. Daraus ergab sich, dass die Kontaktfläche um mehr als 95% vermindert war, verglichen mit der Projektionsoberfläche der Wassertropfen. Die Rauigkeit der Blattoberfläche, verursacht durch die Papillen, reduziert also die Benetzbarkeit mit Wasser. Von geringerer Bedeutung ist die Wachsschicht, da Wachse infolge ihrer zahlreichen funktionellen hydrophilen Gruppen (wie $-\text{OH}$, $-\text{COOH}$, $-\text{CHO}$) oft nicht sehr stark hydrophob sind.

Literaturhinweis

Wagner, P., Fürstner, R., Barthlott, W., Neinhuis, C.: Quantitative assessment to the structural basis of water repellency in natural and technical surfaces. *Journal of Experimental Botany* 54, 1295–1303 (2003).

H. F. Linskens, Nijmegen

Aus dem Tümpel ins Dokument – Von der Beobachtung zur Publikation

Teil 2: Dokumentation und Veröffentlichung*

Martin Kreutz

Im ersten Teil dieses Artikels ging es darum, die Untersuchungsobjekte (Protisten) zu beschaffen und richtig zu identifizieren. Dies sind die Voraussetzungen, um sich nicht nur an dem Anblick der Einzeller zu erfreuen, sondern sie auch wissenschaftlich zu untersuchen. Gerade hier liegt in dem Detailwissen und den Erfahrungen von Amateuren in der Mikroskopie ein ungeheures Potenzial, welches von diesen meist immer unterschätzt wird. Die Geschichte lehrt jedoch, dass viele grundlegende als auch detaillierte Entdeckungen in der Mikroskopie von Amateuren gemacht wurden, wie in dem lesenswerten Artikel *Dilettanten als Köpfer – Amateure in der Mikroskopie* sehr gut beschrieben wird (Günkel, 2000). Unter diesen Amateuren finden sich Namen wie Ehrenberg, Kuhl oder Penard.

Auch wenn man nicht die Absicht hat, solch umfangreiche Werke wie die genannten Autoren zu veröffentlichen, ist es für den Amateur oft ein Problem, seine Beobachtungen zu dokumentieren und in einem Artikel darzulegen. Hier möchte ich meine ganz persönlichen und praktischen Erfahrungen wiedergeben, wie ich meine Funde schließlich ins Dokument bringe.

Dokumentation durch Mikrofotografie

Im Gegensatz zu Präparaten der Histologie sind die Objekte der Lebendbeobachtung flüchtig und zudem oft sehr schnell beweglich. Früher war das Zeichnen der Protozoen die einzige Möglichkeit der Dokumentation. Sie scheint heute von der Mikrofotografie verdrängt zu werden, jedoch finden sich in vielen aktuellen Bestimmungswerken und Revisionen Zeichnungen der Autoren neben den Mikrofotografien (beispielsweise Foissner, 1991–1999). Sie haben den Vorteil der Verdeutlichung der Details und dem Zusammenlegen mehrerer Fokusebenen. Die meisten Amateure vertrauen jedoch mehr ihrer Fotoausrüstung. Mir geht es

genauso, jedoch sollte jeder einmal versuchen Zeichnungen anzufertigen, da es die Aufmerksamkeit für Details ungemein schärft. Ein unschätzbare Vorteil der Mikrofotografie ist die schnelle und objektive Dokumentation seiner Beobachtungen. Äußerst hilfreich ist eine Mikroblickeinrichtung, um auch schnell bewegliche Objekte noch möglichst ohne Deckglasdruck zu dokumentieren (Abb. 1). Als Kamera verwende ich eine Olympus OM-2n, welche den Blitz steuert. Als Filmmaterial kommen 100 ASA Diafilme (meistens der Fuji Sensia 100 oder der Agfa Precisa CT100) sowie 200 ASA Negativfilme (in der Regel Agfa Vista) zur Anwendung. Standardmäßig werden alle Bilder um eine Blende unterbelichtet, was den Kontrast deutlich anhebt. Leider ist diese Regel nicht auf die Belichtungssysteme aller Kamertypen übertragbar und die optimale Belichtungskorrektur muss durch einen Testfilm ermittelt werden. Die Unterbelichtung bedingt einen recht starken Blaustich des Dias, der aber nicht störend wirkt.

Die Mikrofotografie mit einer Digitalkamera wäre eine fortschrittliche Alternative. Die Vorteile liegen auf der Hand: Höhere Empfindlichkeit, hohe Auflösung, misslungene Aufnahmen

Basierend auf einem Vortrag, gehalten anlässlich der 9. Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen, 8.–10. November 2002.

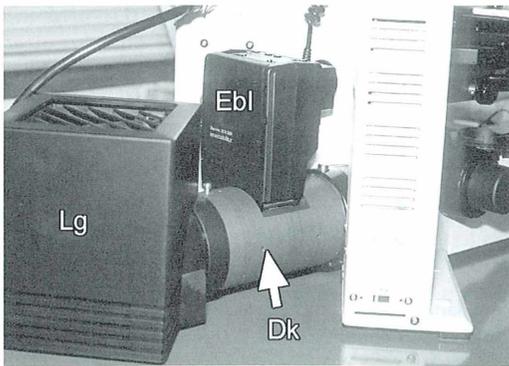


Abb. 1: Zwischen dem Lampengehäuse (Lg) und dem Stativ ist ein Doppelkollektor (Dk) mit eingebautem Elektronenblitz (Ebl) eingefügt. Diese Konstruktion von Jürgen Stahlschmidt (Hagen) ist äußerst robust und gewährleistet eine hohe Lichtausbeute.

können einfach gelöscht werden, digitale Bildbearbeitung mit Hilfe des Computers. Allerdings gibt es (bis jetzt) einen gravierenden Nachteil: Keine der auf dem Markt befindlichen Digitalkameras im erschwinglichen Preissrahmen verfügt über die Möglichkeit zur Ansteuerung eines externen Blitzes. Eine Mikroblitzfotografie von schnell beweglichen Objekten ist daher mit diesen Kameras nicht möglich. Außerdem ist eine Adaption an das Mikroskop mit Bastelarbeit verbunden, da die meisten Digitalkameras nicht über Wechselobjektive verfügen. Dies wird sich sicherlich bald ändern und die Digitalkameras werden dann auch bei den Mikroskopikern eingesetzt werden, die aus genannten Gründen jetzt noch zögern.

Detailaufnahmen

Bei der Dokumentation eines neuen Fundes versuche ich immer, die charakteristischsten Merkmale der Art festzuhalten, wie zum Beispiel Form der Mundöffnung, Form des Kerns oder typische Zelleinschlüsse. Die im ersten Teil dieses Artikels erwähnte Checkliste der Merkmale kann dabei sehr hilfreich sein. Als Beispiel mag hier die allseits bekannte Gattung *Closterium* dienen. Durch die charakteristische Zellform ist eine Zuordnung der Gattung äußerst einfach. Zur Bestimmung der Art müssen jedoch verschiedene Merkmale betrachtet werden. Die

Zellform und -größe spielt natürlich eine Rolle. Dann jedoch auch die Anordnung der Pyrenoide, die Form der Apices (Abb. 2) und die Strukturierung (Streifung) der Zellwand. Hat man diese Merkmale erfasst, kann man per Bestimmungsschlüssel die Art bestimmen, was sicherlich die sauberste Lösung ist. Eine andere ist es, sich an Hand der Zeichnungen in den Bestimmungsbüchern die Arten herauszusuchen, welche mit der gesuchten die größte Übereinstimmung zeigt. Dann muss man die Merkmale dieser ausgewählten Arten abarbeiten, um zu einer Entscheidung zu kommen. Oft führe ich die Bestimmung erst an Hand der Fotos und meiner Notizen durch. Das wird zwar oft kritisiert, führt aber auch zum Erfolg, da man alles in Ruhe vermessen und betrachten kann.

Mikro-Blitzen bei hoher Vergrößerung im DIK

Oft erscheinen geblitzte Mikroaufnahmen mit DIK bei höchster Vergrößerung (Ölimmersion) erheblich verwackelt, wenn sie mit einer Spiegelreflexkamera aufgenommen werden. Die Ursache ist die Schwingung der Kamera auf dem Tubus nach dem Öffnen des Verschlusses. Diese Schwingung wird durch den schnell beweglichen Verschluss erzeugt und nicht durch die Spiegelbewegung. Dies lässt sich leicht überprüfen, wenn man den Spiegel arretiert und das Bild trotzdem verwackelt ist. Wegen des hohen Lichtbedarfs durch die Kombination von DIK und hoher Vergrößerung wird im allgemeinen der Blitz vollständig entladen, was zu Zündauern von 1/125 Sekunden führen kann (Herstellerangaben). Diese lange Belichtungszeit reicht nicht aus, das Nachschwingen des Kameragehäuses einzufrieren.

Deshalb bin ich zu einer etwas umständlichen, aber erfolgreichen Lösung gekommen. Durch einen Testfilm habe ich geprüft, bei welcher Kontraststärke des DIK die vollständige Entladung des Blitzes eine korrekte Belichtung ergibt. Ist diese Kontrasteinstellung einmal bekannt, kann man sie am DIK-Schieber einstellen und die Kamera auf eine manuelle Belichtungszeit von einer Sekunde programmieren. In dieser Zeit des offenen Verschlusses löst man den Blitz manuell aus. Die Lampe des Mikroskops muss dabei wegen der langen Verschlusszeit möglichst weit heruntergestellt sein. Das Auge ist jedoch sehr empfindlich und im abgedunkelten Raum kann man das mikroskopische Bild noch erkennen. Diese Technik erforder-

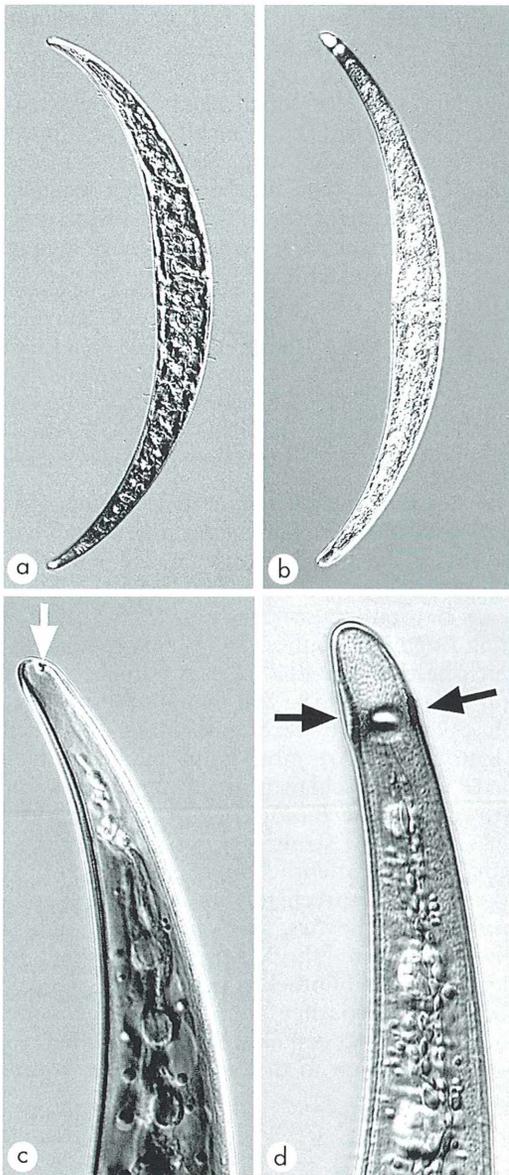


Abb. 2: Die beiden Jochalgen *Closterium diana* (a) und *Closterium nematodes* (b) sind für den Anfänger kaum zu unterscheiden, da sie auch ähnlich groß und geformt sind. Erst bei höchster Vergrößerung erkennt man in den Apices (Zellenden) die Artmerkmale: *C. diana* hat eine warzenförmige Pore (c, Pfeil), welche nach innen gerichtet ist, während *C. nematodes* einen Wulst kurz unterhalb des Apex besitzt (d, Pfeile), welcher durch Einlagerungen dunkel gefärbt ist.

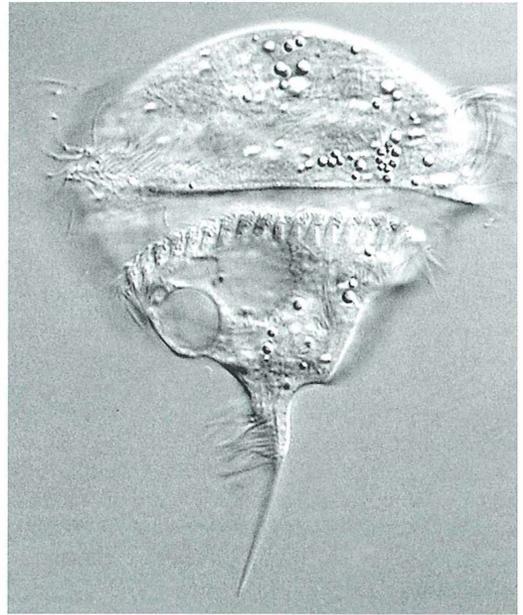


Abb. 3: Geblitzte Aufnahme des sehr schnell schwimmenden Ciliaten *Caenomorpha uniserialis* mit Ölimmersion im DIK. Der Ciliat ist 72 µm lang.

dert etwas Übung, führt aber zu sehr guten Ergebnissen und ist meines Wissens die einzige Möglichkeit, um unter Verwendung von Ölimmersion geblitzte Aufnahmen mit einer Spiegelreflexkamera im DIK anzufertigen (Abb. 3).

Erstellen von Veröffentlichungen

Beschäftigt man sich als Amateurmikroskopiker intensiv mit einem Thema, können die gesammelten Erfahrungen und Beobachtungen von sehr großem Wert sein und man sollte versuchen, sie zu veröffentlichen. Man sollte dabei bedenken, dass auch die Profis sich nicht mit allen Themen beschäftigen können und im wahrsten Sinne des Wortes ihre Augen beziehungsweise Mikroskope nicht überall haben können. Gerade im Themenbereich freilebende Protozoen haben auch die Profis das Problem, ihr Untersuchungsobjekte aufzuspüren. Auch sie müssen zur richtigen Zeit am richtigen Fundort sein, was ich als das Ort/Zeit-Problem bezeichne. Deshalb betrachte ich mich als Amateur sozusagen als verlängerten Arm, der ganz andere Fundorte unter die Lupe nimmt und auswertet.

Der bereits existierenden Literatur und dem Internet kann man sehr schnell entnehmen, über welche Arten noch überhaupt nichts oder nur sehr wenig bekannt ist. Viele Arten wurden nur ein einziges Mal von den frühen Mikroskopiern beschrieben und danach nie wieder gesichtet. Es gibt mehr von diesen Arten, als man glaubt. Gerade für solche Fälle sind auch die Beschreibungen und Fotografien (oder Zeichnungen) von Protozoen durch Amateure sehr wertvoll. Man sollte sich nicht abschrecken lassen, wenn ein Thema schon einmal im MIKROKOSMOS oder anderen Publikationsorganen behandelt wurde. Man sollte bedenken, dass viele Leser die älteren Jahrgänge nicht kennen. Außerdem haben sich Technik und Wissen inzwischen weiterentwickelt. Auch scheinbar oft beschriebene Vorgänge oder Techniken können in neuem Licht ganz andere Aspekte aufweisen. Wie entscheide ich, was ich veröffentlichen soll? Dies hängt ganz davon ab, mit welcher Intention man etwas veröffentlichen will. Ich selbst versuche, das Besondere zu dokumentieren, das heißt, seltene Funde, schwierig zu fotografierende Organismen oder solche Einzeller, über die es wenig Literatur gibt. Oft sind es einfach auch Beobachtungen, welche mir durch Glück gelungen sind. Schon bei der Bestimmung merke ich schnell, ob sich die Beschreibung einer Art in der Literatur über mehrere Seiten erstreckt mit vielen Literaturzitaten, oder ob sie sich auf zwei Zeilen durch den Entdecker beschränkt. Man wird überrascht sein, dass man in seinen heimischen Fundorten oft vermeintlich seltene Arten findet, so dass man sich fragt, wie man solches Glück haben konnte. Dies hängt aber mit der oben beschriebenen Tatsache zusammen, dass auch die Erstbeschreiber das Ort/Zeit-Problem hatten und so die tatsächliche Verteilung der Arten in allen Lebensräumen nicht kennen konnten. Schon alleine für diese Information (Verteilung und Häufigkeit der Populationen) sind die Untersuchungen der Amateure an ihren Fundorten sehr wichtig. Diese Funde sind zum Beispiel lohnenswerte Objekte. Hat man davon einige Fotos oder Zeichnungen angefertigt, ist der Text schnell erstellt. Das Problem ist jedoch meist die Literaturrecherche.

Literaturrecherche und -beschaffung

Die grundlegende Literatur für meine Arbeiten habe ich mir mit Hilfe der elektronischen Re-

cherche der Universitäts-Bibliothek Konstanz beschafft. Heute ist jede größere Bibliothek im Internet vertreten mit deren eigenen Suchmaschine und der Möglichkeit der elektronischen Bestellung. Diese Suchmaschinen (nicht zu verwechseln mit den Suchmaschinen des Internets) sind sehr nützlich. Durch Eingabe von Stichwörtern wie Protozoen, Rotatoria, Amöben (in deutsch und englisch) erhält man in kurzer Zeit eine ausdrückbare Liste der verfügbaren Bücher. Alle Bücher, welche nicht verfügbar sind, müssen bestellt werden, um sich einen Eindruck des Inhaltes der Werke zu machen. Dies kostet insgesamt etwa 2–4 Wochen Zeit, und man hat schnell einen Satz von Büchern zusammen, den man sozusagen als starter-kit benötigt.

Die Bestimmungsbücher enthalten stets Zusammenstellungen der weiterführenden Literatur, welche üblicherweise in den Fachzeitschriften abgedruckt ist. Hat man mit Hilfe eines Bestimmungsbuches von 1953 zur Gattung *Euglena* (Gojdic, 1953) eine Art erfolgreich bestimmt, enthält dieses natürlich auch nur Zitate bis 1953. Will man nun feststellen, ob es aktuellere Veröffentlichungen zu der identifizierten Art gibt, kann man verschiedene Wege einschlagen. Recht mühselig kann der Blick in die *Biological Abstracts* werden. Dieses Werk ist sozusagen die Zusammenfassung aller Veröffentlichungen im Bereich Biologie und entsprechend umfangreich. Kennt man jedoch die Art, kann man unter diesen Namen in den Jahrgängen nachschlagen. In den meisten Bibliotheken liegen die *Biological Abstracts* inzwischen auch als CD aus. Man muss immer mit den aktuellsten Ausgaben beginnen und sich in die Vergangenheit vorarbeiten.

Nutzung des Internets

Seit der Einführung des Internets ist dieses Vorgehen jedoch größtenteils überholt, denn durch Eingabe des Art- oder Gattungsnamens in eine Suchmaschine (beispielsweise Google) findet man recht schnell weiterführende Artikel, die wiederum weitere Literaturzitate enthalten. Es gibt auch inzwischen Internetadressen, welche detaillierte Literaturübersichten zu Protozoen nach Arten gelistet enthalten (Beispiel: <http://www.nies.go.jp/chiiki1/protoz/>) (Abb. 4). Die Suche im Internet kann sehr er-

Abb. 4: Auf der *World of Protozoa, Rotifera, Nematoda und Oligochaeta*-Seite findet man eine Vielzahl von Beschreibungen und vor allem über 2.000 Literaturreferenzen. Auf dieser Seite sind jedoch keine Bilder enthalten.

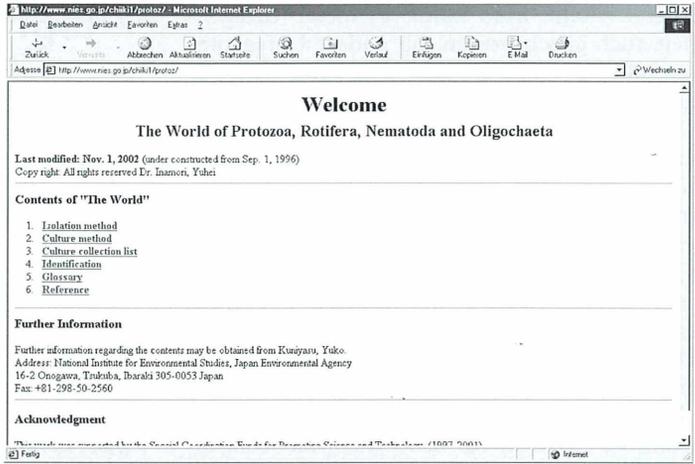


Abb. 5: Der *Protist Information Server* wurde von japanischen Universitäten aufgebaut und glänzt mit über 30.000 Fotos und Beschreibungen von Protisten. Literaturreferenzen spielen hier eine untergeordnete Rolle.

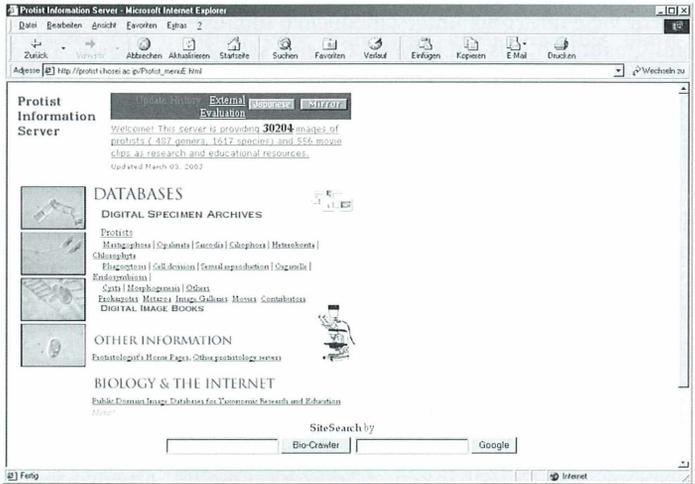
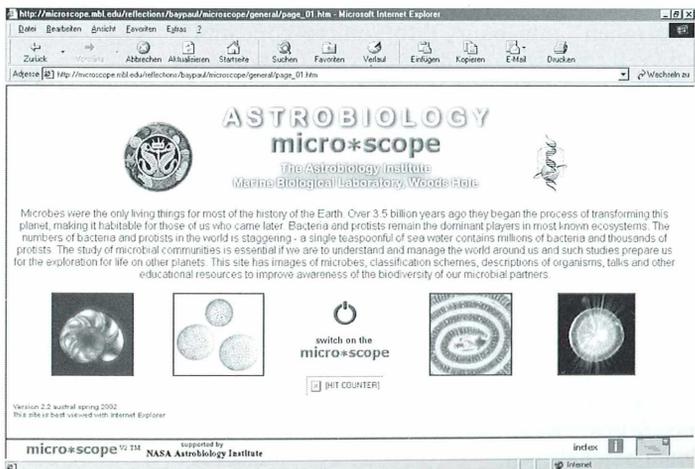


Abb. 6: Die *micro*scope*-Seite im Internet, welche derzeit von Prof. Dr. David J. Patterson aufgebaut wird. Hier soll eine Bild- und Textdatei zu allen bekannten Protisten auf der Welt entstehen, an der sich jederman aktiv beteiligen kann.



folgreich sein. Man kann bei dieser Gelegenheit auch gleich prüfen, ob andere Universitäten oder Personen ein Bild oder einen Text zur gesuchten Art bereits ins Netz gestellt haben. Die japanischen Homepages werden dabei oft angezeigt. So zeichnet sich der *Protist Information Server* (http://protist.i.hosei.ac.jp/Protist_menuE.html) (Abb. 5) durch eine Sammlung von über 30.000 Mikrofotos aus, über deren Qualität sich zwar streiten lässt, welche aber sehr gut zum Vergleich mit den eigenen Funden geeignet sind.

Das Internet bietet ganz neue Möglichkeiten, eigene Funde und Beobachtungen zu veröffentlichen. So hat man die Möglichkeit, eigene Homepages zu erstellen, auf denen man die Gemeinschaft an seinen mikroskopischen Beobachtungen teilhaben lässt. Von diesen Homepages gibt es sehr viele mit völlig unterschiedlichen Inhalten und Qualitäten. Als ein Beispiel für eine sehr gelungene möchte ich die Seite *larger-than-life* von Dr. Oliver Skibbe aufführen (<http://www.larger-than-life.de/micropage/start.html>). Oft werden die Homepages als Pinnwand benutzt, um unbekannte Objekte zu identifizieren. Die Durchsicht dieser Seiten kann sehr interessant sein und führt zu neuen Kontakten, wenn man glaubt, etwas erkannt zu haben. Der Nachteil einer eigenen Homepage ist, dass sie nicht solch einen offiziellen Charakter hat, wie eine Veröffentlichung in einer Fachzeitschrift.

Das Internet bietet jedoch noch eine weitere Möglichkeit, sich aktiv an der Erstellung von anerkannten Dokumentationen zu beteiligen. Gemeint sind Datenbanken speziell für Protozoen. Eine davon wird soeben von Prof. Dr. David J. Patterson an der Universität Sydney in Australien aufgebaut (http://microscope.mbl.edu/reflections/baypaul/microscope/general/page_01.htm) (Abb. 6). Die Seite wird von der NASA mitfinanziert, weshalb man sich nicht wundern darf, dort das Wort *Astrobiologie* zu lesen. An dieser Datenbank kann man sich mit Bildern von Protozoen und Texten beteiligen und natürlich auch schauen, was David Patterson dort schon zusammengetragen hat. Ich selbst habe mich an dieser Seite mit einigen Protozoen aus meinem bevorzugten Fundort beteiligt. Klickt man sich auf diese *micro*scope* Seite von David Patterson durch, so findet man weitere interessante Verweise auf andere Internet-Adressen, welche sich ebenfalls mit Protozoen beschäftigen.

Literaturhinweise

- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems – Band I: Cyrtophorida, Oligotrichida, Hypotrichia, Colpodea. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 1/91 (1991).
- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems – Band II: Peritricha, Heterotrichida, Odontostomatida. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 5/92 (1992).
- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems – Band III: Hymenostomata, Prostomatida, Nassulida. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 1/94 (1994).
- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems – Band IV: Gymnostomata, Loxodes, Suctorina. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 1/95 (1995).
- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Bestimmung und Ökologie der Mikrosaprobien nach DIN 38410. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1997.
- Foissner, W., Berger, H., Schaumburg, J.: Identification and ecology of limnetic plankton ciliates. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 3/99 (1999).
- Gojdics, M.: The genus *Euglena*. University of Wisconsin, Madison 1953.
- Günkel, N. G.: Dilettanten als Könner – Amateure in der Mikroskopie. *Mikrokosmos* 89, 143–150 (2000).

Internet

- <http://www.nies.go.jp/chiiki1/protoz/>
http://protist.i.hosei.ac.jp/Protist_menuE.html
<http://www.larger-than-life.de/micropage/start.html>
http://microscope.mbl.edu/reflections/baypaul/microscope/general/page_01.htm

Verfasser: Dr. Martin Kreuzt, Magdeburger Str. 2, D-78467 Konstanz, e-mail: makreu@gmx.de

Mehr Chancen

Bildung: Mehr Menschen können lesen und schreiben. Bei den Erwachsenen stieg die Rate von 64% auf 76%. 1997 besuchten 81% der Kinder Grund- und weiterführende Schulen. 1990 waren es nur 74%.

Brot für die Welt Postbank Köln
500 500-500
BLZ 370 100 50

Quelle: UNDP-Bericht über die menschliche Entwicklung 1999

Die Parasiten der Igel – Teil 2: Ektoparasiten

Dora Lambert

Während im ersten Teil der Igelparasitenabhandlung Schmarotzer im Körperinneren (Endoparasiten) vorgestellt wurden, geht es in diesem zweiten Teil nun um Parasiten der Körperoberfläche (Ektoparasiten). Eine Reihe von Plagegeistern sind im Stachel- und Haarkleid des Igels zu finden.

Das Erkennen von Flöhen, Zecken und Fliegenmaden bereitet in der Regel keine großen Schwierigkeiten, jedoch kann das Vorliegen eines Milbenbefalls aufgrund der geringen Größe dieser Parasiten von unerfahrenen Igelpflegern schon einmal übersehen werden.

Folgende Ektoparasiten sind häufig an Igeln zu finden:

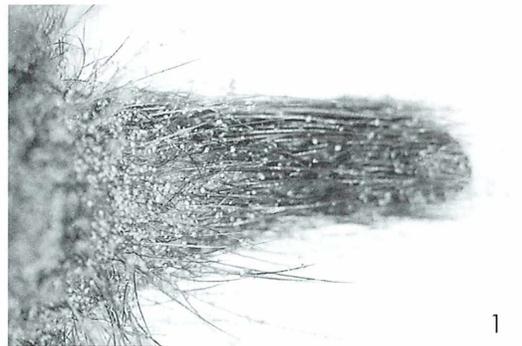
Milben	<i>Caparinia tripilis</i>
Zecken	<i>Ixodes</i> sp.
Flöhe	<i>Archaeopsylla</i>
Fliegenmaden	<i>Lucilia</i>

Milben

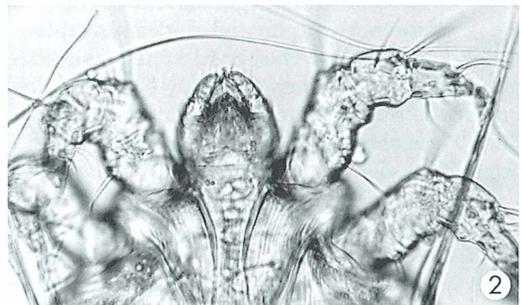
Weltweit sind circa 10.000 Milbenarten verbreitet, nur ein kleiner Teil dieser Artenvielfalt ist beim Igel zu finden, wie zum Beispiel Nagemilben der Gattung *Caparinia* (Familie Psoroptidae), Grabmilben der Gattungen *Sarcoptes* und *Notoedres* (Familie Sarcoptidae) sowie Haarbalgmilben der Gattung *Demodex* (Familie Demodicidae).

In Berliner Igelstationen wurde mehrfach der Befall mit der Nagemilbe *Caparinia tripilis* festgestellt. Diese Milben leben auf der Haut des Igels und ernähren sich von Hautschuppen, Talgresten, Lymphe und Entzündungsprodukten. Sie sehen ohne Vergrößerung betrachtet wie kleine sandfarbene Körner aus. Beim genauen Hinsehen kann man allerdings erkennen, dass sich diese „Sandkörnchen“ bewegen. Beim Betrachten des Igels fallen die Milben zuerst im Nasen-, Ohren- und Schwanzbereich auf (Abb. 1).

Ein geringer Befall verläuft nahezu symptomlos. Bei stärkerem Befall waren borkige Hautveränderungen im Bereich des Kopfes, Stachelausfall und manchmal auch filzartige Hautbeläge zwischen den Stacheln zu beobachten. Teilweise kam es zu Entzündungen des äußeren Gehörganges und der inneren Ohrmuschel mit Sekretabsonderung und Krustenbildung. Eine genaue Zuordnung der Milbenart ist nur durch



1



2

Abb. 1: Schwanzbereich eines Igels mit Milbenbefall, Nagemilbe *Caparinia tripilis*. – **Abb. 2:** Kopfbereich der Nagemilbe *Caparinia tripilis*. Vergr. 440 fach.

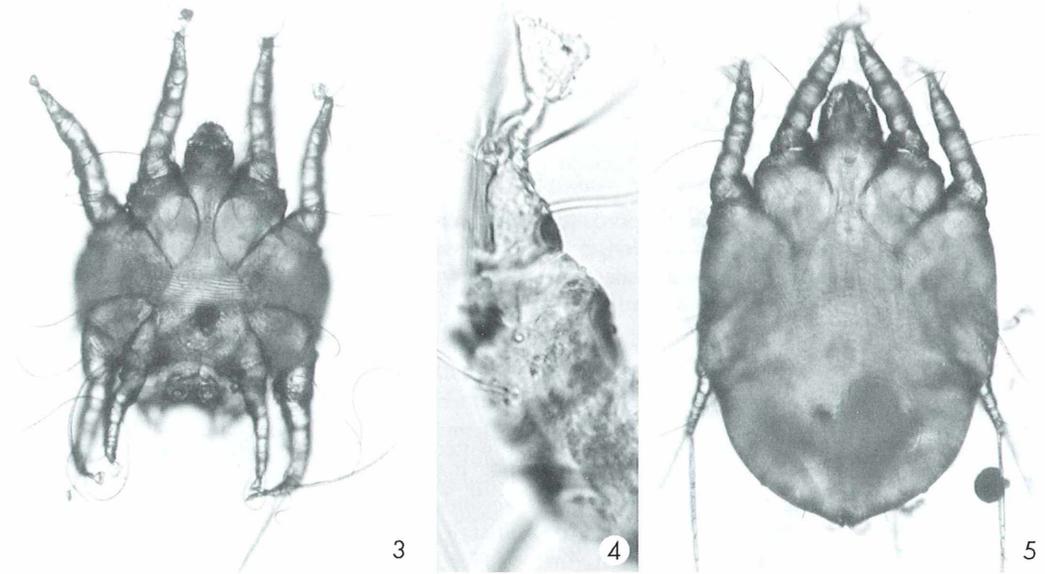


Abb. 3: Männchen der Nagemilbe *Caparinia tripilis*. Vergr. 150 fach. – **Abb. 4:** Extremitätenendigung der Nagemilbe *Caparinia tripilis* mit glockenförmiger Haftscheibe. Vergr. 590 fach. – **Abb. 5:** Weibchen der Nagemilbe *Caparinia tripilis*. Vergr. 150 fach.

mikroskopische Untersuchung möglich. Das setzt allerdings eine gute Kenntnis der morphologischen Merkmale voraus, auf die hier näher eingegangen werden soll.

Die *Caparinia tripilis* ist eine etwa 0,4 mm lange, igelspezifische Nagemilbe. Der Mundkegel ist stumpf, etwa so lang wie breit (Abb. 2). Bei den Männchen (Abb. 3) sind die vier Beinpaare lang und überragen die Körperoberfläche. An den acht Extremitätenendigungen befindet sich je eine glockenförmige Haftscheibe auf kurzem, ungegliedertem Stiel (Abb. 4). Am hinteren Körperperrand sind zwei zapfenartige, mit Borsten versehene Lappen zu erkennen. Bei den Weibchen (Abb. 5) befinden sich nur am 1. und 2. Beinpaar je eine glockenförmige Haftscheibe auf kurzem, ungegliedertem Stiel. Diese vier vorderen Beine sind so lang wie bei den Männchen. Das 3. Beinpaar ist etwas kürzer, an ihm befinden sich je zwei lange Borsten. Das 4. Beinpaar ist wesentlich kürzer und überragt die Milbenoberfläche kaum. An den Endigungen befinden sich ebenfalls nur Borsten; diese sind jedoch nicht so kräftig und nicht so lang wie die Borsten am 3. Beinpaar.

Die Entwicklung der Milben vom Ei über ein Larvenstadium (Larven haben nur drei Bein-

paare) und zwei Nymphenstadien (Nymphen haben bereits vier Beinpaare, aber noch keine Geschlechtsöffnung) bis zum Adultstadium dauert etwa drei Wochen. Alle Entwicklungsstadien sind gleichzeitig auf dem Igel zu finden. Die Entnahme der Probe zum Mikroskopieren ist im Fall der Nagemilben verhältnismäßig einfach, da diese oberflächlich auf der Haut parasitieren. Auch wenn der äußere Gehörgang der Ohren befallen ist, kann man mit Hilfe eines feuchten Wattestäbchens die Milben entnehmen; im austretenden Sekret und in den Krusten sind sie ebenfalls nachweisbar.

Zum Nachweis der Nagemilben ist es also nicht erforderlich, ein Hautgeschabsel zu entnehmen, wie das bei den Grabmilben, die in tieferen Hautschichten parasitieren, und bei den Haarbalgmilben notwendig ist.

Liegt ein massiver Befall mit Nagemilben vor, werden die Milben, ihre Entwicklungsstadien und eventuell Milbeneier auch bei der mikroskopischen Untersuchung des Kots gefunden. In diesem Fall ist eine genaue Betrachtung hinsichtlich der morphologischen Eigenschaften nötig, da auch Futtermilben (meist aus dem Trockenfutter stammend), ihre Entwicklungsstadien und Milbeneier (Abb. 6) in der Kot-

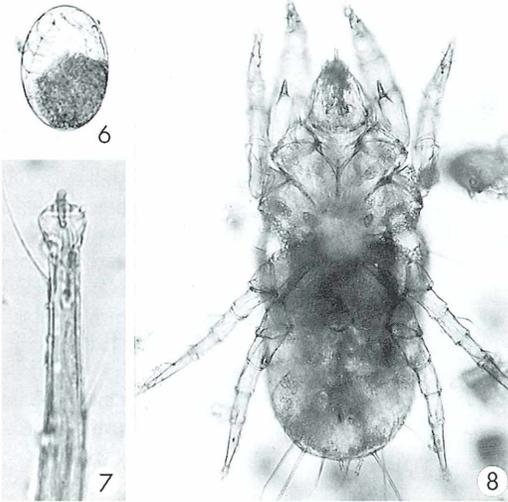


Abb. 6: Futtermilben-Ei. Vergr. 100 fach. – Abb. 7: Extremitätenendigung der Futtermilbe. Vergr. 500 fach. – Abb. 8: Futtermilbe. Vergr. 120 fach.

probe zu finden sein können. Die Differenzierung ist relativ leicht: An den acht langen, gegliederten Beinen befindet sich jeweils eine gerade Krallen (Abb. 7) und der Mundkegel der Futtermilbe (Abb. 8) ist lang und spitz. Natürlich ist im Falle des Befundes Futtermilben keine antiparasitäre Behandlung nötig.

Flöhe

Flöhe sind kleine, 1–8 mm lange, flügellose, seitlich abgeflachte Insekten, die wegen ihres besonders kräftig ausgebildeten 3. Beinpaars zu enormen Sprungleistungen befähigt sind. Männchen und Weibchen ernähren sich vom Blut ihrer Wirte. Am Kopf und am ersten Brustsegment können je nach Art Stachelkämme, so genannte Crenidien, ausgebildet sein, welche differentialdiagnostisch verwertet werden können.

Der Igelhoh *Archaeopsylla erinacei* (Abb. 9) besitzt am ersten Brustsegment ein aus 5–6 Stacheln bestehendes Pronotalctenidium (Abb. 10) und am Kopf auf jeder Seite ein aus 2–3 kurzen Stacheln bestehendes Genalctenidium (Abb. 11). Nur die Adulten leben auf dem Wirt. Das Weibchen beginnt etwa einen Tag nach der Begattung mit der Eiablage (insgesamt mehrere hundert Eier). Diese sind 0,5 mm × 0,3 mm

groß, vorerst durchscheinend, später porzellanartig und mit bloßem Auge gut sichtbar. Die Eier werden in der Außenwelt (Igelnest) abgelegt. Je nach Temperatur und Luftfeuchtigkeit schlüpfen nach 4–12 Tagen die stark beborsteten, mit beißenden Mundwerkzeugen versehenen Larven. Diese leben von organischen Abfällen, vor allem aber vom Kot der adulten Flöhe. Das Larvenwachstum erfolgt in drei Stadien. Die Drittlarve spinnt einen losen Kokon, in dem sie sich zur Puppe häutet. Die Puppenruhe dauert 4–14 Tage, kann sich aber auch über mehrere Monate erstrecken.

Flöhe sind wenig wirtsspezifisch, sie werden jedoch nach dem Wirt benannt, dessen Blut sie bevorzugen.

Zecken

Beim Igel sind alle Stadien (Larven, Nymphen, Adulti) der Schildzecke *Ixodes hexagonus*, der so genannten Igelzecke (Abb. 12), teilweise in sehr großer Anzahl anzutreffen, aber auch die Schildzecke *I. ricinus*, der Holzbock, kann auf dem Igel zu finden sein.

Die Zecken sitzen überwiegend an den weich behaarten Körperstellen wie Kopf und Bauch. Besonders im Schwanzbereich und an den Hinterbeinen sind manchmal massenhaft Larven und Nymphen dieser Parasiten anzutreffen. Auch zwischen den Stacheln sind Zecken zu finden.

Mit Hilfe ihrer Mundwerkzeuge, der Cheliceren und des mit Haken besetzten Hypostoms (Abb. 13) verankern sie sich fest in der Haut und saugen Blut. Ihre Extremitätenendigungen (ein Haftlappen unter zwei gebogenen Krallen; Abb. 14) versetzen sie in die Lage, sogar Glaswände zu erklimmen.

Die Igelzecke ist, wie alle zur Unterklasse der Acari zählenden Arthropoden (Gliederfüßler), getrenntgeschlechtlich. Sie ist ein Nestparasit des Igels, an dem alle Entwicklungsstadien Blut saugen. Sie ist jedoch nicht wirtsspezifisch, bevorzugt aber das Blut des Igels.

Fliegenmaden

Einige Fliegenarten (z. B. die Goldfliegen *Lucilia* sp., Brust und Hinterleib metallischgrün glänzend) legen ihre Eier gern in Wunden und auf kleinen schwachen Tieren ab. Sie bevorzugen dabei Genital- und Analgegend, Kopf

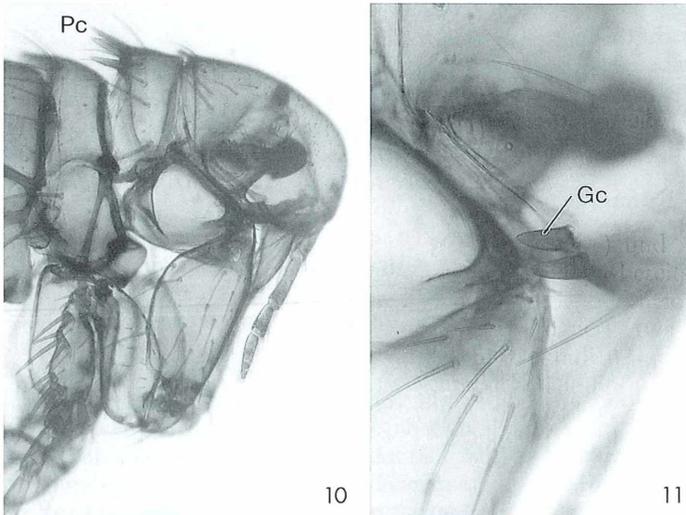
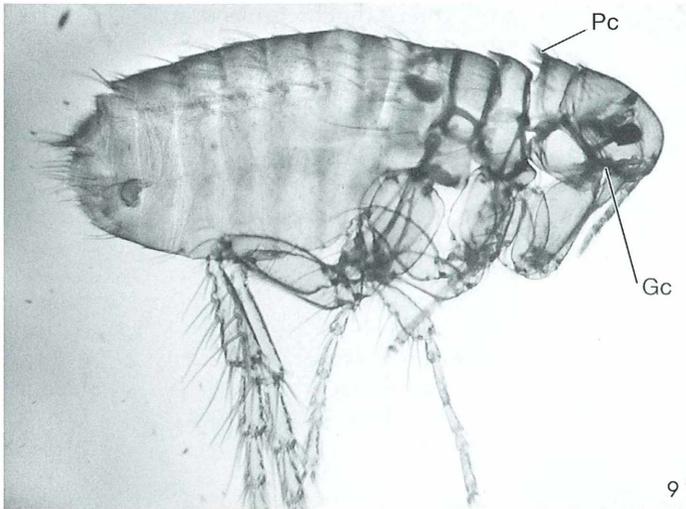


Abb. 9: Igelhoh *Archaeopsylla erinacei*, Weibchen. Gc Genalctenidium, Pc Pronotalctenidium. Vergr. 32 fach. – **Abb. 10:** Kopf des Igelhohes *A. erinacei*, Pronotalctenidium (Pc) am 1. Brustsegment. Vergr. 54 fach. – **Abb. 11:** Teil des Kopfes des Igelhohes *A. erinacei*, die zwei Stacheln des Genalctenidiums (Gc) sind erkennbar. Vergr. 125 fach.

(Abb. 15) und Körperfalten, also Stellen, wo Körperflüssigkeiten zu finden sind oder wo Verletzungen vorliegen. Aus den von *Lucilia*-Arten abgelegten Eiern schlüpfen nach einer Zeit, die je nach Temperatur zwischen acht Stunden und drei Tagen betragen kann, Larven (Maden), die sich von sich zersetzenden organischen Stoffen wie zum Beispiel Entzündungsprodukten ernähren. Die Maden schädigen durch ihre Sekrete nicht nur krankes Gewebe, von dem sie sich ernähren, sondern auch gesundes. An den Befallsstellen kommt es meist zu bakteriellen Infektionen.

Der zylindrische Körper der Fliegenlarven ist hinten abgeflacht und zum Kopf hin zugespitzt

(Abb. 16). Die Körpersegmente sind mit ringförmig angeordneten, nach hinten gerichteten, kurzen Dornen besetzt (Abb. 17). Mit Hilfe zweier hakenartiger, einziehbarer Mundwerkzeuge (Abb. 18) verankern sich die Larven im Gewebe. Die Fliegenlarven kriechen auch in Körperöffnungen. Bei entsprechendem Verdacht ist eine genaue Untersuchung des Igels unbedingt erforderlich. Jede Made muss gefunden und entfernt werden!

Literaturhinweise

Boch, J., Supperer, R.: Veterinärmedizinische Parasitologie. 4. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin 1992.

Abb. 12: Nymphe einer Schild-
zecke der Gattung *Ixodes*, ventral
(Bauchseite). A Anus, Ch + Hy
Cheliceren und Hypostom, HO
Haller'sches Organ, S Stigmen-
platte, T Taster. Vergr. 19 fach. –
Abb. 13: Capitulum (Kopf) einer
Zeckennympe der Gattung *Ixo-*
des, ventral. Vergr. 135 fach. –
Abb. 14: Extremitätenendigung
einer Zeckennympe der Gattung
Ixodes. Vergr. 150 fach.

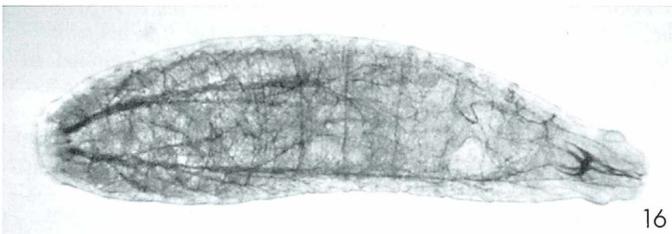
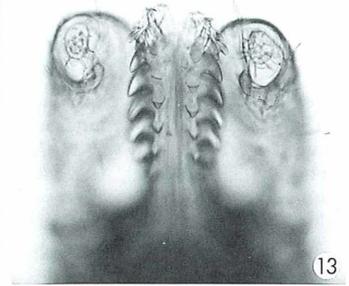
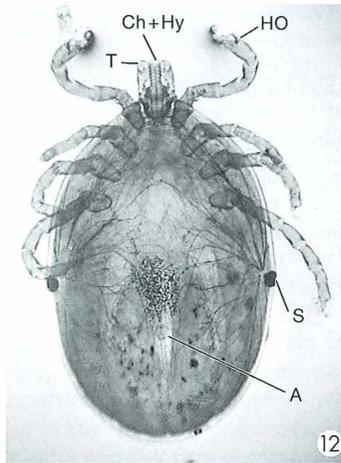


Abb. 15: Fliegenmaden (Pfeil) am Kopf eines Igels. – Abb. 16: Larve einer Fliege, vom Kopf eines Igels entnommen. Vergr. 37 fach. – Abb. 17: Ringförmig angeordnete, nach hinten gerichtete, kurze Dornen einer Fliegenlarve. Vergr. 400 fach. – Abb. 18: Kopf einer Fliegenlarve. Die zwei hakenartigen Mundwerkzeuge sind eingezogen. Vergr. 50 fach.

Heise, A.: Entwicklungszyklen, Infektionsmöglichkeiten und Bedeutung der Parasiten des Igels. Fachtagung „Rund um den Igel“, Stuttgart 1993.

Laubmeier, E.: Untersuchungen über die Endoparasiten des Igels (*Erinaceus europaeus*) bei freilebenden und in menschlicher Obhut überwinternden Tieren sowie Entwurmungsversuche mit Ivermectin. Dissertation, Universität München, 1985.

Mehlhorn, H., Düwel, D., Raether, W.: Diagnose und Therapie der Parasiten von Haus-, Nutz- und Heimtieren. 2. Auflage, Verlag Gustav Fischer, Stuttgart 1993.

Mehlhorn, H., Piekarski, G.: Grundriß der Parasitenkunde. 6. Auflage, Verlag Gustav Fischer, Stuttgart 2002.

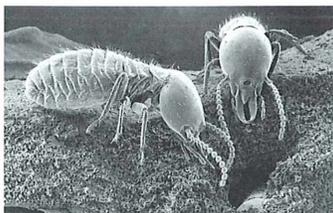
Piekarski, G.: Lehrbuch der Parasitologie. Springer Verlag, Heidelberg 1954.

Saupe, E., Produschka, W.: Igel. In: Gabrisch, K., Zwart, P. (Hrsg.): Krankheiten der Heimtiere, S. 297–325. 2. Auflage, Schlütersche Verlagsgesellschaft, Hannover 1987.

Verfasser: Dora Lambert, Arbeitskreis Igelschutz Berlin e.V., Basaltweg 25, D- 12349 Berlin, Tel.: 0 30/7 42 72 59.

Buchbesprechungen

Oliver Meckes und Nicole Ottawa: Geo-Panorama-Kalender: Mikrokosmos. Gruner + Jahr AG & Co KG, 2004, 12 Kalenderblätter, 96 × 69,5 cm, € 99,00.



Der mit den oben genannten Maßen nicht nur wirklich große, sondern wegen seines Inhalts, der Qualität der bildlichen Motive sowie der angewandten Reproduktionstechnik großartige Kalender *Mikrokosmos* bedarf im Reigen der immer wieder zum Jahreswechsel im Handel erscheinenden Kreationen einer besonderen Erwähnung. Warum? Ist es nicht doch wieder einer von den seit Dekaden bekannten Blumen-Wiesen-Bäume-Katzen-Hunde-Wandkalendern in erneuter Auflage? Ganz bestimmt nicht! Denn hier wird die Realität des Mikrokosmos in einer Sichtweise gezeigt, die in der Machart und Qualität den meisten nicht nur ungewohnt, son-

dern vielfach unbekannt sein dürfte. Wenn man sich die einzelnen Fotos anschaut – es handelt sich ausschließlich um biologische Motive – wird das für viele Betrachter einer Reise in eine unbekanntere Wirklichkeit gleichkommen, deren Details man sich nur mit Hilfe von Elektronenmikroskopen erschließen kann. Es ist einfach faszinierend, was man vor Augen geführt bekommt. Beim Betrachten der Kalenderblätter begibt man sich geradezu in ein Riesenland – wie seinerzeit Gulliver.

Die beigelegte Informations-Broschüre erklärt knapp den jeweils dargestellten Sachverhalt der Kalenderblätter und vermittelt einige Information über die angewandte Präparationsmethodik. Die zwölf Objekte sind: Collembole, Olivenblatt, Stubenfliege, Pelargonie, Schmetterling, Drehmoos, Glomerulus, Flechten, Termiten, Kamille, Coli-Bakterien, Schleimpilze. Dieser Kalender ist eine hervorragende Geschenkidee, wenn es wieder einmal darum geht, einem biologisch Interessierten – beispielsweise zum Weihnachtsfest oder zum Jahreswechsel – eine nachhaltige, im Idealfall ein Jahr lang andauernde Freude zu machen. Klaus Hausmann, Berlin

Lüllmann-Rauch, R.: Histologie: Verstehen – Lernen – Nachschlagen. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2003, 552 Seiten mit 587 Einzeldarstellungen und 10 Tabellen, Taschenbuch, € 29,95, ISBN 3-13-129241-5.

Die Histologie ist eine der Mikroskopie zugeordnete biologische Wissenschaftsdisziplin. Das vorliegende Buch über die Histologie des menschlichen Körpers ist somit unmittelbar mit unseren Interessen verbunden. Renate Lüllmann-Rauch tritt mit dieser aus ihrer eigenen Feder stammenden Publikation ein Erbe ihres Vorläufers Helmut Leonhardt an, welcher in der Zeit von 1987 bis 1990 acht Auflagen seines *Taschenlehrbuchs der Histologie* publizierte. Die Autorin hat die anspruchsvolle Aufgabe der Weiterführung dieses Standardwerkes übernommen und die Neuauflage durch zahlreiche neue Impulse geprägt. Die vorliegende Ausgabe gibt Grund zu hoffen, dass die für die Zukunft zu erwartenden Auflagen der *Histologie* die in sie gesetzten Innovations-Erwartungen erfüllen.

Klaus Hausmann, Berlin

Was kommt hinten heraus?

Teil 1: Mikroskopische Beobachtungen am Kot von Schnecken und Insekten

Eberhard Schnepf

Die Samen vieler Pflanzen werden von Tieren endozoisch verbreitet. Sie kommen unbeschädigt, unverdaut durch den Verdauungstrakt, ja werden manchmal erst durch die Darmpassage keimfähig. Bei Pferdeäpfeln lassen sich schon makroskopisch die Reste von Heu, Stroh und Getreidekörnern erkennen. Untersucht man Kot mikroskopisch, kann man nicht nur finden, was zu erwarten ist, nämlich mehr oder weniger gut erhaltene Nahrungsreste, die auf das schließen lassen, was gefressen wurde und wie gut das verdaut wurde, sondern man kann auch Überraschungen erleben.

In diesem ersten Teil der mikroskopischen Kotuntersuchungen wird Schnecken- und Insektenkot untersucht.

Schneckenkot

Um den sauberen Kot von Schnecken im Mikroskop zu untersuchen, habe ich Wasserschnecken (*Lymnea stagnalis* und *Physella acuta*) aus einem Gartenteich und eine Land-Nachtschnecke (*Arion rufus*) aus einem feuchten Laubwald in Gläsern gehältert, ohne sie zu füttern. Der Kot stammt also von der natürlichen Nahrung, die sie vor dem Fang zu sich genommen hatten. Er wird in unregelmäßig-länglichen Portionen abgegeben, die durch eine gallertig-schleimige Hülle zusammengehalten werden (Abb. 1 und 2). Der Kot selbst bestand bei den Wasserschnecken zu einem großen Teil aus kleinen Ballen organischen Materials (Abb. 2 und 3), dessen Herkunft nicht sicher zu identifizieren war.

Algen im Kot von *Lymnea stagnalis*

Lymnea stagnalis ist ein Allesfresser und ernährt sich von Pflanzen, toten Tieren, Detritus und weidet Algen ab, die auf Steinen und Pflanzen wachsen (Ludwig, 1989). Manche dieser Algen werden aber nur sehr schlecht verdaut. Nicht nur, dass die unverdaulichen Kie-

selschalen von Diatomeen beim Abweiden mit der Radula nicht zerstört werden, auch der Zellinhalt war oft noch überraschend gut erhalten. In den Abbildungen 4 und 5 erkennt man noch gut die Chloroplasten, die zwar fragmentiert sind, aber noch von ihrer sonst unversehrten Hülle umgeben zu sein scheinen. Auch Dinoflagellaten wie *Peridinium* werden gefressen, aber kaum verdaut.

Ebenso überraschend war, dass auch die Fäden von Jochalgen (Conjugaten) wie *Spirogyra* (Abb. 6) und *Mougeotia* (Abb. 7 und 8) kaum zerfallen, sondern noch in größeren Stücken zu finden waren. Auch bei ihnen waren die Chloroplasten oft nur wenig geschädigt, so dass bei *Spirogyra* das schraubige Chloroplastenband (Abb. 6) und bei *Mougeotia* die Plattenform der Chloroplasten (Abb. 7) und die Pyrenoide (Abb. 8) manchmal noch gut zu erkennen waren. Schützt die Schleimhülle der Conjugaten-Fäden vor der Verdauung? Reste anderer Fadenalgen wie *Cladophora* und *Oedogonium*, die im Teich häufiger waren als *Spirogyra* und *Mougeotia* waren im Kot nicht zu finden.

Arion rufus

Die Nacktschnecke *Arion rufus*, wegen ihrer Gefräßigkeit Schrecken aller Gartenfreunde, ist – deshalb? – ein schlechter Futterverwerter, wie man bei der mikroskopischen Analyse des Kotes sehen kann. Die mit der Radula abgeschab-

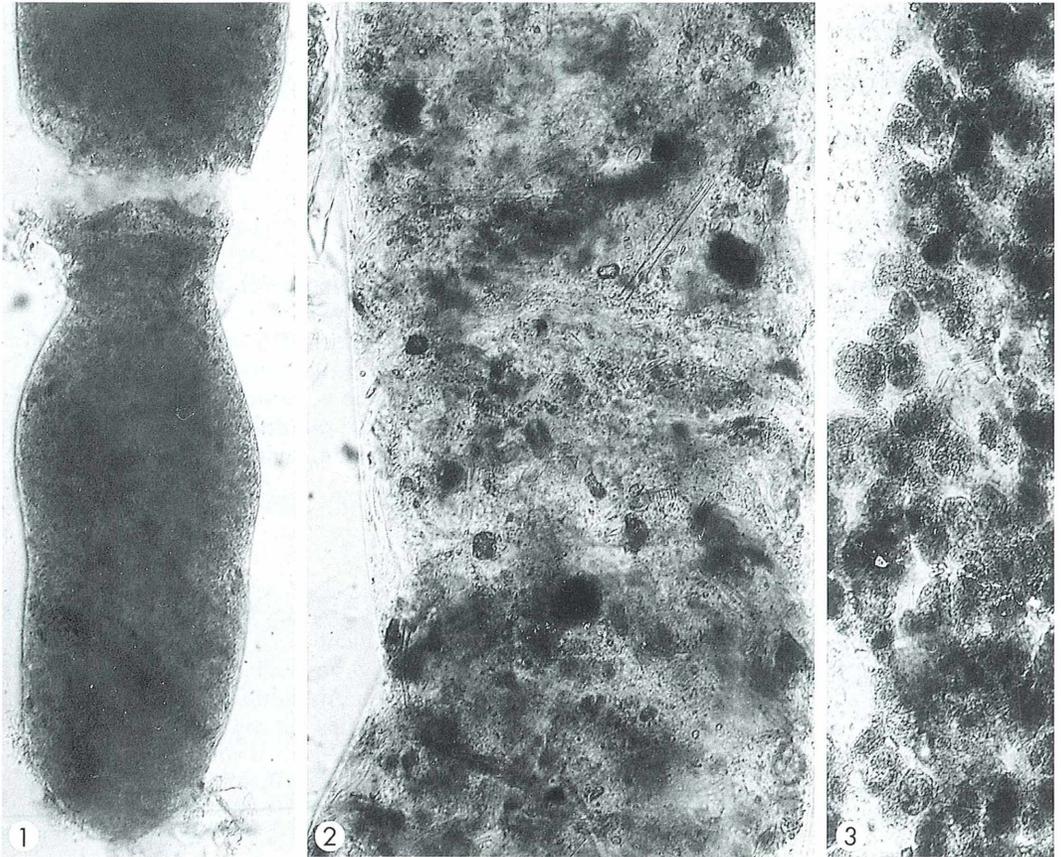


Abb. 1–3: Kot von Wasserschnecken. Vergr. 240 \times . – Abb. 1: Kotstrang von *Physella acuta* aus dichtem, braunen, amorphem Material, umschlossen von einer schleimig-gallertigen Hülle. – Abb. 2: Kotstrang von *Lymnaea stagnalis*, umschlossen von einer schleimig-gallertigen Hülle. Im Kot Zelltrümmer, unter anderem wohl von Algen. – Abb. 3: Kot von *Lymnaea stagnalis*, aus kleinen, braunen Kotbällchen.

ten Blattstücke sind ziemlich groß und treten natürlich oft nur in Fetzen ohne Zellinhalt aus dem After (Abb. 9). Dabei hängen die Xylem-Stränge meist noch zusammen. Daneben findet man aber auch Blattfragmente, die recht unbeschädigt sind und in denen nicht selten auch Chloroplasten intakt zu sein scheinen (Abb. 10 und 11). Es fällt auf, dass die Zellen der Epidermis – inklusive der Schließzellen – besonders fest zusammenhalten (Abb. 10, 11, 12). Das veranschaulicht gut die Schutzfunktion der Blattepidermis, gerade auch in mechanischer Hinsicht. Dabei sind die Blattränder besonders resistent gegen Radula-Raspeln und Verdauung (Abb. 11). Die Mikroskopie des Kotes deutet an, dass *Arion rufus* nicht darauf spezialisiert

ist, sich von bestimmten Blättern zu ernähren und diese zu verdauen. Sie ist eben ein Allesfresser.

Insekten

Raupen und Pflanzen fressende Käfer sind hingegen meist Nahrungsspezialisten. Sie können dementsprechend das Futter besser aufschließen und verwerten. Aber auch sie sind nicht in der Lage, die verholzten Zellwände von Tracheen und Tracheiden (Abb. 13) und Sklerenchymfasern (Abb. 14), aber auch dickwandige Haare zu verdauen. Der Kot einer Raupe (Eulenraupe?), die an jungen Haselblät-

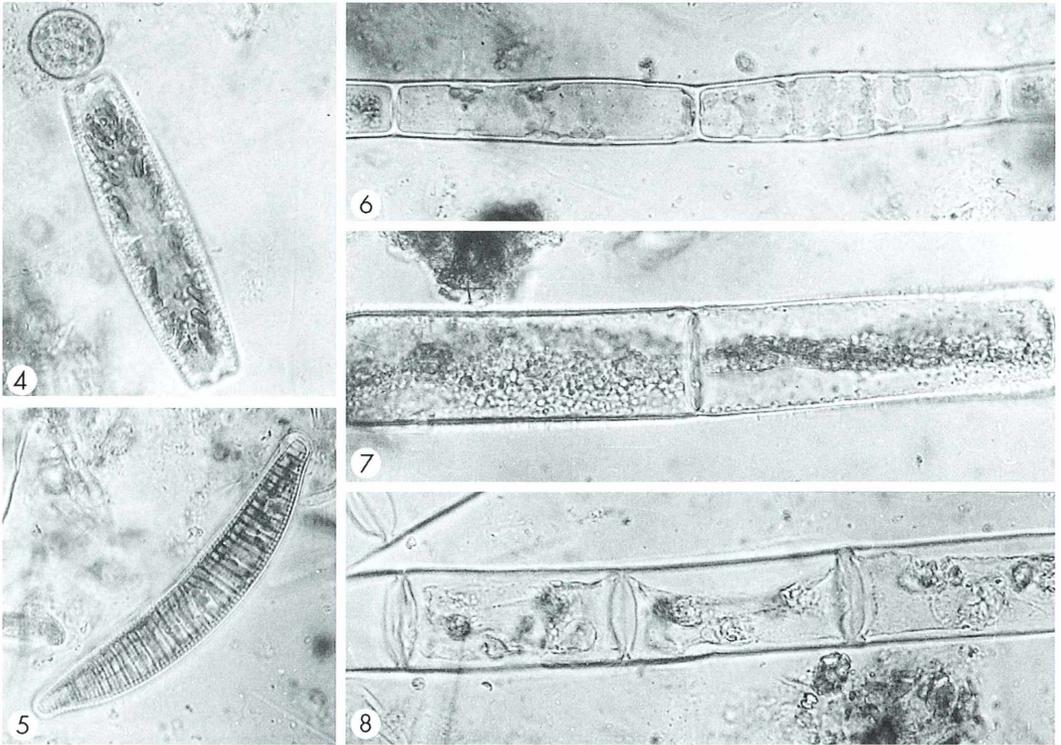


Abb. 4–8. Algenreste aus dem Kot von *Lymnaea stagnalis*. Vergr. 500 \times . – Abb. 4 und 5: Kieselalgen mit fragmentierten, aber noch gut erhaltenen Chloroplasten. – Abb. 6: *Spirogyra* mit Chloroplasten, deren Schraubenstruktur noch zu erkennen ist. – Abb. 7: *Mougeotia*; Chloroplast in der linken Zelle in Plattenansicht, in der rechten Zelle in Kantenansicht. – Abb. 8: *Mougeotia*, Faden einer anderen Art. Die Pyrenoide der Chloroplasten sind noch gut zu erkennen.

tern fraß, bestand weitgehend aus Haaren (Abb. 15). Die meisten Insekten können Zellulose nicht verdauen, manche haben allerdings eigene Zellulasen oder nützen die von symbiotischen Bakterien (Terra und Ferreira, 1994).

Wie bei Schnecken passieren Stücke der Blattepidermis den Verdauungstrakt. Epidermen sind also besonders geeignet, die Futterpflanzen zu identifizieren, auch beispielsweise von größeren Steppentieren (Barthlott, 1979). In Abbildung 16 ist zu sehen, dass hier die Schließzellen noch Reste von Protoplasma enthalten. Nur selten enthielten die Kotballen von Raupen wenig verdaute Zellen von Blattparenchym (Abb. 17). Calciumoxalat-Kristalle werden im Insektendarm nicht aufgelöst (Abb. 18). Das Milieu ist hier nur schwach sauer oder sogar alkalisch (Terra und Ferreira, 1994).

In Abbildung 18 sitzt die Calciumoxalat-Druse an einem Stück der peritrophischen Membran (besser peritrophischer Hülle [Peters, 1999]). Diese gibt es bei den meisten Insekten. Sie wird vom Epithel des Mitteldarmes gebildet und umhüllt ab hier den Kot. Sie besteht aus meist mehreren Lagen von Membranen, die jeweils aus einem Netzwerk von Chitin-Mikrofibrillen bestehen, und ist für größere Moleküle nicht durchlässig. Dadurch wird der Darm in zwei Kompartimente aufgeteilt, einem endoperitrophischen Raum und einem ektoperitrophischen Raum, was erlaubt, dass die Verdauungs- und Resorptionsprozesse nach dem Gegenstromprinzip verlaufen. Außerdem wird ihr unter anderem eine mechanische Schutzfunktion zugeschrieben (Peters, 1999). Abbildung 19 zeigt ein Stück frei präparierter peritrophischer

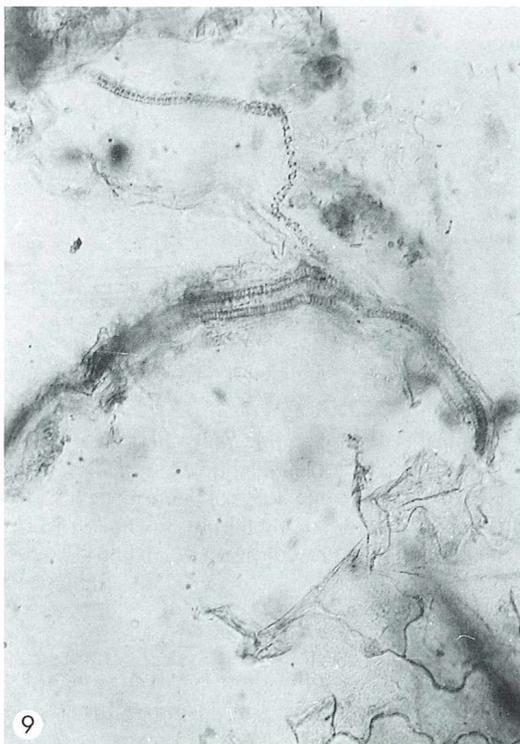


Abb. 9-12: siehe Seite 372

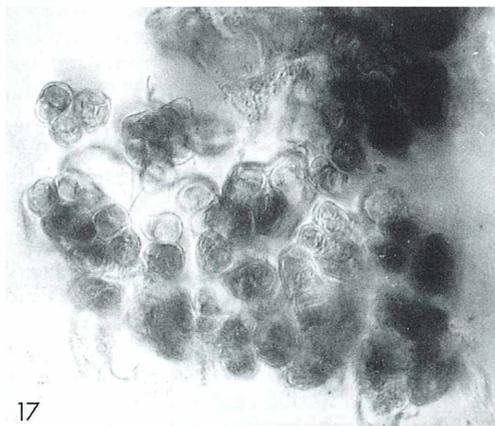
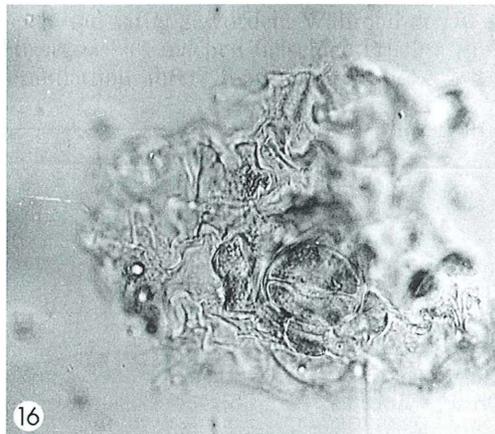
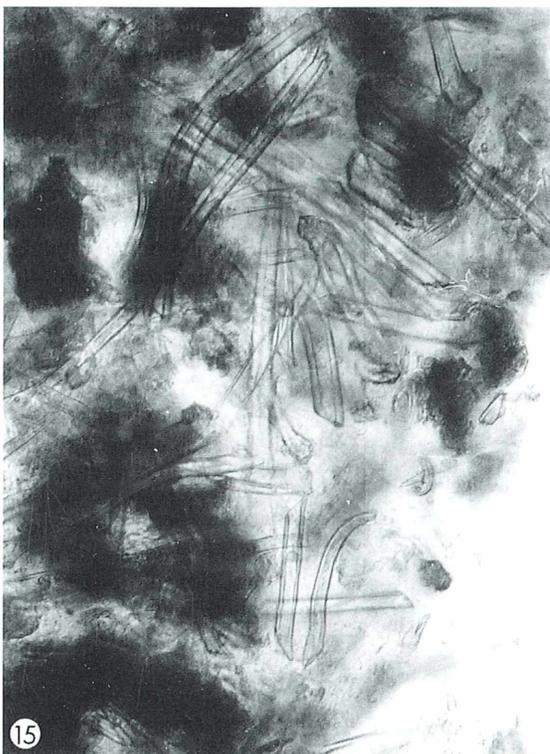
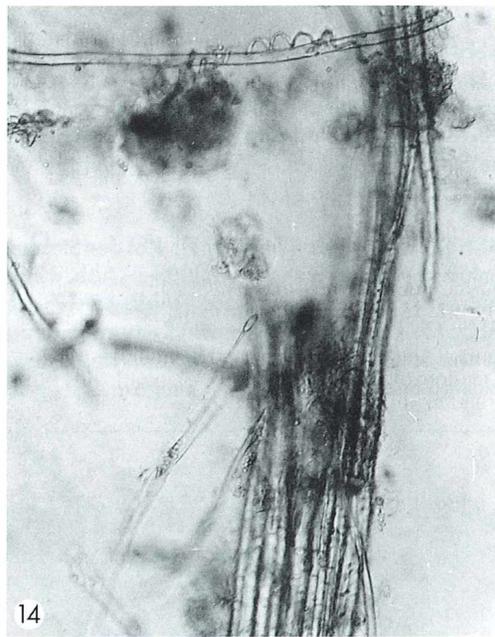
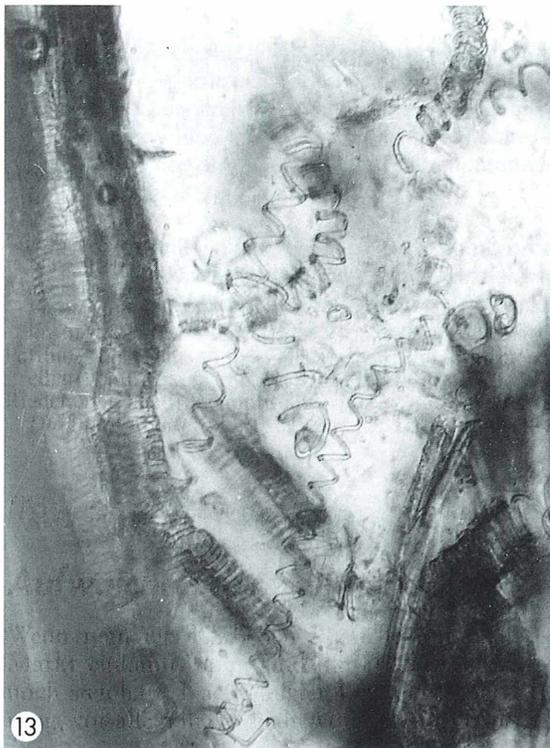


Abb. 13-17: siehe Seite 372

Abb. 9–12 (von Seite 370): Blattgewebe aus dem Kot der Nacktschnecke *Arion rufus*. – Abb. 9 und 11: Vergr. 190 \times , Abb. 10 und 12: Vergr. 500 \times . – Abb. 9: Zellfetzen und Xylemstränge. – Abb. 10: Epidermis an einem Blattnerve. In den darunter liegenden Parenchymzellen gut erhaltene Chloroplasten. – Abb. 11: Blattrand mit Haar. In den tiefer liegenden Parenchymzellen mehr oder weniger gut erhaltene Chloroplasten. – Abb. 12: Epidermis mit Stomata. In den Schließzellen Reste von Cytoplasma und Chloroplasten.

Abb. 13 und 14 (von Seite 371): Kot der Stabheuschrecke *Pharmacia biceps*, die mit Brombeerblättern gefüttert worden war. Vergr. 200 \times . – Abb. 13: Xylemelemente mit schraubigen Wandversteifungen. – Abb. 14: Sklerenchymfasern. – Abb. 15–17: Kot einer Raupe aus einem Haselblatt. Vergr. 200 \times . – Abb. 15: Unverdaute Haare und amorphe, bräunliche Kotbällchen. – Abb. 16: Stück einer Epidermis. In den Schließzellen noch Reste von Cytoplasma. – Abb. 17: Parenchymzellen mit Resten von Cytoplasma und Chloroplasten.

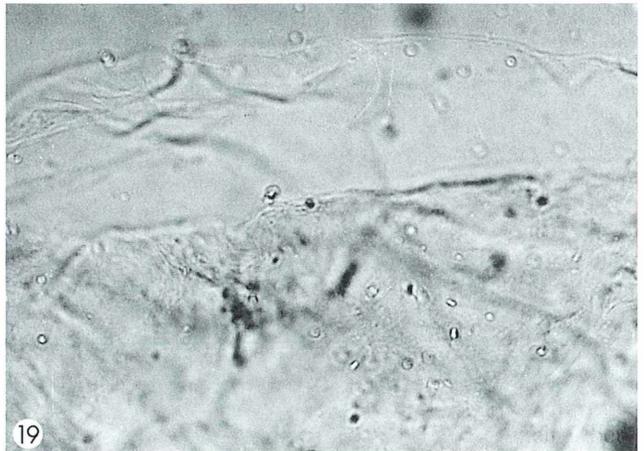


Abb. 18 und 19: Peritrophische Hüllen. Vergr. 200 \times . – Abb. 18: Peritrophische Hüllen vom Kot des Blattkäfers *Gastroidea viridula*, auf Sauerampferblättern fressend, mit einer Calciumoxalat Kristall-Druse. – Abb. 19: Peritrophische Hüllen vom Kot einer Raupe, die in einem Brennnesselblatt lebte.

Hülle vom Kot einer Raupe, die an einem Brennnesselblatt fraß.

Danksagung

Für Hilfe beim Bestimmen der Tiere und Material danke ich Herrn C. Rambow und Herrn Dipl. Biol. S. Sparing.

Literaturhinweise

Barthlott, W., Martens, B.: Cuticular-Taxonomie der Gräser eines westafrikanischen Savannengebietes

unter dem Aspekt der Futterpräferenz-Analyse wildlebender Großsäuger. Mainz, Akademie der Wiss. u. d. Literatur. Tropische und subtropische Pflanzenwelt 30, Steiner, Wiesbaden 1979.

Ludwig, H. W.: Tiere unserer Gewässer. BLV Verlagsgesellschaft, München 1989.

Peters, W.: Ernährung und Verdauung. In: Dettmer, K., Peters, W. (Hrsg.): Lehrbuch der Entomologie, S. 91–128. Fischer, Stuttgart 1999.

Terra, W. R., Ferreira, C.: Insect digestive enzymes: properties, compartmentalization and function. Comp. Biochem. Physiol. 109B, 1–62 (1994).

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

Durchlicht-Fluoreszenzmikroskopie mit UV-Leuchtdioden

Gerhard Göke

Es gibt immer mehr Anwendungsbereiche, die sich mit Leuchtdioden realisieren lassen und kein High-Tech benötigen. Die Unterschiede zwischen LED- und Glühlampenbeleuchtung sind groß. Das Licht der LED ist ein gerichtetes Licht. Dadurch lässt es sich anders weiterverarbeiten, als das einer Glühlampe. LEDs werden in Leuchteinrichtungen nicht heiß, sind kompakt und haben eine lange Lebensdauer.

Der Einsatz von farbigen und weißen LEDs als Lichtquelle in mikroskopischen Systemen wurde vom Verfasser in den MIKROKOSMOS-Jahrgängen 2000 und 2002 beschrieben. Hier eine kurze Zusammenfassung: Mit dem Licht der blauen LEDs (470 nm) kann das Auflösungsvermögen der Objektive, beispielsweise bei der Untersuchung von Diatomeen, gesteigert werden. Grüne LEDs (520–550 nm) eignen sich gut für manche Untersuchungen im Phasenkontrast und gelbe (590 nm) für Brechzahlbestimmungen. Weiße LEDs mit einer Farbtemperatur von 5500 bis 8000 K und einer Leuchtstärke von 5600 bis 11000 mcd sind ideale Lichtquellen für Auflicht-, Durchlicht-Hellfeld- und Dunkelfeldbeleuchtung, Mikroaufnahmen auf Farbfilm und farbige Videoaufnahmen ohne Konversionsfilter. Mehrere Mikroskophersteller bieten jetzt Routinemikroskope mit einer LED-Beleuchtung an. Es fehlten bisher LEDs mit einer ausreichend kräftigen UV-Emission. Hier konnte ein Anfang gemacht werden. Es stehen jetzt 5 mm-LEDs mit einer UV-Emission um 400 nm zur Verfügung, allerdings mit einer kräftigen Strahlung im blauviolettten und einer schwachen Untergrundstrahlung bis in den roten Spektralbereich. Erste Versuche haben gezeigt, dass sich diese UV-LEDs für einfache fluoreszenzmikroskopische Untersuchungen eignen. Sie müssen jedoch so in das Beleuchtungssystem integriert werden, dass die Intensität ihrer UV- und Blauemission voll genutzt werden kann.

Die Firma Infracor GmbH in München stellte mir freundlicherweise für Versuchszwecke einige 5 mm-LEDs mit der Typenbezeichnung LED5-UV-400-30 zur Verfügung. Hersteller ist die Firma Bivar, 4 Thomas, Irvine, CA 9216,

USA. Diese LEDs auf der Basis von Indiumgalliumnitrid emittieren langwelliges UV mit einem Strahlungsfluss von 12 mW und einem Peakmaximum von 400 nm, außerdem reichlich Blauviolett und eine schwache Untergrundstrahlung im ganzen sichtbaren Spektralbereich von insgesamt 500 mcd. Die glasklare Polycarbonatlinse hat einen Abstrahlwinkel von 30°.

Eine ähnliche UV-LED in Indiumgalliumnitrid-Technologie bietet die Firma Conrad in ihrem Business-Katalog 2003 an. Das Peakmaximum liegt hier bei 405 nm + 10 nm. Der Abstrahlwinkel beträgt 15°, die Leuchtstärke 60 mcd.

Ihre Emission im UV und Blauviolett ist zwar relativ schwach, kann aber trotzdem bei möglichst verlustfreier Übertragung in die Objektebene für die Durchlicht-Fluoreszenzmikroskopie genutzt werden. Wie bei allen anderen LED-Typen bereits geschehen, ist auch bei den UV-LEDs zu erwarten, dass die Halbleiterindustrie zukünftig immer stärkere Typen anbietet. Diese Entwicklung sollte weiter verfolgt werden.

Die Firma Roithner Lasertechnik in A-1040 Wien hat eine UV-LED mit einem Peakmaximum von 370 nm bei einer Halbwertsbreite von 12 nm und einer Leistung von 1 mW. Wegen der relativ geringen Leistung und des sehr hohen Preises wurden mit dieser LED keine Versuche durchgeführt.

Montage der UV-LED

Die LED5-UV-400-30 der Firma Bivar kann genauso eingesetzt werden, wie alle anderen beschriebenen LEDs (Göke, 2002). Man benötigt einen $\frac{1}{4}$ -Watt Kohleschichtwiderstand von 620 bis 820 Ohm und die verchromte Fassung mit

Sammellinse (Artikel-Nr. 185310, Conrad). Die im MIKROKOSMOS (Göke, 2002) zur Lichtstreuung empfohlene PE-HD-Folie darf man hier jedoch nicht verwenden. Als Gleichstromquelle dient ein im Bereich von 3 bis 12 Volt regelbares stabilisiertes Stecker-Netzgerät. Um den Strahlungsfluss der UV-LED voll auszunutzen, kann man sie mit ihrer Sammellinse direkt unter den Kondensator (n.A. 1,2–1,4) setzen (Abb. 1) und genau in die optische Achse zentrieren. Für eine ähnliche Art der Montage sind die für Stuhlbeine aus Stahlrohr in Baumärkten erhältlichen überstülpbaren FüÙe aus schwarzem oder weißem Hartgummi geeignet. Man wählt die Sorte mit einem konisch verlaufenden Durchmesser von etwa 27 bis 33 mm. In der Höhe von 32 mm schneidet man das obere Stück ab und bohrt in den Boden des verbleibenden unteren Teils ein passendes Loch für die Aufnahme der LED-Fassung. Den Hartgummikörper mit der LED-Fassung kann man von unten in den Filterträger des Kondensators stecken. Er klemmt dort ausreichend fest. Durch geringes Verschwenken des Filterträgers lässt sich die LED im Strahlengang zentrieren oder auch ganz ausschwenken. Eine elegantere Form der Montage ist die Befestigung der LED am Spiegelkasten im Stativfuß

des Mikroskops (Abb. 2). Das ist allerdings nicht bei allen Mikroskopstativen möglich. Die Fassung der LED mit Linse (1) wird in eine passende Hartgummiplatte eingesetzt und in die Lichtöffnung (2) des Spiegelkastens geklemmt. Ihr Licht fällt auf den Spiegel (3) und wird durch die mit einem Staubschutzglas verschlossene Öffnung (4) in die Ebene der Aperturblende des Kondensators projiziert. Einmal gut justiert, braucht hier bis zum Wechsel der LED nichts mehr geändert zu werden. Diese Montage eignet sich auch sehr gut für weiÙe LEDs.

Überprüfung der UV-Emission

Zunächst muss man feststellen, ob die LED überhaupt genügend UV emittiert. Ich verwende dafür kleine Stückchen billiger Mineralien, die im langwelligen UV fluoreszieren (erhältlich im Mineralhandel). Geeignet sind unter anderem gesteinsbildender Rubin, Willemite-Calcit und Wernerit. Wenn der Rubin vom Licht der UV-LED getroffen wird, leuchtet er blutrot, Willemite smaragdgrün, der begleitende Calcit rosa und Wernerit intensiv gelb. Man kann auch Euroscheine verwenden und kontrollieren, ob die eingearbeiteten Testfasern flu-

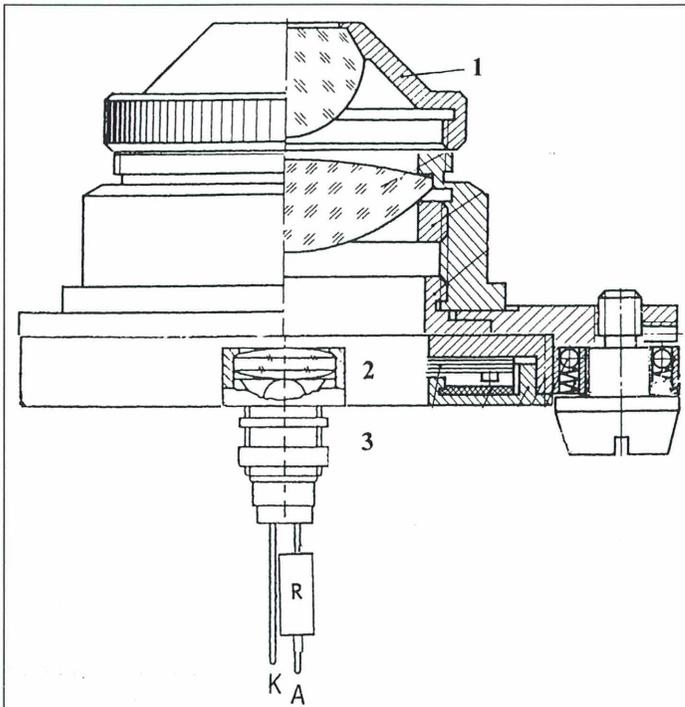
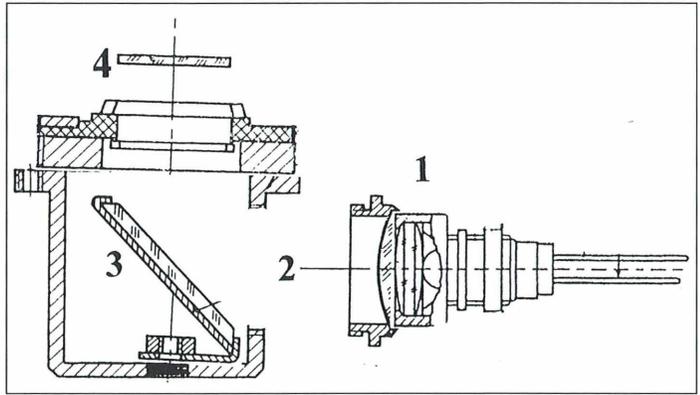


Abb. 1: Kondensator (1) mit UV-LED (2) in Spiegelfassung mit Linse (3). K = Kathode, A = Anode, R = Vorwiderstand.

Abb. 2: UV-LED am Spiegelkasten im Stativfuß des Mikroskops. LED (1) in Fassung mit Spiegel und Linse (2). 3 = Spiegel im Spiegelkasten des Stativfußes, 4 = Lichtaustrittsöffnung mit Staubschutzglas.



oreszieren, aber das ist nicht so gut zu beurteilen. Mit folgendem Experiment kann man seine Zuschauer verblüffen. An eine der beiden Schnittflächen eines etwa bleistiftdicken Stabes aus synthetischem Rubin hält man die UV-Diode. Man hat dann plötzlich einen intensiv rot leuchtenden Stab in der Hand. Solche Rubinstäbe werden für die Lasertechnik gezüchtet. Hier genügen Abfallstücke.

An dieser Stelle muss auf die Sicherheitsvorschriften beim Umgang mit UV-Dioden hingewiesen werden. Es ist bekannt, dass man in das Licht weißer oder farbiger Dioden mit hoher Leistung nicht unmittelbar hineinschauen darf, weil dadurch die Netzhaut geschädigt werden kann. Bei der UV-Diode hat man den Eindruck, dass sie relativ schwach leuchtet, aber ihre UV-Emission bringt die Augenflüssigkeit zum Fluoreszieren und schädigt die Netzhaut. Also nicht in den Lichtstrahl hineinschauen und am Mikroskop stets Sperrfilter verwenden.

Einstellung der optimalen Leistung am Mikroskop

Der UV-Fluss der LED ist im Vergleich mit dem eines HBO-Brenners nicht sehr groß und muss deshalb optimal ausgenutzt werden. Die Leistung kann um den Faktor 4 gesteigert werden, wenn man 1. anstelle eines binokularen Tubus einen monokularen verwendet, 2. anstelle des Hellfeld-Kondensors n.A. 1,2 den mit der n.A. 1,4 eingesetzt und 3. diesen bei höheren Vergrößerungen mit Wasser, Glycerin oder fluoreszenzfreiem Immersionsöl immmergiert. Das muss in Abhängigkeit von der Mikroskopvergrößerung von Fall zu Fall ausprobiert werden. Für die Einstellung der optimalen Intensität in

der Objektebene benötigt man ein geeignetes Präparat, wie eine Spur schwach radiumhaltige Leuchtfarbe in einem fluoreszenzfreien Einschlussmittel oder einen fluorchromierten Mikrotomschnitt. Der Kondensator wird bei voll geöffneter Aperturblende auf eine Höhe eingestellt und zentriert, bei der die intensivste Fluoreszenz zu beobachten ist.

Geeignete Sperrfilter

Als Sperrfilter hat sich das Schott-Filter OG 530/2 mm am besten bewährt. Aber im Gegensatz zur Fluoreszenzanregung mit der Halogenleuchte 12 V/100 W und dem Erregerfilter BG 12/4 mm ist der Bilduntergrund nicht schwarz, sondern dunkel gelbgrün. Auch bei anderen Sperrfiltern, bis hin zum Rot, ist immer ein farbiger Bilduntergrund zu beobachten. Das liegt an der eingangs erwähnten schwachen Untergrundstrahlung, die einen schwarzen Bilduntergrund nicht zulässt. Trotzdem sind auf dem dunkel gelbgrünen Untergrund die meisten Fluoreszenzen gut zu erkennen.

Wenn man den farbigen Bilduntergrund unterdrücken will, muss man ein geeignetes Sperrfilter in den Beleuchtungsstrahlengang bringen, zum Beispiel das Filter BG 12/4 mm oder besser BG 12/2 mm. Der Bilduntergrund ist dann tief-schwarz. Das Filter BG 12 hat eine ausreichende Durchlässigkeit im Bereich von 350 bis 450 nm mit einem Maximum bei 400 nm.

Nachweis von Primärfluoreszenz

Eindrucksvolle Fluoreszenzpräparate kann man von Objekten herstellen, die bei UV- und Blau-

anregung eine kräftige Primärfluoreszenz erzeugen. Hierzu einige Beispiele:

Die roten und gelben Federn von Papageien, Tukanen, Webervögeln und vieler anderer Arten zeigen bei UV- und Blauviolettanregung eine prächtige Primärfluoreszenz. Von einer Deckfeder schneidet man das dicke Ende des Kiels ab, legt sie kurze Zeit in Toluol und überträgt sie tropfnass in UV-Inert oder ein anderes fluoreszenzfreies Einschlussmittel. Besonders gut geeignet sind die gelben Federn aus dem Häubchen des Nymphensittichs. Geeignetes Material kann man sich mit etwas Freundlichkeit im Zoo oder einer Zoohandlung besorgen (Göke, 1984).

An den pigmentgefärbten rötlichen oder gelblichen Flügelschuppen von Schmetterlingen, besonders von den prächtig gefärbten Exoten, ist bei UV- und Blauviolettanregung eine schöne Primärfluoreszenz zu beobachten. Die Schuppen werden auf dem Objektträger mit UV-Inert verrührt und mit einem Deckglas abgedeckt (Göke, 1984).

Ungefärbte Schnitte von Hölzern zeigen oft eine kräftige Primärfluoreszenz. Ein gutes Beispiel ist das Holz der Berberitze. Aber auch in vielen Stängelquerschnitten sind bei UV- und Blauviolettanregung Fluoreszenzen zu beobachten. Die Schnitte können mit UV-Inert oder einem ähnlichen Einschlussmittel zu Dauerpräparaten verarbeitet werden (Göke, 1984). Alle hier genannten Objekte sind auch für Versuche mit der UV-LED geeignet.

Durchlicht-Fluoreszenz mit Fluorochromen

Es gibt Fluorochrome, die das erregende Licht fast verlustlos in Fluoreszenzlicht umsetzen. Andere haben nur eine Ausbeute von wenigen Prozent. Von einigen Fluorochromen wird bei einer Schnittdicke von 10 µm nur 0,1% des eingestrahnten Lichtes in Fluoreszenzlicht umgewandelt. Dass diese geringe Lichtmenge überhaupt noch wahrnehmbar ist, hängt mit der enormen Lichtempfindlichkeit des menschlichen Auges zusammen. Im dunkeladaptierten Zustand vermag es noch 0,0002% der eingestrahnten, in Fluoreszenzlicht umgewandelten Energie wahrzunehmen. In diesem Falle verlasen 99,9998% des Erregerlichtes ungenutzt das Präparat. Man sollte deshalb bei allen hier beschriebenen Untersuchungen stets in einem abgedunkelten Raum arbeiten. Für die UV-Anre-

gung mit der relativ schwachen LED kommen nur Fluorochrome in Frage, bei denen der Schwerpunkt des Erregerlichtes in das Maximum ihrer Lichtabsorption fällt (Göke, 1984, 1988). Folgende Fluorochrome sind gut geeignet: Akridinorange, Auramin, Diamantphosphin, Fluorescein, Brillantsulfoflavin und ganz besonders Coriphosphin 0.

Bezugsquellen für hier genannte UV-LEDs:

Infratron GmbH, D-80973 München, Fax 0 89/15 81 26 99, www.infratron.de, Preis: Etwa 3,- € pro Stück (Kleinstmengenzuschlag beachten).

Conrad, D-92530 Wernburg-Köblitz, Fax 0 96 04/40 89 36, www.business.conrad.de, Artikel-Nr. 1600 00-41, Preis: 2,58 € pro Stück. Roithner Lasertechnik, A-1140 Wien, Fax 04 31/5 86 41 43, www.roithner.mcb.at, Preis: Etwa 35,- € pro Stück.

Die Preisangaben sind unverbindlich.

Literaturhinweise

- Göke, G.: Leuchtdioden (LEDs) als Lichtquellen für die Mikroskopie. *Mikrokosmos* 89, 33–37 (2000).
 Göke, G.: Das neue Licht in der Mikroskopie. Einsatz und Eigenschaften von LEDs. *Mikrokosmos* 89, 351–356 (2000).
 Göke, G.: Einsatz neuer Leuchtdioden (LEDs) in der Mikroskopie. *Mikrokosmos* 91, 307–311 (2002).
 Göke, G.: Methoden der Durchlicht-Fluoreszenzmikroskopie. 1. Teil: *Mikrokosmos* 73, 167–174 (1984).
 Göke, G.: Methoden der Durchlicht-Fluoreszenzmikroskopie. 2. Teil: *Mikrokosmos* 73, 325–334 (1984).
 Göke, G.: Moderne Methoden der Lichtmikroskopie. Franckh (Kosmos)-Verlag, Stuttgart 1988.

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

Seen sind Leben

Living Lakes: Eine Zukunft für die Seen der Welt.

**Helfen Sie mit!
Fordern Sie
unsere
Informationen an.**





Global Nature Fund
Güttinger Str. 19
78315 Radolfzell

Zum UNO-Jahr des Wassers Wann begann eigentlich die „Mikroskopisch-biologische Wasseranalyse“?

Ryk Huber

Dass die UNO das Jahr 2003 zum „Jahr des Süßwassers“ ausgerufen hat, lässt vermuten, dass es mit unserem wichtigen Element einige Probleme gibt. Wir Mikroskopiker kennen aus den „Streifzügen im Wassertropfen“ dieses Medium als Lebensraum für viele interessante Organismen. Wenn aber in den Publikationsmedien von einer globalen Wasserkrise berichtet wird und derzeit über eine Milliarde Menschen weltweit keinen Zugang zu sauberem Trinkwasser hat, so denkt man, dass die Verknappung der Trinkwasserressourcen wohl nur regional bedingt sein kann. Man glaubt aber kaum, dass es auch bei uns trotz der vielen Kläranlagen neue Gewässerschutzprobleme gibt. Und vermutlich wenige wissen, dass vor rund 150 Jahren eine Cholera-Epidemie in Breslau den Beginn der mikroskopisch-biologischen Wasseranalyse begründet hat.

Während Öltanker-Havarien in der breiten Öffentlichkeit heftige Reaktionen auslösen, werden neue alltägliche Umweltbelastungen häuslicher Abwässer durch Arzneimittel kaum bis gar nicht beachtet. Für Prof. Walter Giger und sein Team von der EAWAG (Eidgenössische Anstalt für Wasser, Abwasser und Gewässerschutz an der ETH Zürich) stellen hormonaktive Verbindungen und Antibiotika sowie Anteile jener Stoffe, mit denen der Schutzfaktor in den bekannten Sonnenschutzmitteln bestimmt werden, ignorierte Abwasserchemikalien dar. Viele dieser Stoffe gelangen beispielsweise auch über menschliche Ausscheidungen ins häusliche Abwasser.

Gefahren durch Antibiotika in Gewässern

Das Fatale an der Sache ist, dass viele dieser Substanzen aus der Humanmedizin mit den herkömmlichen Klärtechniken in den kommunalen Kläranlagen nicht oder nur ungenügend beseitigt werden können. Laut Walter Giger könnte eine chronische Antibiotika-Exposition zur Entstehung und Ausbreitung von Antibiotika-Resistenzen führen. Konkret heißt das beispielsweise, dass Krankheitserreger wie Bakterien durch die im Wasser vorhandenen Antibio-

tika nach und nach immunisiert werden könnten. In der Folge werden diese Erreger von bakterienfressenden Protozoen aufgenommen und gelangen so Stufe um Stufe nach dem Nahrungsketten-Prinzip letztlich in den menschlichen Körper, wo dieser immunisierte Krankheitskeim mit Antibiotika bekämpft werden sollte. Es ist übrigens bereits Tatsache, dass Krankheitserreger gegen ein bestimmtes Präparat immun geworden sind, wie dies etwa das Beispiel Malaria zeigt. Dabei ist die Frage, ob die im Abwasser und in Oberflächengewässern gefundenen Antibiotikagehalte eine Resistenzbildung und Resistenzhaltung bei Mikroorganismen (Fischnährtiere) bewirken, bisher kaum studiert worden. Doch ist für Prof. Giger eine Diskussion dieses Problems von zentraler Bedeutung für eine umfassende Umweltrisikobeurteilung in Sachen Antibiotika.

Einige andere mögliche Auswirkungen insbesondere von hormonaktiven Verbindungen, die über Kläranlagen in die Vorfluter gelangt sind, wurden bereits bei Wassertieren entdeckt. So macht sich etwa bei Fischen eine starke Verweiblichung bemerkbar. Ferner wurde etwa beim südafrikanischen Krallenfrosch (*Xenopus laevis*) nachgewiesen, dass sich aus dessen Laich neben vielen weiblichen Tieren übermäßig viele Zwitter, jedoch nur relativ wenige rein männliche Tiere entwickelten. Derzeit werden in der

EAWAG-Abteilung chemische Problemstoffe als Teilprojekt des Nationalen Forschungsprogramms 49 über Antibiotikaresistenzen beispielsweise Spitalabwässer untersucht sowie spezifische und quantitative Methoden für die Bestimmung von mehreren Antibiotikatyphen im Abwasser und in Flusswasser entwickelt.

Cholera und Melassebrennerei-Abwasser waren es

Die Darlegungen von Prof. Walter Giger über *Neue Verunreinigungen in Abwasser und Gewässern* (2003) erinnerte mich an das vom Breslauer Prof. Carl Mez 1898 veröffentlichte Buch über *Mikroskopische Wasseranalyse* (Abb. 1), das ich 1951 in meinem Buchantiquariat in Zürich entdeckte, wo ich als Student regelmäßig stöberte und dabei oft unerwartete Funde machen konnte.

Meist werden Kolkwitz und Marsson mit ihrem Saprobienstystem von 1908 und 1909 in dem

Sinne zitiert, dass sie erstmals über die Wasser-gütebeurteilung mit Hilfe von Standort anzeigenden Wasserorganismen geschrieben hätten. Dass dem jedoch nicht so ist, wird in dem oben zitierten 1898 in Berlin erschienenen Werk von Professor Dr. Carl Mez über die *Mikroskopische Wasseranalyse. Anleitung zur Untersuchung des Wassers mit besonderer Berücksichtigung von Trink- und Abwasser* dargelegt. Das über 600 Seiten starke Buch mit rund 350 Organismenbildern auf acht großformatigen Faltafeln (Abb. 2) widmete er seinem Lehrer, *Dem Begründer der mikroskopischen Wasseranalyse und der Bakteriologie, Herrn Geheimen Regierungsrath Professor Dr. Ferdinand Cohn in Verehrung*.

Im Vorwort schreibt Mez unter anderem, dass er den Titel *Mikroskopische Wasseranalyse* wohlüberlegt gewählt habe, denn: *Die Untersuchung von Wasserproben der unterschiedlichsten Art gewinnt in Folge der stets wachsenden Bevölkerungsdichtigkeit und in Folge der Ausdehnung der Industrie immer größere Wichtigkeit. Bis vor wenigen Jahren suchte man die Wasserbeurteilung vorwiegend auf die Ergebnisse der chemischen Analyse zu begründen. In der letzten Zeit wurde dann die Bakteriologie als Hilfsdisciplin herangezogen, ohne dass sie jedoch die hochgespannten Erwartungen erfüllt hätte, welche man ursprünglich glaubte in sie setzen zu dürfen. Die Anwendung von Botanik und Zoologie zur Lösung der die Beschaffenheit des Wassers betreffenden Aufgaben geschah bisher nur von Einzelnen in unvollkommener Weise, obgleich eine ganze Reihe wichtiger Fragen sich ohne Zuhilfenahme dieser Wissenschaften überhaupt nicht beantworten lassen. Diese Lücke kam mir zum Bewusstsein, als ich vor etwa sieben Jahren anfang, mich mit der Untersuchung von gewerblichen Abwässern spezieller zu beschäftigen.*

Carl Mez sieht das Jahr 1875 als das Geburtsjahr der mikroskopisch-biologischen Wasseranalyse und begründet dies so: *Während der Breslauer Cholera-Epidemien 1852 und 1866, also lange bevor der Erreger der Krankheit erkannt war, hat Ferdinand Cohn die mikroskopische Untersuchung einer grossen Anzahl von Wasserproben aus öffentlichen Brunnen vorgenommen. Eine Zusammenstellung der Resultate und eine Zusammenfassung derselben für die Wasserbeurteilung hat F. Cohn 1875 vorgenommen.*

Cohn hatte dann allerdings Schwierigkeiten, die Bedeutung seiner biologischen Wasserana-

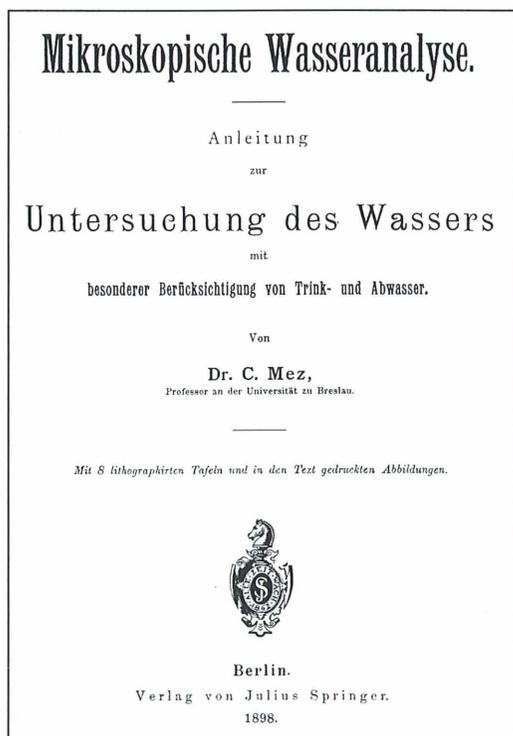


Abb. 1: Titelseite der *Anleitung zur Untersuchung des Wassers* von Dr. C. Mez.

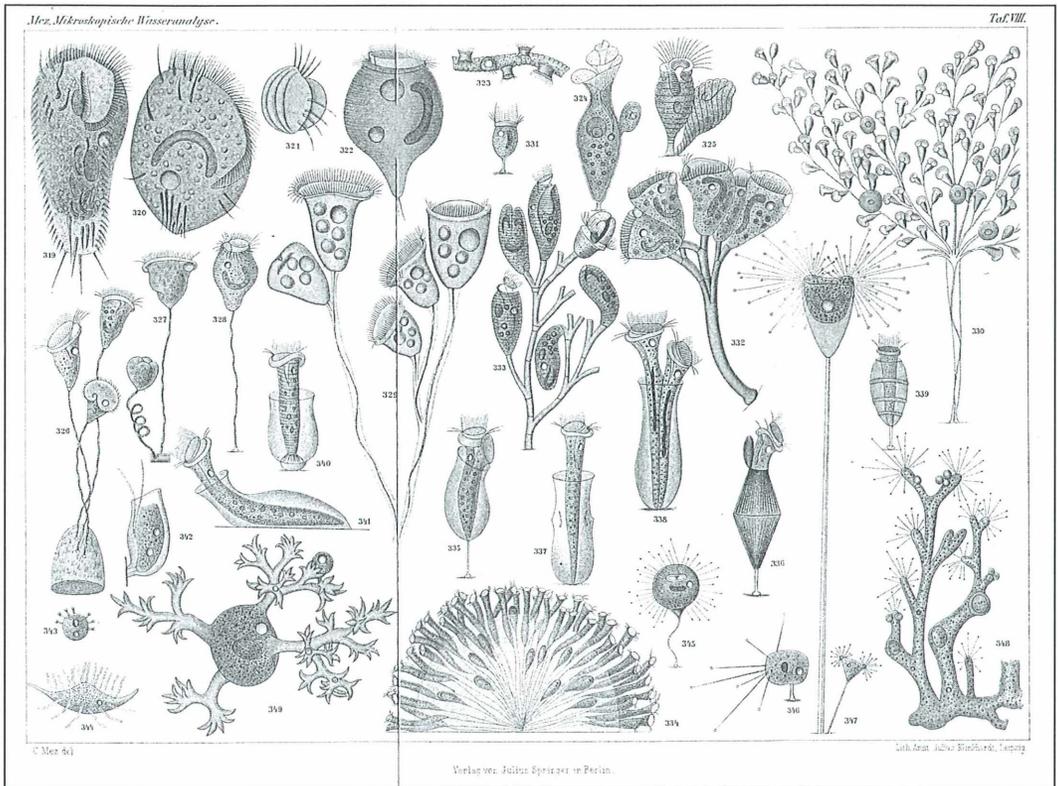


Abb. 2: Tafel VIII aus dem Buch von Dr. C. Mez mit verschiedensten, hauptsächlich sessilen Ciliatenarten.

lyse durchzusetzen, weil durch die zu jenem Zeitpunkt aufkommende bakterielle Wasseruntersuchung durch Pasteur und vor allem durch die von Robert Koch entdeckte Bakterienkultur auf Nährgelatineplatten (1883) die Bedeutung der Biologie immer mehr in den Hintergrund geriet und die Cohn'sche Methode für einige Zeit verdrängte. Dessen ungeachtet waren es aber gerade die Arbeiten von Cohn über die Erforschung und Beurteilung der Abwässer auf mikroskopischem Weg, welche letztlich das Fundament für das spätere *Saprobien*system gelegt hatten.

Ausgangspunkt zu Cohns Arbeiten war eine Abwasserkalamität, die 1852 allgemeines Aufsehen erregte. An der Weistritz bei Schweidnitz in Schlesien nahm 1852 eine Melassebrennerei ihren Betrieb auf; sie entledigte ihre Abwässer und Brennereirückstände durch direktes Einleiten in jenen Bach, aus dem die „Wasserkunst“ der Stadt Schweidnitz das Brauch- und Trinkwasser bezog. Es war somit vorprogrammiert,

dass das Wasser in der Weistritz *schlammig und übelriechend, ja stinkend* und für jeglichen Gebrauch *untauglich* wurde, nachdem sich das ganze Bachbett mit einem großen *wollflockigen Rasen eines weissen oder grauen, schleimigen Organismus* überzogen hatte. Cohn bestimmte diesen Organismus als den Abwasserpilz *Lep-tomitus lacteus*.

Für Cohns Schüler Carl Mez lieferten diese Untersuchungen das deutliche Indiz dafür, dass die mikroskopische Wasseranalyse geeignet ist, *ein absolutes Urtheil über den Reinheitsgrad eines Wassers zu geben*. Er bezog sich dabei auch auf ein Gutachten der *wissenschaftlichen Deputation für das Medicinalwesen* vom 24. Oktober 1888.

Erste umfassende Bestimmungstabellen

Um das Buch *Mikroskopische Wasseranalyse* von Prof. Carl Mez – bezogen selbstverständ-

lich auf den damaligen Stand des Wissens – richtig einschätzen zu können, muss darauf hingewiesen werden, dass der Autor im 1. Teil des Buches auf Seite 260 *zum ersten Mal eine umfassende Darstellung der zu Gesicht kommenden Mikroorganismen* wiedergibt mit ausführlichen Bestimmungstabellen *der für die Wasseranalyse wichtigen Mikroorganismen Pilze, Algen und Tiere (Protozoa)*.

Im 2. Teil wird – bezogen auf die unterschiedlichsten Wasservorkommen – die Technik für die *Bakterioskopische Wasseruntersuchung* und deren Bedeutung als *festen Untergrund für die Wasserbeurteilung* sowie deren Mängel und die daraus entstehenden Konsequenzen dargelegt. Mit den detaillierten Ausführungen über die Möglichkeiten und Voraussetzungen zur Probenahme und die Vorbereitung der Wasserproben zu ihrer Untersuchung wird der 340 Seiten umfassende Hauptteil über *die Methoden und den Gang der mikroskopisch-biologische Wasseranalyse* eingeleitet.

Die von Mez aufgeführten Organismen einschließlich der Bakterien werden von ihm in vier Gruppen eingeteilt, nämlich in Organismen des reinsten, des leicht verunreinigten, der stärker verunreinigten und schließlich des stark verunreinigten Wassers. Und tatsächlich bringt Mez erstmals auf acht großen Faltafeln eine bildliche Zusammenstellung von den 349 hauptsächlichsten Wasser- und Abwasserorganismen. Während Cohn und insbesondere sein Schüler Mez nur die Mikroorganismen als biologische Indikatoren berücksichtigten, zogen später Kolkwitz und Marsson für ihr *Saprobien-system* auch die höheren Organismen zur Gesamtbeurteilung eines Wassers heran, wobei sie neben ihren zahlreichen eigenen Arbeiten auch auf eine Vielzahl von Untersuchungen zurückgreifen konnten, die zu jener Zeit von vielen Forschern über die Abwasserbiologie publiziert worden waren.

Aus der großen Zahl bekannter Namen seien hier nur einige wenige hervorgehoben, wie etwa Lindau, Schiemenz, König, Kuhlmann oder Thienemann, ohne damit die Verdienste der anderen schmälern zu wollen. Nicht unerwähnt bleiben darf schließlich auch die Tatsache, dass als Folge von im Jahre 1899 durchgeführten Untersuchungen einer staatlichen Kommission 1901 in Berlin die *Königliche Versuchs- und Prüfungsanstalt für Wasserversorgung und Abwasserbeseitigung* entstand. Bereits ein Jahr zuvor hatte Hofer in München die

Königliche Bayerische Biologische Versuchsanstalt für Fischerei, die spätere *Bayerisch-Biologische Versuchsanstalt* gegründet.

Nicht zuletzt dürfte im Hinblick auf die eingangs skizzierte heutige Abwassersituation die Feststellung von Hans Liebmann (1960) aktuellere Gültigkeit denn je bekommen haben: *Jeder im Wasserfach Tätige sollte sich ... darüber im klaren sein, dass zur Gesamtbeurteilung eines Wassers oder einer Kläranlage biologische Untersuchungen genauso gehören wie chemisch-physikalische und bakteriologische.*

Literaturhinweise

- Bauer, S., Strubelt, Th.: Gefährdete Fischarten in Baden-Württemberg. Veröff. Naturschutz Landschaftspflege Baden-Wttbg. 46, 119–125 (1977).
- Brehm, V.: Einführung in die Limnologie. Biologische Studienbücher. Verlag von Julius Springer, Berlin 1930.
- Cohn, F.: Ueber lebendige Organismen im Trinkwasser. Zeitschr. f. klin. Medizin 4, 229 (1853).
- Cohn, F.: Ueber den Brunnenfaden *Crenothryx polyspora* mit Bemerkungen über die mikroskopische Analyse des Brunnenwassers. Beiträge zur Biologie der Pflanzen 1, 113 (1875).
- Czerny, R.: Wasser-, Abwasser- und Fischereichemie. VEB Deutscher Verlag für Grundstoffindustrie, Leipzig 1961.
- Giger, W.: Neue Verunreinigung im Abwasser und Gewässer. In: Bulletin – Magazin der ETH Zürich, 269, 46–49 (2003).
- Huber, R.: Das Wasser. Kurze Einführung in die Physik, Chemie und Biologie unseres wichtigsten Lebenselementes. Verlag Hallwag, Bern 1967.
- Jaag, O.: Die Kryptogamenflora des Rheinfalls und des Hochrheins von Stein bis Eglisau. Arbeit aus dem Institut Spezielle Botanik, ETH Zürich. In: Mittlg. Naturf. Gesellschaft. Schaffhausen 14, 1–158 (1938).
- Kinzelbach, R., Friedrich, G. (Hrsg.): Biologie des Rheins. Limnologie aktuell, Bd. 1. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1990.
- Klee, O.: Angewandte Hydrobiologie. Verlag Georg Thieme, Stuttgart 1985.
- Kolkwitz, R.: Oekologie der Saprobien. Über die Beziehungen der Wasserorganismen zur Umwelt. Piscator-Verlag, Stuttgart 1950.
- Liebmann, H.: Handbuch der Frischwasser- und Abwasserbiologie, Bd. 1 und 2. R. Oldenburg, München 1960 und 1962.
- Mez, C.: Mikroskopische Wasseranalyse. Anleitung zur Untersuchung des Wassers mit besonderer Berücksichtigung von Trink- und Abwasser. Verlag von Julius Springer, Berlin 1898.
- Mudrack, K., Kunst, S.: Biologie der Abwasserreinigung. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1988.
- Round, F. E.: Biologie der Algen. Eine Einführung. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1975.

Verfasser: Ryk Huber, Höneggerstrasse 40, CH-8037 Zürich, Schweiz

Aus der Industrie

Neue Fernglaslinie LEICA ULTRAVID BR/BL

Die LEICA ULTRAVID-Fernglaslinie (Abb. 1 und 2) zeichnet sich durch ein geringes Gewicht, verbesserte Optik sowie eine neue Formensprache aus. Für die Herstellung kommen daher Materialien zum Einsatz, die bei geringem Gewicht gleichzeitig Stabilität bieten: Das Fernglasgehäuse der LEICA ULTRAVID BR/BL Modelle besteht aus Magnesium, während die zentrale Gelenkachse aus Titan gefertigt ist. Das Bildergebnis der LEICA ULTRAVID BR/BL Modelle konnte nochmals gesteigert werden. Dabei ermöglicht der gezielte Einsatz von Blenden zur Streulichtoptimierung zusammen mit der von Leica entwickelten Prismen-Vergütungstechnologie High Lux System ein kontrastreiches und helles Seherlebnis in allen Beobachtungssituationen.

Alle LEICA ULTRAVID BR und BL Gläser zeichnen sich durch ihre kompakten Abmessungen aus. Die von Professor Achim Heine gestaltete Fernglaslinie ist im Design und den Bedienelementen auf die Bedürfnisse des Anwenders und den häufigen Einsatz auch unter extremen Beobachtungsbedingungen abgestimmt. Das Gehäuse der LEICA ULTRAVID BR/BL Modelle wurde in seiner Bedienergonomie einer natürlichen Haltung der Hand angepasst. Damit lässt sich das Fernglas auch über einen langen Zeitraum ermüdungsfrei und bequem handhaben. Das Gehäuse ist mit einer Stoß absorbierenden Gummiarmierung versehen, die es vor Beschädigungen schützt.

Der Multifunktions-Mitteltrieb ist als zentrales Bedienelement für die Scharfstellung und den Dioptrienausgleich in einer griffgünstigen Position angebracht. Durch den kurzen Fokussierweg – die Einstellung von nah bis unendlich beträgt nur etwas



Abb. 1: Das ULTRAVID 42 BL aus der neuen Fernglaslinie ULTRAVID BR/BL von LEICA.

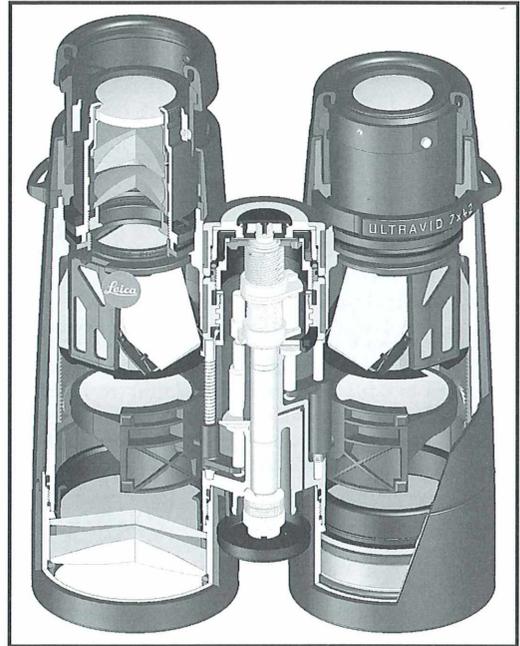


Abb. 2: Innenansicht eines LEICA ULTRAVID Fernglases.

mehr als eine Umdrehung – lässt sich der optimale Fokus schnell finden. Die eingestellten Werte sind in einem neu gestalteten Dioptrien-Sichtfenster jederzeit sichtbar und gut ablesbar.

Die neu entwickelten Drehschiebehülsen lassen sich auf zwei unterschiedliche Raststufen ausziehen und bieten durch eine weich-federnde Gummiierung eine optimale Augenanlage. Hierdurch konnte auch die Brillenträgereignung deutlich verbessert werden. Die Augenmuscheln sind demontierbar, was ein unkompliziertes Reinigen ermöglicht.

Die LEICA ULTRAVID BR und BL Modelle werden in zwei unterschiedlichen Varianten angeboten. Die Ferngläser sind als 42er Modelle mit 7-, 8- und 10facher Vergrößerung sowie als 50er Modelle mit 8-, 10- und 12facher Vergrößerung in einer Gummiarmierung in schwarz und grün erhältlich (BR Modelle). Das LEICA ULTRAVID 8 × 42 sowie das LEICA ULTRAVID 10 × 42 werden außerdem in einer eleganten belederten Variante angeboten (BL Modelle), die mit einem Gewicht von weniger als 700 Gramm besonders leicht in der Hand liegt.

Die LEICA ULTRAVID Ferngläser sind – ebenso wie die Produkte der LEICA TRINOVID BN-Reihe – wasserdicht bis fünf Meter, Stickstoff gefüllt und kälteresistent bis -25° Celsius.

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikroskopische Vereinigung München

Programm
November bis Dezember 2003



- 12.11.: Besonderheiten bei der Mikrofotografie von Diatomeen. Außerdem wird eine seltene fossile Diatomee vorgestellt. (R. Nötzel)
- 26.11.: Mikroskopierabend: Die Vielfalt von Flaschenkorken. Bitte eigene Mikroskopier-

utensilien und Rasierklingen mitbringen. (S. Hoc)

- 10.12.: Videofilm über mikroskopische Tierformen im Wasser. (T. Fiedler)

Gäste sind zu allen Veranstaltungen willkommen. Mittwochs immer 19.30 Uhr; Lothstraße 17, Ecke Dachauer Straße; Trambahnlinie 20; Zugang von Dachauer oder Heßstraße zum Neubau der TU (hinter dem ehemaligen Zeughaus); Seminarraum 04 (Untergeschoss). Telefon 081 42/24 52 oder 081 41/51 26 90.

Mikroskopische Gesellschaft Wien

Programm
Januar bis März 2004



- 13.01.: Ing. Konrad Liebeswar: Präparationsabend (Botanik)
- 20.01.: Ing. Alfred Pokorny: „Pyro-Musical“ (mit Dias und Film)
- 27.01.: Jahreshauptversammlung
- 10.02.: Vorweisungsabend. Die Mitglieder der Gesellschaft werden ersucht, Präparate zur Besprechung mit der Mikroskop-Videoeinrichtung mitzubringen.
- 17.02.: Hermann Hochmeier: Präparationsabend (Diatomeen)
- 24.02.: Dr. Susanne Steinböck: Reisebericht über Island (mit Dias)

- 02.03.: Friedrich Posch: Präparationsabend (Meteorit-Dünnschliffe)
- 09.03.: Friedrich Posch: Präparationsabend (Meteorit-Dünnschliffe, Fortsetzung)
- 16.03.: Vinzenz Ondrak: Polykristalline Diamantwerkzeuge (Kubisches Bornitrit)
- 23.03.: Herbert Fidi: Präparationsabend (Botanik)
- 30.03.: Alfred Schultes: Mikrodias-Abend (Botanik und Zoologie)

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

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

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

Berliner Mikroskopische Gesellschaft

Programm
November 2003 bis März 2004



- 15.–16.11.: Robin Wacker, Güntersleben: Histologische und pflanzenanatomische Präparate
28. 11.: Prof. Dr. Horst Kreß, Berlin: Thema aus der Entwicklungsbiologie (angefragt)
05. 12.: Martina und Günther Zahrt, Berlin: Einführungskurs in die Mikroskopie
12. 12.: Weihnachtsfeier
09. 01.: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Berlin: Mikroskopie – online

23. 01.: James Bond und Wolfgang Froberg, Berlin: Diatomeen und Radiolarien
13. 02.: Martina und Günther Zahrt, Berlin: Einführungskurs in die Mikroskopie
20. 02.: Jahreshauptversammlung
- 05.–06. 03.: Dr. Heinz Streble, Stuttgart: Mediterrane Bäume und Sträucher

Prof. Hausmann, der Vorsitzende der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft e.V., ist erreichbar unter: Tel.: 030/83 85 64 75, e-mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de.

Die Übungsabende und Einführungskurse beginnen jeweils um 19.30 Uhr im Institut für Biologie/Zoologie (Ehrenberg-Saal, 2. Stock) der FU-Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3 (Eingang Haderslebener Straße 1–3), D-14195 Berlin.

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

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

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

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos sowie druckfertige Strichzeichnungen und Graphiken. Elektronische Abbildungen nur als Tiff-Dateien (300 dpi) auf CD-R (bis 700 MB) einreichen; bitte keine CD-RWs oder DVDs verwenden. Alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen keine Beschriftungen vornehmen, sondern nur auf Kopien oder durchscheinenden Deckblättern. Vergrößerungen von Mikrofotos sollten erst anhand der Bildandrucke berechnet werden, die vor Drucklegung zusammen mit den Korrekturandruckten der Artikel den Autoren zugeschiedt werden. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1-spaltig, 1,5-spaltig, 2-spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors und werden mit den Sonderdrucken des Beitrages wieder zurückgesandt.

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

Kreutz, M., Mayer, Ph.: *Vampyrella* parasitiert *Endorina elegans*. *Mikrokosmos* 92, 1–6 (2003).

Buchzitate:

Fioroni, P.: *Evertebratenlarven des marinen Planktons*. Verlag Natur und Wissenschaft, Solingen 1998.

Zitate von Buchbeiträgen:

Hausmann, K., Hülsmann, N.: Einzellige Eukaryota, Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): *Einzeller und Wirbellose Tiere*, S. 1–72. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.

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

8. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke.

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit € 30,00 und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit € 60,00.

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

Ein Nachschlagewerk der Extraklasse!

Mikrokosmos
6/2003

1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229

Optik – jetzt Sonderausgabe!



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

Darüber hinaus dient das mit seinem breiten Spektrum konkurrenzlose Werk als wertvolles Nachschlagewerk für alle Anwendungsbereiche der Optik wie Augenoptik und Ophthalmologie und beschreibt ausführlich optische Geräte (photoelektrische Nachweisgeräte, Laser) und Verfahren (z.B. Interferometrie).

Mit dieser preisgünstigen Sonderausgabe sparen Sie über € 200,- gegenüber der Originalausgabe!

- Zwei Alphabetbände, über 400 S. pro Bd., br., im Schubler
- 3.200 Stichwörter insgesamt
- verfasst von über 70 renommierten Autoren
- ca. 600 Abbildungen (z.T. vierfarbig), über 6.000 Verweise und 5.000 Formeln
- Gesamtausgabe in 2 Bde. : € 49,95, ISBN 3-8274-1422-9
- Erscheinungstermin: Juni 2003

Ein unentbehrliches Werk!

„Alles in allem ist das Lexikon der Optik in zwei Bänden ein unentbehrliches Werk für alle, die aus beruflichen Gründen oder aus Interesse an technischen Themen „durchblicken“ wollen und deshalb einen schnellen Zugriff auf zuverlässiges und fundiertes Fachwissen zu schätzen wissen.“

Physik in der Schule

„Zum Beginn des „Jahrhunderts des Photons“ kommt dieses Lexikon gerade recht: Jedermann, der sich von Berufs wegen im Feld der Optik betätigt, sollte es sich gönnen.“

LaserOpto

„Endlich wieder kann man sich über den letzten Stand der Optik und ihrer Teilbereiche gültig informieren. Physiker, Ingenieure, Wissenschaftler, Lehrer und Schüler, interessierte Augenoptiker und Augenärzte werden es honorieren.“

Focus

„Ein Nachschlagewerk der Extraklasse ... es ist ein Wissensspeicher, den man gern zur Hand nimmt. Ein Werk ohne Fehl und Tadel.“

Telekom praxis

▶▶ Bitte kopieren und faxen an: 07071/935393 ◀◀

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

Ex.	Titel
	Sonderausgabe Lexikon der Optik zum Preis von € 49,95; ISBN 3-8274-1422-9 (ET: 6/03)

- Sämtliche Preise verstehen sich zzgl. Versandkosten (im Inland: € 3,50 pro Lieferung)
- Preise unter Vorbehalt. Alle Buchpreise enthalten 7% MwSt.

Meine Anschrift:

Name/Vorname

Straße

PLZ/Ort

Datum/Unterschrift

E-Mail

Spektrum
AKADEMISCHER VERLAG

Bestellen können Sie ■ telefonisch 07071/935369 ■ per Fax 07071/935393 oder
■ per Mail: shop@spektrum-verlag.de

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2003

Band/Volume: [92_6](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 92_6 1](#)