

II 90372

ournals/mikrokosmos

F 20582

MIKROKOSMOS



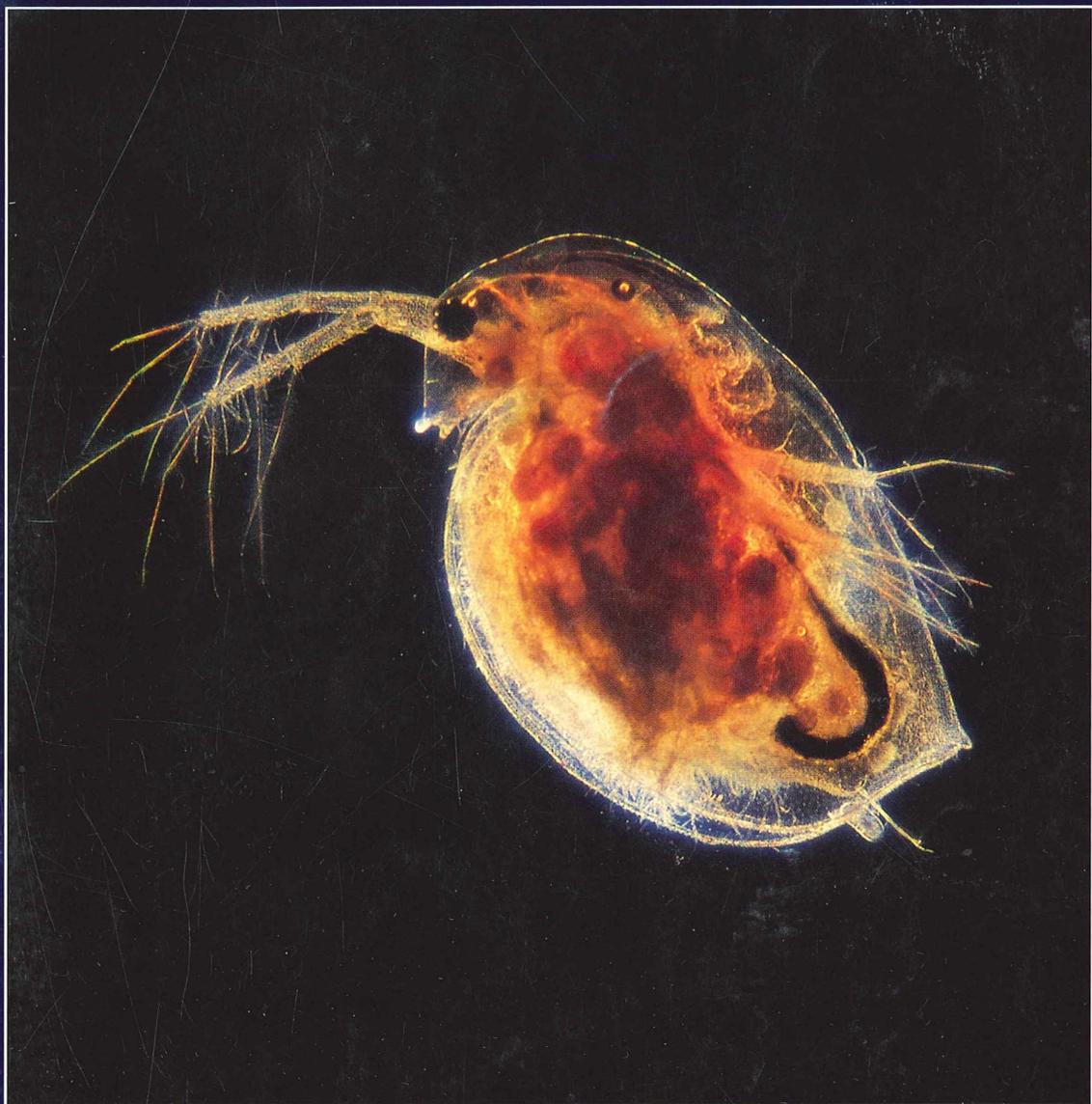
URBAN & FISCHER

November 2000

89. Jahrgang

Heft 6

ISSN 0026-3680



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

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)
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.

Inhalt

Artikel

- 321** Moosbewohnende Zieralgen
Rupert Lenzenweger
- 325** Histophage Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*
I. Teil: Morphologie und Lebenszyklus
Hans-Werner Kuhlmann
- 333** Mikroskopische Aspekte der Drucktechnologie –
Kupfertiefdruck-Tafeln von Mikroorganismen
Werner Nachtigall
- 337** Epiphyten – mikroskopisch
Rudolf Dreus
- 343** Fliegen aus dem Bernsteinwald
Erich Lüthje
- 345** Pilze auch am Gras – der Erstickungsschimmel *Epichloe typhina*
Ignaz Kälin
- 351** Das neue Licht in der Mikroskopie. Einsatz und Eigenschaften von LEDs
Gerhard Göke
- 359** Schnitte durch sehr harte Hölzer
Dieter Gerlach
- 365** Der Pilz *Aureobasidium pullulans* in einer Schildlausart.
II. Teil: Lokalisation und mikroskopische Färbungen
Arno Riesenberg
- 373** Natürliche und künstliche Harze als Einschlussmittel für die
Mikroskopie
Gerhard Göke
- 377** Mikro-Einsteiger: Histophage Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena*
und *Ichthyophthirius*: Beschaffung und Haltung
Hans-Werner Kuhlmann

Rubriken

- 332, 371**
Kurze Mitteilungen
- 356, 363, 370, 371**
Nachrichten
- 376**
Aus der Industrie
- 381**
Buchbesprechungen
- 382**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 383, 384**
Mikro-Markt
- 384**
Impressum

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>

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

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

Umschlagabbildung: Verletzte Daphnie befallen mit histophagen Ciliaten der Gattung *Ophryoglena*. Siehe Artikel H.-W. Kuhlmann, S. 325–332 und S. 377–380.

Moosbewohnende Zieralgen

Rupert Lenzenweger

Bekanntlich sind die eigentlichen Lebensräume der Zieralgen die unterschiedlichen Gewässer von Mooren und in diesen sind sie daher auch am artenreichsten vertreten. Davon abgesehen leben einzelne Vertreter dieser Algenfamilie aber auch in Tümpeln, Wiesengraben, in Uferzonen und im Plankton unbelasteter Seen und Teiche. Aber sie kommen auch gelegentlich atmophytisch auf feuchter Erde und in nassen Moosen, auf fallweise oder permanent überrieselten Felsen, Mauern und dergleichen vor.

Dieser Besonderheit ist es zu verdanken, dass man selbst in den Wintermonaten, wenn Eis und Schnee die üblichen Standorte unzugänglich machen, mehr oder weniger erfolgreich nach Zieralgen suchen kann. Denn offenbar sind die in Moosen lebenden Arten vor den ungünstigen Vegetationsbedingungen der kalten Jahreszeit doch einigermaßen geschützt und können hier gut überleben.

Material und Methoden

Zum Aufsammeln werden die vom Untergrund abgelösten Moosproben in Plastiksäckchen verstaubt. Es genügen an sich schon relativ kleine Proben, so dass ein allzu gravierender Eingriff in diesen meist nur langsam wachsenden Moosaufwuchs vermieden werden kann. Zur Untersuchung werden die feuchten Moospolster ausgequetscht und das abfließende Wasser in einer Petrischale aufgefangen. Etwas trockenere Moose feuchtet man vorher am besten mit etwas Wasser an. Der so gewonnene Extrakt kann dann in der üblichen Weise untersucht werden. Neben vielen verschiedenen pflanzlichen und tierischen Mikroorganismen findet man gelegentlich darin auch Zieralgen. Die im Folgenden vorgestellten Taxa wurden aus Moosrasen und Moospolstern von unterschiedlichen Standorten gesammelt: Mäßig feuchte, durchgehend beschattete Beton- und Steinmauern in Waldgebieten des nördlichen Alpenvorlandes und sehr nasse, teilweise auch überrieselte Kalkfelsen und feuchtes Erdreich in mehreren Bereichen der Nördlichen Kalkalpen.

Die gefundenen Taxa

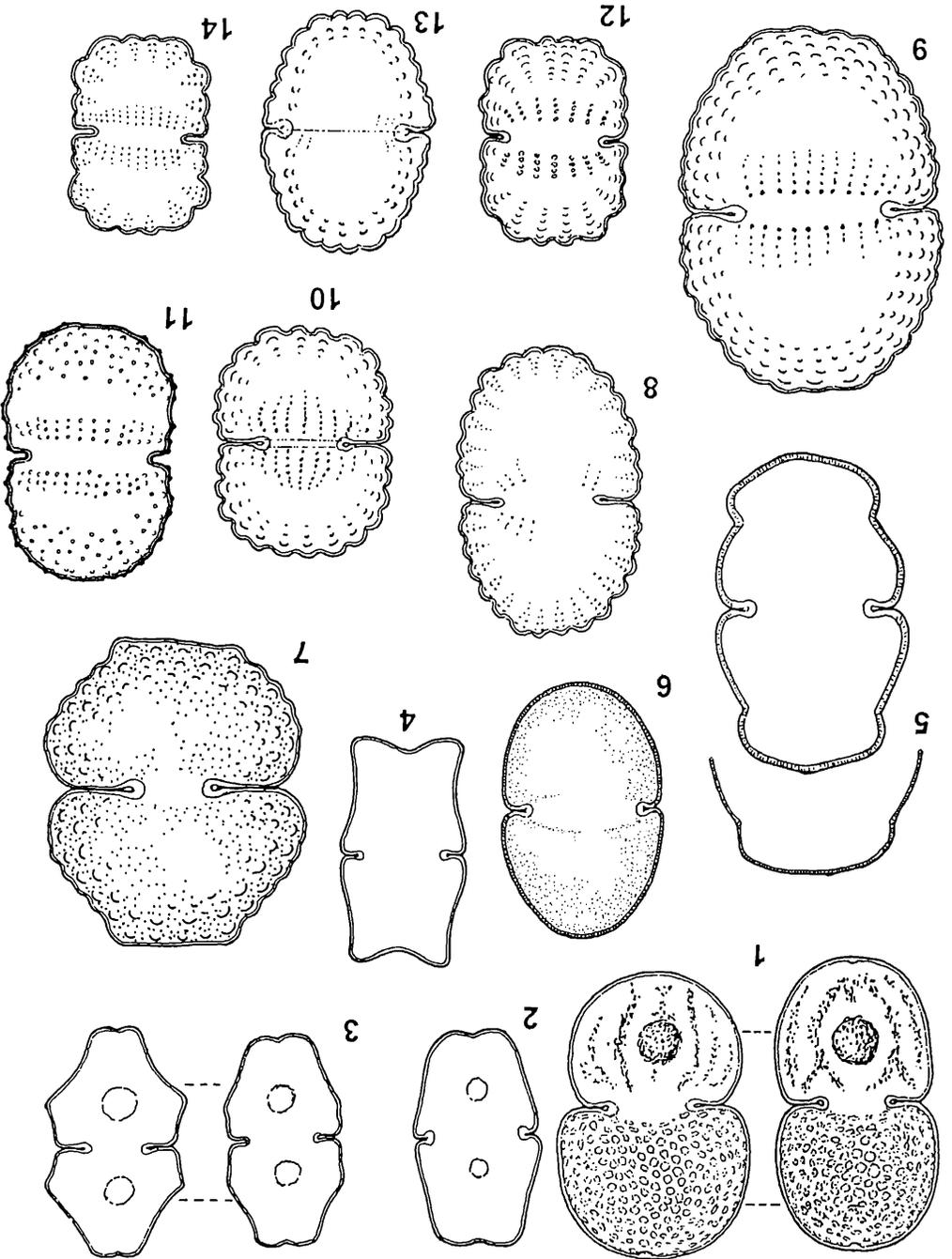
Eine Auswahl der gefundenen Taxa wird in den Abbildungen 1–14 und den dazugehörigen Legenden vorgestellt.

Diskussion

Soweit ich feststellen konnte, sind die bisher von mir in Moosen gefundenen Taxa auf die Gattung *Cosmarium* beschränkt. Wie aus den weiteren hier angeführten Fundangaben hervorgeht, sind die meisten der zwischen den Moosen gefundenen Desmidiaceen keineswegs an diesen besonderen Lebensraum angewiesen, sondern kommen auch an anderen Standorten, vornehmlich Moorgewässern, vor. Lediglich *Cosmarium dovrense* und eventuell auch *Cosmarium saxicolium* scheinen fast ausschließlich in Moosen vorzukommen.

Eine direkte Abhängigkeit einzelner Taxa von der bewohnten Moosart ist aufgrund dieser vorläufigen Untersuchung nicht erkennbar, hingegen ist ein Zusammenhang mit dem Chemismus des Aufwuchssubstrates (und damit wahrscheinlich indirekt auch von der Moosart) sehr wohl gegeben, wie das Beispiel des kalkliebenden *Cosmarium variolatum* var. *rotundatum* zeigt. In diesem Zusammenhang ist auch noch zu erwähnen, dass bei Untersuchungen von Moosen auf feuchtem Granitgestein, entgegen meinen Erwartungen, bisher keine Desmidiaceen gefunden wurden. Inwieweit noch andere Umweltfaktoren wie Beschattung und Feuchtigkeitsgrad eine Rolle spielen, ist aufgrund der wenigen bisher vorliegenden Daten nicht feststellbar.

10 20 30 40 50 60 70 80 90 100 μm



◀
 Abb. 1–14: Moosbewohnende Desmidiaceen; L. = Länge der Zellen, B. = Breite der Zellen, I. = Isthmusbreite. Abb. 1: *Cosmarium variolatum* Lund var. *rotundatum* (Krieger) Messikommer; L. 35–40 µm, B.: 22–25 µm, I.: 8–10 µm; kommt stellenweise auch in Quellsümpfen und Mooren vor. Abb. 2: *Cosmarium anceps* Lund. L.: 27–29 µm, B.: 16–17 µm, I.: 11–12 µm; gelegentlich auch in Almtümpeln und Bergseen. Abb. 3: *Cosmarium pokornyanum* (Grun.) West und West. L.: 27–30 µm, B.: 15–17 µm, I.: 7–8 µm; vereinzelt in Niedermooren, nassen Wiesen und Hangvernässungen. Abb. 4: *Cosmarium decedens* (Reinsch) Racib. L.: 29–30 µm, B.: 16–17 µm, I.: 10–11 µm; auch in Gewässern von Niedermooren verbreitet. Abb. 5: *Cosmarium holmiense* Lund. var. *integrum* Lund. L.: 43–48 µm, B.: 26–30 µm, I.: 16–18 µm; gelegentlich auch in Niedermooren, Sümpfen und Feuchtwiesen. Abb. 6: *Cosmarium microsphinctum* Nordst. L.: 32–33 µm, B.: 19–20 µm, I.: 15–16 µm; kalkliebende Alge, kommt gelegentlich auch in alpinen Niedermooren und Almtümpeln vor. Abb. 7: *Cosmarium vexatum* West var. *concauum* Schmidle. L.: 40–45 µm, B.: 35–43 µm, I.: 10–12 µm; recht anpassungsfähige Alge, in Wiesen- und Waldsümpfen, Quellen, Teichen und Tümpeln verbreitet. Abb. 8: *Cosmarium speciosum* Lund var. *speciosum*. L.: 35–40 µm, B.: 26–28 µm, I.: 11–13 µm; gelegentlich in Sümpfen, Wiesengräben und Hangvernässungen. Abb. 9: *Cosmarium speciosum* Lund var. *biforme* Nordst. L.: 47–49 µm, B.: 34–36 µm, I.: 20–21 µm; anpassungsfähige Alge, in Mooren, Quellen, Sümpfen, Feuchtwiesen, Teichen, Seeuferzonen und dergleichen weit verbreitet. Abb. 10: *Cosmarium subcrenatum* Hantsch. L.: 25–31 µm, B.: 18–28 µm, I.: 9–10 µm; zerstreut in Feuchtwiesen, Sümpfen, Quellen, Bachufern und Uferzonen von Seen und Teichen. Abb. 11: *Cosmarium dovrense* Nordst. L.: 32–34 µm, B.: 22–23 µm, I.: 16–17 µm; alle in der Literatur angeführten Fundangaben weisen auf ein ausschließliches Vorkommen in nassen Moosen auf überrieselten Kalkfelsen hin. Abb. 12: *Cosmarium crenatum* Ralfs ex Ralfs var. *bicrenatum* Nordst. L.: 26–28 µm, B.: 18–20 µm, I.: 11–12 µm; allgemein verbreitet in Quellen, Feuchtwiesen, Hangvernässungen, Tümpeln und dergleichen. Abb. 13: *Cosmarium speciosum* Lund var. *rostafinskii* (Gutw.) West und West. L.: 31–33 µm, B.: 22–23 µm, I.: 16 µm; vornehmlich zwischen feuchten Moosen, vereinzelt aber auch in seichten Moorgewässern. Abb. 14: *Cosmarium saxicolum* Kaiser. L.: 25 µm, B.: 18–19 µm, I.: 12 µm; wie vorige Art vornehmlich zwischen feuchten Moosen und an überrieselten Felsen.

Literaturhinweise

- Coesel, P. F. M.: De Desmidiaceen van Nederland, Deel 4, Fam. Desmidiaceae. Wetensch. Meded. Kon. 1991.
- Insam, J., Krieger, W.: Zur Verbreitung der Gattung *Cosmarium* in Südtirol. Nova Hedwigia 76, 95–113 (1936).
- Kaiser, P. E.: Beiträge zur Kenntnis der Algenflora von Traunstein und dem Chiemgau, Teil 5. Kryptogamen Forschung 1, 428–444 (1926).
- Krieger, W., Gerloff, J.: Die Gattung *Cosmarium*. Teil 2. Cramer, Weinheim 1965. S. 113–240.
- Lenzenweger, R.: Desmidiaceenflora von Österreich. Teil 3. Bibliotheca Phycologica 104, 1–218 (1999).
- Messikommer, E.: Beitrag zur Kenntnis der Algenflora und Algenvegetation des Hochgebirges um Davos. Beitr. Geobot. Landesaufn. Schweiz 24, 1–452 (1942).
- Messikommer, E.: Beitrag zur Kenntnis der fossilen und subfossilen Desmidiaceen. Nova Hedwigia 78, 107–201 (1938).
- West, W., West, G. S.: A monograph of the British Desmidiaceae. Vol. 3. The Royal Society of London 1908.
- West, W., West, G. S.: A monograph of the British Desmidiaceae. Vol. 4. The Royal Society of London 1912.

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

Nikon

Mikroskope und mehr...

Lösungen
mit Auflösung



Nikon GmbH

Geschäftsbereich Mikroskope

Tiefenbroicher Weg 25, 40472 Düsseldorf

Tel.: 0211/94 14 -221, Fax: 0211/94 14 - 322

email: mikroskope.messtechnik@nikon.de

Internet: <http://www.nikon.de>

Histophage Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*

I. Teil: Morphologie und Lebenszyklus

Hans-Werner Kuhlmann

Trotz ihrer erstaunlichen Größe, ihrer Artenvielfalt und ihrer weltweiten Verbreitung fanden histophage (gewebefressende) Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius* bislang weder bei wissenschaftlich arbeitenden Protozoologen noch bei interessierten Mikroskopikern besondere Beachtung. Dabei zeigen gerade diese Organismen eine faszinierende Morphologie, einen interessanten Lebenszyklus und ein erstaunliches Orientierungsvermögen. In diesem und einem weiteren Bericht stellt der Autor die faszinierende Biologie der Ophryogleniden vor.

Metazoische planktische Organismen wie z. B. Wasserflöhe (Cladoceren), Ruderfuß- und Muschelkrebse (Copepoden und Ostracoden) sterben meist, indem sie von größeren Räubern gefressen werden. Einige der Plankter entkommen ihren Feinden jedoch mit mehr oder minder schweren Verletzungen, andere gehen im Herbst als Folge absinkender Temperaturen zugrunde. In solchen Fällen dient ihr organisches Material heterotrophen Flagellaten, Bakterien und anderen Kleinstlebewesen als willkommene Nahrungsquelle. Doch lange bevor diese sich am Ort des gedeckten Tisches einfinden, gelingt es meist einer Gruppe von Ciliaten, sich der besten Stücke zu bedienen. Zu diesen Ciliaten, die zuerst an oder in sterbenden Metazoen gefunden werden, gehören die im Süß- und im Brackwasser verbreiteten Arten der Gattung *Ophryoglena*.

Im Folgenden soll zunächst die Morphologie sowie der komplexe Lebenszyklus dieser hochinteressanten Ciliaten unter Einbeziehung eines nahe verwandten Fischparasiten, *Ichthyophthirius multifiliis*, vorgestellt werden. Hinweise darauf, wie man diese Ciliaten aus der Natur isolieren und zwecks eigener Beobachtungen und Experimente vermehren kann, finden sich im Mikro-Einsteiger auf Seite 377 in diesem Heft. Teil II (im nächsten MIKROKOSMOS-Heft) behandelt schließlich die Reizbarkeit und die Orientierung der histophagen Ciliaten und stellt einige einfache Versuche zu diesem Themenkomplex vor.

Das äußere Erscheinungsbild histophager Ciliaten

Nahezu jeder Mikroskopiker, der sich etwas näher mit Wasserproben aus heimischen Tümpeln, Teichen und kleinen Seen beschäftigt, wird wahrscheinlich schon einmal einen histophagen Ciliaten gesehen haben. Doch da wir meist bevorzugt auf diejenigen Organismen achten, die wir kennen, wird er diese wahrscheinlich nicht bewusst wahrgenommen haben. Freischwimmende Stadien fast aller *Ophryoglena*-Arten haben hinsichtlich ihrer Größe und ihrer Bewegungsweise eine gewisse Ähnlichkeit mit Paramecien, doch kommen sie im Gegensatz zu diesen meist einzeln vor. Bei genauerem Hinsehen erkennt man, dass sich eine *Ophryoglena*-Zelle schneller und zielgerichteter als *Paramecium* bewegt und dass sie – von einem meist dunklen Fleck im anterioren Zellbereich abgesehen – nahezu transparent ist.

Ophryoglenen, die erfolgreich eine Nahrungsquelle ausfindig gemacht haben, sind dagegen meist mit großen, bräunlichen Nahrungsvakuolen angefüllt und bezüglich ihres Volumens bis zu vier mal so groß wie die freischwimmenden Stadien derselben Art. In einer Daphnie kann man sie gut beobachten, da sie nur sehr langsame, rotierende Bewegungen zeigen. Hier kann es gelegentlich auch zu größeren Ansammlungen von Zellen kommen, weil eine einzige verletzte Daphnie binnen weniger Minuten nahezu alle Ophryoglenen aus der näheren Umgebung anzulocken vermag (Abb. 1).

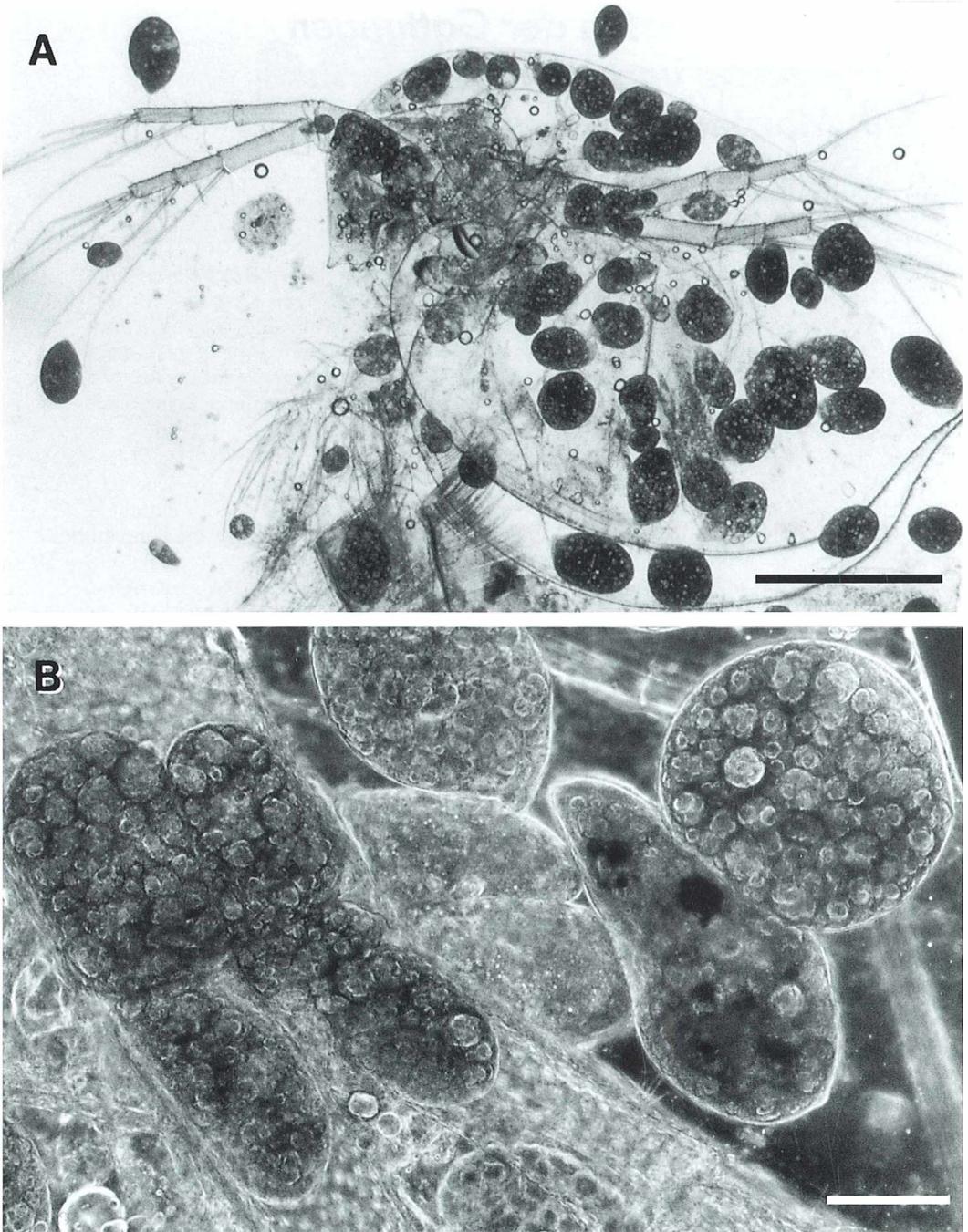


Abb. 1: (A) Zahlreiche Trophonten einer großen *Ophryoglena*-Art (*O. catenula*) in einer schon fast leergefressenen Daphnie. (B) Einige Zellen dringen unter starker Verformung sogar bis in die Antennenglieder des Wasserfloh vor. Im Innern der Ophryoglenen erkennt man eine Vielzahl von rundlichen Nahrungsvakuolen. A, Hellfeld-, B, Phasenkontrastaufnahme. Maßstriche: 1 mm in A, 100 μ m in B.

Sich teilende Zellen findet man in einer klaren Wasserprobe in aller Regel nicht, da vollgefressene Ophryoglenen die Daphnie wieder verlassen und sich hinab zu den Bodenschichten eines Gewässers begeben. Dort sind sie nur sehr schwer zu entdecken.

Im Gegensatz zu *Ophryoglena* ist der Fischparasit *Ichthyophthirius multifiliis*, der Erreger der Weißpünktchenkrankheit der Süßwasserfische, bereits zur echten parasitischen Lebensweise übergegangen. Während *Ophryoglena*-Zellen niemals unverletzte, vitale Plankton angreifen, befällt *Ichthyophthirius* kranke wie gesunde Fische. Dieser Ciliat ist vor allem in tropischen und subtropischen Gewässern verbreitet; in den gemäßigten Breiten ist *I. multifiliis* in Fischzuchtbecken und Zierfischaquarien zu finden. Freischwimmende Stadien sind wegen der geringen Größe der Zellen kaum auffindig zu machen; die bis zu circa 1 mm großen fressenden Ciliaten sind in der Haut eines Fisches leicht zu erkennen. Oftmals ist ein Fisch von mehr als hundert Parasiten befallen.

Zellorganellen histophager Ciliaten

Ciliaten der beiden hier näher zu betrachtenden Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius* sind durch ein auffälliges uhrglasförmiges Organell gekennzeichnet (Abb. 2, 3), welches nach seinem Entdecker auch als Lieberkühn'sches Organell bezeichnet wird (vgl. Lieberkühn, 1856; Haas, 1933; beide Arbeiten zitiert in Kuhlmann, 1993). Hinsichtlich der Funktion dieses stark lichtbrechenden Organells hatte man bis vor wenigen Jahren keine genaueren Vorstellungen. Die Möglichkeit, dass es als eine Art Zahn dienen könnte, welcher bei der Zerkleinerung der Nahrung hilfreich ist, wurde vorübergehend in Erwägung gezogen. In Anbetracht neuerer Ergebnisse verhaltensphysiologischer Untersuchungen zur Lichtorientierung der verschiedenen *Ophryoglena*-Arten und *I. multifiliis* liegt es nahe, das sonderbare Organell als (Hilfs-)Struktur zur Erkennung der Lichtrichtung zu deuten. Zellen, denen man das Lieberkühn'sche Organell mit Hilfe einer sehr feinen Glaskapillare entfernt, sind erst dann wieder zu einer Lichtorientierung fähig, wenn diese ein neues Organell ausgebildet haben. Andere histophage Ciliaten aus der näheren oder weiteren Verwandtschaft der Ophryogleniden (alle

Ophryoglena-Arten und *I. multifiliis* gehören zu dieser systematischen Gruppe) besitzen weder ein Lieberkühn'sches Organell noch eine diesem vergleichbare Struktur; sie sind nicht zur Lichtorientierung befähigt.

Das Lieberkühn'sche Organell von *O. catenula* (Abb. 2B, C) ist mit einem Durchmesser von 6 bis 9 μm und einer Breite von circa 3 μm besonders groß. Es befindet sich in einer seitlichen Einbuchtung der Oralhöhle. Die konkave, mit Cytoplasma gefüllte Seite des Organells weist in Richtung des anterioren Zellpols, während die konvexe, gerippte Organellseite nach hinten weist (Abb. 2 C). Der gerippten Seite des Organells liegen mehrere Membranen auf, welche wahrscheinlich Photorezeptormoleküle enthalten; im Elektronenmikroskop sind sie gut zu erkennen. Bei einigen *Ophryoglena*-Arten wird das Lieberkühn'sche Organell gegen vom hinteren Zellpol einfallendes Licht durch braune oder schwarze Pigmentansammlungen abgeschirmt (Abb. 2 D). Im Vergleich zu den meisten *Ophryoglena*-Arten ist der Uhrglaskörper von *Ichthyophthirius* mit circa 1 bis 2 μm Durchmesser sehr klein; er befindet sich am anterioren Ende der Mundöffnung (Abb. 3).

Außer durch den Besitz eines Lieberkühn'schen Organells sind alle Ophryogleniden durch das Vorhandensein von zahlreichen Mukocysten gekennzeichnet. Mukocysten sind Schleim oder andere Substanzen sezernierende Zellorganellen im Cortex, also in der äußeren Hülle eines Ciliaten (Abb. 3 B). Möglicherweise signalisiert der abgesonderte Schleim Fressfeinden: Ich schmecke nicht! Er könnte aber auch eine Schutzfunktion vor Bakterien sowie vor und bei mechanischen Verletzungen darstellen, das heißt einerseits, dass die Schleimschicht eine Verletzung verhindert, zum anderen bei einer Verletzung die Wunde abdeckt, so dass Cytoplasma nicht ausströmen kann. Eine muköse Hülle sondern *Ophryoglena*-Arten sowie *Ichthyophthirius* vor allem vor und während der Zellteilung ab; diese kann mit Alcian-Blau angefärbt werden.

Im übrigen besitzen die histophagen Ciliaten nahezu alle Zellorganellen einer typischen Ciliatenzelle. Trichocysten, welche bei *Paramecium* der Verteidigung dienen, fehlen allerdings. Der Makronucleus ist entweder rund, spindel- oder bandförmig; Mikronuclei sind in Ein- oder Mehrzahl vorhanden. Mit Karminessigsäure oder (besser) mit Methylgrün kön-

sind überaus schnell (bis 5 mm pro Sekunde) und für diverse Reize sehr empfänglich (siehe II. Teil dieser Reihe im nächsten MIKROKOSMOS-Heft). Ihr Ziel ist es, innerhalb ihrer kurzen Lebensspanne von 24 bis höchstens 72 Stunden eine geeignete Nahrungsquelle ausfindig zu machen.

Fressende Zellen werden als Trophonten bezeichnet. Sie zeigen keine (im Falle von *Ichthyophthirius*) oder nur sehr langsame, meist rotierende Bewegungen (wie im Falle der unterschiedlichen *Ophryoglena*-Arten). Während der Nahrungsaufnahme erfolgt eine oft enorme Größenzunahme. Im Zellinneren von Trophonten erkennt man zahlreiche rundliche Nahrungsvakuolen unterschiedlicher Größe und Farbe (meist rötlich-braun bis schwarz). Trophonten sind für äußerliche Reize vergleichsweise unempfindlich.

Nach dem Verlassen der Nahrungsquelle orientieren sich die vollgefressenen Zellen, die jetzt als Protomonten bezeichnet werden, stets nach unten. Sie bewegen sich träge und zeigen in mehrfacher Hinsicht genau die entgegengesetzten Reaktionen wie zuvor im Therontenstadium.

Nach Erreichen des Bodens eines Gewässers oder auch der Kulturschale runden sich die Zellen ab, sekretieren eine schleimige Substanz, die bei einigen Arten aushärtet, und werden bewegungslos. Derartige Stadien werden Tomonten genannt. Noch immer erkennt man die zahlreichen Nahrungsvakuolen und Cilien, die meist sehr langsam weiterschlagen und so die Zelle in eine rotierende Bewegung versetzen. Wird die Schleimhülle durch mechanische Krafteinwirkung verletzt, verlässt der Tomont diese innerhalb weniger Sekunden, schwimmt schnell einige Zentimeter weiter und bildet erneut eine Teilungscyste.

Die Teilungsprodukte eines Tomonten, die frühestens nach 24 h zu erkennen sind, bezeichnet man als Tomiten. Sie befinden sich noch immer in der sie schützenden Hülle. Sie sind kleiner und heller als die vorangegangenen Lebenszyklusstadien. Nach einigen weiteren Stunden und gegebenenfalls nach weiteren (Quer-)Teilungen differenzieren sich die Tomiten wieder zu Theronten und verlassen ihre Hülle.

Die Dauer des dargestellten Entwicklungszyklus ist sowohl art- als auch temperaturabhängig. Nicht selten, meist unter ungünstigen Bedingungen, werden außer den genannten Stadien weitere wie zum Beispiel Dauerstadien ge-

bildet. In den abschließenden beiden Kapiteln dieses Aufsatzes sollen nun die Lebenszyklen von *I. multifiliis* und *O. flava* genauer dargestellt werden.

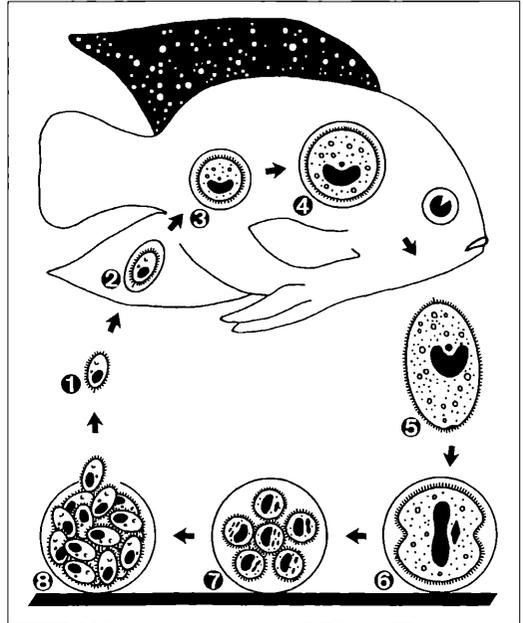


Abb. 4: Schematische Darstellung des Entwicklungszyklus von *Ichthyophthirius multifiliis* (nach Mehlhorn und Piekarski, 1995). (1) Der Theront dringt in die Haut eines Süßwasserfisches ein und wird encystiert. (2-3) Wachstum des Trophonten bis zu 1 mm Größe. (4-5) Der Trophont verläßt nach Platzen der Hautpustel den Fisch und sinkt zu Boden. (6-8) Nach der Encystierung am Boden (6) beginnt der Tomont innerhalb einer Stunde mit wiederholten Zweiteilungen (6-7), bis etwa 1000 Tomiten gebildet sind. Nach Platzen der Cyste schwimmen die nun wieder als Theronten bezeichneten Zellen umher (8) und müssen sich binnen eines Tages an einen Fisch heften, um zu überleben. Die dunklen Strukturen in den Zellen symbolisieren Makro- und Mikronucleus; die bogenförmige Struktur in den ausdifferenzierten Theronten ist das Lieberkühn'sche Organell. Das Krankheitsbild ist an der Rückenflosse des Fisches schematisch dargestellt: Die Fische sind mit weißen Pünktchen übersät, die sich bei fortgeschrittener Krankheit zu größeren Flecken vereinigen können und dann zusammen mit größeren Hautfetzen abgestoßen werden. Als Folge kommt es in diesem Stadium zu Sekundärinfektionen, die dann zum Tod des Fisches führen können.

Der Lebenszyklus von *Ichthyophthirius multifiliis*

Als Beispiel für einen vergleichsweise einfachen Entwicklungszyklus mag derjenige von *I. multifiliis* dienen (Abb. 4). Er beinhaltet wirtsgebundene Stadien (die Trophonten) und freischwimmende Stadien (alle anderen beweglichen Lebenszyklusstadien).

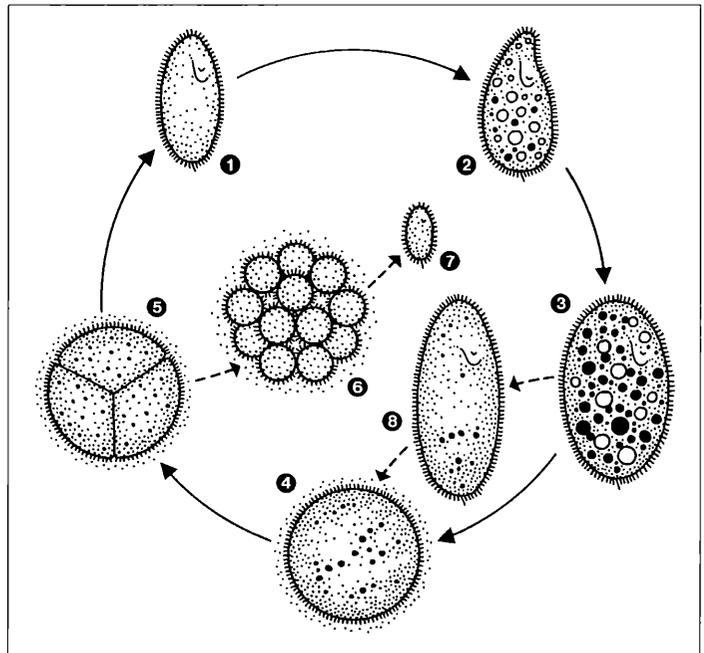
Der nur kurz freilebende Theront dringt in die Epidermis eines Fisches ein, wird encystiert und entwickelt sich zum Trophonten (parasitische Trophonten nennt man auch Trophozoiten), der innerhalb der Epidermis wächst und dabei eine Größe von mehr als einem Millimeter erreichen kann. Nach mehreren Tagen verlässt der reife Trophont das Wirtsgewebe, wird zum freischwimmenden Tomonten und sinkt zu Boden. Der Encystierung am Boden folgen wiederholte Zweiteilungen (Palintomie), bis etwa 100 oder sogar bis zu 1000 der 30–50 µm langen Theronten gebildet sind. Nach Platzen der Cyste werden die Theronten freigegeben und infizieren neue Wirte durch Eindringen in deren Epithel, womit der Lebenszyklus geschlossen ist (Mehlhorn und Piekarski, 1995).

Der Lebenszyklus von *Ophryoglena flava*

Die meisten *Ophryoglena*-Arten haben einen im Vergleich zu *Ichthyophthirius* komplexeren Entwicklungszyklus, welcher nicht nur fünf, sondern bis zu neun voneinander unterscheidbare Stadien aufweist. Gut untersucht sind die Lebenszyklen der großen Arten *O. catenula* (Kuhlmann, 1993) und *O. flava* (Cadetti *et al.*, 2000; Abb. 5). Neben den typischen Stadien des Hauptzyklusses werden hier gelegentlich Wanderstadien, Mikrotomiten und Mikrotheronten sowie bei andauerndem Nahrungsmangel Dauercysten gebildet.

Die Wanderstadien entwickeln sich direkt, also ohne dass eine Teilung erfolgt, aus Tomonten. Sie schwimmen langsam, aber unentwegt, auf geraden Bahnen. Erst nach mehreren Tagen setzen sie sich am Boden ab und bilden entweder Dauercysten oder teilen sich in zwei bis vier Tomiten. Dauercysten können aber auch direkt aus Tomonten hervorgehen. Die Lebensdauer solcher Cysten, die von einer erheblich derberen Hülle als die Teilungscysten umgeben sind, kann Wochen und sogar Monate betragen, vorausgesetzt sie trocknen nicht aus. Mikrotomiten und -theronten entstehen aus To-

Abb. 5: Schematische Darstellung des Entwicklungszyklus von *Ophryoglena flava* (nach Cadetti *et al.*, 2000). Stadien, die während der Entwicklung immer durchlaufen werden: (1) Theront, (2) Trophont, (3) Protomont, (4) Tomont, (5) Tomiten, noch innerhalb der Cystenhülle. Gelegentlich auftretende Stadien: (6) Mikrotomiten und (7) Mikrotheronten, (8) Wanderstadium. Dauercysten wurden bislang bei dieser Art nicht beobachtet. Die kugligen Strukturen in den Zellen sind Nahrungs-, Verdauungs- oder Resorptionsvakuolen. Innerhalb des Mundfeldes befindet sich als leicht gebogene Struktur das Lieberkühn'sche Organell.



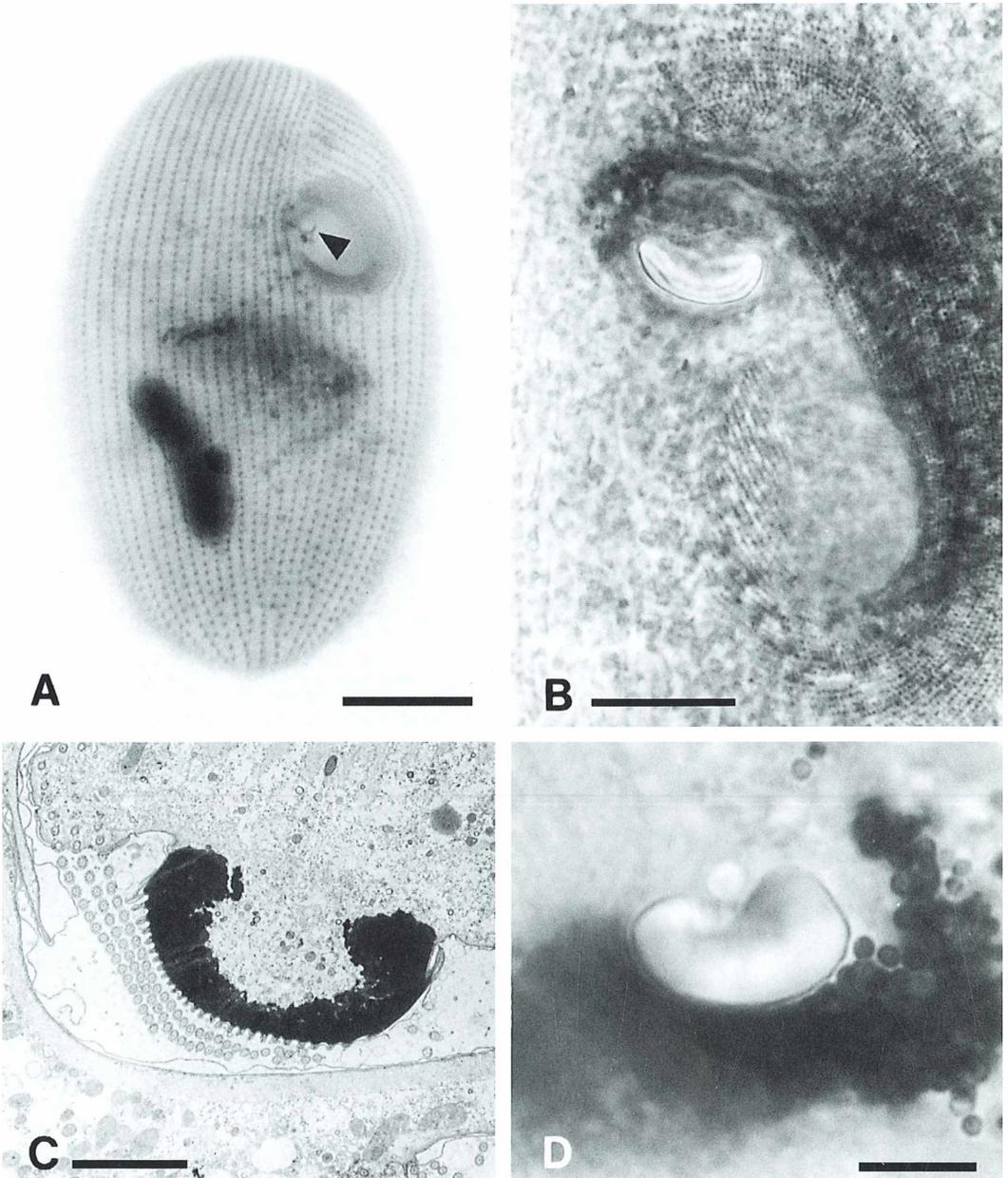


Abb. 2: (A) Theront einer kleineren *Ophryoglena*-Art nach Protargol-Anfärbung. Deutlich ist rechts oben die rundliche Mundeinbuchtung zu erkennen, in welcher sich das Lieberkühn'sche Organell befindet (Pfeilspitze). Die schwarzen Punkte sind die Ansatzstellen der Cilien; schwarz: Makro- und Mikronucleus. (B) Das Mundfeld mit dem sich darin befindenden Lieberkühn'schen Organell bei *O. catenula*; die Zelle wurde ebenfalls mit Protargol gefärbt. (C) Das Uhrglasorganell von *O. catenula* im Transmissions-Elektronenmikroskop. Der stark lichtbrechende Körper erscheint nun schwarz (elektrorendicht); seine hohle Seite ist mit Cytoplasma gefüllt. Im Mundfeld (heller als das Cytoplasma) erkennt man zahlreiche Cilien. (D) Uhrglaskörper mit dahinter liegenden, wahrscheinlich der Abschirmung dienenden Granula bei der Brackwasserart *O. macrostoma*. A, B, D: Hellfeldaufnahmen. Maßstriche: 20 μm in A, 10 μm in B, 2 μm in C und D.

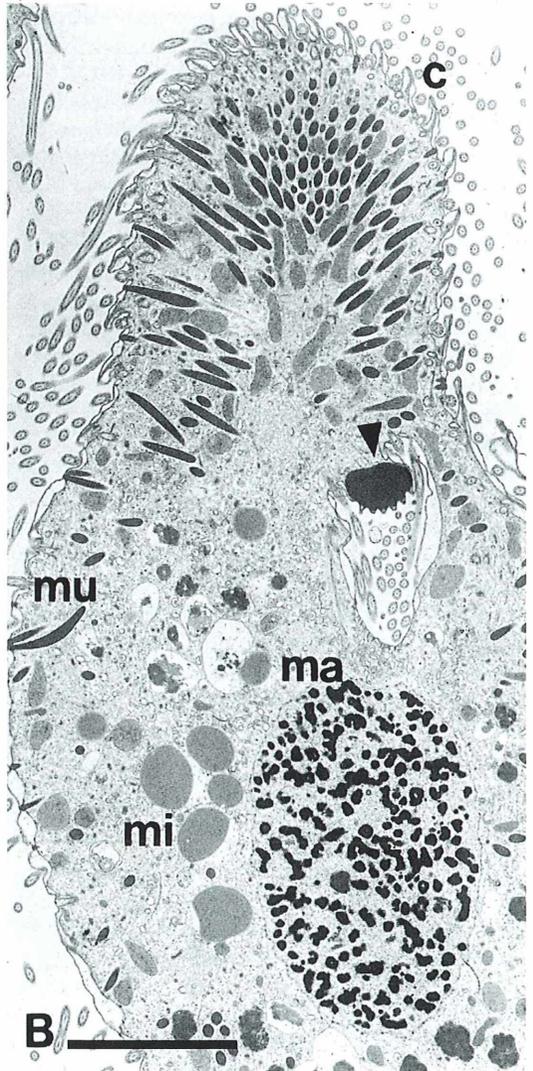
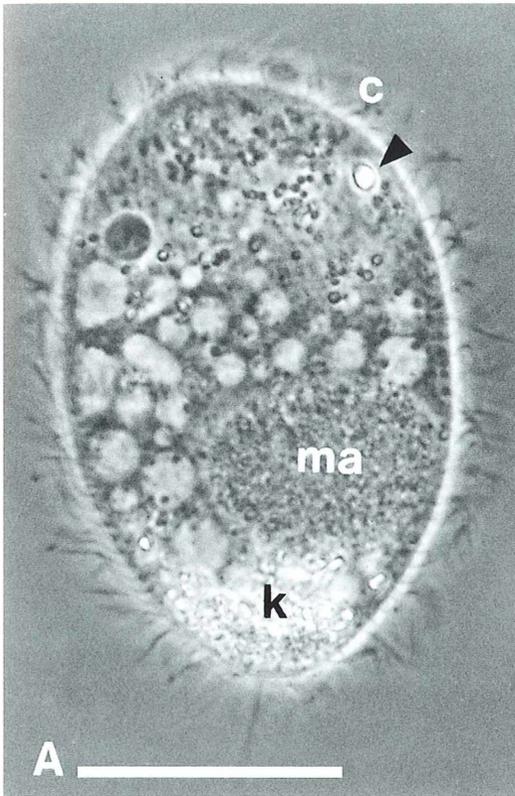


Abb. 3: Theronten des Fischparasiten *Ichthyophthirius multifiliis* im Leben (A, Phasenkontrastaufnahme) und im Transmissions-Elektronenmikroskop (B). Deutlich sind das Lieberkühn'sche Organell (Pfeilspitzen), Cilien (c), Makronuclei (ma), Kristalle (k), Mukocysten (mu) und Mitochondrien (mi) zu sehen. Maßstriche: 20 μm in A, 5 μm in B.

nen die Kerne sichtbar gemacht werden. Pulsierende Vakuolen, die das ständig in die Zelle eindringende Wasser wieder nach außen befördern, sind ebenso wie Kristallansammlungen meist in der hinteren Hälfte einer Zelle zu finden, oftmals nahe des posterioren Zellpols. Cilien schließlich, neben dem Kerndualismus eines der charakteristischen Kennzeichen der Ciliaten, bedecken in großer Zahl die gesamte Zelloberfläche. Systematisch werden *Ophryoglena* wie auch *Ichthyophthirius* in die Klasse der Oligohymenophorea und in die Ordnung der Hymenostomatida eingeordnet (Hausmann und Hülsmann, 1996).

Lebenszyklusstadien histophager Ciliaten

Der Lebens- oder Entwicklungszyklus der Ophryogleniden umfasst immer die nachfolgend aufgeführten Stadien:

- Theronten (Jäger)
- Trophonten (Fresser)
- Protomonten (Teiler-Vorläufer)
- Tomonten (Teiler)
- Tomiten (Geteilte)

Theronten (auch Schwärmer genannt) sind ausdifferenzierte, meist längliche und im Durchlicht transparent erscheinende Zellen, die sich rastlos durchs Medium bewegen. Sie

miten in Folge weiterer Teilungen und nachfolgender Differenzierung. Sie schwimmen lebhaft umher und nehmen dabei niemals Nahrung auf. Ihre biologische Funktion bleibt mysteriös.

Literaturhinweise

- Cadetti, L., Marroni, F., Marangoni, R., Kuhlmann, H.-W., Gioffré, D., Colombetti, G.: Phototaxis in the ciliated protozoan *Ophryoglena flava*: dose-effect curves and action spectrum determination. *Photochem. Photobiol. B: Biol.* (in press).
- Canella, M. F., Rocchi-Canella, I.: Biologie des Ophryoglenina (Ciliés Hyménostomes histophages). *Ann. Univ. Ferrara (N. S. Sez. III)* 3 (Suppl. 2), 1–510 (1976).
- Dönges, J. (Hrsg.): *Parasitologie*, 2. Aufl., Thieme Verlag, Stuttgart 1988.
- Kuhlmann, H.-W.: Life cycle dependent phototactic orientation in *Ophryoglena catenula*. *Europ. J. Protistol.* 29, 344–352 (1993).
- Kuhlmann, H.-W.: Life stages and responses to stimuli. In: Anderson, O. R., Druger, M. (eds.): *Explore the world using protozoa*. National Science Teacher Association and Society of Protozoologists, Arlington 1997.
- Lom, J., Dykova, I. (eds.): *Protozoan parasites of fishes*. Elsevier Sci. Publ., Amsterdam 1992.
- Lynn, D. H., Frombach, S., Ewing, M. S., Kocan, K. M.: The organelle of Lieberkühn as a synapomorphy for the Ophryoglenina (Ciliophora: Hymenostomatida). *Trans. Am. Microsc. Soc.* 110, 1–11 (1991).
- Mehlhorn, H., Piekarski, G. (Hrsg.): *Grundriß der Parasitenkunde*. 3. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
- Nigrelli, R. F., Pokorny, K. S., Ruggieri, G. D.: Notes on *Ichthyophthirius multifiliis*, a ciliate parasitic on fresh-water fishes, with some remarks on possible physiological races and species. *Trans. Amer. Microsc. Soc.* 95, 607–613 (1976).

Verfasser: Prof. Dr. Hans-Werner Kuhlmann, Institut für Allgemeine Zoologie und Genetik der Universität Münster, Schlossplatz 5, D-48149 Münster

Kurze Mitteilung

Lichtabhängige Regeneration von Hypokotyl-Segmenten der Tomate

Die Polarität von Hypokotyl-Segmenten wird sichtbar, wenn man diese auf künstlichem Nährboden regenerieren lässt: An der zu dem Wurzelpol hin orientierten Schnittfläche werden stets Wurzeln regeneriert, an den zu dem Stängel und den Keimblättern orientierten Schnittflächen werden stets Blättchen regeneriert. Dies gelingt jedoch nur, wenn dem künstlichen Nährboden Wuchshormone zugesetzt worden sind. Die klassische polare Regeneration erfolgt jedoch auch, wenn zwar die Wuchsstoffe weggelassen werden, aber die Hypokotyl-Segmente eine Woche lang 16 Stunden pro Tag belichtet werden. An der apikalen Wundregion bilden sich Blattknospen, an der basalen Wunde Wurzeln. Im Dunkeln kultiviert, bilden sich am apikalen Ende nur Kalli ohne Differenzierung. Die mikroskopische Untersuchung an Serienschritten von 10 µm Dicke (nach Fixierung in Formalin-Eisessig-Äthanol 5:5:90, 24 Stunden bei Zimmertemperatur) zeigt, dass longitudinale und transversale Zellteilungen nach 3–5 Tagen in den Explantaten zur Bildung von meristematischen Zentren am apikalen Ende führen. Das Meris-

tem entwickelt rasch pro-vaskuläre Stränge, die sich an die Gefäßbündel des Hypokotyls anschließen. Die hohe Regenerationsfähigkeit ist in allen Sektoren von der Sprossspitze bis zur Wurzel gleich groß. Nur die parenchymatischen Zellen am apikalen Schnittende des Explantats zeigen das morphogenetische Potential zur Knospenbildung; sie sind also eindeutig polarisiert. Diese polare Fixierung der Hypokotyl-Segmente bei der Tomate ist ausgesprochen starr. Sie wird nicht durch Außeneinflüsse abgewandelt. Die histologische Untersuchung hat gezeigt, dass Spross-Primordien aus den vaskulären Parenchymzellen entstehen ohne Zwischenschaltung einer intermediären Kallus-Phase.

Literaturhinweis

- Pugliesi, C., Cionini, G., Bertram, L., Lercari, B.: A histological study of the light-dependent shoot regeneration in hypocotyl explants of tomato cultured in vitro. *Advances in Horticultural Science* 13, 168–172 (1999).

H. F. Linskens, Nijmegen

Mikroskopische Aspekte der Drucktechnologie – Kupfertiefdruck-Tafeln von Mikroorganismen

Werner Nachtigall

In der Fotografie erlebt zur Zeit die Schwarzweiß-Abbildung eine Renaissance. Für die Mikrofotografie war früher der hart arbeitende Schwarzweiß-Film das Mittel der Wahl. Gut belichtet und entwickelt konnten Helligkeitsstufen vom reinsten Weiß bis zum tiefsten Schwarz registriert und in Fotovergrößerungen dargestellt werden. Der adäquate Rasterdruck, der diesen Tonumfang vorzüglich wiedergab, war noch in den fünfziger Jahren das Kupfertiefdruck-Verfahren. Mit derartiger Druckgrafik ist auch das Buch von Jírovec, Boucek, Fiala DAS LEBEN UNTER DEM MIKROSKOP ausgestattet, das 1958 erschienen ist.

Wenn ein fotografisches Schwarz-Weiß-Bild gedruckt werden soll, muss man es rastern. Das übliche (und billigste) Raster kennt man vom Zeitungsdruck her. Man spricht vom Rasterhochdruck-Verfahren, kurz auch vom Raster-Buchdruck. Mittels einer Rasterfolie – heute mehr durch elektronische Pixel-Erzeugung – wird das Bild in einzelne Punkte zerlegt. Diese Punkte haben im Allgemeinen einen regelmäßigen Abstand zueinander, sind aber unterschiedlich groß. Je dunkler eine Bildpartie ist, desto größer sind die zugehörigen Bildpunkte. Damit reduziert sich automatisch die weiße Zwischenfläche zwischen den Punkten, so dass die Gesamtfläche dunkler erscheint. Bei fast reinem Schwarz laufen die Bildpunkte ineinander, werden dann auch unregelmäßig und lassen nur noch kleine helle Zwischenräume frei.

Höhen

Jeder dieser Rasterpunkte entspricht einer Erhöhung auf der Druckplatte. Diese wird mit schwarzer Farbe eingefärbt, und zwar so, dass die Farbe nur auf den Erhöhungen haften bleibt und nicht in die Tiefen hineinläuft. Nach dem Druck hinterlässt jede der feinen, schwarzgefärbten Erhebungen auf der Platte einen dunklen Punkt auf dem Papier (Abb. 1A). Je gröber die Rasterfolie ist, desto mehr fällt das Raster dem betrachtenden Auge auf, desto billiger ist im Allgemeinen aber auch der

Druck. Die Teilabbildung 1B zeigt dies am Beispiel einer Mikroaufnahme aus den achtziger Jahren. Ein kleiner Ausschnitt ist in Teilabbildung 1C herausvergrößert. Man erkennt sehr deutlich das Punktraster und das Zusammenlaufen der Punkte bei den dunklen Konturen.

..... und Tiefen

Ganz anders der Tiefdruck. Er ist verwandt mit der Methode des Kupferstichs. Bei der Kaltnadelradierung werden mit einer Stahlnadel in eine fein polierte Kupferplatte Linien gestochen oder gedrückt. Die Druckfarbe wird mit einem geeigneten Ballen eingerieben, und die Oberfläche wird glatt poliert. Nun sitzt die Farbe nur in den Vertiefungen. Unter hohem Druck wird ein gut saugfähiges Papier angepresst und dann vorsichtig abgezogen. Dieses zieht und saugt die Farbe aus den Vertiefungen heraus. Wo eine eingeritzte Linie in der Platte war, ist nun eine dunkle Linie auf dem Papier. Auch diesen Tiefdruck kann man im Rasterverfahren durchführen. Man verwendet dazu eine Glasplatte, die mit einem sehr feinen Liniennetz überzogen ist, und zwar im allgemeinen so, dass sich die Linien unter 90° kreuzen. Fotomechanisch übertragen und in die Kupferplatte eingätzt ergeben die feinen Zwischenräume zwischen den Linien etwa quadratische Kästchen. Von den Zwischenstegen wird die Farbe mit einer fein geschliffenen, linealartigen Rakel abgestrichen.

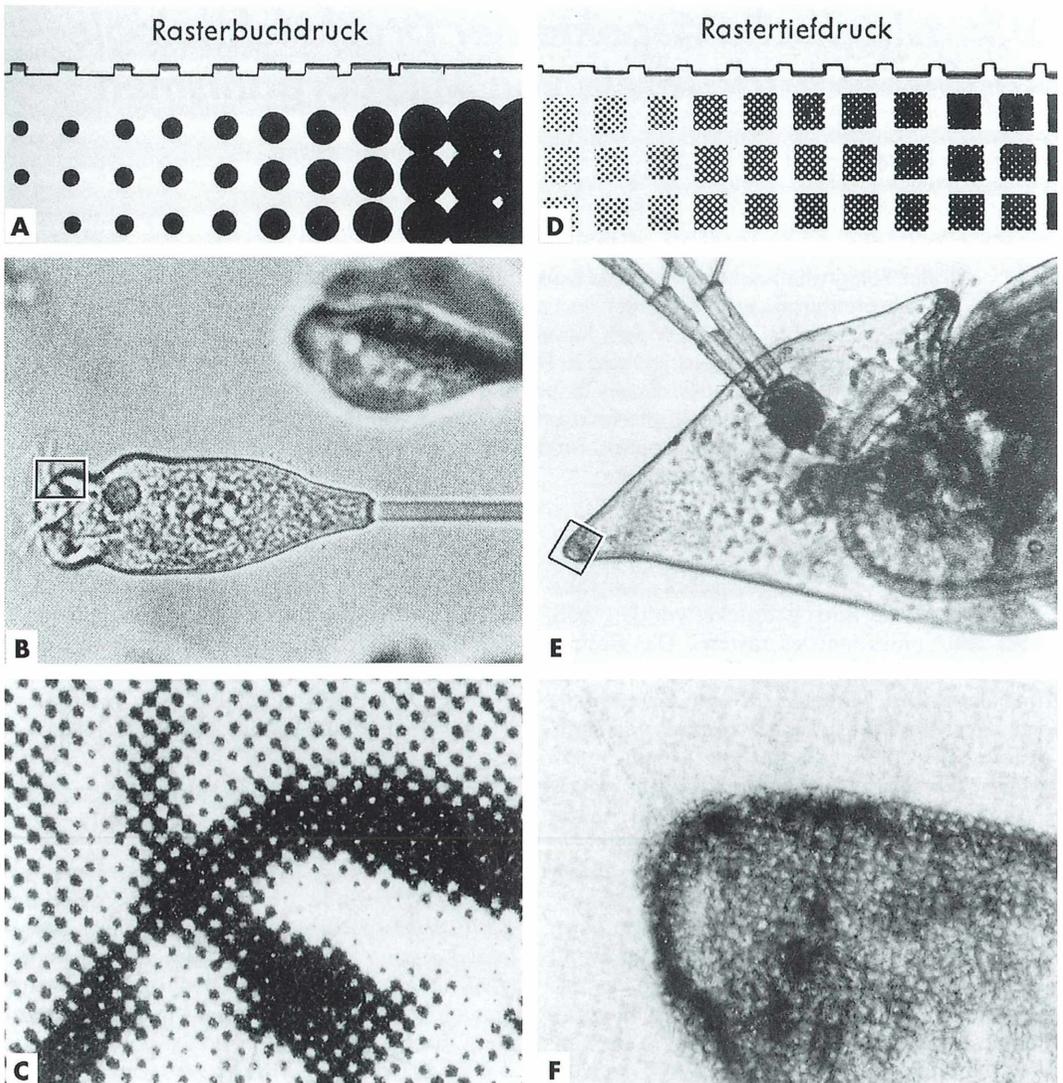


Abb. 1: Rasterdruck im Hoch- und Tiefdruckverfahren mit Beispielen von Mikroaufnahmen. Die Abbildungen wurden auf Farbumkehrfilmen reproduziert. **A** Rasterhochdruck. **B** Mittelfein gerasterter Hochdruck einer Aufnahme von *Opercularia coarctata*. (Durch die nochmalige Rasterung bei der Reproduktion verschwimmt das Originalraster etwas.) **C** Angegebener Ausschnitt von **B**. **D** Rastertiefdruck. **E** Fein gerasterter Tiefdruck einer Aufnahme von *Daphnia cucullata*. **F** Angegebener Ausschnitt von **E**. Die Teilabbildungen **B** und **E** sowie **C** und **F** sind im gleichen Maßstab reproduziert. [A, B, nach Meyer's WIE FUNKTIONIERT DAS?, 1971, S. 713; B, C nach Guhl, MIKROKOSMOS 70, S. 231, 1981; E, F nach Jirovec, Boucek und Fiala, 1958, S. 191]

Farbe befindet sich dann nur noch in den kästchenartigen Nöpfchen. Diese sind alle gleich groß. Dort, wo die Vorlage dunkler war, sind sie aber tiefer und fassen damit mehr Farbe. Beim Abdruck auf halbwegs saugfähiges Pa-

pier wird aus diesen Nöpfchen dann, je nach der Tiefe, unterschiedlich viel Farbe herausgesaugt, aus den besonders tiefen Nöpfchen soviel, dass sich eine tiefschwarze Schicht auf dem Papier ergibt. Daher kommen die satten

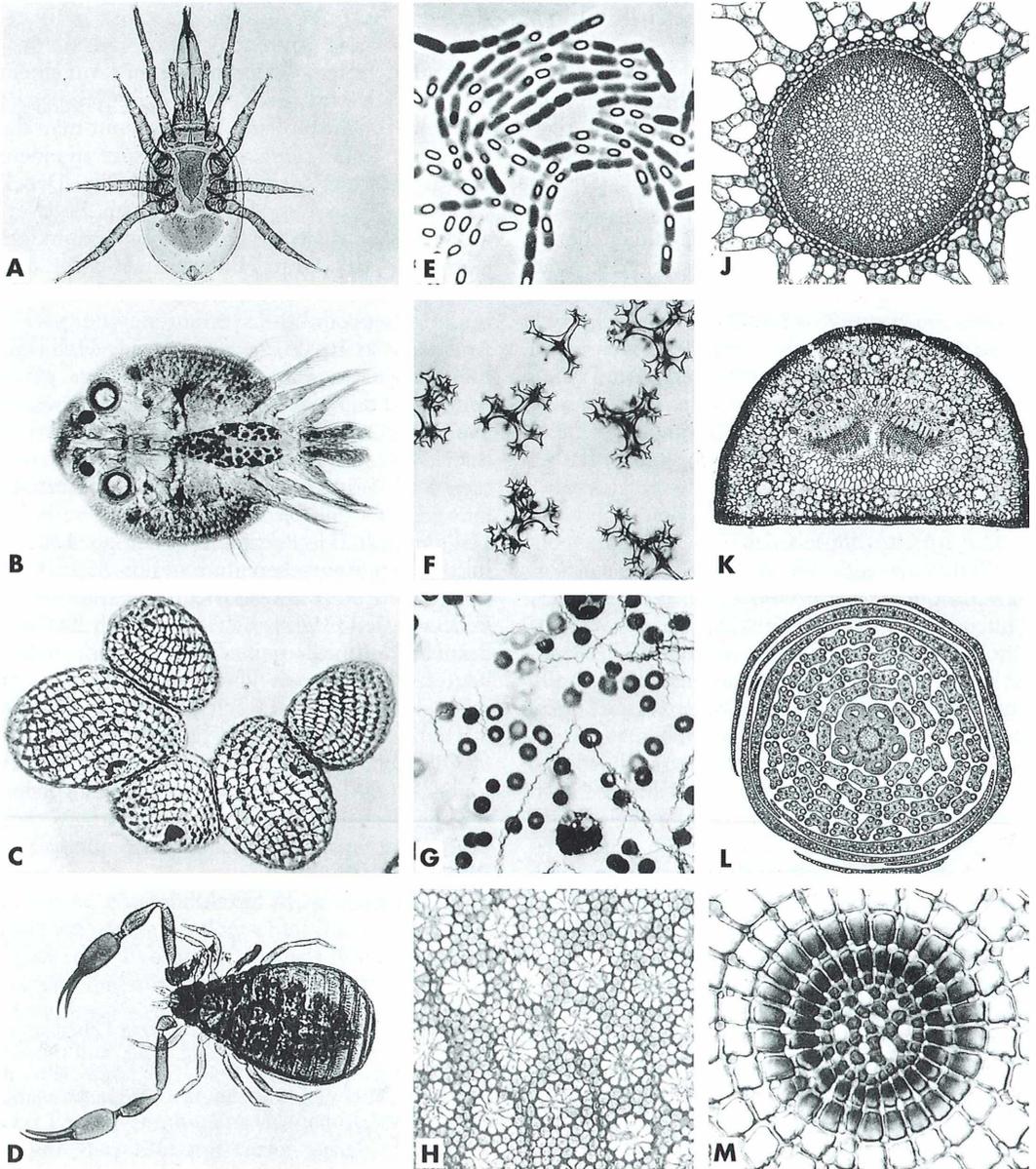


Abb 2: Abbildungsreproduktionen von Kupfer-Tiefdrucken aus dem Buch von Jírovec, Boucek und Fiala. A Milbe (*Chalístostoma* sp.). B Karpfenlaus (*Argulus foliaceus*). C Silberlinien des Ciliaten *Colpoda steini*. D Bücherskorpion (*Chelifer cancroides*). E Bodenbakterium *Bacillus mycoides* mit Sporen. F Nadeln des fossilen Schwamms *Geodia gigas*. G Erreger des nordafrikanischen Rückfallfiebers *Borrelia duttoni*. H Dünnschliff der versteinerten Koralle *Heliolites praeporosus*. I Stängelzentrum des Tannenwedels (*Hippuris vulgaris*). K Nadelquerschnitt der Schwarzkiefer (*Pinus nigra*). L Blütenquerschnitt der Magnolie (*Magnolia* sp.). M Dünnschliff eines Seeigelstachels, Zentrum.

Schwarzöne und die klaren, tiefen Konturen beim Kupfertiefdruck.

Zusammengefasst kann man sagen: Beim Rasterhochdruck werden die Zwischenräume zwischen den Nöpfchen eingefärbt und hinterlassen beim Druck auf gutem Glanzpapier besonders klare dunkle Punkte. Beim Rastertiefdruck werden die Nöpfchen zwischen den sich kreuzenden Stegen eingefärbt; überstehende Farbe wird von den Stegen abgestrichen. Jedes Nöpfchen hinterlässt auf einem saugfähigen Papier einen dunklen Punkt. Beim Hochdruck wird die Druckfläche dunkler, wenn die Punkte des Rasters größer sind. Beim Tiefdruck wird die Druckfläche dunkler, wenn die vorher mit Farbe aufgefüllten Nöpfchen tiefer sind. Moderne Zeitschriften mit gutem, glatten Kreidepapier sind gut für den Hochdruck, aber schlecht für den Tiefdruck geeignet.

..... und Kombinationen

Im Übrigen gibt es auch Kombinationen zwischen den beiden Verfahren, sogenannte halbautotypische und autotypische Rasterungen. Im ersteren Fall sind die Nöpfchen einerseits unterschiedlich groß, andererseits aber auch unterschiedlich tief. Im letzteren sind die Nöpfchen unterschiedlich groß aber in etwa gleich tief.

Das Schema des Rastertiefdrucks ist in Abbildung 1D erläutert. Ein Beispiel aus dem genannten Buch zeigt die Teilabbildung 1E und daraus eine Vergrößerung der Helmspitze des abgebildeten Helmwasserflohs die Teilabbildung 1F. Im Vergleich der Teilabbildungen 1C und 1F werden die ganz unterschiedlichen Methoden der Hell-Dunkel-Darstellung in den beiden Rasterverfahren deutlich.

Edle Druckerzeugnisse

Kupfertiefdruck wirkt ungemein vornehm. Wenn man das genannte Buch der drei tsche-

chischen Autoren durchblättert, ist man erstaunt über das samtene Schwarz und die fast greifbaren Tiefen. (Kleiner Nachteil: Auf einem solchen Schwarz sieht man Fingerabdrücke sehr leicht.) Mit bloßem Auge erkennt man die Rasterung kaum, ganz im Gegensatz zu einem grobgerasterten Zeitungsdruk. Der Druck wirkt fast wie eine kontrastreiche Fotovergrößerung auf Mattpapier. Wenn dunklere Konturen auf Grau-Hintergrund dargestellt werden (oder umgekehrt), gibt es kaum ein besseres Reproduktionsverfahren.

Anders ist es bei Vorlagen, die viele Halbtöne haben. Dann verlaufen die Mittelöne gerne soßig, und das Bild macht einen etwas unwirklichen Eindruck. Auch dafür gibt es in dem Buch Beispiele, nämlich Pflanzen-Nahaufnahmen vom Waldboden oder Landschaftsaufnahmen. Diese wirken immer etwas überhöht. Helle und dunkle Partien kommen gut heraus, mittlere Töne rutschen ab.

Bücher mit Schwarzweiß-Kupfertiefdruck-Tafeln, wie sie in unserer Zeit nur noch für Sonderpublikationen gemacht werden, haben heute schon einen gewissen Sammlerwert, wenngleich man hier auch Glück haben kann. Ich habe DAS LEBEN UNTER DEM MIKROSKOP in einem Dresdener Antiquariat kürzlich für 30,00 DM erwerben können. Dem kostbaren grafischen Inhalt hat der Artia-Verlag, Prag, eine ansprechende Leinenbindung mit Prägedruck mitgegeben. Heutzutage wäre so etwas gar nicht mehr bezahlbar.

Literaturhinweis

Jírovec, O., Boucek, B., Fiala, J.: Das Leben unter dem Mikroskop. Artia-Verlag, Prag, und Urania-Verlag, Leipzig/Jena 1958. (Deutsch von B. Eckert; Titel der tschechischen Originalausgabe: Zivot pod drobnohledem).

Verfasser: Prof. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall, Zoologisches Institut der Universität des Saarlandes, Postfach 15 11 50, D-66041 Saarbrücken

Epiphyten – mikroskopisch

Rudolf Drews

Bodenlos und doch nicht haltlos, sitzend, kletternd oder angeklammert behaupten sie ihren Standort auf Ästen, an Baumstämmen, auf Hausdächern oder gar auf freien Telefonleitungen: die Epiphyten.

Epiphyten – wörtlich die (Lebewesen) auf Pflanzen – werden, wenn wir uns von dem gewohnten Bild unserer einheimischen Mistel (ver-)leiten lassen, voreilig mit Schmarotzern, Parasiten, gleichgesetzt. Jedoch leben nur verhältnismäßig wenig Epiphyten parasitisch. Zu ihnen gehören außer der Mistel die Kleeseide (*Cuscuta*) und die Sommerwurz (*Orobancha*). Im tropischen Afrika sind die parasitisch-epiphytischen Loranthaceen, Blütenpflanzen von mistelartigem Habitus, weit verbreitet. Die meisten Epiphyten benutzen jedoch ihre Trägerpflanze nicht als Nahrungswirt, sondern lediglich als einen Platz, der ihnen einen höheren Lichtgenuss ermöglicht. Wenn man bedenkt, dass in den tropischen Regenwäldern weniger als 1 % der auf die Baumkronen auftreffenden Lichtmenge den Waldboden erreicht, wird verständlich, dass diese dunklen Lebensräume nur von Spezialisten genutzt werden können. So bot sich mit dem Leben in einer höheren Etage – nämlich auf Bäumen – eine ökologische Nische an, die im Laufe der Evolution durch Pflanzen besetzt wurde, die mit den besonderen ernährungsphysiologischen und mikroklimatischen Bedingungen an diesem Standort zurechtkamen.

In unseren Breiten leben außer ein paar Blütenpflanzen etliche Arten von Flechten, Moosen und Farnen epiphytisch. In den Tropen ist der Anteil der Blütenpflanzen erheblich höher. Hier sind es insbesondere Vertreter der Orchideen, Bromelien inklusive Tillandsien, Araceen und Piperaceen, ferner Arten aus den Familien Asclepiadaceen, Gesneriaceen und Cactaceen.

Lebensbedingungen und Anpassungen

1. Wasserhaushalt

Ein Epiphyt ist auf Niederschlag, auch in Form von Nebel, angewiesen. Im Gegensatz zur bodenbewohnenden Pflanze, die in der nieder-

schlagsfreien Zeit mit ihrem Wurzelwerk auf im Boden gespeichertes Wasser zurückgreifen kann, besitzt der Epiphyt entweder eine Wuchsform, die eine zeitweilige Wasserspeicherung möglich macht (Zisternenbau, Sukkulenz), oder Einrichtungen, welche die Verdunstung herabsetzen (Haare, Schuppen, dicke Cuticula). Somit zeigen die Epiphyten wechselfeuchter Regionen Parallelen zu den Xerophyten. Auch hinsichtlich des Stoffwechsels gibt es auffällige Ähnlichkeiten. So gehören viele Epiphyten wie landbewohnende Xerophyten zu den sogenannten CAM-Pflanzen, die tagsüber die Spaltöffnungen geschlossen halten und nur nachts zur CO₂-Aufnahme öffnen. Hygrophytisch gebaute Epiphyten, die täglich Niederschlag erhalten und bei hoher Luftfeuchtigkeit zudem an schattigen Standorten leben (zarte Farne, *Selaginella*-Arten), bedürfen nicht dieser besonderen Anpassungen. Viele Epiphyten besitzen in Gestalt von Haaren oder Schuppen Einrichtungen, mit denen sie Niederschlagswasser – auch Nebeltropfchen – zunächst durch Adhäsion oder Kapillarkräfte fixieren, um es danach durch Quellung und Osmose in das Pflanzeninnere weiterzuleiten. Auch die gesamte Pflanze kann durch ihren Wuchs gleichsam als Nebelfilter funktionieren (Bart-Tillandsie).

Viele Epiphyten speichern entweder im Stamm (Kakteen, Orchideen) oder in den Blättern (Tillandsien, Piperaceen und andere) Wasser. Zusätzlich besitzen viele epiphytische Orchideen eine Wurzelhülle (Velamen radicum; Abb. 10), ein dünnwandiges totes Gewebe, das sich in kurzer Zeit wie ein Schwamm mit Niederschlags- oder Tropfwasser vollsaugt und dieses dann bei Bedarf an das Wurzelinnere weitergeben kann.

2. Stoffhaushalt

Für die dem Boden enthobenen Pflanzen besteht das Problem der Mineralstoffversorgung.

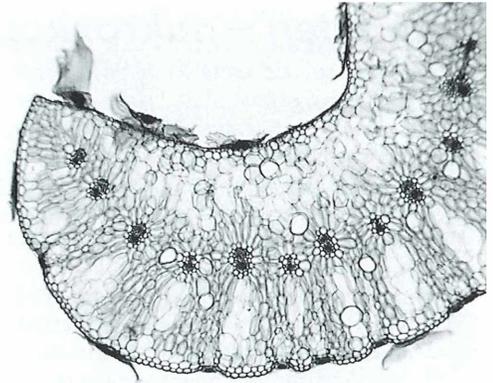
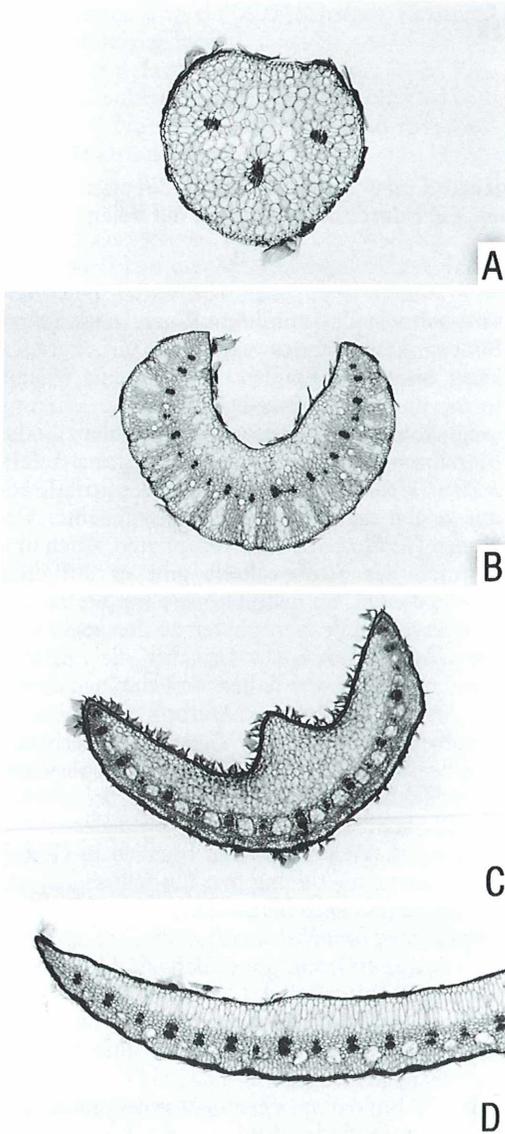


Abb. 2: Vergrößerte Darstellung von Abbildung 1 B. Gut erkennbar sind auf der Blattunterseite eingesenkte Spaltöffnungen (Stomata) mit den darüberliegenden Atemhöhlen, die etwa ein Drittel der Steglänge einnehmen.

Auch hier gibt es Parallelen zu Landpflanzen, nämlich zu den Bewohnern mineralarmer Moorböden. Eine besondere Anpassung insbesondere zur Stickstoffversorgung liegt bekanntlich in Form von Einrichtungen zum Insektenfang vor. Anpassungen mit gleicher Funktion, nämlich zum Fang des Insekts, zu seiner enzymatischen Zerlegung und zur Resorption niedermolekularer Produkte finden

Abb. 1: Blattquerschnitte verschiedener Tillandsien (Fam. Bromeliaceae). Die Abbildungen spiegeln von D nach A die Abwandlung vom flächhaften zum drehrunden Blattbau auf Kosten der Blattoberseite beziehungsweise vom äquifacialen zum unifacialen Bautyp wider. Letzterer ist Monokotylen-typisch und ist durch eine bogen- oder

ringförmige Anordnung der Leitbündel gekennzeichnet. Die Blattoberfläche der Tillandsien ist mit Trichomen (Schuppen) besetzt, wie sie auch bei anderen Bromelien anzutreffen sind. Die Blätter der Tillandsien C und D bestehen in der oberen Hälfte aus großlumigem Wassergewebe (Wasserspeicherparenchym); die untere Hälfte wird von Assimilationsgewebe eingenommen, in das die Leitbündel und Atemhöhlen eingebettet sind. Den Blattabschluss nach außen bildet eine einschichtige Epidermis mit meist stark verdickten und kutinisierten Zellwänden (siehe Abb. 3). Im Beispiel Abbildung 1 B liegt das Assimilationsgewebe in der Blattmitte und bildet seitlich von Wassergewebe begrenzte Stege zur Blattunterseite, in denen die Atemhöhlen liegen (siehe auch Abb. 2). Bei der Bart-Tillandsie (*Tillandsia usneoides*, Abb. 1 A) gibt es kein besonderes Wassergewebe; allerdings ist eine Anhäufung von großlumigen, chloroplastenarmen Zellen im oberen mittleren Blattbereich zu bemerken. Insgesamt haben die Tillandsienblätter durch die Schuppen (tot, weiß im trockenen Zustand), den kompakten Blattbau, eine kutinisierte Epidermis und durch einen großen Anteil von Wasserspeichergewebe einen xeromorphen Bau.

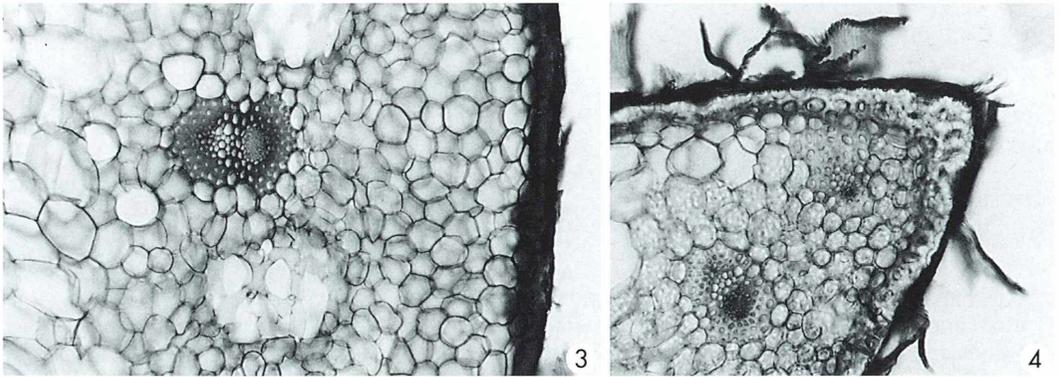


Abb. 3 und 4: Vergrößerte Ausschnitte aus Abbildung 1 C. Hier fällt besonders die verdickte Epidermis auf, deren Zellen in Abbildung 4 erkennbar sind. Unter der stark kutinisierten Epidermis liegt eine zweite kleinzellige Zelllage, deren Wände weniger verdickt sind und die je Zelle einige Chloroplasten enthalten kann. Die Atemhöhlen werden von einem grobmaschigen Netz aus wenigen unregelmäßig verzweigten Zellen durchzogen. Die Leitbündel gehören zum geschlossenen kollateralen Typ mit zur Sprossachse gerichtetem Xylem und einer Sklerenchymscheide.

sich bei der Kannenpflanze (*Nepenthes*) und mit Einschränkung bei Bromelien. Für die Enzymsekretion besitzt *Nepenthes* besondere Drüsen, während bei Bromelien solche trotz des Nachweises proteolytischer Enzyme in der Zisterne fehlen. Neben enzymatischer Stoffzerlegung spielen sich in den flüssigkeitsgefüllten Bromelienzisternen all diejenigen Remineralisierungsprozesse ab, die man auch von Kleinsttümpeln und Dendrohelmen (wassergefüllte Ast- oder Stammlöcher) kennt, so dass letztlich das Zisternenwasser für die Bromelie eine Nährlösung aus mineralischen Ionen und

niedermolekularen organischen Substanzen darstellt. Diese wird durch die vielbeschriebenen Saugschuppen der Bromelie (Abb. 6), die sich an der Blattinnenseite befinden, aufgenommen.

Die meisten Epiphyten versorgen sich durch die Wurzeln mit Wasser und den darin gelösten Nährstoffen. In Astgabeln und Rindenspalten sammelt sich abgestorbenes Pflanzenmaterial (Humus), das den Epiphyten als Wachstumssubstrat dient. Manche Farne (*Platyserium*, *Drynaria*) besitzen besondere humussammelnde Blätter und manche Orchideen haben

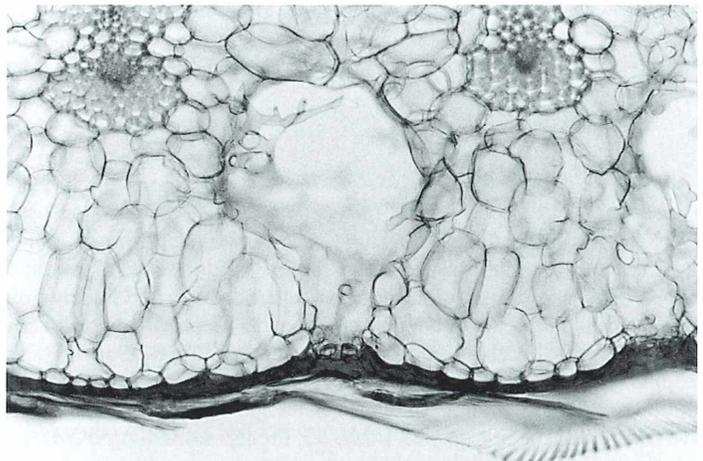


Abb. 5: Ausschnitt aus Abbildung 1 D. Man erkennt eine leicht eingesenkte Spaltöffnung (Unterseite Mitte) und deren Verbindung zur Atemhöhle. Eine Epidermis mit verdickten Zellwänden sowie die Abdeckung der Spaltöffnungen mit den Flügelzellen der Schuppen sind als Trockenheitsanpassung deutbar.

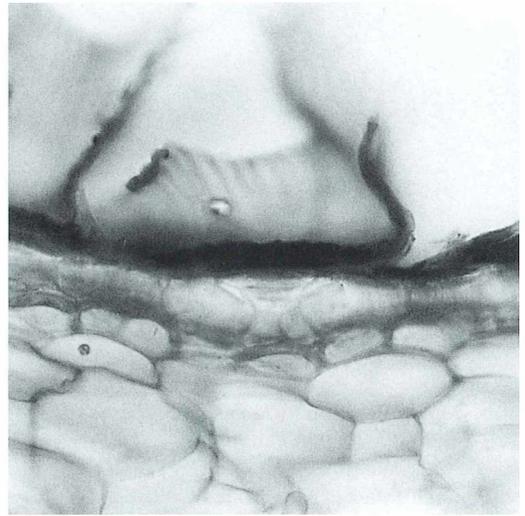
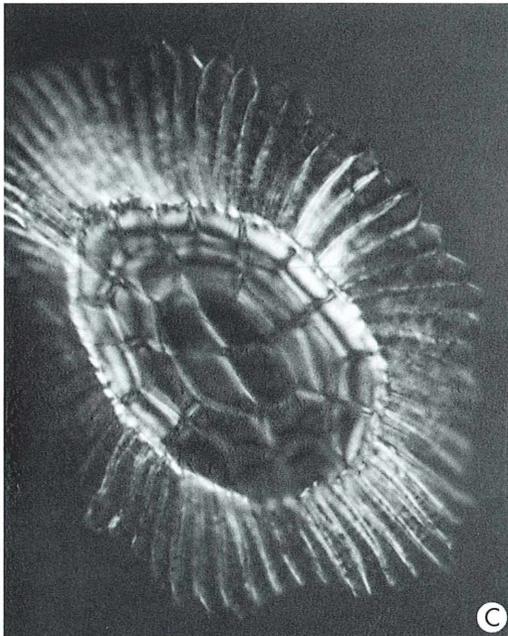
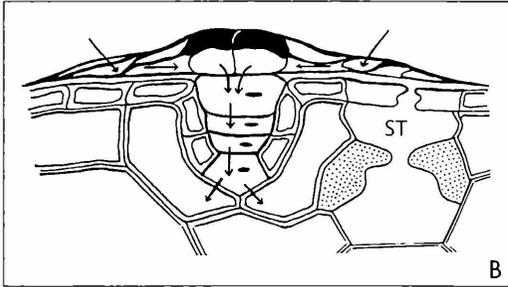
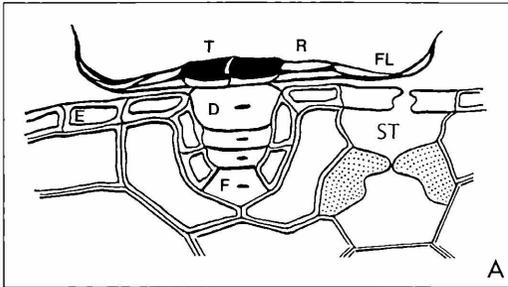
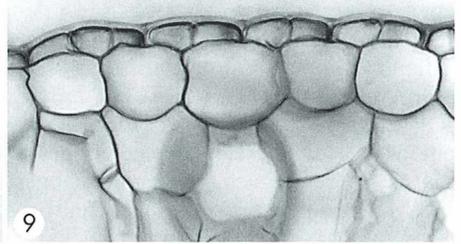
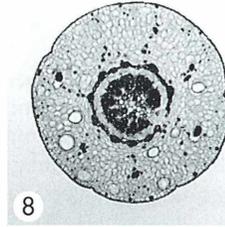


Abb. 7: Tillandsientrichom im Querschnitt (siehe auch Abb. 6).

Abb. 6: A und B: Querschnittschemata durch ein Bromelientrichom mit Saugschuppe (aus Baensch, 1994). Die Saugschuppen als epidermale Bildungen haben zwei Funktionen: a – Aufnahme von Wasser und Nährstoffen, b – Verdunstungsschutz. Die Trichome bedecken entweder die gesamte Blattoberfläche (Tillandsien) oder finden sich vornehmlich an der Basis der Blattober-(innen-)seite der Zisternen-Bromelien. Bei letzteren entfällt die Verdunstungsschutzfunktion der Saugschuppen; stattdessen sind die Schuppen in der Lage, proteolytische (eiweißzerlegende) Enzyme zu sezernieren. Die Tillandsiaschuppe ähnelt äußerlich einem Hutpilz. Der Hut besteht aus toten Zellen (Flügelzellen FL, Ringzellen R, zentrale Tellerzellen T). Die Stielzellen (Domzelle D, Fußzelle F und weitere Zellen) sind lebend. Bei

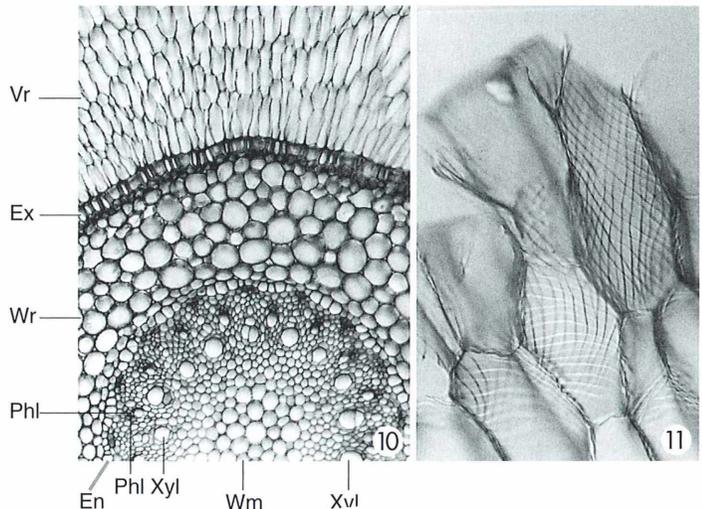
Trockenheit (Abb. 6A) sind die Flügelzellen etwas abgespreizt, der zentrale Teil der Schuppe mit den stark kutinisierten Tellerzellen bildet mit der Epidermis (E) einen dichten Verschluss über den lebenden Zellen des Schuppenstiels. Infolge der Austrocknung und Füllung mit Luft erscheinen die toten Zellen weiß und bilden bei dichtem Schuppenbesatz einen wirkungsvollen Strahlenschutz sonnenexponierter Tillandsien. Bei Wasserzufuhr (Niederschlag) dringt Wasser mit darin gelösten Spuren von Nährstoffen kapillar unter den Schuppenhut. Durch Quellung füllt sich das tote Gewebe mit Wasser. Dieses wird dann durch die lebenden Stielzellen auf osmotischem Wege in das Assimilations- beziehungsweise Wassergewebe weitergeleitet (Abb. 6B, Pfeile). Abbildung 6C: Tillandsiaschuppe im differentiellen Interferenzkontrast (DIC).

Abb. 8: Querschnitt durch einen Spross von *Rhipsalis*. Von außen nach innen: einschichtige Epidermis mit gut ausgebildeter Cuticula (siehe Abb. 9), chlorophyllarme Zellschicht aus etwas größeren Zellen, dicke Rindenschicht aus Assimilations- und Wasser-



gewebe mit schleimgefüllten Hohlräumen und Idioblasten mit Kalziumoxalatdrüsen und einigen Sklerenchymsträngen (dunkel), Sklerenchymring (dunkel), Phloem (hell), Xylem und Sklerenchym (dunkel), zentrales Mark mit Markstrahlen (hell, sternförmig). Das Mark kann als Speicherparenchym mit Stärkekörnern vollgestopft sein. Mit diesem Aufbau entspricht die Kakteengattung *Rhipsalis* mit ihren drehrunden oder blattartig abgeflachten Sprossen, ähnlich wie die bekannten Oster- und Weihnachtskakteen, den konstruktiven Anforderungen, die an auf Zug und Biegung angepasste Sprosse einer Ampelpflanze gestellt werden. Ein röhrenförmiger Leitbündelzylinder, wie ihn die aufrechten bodenbewohnenden Säulenkakteen besitzen, wäre ungeeignet. Wasserspeicherndes Rindengewebe, eine ausgeprägte Cuticula, das Auftreten von Schleim als verdunstungshemmender Faktor sowie die drehrunde Form mit geringer relativer Oberfläche weisen auch *Rhipsalis* als eine an Trockenheit angepasste Form aus. – Abb. 9: Äußerer Bereich eines *Rhipsalis*-Sprosses im Querschnitt (Mazerationspräparat).

Abb. 10: Querschnitt durch die Luftwurzel einer Orchidee. Von außen nach innen. Velamen radicum (Vr) – Exodermis (Ex), dazwischen Durchlasszellen mit dünnen Zellwänden – Wurzelrinde (Wr) – Endodermis mit Durchlasszellen (En) – Zentralzylinder mit Xylem (Xyl), Phloem (Phl) und Wurzelmark (Wm). Das Velamen radicum ist ein spezielles Gewebe, dessen



Zellen absterben. Es kann dann wie ein Schwamm Wasser aufnehmen, gewisse Zeit speichern und dosiert durch die Durchlasszellen an das Wurzelinnere abgeben. Die sehr dünnwandigen und nach außen zum Teil zerrissenen Zellen sind durch Wandleisten stabilisiert (siehe Abb. 11). In der Trockenphase ist das Velamen luftgefüllt und lässt die Wurzeln weiß erscheinen. Es dient in dieser Zeit als Verdunstungsschutz. – Abb. 11: Zellen des Velamen radicum einer Orchideenluftwurzel.

ein stark verzweigtes Wurzelwerk, in denen totes Pflanzenmaterial hängen bleibt. Die Bart-Tillandsie kommt mit den geringen Mengen an Nährstoffen aus, die sich in der Luft und im Regenwasser befinden. *Dischidia rafflesiana*, eine kletternde Asclepiadacee, bildet Urnenblätter, in denen sich Wasser und abgestorbenes Material sammelt und in die sie sprossbürtige Wurzeln senkt.

3. Fortpflanzung, Verbreitung, Befestigung

Die Sporen epiphytischer Farne und die winzigen Samen mancher Orchideen von nur einem Zehntausendstel Gramm Gewicht, ferner die mit Haaren als Schwebvorrichtung ausgestatteten Tillandsiensamen können durch geringe Windströmungen verfrachtet werden. Andere Epiphyten, zum Beispiel die Kakteengattung *Rhipsalis*, produzieren kleine Beeren, in denen die zahlreichen kleinen Samenkörner von einer klebrigen Masse umgeben sind. Vögel, die diese Beeren fressen und versuchen, den Schnabel an Astwerk und Rinde zu säubern, verstreichen dabei die Samen. Manche Epiphyten werden durch unverdauliche Samen über den Kot verbreitet. Auch Regenwasser, das über das epiphytenbewachsene Astwerk rinnt, kann den Transport von Sporen oder Samen übernehmen. Eine weitere Möglichkeit der Verbreitung ist auf dem Wege der vegetativen Vermehrung möglich, indem Ableger oder leicht neu wurzelnde abgebrochene Seitensprosse durch Tiere verschleppt werden oder einfach auf Äste einer unteren Etage herabfallen. Wenn die Tochterpflanzen mit der Mutterpflanze verbunden bleiben oder kletternde und rankende Sprosse ausgebildet werden, verringert sich die Gefahr des Herunterfallens vom lebensnotwendigen Standort. Dem gleichen Zweck dienen schraubige Blätter mancher Tillandsien sowie eine stark verzweigte Wuchsform mit fädigen Sprossen (Bart-Tillandsie). Die Wurzeln vieler Bromelien sind drahtartig fest und dienen nur noch der Verankerung. Orchideen befestigen sich mit Wurzeln, welche sich so dicht an die Baumrinde schmiegen, dass sie mit dieser zu verschmelzen scheinen.

Es liegt nahe, dass die besonderen Lebensumstände der Epiphyten auch Anpassungen im

Mikrobereich hervorgebracht haben. Mit Bild und Text werden hier einige Beispiele vorgestellt. Das Pflanzenmaterial ist heutzutage leicht in einem Gartenzenter oder auch in einem Blumenladen zu beschaffen. Die Präparate sind mit Eau de Javelle mazerierte und nach Etzold gefärbte Handmikrotomschnitte. Zum Verständnis des Zusammenhangs zwischen mikroskopischer Struktur und Anpassung werden im Folgenden verschiedene Tillandsien (Fam. Bromeliaceae), ein epiphytischer stachelloser Kaktus (Gattung *Rhipsalis*) und eine epiphytische Orchidee vorgestellt. Abbildung 1 zeigt Blattquerschnitte verschiedener Tillandsienarten. Sowohl hier wie auch in den Gewebedarstellungen der anderen beiden Beispiele (Abb. 8 und 10) werden Einrichtungen sichtbar, die der Wasserspeicherung und dem Verdunstungsschutz dienen. Die Notwendigkeit solcher Einrichtungen ist verständlich, da die Epiphyten im Gegensatz zu den bodenbewohnenden Pflanzen bei Trockenperioden nicht auf den abiotischen Wasserspeicher Boden zurückgreifen können. Weitere interessante Einzelheiten im mikroskopischen Bau dieser Epiphyten sind dem Text zu den Abbildungen zu entnehmen.

Literaturhinweise

- Baensch, U.: Blühende Bromelien. Tropic Beauty Publishers, Nassau/Bahamas 1994. Vertrieb Tetra Verlag, Melle.
- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum. Gustav Fischer Verlag, Jena 1994.
- Bünning, E.: Der tropische Regenwald. Reihe Verständliche Wissenschaft. Springer Verlag, Berlin 1956.
- Eschrich, W.: Funktionelle Pflanzenanatomie. Springer Verlag, Berlin 1995.
- Lüttge, U., Kluge, M., Bauer, G.: Botanik. VCH Verlagsgesellschaft, Weinheim 1994.
- Molisch, H., Höfle, K.: Anatomie der Pflanze. Gustav Fischer Verlag, Jena 1965.
- Sitte, P., Ziegler, H., Ehrendorfer, F., Bresinsky, A.: Strasburger Lehrbuch der Botanik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1998.
- Vareschi, V.: Vegetationsökologie der Tropen. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 1980.

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

Fliegen aus dem Bernsteinwald

Erich Lühje

Wir buchen einen Flug mit der Zeitmaschine: Abfahrt 2000, Ankunft 40–50 Millionen Jahre früher. Zielort: Bernsteinwald im südlichen Skandinavien, Gebiet Mittelschweden/Finnland. Bei subtropischem Klima schwingen wir den Kescher zur Insektenjagd: Zweiflügler, Hautflügler, Eintagsfliegen, Wanzen, Käfer und anderes mehr füllen alsbald unser Fangglas.

Ganz so einfach ist die Begegnung mit dem Tertiär (noch?) nicht einzurichten. Um die begehrten Inkluden (Einschlüsse) im Bernstein am Ostseestrand zu finden, muss man viel Geduld und Glück haben. Oder man lernt jemanden kennen, der einen durch das „Goldene Fenster in die Vergangenheit“ (Zilles, 1999) blicken lässt.

 in wenig Telekommunikation, und der Kontakt zwischen dem passionierten Bernsteinsammler, dem örtlichen Lehrmittelhändler und einem, der ein Mikroskop hat, war hergestellt. Heinz Pedack aus Kiel sammelt – auf den Spuren seines aus dem Samland stammenden Vaters – seit Jahren die „Tränen der Götter“, vornehmlich an der Ostseeküste. Vereinzelt enthalten die Funde Organismen aus vergangenen Äonen – so taufisch und lebendig, als träumten sie vom nächsten Sonnenaufgang.

Man täusche sich nicht: Ist schon ein Bernsteinfund ein Zufall, so stellt eine Inkluse einen ausgesprochenen Glücksfall dar! Generell sind Bernsteineinschlüsse selten, denn nur 2 bis 5% aller Bernsteine enthalten solche Inkluden. Von ihnen sind mehr als 95% tierischer Natur (Kutscher, 1999). Mit einer Palette solcher Pretiosen kam Heinz Pedack zu mir, um davon Fotos anfertigen zu lassen. Das Mikroskop schied von vornherein aus – Maßstab zu groß, Arbeitsabstand zu klein. Als optisches Mittel der Wahl erwies sich ein Makroobjektiv (20 mm) an der TTL-Spiegelreflexkamera. (Einzelne Aufnahmen machte ich mit dem 10x-Objektiv des Mikroskops direkt am Kameratubus.)

Die Ausleuchtung – das A und O für ansprechende Ergebnisse – erfolgte mit einer zweiarmligen Schwanenhalsleuchte. Ein blaues Kompensationsfilter sorgte für die richtige Farbtemperatur auf beiden Auslässen. Die Kamera wurde auf eine Blende Überbelichtung programmiert. Das eigentliche Problem bestand in der richtigen Positionierung der Inkluden. So dicht wie möglich

mussten die Relikte aus der Vergangenheit an die Oberfläche gebracht werden. Das Sammlerherz geizte natürlich mit radikalen Abschleifen – der Makrofotograf knirschte über jeden Millimeter Tiefe mit den Zähnen. Und der Teufel im Detail trieb sein böses Spiel, indem er das zur optimalen Ausrichtung der Objekte verwendete Knetgummipolster im Schein einer 60-Watt-Pilotleuchte während der Belichtung unmerklich schmelzen ließ.

Was hat uns diese prähistorische Fotopirsch gebracht?

Zunächst einmal die Faszination über eine unmittelbare Begegnung mit unendlich ferner Zeit. Facettenaugen, Flügeladern und Borsten der Insekten erscheinen unverändert bis auf den heutigen Tag! Fliegen und Mücken dominieren im gelbwarmen Licht des fossilen Harzes. Ameisen und Spinnen (inklusive Weberknechte), jeweils mit 4–5% in den Funden vertreten, stellen schon eine Seltenheit dar (Krumbiegel und Krumbiegel, 1996). Diese Raritäten fotografisch zu würdigen, war der zweite Reiz des Unternehmens. Für wirklich strahlende Porträts erwies sich meine Schwanenhalsleuchte als unzureichend. Oftmals beeinträchtigten Schlieren im Harz als Folge der letzten Bewegungen der eingeschlossenen Insekten das Bild. Und noch eine Besonderheit der Inkluden lernte ich kennen: Vor allem tierische Einschlüsse sind manchmal ganz oder teilweise von einem weißen sogenannten Phlom bedeckt. Es kann sich dabei entweder um ein Verpilzen oder eine physikalische Reaktion (Emulgieren) des Harzes auf die aus dem Kör-

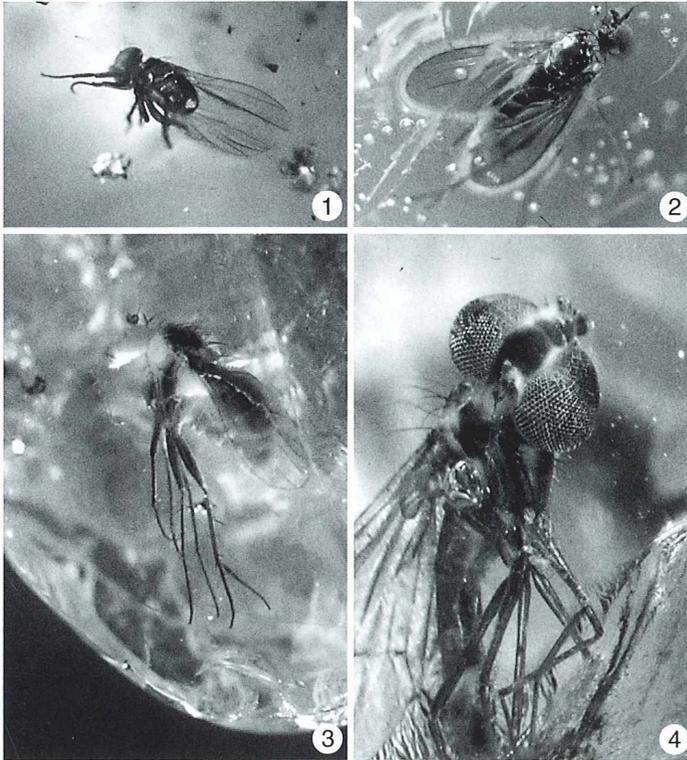


Abb. 1: Diese kupferfarbene Fliege könnte über die Fensterscheibe laufen – aber sie sitzt seit vielen Millionen Jahren im Baltischen Bernstein.

Abb. 2: Unter der Stereolupe sind bei dieser Inkluse die Fühler (mit Fühlerborste), die Scheitelborsten sowie Details der Thoraxbeborstung gut zu erkennen. Das Tier ist von Luftblasen umgeben.

Abb. 3: Eine Fliege beim Rasieren? Der weiße Schaum (Phlom) wird auf Emulgieren des Harzes infolge ausgetretener Körperflüssigkeit zurückgeführt.

Abb. 4: Aug' in Aug' mit dem Tertiär. Jede Facette ist bei diesem Porträt deutlich sichtbar. An den Flügelrändern erkennt man Schlieren, die bei Bewegungen der Fliege im dünnflüssigen Harz entstanden.

per ausgetretene Feuchtigkeit handeln (Kutscher, 1999). Wie die vier Abbildungen zeigen, war die Fotopirsch durch den Bernsteinwald dennoch nicht vergeblich. Über die Freude am eigenen Produkt hinaus lernte ich erlernen, wieviel Gunst des Zufalls und Kunstfertigkeit des Fotografen zur Anfertigung erstklassiger Inklusionen gehören, wie man sie in Fachwerken bewundern kann.

Literaturhinweise

Krumbiegel, G., Krumbiegel, B.: Bernstein – fossile Harze aus aller Welt. – Fossilien, Sonderband 7, 2. Aufl., Goldschneck-Verlag, Weinstadt 1996.

Kutscher, M. (Hrsg.): Bernstein. Verein der Freunde und Förderer des Nationalparkes Jasmund e. V., Rügendruck, Puthbus 1999.

Wichard, W., Weitschat, W.: Wasserinsekten im Bernstein. Eine paläobiologische Studie. Entom. Mitt. Löbbecke-Museum + Aquazoo, Beiheft 4, 1–122 (1996).

Zilles, D.: Goldene Fenster in die Vergangenheit. Hamburger Abendblatt Nr. 49, 27./28. Febr. 1999.

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

Wir sind nicht nur **verantwortlich** für das, **was wir tun**, sondern auch für das, **was wir nicht tun.** (Molière)

BROT FÜR DIE WELT Postbank Köln 500 500-500 BLZ 370 100 50

Pilze auch am Gras – Der Erstickungsschimmel *Epichloë typhina*

Ignaz Kälin

Gräser, zu denen auch unsere Getreidesorten zählen, werden von einer Vielzahl von Pilzen befallen, vor allem von Rostpilzen (Uredinales). Diese Arbeit befasst sich aber nur mit dem im Titel erwähnten Schadpilz. Der Pilzname ist eine Zusammensetzung von: Epi = auf; Chloë = weiblicher Eigenname (aus dem Griechischen: Göttin der Blumen); typhina = erinnert an den Fruchtstand der Rohrkolbenarten.

Der hier zu besprechende Pilz wurde vom Autor bislang nur einmal gefunden (Abb. 1 und 2). Nach der Bestimmung des Pilzes und etwas stöbern in der entsprechenden Literatur war dieses Objekt schließlich als *Epichloë typhina* erkannt. Derartige Kleinpilze erwecken in der Regel nur ein relativ geringes Interesse. Doch da dieser Pilz in die nähere und auch weitere Verwandtschaft der in jedem besseren Pilzbuch (beispielsweise Bon, 1988) erwähnten Kleinpilze gehört [Mutterkorn (*Claviceps purpurea*), Puppenkernkeule (*Cordiceps militaris*), Kohliker Kugelpilz (*Daldinia concentrica*), Kohlenbeere (*Hypoxylon fragiforme*), Vielgestaltige Holzkeule (*Xylaria polymorpha*)], ist es wert, über ihn zu berichten. Einen besonderen Aspekt bietet natürlich das Verhältnis Pilzparasit – Graswirt.

Fundort / Techniken

Der Fundort befand sich in Birmensdorf/Zürich. Es war dies eine südwestlich schwach abfallende, eher extensiv bewirtschaftete Wiese, welche nur durch ein Feldsträßchen vom Waldrand getrennt war.

Die verwendete Mikrotechnik unterscheidet sich nicht wesentlich von der im MIKROKOSMOS beschriebenen Methode (Kälin, 2000). Es entstanden verschieden gefärbte mikroskopische Dauerpräparate, welche als Grundlage für gute Mikrofotografien, Zeichnungen und zusätzlich für die mikromorphometrischen Messungen dienten.

Makrobeschreibung

In systematischer Sicht gehört der Erstickungsschimmel *Epichloë typhina* zur Klasse Ascomycetes, hier zur Unterklasse Euascomycetes und darin in die Ordnung Clavicipitales. Zu den Clavicipitales gehört unter anderem auch das viel bekanntere, bereits oben erwähnte Mutterkorn. Die Art *E. typhina* parasitiert ausschließlich auf diversen Gräsern (Gramineen), die aber nur im blühenden und fruktifizierenden Zustand genau bestimmt werden können. Als Grasgattungen seien *Phleum*, *Dactylis*, *Poa*, *Agrostis* und *Holcus* genannt. Das Myzel des Pilzes lebt systemisch in den Gräsern und kann in den unteren Halmteilen überwintern. Unter geeigneten Umständen erscheint oberhalb des eigentlichen Halmknotens (Internodium), am Grund der Grasblätter zuerst ein Schimmelpilzlager, welches infektionsfähige Konidien sporen abschnürt. In diesem Schimmelpilzlager (Stroma) bilden sich dann später die sogenannten Perithezien mit ihren Asci, worin dann die Ascosporen heranreifen und so für eine weitere Verbreitungsmöglichkeit sorgen. Beide Stadien sind makroskopisch recht gut sichtbar: das zunächst weiße Konidienlager entwickelt sich zum orangefarbenen bis gelben Perithezienlager, welches die Grasblattbasis in einer Länge von zwei bis mehreren Zentimetern manschettenartig komplett umhüllt (Abb. 2 und 3). Dieser charakteristische Schaden ist aber eher nur während der Grassamengenenese von einiger Bedeutung; auch soll es vorgekommen sein, dass im einen Jahr der Schaden vorhanden war, während er

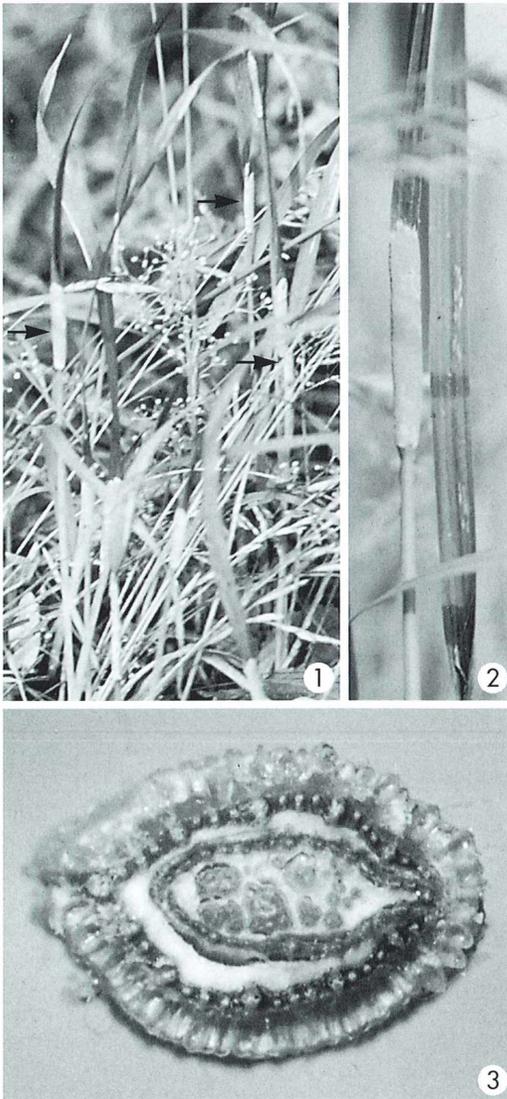


Abb. 1: Standortaufnahme von mit *Epichloë typhina* infizierten Grashalmen (Pfeile). – Abb. 2: Grashalm mit oberhalb eines Internodiums angesetztem *Epichloë*-Pilz. Rechtes Grasblatt mit weißlichen Infektionsstellen des Konidienstadiums dieses Pilzes. Makroaufnahme; M ca. 1:1,8. – Abb. 3: Querschnitt vom frischen Halm mit guter Differenzierung zwischen Grasteil (dunkel) und Pilzteil (hell): Vergr. 14 \times .

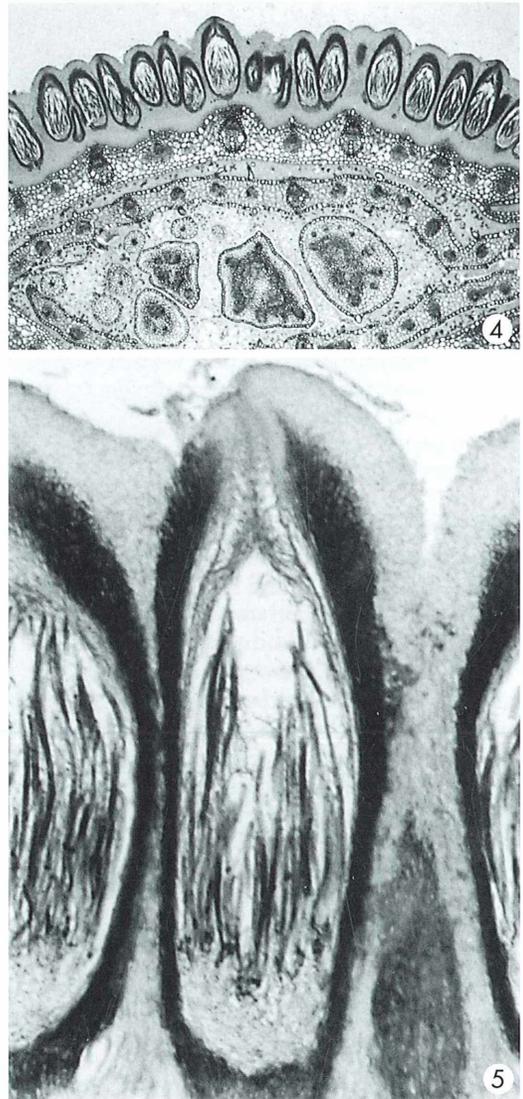


Abb. 4: Details aus gefärbtem mikroskopischen Querschnitt von *Epichloë*-Pilz und Grasteil; von oben nach unten: Perithezienschicht, Grasblatt I, Grasblatt II, Grasblatt-, Blüten- und Halmanlagen, dazwischen Pilzgewebe; Vergr. 24 \times . – Abb. 5: Mikroskopisch-anatomische Charakterisierung eines Peritheziums: oben Öffnung (Ostiolum) des Peritheziums, ausgekleidet mit Periphysen; die dunkle Perithezienwand umschließt den Perithezienraum mit den Asci; Vergr. 140 \times .

im folgenden Jahr gar nicht aufgetreten ist. Über die Giftigkeit des Pilzes für das Vieh gibt es unterschiedliche Ansichten. Besteht hier vielleicht wegen der engen Verwandtschaft zum Mutterkorn eine gewisse Parallele? In der Schweiz sind Schäden dieses Pilzes jedoch kein Thema, da er so selten auftritt (Winter, 1983).

Mikroskopische Beschreibung

Wie zuvor kurz angesprochen, entwickelt sich bei der Primärinfektion ein sogenanntes Konidienlager mit Konidiensporen von 9–13 ×

1–3 µm Größe (Heinze, 1983). In diesem Konidienlager, dem späteren Stroma, entwickeln sich die Perithezien. Dies sind krug- bis walzenförmige Gebilde von 300–600 µm Länge und circa 250 µm Durchmesser mit einer halsartigen Öffnung nach außen, dem Ostiolum (Abb. 4 und 5). Im Hohlraum der Perithezien entwickeln sich nach sexuellen Vorgängen zahlreiche Asci mit Dimensionen von 150–230 × 6–9 µm (Abb. 5). Die Asci enthalten je acht fadenförmige Ascosporen, welche fast so lang wie der Ascus sind und eine Breite von 1,5–2 µm aufweisen. Die Sporen sind in Intervallen von 8–12 µm septiert. Nach Gäu-

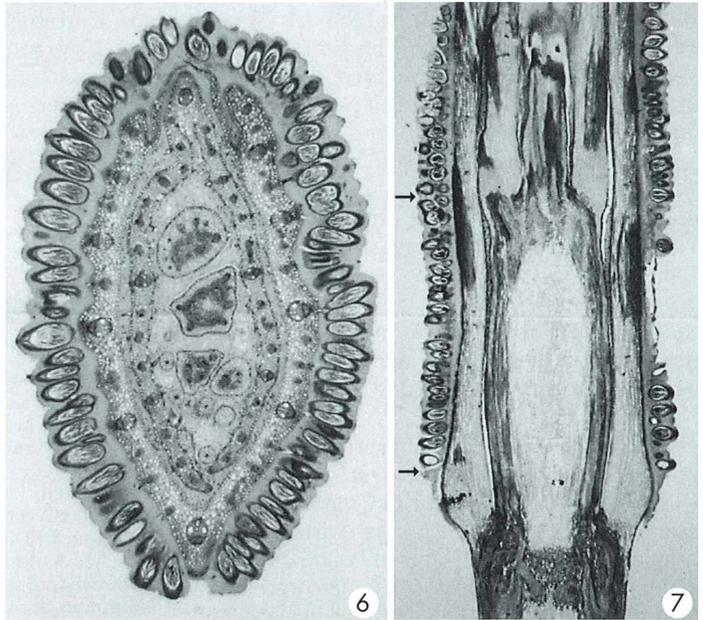
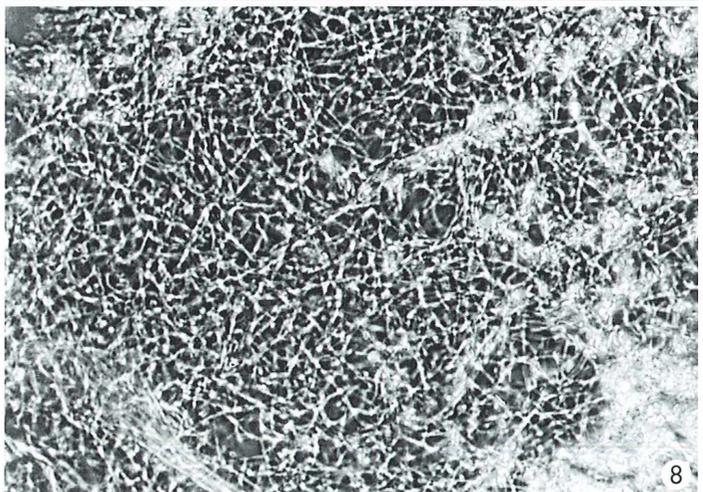


Abb. 6: Gefärbter mikroskopischer Querschnitt durch eine *Epichloë*-Infektionsstelle mit äußerer Perithezienschicht und innerem, die Grasblätter und Halmtteile umschließendem Pilzmyzel (dient auch für Peripherie-Messungen); Vergr. 16×. – Abb. 7: Mikroskopischer Längsschnitt vom Internodium an aufwärts durch eine *Epichloë*-Infektionsstelle (Strecke zwischen Markierungen für mikromorphometrische Messungen/Zählungen); Vergr. 10×. – Abb. 8 Längsgeschnittenes, homogenes Pilzgewebe aus dem Bereich zwischen den Blättern und dem Halm; Vergr. 290×.



mann (1949) weisen die Clavicipitales, also auch *Epichloë typhina*, diese langfädigen Sporen auf. Bei der endgültigen Reife zerfallen die Sporen an der Septierungsstelle in die einzelnen infektiösfähigen Glieder.

Etwas Biometrie

In der Forschung kam und kommt man nicht umhin, Untersuchungsergebnisse in Zahlen, Tabellen und Graphiken darzustellen. Der Begriff Biometrie umfasst Auszählungen und Messungen von Lebewesen oder deren Körperteilen zum Zwecke der mathematisch-statistischen Auswertung auf Zustand und Veränderungen. Im mikroskopischen Bereich spricht man dann eher von Mikro-Morphometrie und -Stereologie. Das hört sich recht kompliziert an, ist es aber nur insofern, als die Erfassung der Daten ein sehr zeitaufwendiges Unterfangen und vor allem eine Geduldsarbeit ist. Die Mikropräparate verleiteten nun direkt dazu, in dieser Beziehung etwas zu unternehmen. Vorhanden sind ja eine genügende Zahl von Längs- und Querschnitten durch den *Epichloë typhina*-Pilz (Abb. 4–7). Diese Schnittarten ermöglichen einerseits die räumliche Vorstellung des Pilzes (in diesem Falle der Perithezien) und sind andererseits Voraussetzung für verschiedenste Messungen.

Heute laufen solche Messungen unter dem Begriff: „Automatische Bildanalyse“ S. Eins und K. J. Stiller geben in Robenek H. unter vielen Gesichtspunkten und den Rubriken visuell, teilautomatisch, automatisch eine umfangreiche Auflistung der verschiedenen Methoden und deren Vor- und Nachteile. (Für den „Kleinen Mann“ kommt halt nur die erste Methode in Frage.)

Ergebnisse der Biometrie

Am Anfang dieses Abschnittes wurde auf einen Perithezien-Durchmesser von etwa 250 µm verwiesen. Meine sehr zahlreichen Perithezienzählungen und -messungen an den verschiedenen Schnitten ergaben pro Perithezium folgende Werte: (in tangentialer Richtung) Durchmesser im Mittel 152 µm, dazu kommen noch zusammen links und rechts etwas Stromaanteile von circa 11 µm.

Ziel dieser Arbeit ist die Ermittlung der Perithezienanzahl auf einer bestimmten Streckenbeziehungsweise Flächeneinheit. Räumlich gesehen sitzt *Epichloë typhina* wie ein Hohlzylinder

auf den Grasblättern auf. Die abgerollte Fläche des gemessenen Hohlzylinders beträgt wenig mehr als 33 mm², worauf 1243 Perithezien Platz finden; das ergibt also 38 Perithezien pro mm². Dieser Wert beruht auf den oben erwähnten durchschnittlichen Peritheziengrößen, inklusive der linken und rechten Stromaanteile. Eine Reihe von Perithezien stößt direkt aneinander (auch Zwillinge sind möglich), haben also praktisch kein Stroma; das bedeutet, dass die Perithezienanzahl um etliche Prozent nach oben oder unten variieren kann. Die Differenz meiner gemessenen Perithezien zu den Literaturwerten kann einerseits vom unterschiedlichen Reifezustand herrühren; zudem erleidet das Untersuchungsmaterial durch die technische Verarbeitung gewisse Schrumpfungen. Andererseits sind aber die Werte innerhalb der Präparate absolut vergleichbar (besonders die Perithezienanzahl). Nur gegenüber Frischmaterial sind die Werte als relativ zu betrachten.

Literaturhinweise

- Aichele, D., Schwegler, H.-W.: Unsere Gräser. Kosmos, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1965.
- Binz, A., Heitz, C.: Schul- und Exkursionsflora für die Schweiz. Verlag Schwabe & Co, Basel 1990.
- Bon, M.: Pareys Buch der Pilze. Paul Parey, Berlin 1988.
- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum. Gustav Fischer Verlag, Jena 1987.
- Breitenbach, J., Kränzlin, F.: Pilze der Schweiz, Bd. 1 – Ascomyceten. Verlag Mykologia, Luzern 1984.
- Eriksson, J.: Die Pilzkrankheiten der landwirtschaftlichen Kulturpflanzen. Reichenbach'sche Verlagsbuchhandlung, Leipzig 1913.
- Gäumann, E.: Die Pilze – Grundzüge ihrer Entwicklung und Morphologie. Verlag Birkhäuser, Basel 1949.
- Heinze, K.: Leitfaden der Schädlingsbekämpfung, Bd. 111, Schädlinge und Krankheiten im Ackerbau. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart 1983. – Daraus einschlägige Photokopien von Dr. W. Winter (FAL) Eidg. Forschungsanstalt für Agrarökologie und Landbau, 8046 Zürich, erhalten.
- Kälin, I.: Der kohlige Kugelpilz *Daldinia concentrica* – ein Pilz mit Vegetationsringen. Mikrokosmos 89, 304–307 (2000).
- Müller, E., Loeffler, W.: Mykologie Grundriß für Naturwissenschaftler und Mediziner. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1992.
- Robenek, H. (Hrsg.): Mikroskopie in Forschung und Praxis. GIT Verlag, Darmstadt 1995.
- Schwantes, O. H.: Biologie der Pilze. UTB, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 1996.

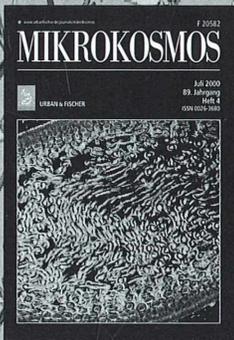
Verfasser: Ignaz Kälin,
Senkgraben 2, CH-8840 Einsiedeln, Schweiz

MIKROKOSMOS

Zeitschrift
für
Mikroskopie

Mitteilungsorgan für mikroskopische Gesellschaften

ISSN 0026-3680



Herausgeber

Prof. Dr. Klaus Hausmann
Institut für Biologie/Zoologie der Freien Universität Berlin
Königin-Luise-Str. 1-3, D-14195 Berlin
Tel.: ++49(0)30/83 85 64 75, Fax: ++49(0)30/83 85 64 77,
e-mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de

Redaktionsassistentin

Dr. Renate Radek, Bärappschenke 31, D-14532 Kleinmachnow

Interessenten

Lehrende und forschende Naturwissenschaftler, die mit dem Mikroskop arbeiten;
Hobbymikroskopiker, Studierende der Naturwissenschaften

www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos

Bestellkarte

Ich abonniere die Zeitschrift

_____ ab Band _____
bis auf Widerruf.

zum Bandpreis von DM _____

Name _____

Straße _____

PLZ/Ort _____

Land _____

Datum _____ Unterschrift _____

Ich bezahle per

Bankeinzug

Kreditkarte

Rechnung

Bankleitzahl _____

Karte _____

Scheck

Kontonummer _____

Kartenummer _____

Datum _____ Unterschrift _____

Gültigkeit _____

Zeitschriften

Vertrauensgarantie

Dieser Auftrag kann schriftlich innerhalb einer Woche nach Eingang dieses Bestellabschnitts beim Verlag URBAN & FISCHER, Löbdergraben 14a, 07743 Jena, Deutschland widerrufen werden. Zur Fristwahrung genügt die rechtzeitige Absendung des Widerrufs (Poststempel).

Datum _____

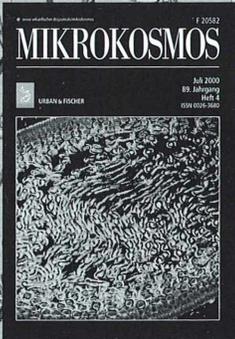
2. Unterschrift _____

MIKROKOSMOS

Zeitschrift
für
Mikroskopie

Mitteilungsorgan für mikroskopische Gesellschaften

ISSN 0026-3680



Charakteristik

Die Mikroskopie ist nach wie vor eine der grundlegenden Untersuchungsmethoden der Biowissenschaften und vieler verwandter Nachbardisziplinen. Der MIKROKOSMOS ist im deutschsprachigen Raum die einzige und weltweit eine der ganz wenigen Fachzeitschriften, die über alle Aspekte der angewandten Mikroskopie in Ausbildung, Beruf und Hobby berichten. Jedes Heft bietet eine Fülle interessanter Themen - von Grundlagendarstellungen über neuere methodische Ansätze vor allem des lichtmikroskopischen Arbeitens bis hin zu Anregungen für die eigene Untersuchungspraxis.

Der MIKROKOSMOS vermittelt damit unentbehrliche Basisinformation über Methoden oder Objekte und zeigt die moderne Lichtmikroskopie in ihrer gesamten thematischen Bandbreite.

www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos

Bitte senden Sie mir

- ◇ kostenlose Probehefte/Prospekte
 - ◇ Mediadaten
 - ◇ Hinweise für Autoren
- der Zeitschrift

Name _____

Straße _____

PLZ/Ort _____

Land _____

Antwortkarte

URBAN & FISCHER Verlag
Abo-Service und Vertrieb
Löbdergraben 14a
07743 Jena



Tel: ++49(0)3641/62 64 44
Fax: ++49(0)3641/62 64 43
E-mail: k.ernst@urbanfischer.de
Internet: www.urbanfischer.de

Das neue Licht in der Mikroskopie

Einsatz und Eigenschaften von LEDs

Gerhard Göke

Als Lichtquellen für die Auflicht- und Durchlichtmikroskopie werden die weißen Leuchtdioden (LEDs) immer beliebter. Geringe Abmessungen, günstige Farbtemperatur und extrem lange Lebensdauer sind die Hauptgründe für diese Entwicklung. Im MIKROKOSMOS wurde kürzlich darüber berichtet. Wegen des großen Interesses an dieser Art der Beleuchtung und der vielen Anfragen von Mikroskopikern werden hier weitere wichtige Eigenschaften und Anwendungsmöglichkeiten von Leuchtdioden beschrieben.

Außerhalb der Mikroskopie und Bildverarbeitung werden LED-Beleuchtungssysteme schon lange eingesetzt (Göke, 2000). Der Vorteil dieser Beleuchtung liegt auf der Hand: Es genügen sehr niedrige Spannungen. Im Außenbereich entfallen die Regenschutzmaßnahmen, die für Hochspannungsanlagen vorgeschrieben sind. Spezialkabel sind nicht erforderlich. Das Kunststoffgehäuse (Polykarbonat) ist sehr robust und selbstreinigend. LEDs können überall dort eingesetzt werden, wo empfindliche Exponate in Vitrinen vor UV- und IR-Strahlung geschützt werden müssen. Schon seit einigen Jahren sind Neon-Ersatzsysteme bekannt. Hier sind die LEDs auf eine lange schmale Trägereinheit montiert und in einer transparenten Kunststoffröhre versiegelt. Mit der Kombination von geraden und gebogenen Teilen folgen diese Leuchtröhren den Konturen von Gebäuden, Fenstern und Türen. Die Systeme können Neonröhren, Glühfaden- und fluoreszierende Leuchtröhren ersetzen.

Eine weitere interessante und vielversprechende Anwendung soll hier angefügt werden: Als erstes amerikanisches Auto wurde der Cadillac DeVille 2000 mit Voll-LED-Rückleuchten von LumiLeds ausgestattet. Jede Rückleuchte besteht aus 72 LEDs. Davon dienen 16 als Rücklicht, vier als Seitenleuchten und 52 als Bremslicht. Alle LEDs sind über ein System von dünnen Metallbändern miteinander verbunden, die zugleich als Zuleitung, Träger und Wärmeableitung dienen. Weltweit gibt es zur Zeit etwa 100 Hersteller von LEDs für jeden

Verwendungszweck. Ihr Ziel ist die Entwicklung immer leistungsstärkerer Typen. Für die Mikroskopie kommen davon nur relativ wenige in Betracht, die aus dem riesigen Angebot herausgesucht werden müssen. Die wichtigsten LEDs können von der Firma Conrad Electronic, Klaus-Conrad-Str. 1 in 92240 Hirschau bezogen werden; Telefon 09604/40 89 88; Fax 09604/40 89 36. Die Internetadresse lautet: www.profi.conrad.de. Eine Liste aller LED-Anbieter erschien in der Zeitschrift Markt und Technik 16/2000.

Spektrale Eigenschaften von LEDs für die Mikroskopie

Die Spektralkurve der weißen LEDs mit einer Lichtleistung von etwa 2000 Millicandela (mcd) wurde bereits im MIKROKOSMOS 89, 33–37 (2000) auf Seite 36 vorgestellt. Inzwischen wurden damit farbige Mikro- und Videoaufnahmen gemacht. Ohne Verwendung irgendwelcher Konversionsfilter sind die Ergebnisse sehr gut. Die Farbtemperatur bleibt unabhängig von der Betriebsspannung der LED konstant. Der Bilduntergrund ist stets weiß.

Abbildung 1 zeigt die Spektralkurven von einigen LEDs, die in der Mikroskopie wichtig werden könnten oder es bereits sind. Kurve 1 ist die Strahlung einer neuartigen Leuchtdiode, die UV-Licht mit einer Wellenlänge von 370 nm bei einer Halbwertsbreite von nur 12 nm emittiert. Sie wird von der Firma Roittner Lasertechnik in Wien angeboten. Es gibt zwei Ty-

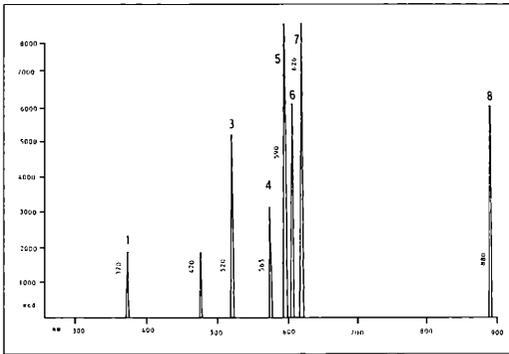


Abb. 1: Spektralkurven und Lichtleistungen von LEDs.

pen mit einer Leistung von 750 mW und 1 mW. Versuche bei der Durchlichtfluoreszenzmikroskopie stehen noch aus. Mit DM 71,- pro Stück ist der Preis zur Zeit noch relativ hoch. Alle anderen LEDs kosten DM 6,- bis 15,-. Kurve 2 gehört zu einer neuen blauen LED mit einem Abstrahlwinkel von 13 Grad, einer Wellenlänge von 470 nm und der für blaue LEDs hohen Leuchtkraft von 1800 mcd. Gleiche LEDs leisteten bisher nur etwa 800 mcd. Wie die meisten LEDs ist sie bei Conrad Electronic erhältlich. Blaue LEDs eignen sich sehr gut für Strukturuntersuchungen an Diatomeen und ähnlichen Objekten. Das Auflösungsvermögen wird erhöht. Kurve 3 zeigt das Spektrum einer grünen LED mit einer Leistung von 5000 mcd bei einer Wellenlänge von 520 nm, Kurve 4 das einer ebenfalls grünen, älteren LCD mit einer Leistung von 3000 mcd bei einer Wellenlänge von 565 nm. Ich verwende diese LEDs bei Untersuchungen im negativen und positiven Phasenkontrast. Das hierbei oft bildverbessernde Grünfilter wird dadurch überflüssig. Gelbe bis rote LEDs mit hoher Leuchtkraft kann man schon recht lange herstellen. Jetzt gibt es Aluminium-Indium Gallium-Phosphat-LEDs mit einer Leuchtkraft bis zu 9500 mcd. Kurve 5 gehört zu einer gelben LCD mit einer Leistung von 9300 mcd bei einer Wellenlänge von 590 nm, die etwa dem gelben Natriumlicht entspricht. Kurve 6 in Abbildung 1 stammt von einer orangen LED mit einer Leuchtkraft von 9500 mcd und einer emittierten Wellenlänge von 605 nm und Kurve 7 in Abbildung 1 von einer roten LED mit einer Leistung von nur 6500 mcd bei einer

Wellenlänge von 626 nm. Die roten LEDs decken die sichtbaren Wellenlängen von 610 bis etwa 700 nm ab.

Für das nahe Infrarot stehen im Bereich von 800 bis 1550 nm IR-Dioden zur Verfügung. Diese eignen sich besonders gut für die Durchlicht-Infrarotmikroskopie mit elektronenoptischen Bildwandlern oder zeitgemäßer mit einem infrarotempfindlichen CCD-Chip in der Videokamera. Am Stereomikroskop können sogenannte Cluster Lamps mit 15 bis 25 IR-Dioden als Infrarotleuchte angebracht werden. Diese emittieren Wellenlängen von 880 oder 940 nm. Viele Objekte haben im IR ein anderes Remissionsverhalten als im sichtbaren Licht. Das wird in der Kriminaltechnik, in der Paläontologie und anderen Bereichen ausgenutzt (Göke, 1988).

Die gelben bis roten LEDs, die monochromatisches Licht aussenden, können bei Messungen eingesetzt werden, die normalerweise ein entsprechendes Interferenzfilter erfordern (Brechzahlbestimmungen, Messungen der Dispersion, interferometrische Messungen).

Die spektralen Eigenschaften von LEDs werden mit einem LED-Spektrometer untersucht. Im Spektralbereich von 350 bis 1050 nm misst dieses Gerät die Lichtintensität simultan in weniger als 20 Sekunden. Dabei beträgt die Abweichung weniger als 0,5 nm. Es kann direkt an einen PC angeschlossen werden. Steuerung und Auswertung der Messergebnisse erfolgt über die menügeführte Windows-Software. Für den mikroskopischen Bereich genügt ein normales Spektroskop oder ein Pupillenspektroskop, das anstelle eines Okulars in den Tubus des Mikroskops eingeführt wird.

Der Abstrahlwinkel von LEDs

Die hier interessierenden LEDs besitzen eine Linse aus Kunststoff (siehe Abb. 1 im MIKROKOSMOS 89, Seite 33). Ihr Abstrahlwinkel, der 8 bis 120 Grad betragen kann, ist für den Einbau in mikroskopische Systeme wichtig. Ich verwende nur Typen mit einem Durchmesser von 5 bis 10 mm und einem Abstrahlwinkel von 13 bis 45 Grad (Abb. 2). Auf die Vorichtsmaßnahmen bei Experimenten mit superhellen LCDs mit einem Abstrahlwinkel von nur 8 Grad oder weniger wurde bereits hingewiesen (Göke, 2000).

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von
Klaus Hausmann (Berlin)

89. Jahrgang 2000



URBAN & FISCHER

Impressum

Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, Telefon: 030/83 85 64 75, Telefax: 030/83 85 64 77, e-mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de; Redaktionsassistentin: Dr. Renate Radek, Telefon: 030/83 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 (03641)626-3, Fax (03641)62 65 00; e-mail: journals@urbanfischer.de

Anzeigenannahme und -verwaltung: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Anzeigenleitung: Sabine Schröter, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena, Telefon (03641)62 64 45, Fax (03641)62 64 21.

Anzeigenleitung: Media-Service Tischler GmbH, Postfach 30 17 70, D - 10747 Berlin, Telefon (030) 801 10 18, Fax (030) 801 66 61. Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 2000.

Abo-Service und Vertrieb: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena, Telefon (03641)62 64 44, Fax (03641)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 (2000): 1 Jahrgang mit 6 Heften.

Abo-Preise (2000): 118,- DM*; Einzelheftpreis: 24,- DM*; Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten: 79,- DM* *Unverbindlich empfohlene Preise. Alle Preise zzgl. Versandkosten. Preisänderungen vorbehalten.

Folgende Kreditkarten werden zur Zahlung akzeptiert: Visa / Eurocard / Mastercard / American Express (bitte Kartenummer 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 Bd. 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfreiem,

pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.

Printed in Germany

© 2000 Urban & Fischer Verlag

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

Mitglied der
Deutschen Fachpresse



Verfasserverzeichnis

- Brogmus, H., Lühje, E., Reuter, O.: Dreimal *Fucus vesiculosus* 201
- Drews, R.: Ein frühes Trommelmikroskop 156
- Drews, R.: Räumlich mikroskopieren und fotografieren 231
- Drews, R.: Epiphyten – mikroskopisch 337
- Donner, N.: Honig unter dem Mikroskop
Pollen und Kristalle 91
- Eckau, H.: Holzmikroskopie 171
- Gaffal, K. P., Heimler, W.: Die Nektarien von herzglycosidhaltigen Rachenblütlern – Eine Quelle der Speise für Götter und Herzinsuffizienz 129
- Gerlach, D.: Schnitte durch sehr harte Hölzer 359
- Göke, G.: Leuchtdioden (LEDs) als Lichtquellen für die Mikroskopie 33
- Göke, G.: Die Verarbeitung von Holzproben zu Mikropräparaten 309
- Göke, G.: Das neue Licht in der Mikroskopie. Einsatz und Eigenschaften von LEDs 351
- Göke, G.: Natürliche und künstliche Harze als Einschlussmittel für die Mikroskopie 373
- Günkel, N. G.: Dilettanten als Könner – Amateure in der Mikroskopie 143
- Hasenpusch, W.: Die Stachel der Griffelseeigel 23
- Hendel, R.: Die Mikroskopie entschleierte die Naturgeheimnis Ein allegorisches Titelkupfer zu Leeuwenhoeks Werken 19
- Henkel, K.: Das Protami von Hensoldt – Eine Nutzer-Evaluation 293
- Hoc, S.: Mikro-Einsteiger: Bestimmen von Gräsern anhand von Blattspreiten-Querschnitten 315
- Hrauda, G., Losert, A.: Vergleich von Intermedien bei der Paraffineinbettung 103
- Jacob, W.: Mikroskopische Aufwuchs-Raritäten aus einem masurischen See – Periphyton-Untersuchungen 151
- Kälin, I.: Pilze mit Gallenbildung 237
- Kälin, I.: Der kohlige Kugelpilz *Daldinia concentrica* – Ein Pilz mit Vegetationsringen 304
- Kälin, I.: Pilze auch am Gras – Der Erststickungsschimmel *Epichloe typhina* 345
- Karg, W.: Neue Erkenntnisse über Raubmilben bei der Erkundung der Regenwälder von Südamerika 243
- Kleinow, W.: Eine einfache Vorrichtung zum Betrachten von Stereo-Bildpaaren 175
- Kreutz, M., Mayer, P.: *Ileonema simplex* – Ein Ciliat mit einem außergewöhnlichen Mundorganell 193
- Kubsch, G., Richter, W. M.: 5. Sommerworkshop (1999) in der Alten Amtsmühle am Krüselinsee der Feldberger Seenlandschaft Eine Gemeinschaftsunternehmung der Humboldt-Universität zu Berlin und der Arbeitsgemeinschaft BONITO 15
- Kuhlmann, H.-W.: Histophage Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*. I. Teil: Morphologie und Lebenszyklus 325
- Kuhlmann, H.-W.: Mikro-Einsteiger: Histophage Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*: Beschaffung und Haltung 377
- Lenzenweger, R.: „Exotische“ Zieralgen aus einem Moor in Tirol 111
- Lenzenweger, R.: Moosbewohnende Zieralgen 321
- Lorenz, U., Wiedenmann, J.: Fluoreszenz- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an der Seeanemone *Anemonia sulcata* Pennant (Cnidaria, Anthozoa) 1
- Losert, A., Hrauda, G.: Vergleich von Intermedien bei der Paraffineinbettung 103
- Lühje, E.: Ein mikroskopischer Blick ins Hornissen-Nest 183
- Lühje, E.: Fliegen aus dem Bernsteinwald 343
- Mathias, E.: Zwei optische Kontrastierungsverfahren im Vergleich – Beugungs-Kontrast (BK) und differentieller Interferenzkontrast (DIK) 166
- Mayer, P., Kreutz, M.: *Pelagovasicola cinctum* – Ein unregelmäßig auftretender Ciliat im Plankton 287
- Mehlhorn, H., Schmahl, G., Schmidt, J.: Klein, aber oho - Mikroskopisch winzige Fischparasiten, die töten können 71
- Meyer, K.: Wissenswertes über und Erfahrungen mit Kugellinsen 7
- Nachtigall, W.: Wassergebundene Lebensräume Anpassung der mikroskopischen Organismen am Beispiel See 39
- Nachtigall, W.: Wieviele Arten kann man bei Plankton-Zügen erwarten? 65
- Nachtigall, W.: Der Hellfeldkondensator - Ein oft unterschätzter Partner des Mikroskopikers 107
- Nachtigall, W.: Massenvorkommen des Riesensumpfwurms *Spirostomum ambiguum* 140
- Nachtigall, W.: Leben in der Grenzschicht – Festsitzende mikroskopische Organismen des Süßwassers nutzen eine physikalisch-ökologische Nische 213
- Nachtigall, W.: Richtiges Köhlern – Beleuchtung ist das halbe Mikroskopiker-Leben 264

- Nachtigall, W.: Mikroskopische Aspekte der Drucktechnologie – Kupfertiefdruck-Tafeln von Mikroorganismen 333
- Op den Camp, H. J. M., Stumm, C. K.: Pilze unter sich oder Der unverträgliche Champignon 81
- Pavlicek, P. (mit einem Beitrag von Otto Cichocki): Fossiler Holzfund auf der Kronalm, Karnische Alpen/Kärnten 297
- Raap, E., Nötzel, R.: Fossiles Algenvorkommen im See von Schollene 227
- Richter, W. M., Kubsch, G.: 5. Sommerworkshop (1999) in der Alten Amtsmühle am Krüselinsee der Feldberger Seenlandschaft Eine Gemeinschaftsunternehmung der Humboldt Universität zu Berlin und der Arbeitsgemeinschaft BONITO 15
- Richter, W. M., Glutzer, M.: Beobachtung, Registrierung und Auswertung ausgewählter Phytoplankton-Algen des Breiten Luzin (Feldberger Seenlandschaft, Mecklenburg-Vorpommern) 272
- Riesenberg, A.: Der Pilz *Aureobasidium pullulans* in einer Schildlausart. I. Entdeckung und Identifikation 267
- Riesenberg, A.: Der Pilz *Aureobasidium pullulans* in einer Schildlausart. II. Teil: Lokalisation und mikroskopische Färbungen 365
- Schmahl, G., Schmidt, J., Mehlhorn, H.: Klein, aber oho - Mikroskopisch winzige Fischparasiten, die töten können 71
- Schmidt, J., Mehlhorn, H., Schmahl, G.: Klein, aber oho - Mikroskopisch winzige Fischparasiten, die töten können 71
- Schneider, H.: Die Reblaus: Eine Laus revolutioniert den europäischen Weinbau 257
- Schnepf, E.: Von Gallertschläuchen, Schleimhaaren und Zelluloseschrauben. Teil I: Die Epidermis der Samenschale von *Cuphea* und *Ruellia* 161
- Schnepf, E.: Von Gallertschläuchen, Schleimhaaren und Zelluloseschrauben. Teil II: Die Epidermis der Samenschale von *Cobaea*, *Colomia* und *Salvia* 207
- Schnepf, E.: Chromosomenfärbung – Was man von der Kernteilung wissen sollte, was man von ihr problemlos sichtbar machen kann 249
- Schödel, S.: Eine Einführung in die Dendrochronologie 29
- Schrodt, J.: Stereofotografie mit dem Makroskop Leica (Wild) M 420 45
- Schumm, F.: Botanische Doppelfärbung 117
- Schwarz, E.: Anthozyanhaltige Zellen in osmotisch gestressten Kressekeimlingen 97
- Stumm, C. K., Op den Camp, H. J. M.: Pilze unter sich oder Der unverträgliche Champignon 81
- Wiedenmann, J., Lorenz, U.: Fluoreszenz- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an der Seeanemone *Anemonia sulcata* Pennant (Cnidaria, Anthozoa) 1
- Wiehart, S.: Beobachtung von morphologischen Besonderheiten an *Diplophrys archeri* 197

Kurze Mitteilungen

- Henkel, K.: Kondensator selbst reparieren?! 199
- Linskens, H. F.: Neues Golgi-Modell 14
- Linskens, H. F.: Anfärbung symbiontischer Flagellaten in Termiten 38
- Linskens, H. F.: Erbliche Variationen eines Mykorrhiza-Pilzes 43
- Linskens, H. F.: Neues vom Golgi-Apparat 70
- Linskens, H. F.: Wahrnehmung der Schwerkraft bei Zellen mit Spitzenwachstum 79
- Linskens, H. F.: Leitgewebe und Pollenschläuche - quantitativ betrachtet 114
- Linskens, H. F.: Nachweis von freien Allergenen in der Luft 170
- Linskens, H. F.: Ein Askus-Ring 212
- Linskens, H. F.: Nachweis des Flugbrand-Myzels in Weizen- und Gersten-Embryonen 248
- Linskens, H. F.: Eindringen des Pollenschlauches in den Embryosack 286
- Linskens, H. F.: Bestäubung beschleunigt Eizell-Entwicklung 303
- Linskens, H. F.: Lichtabhängige Regeneration von Hypokotyl-Segmenten der Tomate 383
- Linskens, H. F.: Abwehrbereite Wasserflöhe 371
- Lüthje, E.: Funktionelle Anatomie des Riesenschachtelhalmes 109
- Lüthje, E.: Kennst Du das Land, wo die Kristalle blühen? 69
- Lüthje, E.: Ö wie ökologisch: Planktonseminar für FÖJ-ler 95
- Mauch, E.: Gegenseitige Hilfe: Bestimmung von Pilz und Alge 18
- Redaktion MIKROKOSMOS: Frösche und Reifen: Bionik auf dem Vormarsch 160

Sachregister

- 2D 45
 3D 45
 3D-Sehen 231

 Aalkieker 157
 Abbe 233
 Aberration, sphärische 10
Acanthus-Gewächs 163
 Achromasie 10
Acineta 224
 Acker-Schachtelhalm 110
 Adhäsionskräfte 213
Aechmea bicolor 114
Agaricus bisporus 81
Agathomyia wankowiczi 237
Agrostis 345
 Aids 139
 Akazienhonig 91
Albies alba 309
 – *balsamæ* 373
 Algenlaus 152
 Algenvorkommen, fossiles 227
 Allergene 170
Alnus 304
Aloe 249, 250
 Amateure 143
 Ameisen 343
 Amensalismus 86
Ameroseius 245
 Amöbe 155
Amyloodinium 71
 – *ocellatum* 72
Anabaena 151
 Anaphase 252
Anemonia sulcata 1
 Anholozyklie 257
 Anilinblau 117, 209
 Anilin-Salzsäure 118
 Antheren 249
Anthozoa 1
 Anthozyane 97
 Antimicellar-Dehnungssatz 209
 Aperturblende 264
 Aphidina 257
Apiosoma 74
 Apoplast 133
 Appetitlosigkeit 73
 Aquarianer 71
 Araceen 337
Argulus foliaceus 335
 Armluchteralgen 151
 Aroclor 375
 Arthronkoidien 367

 Artist's fungus 237
 Asci 345, 305
 Asclepiadaceen 337, 342
 Ascomycetales 212
 Ascomycetes 345
 Askus-Ring 212
Asplanchna 41
Asterionella 41
 – *formosa* 274
Asterocystis smaragdina 154
 Astrablau 117
 Atemhöhlen 338
 Atemnot 73
 Atemwege 139
 Atomabsorptionsspektrometrie 16
Atropa belladonna L. 114
Aureobasidium pullulans 267, 270, 365
 – var. *melanogenum* 270
 – var. *pullulans* 270

Bacillus mycoides 335
 Baker 234
 Bakterien 71
 Balsamtanne 373
 Bambus 359
 Basalt, Mikroorganismen in 235
 Basidiomycet 237
Batrachospermum moniliferum 224
 Bautyp, äqui-, unifacialer 338
 Becherbäumchen 17
 Befruchtung 286
Beggiatoa leptomitiformis 224
Benedenia 78
 Benzoensäuremethylester 104
 Bernsteinwald 343
 Bestäubung 303
 Beulenkrankheit 72
 Biometrie 348
 Biomorphosen 239
 Bionik 23, 160
 Blasentang 201
 Blattläuse 257
 Blaualgen 274
 Blende 168
Blepharisma musculus 196
 Bodenbakterium 335
 Bodman, Mikroskopierwoche 87
 Bonnet, Charles de 145
Borrelia duttoni 335
Brassica 303
 Breiter Luzin 15, 272

 Brillantkresylblau 367
 Bromelien 337
 Bücherscorpion 335
 Büschelmücke 371
 Butanol 105
 Butylalkohol 105
Bythotrephes 41

 Cactaceen 337
 Caedax 374, 376
 Calcofluor White 165, 209
Calothrix 152
 – *parietina* 214
Carassius auratus 71
Carchesium 74, 224
 Carl Zeiss Zentrum 142
 Cellulose 172
 Centrales 154
Centropyxis 155
Cephalodella gibbosa 196
Ceratium 41
 – *birundinella* 274
Chalirstostoma 335
Chamaesiphon fuscus 214
 Champignon 81
Chaoborus flavicans 371
Chara 79, 151
Chelifer cancroides 335
Chilodonella 74
 – *cyprini* 74
Chilomonas 196
 Chlorococcales 18
 Chloroform 104
Chlorohydra 65
 Chloroplast 90
 Chlor-Zink-Jod 209
 Chromatographie 15
 Chromosomenfärbung 249
 Chytridiales 18
 Ciliaten 155
 – histophage 325, 377
Cinetochilum margaritaceum 196
 Cladoceren 325, 371
Cladophora 151, 152, 214, 224
 – *glomerata* 154
Claviceps purpurea 345
Clematis 117
Closterium 154
 – *prorum* 41
 Cnidaria 1, 181
Cobaea scandens 207
 Coccidae 267
Cocconeis placentula 152
Coenochloris 18
 – *fottii* 18

- Coleochaete scutata* 224
Collomia 207
 – *grandiflora* 207
Collotheca 224
 – *calva* 214
Colpoda steinii 335
 Copepoden 325
 Corda, August Karl Joseph 147
Cordiceps militaris 345
Cosmarium laeve 154, 321
Cothurnia 224
Cryptobia 71
Cryptocaryon irritans 74
Cryptomonas 196
Cucurbita pepo 115
Cuscuta 337
 Cyanophyta 151, 274
Cyclops 41
Cyclotella comta 274
Cyclotrichium 287
 – *limneticum* 292
 – *viride* 289
Cylindrocapsa involuta 154
Cymbella 224
 – *caespitosa* 224
 – *cistula* 214
 – *lanceolata* 152
 – *rostrata* 224
 – *ventricosa* 152
Cyrtolophosis mucicola 196
 Cytochalasin 80
 Cytomorphose 372

Dactylis 345
 – *glomerata* 317
Dactylogyrus 71
Daldinia concentrica 304, 345
 Dammarharz 373
Daphnia 41, 65, 325, 372, 377
 – *cucullata* 41, 334, 372
 Darwin, Charles 143
 Dauercysten 331
Dematium pullulans 270
 Dendrochronologie 29
Dendrospora 224
 Dendrothelmen 339
 DePeX 374
 Dermaskelett 23
Deschampsia caespitosa 317
 Designerpilz 237
 Desmidiaceen 323
 Desmidiales 154
Desmidium grevilii 224
 – *swartzii* 224

 Deuteromycotina 270
 Deutscher Imkerbund, DIB 91
Diadema 23
 Diakinese 252
 Diaphanol 361
Diaptomus 41
 Diasporen 161
Diatoma 41
 – *hiemale* 152
 Diatomeen 228, 274
 – pennate 12
 – zentrische 12
 Diatopan 376
 DIB, Deutscher Imkerbund 91
Dichorisandra ovalifolia 114
 Dicotyledonen-Sprossachse 171
Dictyosphaerium pulchellum 18
Didinium 287
Digitalis 129
 – *lanata* 129
 – *purpurea* 129
 Dilettanten 143
 Dimethylbenzol 104
Dinobryon sertularia 17
 Dinoflagellaten 72, 274
 Dinosporen 73
Dioon spinulosum 361
Dipartiella 74
Diplophrys archeri 197
 Diplotän 252
Diplozoon 71
Dischidia rafflesiana 342
 Dorsalbürste 289
Draparnaldia glomerata 224
Dreissena polymorpha 42
 Dreistachliger Sticheling 72
 Drucktechnologie 333
Drynaria 339
 Dunkelfeld 109
 Dunkelfeldmikroskopie 198

 Eiche 29
 Einschlussmittel 373
 Ektoderm 1
Elodea canadensis 151
Elymus europaeus 315
 Embryosack 114, 286
 Endospermazelle 114
Enotia 224
 Entellan 374
 Entoderm 1
Epichloe typhina 345
 Epidermis 207
 Epilimnion 40, 274
 Epiphyten 186, 337

Epistylis 74
Epithemia 154
Equisetum arvense 110
 – *telmataja* 109
Eremurus 249
 Erntemilbe 230
 Erstickungsschimmel 345
 Ethidiumbromid 38
Euastrum attenuatum 111
Eucalyptus 115
Euchlanes 155
Euglypha laevis 214
 Eukitt 374
 Euparal 374
Euplotes 155
 Eurasien 246
 Eutrophierung 65, 95
Euvtis 257
 Exine 92
 Extrusomen 194

 Färbung, botanische 117
 Färbungen
 – Alizarinviridin-Safranin 312
 – Astrablau-Acridinrot-Chrysoidin 312
 – Astrablau-Auramin-Safranin 311
 – Haematoxylin 368.
 – Malachitgrün-Säurefuchsin 312
 – Neutralrot-Astrablau 369
 – PAS 368
 – Pikrin-Anilinblau 311
 – Reinblau-Brilliantcrocein 311
 Fasertracheiden 172
 Feldberger Seenlandschaft 15, 272
Festuca ovina 317
 Fichte 29
 Fichtenholz 362
 Filopodien 197
 Fingerhut 129
 Fischparasiten 71
 Fischparasitosen, Bekämpfungsmaßnahmen 76
 Fischrohr 157
 Flachwasser 42
 Flagellaten, symbiontische 38
 Fliegen 343
 Fließgeschwindigkeit 213
 Fließwasser 213
 Flohgläser 7
 Flossenzucken 74
 Flugbrand-Myzel 248

- Fluorochrom 312
 Fotografieren, räumlich 231
 Fotometrie 16
Fragilaria capucina 152, 214, 224
 crotonensis 17, 274
 Freiwasser 40
Frontonia angusta 196
 Frösche 160
 Fruchtknoten 114
 Fruchtkörper 81, 201
 Fucoidin 201
 Fucoxanthin 202
Fucus baltica 201
 – *vesiculosus* 201
 Fundatrix 260
 Fungi imperfecti 270
 Funikulus 286
- Gallen, Blatt- 257
 – Wurzel- 257
 Gallenbildung 239
 – Pilze 237
 Gallertschläuche 161, 207
Galtonia 249
Gamasellus 244
Ganoderma applanatum 237
 Gärkammer 38
 Gartenkresse 97
 Gaschromatographie 16
 Gaskanäle 184
Gasteria 249
Gasterosteus aculeatus 72
 Gastralraum 1
 Gefäße 172
Geodia gigas 335
Geogamasus 245
 Geotropismus 79
 Gersten-Embryonen 248
 Gesneriaceen 337
Glaucoma scintillans 196
 Gleichen, Wilhelm Friedrich von 145
 Glockenrebe 207
Glugea anomala 72
 Goethit 301
 Goldfisch 71
 Golgi-Apparat 14, 70
 Golgi-Modell 14
Gomphonema 224
 acuminatum 214
 Gondwana 246
 Gramineen 345
 Grasblätter 315
 Gräser 315, 345
 Grasmücke 129
 Graviperzeption 79
- Graviresponse 79
 Greenough 233
 Grenzschrift 213
 Griffel 114
 Griffelseeigel 23
Gymnophrys cometa 197
Gyrodactylus 71
 – *arcuatus* 74
Gyrosigma acuminatum 154
- Hartsoeker, Nicolas 145
 Harze 373
 Hauttrübung 73
Haworthia 249
 Heilschlamm 227
Heliolites praeporosus 335
 Hellfeldkondensor 107
 Hemicellulose 172
 Hensoldt, Firma 293
 Hensoldt, Moritz Carl 294
 Herbstbeiß 230
 Herzglycoside 129
 Herzinsuffizienz 129
 Herz-Kreislauf-System 139
Heterocentrotus mammillatus 23
 Heterocysten 274
 Heterogonie 257
 Heuschnupfen 170
Hexamita 71
 – *salmonis* 73
 – *symphysodonis* 73
 Hiemales 259
 Himmelsleitergewächse 207
Hippuris vulgaris 335
 Histokitt 374
 Höckerblume 161
Holcus 345
 Holz 297, 309
 – Aufweichen von getrocknetem Material 359
 – fasern 172
 – Herstellung von Schnitten 309
 – mikroskopie 171
 – nachweis 117
 – wachstum 174
 Holzkeule 345
 Honig 91
 Honigtau 267
 Hormogonien 274
 Hornalge 274
 Hornissen 178
 Humusschicht 244
 Hyazinthen 250
 Hydathode 133
 Hydrogamie 186
- Hydrogenosomen 38
 Hydrophyten 17
Hydrurus foetidus 224
 Hymenium 212
 Hymenophor 240
 Hymenostomatida 329
Hypericum perforatum 120
 Hypermastigiden 38
 Hyphen 81, 268
 Hypokotyl 332
 Hypolimnion 274
 Hypolimnium 41
Hypoxylon fragiforme 345
 Hyrax 373
- Ichthyophthirius* 377
 – *multifiliis* 71, 325
 Idioblasten 341
Ileonema ciliata 194
 dispar 194
 simplex 193
 Inklusen 343
 Inkubator 376
 Interkinese 252
 Intermedien 103
 Internet-Adressen 139
 Inversvoltmetrie 16
 Ionenchromatographie 16
Isoplexis 129
 – *canariensis* 129
 Isopropylalkohol 105
- Jahresringanalyse 29
 Jansen, Sacharias 143
 Johanniskraut 120
- Kahl, Alfred 148
 Kairomon 371
 Kalziumoxalatdrüsen 341
 Kamm-Kieselalge 17
 Kanadabalsam 373
 Kannenpflanze 339
 Kaolinit 301
 Karminessigsäure 249
 Karpfenlaus 335
 Karyopsen 248
Kellikottia 41
Keratella 41
 Kiefer 29, 313
 Kiemenwürmer 77
 Kieselalgen 154, 274
 Kleeseide 337
 Klein, Bruno M. 148
 Klonkulturen 379
Kniephobia 249
 Köcherblümchen 161
 Köhler, August 264

- Köhlern 264
 Kokosfaser 167
 Kolkwitz-Kammer 277
 Kondensor 264
 -blende 264
 -reparatur 199
 Konidien 268, 305
 -sporen 345
 Konidiosporen 365
 Konjugation 292
 Kontrast, Beugungs- 166
 – differentieller Interferenz- 166
 Konvergenzblende 168
 Koralle 335
 Krebs 139
 Kresse 161
 Kressekeimlinge 97
 Kristalle 91
 Krüselinsee 15
 Küchenziebeln 250
 Kugellinsen 7
 Kugelpilz 304, 345
 Kupfertiefdruck 333
 Kürbis 115
- Lackporling, Flacher 237
Lacrymaria 196
 Laichkraut 151
 Laichkrautgewächs 183
Lathraea squamata 131
 Laubstreu 244
 Laurasia 246
Laurus nobilis 267
 Lebensräume, wassergebundene 39
 Ledermüller, Martin Frobenius 145
 LEDs 33, 351
 Leeuwenhoek, Antoni van 19, 144
 – Mikroskop 7
 Leimsaat 207
 Lein 161
 Leitbündel 117, 339
 Leitgewebe 114
 Leitz 233
Lepadella ovalis 196
Lepidium 101
 – *sativum* 97, 161
 Lepidokrokit 301
Leptodora kindtii 41, 371
 Leptotän 250
 Leuchtdioden 33
 Leuchtfeldblende 264
Leucocarpia biatorella 212
 Libriformfasern 172
- Lichtgrün 117
 Lichtquellen 33
 Lieberkühn'sches Organell 327
 Lignin 172
 Liliengewächse 249
 Limnologie 15
 Limonit 301
 Linden 362
 -honig 91
 -pollen 93
Linum usitatissimum 161
 Lister, Joseph Jackson 145
 Litoral 42
 Lobopodien 197
Lolium perenne 317
 Loranthaceen 337
 Lorbeer 267
 Lotus-Effekt 160
 Lugol'sche Jod-Lösung 131
Lyngbia martensiana 214
- Magnolia* 335
 Mahler-Lee, Albert 182
 Malinol 374
 Martin, Benjamin 156
 Martínez, Crisóstomo 145
 Maupas, Emile 147
 Mazerisieren 310
 Metalimnion 274
 Mehltau 257
 Meiose 249
 Melanin 306
 Melmount 375
Melosira 282
 – *granulata* 284
 – *islandica* ssp. *helvetica* 282
 – *varians* 154
 Membranellen 289
Meridion circulare 224
Merismopedia 151
 Mesogloea 1
 Metaphase 252
 Methanbakterien 38
 Methoden der Mikroskopie 230
 Methylbenzoat 104
Microcystis 41
 Microscopia 19
Microspora 154
 Microsporida 71
Microthamnion 224
 Mikroblitz 35
 Mikrops 376
 Mikropyle 286
 Mikroskop, inverses 247
 -kamera, digitale 124
- Mikroskopieren, räumlich 231
 Mikrotheronten 331
 Mikrotomiten 331
 Milbe 335
 Mindelsee 87
 Mineralschicht 244
 Mistel 337
 Mitose 249
Monodinium 287
 Monogenea 77
 Monokinetiden 289
 Monokotylen 338
 Moose 321
Mougeotia 154
 – *angusta* 154
 Mücken 343
 Müller, Otto Frederik 145
 Mundgeißel 193
 Mundorganell 193
 Muschelkrebse 325
 Muschelschalen 42
 Mutterkorn 345
 Mykorrhiza-Pilze 43
 Mykosen 365
 Myxospermatic 161
 Myzel 212, 237, 248
- Nahrungsvakuolen 195, 196
 Nahrungsverweigerung 73
 Nanoplankton 41
 Napfschildlaus 267
 Naphrax 376
Navicula 12
 – *cuspidata* 228
 – *lyra* 12
 Needham, John Turberville 145
 Nektar 129
 Nektarien 129
 Nematocysten 3
 NEO-Mount 374
 Neonkrankheit 71
 Neonsalmir 71
Nephentes 339
 Nesselkapsel 3
 Nesseltiere 1, 181
 Nitzschia 12, 224
 Nodositäten 259
Nostoc 224
 – *verrucosum* 214
- Octomitus* 73
Oedogonium 154
 Oligohymenophorea 329
 Oncomiracidium 77
 Oogonien 202

- Opercularia* 224
 – *coarctata* 334
Ophryoglena 325, 377
 – *catenula* 327
 – *flava* 331, 377
 Opisthaptor 77
 Orchideen 337
Orobancha 337
Oscillatoria 181
 – *agardhii* 151, 274
 – *limnetica* 274
 – *redeckeii* 274
Osmunda regalis 361
 Ostiolum 347
 Ostracoden 325
 Oxymonadiden 38

 Pachytän 252
 Palintomie 331
 Pangäa 246
 Paraffineinbettung 103
Paramecium bursaria 196
 Paraphysen 203
 Parasiten 71
 Parenchymzellen 172
Parthenolecanium corni 267, 366
 Pathenogenesezyklen 257
Pediastrum 41, 154, 228
 – *boryanum* 228
 Pektinellen 289
 Pelagial 40
Pelagovasicola cinctum 287
Penicillium 269
 Pergamasinae 245
Pergamasus crassipes 246
 Peridinin 2
 Periphyton 151
 Perithezien 305, 345
Petunia 115
 Pflanzenstengel 117
 Pharmazie 139
 Phialiden 268
Philodina 155
Phleum 345
 Phlom 343
 Phloroglucin 117
 Photosynthese 90
Phylloscopus collybita canariensis 129
 Phylloxeridae 257, 261
Phyteuma spicatum 114
 Phytocecidien 239
 Phytomorphosen 239
 Phytoplankton 40, 272
Picea silvestris 313
Pichia pastoris 70

 Pilze 71, 345
 Pilzfliege 237
Pinnularia 13, 41
 – *opulenta* 159
 – *viridis* 10
Pinus 174
 – *nigra* 335
 Piperaceen 337
Piscinoodinium 71
 – *pillulare* 72
 Planktonseminar 95
 Plankton-Zügel 65
 Plattwürmer 77
Platyterium 339
Platycola coelochila 224
Pleistophora hypheobryconis 71
 Pleurax 373
 Plöner See 282
Poa 345
 – *annua* 315
 Pocket Reflecting Microscope 156
Poecilia sphenops 74
 Polarisationsmikroskopie 69, 313
 Polemoniaceae 207
 Polkerne 286
 Pollen, Bestimmung 91
 Pollenkörner 249
 Pollenschläuche 114, 286
Polychaos fasciculata 155
Polyphemus 42
 Polyporaceae 237
Potamogeton 151
 Potamogetonaceae 183
 Profundal 42
 Propanol 105
 Prophase 253
 Protomonten 329
 Protozoa 155
Psoroglaena stigonemoides 121
 Pullulan 270
Pullularia pullulans 270
 Puppenkernkeule 345
 Pyrenoid 4
 Pyrit 302

 Quarz 302
 Quebrachoholz 359

 Rachenblütler 129
 Rädertier 155
 Radiococcaceae 18
 Radiolarien 234
Ranunculus nemorosus 119
 Rasenschmiele 317

 Rattennieren-Zellen 14
 Raubmilbenfauna, Regenwälder Südamerika 243
 Reblaus 257
 Reduktionsteilung 249
 Reynoldszahl 220
 Rezeptakeln 201
 Rhenohistol 374
Rhipsalis 341
Rhizophyidium 18
 – *sphaerocystidis* 18
Rhoicosphaenia curvata 152
 Rhombognathinae 246
Rhopalodia 152
 Riddel 233
 Riesen-Schachtelhalm 109
 Riesensumpfwurm 140
 Rispengras 315
Robinia pseudoacacia 91
 Robinienhonig 92
 Robinienpollen 93
 Rostpilze 345
 Rotalge 154
Rotaria 224
 Ruderfußkrebse 325
Ruellia 163
 – *lorentziana* 163
 – *rosea* 163
 – *strepens* 163
 Rußpilze 267
 Rutheniumrot 209
 Ruttner-Schöpfer 277

Saccharomyces cerevisiae 70
 Safranin 117
 Salbei 209
Salvia 207
 – *viridis* 211
 Samenschale 207
 Samtkrankheit 73
Saprolegnia thureti 224
 Saprophyt 270
 Saugschuppe 339
Scenedesmus caudatum 228
 Schafschwingel 317
 Schildlaus 365
 Schimmelpilze 267, 365
 Schizophyceae 274
 Schlauchpilze 212
 Schleimhaare 161, 207
 Schleimpilze 200
 Schleinsee 87
 Schnitte 359
 Schollener See 227
 Schuppenwurz 131
 Schwamm 335
 Schwärmer 73, 329

- Schwarzkiefer 335
 Scrophulariaceae 129
Scutellospora pellucida 43
Scytalidium thermophilum 81
 Secchi-Scheibe 16, 274
 See, masurischer 151
 Seeanemone 1
 Seegras 183
 Seeigel 23
 Seeigelstachel 335
 Seeboden 42
 Seeprotokoll 275
Selaginella 337
 Sexuales 260
 Silberlinien 335
Sinapis 101
 Somakinetiden 289
 Sommerwurz 337
 Spaltalgen 274
 Spaltöffnungen 338
Spathidium 196
 Spektralkurven 351
 Spektroskopie 16
 Spermakern 286
 Spermatogonien 202
 Spermaüberträger 245
Sphaerocystis schroeteri 18
Sphagnum 193
 Spinnen 343
 Spirocyste 3
Spironucleus 73
 – *elegans* 73
Spirostomum ambiguum 140
 Spitzenwachstum 79
 Sporen 305
 Sporentierchen 71
 Sprungschicht 282
 Stärke 131
 Statolithen 79
 Staubgefäße 249
Staurastrum natator 113
 – *sexangulare* 111
Stauroneis 167
Stentor 65, 214, 224
 Stereobetrachter 231
 Stereo-Bildpaare 175
 Stereofotografie 45
 Stereomikroskop 233
Stokesia vernalis 287
 Styrax 373
Styrax orientalis 373
 Styresin 373
 Sukkulenz 337
Surirella linearis var. *con-*
 stricta 229
Sylvia melanocephala leuco-
 gastre 129
Symbiodinium 2
 Synaptonemaler Komplex 251
Synedra ulna 152
 Tanne 29
 Taschenmikroskop, Tami 293
 Tbc 139
 Teakholz 314
Tectonia 314
 Telophase 252
 Termiten 38
 Testdiatomee 159
 Teufelskralle 114
 Theronten 328, 377
Tilia 91
Tillandsia usneoides 338
 Tillandsien 337
 Titelpupfer, allegorisches 19
Tocophrya 224
 Tollkirsche 114
Tolypothrix 151, 154
 Tomate 332
 Tomiten 329
 Tomonten 329
Torenia fournieri 286
 Toxicysten 194
 Tracheen 172
 Tracheiden 172
 Trembley, Abraham 145
 Triäthylenglycol 361
 Trichlormethan 104
Trichodina 74
Trichodinella 74
 Trichome 338, 340
 Trichomonadiden 38
Trombicula autumnalis 230
 Trommelmikroskop 156
 Trophonten 326, 377
Trypanosoma 71
 Tuberositäten 259
Tubifex 42
Ulothrix bipyridinoides 154
 – *subtilissima* 154
 – *zonata* 214
 Umweltanalytik 15
 Umweltchemie 15
Uncinula necator 257
 Undulipodien 198
 Unterschichten, laminare 223
 Uredinales 345
Ustilago nuda 248
 – *tritici* 248
 UV-Inert 375
 Vegetationskegel 171
 Vegetationsringe 304
 Venetianisches Terpentin 373
Verrucaria 212
Vespa crabro 178
Vespula vulgaris 180
 Viren 71
 Virginogenien 259
Viteus vitifolii 257
Vitis 257
 – *vinifera* 257
 Voltammetrie 16
Vorticella 214, 224
 – *monilata* 155
 Waldgerste 315
 Wald-Hahnenfuß 119
 Waldrebe 117
 Wasserflöhe 95, 325, 371
 Wasserpest 151
 Wasserspalte 133
 Wasserspeicherung 337
 Weißfäule 237
 Weißpünktchenkrankheit 71,
 327, 378
 Weißtanne 309
 Weizen-Embryonen 248
 Wenham 233
 Widerstand 220
 Wurmerkrankung 71
Xanthromaculina 167
 Xerophyten 337
Xylaria hypoxylon 238
 – *polymorpha* 345
 Xylem 339
 Xylol 104
 Zelluloseschrauben 161, 207
 Zellwandaufbau 173
 Zieralgen 111, 321
 Zilpzalp 129
 Zitzengallen 240
 Zoocidien 239
 Zoochlorellen 292
 Zoomorphosen 239
 Zooplankton 155
Zoothamnium 224
 Zooxanthellen 1
Zostera 183
 – *angustifolia* 183
 – *marina* 183
 – *nana* 183
 Zwetschgenschildlaus 267
 Zwiebelgewächse 250
 Zyotän 250

Unser komplettes

BIOLOGIE

Zeitschriften-Programm 2001

auf einen Blick

acta histochemica

A Journal of Structural Biochemistry
Band 103: 4 Hefte/Band
ISSN 0065-1281 Online
Jahresabonnementspreis: DM 798,00*

Archive of Fishery and Marine Research

Archiv für Fischerei und Meeresforschung
Band 49: 3 Hefte/Band
ISSN 0944-1921
Jahresabonnementspreis: DM 349,00*

Basic and Applied Ecology

Band 1: 4 Hefte/Band NEU
ISSN 1439-1791 Online
Jahresabonnementspreis: DM 498,00*

European Journal of Cell Biology

Band 80: 12 Hefte/Band Online
ISSN 0171-9335
Jahresabonnementspreis: DM 1995,00*

European Journal of Protistology

Band 37: 4 Hefte/Band Online
ISSN 0932-4739
Jahresabonnementspreis: DM 730,00*

Flora

Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants
Band 196: 4 Hefte/Band
ISSN 0367-2530
Jahresabonnementspreis: DM 778,00*

Homo

Journal of Comparative Human Biology
Zeitschrift für vergleichende Biologie des Menschen
Band 52: 3 Hefte/Band
ISSN 0018-442X
Jahresabonnementspreis: DM 635,00*

Hygiene und Mikrobiologie

Band 5: 4 Hefte/Band
ISSN 1433-3988
Jahresabonnementspreis: DM 60,00*

Immunobiology

Experimental and Clinical
Band 204/205: je 5 Hefte pro Band
ISSN 0171-2985 Online
Jahresabonnementspreis: pro Band DM 675,00*

Informatik, Biometrie und Epidemiologie in Medizin und Biologie

Band 32: 4 Hefte/Band
ISSN 0943-5581
Jahresabonnementspreis: DM 415,00*

International Journal of Medical Microbiology

formerly Zentralblatt für Bakteriologie
Band 291: 8 Hefte/Band Online
ISSN 0934-8840
Jahresabonnementspreis: DM 1485,00*

Journal of Experimental Animal Science

formerly Zeitschrift für Versuchstierkunde
Band 42: 4 Hefte/Band Online
ISSN 0939-8600
Jahresabonnementspreis: Band DM 380,00*

Journal of Plant Physiology

Biochemistry, Physiology, Molecular Biology and Functional Biotechnology of Plants
Band 158: 12 Hefte/Band Online
ISSN 0176-1617
Jahresabonnementspreis: Band DM 1995,00*

Journal of Trace Elements in Medicine and Biology

Formerly "Journal of Trace Elements and Electrolytes in Health and Disease"
Band 15: 4 Hefte/Band
ISSN 0946-672X
Jahresabonnementspreis: DM 690,00*

Limnologica

Ecology and Management of Inland Waters
Band 31: 4 Hefte/Band
ISSN 0075-9511
Jahresabonnementspreis: DM 510,00*

Mammalian Biology

Zeitschrift für Säugetierkunde
Band 66: 6 Hefte/Band
ISSN 1616-5047
Jahresabonnementspreis: DM 498,00*

Microbiological Research

Formerly Zentralblatt für Mikrobiologie
Band 156: 4 Hefte/Band Online
ISSN 0944-5013
Jahresabonnementspreis: DM 580,00*

Mikrokosmos

Zeitschrift für Mikroskopie
Band 90: 6 Hefte/Band
ISSN 0026-3680
Jahresabonnementspreis: DM 118,00*

Organisms, Diversity and Evolution

Band 1: 4 Hefte/Band NEU Online
ISSN 1439-6092
Jahresabonnementspreis: DM 498,00*

Pedobiologia

International Journal of Soil Biology Online
Band 45: 6 Hefte/Band
ISSN 0031-4056
Jahresabonnementspreis: DM 695,00*

Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics

Band 4: 2 Hefte/Band Online
ISSN 1433-8319
Jahresabonnementspreis: DM 168,00*

Progress in Histochemistry and Cytochemistry

Band 36: 4 Hefte/Band
ISSN 0079-6336
Jahresabonnementspreis: DM 549,00*

Protist

formerly Archiv für Protistenkunde Online
Band 152: 4 Hefte/Band
ISSN 1434-4610
Jahresabonnementspreis: DM 739,00*

Systematic and Applied Microbiology

Band 24: 4 Hefte/Band Online
ISSN 0723-2020
Jahresabonnementspreis: DM 995,00*

Theory in Biosciences

Theorie in den Biowissenschaften
formerly Biologisches Zentralblatt Online
Band 120: 4 Hefte/Band
ISSN 1431-7613
Jahresabonnementspreis: DM 414,00*

Zeitschrift für Ökologie und Naturschutz

Band 10: 4 Hefte/Band
ISSN 0940-5178
Jahresabonnementspreis: DM 178,00*

Der Zoologische Garten

Zeitschrift für die gesamte Tiergärtnerie
Band 71: 6 Hefte/Band
ISSN 0044-5169
Jahresabonnementspreis: DM 358,00*

Zoologischer Anzeiger

A Journal of Comparative Zoology Online
Morphology · Systematics · Biogeography
Band 240: 4 Hefte/Band
ISSN 0044-5231
Jahresabonnementspreis: DM 665,00*

Zoology

Formerly Zoologische Jahrbücher Online
Band 104: 4 Hefte/Band
ISSN 0944-2006
Jahresabonnementspreis: DM 665,00*

* Alle Preise sind unverbindliche Preisempfehlungen und verstehen sich zuzüglich Versandkosten.

www.urbanfischer.de/journals

Online Freier Zugang zur Online-Version für Abonnenten

Abo-Bestellungen, Anfragen und Wünsche nach **kostenlosen** Probeheften richten Sie bitte an:

URBAN & FISCHER

Abo-Service und Vertrieb

Löbdergraben 14a, D-07743 Jena

• Fax: 03641/62 64 43

• Tel.: 03641/62 64 44

• E-mail: k.ernst@urbanfischer.de

URBAN & FISCHER

ABONNIEREN

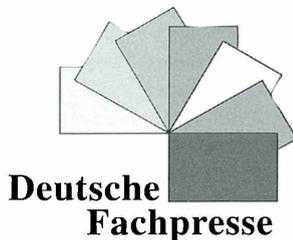
Zeitschriften-Beiträge sind mit Sachverstand und Sorgfalt aus dem großen Berg von Informationen ausgewählt, geschrieben, zusammengestellt...

...ergeben zielgerechte Informationen: Erfahrungen, die man kaufen kann. Denn uns liegt daran, daß Sie als Leser mit erweitertem Wissen und vermehrten Einsichten gut gerüstet sind.

Dies ist in Gefahr, wenn Zeitschriftenaufsätze kopiert werden!

...und das bedeutet langfristig, daß Fachzeitschriften und wissenschaftlichen Zeitschriften die wirtschaftliche Basis entzogen wird.

Und außerdem: Sie als Leser sollen immer ein komplettes Heft in die Hand bekommen, damit Ihr Wissen nicht einseitig wird...



...und damit
IHRE ZEITSCHRIFT
auch künftig
für Sie da ist.

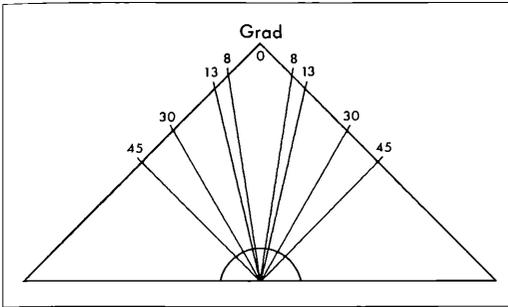


Abb. 2: Abstrahlwinkel von LEDs schematisch.

Achtung! Nie aus kurzer Entfernung auf die Linse der Diode blicken. Es besteht die Gefahr von Netzhautschäden. Das gilt besonders für Laserdioden, an die man beim Experimentieren mit LEDs zufällig geraten kann.

Montage und Stromversorgung der LEDs

Für die Montage von LEDs stehen viele Fassungen zur Verfügung. Die schwarzen Fassungen aus Kunststoff sind für den Einbau in mikroskopische Systeme nicht so gut geeignet wie die verchromten. Es gibt hochglanzverchromte LED-Fassungen mit Innenreflektor für 5, 8 und 10 mm-LEDs mit und ohne Linse, außerdem Spezialreflektoren, von denen die Beleuchtungsstärke um den Faktor 5 vergrößert wird und lose Sammellinsen zur Bündelung des Lichtes der LEDs. Welche Fassung verwendet wird, hängt vom Verwendungszweck ab. Für die Auflicht-Dunkelfeldbeleuchtung haben sich die Fassungen mit Reflektor und Sammellinse bewährt. Der Mikroskopiker findet hier ein weites Experimentierfeld.

Alle hier beschriebenen LEDs werden mit Gleichstrom betrieben. Bei einer Spannung von 3 bis 12 Volt soll der Strom maximal 20 mA nicht überschreiten. Sie benötigen einen Vorwiderstand von 420 bis 820 Ohm. Es genügt ein billiger 1/4-Watt-Kohle-Schichtwiderstand. Ausgenommen sind die LEDs mit integriertem Vorwiderstand, die Cluster und Ringleuchten. Hier muss man den Angaben der Hersteller folgen.

Für die Stromversorgung verwende ich die preiswerten schaltbaren Universal-Netzgeräte (z. B. Trefzer Electronic Modell MW 17 GS), welche man wahlweise auf 3, 4,5, 6, 7,5, 9 und

12 Volt Gleichstrom einstellen kann. Der maximal entnehmbare Strom beträgt 500 mA. Die mitgelieferten Adapter werden durch Kleinkupplungen für elektrische Eisenbahnen ersetzt. Mit diesen Netzgeräten kann man die Helligkeit der LEDs an die Bedürfnisse anpassen. Für Reisemikroskope genügen zwei bis vier Mignon-Batterien (1,5 Volt) oder entsprechende wiederaufladbare Akkus in einem Batteriehalter aus Kunststoff, der mit Doppelklebeband auf den Stativfuß geklebt wird. Damit hat man auch bei Untersuchungen im Gelände immer genügend Licht.

Neben diesen einfachen Stromversorgungen stehen spezielle Geräte und Module zur Verfügung. So gibt es beispielsweise einen LED-Tester (Conrad) für die Prüfung von Funktion und Helligkeit bei Prüfströmen von 2,5 bis 20 mA für maximal 12 LEDs. Es wird auch eine Mikro-Konstantstromquelle für den Betrieb von LEDs an einer Gleichspannung von circa 4 bis 30 Volt ohne zusätzliche Vorwiderstände angeboten. Die LED kann mit einer sich verändernden Spannung bei weitgehend gleichbleibender Helligkeit und Farbtemperatur betrieben werden, ohne sie zu zerstören (Conrad). Das Gerät ist ideal für Experimente mit LEDs. Schließlich gibt es noch LED-Vorschaltplatinen (Conrad) zum direkten Betrieb einer LED bei 12 bis 15 mA an 230 V-Netzspannung.

Zum Einbau von LEDs in mikroskopische Systeme

Man kann eine 5 mm-LED direkt unter der Frontlinse des Kondensors anbringen oder unterhalb der Ebene seiner Eintrittspupille. Beide Möglichkeiten wurden von Göke (2000) beschrieben und abgebildet. Wenn man jedoch Wert auf eine Quasi-Köhlersche Beleuchtung legt und die Leuchtfeldblende im Präparat abbilden oder im Phasenkontrast, Dunkelfeld und polarisierten Licht arbeiten möchte, ist der Bau eines speziellen Gehäuses für die LED vorteilhafter. Abbildung 3 zeigt den Aufbau: Oberhalb der LED (1) befindet sich eine Kollektorlinse (3) mit einer Brennweite, die von dem Abstand zwischen Stativfuß und Kondensor-Aperturblende abhängig ist (in meinem Falle 63 mm). Es folgen die Leuchtfeld-Irisblende (4) und als Staubschutz eine Glasplatte (5). Die Homogenität des Lichtes bei schwa-

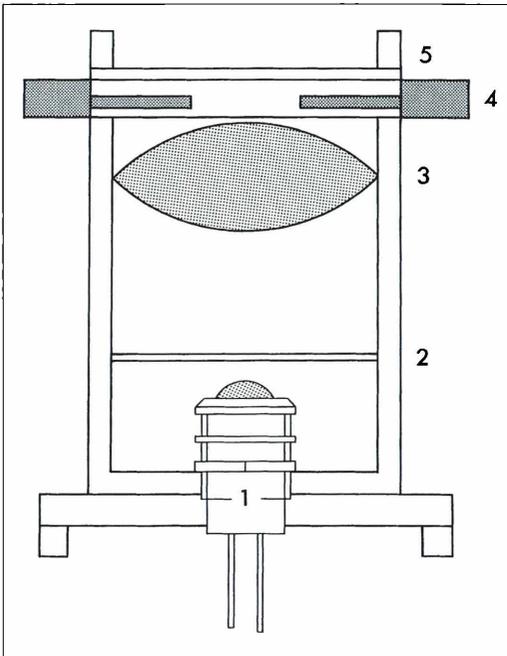


Abb. 3: Gehäuse für LEDs schematisch. 1 LED, 2 PE-HD-Folie, 3 Kollektorlinse, 4 Leuchtfeld-Irisblende, 5 Glasplatte und Filterträger.

chen Vergrößerungen und großen Objektfeldern kann mit einem Stückchen Folie aus Polyethylen-HD (= High Density) erreicht werden (2). Diese Folie trägt den Aufdruck PE-HD. Sie wirkt wie eine sehr feinkörnige Mattscheibe. Das Mattieren der LED mit feinem Schmirgel entfällt. Wenn man überwiegend mit Objektiven ab $20\times/0,40$ arbeitet, ist die Folie nicht erforderlich. Man kann dieses LED-Gehäuse aus M 42-Gewindungen, Aluminium- oder PVC-Rohr herstellen. Es wird auf den Stativfuß des Mikroskops gesetzt, wie es Abbildung 4 zeigt und an die optische Achse des Kondensors angepasst (siehe hierzu auch Abb. 5 im MIKROKOSMOS 89, Seite 36).

Auflicht-Dunkelfeld mit LEDs

Das Loch in der Mitte des Reflektors einer ausreichend großen Taschenlampe wird so aufgeweitet, dass ein Mikroskopobjektiv hindurchpasst. In gleichmäßigen Abständen bringt man auf dem Kunststoff-Parabolspiegel vier 6 mm-

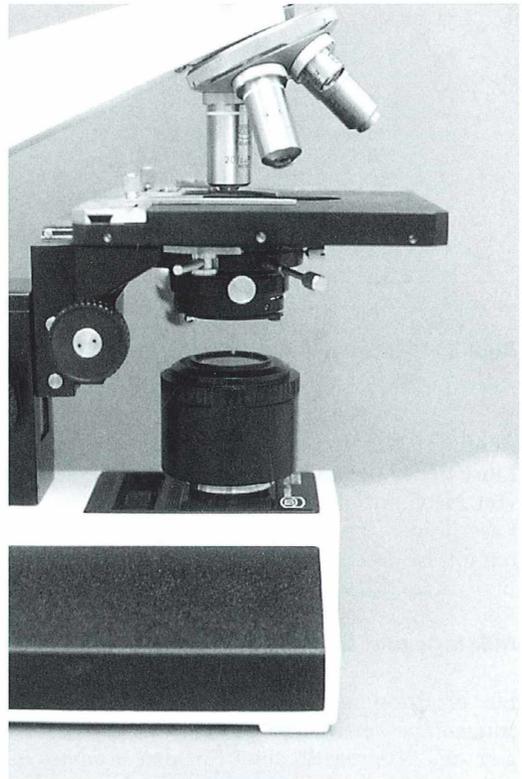


Abb. 4: LED-Gehäuse aus Abbildung 3 auf dem Stativfuß eines Mikroskops. Die in den Fuß eingebaute Halogenleuchte wird nicht benötigt.



Abb. 5: Unterseite einer Auflicht-Dunkelfeldbeleuchtung mit vier LEDs, Parabolspiegel einer Taschenlampe als Grundlage.

Bohrungen an, die je eine verchromte Diodenfassung aufnehmen. Nach dem Einsetzen der LEDs und deren Verdrahtung mit den erforderlichen kleinen Vorwiderständen ist eine Auflicht-Dunkelfeldeinrichtung entstanden, die einfach auf die Fläche des Objektes, zum Beispiel eines Anschliffs, aufgesetzt wird. Das Objektiv, nicht stärker als 10 \times , taucht in die Öffnung des Parabolspiegels ein, während die Weißlicht-LEDs das Objekt im Winkel von etwa 45 Grad schattenfrei ausleuchten (Abb. 5).

Man kann diese einfache Auflichteinrichtung, die einem Descartes-Spiegel mit LEDs gleicht, auch größer bauen, zum Beispiel aus dem Parabolspiegel einer Fahrrad- oder Motorrad-Lampe, und acht Diodenfassungen einsetzen. Wenn man die LEDs dieser Einrichtung so verdrahtet und schaltet, dass wahlweise alle acht oder nur vier auf der rechten beziehungsweise linken Seite leuchten, hat man eine leistungsfähige Auflicht-Dunkelfeldeinrichtung zur Verfügung, mit der man am Stereomikroskop eine azimutfreie und azimutale (schiefe) Auflichtbeleuchtung erzielen kann (Abb. 6).

Es gibt hochglanzverchromte Fassungen für 5 mm-LEDs mit Spiegelreflektor und geschliffener Frontlinse (Conrad). Sie erhöhen die Leuchtstärke der LED nach Angaben des Herstellers bis 30-fach, wenn sie richtig angebracht werden. Ob das überhaupt erforderlich ist, muss man von Fall zu Fall ausprobieren.

Im Bereich der Bildverarbeitung gibt es bereits mehrere LED-Strahler, die ebenso gut an Stereomikroskopen verwendet werden können: Linienstrahler, diffuse koaxiale und sphärische Beleuchtungseinrichtungen, verschiedene Ringleuchten und sogenannte Cluster. Das sind ge-

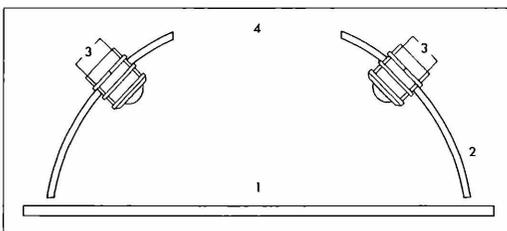


Abb. 6: Auflicht-Dunkelfeldbeleuchtung mit LEDs für Stereomikroskope. 1 Objektebene, 2 Parabolspiegel aus Kunststoff, 3 LEDs, 4 Öffnung für das Frontobjektiv.

bündelte LEDs in einer gemeinsamen Fassung, die wie eine klassische Auflicht-Mikroskopierleuchte wirken (Abb. 7 und 8).

Die Firma Optometron/München bietet weiße und farbige Ringleuchten mit Innendurchmes-



Abb. 7: Cluster mit gebündelten LEDs und Gehäuse.

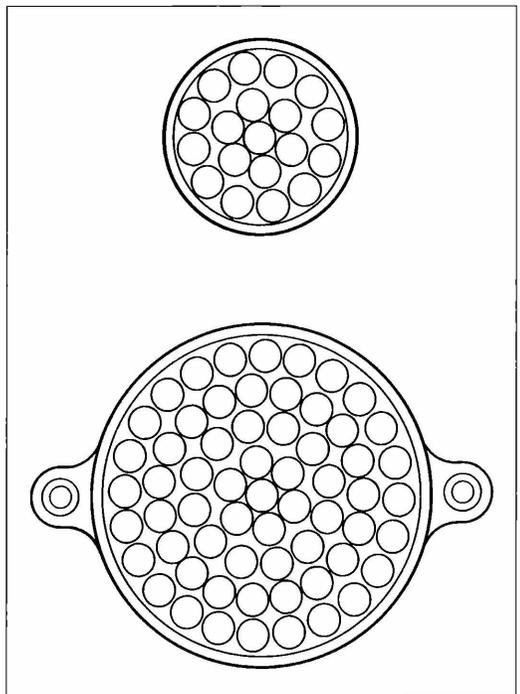


Abb. 8: Cluster mit gebündelten LEDs, schematisch.

sern von 19 bis 60 mm in passenden Gehäusen an. Besonders die großen weißen Ringleuchten mit einem Innendurchmesser von 50 bis 60 mm eignen sich sehr gut für eine Adaptation an die Objektive von Stereomikroskopen, obgleich sie für die Adaptation an die Objektive von Videokameras gedacht sind. Die LEDs sind auf steckbaren Leiterplatten angeordnet. Beim Ausfall einer Diode kann das entsprechende Segment leicht ersetzt werden. Die Helligkeit der mit 24 Volt Gleichstrom betriebenen Ringleuchten kann von Hand oder über ein Vorschaltgerät mit Programm eingestellt werden. Als besondere Eigenschaften sind hervorzuheben: Hohe Lichtintensität bei günstiger Farbtemperatur für die Farbfotografie beziehungsweise Videomikroskopie und gleichmäßige Ausleuchtung der Objektfelder durch 120 Grad Abstrahlwinkel. Nachteilig ist zur Zeit noch der hohe Preis.

Literaturhinweise

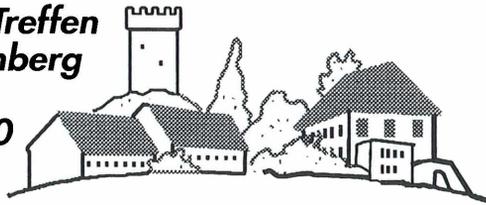
- Göke, G.: Die mikroskopische Untersuchung von Mineralien und Mikrofossilien im infraroten Licht. *Der Aufschluss* 22, 164–171 (1971).
 Göke, G.: Leuchtdioden (LEDs) als Lichtquellen für die Mikroskopie. *Mikrokosmos* 89, 33–37 (2000). Weitere Hinweise zur UV- und IR-Mikroskopie:
 Göke, G.: Mikroskopie mit unsichtbaren Strahlen. In: *Moderne Methoden der Lichtmikroskopie*, S. 241–247. Franckh Stuttgart 1988.
 Göke, G.: Mikroskopie. *Nachrichten aus Chemie, Technik und Laboratorium*. VCH-Verlagsgesellschaft Weinheim. Band 38, M 1–M 23 (1990) und Band 42, M 1–M 10 (1994).

Lieferanten für LED-Ringleuchten:
 OPTOMETRON, Riemerstr. 358, D-81829 München, Internet: <http://www.OPTOMETRON.de>
 Polytec GmbH, Polytec-Platz 1–7, D-76337 Waldbronn, Tel.: 07243/604-0

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

Nachricht

8. Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg vom 1.5. bis 6. 5.2000



Das diesjährige Treffen, zu dem 22 Hobbymikroskopiker, darunter sechs zum ersten Mal, auf den Wohldenberg zu der bewährten Zusammenarbeit mit Karl Brüggemann aus Hannover gekommen waren (Abb. 1), verlief sehr erfolgreich und harmonisch. Aus Platzgründen konnten leider zwei Anmeldungen nicht berücksichtigt werden. Zentrales Thema war, wie auch in den vergangenen Jahren, die Histologie der Pflanzen und des Menschen beziehungsweise der Säugetiere anhand von vorbereiteten Mikrotomschnitten. Bis zum Ende des Treffens hatte jeder Teilnehmer über 40 Dauerpräparate fertiggestellt, die dann für weitere Studien und eventuell zum Fotografieren mit nach Hause genommen werden konnten (Abb. 2).

Für die Färbung der Pflanzenschnitte wurde die bewährte Safranin-Astrablau-Kombination verwendet; Herr Brüggemann hatte noch eine abgewandelte Etzold-Färbung mitgebracht, die mit den Farben Fuchsin, Chrysoidin und Alciangrün eine grün-rote Gewebefärbung ergab, die für pflanzliche Schnitte manchmal ein optisch ansprechenderes Bild ergibt, als die blau-rote Färbung von Etzold. Das tierische Material wurde mit Kernechtrubin/AZAN-Lösung gefärbt. Ein Höhepunkt hierbei waren Längs- und Querschnitte durch eine 6 Tage alte und eine 9 Tage alte Maus. Die fertigen Präparate wurden hervorragend durch Herrn Dr. Andreas Gebert von der Medizinischen Hochschule Hannover interpretiert.



Abb. 1: Die Teilnehmer des 8. Mikroskopier-Treffens auf dem Wohldenberg.

Ein neues Arbeitsgebiet war die Bearbeitung von Bakterien- und Pilzausstrichen. Die hier angewandte Gram-Färbung erlaubt es, die Bakterien in grampositive beziehungsweise gramnegative Gruppen einzuteilen. Herr Brüggmann hatte aus einem Institut *Bacterium subtilis*, *Candida albicans*, *Micrococcus luteus* sowie *Escherichia coli* mitgebracht, an denen das Verfahren erprobt werden konnte. Dann fertigte jeder Teilnehmer noch ein Präparat mit eigenem Zahnbelag an, in dem alle Stäbchen- und Kugelbakterien bei entsprechend starker Vergrößerung zu sehen waren.

Auch diesmal stand wieder eine Besichtigung auf dem Programm. Es ging nach Braunschweig zur Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft (BBA). Diese ist eine selbständige Bundesoberbehörde und Bundesforschungsanstalt mit Sitz in Berlin und Braunschweig. Sie gehört zum Geschäftsbereich des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (BML). Ihre Aufgaben sind durch das Pflanzenschutzgesetz und weitere gesetzliche Regelungen wie das Gentechnikgesetz festgelegt. Diese werden von 14 Instituten, der Abteilung für Pflanzenschutzmittel und Anwendungstechnik und der Dienststelle für wirtschaftliche Fragen und Rechtsangelegenheiten im Pflanzenschutz wahrgenommen. Die Führung ging über das umfangreiche Freigelände zu den Instituten für Pflanzenvirologie, Mikrobiologie und biologische Sicherheit, in denen die Arbeitsweise und neueste Forschungen zum Beispiel der Getreidepilze fachkundig erklärt und alle Teilnehmerfragen erschöpfend beantwortet wurden. Nach der Mittagspause in der hauseigenen Kantine ging es zurück zum Wohldenberg.

Aufgrund des umfangreichen Materials, das zu bearbeiten war, wurde nach gemeinschaftlicher Diskussion beschlossen, in diesem Jahr keine Gewässerproben für die Plankton- und Algenuntersuchung aus den Inselteichen zu entnehmen. Stattdessen wurden noch zwei schon vorbereitete Gesteinsschliffe von Gneis und Lamprophyr angefertigt, was den Teilnehmern wieder viel Freude bereitet hat.

Auch die von vielen Mikroskopikern gewünschte Erläuterung der Paraffineinbettung und des Mikro-



Abb. 2: Eifriges Mikroskopieren, wie man es von dem Wohldenberg-Treffen kennt.

tomschneidens wurde in diesem Jahr ins Programm aufgenommen. Zusammen mit den entsprechenden Nebenarbeiten wurden diese Tätigkeiten vorgeführt und in praktischen Übungen vertieft. So demonstrierte Friedrich Thormann das Einbetten eines Fruchtknotens der Tulpe bis zum fertigen Paraffinblock, von dem anschließend mit einem Rotationsmikrotom, das Karl Brüggmann mitgebracht hatte, Schnittbänder hergestellt werden konnten. Viele Mikroskopiker erkannten bei diesen Schneideübungen am Mikroskop, dass es nicht immer einfach ist und manchmal viel Mühe macht, artefaktfreie Schnitte zu bekommen.

Die Firma Olympus, vertreten durch Herrn Ernst, stellte für die ganze Zeit wieder ein Videomikroskop zur Verfügung, das bei den notwendigen Erläuterungen sehr wertvolle Dienste leistete, und die Firma Zeiss aus Göttingen lieh zwei Mikroskope für die Teilnehmer aus, die mit der Bahn gekommen waren. Beiden Firmen sei für die großzügige Unterstützung herzlich gedankt.

Viele Gespräche und der gemeinsame Erfahrungsaustausch prägten diese Woche, wobei auch der Kleinhandel mit gebrauchtem Mikroskopzubehör nicht zu kurz kam. Am Freitagabend klang die Woche mit dem traditionellen Grillabend auf der Terrasse und dem beliebten Einbecker Mai-Bockbier aus, und am Samstag früh, nach einem kleinen Test und der Aussprache über die vergangene Woche, ging das diesjährige Treffen zu Ende, und alle hoffen, dass im nächsten Jahr die Veranstaltung auf dem Wohldenberg wieder stattfindet.

Das 9. Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg ist geplant in der Zeit vom 30.04. bis 05.05. 2001 und nicht, wie versehentlich im letzten MIKRO-KOSMOS-Heft angekündigt, im Jahr 2000.

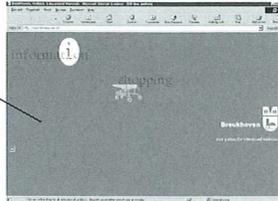
Friedrich Thormann

Mikroskopie on-line shop

von Breukhoven

Über den digitalen Schnellweg können Sie Ihre Konfiguration einfach finden oder selbst zusammenstellen.

Allgemeine Information über das vollständige Mikroskopie- und Kamera-Programm.



Sie bestellen einfach bei uns und wir liefern direkt an Ihre Adresse. Rechnung und Garantie gibt es über Ihren Händler vor Ort.



Schnitte durch sehr harte Hölzer

Dieter Gerlach

Für die anatomische Untersuchung von Hölzern sind bekanntlich – abgesehen von mazeriertem Material – in erster Linie Schnitte erforderlich, die in drei verschiedenen Richtungen zu führen sind, und zwar neben den Querschnitten auch Längsschnitte in radialer und in tangentialer Richtung. Dabei treten beim Schneiden in der Regel die wenigsten Probleme auf, wenn die Hölzer im saftfrischen Zustand verarbeitet werden können.

Wenn man frische Hölzer in einem Alkohol-Formalin-Eisessig-Gemisch (z. B. 92%iger Alkohol 90 ml + 35%ige Formaldehydlösung 5 ml + Eisessig 5 ml) fixiert und aufbewahrt, wird die Schnittfähigkeit meist durch eine längere Lagerung in verdünntem Glycerin verbessert. Für den gleichen Zweck können auch Gemische bestehend aus Wasser, Alkohol und Glycerin von unterschiedlicher Zusammensetzung benutzt werden, so zum Beispiel das von Strasburger empfohlene Gemisch, das sich aus gleichen Teilen Wasser, Glycerin und 92%igem Alkohol zusammensetzt.

Das Schneiden trockener Hölzer

Viel größere Probleme bereiten getrocknete Hölzer, wenn sie zu Schnittpräparaten verarbeitet werden sollen. Hier sind ohne Vorbehandlung meist nur Längsschnitte zu erzielen, während die Herstellung von Querschnitten gewöhnlich nicht gelingt. Natürlich bestätigen auch hier Ausnahmen die Regel. So wurde von Löw im Jahre 1909 bei der Firma Jung in Heidelberg das Mikrotom K entwickelt, das zum Schneiden besonders harter Objekte, wie unentkalkter Knochen und Zähnen, aber auch von Metallen und extrem harten Hölzern, vorgesehen war (Vonwiller *et al.*, 1930). Damit wurden nach Angaben von Löw ohne jede Vorbehandlung zum Beispiel von Quebrachoholz bei Schnittflächen von 60 × 20 mm Längsschnitte von gut 10 µm und Querschnitte von 14 µm erzielt, während von Bambus mit der Rinde Querschnitte von 16 µm möglich waren. An sich wären solche Schnitte in manchen Fäl-

len sehr wünschenswert, zum Beispiel wenn die Verteilung natürlich vorkommender, wasserlöslicher Farbstoffe untersucht werden soll. In der Regel ist jedoch die Anfertigung von Schnitten durch unbehandelte lufttrockene Hölzer nicht möglich und Wagenführ (1989) schreibt: „Will man ohne jegliche Vorbehandlung von einem Stück Eichenholz einen Querschnitt herstellen, würde nur bröckeliges Material anfallen: die Schnitte zerfallen oder erscheinen zumindest unter dem Mikroskop stark zerrissen. Selbst die schärfsten Messer helfen dann nicht weiter.“ Von vergleichbaren Erfahrungen berichtet Kisser 1939.

Auch Übersichtsschnitte für Auflichtuntersuchungen sind nach Wagenführ (1989) von unbehandelten, trockenen Hölzern nur schwer mit dem Mikrotom herzustellen. Auch wenn das Ergebnis äußerlich ganz gut aussieht, erscheinen bei mikroskopischer Untersuchung die Gefäße in der Regel zerrissen und Parenchymzellen gequetscht. Sehr kleine Querschnittsflächen lassen sich noch am ehesten mit einer Rasierklinge oder einem Skalpell herstellen. Das Anschleifen einer Holzoberfläche mit feinem Sandpapier ist eine zeitraubende Arbeit und trotzdem nicht zu empfehlen, weil die Schleifspuren und die mit Schleifstaub angefüllten Hohlräume stören.

Methoden zum Aufweichen getrockneter Hölzer

In den weitaus meisten Fällen ist also vor dem Schneiden getrockneter Hölzer für mikroskopische Zwecke eine Aufweichung erforderlich. Leider gibt es für diesen Zweck keine allge-

mein gültige Vorschrift, weil sich die einzelnen Holzarten bei diesem Vorgang sehr unterschiedlich verhalten. So verlangen Nadelhölzer in der Regel eine andere Behandlung als Laubhölzer oder gar die besonders resistenten tropischen Hölzer. Deshalb soll zunächst über einige Methoden berichtet werden, die sich schon seit langem für diesen Zweck bewährt haben.

Mit der Aufweichung von Hölzern für mikrotechnische Zwecke hat sich bereits in der ersten Hälfte des 20. Jahrhunderts der Altmeister der botanischen Mikroskopie, Joseph Kisser, sehr intensiv beschäftigt. 1926 hat er in seinem „Leitfaden der Botanischen Mikrotechnik“ vorgeschlagen, härtere Holzstücke zunächst in Alkohol zu legen, um die Luft aus den Tracheen und Tracheiden zu vertreiben, was mit Hilfe einer Wasserstrahlpumpe beschleunigt werden kann. Zur Aufweichung kam das Material dann in das Strasburger'sche Gemisch, wo es einige Tage bis mehrere Wochen verblieb, wobei man den Vorgang durch Erwärmen beschleunigen kann. Die besten Erfolge waren zu erzielen, wenn die Stücke entweder in Wasser oder (besser) nach Zusatz von etwas Glycerin gekocht wurden, wozu manchmal mehre Stunden erforderlich waren. Kisser fand jedenfalls, dass durch diese Maßnahmen selbst die härtesten Hölzer wunderbar schneidefähig wurden. Durch Kochen in Wasser machte er auch lufttrockene Hölzer, die jahrelang in einer Sammlung aufbewahrt worden waren, vor dem Schneiden wieder geschmeidig. So ließ sich Ebenholz, das einige Stunden lang in verdünntem Glycerin gekocht wurde, besser schneiden, als andere Stücke der gleichen Art, die 2 Jahre lang in Strasburgers Gemisch oder in 30%igem Glycerin gelegen hatten.

Eine besonders umfangreiche Sammlung von Methoden zum Aufweichen harter, lufttrockener Hölzer bringt Kisser 1939. Danach erhebt sich zunächst die Frage, ob etwa im Holzparenchym vorhandene Stärkekörner erhalten bleiben sollen. Ist das der Fall, muss jedes Erhitzen vermieden werden, und man hat deshalb von vornherein mit einer längeren Zeit für das Aufweichen zu rechnen. Die Stücke werden nach der Entlüftung in Alkohol, in verdünntes Glycerin oder in Strasburgers Gemisch übertragen. Die Erweichung kann durch Erwärmen auf 30 bis 40 °C beschleunigt werden, ohne dass sich dadurch an den Stärkekörnern Veränderungen zeigen.

Wenn man auf den Erhaltungszustand des Zellinhaltes keine Rücksicht nehmen muss, kann das Aufweichen viel schonungsloser und schneller erfolgen. Das Kochen mit Wasser oder in verdünntem Glycerin empfiehlt Kisser dann zwar immer noch, nur hat er inzwischen festgestellt, dass so aufgeweichte Holzklötchen manchmal wieder etwas fester werden, wenn man sie in die Mikrotomklammer einspannt und sie dort abkühlen.

Da erhielt Kisser die entscheidende Anregung für die Weiterentwicklung der Präparations-technik bei einem Besuch einer Furnierfabrik in Wien. Hier sah er, dass die in prismatische Blöcke zugeschnittenen Hölzer von 2,5 m Länge und mehr als 1 m Breite in besonderen Behältern zunächst der Einwirkung von Wasserdampf ausgesetzt und dabei aufgeweicht wurden, bevor man sie in Schnitte von 1/2 bis 2 mm Dicke zerlegte. Dabei behielt das Holz wegen seines großen Volumens während des gesamten Schneidevorganges seine Wärme. Das brachte Kisser auf den Gedanken, die in der Mikrotomklammer eingespannten Hölzer während des Schneidens dem Einfluss strömenden Dampfes auszusetzen, damit sie ihre Wärme ebenfalls behalten konnten. Er erhitze dazu einen mit Wasser gefüllten und mit einem durchbohrten Gummistopfen verschlossenen Kolben über einer Flamme. In der Bohrung des Stopfens steckte ein Glasrohr und der Dampf wurde über einen Gummischlauch und durch eine Glaskapillare auf das Objekt geleitet. Geschnitten wurde während der Dampf auf den Block strömte. Auf diese Weise wurden selbst die härtesten Hölzer ohne jede Vorbehandlung sofort schnittfähig. So ließen sich sogar von lufttrockenen Stücken von Ebenholz (ca. 0,5 cm² Querschnittsfläche) mit dem Schlittenmikrotom von Reichert problemlos Querschnitte von 6 bis 8 µm Dicke anfertigen. Gute Erfolge wurden nicht nur mit anderen extrem harten Hölzern, sondern auch mit den besonders schlecht schneidbaren Stängeln der Bambusarten oder den äußerst harten und spröden Schalen von Kokosnüssen erzielt. Wegen der großen Zeitersparnis wurde diese Holzaufweichung mittels Wasserdampf nicht nur für wissenschaftliche Zwecke, sondern auch für die Rohstoff- und Materialprüfung empfohlen. Die Firma Reichert lieferte eine stabilere Ausführung einer solchen Dampfvorrichtung, die aus Metall gefertigt war.

Zum Aufweichen getrockneter Hölzer wurden auch spezielle Chemikalien benutzt. Dazu gehörte eine seinerzeit unter dem Handelsnamen Diaphanol vertriebene Flüssigkeit, die bleichend wirkte und deshalb auch zur Aufhellung von Insektenpräparaten benutzt worden war. Diese Lösung löst aber auch Lignin sowie andere Inkrusten, ohne dabei die Zellulose und Hemizellulosen anzugreifen. Bei dem Reagenz handelte es sich um eine Lösung von Chlordioxid in Essigsäure, die mit Vorsicht zu behandeln war und die man deshalb in einem gut schließenden Gefäß mit eingeriebenem Stöpsel auf das Material einwirken ließ.

Kisser konnte härteste Hölzer auch mit verdünntem Wasserstoffperoxid aufweichen. Er brachte dazu die Stückchen aus Wasser in schwach alkalisches, 5%iges Wasserstoffperoxid und stellte das Ganze für 24 Stunden bei 70 °C in den Thermostaten. Nach dieser Zeit waren die Objekte mehr oder weniger gebleicht, aber viele von ihnen ließen sich auch mühelos schneiden. Derartig vorbehandeltes Ebenholz erwies sich als so weich, dass man es mit einem hohlgeschliffenen Messer gut schneiden konnte, und dass sich sogar eine nachträgliche Härtung mit Alkohol als zweckmäßig erwies. Auch die Stücke von der Schale einer Kokosnuss waren derartig gut aufgeweicht, dass sie sich mit einem keilförmigen Messer leicht schneiden ließen. Andere Hölzer wie Schlangenholz wurden dagegen nur oberflächlich aufgeweicht. Für Hölzer, die stark mit Parenchym durchsetzt sind, wie zum Beispiel Palmenholz, ist diese Methode jedoch nicht zu empfehlen. Sie eignet sich überhaupt nur für homogen verholzte und sehr derbe Materialien, weil parenchymatische Gewebe unter dem Einfluss der heißen Lösung mazeriert werden. Auch vor komplizierteren Methoden zur Aufweicheung besonders harter Hölzer hat man nicht zurückgeschreckt. Kisser (1939) erwähnt, dass Jeffrey die Objekte in 96%igen Alkohol in besonders konstruierten Gefäßen bei 160 °C im Autoklaven 3 bis 4 Stunden lang behandelt hat. Darauf folgte unter Umständen noch eine 2 bis 3 Tage dauernde Einwirkung von Flusssäure, die 1:1 oder 1:2 mit Wasser verdünnt war. Die Stücke wurden anschließend in Wasser ausgewaschen, kamen dann zunächst in Alkohol und schließlich in ein Gemisch, bestehend aus Alkohol und Glycerin zu gleichen Teilen. Danach ließen sich sogar solche Materialien ausgezeichnet schneiden, in

denen sowohl harte als auch weiche Gewebe nebeneinander vorlagen.

Zum Aufweichen besonders harter Objekte wurde auch verschiedentlich Flusssäure benutzt, wobei sowohl über die Konzentration als auch die Einwirkungsdauer je nach dem Material sehr verschiedene Angaben zu finden sind (Kisser, 1939). So beließ man Rhizome von *Osmunda regalis* einige Monate lang in 50%iger Flusssäure, ohne dass Schädigungen festzustellen gewesen waren. Blöcke von *Dioon spinulosum* verweilten in der gleichen Lösung 3 bis 6 Wochen. Für Wurzelholz vom Apfelbaum genügten 2 bis 5 Tage in 60%iger Flusssäure. Allgemein wird empfohlen, das Material von Zeit zu Zeit aus der Lösung zu nehmen, in fließendem Wasser gründlich auszuwaschen und anschließend Probeschnitte herzustellen. Die Aufweicheung mit Flusssäure ist nach Kisser die einzige Methode, um zum Beispiel von Palmenstämmen brauchbare Schnitte zu bekommen.

Nach der Behandlung mit Flusssäure und dem gründlichen Auswaschen im fließendem Wasser müssen die Hölzer noch nachbehandelt werden. Wenn es sich um ziemlich homogenes Material handelt, kommt dieses nach dem Auswaschen in ein Gemisch bestehend aus gleichen Teilen 30%igem Alkohol und Glycerin und kann nach einigen Tagen geschnitten werden. Wenn harte und weiche Gewebe nebeneinander vorliegen, werden die Stücke in 96%igen Alkohol überführt, der zwei mal zu wechseln ist. Sie kommen dann vor dem Schneiden noch für eine Woche oder länger in ein Gemisch aus gleichen Teilen von 96%igem Alkohol und Glycerin

Wagenführ (1989) empfiehlt zum Aufweichen besonders harter Hölzer das Kochen in 2 bis 3%iger Kalilauge, wobei die Dauer von der Art des Holzes abhängt.

Von Burkart (1966) wurde das Triäthylenglycol zum Aufweichen von Hölzern vorgeschlagen. Er versetzte diese Flüssigkeit mit einer Spur einer Mineralsäure und behandelte die Holzstücke bei 120 °C 20 Minuten oder länger darin. Ein zu langer Aufenthalt sollte aber vermieden werden, weil sich dann nach den Angaben des Autors eine mazerierende Wirkung bemerkbar macht.

Diese Methode wurde von mir erstmals Anfang der Siebziger Jahre erprobt während der Vorbereitungen zur zweiten Auflage meiner „Botanischen Mikrotechnik“ Als Objekte

dienten Stücke von einem Zweig der Linde, und es zeigte sich, dass sie sich tadellos schneiden ließen, wenn man sie, wie es Burkart angegeben hatte, 20 Minuten lang mit dem heißen, angesäuerten Triäthylenglycol behandelte. Damit war ich seinerzeit zufrieden und ich berichtete in diesem Sinne darüber in meinem Buch. Aber im Folgenden wird sich zeigen, dass man keine allgemeinen Ratschläge über eine mikro-technische Methode erteilen sollte, wenn man sie nur an einem Objekt erprobt hat.

Aufweichung von getrocknetem Fichtenholz mit Triäthylenglycol

Es stellte sich nämlich die Aufgabe, Schnittpräparate von getrocknetem Fichtenholz herzustellen, das zu Musikinstrumenten weiterverarbeitet werden sollte. Dabei lagen zwei verschiedene Proben vor, von denen die eine längere Zeit bei normaler Umgebungstemperatur an der Luft getrocknet worden war, während bei der anderen der Trocknungsprozess unter dem Einfluss von höheren Temperaturen wesentlich schneller beendet war. Es sollte geklärt werden, ob diese verschiedenen Vorbehandlungen möglicherweise zu unterschiedlichen Strukturveränderungen führen. Dabei zeigte es sich, dass es zwar möglich war, von dem unbehandelten, extrem harten Material mit der Rasierklinge Längsschnitte herzustellen, dass die Herstellung von Querschnitten aber – wie das zu erwarten war – vollständig misslang. Es musste also eine der Aufweichungsmethoden ausprobiert werden. Um da-

durch Strukturveränderungen, die sich möglicherweise durch den Wasserentzug ergeben haben, nicht wieder rückgängig zu machen, konnten keine wässrigen Aufweichungsmedien benutzt werden. Deshalb kam für diesen Zweck Burkarts Triäthylenglycol-Methode zur Anwendung.

Dazu wurden aus den Holzproben kleine Stücke von $10 \times 5 \times 5$ mm Kantenlänge ausgesägt, und es zeigte sich bereits hier ein Unterschied, indem nämlich das in der Hitze getrocknete Holz beim Zersägen viel leichter faserter als das luftgetrocknete. Das Material wurde dann in ein 10 ml fassendes Becherglas mit Triäthylenglycol gebracht, das mit zwei Tropfen einer 25%igen Salzsäure versetzt war. Das Ganze kam bei 120°C in den Trockenschrank. Damit das Material einen schnittfähigen Zustand erlangte, genügte nun die in der Originalvorschrift angegebene Einwirkungs-dauer von 20 Minuten bei weitem nicht. Vielmehr musste die erhitzte Flüssigkeit einige Tage lang im Wärmeschrank auf die Holzproben einwirken. Anzeichen einer Mazeration ließen sich nach dieser Zeit nicht feststellen. Aber die Herstellung von Handschnitten mit einer Rasierklinge war dann problemlos möglich. Die Schnitte kamen ohne weitere Nachbehandlung direkt auf einen Objektträger in einen Tropfen Glycerin und konnten nach dem Auflegen des Deckglases sofort untersucht werden (Abb. 1).

Dabei zeigten sich zwischen den Tracheiden-Reihen besonders im Spätholz gelegentlich radial verlaufende Risse (Abb. 2), wie sie bei getrockneten Hölzern nicht selten vorkommen

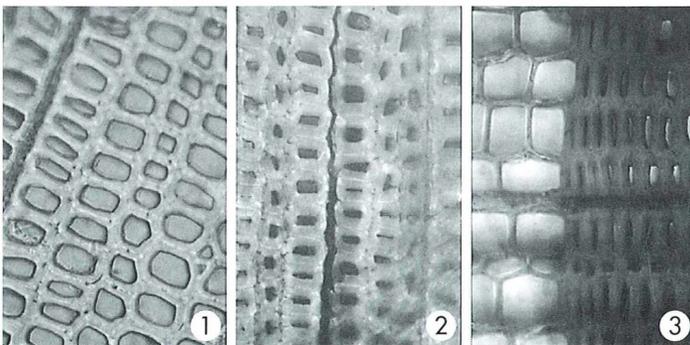


Abb. 1: Querschnittene Tracheiden aus dem getrockneten Holz der Fichte nach Aufweichung mit Triäthylenglycol. Rechts verläuft ein Markstrahl. Objektiv 25:1, Okular 12,5 \times .
Abb. 2: Querschnitt durch heiß getrocknetes Holz der Fichte nach Aufweichung mit Triäthylenglycol. Zwischen den Tracheiden des Spätholzes verläuft radial ein Trocknungsrisse. Objektiv 25:1, Okular 12,5 \times .

Abb. 3: Querschnitt durch eine Jahresringgrenze im getrockneten Holz der Fichte nach Aufweichung mit Triäthylenglycol. Reaktion mit Phloroglucin-Salzsäure. Objektiv 25:1, Okular 12,5 \times .

(Wagenführ, 1988; v. Pechmann, 1951). Diese Risse traten aber bei dem luftgetrockneten Holz wesentlich seltener auf als bei dem Holz, das zur Beschleunigung des Trocknungsvorganges der Hitzebehandlung unterzogen worden war.

Ein schädigender Einfluss des heißen Triäthylenglycols auf das Holz war bei mikroskopischer Untersuchung nicht festzustellen. So gelingt die bekannte Nachweisreaktion auf Lignin mit Phloroglucin-Salzsäure an solchen Schnitten ohne weiteres (Abb. 3). Diese kommen dazu in ein kleines Schälchen mit einer Lösung von etwa 3 g Phloroglucin (die genaue Konzentration ist unwichtig) in 100 ml 92%igem Alkohol, die mit einem Tropfen einer 2,5%igen Salzsäure versetzt ist. Es ergibt sich die typische Rotfärbung, die nur an den Stellen unterbleibt, wo der Schnitt auskeilt und besonders dünn ist.

Die Schnitte aus dem mit Triäthylenglycol behandelten Holz zeigten auch kein abweichendes Verhalten bei der Untersuchung im Polarisationsmikroskop. Bei Verwendung des Hilfsobjekts „Rot I. Ordnung“ ergaben sich die gleichen Interferenzfarben, wie an Schnitten aus saftfrischem, unbehandeltem Fichtenholz.

Die mit Triäthylenglycol aufgeweichten Holzklötchen können nach Gebrauch in einer mit Deckel verschlossenen Petrischale ohne Zusatz einer besonderen Konservierungslösung lange Zeit aufbewahrt werden. Sie bleiben dabei von dem hoch viskösen Triäthylenglycol innen durchtränkt und außen benetzt und behalten ihre günstige Konsistenz bei, so dass man sie immer wieder zur Herstellung neuer Schnitte benutzen kann.

Literaturhinweise

- Burkart, L.F.: Triethylene glycol as a woody tissue softener in preparation for microtome sectioning. *Stain Technology* 41, 255–259 (1966).
- Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik. Eine Einführung. 2. Aufl. Thieme, Stuttgart 1977.
- Kisser, J.: Leitfaden der Botanischen Mikrotechnik. Fischer, Jena 1926a.
- Kisser, J.: Die Dampfmethod, ein neues Verfahren zum Schneiden härtester pflanzlicher Objekte. *Zeitschr. f. wiss. Mikroskopie* 43, 346–354 (1926b).
- Kisser, J.: Die botanisch-mikrotechnischen Schneidmethoden. In: Abderhalden, E. (Hrsg.): Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden XI: Methoden der Erforschung der Leistungen des Pflanzenorganismus, Teil 4, 1. Hälfte. Spezielle Methoden zur Untersuchung der Pflanzen und des Bodens. b) Ernährung und Stoffwechsel der Pflanzen (2). S. 391–738. Urban & Schwarzenberg, Berlin, Wien 1939.
- Löw, W.: Die Entstehung und Entwicklung des Mikrotoms. Modell K der Firma Jung in Heidelberg und das Schneiden von Hölzern, Metallen und unentkalkten Knochen. *Zeitschr. f. wiss. Mikroskopie* 47, 51–56 (1930).
- Pechmann, H. von: Die Mikroskopie in der Holzverarbeitungstechnik. In: Freund, H. (Hrsg.): Handbuch der Mikroskopie in der Technik, Band V, Mikroskopie des Holzes und Papiers, Teil 2. S. 457–505. Umschau Verlag, Frankfurt am Main 1951.
- Vonwiller, P., Löw, W., Schilling, J.: Über die Mikrotomie des unentkalkten Knochengewebes. *Zeitschr. f. wiss. Mikroskopie* 47, 47–57 (1930).
- Wagenführ, R.: Lexikon der Holztechnik. 3. Aufl. VEB Fachbuchverlag Leipzig, 1988.
- Wagenführ, R.: Anatomie des Holzes unter besonderer Berücksichtigung der Holztechnik, 4. Aufl. VEB Fachbuchverlag, Leipzig 1989.

Verfasser: Dr. Dieter Gerlach, Institut für Botanik und Pharmazeutische Biologie, Lehrstuhl I, Staudtstr. 5, 91058 Erlangen

Nachricht

Gewässertagung im Naturpark Feldberger Seenlandschaft vom 1. bis 3.12.2000

Die Hydrographisch-biologische Arbeitsgemeinschaft BONITO setzt – diesmal in einer Gemeinschaftsveranstaltung mit dem Naturpark Feldberger Seenlandschaft – eine alte Tradition fort, indem sie ihre 20. Jahrestagung im Feldberger Stieglitzenkug abhält. Auf die Teilnehmer wartet ein attraktives und abwechslungsreiches Programm:

Freitag, 1.12.2000

20.00 Uhr Dipl. Landwirt Jochen Thürnagel (BONITO):
Begrüßung der Gäste – Organisatorisches
Dr. P. Wernicke (Naturpark Feldberger Seenlandschaft):

Unter Adlern und Kranichen – Eine Exkursion in die Tierwelt der Feldberger Seenlandschaft
 danach Zwangloses Beisammensein

Samstag, 2.12.2000

10.00 Uhr Dr. P. Wernicke (Naturpark Feldberger Seenlandschaft):
 Begrüßung der Gäste
 10.05 Uhr Prof. Dr. W. Methling (Landesregierung Mecklenburg-Vorpommern, Umweltminister): Tagungseröffnung

I. Ehrenamtliche Aktivitäten zur Erhaltung der Feldberger Seenlandschaft

Moderation: Dr. P. Wernicke
 10.15 Uhr Dipl. Biologe Wolfgang M. Richter (BONITO):
 Plenar-Vortrag und Arbeitsbericht
 10.35 Uhr Dipl. Landwirt Paul Ziemann (BONITO):
 Wetterbeobachtungen durch die beiden kleinen Feldberger Klimastationen „Höhe“ und „Mulde“
 10.45 Uhr Dr. Georg Kubsch (Humboldt Universität Berlin & BONITO):
 Zum Ablauf des 6. Sommerworkshops in der Krüseliner Mühle – Eine seenkundliche Veranstaltung des Fachinstitutes für Analytik und Umweltchemie und der Arbeitsgemeinschaft BONITO.
 10.55 Uhr E. Hemke (NABU Kreisvorsitzender):
 Die Aktivitäten des Naturschutzbundes

II. Allgemeine Grundlagenforschungen

Moderation: Dipl. Biologe Wolfgang M. Richter
 11.15 Uhr Prof. Dr. Klaus Hausmann (Freie Universität Berlin, Institut für Biologie / Zoologie):
 Fressen und gefressen werden im Mikrokosmos – Ein Beitrag zur Strategie des Nahrungserwerbes und der Nahrungsaufnahme freilebender Einzeller
 11.45 Uhr Prof. Dr. Linscheid (Humboldt-Universität Berlin, Fachinstitut für Analytik und Umweltchemie):
 Pestizide auf dem Weg in unser Grundwasser
 12.15 Uhr Mittagstisch im Stieglitzenkrug

III. Erhebungen und Forschungen im Naturpark Feldberger Seenlandschaft

Moderation: Dr. Georg Kubsch
 13.15 Uhr Dipl. Biologe Ch. Blümel (Ernst-Moritz-Arndt-Universität, Greifswald):

Charakterisierung und Zustand ausgewählter Seen
 13.45 Uhr Prof. Dr. R. Koschel (Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei, Neuglobsow):
 Stand und Perspektiven der Forschungs- und Sanierungsarbeiten in den oberen Feldberger Seen
 14.15 Uhr Dipl. Geologe Jürgen Hinz & Dr. P. Wernicke (Naturpark Feldberger Seenlandschaft):
 Eingriffe in die geohydrologischen Verhältnisse und deren Auswirkungen
 14.45 Uhr Kaffeepause
 15.15 Uhr Dipl. Geograph Jörg Godenschweger (Humboldt-Universität Berlin & BONITO):
 Veränderungen in der Landschaftsstruktur im Verlauf der letzten Jahrzehnte
 15.45 Uhr Dr. habil. H. J. Spieß (Gesellschaft für Naturschutz und Landschaftsökologie, Kratzeburg):
 Renaturierungskonzept für den Godendorfer Mühlenbach
 16.00 Uhr Abschlussdiskussion
 Leitung: Dr. Georg Kubsch
 ab 19.00 Uhr Gemütliches Beisammensein

Sonntag, 3.12.2000

8.30 Uhr Jahreshauptversammlung der Arbeitsgemeinschaft BONITO
 Leitung: Dipl. Landwirt J. Thürnagel & Ruth Weber
 10.00 Uhr Exkursion in die Feldberger Landschaft
 Leitung: Dipl. Forstingenieur Klaus Borrmann, Albert Pfitzner, Dr. P. Wernicke
 – Waldmuseum „Lütt Holthus“, Lüttenhagen
 – Paradiesgarten des Oberförsters Grapow (Arboretum)
 – Heilige Hallen (NSG Totalreservat): Deutschlands ältester Buchenwald
 13.00 Uhr Mittagstisch im Stieglitzenkrug

danach Abreise

Bei inhaltlichen Fragen zur Tagung wenden Sie sich an den Naturpark Feldberger Seenlandschaft, 17237 Serrahn, Telefon / Fax: 039821/40202. Anfragen wegen Zimmerreservierungen sind an das Hotel Stieglitzenkrug, Klinkecken, 17258 Feldberg, Telefon: 039831 / 20375, e-mail: stieglitzenkrug@feldberg.de oder an die Tourismusinformation Feldberger Seenlandschaft, Strelitzer Str. 15a, 17258 Feldberg, Telefon: 039831/20343, e-mail: willkommen@feldberg.de zu richten.

Der Pilz *Aureobasidium pullulans* in einer Schildlausart. II. Teil: Lokalisation und mikroskopische Färbungen

Arno Riesenberg

Im ersten Teil dieses Berichtes wurde die Entdeckung des Schimmelpilzes *Aureobasidium pullulans* in einer Schildlaus beschrieben und Kulturversuche, die zu seiner Identifizierung führten. Im zweiten Teil werden nun auch lichtmikroskopische Färbungen präsentiert und methodisch ausführlich beschrieben. Sie dienen zur Lokalisation des Pilzes in der Schildlaus und seiner morphologischen Charakterisierung.

Ein Kulturversuch sollte die Frage beantworten, ob *A. pullulans* in oder auf der Schildlaus siedelte. Dazu wurden oberflächensterilisierte Schildläuse mit Nadeln angestochen, so dass Körperinhalte in die Nährbodenlösung austreten konnten.

Aus den Schlieren des Körperinhalts im Nährmedium entwickelte sich die beschriebene Kulturform von *A. pullulans*, die auch mikroskopisch bestätigt werden konnte.

Der Pilz befand sich also nicht auf der Oberfläche der Schildläuse, sondern im Körperinnern.

Lokalisation von *A. pullulans* durch Kulturversuche

Die Vorgehensweise war wie folgt. Die Oberflächensterilisation zweier Schildläuse wurde analog den Angaben von Schlösser (1997) zum Nachweis von internen Mykosen bei Pflanzen vorgenommen. Die Schildläuse wurden vom Blatt genommen und für drei Minuten in eine Petrischale mit 1:9 verdünnter Natriumhypochloritlösung gebracht. Danach wurden sie mit einem ausgeglühten und erkalteten Metallspatel aufgenommen und für weitere drei Minuten in eine Petrischale überführt, die mit fünf Minuten lang abgekochtem und erkaltetem Aqua dest. gefüllt war, um die Sterilisationslösung abzuwaschen. Sodann wurden die Schildläuse in eine Petrischale mit Apfelsaft-Gelatine-Nährbodenlösung (Riesenberg, 2000) gebracht, untergetaucht und mit der ausgeglühten und erkalteten Präpariernadel willkürlich an verschiedenen Stellen angestochen, so dass Körperinhalte in die Nährbodenlösung austraten. Die jeweiligen Präparationsgänge wurden über der offenen Flamme durchgeführt. Bebrütet wurde für drei Tage unter Lichtausschluss bei ungefähr 20 °C Raumtemperatur.

A. pullulans in Schnittpräparaten

Zur genaueren Lokalisation von *A. pullulans* im Schildlauskörper wurden Schnittpräparate (Längs-, Quer- und Tangentialschnitte) hergestellt und nach verschiedenen Methoden angefärbt. *A. pullulans* wurde in großer Zahl in den Schnittpräparaten der Schildläuse gefunden. Die Lage der Pilzstadien im Gewebe war nicht regellos. Sie befanden sich in Geweberealen unterhalb der Cuticula über den gesamten Insektenkörper verteilt. Insbesondere Konidiosporen waren gut zu erkennen (Abb. 1 und 2). Ebenso wurden Pilze in großen, ovalen Objekten angetroffen, die möglicherweise Eier in verschiedenen embryonalen Entwicklungsstadien sind (Abb. 3).

Interessant ist die Beobachtung an Schildläusen, die durch physikalisch wirkende Schädlingsbekämpfung abgestorben waren und später mumifiziert auf den Blättern lagen. Bei der Abtötung mit Sommeröl, einem hochraffinierten Erdöl, wird entsprechend der Herstelleranweisung das Öl in Wasser suspendiert und auf die Pflanzen gesprüht; die Insekten ersticken unter dem aufgetragenen Ölfilm. Mikroskopisch konnten in diesen toten Insektenkörpern alle

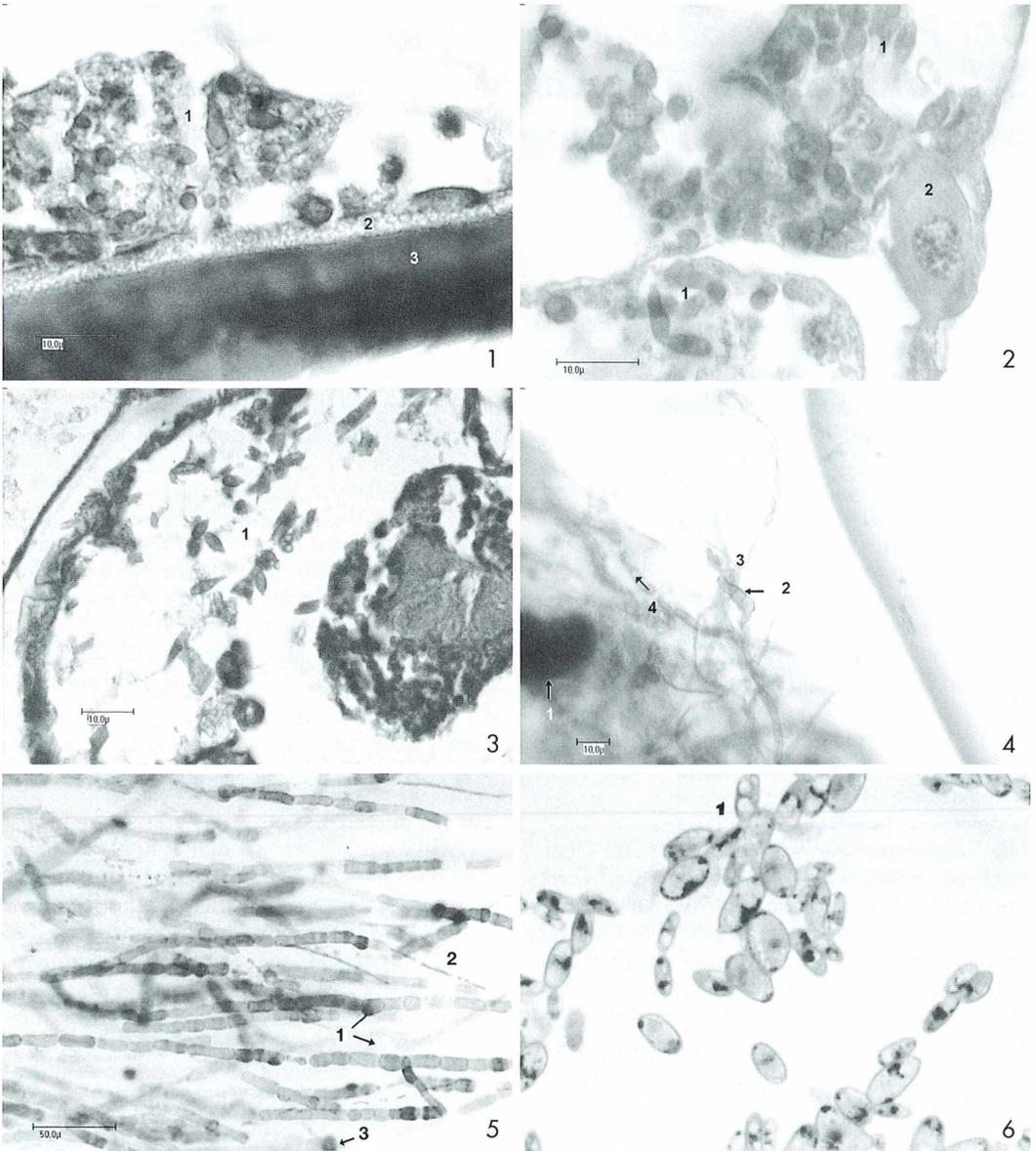


Abb. 1–6: Mikroskopische Präparate des Schimmelpilzes *A. pullulans* aus der Schildlaus *Parthenolecanium corni*. – Abb. 1: Lausquerschnitt gefärbt mit PAS/Anilinblau-Orange G. Konidiosporen (1) befinden sich in angeschnittenen Gewebearealen unterhalb einer dünnen, hell-körnigen Subcuticularschicht (2), der sich nach außen die dicke Cuticula anschließt (3). – Abb. 2: PAS/Haematoxylinfärbung eines Längsschnittes durch eine infizierte Laus. Die Konidiosporen (1) und hier besonders die Zellwände, haben die PAS-Färbung angenommen. Insektenzellen (2) sind an ihrer Größe und dem großen Zellkern zu erkennen. – Abb. 3: PAS/Anilinblau-Orange G gefärbter Tangentialschnitt einer Laus. Typische kegel- beziehungsweise birnenförmige Konidiosporen (1) liegen in einem jungen Ei. – Abb. 4: Totalpräparat eines toten Insekts nach Astrablau-Färbung. Der Pilz hat sich nach dem Tod der Schildlaus weiter entwickelt. Auge der Schildlaus (1); aus einer dunklen Hyphe (2) entwickelt sich ein hellblau angefärbtes, fädiges Mycel; (3) einzelne Konidiospore; (4) mit Luft gefüllter Tracheengang. – Abb. 5: Randzone einer Malzextraktagar-Kultur gefärbt mit PAS. Dickwandige, dunkle Hyphen zerfal-

Entwicklungsstadien von *A. pullulans* beobachtet werden. Teilweise waren die Insektenkörper mit Pilzgeflecht völlig durchzogen und mit Konidien übersät (Abb. 4). Es ist daher anzunehmen, dass der Pilz nach Absterben der Schildläuse weiterlebte und die Insekten als Nährsubstrat benutzte. Auch auf Gelatine-Nährboden und Malzextraktagar waren die verschiedenen Wachstumsstadien, wie blastische Konidien, Arthrokonidien und dickwandige Hyphen, zu beobachten (Abb. 5). In den Konidiensporen von älteren Kulturen sind im Suspensionspräparat deutlich große Vakuolen und netzartige, granuliert Zellbestandteile sichtbar, die sich gut mit Neutralrot färben lassen (Abb. 6). Mit gleichzeitiger Gabe von Astrablau erscheinen die Zellwände scharf blau konturiert. Im Folgenden werden die in der vorliegenden Untersuchung angewandten Präparationsmethoden und Färbungen vorgestellt.

Fixierung

Alle Färbungen des Kulturmaterials sowie der Quetschpräparate wurden nach der folgenden Fixierung vorgenommen. Mit einer hitzesterilisierten und erkalteten Präpariernadel wurde Kulturmaterial entnommen und in einen Tropfen Aqua dest. auf einem fettfreien Objektträger gebracht. Danach wurde das Material mit der Nadel verrieben und mit einer Öse zu einer dünnen Schicht auf dem Objektträger ausgestrichen, so dass die Konidiosporen relativ locker nebeneinander lagen. Das Präparat wurde waagrecht liegend und vor Staub geschützt luftgetrocknet. Sodann erfolgte eine Hitzeffixierung, indem der Objektträger mit der Schichtseite nach oben dreimal kurz durch eine offene Flamme gezogen wurde. Nachfixiert wurde für 10 Minuten in folgendem Gemisch: Methanol absolut 30 ml, 35%iges Formol 30 ml, Eisessig 30 ml. Das gründliche Abspülen der Fixierlösung erfolgte für 10 Minuten in fließendem Leitungswasser und abschließend kurz mit Aqua dest.

Herstellung von Quetschpräparaten lebender Schildläuse und Färbemethoden

Die unter dem Stereomikroskop vom Lorbeerblatt unbeschädigt mit der Lanzettadel abgenommene Schildlaus wurde in einen Leitungswassertropfen auf dem Objektträger übertragen und mit einem Deckglas bedeckt. Der Objektträger wurde rasch umgedreht und mit der Präparatseite auf ein Filterpapier gelegt. Mit einem weiteren Filterpapier wurde die Rückseite des Objektträgers bedeckt und mit starkem Daumendruck das Objekt gequetscht, wobei ein Verschieben zu vermeiden war. Diese grobe Methode leistete zur ersten Übersicht eines (Insekten-)präparates gute Dienste, zumal wenn durch vorsichtiges Arbeiten keine allzu verzerrte Topografie des Objekts entstand. Besonders klare Bilder ergaben sich nach Erfahrung des Verfassers, wenn das Wasser durch Abel'sche Lösung ersetzt wurde (96%iger unvergällter Ethanol, 10%ige Ammoniaklösung, Glycerin und Aqua dest. im Verhältnis 5 : 5 : 3 : 6; nach Braune *et al.*, 1990). In Quetschpräparaten konnte *A. pullulans* mit verschiedenen Färbemethoden gut dargestellt werden, von denen eine Auswahl vorgestellt wird.

Brillantkresylblau

Methode: 1%ige Brillantkresylblaulösung in Aqua dest. (mit Phosphatpuffer pH 7) herstellen. Die Färbedauer ist 1–3 Minuten bei mikroskopischer Kontrolle. Gegebenenfalls kann die Farblösung mit Phosphatpuffer verdünnt werden (0,908 g KH_2PO_4 auf 100 ml = Lösung A; 1,188 g $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \times 2 \text{H}_2\text{O}$ = Lösung B; Gebrauchslösung mischen aus 39,2 ml A + 60,8 ml B). Entsprechend ist die Färbezeit bei mikroskopischer Kontrolle zu verlängern. Das Abspülen der Farblösung erfolgt mit Pufferlösung; dann wird das Präparat luftgetrocknet und in Entellan eingeschlossen beziehungsweise direkt mit der Ölimmersion ausgewertet. Sehr praktisch ist die Schnellfärbung mit vor-

len zu getrennten Zellen, den Arthrokonidien. (1) Hyphenkette, (2) Fadenmycel, (3) Arthrokonidie. – Abb. 6: Astrablau/Neutralrot gefärbtes Suspensionspräparat von Konidiosporen einer älteren Kultur. Deutlich sichtbar sind die großen Vakuolen (1) und netzartige, granuliert Zellbestandteile, die Neutralrot kräftig angenommen haben. Scharf blau konturiert sind die Zellwände. Die Mikrofotos fertigte dankenswerterweise Herr Prof. Dr. med. Peter Röttger, Düren, an.

präparierten Objektträgern (Methode nach Romeis 1989): Ein Tropfen der 1%igen Brillantkresylblaulösung wird auf den Objektträger aufgebracht und mit einem Tropfen absoluten Alkohols gemischt und mit der Schmalkante eines zweiten Objektträgers zu einer dünnen Schicht ausgestrichen. Nach der Lufttrocknung kann eine ungleichmäßige Farbschicht angehaucht und mit einem weichen Tuch gleichmäßig auf dem Objektträger verrieben werden. Die so vorbereiteten Objektträger lassen sich im Dunkeln gut verschlossen lange lagern. Bei Herstellung des Quetschpräparates wird zunächst die Schildlaus in der Mitte des Objektträgers platziert und dann ein Tropfen Aqua dest. beziehungsweise ein Tropfen Pufferlösung auf das Insekt getropft. Nach Auflegen des Deckglases wird das Quetschpräparat hergestellt. Die Untersuchung kann sofort durchgeführt werden. Die Herstellung eines Dauerpräparates ist nach der Trocknung möglich, indem das Deckglas vorsichtig mit einer Rasierklinge abgesprengt wird. Der Einschluss erfolgt stets in einem Kunstharz, zum Beispiel Entellan, zur Erhaltung der authentischen Farbresultate.

Resultat: *A. pullulans* erschien blaugrau auf unterschiedlich gefärbtem Hintergrund in blauen und roten Farbtönen. Plasma und Kerne wurden unterschiedlich angefärbt. Die Methode war zuverlässig und rasch anwendbar und ergab eine eindrucksvolle Übersichtsfärbung. Aufgrund der schnellen Anwendung war sie der aufwendigeren Giemsa-Färbung vorzuziehen.

Fast green FCF

Methode: In 100 ml Aqua dest. wird so viel Farbstoffsubstanz gelöst, bis ein starker dunkelgrüner Farbton entsteht. Die Färbedauer beträgt 5–10 Minuten bei mikroskopischer Kontrolle. Die weitere Behandlung ist wie bei Brillantkresylblau. Der Farbstoff überfärbt kaum. Als kontrastierende Gegenfärbung kann zunächst 10–15 Minuten mit Kernechtrot-Aluminiumsulfat gefärbt werden (Romeis, 1989). Nach Abspülen der Farblösung mit Aqua dest. wird Fast green FCF aufgetropft und unter mikroskopischer Kontrolle so lange gefärbt, bis *A. pullulans* kräftig angefärbt ist.

Resultat: *A. pullulans* wurde scharf grün dargestellt, das Zellplasma erschien in Grüntönen und bei vorgenommener Gegenfärbung waren

verschiedene Kerne rot gefärbt. Auch diese Methode war zuverlässig und rasch anwendbar.

Perjod-Schiff-Reaktion - PAS-Färbung

Methode: PAS-Rezeptur (Periodic Acid Schiff) und Methode nach Gerlach (1984). Die Färbung ist eine wertvolle, empfindlich arbeitende histochemische Reaktion zum Nachweis der durch Oxydation von 1,2-Glykolen mit Perjodsäuren gebildeten Aldehydgruppen. Als Gegenfärbungen lieferten Anilinblau/Orange G (0,25 g wasserlösliches Anilinblau und 1 g Orange G in 100 ml Aqua dest. aufkochen; nach Erkalten 5 ml Eisessig zusetzen und filtrieren) und Lichtgrün SF (0,1%ige wässrige Lösung, der auf 100 ml ein Tropfen Eisessig zugesetzt wird; Färbung 1–2 Minuten) kontrastreiche Ergebnisse.

Resultat: Polysaccharide wurden mit der PAS-Färbung in verschiedenen Rotabstufungen dargestellt. Besonders kräftig wurden die Zellwände der Konidien und Arthronkonidien angefärbt.

Färbungen an Ausstrichpräparaten

Die Untersuchungen erfolgten an Konidiosporen von zwei Reinkulturen von *A. pullulans* auf MEA-Nährboden ab der vierten bis sechsten Woche (Dunkelheit, 20 °C). Die Entnahme des Materials erfolgte zu unterschiedlichen Tageszeiten.

Haematoxylinfärbung nach Delafield

Die Färbung erfolgte in 1 : 10 mit Aqua dest. verdünnter Farblösung 10 Minuten. Bläuung in 0,5%iger wässriger Lösung von NaHCO₃. Resultat: Es entstand eine gute Übersichtsfärbung der Zellwände, des Cytoplasmas und der Kerne (?).

Haematoxylinfärbung nach Heidenhain

Resultat: Bei progressiver Färbung wurden die Zellwände und Zellstrukturen wie Kerne (?) und paraplastische Bestandteile gut dargestellt. Vakuolen erschienen in hellen und dunklen Blautönen. Bei regressiver Färbung waren

insbesondere die Zellwände bei Sprosstypen und Zellstrukturen, die zum Zeitpunkt der Unterbrechung der regressiven Färbung getroffen wurden, gut in graublauen Farbtönen zu erkennen. Für eine rasche Übersichtsfärbung eignete sich die Anwendung des Haematoxylin nach Delafield besser als die aufwendige und von subjektiven Kriterien gesteuerte Färbung nach Heidenhain, mit der jedoch die besonders imponierende Darstellung sprossender Konidiosporen gelang.

Neutralrot-Astrablau

Methode: Die vorliegende Präparationsmethode entstand experimentell. Zunächst erfolgt eine Färbung in Neutralrot. Zur Herstellung der Farblösung werden in 100 ml Leitungswasser einige Körner Neutralrot vollständig aufgelöst, bis eine kräftige Dunkelrotfärbung eingetreten ist. Nach Zusatz von einem Tropfen Eisessig wird der Ausstrich für 10 Minuten in der Küvette gefärbt. Nach Abspülen mit Aqua dest. werden die Objektträger für 3–5 Minuten unter mikroskopischer Kontrolle in eine 1 : 5 mit Aqua dest. verdünnte Astrablau-Lösung (0,5 g Substanz in 100 ml 0,5%igem Eisessig) eingestellt. Danach wird mit Aqua dest. abgespült und der Ausstrich senkrecht an staubfreiem Ort luftgetrocknet, bevor er in Entellan oder Aquatex eingeschlossen wird.

Resultat: Zellwände waren intensiv blau gefärbt, das Plasma war hellblau. Vakuolen traten deutlich hervor. Ob die auffallend starke Anfärbung der Zellwände der Konidien von *A. pullulans* mit Astrablau sich möglicherweise dadurch erklärt, dass bei diesem mitosporischen Pilz auch Cellulose für den Zellwandaufbau verwandt und dieser Sachverhalt färberisch dargestellt wird, konnte hier nicht geklärt werden. Der Farbstoff wird in der botanischen mikroskopischen Technik jedenfalls zur Darstellung von Cellulose, beziehungsweise exakter von unverholzten Zellwänden, verwandt. Bemerkenswert ist, dass in Quetsch- und Schnittpräparaten bei gleicher Präpariertechnik keine Anfärbung der Konidiosporen erfolgte. Die Darstellung der Innenstrukturen sowie der Zellwände wurden mit einer standardisierten Giemsa-Färbung verglichen und ergaben das gleiche Resultat. Somit ist das Färbesultat mit Neutralrot-Astrablau kein Arte-

fakt, sondern bietet eine weitere, gute Möglichkeit Pilzstrukturen darzustellen.

Färbungen an Schnittpräparaten

Sechs Schildläuse wurden wie beschrieben von verschiedenen Blättern genommen und sofort in ein Präparateglas mit Fixierungsflüssigkeit gebracht. Die Exemplare wurden dann im Institut für Pathologie der Krankenanstalten Düren in Paraffin eingebettet und zu Schnittpräparaten (Längs-, Quer- und Tangential-schnitte) verarbeitet. Die Schnitte wurden nach Giemsa, Haematoxylin/Eosin, Haematoxylin/PAS oder PAS/Anilinblau-Orange G gefärbt. Für die mikroskopische Auswertung kamen letztlich die mit PAS-Hämatoxylin (Abb. 1) und PAS-Anilinblau/Orange G (Abb. 2 und 3) gefärbten Schnitte in Betracht, da sie in der Darstellung den Sachverhalt am besten wiedergaben. Mit ihr konnten die Konidiosporen im Schnitt- wie im Quetschpräparat zuverlässig gegen die anders angefärbten morphologischen Bestandteile dargestellt werden.

Herstellung von Totalpräparaten mumifizierter Schildläuse

Hierzu wurden die abgestorbenen und mumifizierten Schildläuse mit der Lanzettnadel abgenommen und im Deckel einer Petrischale aufgefangen. Danach wurden sie für 10 Minuten fixiert und 15 Minuten in fließendem Leitungswasser (Wässerungssieb) ausgewaschen. Der Einschluss erfolgte in Aquatex oder im wasserfreien Kunstharz Entellan nach Färbung und Lufttrocknung. Grundsätzlich gestaltete sich die Anfärbung der Pilzkonidien und des die Schildlaus durchziehenden Pilzgewebes nicht unproblematisch, da die Farbstoffe selten und oft nur zufällig in den toten Insektenkörper eindringen konnten. Weiter erwies sich der Einschluss im Sinne der Dauerpräparation als unbefriedigend, gleich, ob Kunstharze mit oder ohne Wassereinschluss gewählt wurden. Meist bildeten sich nach Stunden oder Tagen störende Luftblasen in den Insektenkörpern, so dass die Untersuchung des Präparates oft unmöglich wurde. Trotz dieser Einschränkungen konnten Entwicklungsstadien des Pilzes am Insektenkörper färberisch sehr gut mit verschiedenen Färbungen (PAS, Astrablau, Anilinblau-

Orange G, Fast green SCF, Lichtgrün SF) dargestellt werden. Abbildung 4 zeigt mit Astrablau gefärbte Mycelien und Konidiosporen des Pilzes am toten Insekt.

Herstellung von gefärbten Kulturpräparaten

Ausgangsmaterial waren tote Schildläuse, die in den noch flüssigen Apfelsaft-Gelatine-Nährboden eingetaucht und drei Tage in der Dunkelheit bebrütet wurden. Unter dem Stereomikroskop wurde die Randpartie der aus den Schildläusen sich entwickelnden Pilzkolonie gemustert und eine Stelle zur Präparation ausgesucht, in der Entwicklungsstadien zu sehen waren. Dieses Areal (circa 4 × 4 mm) wurde mit einer spitz zulaufenden Skalpellklinge im Nährboden eingeschnitten und vorsichtig mit der Skalpellklinge ausgehoben. Das ausgehobene Stück Nährboden mit der Pilzkolonie wurde dann in die Fixierlösung eingetaucht und für eine Stunde fixiert. Nach anschließender Übertragung in Leitungswasser (eine Stunde), das vier mal gewechselt wurde und abschließendem Aufenthalt für fünf Minuten

in Aqua dest. erfolgte die PAS-Färbung. Die Entwässerung wurde mit Ethyllaktat vorgenommen (Mischungen mit Aqua dest.: 1 : 2 für 10 Min., 1 : 1 für 10 Min., 2×; reines Ethyllaktat 5 Min., 2×). Danach erfolgte der Anschluss in Entellan. Die dickwandigen, zu Arthrokonidien zerfallenden Hyphen in Abbildung 5 stammen aus solchem PAS-gefärbten Kulturmaterial.

Literaturhinweise

- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum, Band I und II. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1990.
 Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik. Thieme Verlag, Stuttgart 1984.
 Riesenberg, A.: Der Pilz *Aureobasidium pullulans* in einer Schildlausart. I. Entdeckung und Identifikation. *Mikrokosmos* 89, 267–271 (2000).
 Romeis, B.: Mikroskopische Technik. Urban & Schwarzenberg Verlag, München 1989.
 Schlösser, E.: Allgemeine Phytopathologie. Ulmer Verlag, Stuttgart 1997.

Verfasser: Arno Riesenberg,
 Am Krausberg 22, D-52351 Düren
 ARiesenberg@t-online.de

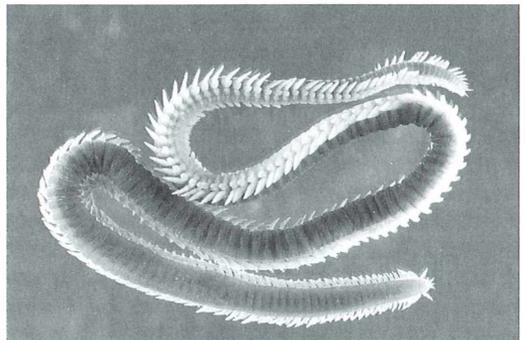
Nachrichten

Borstenwürmer – schillernde Bewohner der Meere

Sonderausstellung im Naturmuseum Senckenberg, Frankfurt, vom 8. November 2000 bis 25. Februar 2001

Die Borstenwürmer, auch Vielborster (Polychaeta) genannt, gehören zusammen mit den Wenigborstern (Oligochaeta) und den Egel (Hirudinea) zum Tierstamm der Ringelwürmer (Annelida). Mit circa 10000 Arten stellen die Borstenwürmer eine der artenreichsten Tiergruppen dar. Fossile Nachweise sind bereits seit dem Mittleren Kambrium (vor etwa 520–500 Mio. Jahren) bekannt; sogar einige Funde aus dem Präkambrium (vor mehr als 540 Mio. Jahren) werden als Würmer gedeutet. Die Borstenwürmer sind somit eine der ältesten bekannten Tiergruppen, die sich erfolgreich bis in unsere Tage durchsetzen konnte. Dies ist nicht zuletzt auch die Erklärung für ihren Artenreichtum und ihre Formenfülle.

Die rezenten Borstenwürmer kommen vorwiegend im Meer vor; nur wenige Vertreter leben auch im Brackwasser, Süßwasser oder in feuchten Böden. Da sie in nahezu allen marinen Lebensräumen in großer



***Eulalia viridis*, ein besonders farbenprächtiger Vertreter der Borstenwürmer (Foto: D. Fiege, Frankfurt).**

Arten- und Individuenzahl zu finden sind, bilden sie einen wichtigen Bestandteil im Nahrungsgewebes des Meeres, insbesondere als Nahrungsgrundlage für Fische und Krebstiere. Auch in wirtschaftlicher Hinsicht spielen Borstenwürmer eine Rolle, zum Beispiel als Angelköder, die im Watt gesammelt oder in Aquakulturen gezüchtet werden.

Leider werden die Borstenwürmer zusammen mit einer ganzen Reihe wirbelloser Tiere (Spinnen, Krebse usw.) als sogenannte Ekeltiere angesehen, die im Ruch stehen, dem Menschen als Parasiten oder Krankheitsüberträger gefährlich zu werden und daher bei vielen Betrachtern geringes Interesse oder gar Abscheu hervorrufen. Die Ursache hierfür ist meist die mangelnde Vertrautheit des Menschen mit diesen Lebewesen, die durch ihre geringe Größe sowie ihre relative Seltenheit beziehungsweise die Unzugänglichkeit ihrer Lebensräume (wie Ozeane, Tiefsee) bedingt ist.

Die meisten marinen Vertreter können aufgrund des hohen Wassergehaltes ihrer Körper nicht einfach getrocknet werden wie etwa Insekten, sondern müssen

in Alkohol konserviert werden. Dies führt neben dem bedauerlichen Verlust der natürlichen Farben auch zu Schwierigkeiten bei der Präparation für Ausstellungen. So können marine Tiere in der Regel nur in besonderen Gläsern und losgelöst von ihrem natürlichen Lebensraum gezeigt werden.

Mit Hilfe dieser Sonderausstellung sollen die bestehenden Vorurteile gegenüber Borstenwürmern – oder gar Würmern im Allgemeinen – abgebaut werden. Erstmals steht hier die ästhetische Präsentation im Vordergrund, indem durch spezielle Beleuchtung der Exponate sowie zahlreiche Farbfotos und farbige Abbildungen aus der älteren Literatur die Schönheit dieser Tiere gezeigt wird. Die Formen- und Farbenvielfalt der Borstenwürmer hat die französische Künstlergruppe MINITEXIL'ART zur Anfertigung von kleinformatigen, modernen Wandteppichen inspiriert, die hier erstmals in Deutschland zu sehen sind. Außerdem wird ein Begleitheft zu dieser Ausstellung mit leicht verständlichen Texten und farbigen Abbildungen an der Kasse des Senckenbergmuseums erhältlich sein.

Ausschreibung FLUKA-Wettbewerb für Mikrofotografie 2001

Der Verband Deutscher Biologen e.V. schreibt zum 17. Mal den internationalen Wettbewerb für mikrofotografische Arbeiten über Gegenstände der belebten und unbelebten Natur aus. Der Wettbewerb bezieht sich ausschließlich auf Aufnahmen, die mit einem Lichtmikroskop oder einer Stereolupe gemacht wurden. Die Präparate brauchen nicht selbst hergestellt zu sein.

Die zehn besten Arbeiten werden mit Geldpreisen ausgezeichnet: 1000 DM (1. Preis), 500 DM (2. Preis), 250 DM (3. Preis), 100 DM (4.–10. Preis). Außerdem werden zahlreiche weitere Geld- und Sachpreise vergeben.

Die Wettbewerbsbedingungen sind über folgende Adresse zu erhalten: OStR E. Klein, Fraunhoferstr. 9, 30163 Hannover, Tel./Fax.: 0511/665895. Einsendeschluss: 31. März 2001

Kurze Mitteilung

Abwehrbereite Wasserflöhe

Jeder Mikroskopiker kennt die Wasserflöhe (Daphnien). Sie werden in Süßwassertümpeln gefangen und dienen oft als Fischfutter. Die zu den niederen Krebsen (Entomostraca) zuzuordnenden Wasserflöhe sind außerordentlich gut zur mikroskopischen Beobachtung im hängenden Tropfen geeignet. Ihre lebhafteste Bewegung erfolgt mit Hilfe der stark vergrößerten zweiten Antennen, die zu Ruderorganen umgebildet sind. Der Körper der Wasserflöhe sitzt in einer zweiklappigen Schale, die durch Knickung in der Rückenlinie entstanden ist. Der dorsale Schalenraum dient als Brutraum. Das lebhaft bewegliche Auge im Kopfteil zieht die Aufmerksamkeit auf sich.

Wasserflöhe haben viele Feinde, zum Beispiel die räuberische Cladocere *Leptodora kindtii*, die Büschelmückenlarve *Chaoborus flavicans*, aber auch andere Wasserinsekten und Fische. Als Folge der Anwesenheit von Feinden tritt eine morphologische Verteidigungsreaktion auf: eine Vergrößerung der Helmlänge (Abb. 1, von A → B). Diese Wirkung kann auch im Aquarium beobachtet werden. Die Induktion eines vergrößerten Helmes wirkt sich so aus, dass die Aussicht auf einen Fang durch einen Räuber vermindert wird: Wasserflöhe mit einem großen Helm (Abb. 1B) haben eine geringere Mortalität als die Kontrolle (Abb. 1A) mit runden Kopf. Das bedeutet, dass ein Kairo-

Orange G, Fast green SCF, Lichtgrün SF) dargestellt werden. Abbildung 4 zeigt mit Astrablau gefärbte Mycelien und Konidiosporen des Pilzes am toten Insekt.

Herstellung von gefärbten Kulturpräparaten

Ausgangsmaterial waren tote Schildläuse, die in den noch flüssigen Apfelsaft-Gelatine-Nährboden eingetaucht und drei Tage in der Dunkelheit bebrütet wurden. Unter dem Stereomikroskop wurde die Randpartie der aus den Schildläusen sich entwickelnden Pilzkolonie gemustert und eine Stelle zur Präparation ausgesucht, in der Entwicklungsstadien zu sehen waren. Dieses Areal (circa 4 × 4 mm) wurde mit einer spitz zulaufenden Skalpellklinge im Nährboden eingeschnitten und vorsichtig mit der Skalpellklinge ausgehoben. Das ausgehobene Stück Nährboden mit der Pilzkolonie wurde dann in die Fixierlösung eingetaucht und für eine Stunde fixiert. Nach anschließender Übertragung in Leitungswasser (eine Stunde), das vier mal gewechselt wurde und abschließendem Aufenthalt für fünf Minuten

in Aqua dest. erfolgte die PAS-Färbung. Die Entwässerung wurde mit Ethyllaktat vorgenommen (Mischungen mit Aqua dest.: 1 : 2 für 10 Min., 1×; 1 : 1 für 10 Min., 2×; reines Ethyllaktat 5 Min., 2×). Danach erfolgte der Einschluss in Entellan. Die dickwandigen, zu Arthrokonidien zerfallenden Hyphen in Abbildung 5 stammen aus solchem PAS-gefärbten Kulturmaterial.

Literaturhinweise

- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum, Band I und II. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1990.
 Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik. Thieme Verlag, Stuttgart 1984.
 Riesenberg, A.: Der Pilz *Aureobasidium pullulans* in einer Schildlausart. I. Entdeckung und Identifikation. *Mikrokosmos* 89, 267–271 (2000).
 Romeis, B.: Mikroskopische Technik. Urban & Schwarzenberg Verlag, München 1989.
 Schlösser, E.: Allgemeine Phytopathologie. Ulmer Verlag, Stuttgart 1997.

Verfasser: Arno Riesenberg,
 Am Krausberg 22, D-52351 Düren
 ARiesenberg@t-online.de

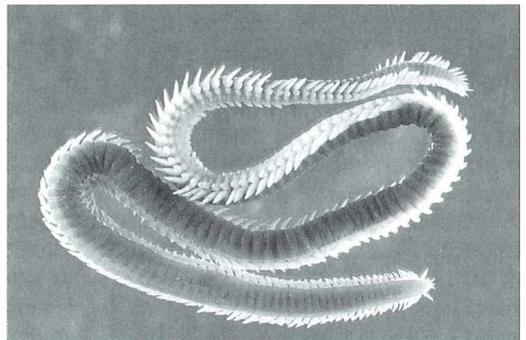
Nachrichten

Borstenwürmer – schillernde Bewohner der Meere

Sonderausstellung im Naturmuseum Senckenberg, Frankfurt, vom 8. November 2000 bis 25. Februar 2001

Die Borstenwürmer, auch Vielborster (Polychaeta) genannt, gehören zusammen mit den Wenigborstern (Oligochaeta) und den Egel (Hirudinea) zum Tierstamm der Ringelwürmer (Annelida). Mit circa 10000 Arten stellen die Borstenwürmer eine der artenreichsten Tiergruppen dar. Fossile Nachweise sind bereits seit dem Mittleren Kambrium (vor etwa 520–500 Mio. Jahren) bekannt; sogar einige Funde aus dem Präkambrium (vor mehr als 540 Mio. Jahren) werden als Würmer gedeutet. Die Borstenwürmer sind somit eine der ältesten bekannten Tiergruppen, die sich erfolgreich bis in unsere Tage durchsetzen konnte. Dies ist nicht zuletzt auch die Erklärung für ihren Artenreichtum und ihre Formenfülle.

Die rezenten Borstenwürmer kommen vorwiegend im Meer vor; nur wenige Vertreter leben auch im Brackwasser, Süßwasser oder in feuchten Böden. Da sie in nahezu allen marinen Lebensräumen in großer



***Eulalia viridis*, ein besonders farbenprächtiger Vertreter der Borstenwürmer (Foto: D. Fiege, Frankfurt).**

Arten- und Individuenzahl zu finden sind, bilden sie einen wichtigen Bestandteil im Nahrungsgewebe des Meeres, insbesondere als Nahrungsgrundlage für Fische und Krebstiere. Auch in wirtschaftlicher Hinsicht spielen Borstenwürmer eine Rolle, zum Beispiel als Angelköder, die im Watt gesammelt oder in Aquakulturen gezüchtet werden.

Leider werden die Borstenwürmer zusammen mit einer ganzen Reihe wirbelloser Tiere (Spinnen, Krebse usw.) als sogenannte Ekeltiere angesehen, die im Ruch stehen, dem Menschen als Parasiten oder Krankheitsüberträger gefährlich zu werden und daher bei vielen Betrachtern geringes Interesse oder gar Abscheu hervorrufen. Die Ursache hierfür ist meist die mangelnde Vertrautheit des Menschen mit diesen Lebewesen, die durch ihre geringe Größe sowie ihre relative Seltenheit beziehungsweise die Unzugänglichkeit ihrer Lebensräume (wie Ozeane, Tiefsee) bedingt ist.

Die meisten marinen Vertreter können aufgrund des hohen Wassergehaltes ihrer Körper nicht einfach getrocknet werden wie etwa Insekten, sondern müssen

in Alkohol konserviert werden. Dies führt neben dem bedauerlichen Verlust der natürlichen Farben auch zu Schwierigkeiten bei der Präparation für Ausstellungen. So können marine Tiere in der Regel nur in besonderen Gläsern und losgelöst von ihrem natürlichen Lebensraum gezeigt werden.

Mit Hilfe dieser Sonderausstellung sollen die bestehenden Vorurteile gegenüber Borstenwürmern oder gar Würmern im Allgemeinen – abgebaut werden. Erstmals steht hier die ästhetische Präsentation im Vordergrund, indem durch spezielle Beleuchtung der Exponate sowie zahlreiche Farbfotos und farbige Abbildungen aus der älteren Literatur die Schönheit dieser Tiere gezeigt wird. Die Formen- und Farbenvielfalt der Borstenwürmer hat die französische Künstlergruppe MINITEXIL'ART zur Anfertigung von kleinformatigen, modernen Wandteppichen inspiriert, die hier erstmals in Deutschland zu sehen sind. Außerdem wird ein Begleitheft zu dieser Ausstellung mit leicht verständlichen Texten und farbigen Abbildungen an der Kasse des Senckenbergmuseums erhältlich sein.

Ausschreibung FLUKA-Wettbewerb für Mikrofotografie 2001

Der Verband Deutscher Biologen e.V. schreibt zum 17. Mal den internationalen Wettbewerb für mikrofotografische Arbeiten über Gegenstände der belebten und unbelebten Natur aus. Der Wettbewerb bezieht sich ausschließlich auf Aufnahmen, die mit einem Lichtmikroskop oder einer Stereolupe gemacht wurden. Die Präparate brauchen nicht selbst hergestellt zu sein.

Die zehn besten Arbeiten werden mit Geldpreisen ausgezeichnet: 1000 DM (1. Preis), 500 DM (2. Preis), 250 DM (3. Preis), 100 DM (4.–10. Preis). Außerdem werden zahlreiche weitere Geld- und Sachpreise vergeben.

Die Wettbewerbsbedingungen sind über folgende Adresse zu erhalten: OStR E. Klein, Fraunhoferstr. 9, 30163 Hannover, Tel./Fax.: 0511/665895. Einsendeschluss: 31. März 2001

Kurze Mitteilung

Abwehrbereite Wasserflöhe

Jeder Mikroskopiker kennt die Wasserflöhe (Daphnien). Sie werden in Süßwassertümpeln gefangen und dienen oft als Fischfutter. Die zu den niederen Krebsen (Entomostraca) zuzuordnenden Wasserflöhe sind außerordentlich gut zur mikroskopischen Beobachtung im hängenden Tropfen geeignet. Ihre lebhaft bewegte Bewegung erfolgt mit Hilfe der stark vergrößerten zweiten Antennen, die zu Ruderorganen umgebildet sind. Der Körper der Wasserflöhe sitzt in einer zweiklappigen Schale, die durch Knickung in der Rückenlinie entstanden ist. Der dorsale Schalenraum dient als Brutraum. Das lebhaft bewegliche Auge im Kopfteil zieht die Aufmerksamkeit auf sich.

Wasserflöhe haben viele Feinde, zum Beispiel die räuberische Cladocere *Leptodora kindtii*, die Büschelmückenlarve *Chaoborus flavicans*, aber auch andere Wasserinsekten und Fische. Als Folge der Anwesenheit von Feinden tritt eine morphologische Verteidigungsreaktion auf: eine Vergrößerung der Helmlänge (Abb. 1, von A → B). Diese Wirkung kann auch im Aquarium beobachtet werden. Die Induktion eines vergrößerten Helmes wirkt sich so aus, dass die Aussicht auf einen Fang durch einen Räuber vermindert wird: Wasserflöhe mit einem großen Helm (Abb. 1B) haben eine geringere Mortalität als die Kontrolle (Abb. 1A) mit runden Kopf. Das bedeutet, dass ein Kairo-

mon, das vom Räuber ausgeschieden wird, einen Selektionsvorteil durch Veränderung der Körperform (Cytomorphose) bewirkt hat.

Von besonderem Interesse sind aber die Beobachtungen, dass auch die Nachkommen von Müttern, die in Wasser mit Kairomonen leben, stets größere Helme und längere Körperanhängsel haben als die Nachkommen von Müttern, die in Wasser ohne Feinde und somit ohne Kairomone leben. Die postnatale Körperform von *Daphnia* wird also durch die juvenile Umwelt im Mutterleib induziert. Die Erklärung könnte sein, dass die Gene, welche für die Kopfform und die Körperlänge verantwortlich sind, bereits im Ei aktiviert werden. Die Abwehrreaktion ist also Generationen übergreifend, so dass die Überlebenschancen vergrößert werden, da der langgestreckte Helm und die verlängerten Körperanhängsel solche Wasserflöhe für den Feind wenig anziehend machen: Sie sind, da zu lang und zu sperrig, nur mühselig zu fressen.

Die bessere Verteidigung von Organismen, deren Eltern durch Räuber bedroht worden sind, stellt einen Fall von phänotypischer Plastizität dar, die über mehrere Generationen hinaus wirksam ist. Die Gene, die in der mütterlichen Generation aktiviert worden sind, sind verantwortlich für den Phänotyp, der in der Nachkommenschaft die natürliche Selektion beeinflusst.

Agraval, A. A., Laforsch, C., Tollrian, R.: Transgenerational induction of defences in animals and plants. *Nature* 401, 60–63 (1999).

Haukioja, E.: Bite the mother, fight the daughter. *Nature* 401, 22–23 (1999).

H. F. Linskens, Nijmegen

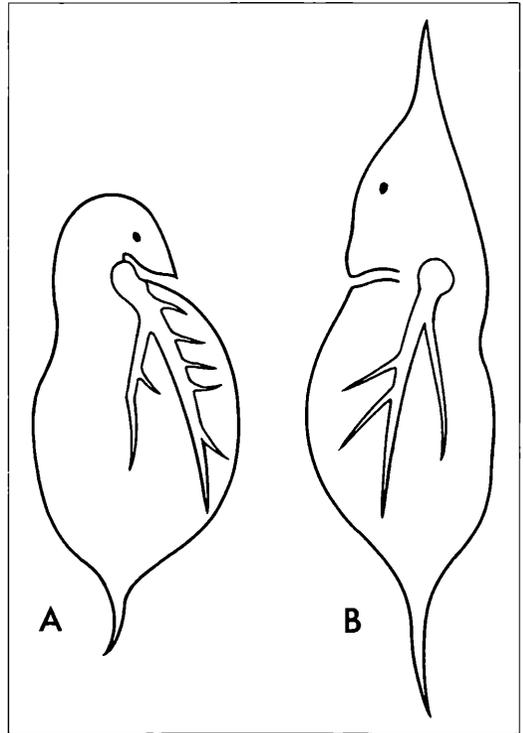


Abb. 1: Umrisszeichnung der beiden Wasserflöhe der gleichen Art, aber mit unterschiedlicher Vorgeschichte. Die normalen Exemplare der weit verbreiteten Art *Daphnia cucullata* (A) haben einen runden Kopf und eine Länge von $15,53 \pm 0,35$, während die durch Räuber induzierten Formen (B) einen langgestreckten Helm und eine Länge von $29,71 \pm 0,49$ arbiträren Einheiten haben. Die Wasserflöhe wurden bei 20°C und bei Fluoreszenzlampe gehalten; sie wurden täglich reichlich mit der Grünalge *Scenedesmus scutus* gefüttert.

**Werbet
für den Mikrokosmos!**

Natürliche und künstliche Harze als Einschlussmittel für die Mikroskopie*

Gerhard Göke

Die meisten der hier beschriebenen Einschlussmittel sind in Xylol oder Toluol gelöste Harze. Beide Lösungsmittel sind gesundheitsschädlich und möglicherweise kanzerogen. Deshalb sollte man Hautkontakt vermeiden und in einem gut gelüfteten Raum arbeiten. Einige Harze geben beim Überhitzen gesundheitsschädliche Dämpfe ab. Das gilt besonders für Aroclor und solche Mittel, die PCBs als Weichmacher enthalten.

Bei den Einschlussmitteln wird eine grundsätzliche Untergliederung in Naturharze und Kunstharze vorgenommen. Die Eigenschaften der jeweiligen Harze werden im Folgenden erläutert.

Natürliche Harze

Kanadabalsam ist die sirupdicke Lösung des gereinigten Harzes der Balsamtanne *Albies balsamiae*. Mit der günstigen Brechzahl von etwa 1,52 war sie früher ein beliebtes Einschlussmittel. Bedingt durch den geringen Volumenschwund beim Trocknen ist sie zum Einbetten größerer Objekte, zum Beispiel von Chitinteilen geeignet. Wegen der hohen Säurezahl (76,0) bleichen gefärbte Präparate rasch aus. Diese ungünstige Eigenschaft und die starke Eigenfluoreszenz führten zur Entwicklung neutralerer Einschlussmittel. Es gibt heute noch zwei Sorten Kanadabalsam zu kaufen: Kanadabalsam duktil und Kanadabalsam glas hart. Letzteres für optische Zwecke und für Dünnschliffe. Der Preis ist relativ hoch.

Dammarharz (nD 1,533) und **Venetianischer Terpentin** (nD 1,519) sind in Xylol gelöste natürliche Harze, die früher wie Kanadabalsam verwendet wurden. In alten Sammlungen findet man noch Präparate aus dem 19. Jahr-

hundert, die damit hergestellt sind (beispielsweise meine alten Radiolarienpräparate).

Styrax (nD 1,59) ist das gereinigte Harz von *Styrax orientalis* Miller. Es ist gelb, während das daraus gewonnene **Styresin** mit gleicher Brechzahl wasserklar ist. Beide Harze wurden – in Xylol gelöst – früher für die Herstellung von Diatomeenpräparaten verwendet. Die Präparate der alten Präparatoren (zum Beispiel von E. Thum, Leipzig) sind alle mit Styrax hergestellt. Das Mittel hat mehrere Nachteile: Die Brechzahl ist zu niedrig, die Trockenzeit sehr lang. Beim Erhitzen auf einer Heizplatte wird es intensiv gelb. Für die Fluoreszenzmikroskopie ist es wie alle natürlichen Harze völlig ungeeignet.

Hyrax (nD circa 1,7) wurde 1931 von dem amerikanischen Mikropaläontologen G. Dallas Hanna als Einschlussmittel für Diatomeen eingeführt. Hannas Beschreibung ist sehr allgemein gehalten. Es soll ein Formaldehyd-Naphthalin-Kondensat sein, nach anderen Angaben von einer amerikanischen Koniferenart stammen. Das Mittel ist teuer und schlecht zu bekommen, eventuell noch bei Custom Research Development Inc., 8500 Mt. Vernon Rd., Auburn, Cal. 95603 USA.

Nachteil von Hyrax: Die Präparate sind sehr stoßempfindlich. Die Deckgläser springen auch nach Umrandung mit Deckglaslack leicht ab.

Von G. D. Hanna wurde 1931 auch das **Pleurax** (nD 1,73) beschrieben, das von Hustedt oft erwähnt wird. Es war nie im Handel. Man muss es selbst herstellen, was ich aber nicht probiert habe.

Dieser Artikel erschien in ähnlicher Fassung vorweg in Heft 20, April 2000, der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e. V. Für die Abdruckgenehmigung dankt die MIKROKOSMOS-Redaktion.

Malinol (nD 1,52) ist die gelbliche Lösung verschiedener Harzsäuren in Xylol und sieht aus wie Kandabalsam. Mit einer Säurezahl von 3,4 ist sie zwar nicht ganz neutral, doch bleiben alle Färbungen trotzdem gut erhalten. Die Trockenzeit beträgt bei Zimmertemperatur drei bis sechs Tage. Malinol ist auch für dickere Objekte geeignet und kann im Wärmeschrank getrocknet werden. Ich verwende es für Foraminiferenpräparate. Die starke Eigenfluoreszenz macht es für die Fluoreszenzmikroskopie ungeeignet.

Euparal ist ein Gemisch aus Paraldehyd, Eucalyptol, Camsat und Samdarak (nach Romeis). Im flüssigen Zustand beträgt seine Brechzahl 1,483; nach dem Erstarren 1,535. Trotz seiner nach U. Rüdts hohen Säurezahl von 52,9 ist Euparal auch für empfindliche Färbungen geeignet. Botanische Objekte können direkt aus 80%igem Alkohol übertragen werden. Zum Verdünnen gibt es eine spezielle Essenz. Für die Fluoreszenzmikroskopie ist Euparal ungeeignet. Bezugsquelle für Malinol, Dammarharz und Euparal: Chroma GmbH & Co. KG, Harvixbecker Str. 62, 48161 Münster (www.Chroma.de).

Kunstharze

DePeX (nD 1,52) ist die Lösung von Polystyrol mit dem Weichmacher Benzylbutylphthalat in Xylol oder Toluol. Dieses Einschlussmittel ist neutral und trocknet bei Zimmertemperatur sehr rasch. Es ist besonders gut für histologische Schnitte geeignet. Für Totalpräparate kann man es nicht verwenden, weil beim Trocknen ein relativ großer Volumenverlust eintritt. Luftblasen verschwinden nicht von allein. Man muss sie mit einer Borste mechanisch entfernen. DePeX darf man nicht im Thermostaten trocknen. Die Präparate ziehen Luftinseln. Die Eigenfluoreszenz ist minimal. Deshalb ist dieses Medium für die Fluoreszenzmikroskopie geeignet.

Bezugsquelle: McCrone Scientific Ltd. McCrone House, 155 AA Leighton Road, London NW5, 2 RD.

Rhenohistol (nD 1,520) ist die Lösung eines nicht näher bekannten gelblichen Kunstharzes in Xylol. Das Mittel ist fast neutral (Säurezahl 0,60). Die Trockenzeit beträgt drei Tage. Rhenohistol wurde als Ersatz für Kanadabalsam verwendet. Merck stellt es nicht mehr her.

Caedax (nD 1,558) ist die neutrale Lösung eines Kunstharzgemisches in Xylol. Es war bisher das Einschlussmittel der Wahl und konnte im Trockenschrank getrocknet werden, wobei Luftblasen verschwanden. Nachteilig waren lediglich die lange Trockenzeit von mindestens drei Wochen und die starke Eigenfluoreszenz. Wegen des Verbotes einiger Zusatzstoffe wird es von Merck nicht mehr hergestellt.

Entellan neu (nD 1,496) ist die fast neutrale Lösung von Polymethacrylsäureester in Xylol oder Toluol. Die geringe optische Dichte wirkt sich bei gefärbten histologischen Präparaten etwas negativ aus (dunkle Säume als Beugungerscheinungen). Ungefärbtes Material erscheint in Entellan kontrastreicher als beispielsweise in Caedax. Das Mittel hat eine sehr geringe Eigenfluoreszenz und ist deshalb für die Fluoreszenzmikroskopie geeignet. Die Trockenzeit beträgt bei Schnitten nur wenige Stunden. Für Totalpräparate ist Entellan ungeeignet.

Bezugsquelle: Chroma GmbH & Co. KG Münster (s. oben).

Eukitt (nD 1,494) ist wie Entellan neu ein Einschlussmittel auf der Basis von Polymethacrylsäureester, jedoch mit einer Säurezahl von 2,4 schwach sauer. Seine Brechzahl ist für manche Objekte zu gering. Die Trockenzeit ist mit etwa 25 Minuten recht kurz. Für dicke Objekte ist Eukitt nicht geeignet (Volumenverlust).

Außer für Karmin-, Sudan-III- und Toluidinblaufärbungen ist es für die meisten Färbungen zu gebrauchen.

Bezugsquelle: Kindler GmbH & Co., Ziegelhofstr. 214, 79110 Freiburg i. Br.

Histokitt (nD 1,49) gehört vermutlich ebenfalls in die Gruppe der Einschlussmittel auf der Basis von Polymethacrylsäureester. Die Eigenfluoreszenz ist gering. Die Eigenschaften gleichen denen von Entellan neu.

Bezugsquelle: Glaswarenfabrik Karl Hecht GmbH & Co. KG, 97647 Sondheim/Rhön.

NEO-Mount hat eine Brechzahl von 1,430 bis 1,460 und besteht aus Kunstharzen, die in aliphatischen Kohlenwasserstoffen (Nonan bis Undecan), dem Xylol-Ersatz, gelöst sind. Deshalb ist bei Großserien von histologischen Präparaten die gesundheitliche Belastung geringer als bei den anderen Einschlussmitteln. Neo-Mount wird in der Histologie immer dann verwendet, wenn Neo-Clear als Intermedium an Stelle von Xylol eingesetzt wird (siehe hierzu Hagener Mikro-Heft M 16, Dezember 1997).

Einschlussmittel für die Mikroskopie

Bezeichnung	Brechzahl nD	Säurezahl	Trockenzeit	Fluoreszenz
Natürliche Harze				
Kandabalsam	1,529	76,0	1–2 Wochen	stark
Dammarharz	1,533	?	1–2 Wochen	stark
Venetianischer				
Terpentin	1,519	?	1–2 Wochen	stark
Malinol	1,52	3,4	3–6 Tage	stark
Hyrax	~1,7	?	0	stark
Styrax	1,59	?	3–4 Wochen	stark
Kunsthharze				
Caedax	1,55	0,20	3 Wochen	stark
Rhenohistol	1,520	0,60	3 Tage	stark
Euparal	1,483	52,9	1 Woche	stark
Eukitt	1,492	2,4	25 Minuten	stark
Entellan neu	1,496	0,14	3 Stunden	keine
Histokitt	1,49	0	20 Minuten	gering
Neo-Mount	1,43/1,49	0	2 Tage	gering
DePeX	1,52	0	2 Stunden	gering
UV-Inert	1,469	0	30 Minuten	keine
Aroclor	1,66–1,7	–	0	stark
Naphrax	~1,7	–	0	stark
Meltmount	1,539	?	0	?
	1,533	?	0	?
	1,582	?	0	?
	1,605	?	0	?
	1,662	?	0	?
	1,680	?	0	?

Bezugsquelle und Informationen: Merck – Feinchemikalien und Laborbedarf Deutschland, 64271 Darmstadt.

UV-Inert (nD 1,469) ist die neutrale glasklare Lösung von wahrscheinlich Polymethacrylsäureester in Toluol und hat demzufolge Eigenschaften wie Entellan neu. Die Trockenzeit beträgt etwa 30 Minuten. Eine Eigenfluoreszenz ist praktisch nicht feststellbar. Es wird mit Erfolg bei der fluoreszenzmikroskopischen Untersuchung von Schnitten aller Art eingesetzt. Eigene Versuche mit dickeren Objekten (Mineralkörner, Foraminiferen usw.) waren aufgrund des Volumenverlustes nicht so erfolgreich.

Bezugsquelle: Serva-Feinbiochemica Entwicklungslabor Heidelberg.

Aroclor 5442 bzw. 4465 (nD 1,666 bis circa 1,7). Dieses von Monsanto hergestellte Kunstharz wurde bereits 1959 von E. Walger für die Präparation von Schwermineralkörnern empfohlen und vom Verfasser 1973 als Diatomeen-Einschlussmittel in die Mikroskopie einge-

führt. Schon damals habe ich darauf hingewiesen, dass Aroclor aus polychlorierten Kohlenwasserstoffen besteht (polychlorierte Biphenyle und Terphenyle) und eine Arbeitsvorschrift veröffentlicht, die auch die Gesundheitsschädlichkeit dieser Stoffe berücksichtigt (MIKROKOSMOS 65, 278–281, 1973). Aroclor war bisher das beste Diatomeen-Einschlussmittel. Es war mit anderen Harzen, wie zum Beispiel mit Caedax und Dammarharz, in jedem Verhältnis mischbar, so dass zwischen 1,52 und 1,66 jede Brechzahl eingestellt werden konnte (wichtig bei Radiolarien). Die Herstellung der Aroclore wurde inzwischen verboten.

Meltmount. In den 80er Jahren wurde versucht, für die Aroclore einen PCB-freien Ersatz zu finden. Die Firma Cargill in New Jersey, USA brachte die thermoplastischen Meltmount-Harze mit folgenden Brechzahlen heraus: nD 1,539 als Ersatz für Kanadabalsam; nD 1,553, 1,582, 1,605 und 1,662 als Ersatz für Aroclor; nD 1,680 und 1,704 als Ersatz für

Naphrax. Das feste Harz wird auf 80 bis 90 °C erwärmt, auf die trockenen Objekte aufgetropft und dann mit einem Deckglas bedeckt. Durch Erwärmen des Objektträgers auf 95 bis 110 °C verteilt es sich gleichmäßig. Für Diatomeen ist diese Methode wenig befriedigend. Zur Zeit wird an einer Verbesserung gearbeitet.

Bezugsquelle: McCrone Scientific Ltd., McCrone House, 155 AA Leighton Road, London NW5 2 RD. Fax ++44 171 267 3383.

Naphrax (nD circa 1,7) wurde 1954 vom W. D. Fleming als Diatomeen-Einschlussmittel in die Mikroskopie eingeführt. Dieses Formaldehyd-Naphthalinkondensat wird am besten in Toluol gelöst. Es hat das Aroclor abgelöst und ist heute das am meisten verwendete Diatomeen-Einschlussmittel. Die Arbeitsvorschrift wurde von mir modifiziert und veröffentlicht, unter anderem im MIKROKOSMOS 77, 191 (1988) und im Heft 1 der Hagener Mikrohefte (1993).

Bezugsquelle: Northern Biological Supplies, 3 Betts Avenue, Martlesham Heath, Ipswich IP5 7 RH, GB. Es werden Flaschen mit festem Naphrax verschickt, die auf 200 ml mit Toluol aufgefüllt werden müssen.

Folgende Diatomeen-Einschlussmittel werden nicht mehr hergestellt, weil entweder die Herstellerfirmen nicht mehr existieren oder die Mittel vermutlich polychlorierte Aromaten (PCBs oder PCTs) enthalten: **Caedax 547** mit nD 1,63 (Bayer-Leverkusen), **Diatopan** mit nD 1,63 (Chroma), **Clearax** mit nD 1,66 (G. T. Gurr, Ltd.), **Mikrops** mit nD 1,63 (Flatters & Garnett). Aus dem Clearax schieden sich nach Jahren in meiner Sammlung Mikrokristalle aus. Weil sich Präparate mit diesen Einschlussmitteln oft in alten Sammlungen befinden, werden sie hier genannt.

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

Aus der Industrie

Inkubator für inverse Nikon-Mikroskope Eclipse TE300 und TE200

Die geräumige Klimabox aus transparentem Kunststoff ermöglicht es, Zellen über einen längeren Zeitraum unter konstanter Temperatur und CO₂-Konzentration zu beobachten. Sie ist daher sehr gut für Langzeitversuche und / oder Mikromanipulationsexperimente geeignet.

Gefilterte und erwärmte Luft, mit einer variabel einstellbaren Temperatur von 32 bis 42 °C, zirkuliert in der Kammer. Das dazugehörige Heizgerät ist mechanisch vom Inkubator entkoppelt, um sicherzustellen, dass keine Vibrationen die Bildqualität beeinflussen können. Ein zusätzlich erhältlicher, beheizbarer Objektisch gewährleistet die Temperaturkonstanz der Proben.

Platinfolien-Sensoren überwachen die Temperatur in der Klimabox und die der optionalen Tischheizung. Die gemessenen Werte können von der Steuereinheit via RS485-Schnittstelle direkt in einen IBM-kompatiblen PC übertragen und parallel zum Experiment aufgezeichnet werden.

Kohlendioxid, essentiell für die Stabilität von Zell- und Gewebeproben, wird durch einen Sterilfilter und durch ein Wasserbad in die Kammer geleitet. Das Wasserbad dient zur Anfeuchtung der Luft und bietet zusätzlich eine einfache Kontrolle des Gaszufflusses. Die Box ist in zwei Varianten erhältlich: nur temperierbar oder temperierbar mit CO₂-Begasung.

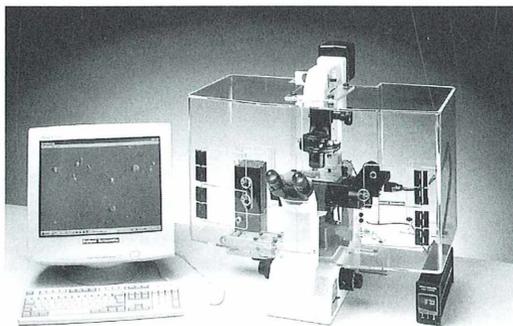


Abb. 1: Der neue Nikon-Inkubator.

Türen in der Wand der Klimabox ermöglichen einfaches Hantieren am Präparat, Präparatewechsel und Bedienen von Objektrevolver, Fluoreszenzschieber usw. Fokus- und Tischkontrolle sind ebenfalls leicht zu bedienen.

Fluoreszenz, Video- und Photoausgänge werden durch die Klimabox nicht behindert und die breite Palette an Zubehör wie Filterräder, motorisierte Tische und Mikromanipulatoren können montiert und genutzt werden.

Mikro-Einsteiger

Histophage Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*: Beschaffung und Haltung

Hans-Werner Kuhlmann

Mit dem notwendigen Quäntchen Glück wird es jedem interessierten Mikroskopiker gelingen, histophage Ciliaten selbst aufzuspüren und über kurze oder auch längere Zeit mit geringem Arbeitsaufwand zu kultivieren. Die Möglichkeiten, sich mit *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius* zu beschäftigen, oder auch, diese Organismen im Unterricht einzusetzen, sind mannigfaltig (siehe Kuhlmann in diesem und dem nächsten MIKROKOSMOS-Heft).

Histophage Ciliaten der Gattung *Ophryoglena* findet man weltweit in fast jedem stehenden Kleingewässer, in Deutschland von der Nordsee (Brackwassertümpel seeseits der Deiche in Nord- und Ostfriesland) bis hin zu den Alpen (zum Beispiel im Alpsee beim Schloss Neuschwanstein nahe Füssen). Die Ciliaten kommen ganzjährig darin vor, doch erreicht ihre Individuenzahl niemals diejenige von bakterien- oder algenfressenden Ciliaten. Typischerweise trifft man auf eine Konzentration der freischwimmenden Stadien von etwa 0,1 bis 5 Individuen pro Liter Wasser, im Spätherbst mitunter auch von mehr als 10 Individuen pro Liter. Diese wenigen freischwimmenden Theronten gilt es aufzuspüren. Dabei machen wir uns ihr beachtliches Orientierungsvermögen zunutze.

Ichthyophthirius findet man dagegen eher in Gewässern wärmerer Regionen der Erde. Mit verschiedenen Zierfischen gelangt dieser Ciliat jedoch häufig in (Süßwasser-)Aquarien. Von dem Parasiten befallene Fische sind an den bis zu 2 mm großen weißen Pünktchen auf der Haut zu erkennen. Bei diesen meist kreisrunden Punkten handelt es sich um Trophonten von *Ichthyophthirius*.

Auf der Suche nach *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*

Die Chance, in einem Kleingewässer auf *Ophryoglena*-Arten zu stoßen, ist in den Mo-

naten Oktober, November und Dezember am größten. Im Herbst kommt es zum Absterben vieler metazoischer Plankter, welche als Nahrungsquelle für *Ophryoglena* dienen. Insbesondere solche Gewässer, die im Sommer viele Daphnien beherbergen, sind aussichtsreich und sollten – mit einigen Hilfsmitteln im Gepäck – zwecks Beschaffung der histophagen Ciliaten besucht werden. Sollte der Tümpel oder Teich bereits eine dünne Eisschicht tragen, ist dieses keinesfalls ein Hindernisgrund, auf *Ophryoglena*-Jagd zu gehen, denn die meisten der mehr als 50 bekannten Arten fühlen sich bei Temperaturen von wenigen Grad über Null bis hin zu 20 °C recht wohl. Erreicht die Temperatur eines Gewässers im Sommer dagegen höhere Werte als 20 °C, sind nur noch wenige *Ophryoglena*-Arten wie beispielsweise *O. flava* im Therontenstadium zu finden.

Zu den Hilfsmitteln, welche die Chance, in einem Gewässer auf histophage Ciliaten zu stoßen wesentlich erhöhen, gehören in aller erster Linie Wasserflöhe, die Lieblingsmahlzeit der Ophryoglenen. Daphnien, die man auch für die spätere Haltung der Ciliaten benötigt, besorgt man sich am besten im Spätsommer aus einem Gewässer, in welchem die Massenvermehrung der Cladoceren gerade ihren Höhepunkt erreicht hat. Mit einem Planktonnetz kann man an einem sonnigen Standort – die Daphnien versammeln sich dann oft nahe der Oberfläche eines Teiches – in nur einer Stunde mitunter mehrere hundert Gramm Wasserflöhe fischen. Diese werden zunächst in

eine Vorratsflasche gegeben, später mit Aqua dest. oder einem kohlesäurefreien Mineralwasser gewaschen und von störendem Material wie Blätter und Algen befreit und dann – in noch lebendem Zustand – in der Tiefkühltruhe eingefroren. Es empfiehlt sich, jeweils kleine Mengen von bis zu 100 Daphnien zum Beispiel in Eppendorfgefäßen einzufrieren, damit sie später nur einmal wieder aufgetaut werden müssen, und zwar immer dann, wenn man sie zwecks Beschaffung oder Fütterung von Ophryoglenen benötigt. Nach dem Auftauen sollten die Daphnien binnen ein bis zwei Stunden als Futter für die histophagen Ciliaten verwendet werden; bereits von Bakterien befallene tote Daphnien werden von *Ophryoglena* gemieden. Will man eine oder mehrere Kulturen der Ciliaten über das gesamte Jahr halten, empfiehlt es sich, mindestens circa 100 bis 150 Einzelportionen einzufrieren, da *Ophryoglena*-Kulturen etwa 2–3 mal wöchentlich gefüttert werden müssen. Für den Fall, dass eingefrorene Daphnien nicht zur Verfügung stehen, kann man auch sehr kleine Stückchen Rindermilch oder Blut als Nahrungsquelle verwenden. Lebende oder getrocknete Daphnien sind zur Fütterung von *Ophryoglena* ungeeignet.

Da von den zuvor eingefrorenen Daphnien, die nun kleinste Risse aufweisen, ein starker attraktiver chemischer Reiz ausgeht, werden *Ophryoglena*-Theronten von diesen in der Folge angelockt. Um die Chance, Ophryoglenen zu fangen, zu erhöhen, empfiehlt es sich, pro Gewässer einige Dutzend Daphnien als Köder einzusetzen. Diese können, auf mehrere solcher Fallen verteilt, in weithalsige Glasflaschen gegeben werden oder – auf eine Nadel aufgespießt – mit Angelschnur an verschiedenen Stellen ins Wasser gehalten werden. Eine halbe bis eine Stunde später gibt man die Daphnien mit den eventuell darin befindlichen Ophryoglenen in Kulturmedium. Als Kulturmedium dient kohlesäurefreies, mineralarmes Mineralwasser, am besten das französische Mineralwasser Volvic, welches in Deutschland in den meisten Getränkehandlungen zu erwerben ist. Alternativ kann auch abgekochtes Tümpelwasser verwendet werden. Von nun an gibt man jeden zweiten bis dritten Tag einige wenige Daphnien in den Kulturansatz und achtet dabei auf gegebenenfalls wenige Minuten später in die Daphnien eindringende Theronten, welche kurz darauf zu Trophonten werden und dabei eine beachtliche Größenzunahme zeigen.

Als Alternative zur dargestellten Fangmethode kann man auch größere Mengen Tümpelwasser in Eimern entnehmen und – in der Hoffnung, dass sich Ophryoglenen darin befinden – mit deren regelmäßiger Fütterung beginnen und somit ihre selektive Vermehrung fördern. Eine besonders beeindruckende und oft erfolgreiche Methode Ophryoglenen anzulocken, ist in Abbildung 1 dargestellt.

Ichthyophthirius multifiliis beschafft man sich am besten zusammen mit einem befallenen Fisch aus einer Aquariefisch-Handlung. Da der Parasit allerdings den Interessen eines jeden Aquarianers und somit auch des Fischhändlers entgegensteht, und da dieser alles tun wird, den Parasiten zu bekämpfen und befallene Fische zu isolieren, ist es nicht leicht, an *Ichthyophthirius* zu gelangen. Zu empfehlen ist es, in verschiedenen Aquariefisch-Handlungen seine Telefonnummer mit der Bitte zu hinterlassen, benachrichtigt zu werden, falls ein von der Weißpünktchenkrankheit befallener Fisch angeliefert wird. Dieser kann dann mit den Händen abgerubbelt werden, so dass einige der sehr großen Trophonten sich von der Haut des Fisches ablösen. Die Trophonten

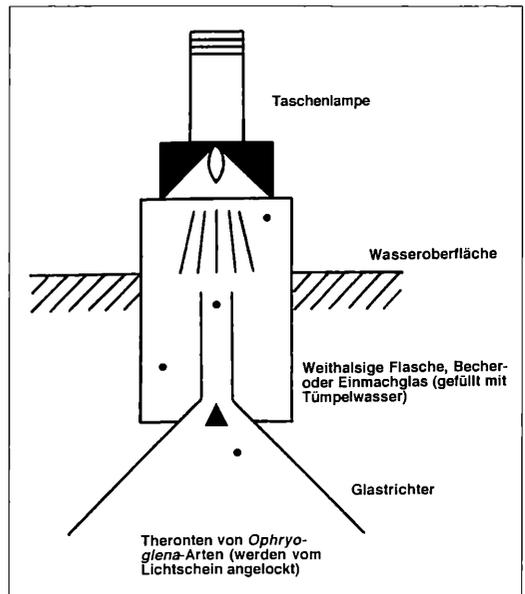


Abb. 1: Einsatz einer Lichtfalle zur Anlockung histophager Ciliaten. In Abständen von jeweils einigen Minuten sollte die Lichtfalle nachts an verschiedenen Stellen eines stehenden Gewässers eingebracht werden.

werden mit einer Pipette gesammelt, in neues Medium (Volvic) gegeben und nachfolgend bis zur Differenzierung in Theronten beobachtet. Eine Infektion gesunder Fische sollte aber – nicht nur, weil das Tierschutzgesetz dieses verbietet – unterbleiben!

Die Kultur von *Ophryoglena*

War die Suche nach *Ophryoglena* erfolgreich, ist die weitere Haltung dieses Ciliaten ein Leichtes. Aus dem Anreicherungsansatz, der eventuell noch weitere Ciliaten und Flagellaten enthält, werden die *Ophryoglenen* zwei Tage nach der letzten Fütterung nach einer der beiden folgenden Methoden gezielt ausselektiert:

(a) Man gibt einen Teil des Ansatzes in eine Petrischale oder in ein anderes gläsernes Behältnis mit runder Grundform. Sodann stellt man das Gefäß in einen abgedunkelten Raum, beleuchtet dieses von der Seite mit einer Taschenlampe und entnimmt etwa eine Minute später an der dem Licht zugewandten Seite direkt an der Glaswand Theronten, welche sich dort angesammelt haben. Bei Verwendung einer schwarzen Unterlage sind diese mit dem bloßen Auge sichtbar. Die Ciliaten überführt man sodann in ein neues Gefäß mit frischem Medium und füttert sie mit einer gefrorenen und kurz zuvor wieder aufgetauten Daphnie. Werden mehr als 50 Theronten überführt, benötigt man für die Fütterung mehrere Daphnien.

(b) Man gibt eine Daphnie in das Kulturgefäß, in welchem sich *Ophryoglenen* und andere Organismen befinden, wartet etwa 15 bis 30 Minuten, bis die Theronten in größerer Zahl in die Daphnie eingedrungen sind, greift daraufhin die Daphnie mit Hilfe einer spitzen Pinzette an einer ihrer Antennen und überführt die Trophonten in ein neues, mit frischem Medium gefülltes Kulturgefäß.

Bei stärkerer Kontamination eines Kulturansatzes ist die Kombination der beiden geschilderten Vorgehensweisen zu empfehlen (dazu müssen die beiden Schritte nacheinander durchgeführt werden). Will man *Ophryoglenen* über lange Zeit kultivieren, sollte man sich die Mühe machen, eine Kultur von einer einzelnen Zelle ausgehend zu starten. Man spricht in diesem Zusammenhang auch von einer Klonierung. Klonkulturen sind in der Regel einfacher zu handhaben als Kulturen, die aus einer Mischpopulation von Zellen einer bestimmten Art bestehen. Befürchtungen, einen Stamm (eine Klonkultur) als Folge von Alterungserscheinungen der Zellen im Laufe der Zeit zu verlieren, muss man bezüglich *Ophryoglena* nicht haben, da sexuelle Fortpflanzung durch Konjugation in dieser Gattung offensichtlich nicht notwendig ist. Noch niemals hat irgendjemand ein Konjugationspaar einer *Ophryoglena*-Art gesichtet.

Während eine Kultur von *Ophryoglena* in der Regel zwei bis drei Mal wöchentlich gefüttert

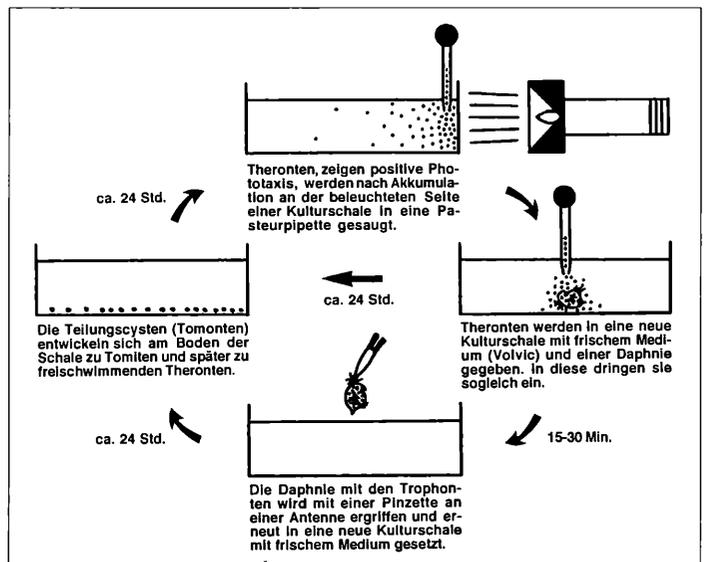


Abb. 2: Schema zur Haltung und Vermehrung von *Ophryoglena*-Arten.

werden muss (die sehr beweglichen Theronten sterben etwa am dritten Tag nach ihrer Entstehung ab), ist ein Umsetzen der Zellen nach einer der beiden zuvor beschriebenen Methoden nur alle 7 bis 14 Tage notwendig. Hat man nur sehr wenig Zeit, um sich um die Kultur zu kümmern, sollte man austesten, bei welcher Minimaltemperatur die Zellen sich gerade noch vermehren. Unter Umständen kann man sie dann im Kühlschrank halten. Solche *Ophryoglena*-Arten, die Dauercysten bilden (dieses sind circa 50% der bekannten Arten) können oft mehrere Wochen lang unversorgt bleiben. Wird dann das Medium erneuert und eine Daphnie als Futter angeboten, erwacht die Kultur binnen weniger Stunden wieder zu neuem Leben. Die hier beschriebene Kulturmethode ist schematisch in Abbildung 2 dargestellt. Will man *Ophryoglena*-Zellen, die man eine Zeit lang in Kultur hatte nicht weiterhalten, vielleicht aber später wieder auf die Art zurückgreifen, kann man versuchen, die Ciliaten in einem Gartenteich oder in einem anderen ganzjährigen Kleingewässer anzusiedeln. Diese Methode hat schon einige Male Erfolge gezeigt, vor allem dann, wenn in dem ausgewählten Teich Daphnien vorhanden waren. Schließlich noch ein Hinweis darauf, wie man mit Brackwasserarten umgehen sollte. Die Vorgehensweise bleibt grundsätzlich genau die gleiche. Lediglich muss dem Kulturmedium ein bestimmter Anteil an Meerwasser zugefügt werden. Ein Verhältnis von 67% Volvic und 33% Nordseewasser hat sich für die in Ostfriesland vorkommenden Arten bewährt. Noch besser ist es, der Mischung zusätzlich 1% Erdextrakt (mit heißem Wasser extrahierte Erde aus der Gegend des Fundortes der Ciliaten) hinzuzufügen. Insgesamt gesehen zeigen Brackwasserarten aber einen hohen Grad an Anpassungsvermögen an verschiedene Bedingungen, vorausgesetzt, sie haben einige Tage Zeit, um sich an die Kulturbedingungen zu gewöhnen.

Literaturhinweise

- Cadetti, L., Marroni, F., Marangoni, R., Kuhlmann, H.-W., Giofré, D., Colombetti, G.: Phototaxis in the ciliated protozoan *Ophryoglena flava*: dose-effect curves and action spectrum determination. *Photochem. Photobiol.* B: Biol. (in press).
- Canella, M. F., Rocchi-Canella, I.: Biologie des Ophryoglenina (Ciliés Hyménostomes histophages). *Ann. Univ. Ferrara (N. S. Sez. III)* 3 (Suppl. 2), 1–510 (1976).
- Dönges, J. (Hrsg.): *Parasitologie*, 2. Aufl., Thieme Verlag, Stuttgart 1988.
- Kuhlmann, H.-W.: Life cycle dependent phototactic orientation in *Ophryoglena catenula*. *Europ. J. Protistol.* 29, 344–352 (1993).
- Kuhlmann, H.-W.: Life stages and responses to stimuli. In: Anderson, O. R., Druger, M. (eds.): *Explore the world using protozoa*. National Science Teacher Association and Society of Protozoologists, Arlington 1997.
- Lom, J., Dykova, I. (eds.): *Protozoan parasites of fishes*. Elsevier Sci. Publ., Amsterdam 1992.
- Lynn, D. H., Frombach, S., Ewing, M. S., Kocan, K. M.: The organelle of Lieberkühn as a synapomorphy for the Ophryoglenina (Ciliophora: Hymenostomatida). *Trans. Am. Microsc. Soc.* 110, 1–11 (1991).
- Mehlhorn, H., Piekarski, G. (Hrsg.): *Grundriß der Parasitenkunde*. 3. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
- Nigrelli, R. F., Pokorny, K. S., Ruggieri, G. D.: Notes on *Ichthyophthirius multifiliis*, a ciliate parasitic on fresh-water fishes, with some remarks on possible physiological races and species. *Trans. Amer. Microsc. Soc.* 95, 607–613 (1976).

Verfasser: Prof. Dr. Hans-Werner Kuhlmann, Institut für Allgemeine Zoologie und Genetik der Universität Münster, Schlossplatz 5, D-48149 Münster

Kein Glück gehabt?

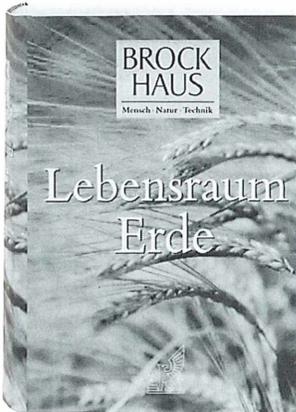
Auch wenn man alle wohlgemeinten Ratschläge zur Beschaffung histophager Ciliaten befolgt hat, kann es vorkommen, dass die Suche dennoch erfolglos geblieben ist. Die vielleicht letzte Möglichkeit, in einem solchen Fall an *Ophryoglena*-Zellen zu gelangen, ist diejenige, den Verfasser des Artikels anzuschreiben. Diesbezüglich wird folgendes empfohlen: Zunächst sollte ein erster Kontakt mit dem Verfasser des Artikels entweder per Telefon, Fax oder E-Mail aufgenommen werden. Daraufhin sollten Daphnien eingefroren und das Mineralwasser Volvic bereitgestellt werden. Schließlich sollte ein Brief mit selbstadressiertem und frankiertem Rückumschlag aus festem Papier an die Adresse des Verfassers geschickt werden.

Mit Ausnahme der für ein Versenden von Ciliaten ungünstigen Sommermonate wird der Anfragende umgehend, in der Regel zur Wochenmitte, zwei oder drei Eppendorfgefäße mit Süßwasser-*Ophryoglena*-Arten zugeschickt bekommen.

Adresse des Verfassers: siehe oben. Tel.: 0251-8323872, Fax: 0251-8324723, E-Mail: kuhlmah@uni-muenster.de

Buchbesprechungen

Brockhaus, F. A.: Wissensreihe Mensch – Natur – Technik. Brockhaus, Leipzig, 1999 und 2000, Lexikonbände, jeweils über 700 Seiten mit rund 1.200 Abbildungen, Preis pro Band DM 98,00. ISBN 3-7653-7941-7, 42-5, 43-3, 44-1, 45-X, 46-8.



Pünktlich zur EXPO 2000 liegt die komplette Wissensreihe „Mensch – Natur – Technik“ vor. Nicht nur das Motto teilt sie mit der Weltausstellung, sondern auch die thematische Vielfalt. Brockhaus beschreitet mit dieser sechsbändigen Serie neue Wege. Es steht nicht mehr die rein lexikalische, Stichwort orientierte Wissensvermittlung im Vordergrund, sondern von einem 40-köpfigen Redaktionsteam werden Einzelabhandlungen von über 90 Fachautoren zu einem bemerkenswerten, quantitativ wie qualitativ herausragenden Gesamtwerk zusammengefügt. Jeder Band weist ein ausführliches Register auf und gibt Hinweise auf weiterführende Literatur.

Die sechs Titel „Vom Urknall zum Mensch“, „Phänomen Mensch“, „Lebensraum Erde“, „Mensch, Maschinen, Mechanismen“, „Technologien für das 21. Jahrhundert“ und „Die Zukunft unseres Planeten“ berichten um-

fassend aktuell über die Entstehung von Weltall, Sonnensystem und irdischem Leben, über den Menschen, ökologische Zusammenhänge, über viel versprechende Techniken von heute und Schlüsseltechnologien von morgen und beleuchten die Zukunft der unterschiedlichsten Lebensbereiche.

Jeder, der an unserer Umwelt und unserer Position in ihr interessiert ist – und wer wäre das nicht –, findet in diesem Informationswerk erschöpfende Antworten auf vielfältigste Fragen. Wenn auch aufgrund ihrer Größe und ihres Gewichtes nicht gerade als Bettlektüre geeignet, laden die Bände zu ausgedehntem Schmökern ein.

Redaktion MIKROKOSMOS

Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum I. Zur Einführung in die Anatomie der Samenpflanzen. 8. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1999, 368 Seiten, 119 Abbildungen, gebunden, DM 58,-, ISBN 3-8274-0923-3, und **Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum II. Zur Einführung in den Bau, die Fortpflanzung und Ontogenie der niederen Pflanzen.** 4. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1999, 330 Seiten, 118 Abbildungen, gebunden, DM 58,-, ISBN 3-8274-0924-1.

Band I dieses Doppelwerkes ist bereits geradezu ein Klassiker, der seit seiner ersten Auflage (1967) viele Lernende begleitet und begeistert hat. Bekannt geworden ist diese überaus gelungene Einführung in den Bau der höheren Pflanzen durch ihre einzigartigen und hervorragend nachvollziehbaren Schritt-für-Schritt-Anleitungen, die im Text- ebenso wie im Bildteil die eingehende Beschäftigung mit der pflanzlichen Anatomie sehr er-

leichtern. Von der Ebene der Zelle über die einzelnen Gewebe bis zu den Grundorganen des Kormus stellen die Einzelkapitel die jeweils wichtigsten Struktur-/Funktionsbeziehungen vor. Die jetzt in der 8. Auflage vorliegende (und in einem anderen Verlag erschienene) Neubearbeitung zeichnet sich bei Bewahrung des bewährten Konzepts durch einige Ergänzungen aus, beispielsweise um die so wichtigen Themen Mitose und Meiose sowie durch Erweiterungen auch im methodischen Teil (vor allem bei der Mikrotomtechnik). Auch im Erscheinungsbild hat die Neuausgabe an Profil noch deutlich hinzugewonnen.

Band II des Gesamtwerkes dient der Einführung in die Entwicklungsgeschichte der niederen Pflanzen (Algen, Moose, Farne) sowie der heute nicht mehr der eigentlichen Botanik zugerechneten Bakterien und Pilze (einschließlich Flechten). Auch hier erweist sich die Kombination von schematisierenden Zeichnungen mit aussagestarken sw-Fotos und einer ausführlichen textlichen Behandlung als exzellentes Mittel, um die jeweils behandelten Sachverhalte eingehend zu verdeutlichen. Die genauen Präparationsanleitungen und Beobachtungshinweise erleichtern den Zugang zu den Besonderheiten der hier angesprochenen Organisationstypen und Verwandtschaftsgruppen. Die zahlreichen Fallbeispiele versprechen ebenso wie in Band I eine Fülle ergiebiger Beobachtungsmöglichkeiten.

Beide Bände, ursprünglich einmal als reine Anatomie bzw. Entwicklungsgeschichte konzipiert und jetzt in der Darstellung harmonisiert, sind in den vorliegenden Bearbeitungen eine äußerst hilfreiche Hinführung in die mikroskopische Detailuntersuchung und auch für den Selbstunterricht bei der Beschäftigung mit allen nicht-tierischen Lebewesen bestens geeignet. Bruno P. Kremer, Köln

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikroskopische Gesellschaft Wien



Programm
Januar bis März 2001

- 09.1.: Vorweisungsabend. Die Mitglieder der Gesellschaft werden ersucht, Präparate zur Besprechung mit der Mikroskop-Videoeinrichtung mitzubringen
- 16.1.: Ing. Konrad Liebeswar: Botanik (Präparationsabend)
- 23.1.: Jahreshauptversammlung
- 30.1.: Hermann Hochmeier: Diatomeen (Präparationsabend)
- 06.2.: Semesterferien. Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen
- 13.2.: Herbert Fidi: Botanik (Präparationsabend)
- 20.2.: Mag. Erich Eder: Neues aus der Forschung über Urzeitkrebse (mit Dias)
- 27.2.: Herbert Palme und Peter Pavlicek: Die Geschichte des Nördlinger Ries (mit Dias)
- 06.3.: Herbert Palme und Peter Pavlicek: Impaktgestein-Dünnschliffe (Präparationsabend)
- 13.3.: Herbert Palme und Peter Pavlicek: Impaktgestein-Dünnschliffe (Fortsetzung vom 06.3., Präparationsabend)
- 20.3.: Prof. Dr. Ferdinand Starmühlner: Wunderwelt der Weichtiere: Muscheln, Schnecken, Kopffüßler (mit Dias)
- 27.3.: Dr. Susanne Steinböck: Reisebericht über China (mit Dias)

Alle Vorträge und Kurse finden in den Räumen der Gesellschaft in Wien 2, Marinelligasse 10a an Dienstagen statt und beginnen jeweils um 19.15 Uhr. Gäste sind willkommen. Vorstandssitzungen finden jeden ersten Dienstag im Monat statt. Kontaktadresse: OstR. Prof. Erich Steiner, A-1120 Wien, Aßmayergasse 11/6. Tel./Fax.: 01/8138446.

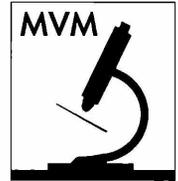
Anmerkung: Die Mikroskopische Gesellschaft Wien bietet gegen Porto- und Versandkosten Lebendmaterial (*Euglena viridis* und *Paramecium caudatum*) an. Lieferzeit circa vier Wochen nach Bestellung.

Anzeige

Was wir heute tun,
entscheidet, wie
die Welt morgen
aussieht. Boris Pasternak

Brot für die Welt Postbank Köln 500 500-500
<http://www.brot-fuer-die-welt.de>

Mikrobiologische Vereinigung München



Programm
November 2000 bis März 2001

- 08.11.: Bindegewebe der Säugetiere. Mit praktischen Übungen (Dr. M. Schubert)
- 22.11.: Mikroskopierabend mit Besprechung und Verteilung von Mikropräparaten aus dem Bestand von Dr. Ludwig. (T. Kasalicky und S. Hoc)
- 06.12.: Wie kam das Leben auf die Erde? (M. Etzrodt)
- 20.12.: Die Vielfalt der Algen aus moderner Sicht. Mit mikroskopischen Übungen. (Prof. Dr. T. Friedl)
- 17.01.: Radiolarien. (Dr. G. Steiger, Geologe)
- 07.02.: Einfach durchzuführende mikroskopische Beobachtungen am menschlichen Fingernagel (S. Hoc)
- 21.02.: Arbeiten mit dem Videorekorder: VHS und S-VHS-Betrieb. Aufnahme und Wiedergabe (W. Neubert)
- 07.03.: Jahresschichten in den Ablagerungen des Ammer- und Starnberger Sees - ein ideales Umweltarchiv (Dr. J. Alefs, Geologe)
- 21.03.: Jahreshauptversammlung. Anschließend Diavortrag.

Gäste sind zu allen Veranstaltungen willkommen. Mittwochs immer 19.30 Uhr; Lothstraße 17, Ecke Dachauer Straße; Trambahnlinie 20; Zugang von Dachauer Straße oder Heßstraße zum Neubau der TU (hinter dem ehemaligen Zeughaus); Seminarraum 04 (Untergeschoss). Telefon 08142 / 2452 oder 08141 / 512690.

Anzeige

Unser Produktsortiment umfasst ca. 1500 Farbstoffe und Farblösungen in den verschiedensten Abpackungen.

Sie können alle Produkte im Internet unter www.chroma.de suchen und sofort bestellen

Jetzt downloaden: Katalog als Excel-Datei



Our product line covers about 1500 dyes and stain solutions in different packaging sizes.

All products can be found under www.chroma.de even under the English names and the users can order directly via our shop software.

Download catalogue as Excel-file.

INFO@CHROMA.DE

WWW.CHROMA.DE

Mikro-Markt

Neu
Mikro-Markt Online
 Zum Kombipreis (Print + Online)
 Anzeigenpreis plus 30% Online-Aufschlag
 Nähere Infos unter www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/markt.htm
 oder Tel.: 03641/62 64 45

Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe (1/2001): 20. 11. 2000

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

Privat DM 3,50 Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift
 Geschäftlich DM 5,- (nur Privatanzeigen) DM 2,-
 Chiffregebühr DM 10,- Preise zzgl. gesetzlicher MwSt.

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:

URBAN & FISCHER Verlag, Anzeigenleitung: Postfach 10 05 37, D-07705 Jena

Steindorff Labormikroskop m. Achr. 10/40/100 Öl für DM 850 abzugeben. **Suche:** Tischträger f. Drehtisch zum Ortholux 1, Wild Stativleuchte f. Halogen (auch defekt), Leitz PI Fluotar 10x, 1 Periplan GF 10x (M), 2 Periplan GF 12,5x Brille (160). Tel. 030/4 33 20 74

Suche für Zeiss-Photomikroskop II bzw. III:
Objektivwechsler mit Revolver für 7 Objektive (Nr. 47 31 69); **Anschlussrohr** (Nr. 46 70 40-99 03), **Anschlussring** (Nr. 42 70 09) und **Anschlussstück** (Nr. 46 70 42) für Leuchten 30/60/100. Telefon: 0 74 61/1 32 19

Suche Objektiv Plan-Neofluar 40/0.90 W-Oel (CZ Oberkochen). **Biete** dafür **Objektiv Plan-Apochromat** 40/1.0 Oel mit Iris Ph vom gleichen Hersteller.
 Nils Hilger, Neuhofstr. 34, 60318 Frankfurt/M

Suche Kleinmikroskop Meopta AZ2 (Blechbüchse) oder anderes z.B. von Rathenow.
 A. Suttrup, Tel. 0 42 44/71 24

Leitz Auflichtmikroskop m. Tubuskreuzverstellg. (30er J., Sammlerst.), DM 480,-; 2 Stative Ortholux 1, DM 250,-/DM 450,-; sowie div. Leitz/Zeiss (W)-Zubehör **abzugeben**.
 Bitte Liste anfordern. Tel. 0 30/4 33 20 74

Verkaufe: Binokularmikroskope: LOMO (neuw.) DM 450,-; ASCANIA (orig.verp.) DM 680,-; ZEISS (1953, wie neu) DM 680,-; ZEISS UNIVERSAL (1952, IA) m. (u.a.) Planapo 60/1,4 HI u. Planapo 6,3/0,4 DM 3.200,-; Tel. 030/4 31 59 09

Schul- und Forschungsmikroskope

(Durchlicht, Auflicht, Stereo)

Präparierbedarf u. -instrumente, Lupen

speziell auch für Mikroskopiepraktika

Videokameras für die Mikroskopie

Reparatur- u. Serviceleistungen.

Labor- u. Medizintechnik

Dr. Jutta Rost,

Am Fischerhaus 1, D-04159 Leipzig

Tel./Fax 03 41/461 65 96

labortechnik.rost@t-online.de

LOMO - Die vernünftige Alternative



Großes Zubehör Angebot:

- Neuer LED-Beleuchter 501 DM 120,-
- Kühler-Beleuchtung DM 330,-
- Zeichentubus DM 750,-
- Mono-Fototubus DM 350,-
- Trinokular DM 690,-
- Binokular DM 450,-
- Monokulartubus DM 95,-
- Kondensoren: Abbe, Kardoid usw. DM 350,-
- Diskussionstubus DM 290,-
- Okularschrauben-Mikrometer DM 330,-
- Phasenkontrasteinrichtung DM 650,-
- größtes LOMO Objektivangebot Deutschlands!



BW-OPTIK
 DIREKTOR: LANGNER-VOSS
 48683 AHAUS - BUSSARDWEG 19-B

Katalog: Inland DM 10,-
 Ausland DM 20,-
 Internet: www.lbw-optik.de
 Tel: 02561/444562 Fax: 02561444561

Verkaufe Olympus Forschungsmikroskop **VANOX, Durchlicht/Auflicht**, Hell- u. Du.feld, Polarisation, 14 Objektive (5 Planapos), 100 W Halogen, Top-Zustand! Außerdem: **Für Zeiss Standard** Fototubus 473028. **Mikroobjektiv** Zeiss Luminar 40/4,5; Tel. 0 89/3 08 22 11

Komplette Laboreinrichtung zu verkaufen:

Bestehend aus:

1 Mikroskop Leitz Dialux, eingerichtet für Hell+Dunkelfeld, Phasenkontrast; Fluoreszenzkontrast mit Filter; D.I.K. Leitz Systemkamera mit Linhoff Aufsatz 9x12 und Rollfilmadapter; Blitzeinrichtung, Auflichteinrichtung, Leitzeichenapparat; 2 Lampenhäuser 100 W mit 2 Vorschaltgeräten; 1 Lampenhaus 250 W mit Vorschaltgerät; diverse Objektive

1 Leitz Großfeld-Stereomikroskop mit 3 Objektiven

1 Mikroskop Zeiss Invertoskop D Hellfeld Phasenkontrast, diverse Objektive

1 Schlittenmikrotom Schnittgenauigkeit 10 µ; 1 Elektro-Zentrifuge; 1 Elektro-Wasserbad; 1 Elektro-Wärmeschrank; 1 Kleinautoklav; 1 Kaltlichtleuchte; 1 Rühr- und Heizgerät; 1 Exikator mit Vakuummotor, diverses Zubehör

Nur an Selbstabholer gegen bar!!!!

VB DM 12.000,-; Tel. 07 11/61 74 03 ab 18 Uhr

Mikroskopische Präparate aus Zoologie und Botanik in **besten Qualität direkt vom Hersteller**. Wir liefern auch **Semi-Dünnschnitte** (1µm). Bitte Liste anfordern. (Bitte Rückporto von DM 2,20 in Briefmarken). Labor für mikroskop. Technik u. mikroskop. Fotografie. Ingrid Neureuther, Brentanost. 7a, 85055 Ingolstadt
Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53

Probleme beim Ausbau des Mikroskops?

Unsere Liste „Zubehör für die Mikroskopie und Mikrofotografie“ enthält die passende Optik und viele Bauteile.

R. Göke, Am Widey 7, 58095 Hagen,

Telefon + Fax 0 23 31/3 17 54

Mikroskop Biolar, 100 W Halo, Trino Fototubus, div. Zubehör **zu verkaufen**.

Tel. 0 61 73/6 65 91; Fax 0 61 73/32 38 16

Verkaufe über 300 Chemikalien in Kleinmengen (ab 1 Gramm), **auch seltenere Chemikalien und Farbstoffe**, solange die Vorräte reichen.

Liste anfordern gegen DM 3,- in Briefmarken bei **Dr. K.-P. Klotz, Brühlstr. 6, D-73491 Neuler** oder gratis per E-Mail: kpklotz@gmx.de

Impressum

Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1-3, 14195 Berlin, Telefon: 030/83 85 64 75, Telefax: 030/83 85 64 77, e-mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de; Redaktionsassistentin: Dr. Renate Radek, Telefon: 030/83 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 (03641)626-3, Fax (03641)62 65 00; e-mail: journals@urbanfischer.de

Anzeigenannahme und -verwaltung: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Anzeigenleitung: Sabine Schröter, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena, Telefon (03641)62 64 45, Fax (03641)62 64 21.

Anzeigenleitung: Media-Service Tischler GmbH, Postfach 30 17 70, D - 10747 Berlin, Telefon (030) 801 10 18, Fax (030) 801 66 61.

Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 2000.

Abo-Service und Vertrieb: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena, Telefon (03641)62 64 44, Fax (03641)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 (2000): 1 Jahrgang mit 6 Hefen.

Abo-Preise (2000): 118,- DM*; Einzelheftpreis: 24,- DM*; Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten: 79,- DM* *Unverbindlich empfohlene Preise. Alle Preise zzgl. Versandkosten. Preisänderungen vorbehalten.

Folgende Kreditkarten werden zur Zahlung akzeptiert: Visa / Eurocard / Mastercard / American Express (bitte Kartenummer 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 Bd. 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfreiem,

pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.

Printed in Germany

© 2000 Urban & Fischer Verlag

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

Mitglied der
Deutschen Fachpresse



Hinweise für Autoren

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Erfahrungsberichte, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie. Beiträge, die zur Veröffentlichung angeboten werden, dürfen nicht gleichzeitig anderweitig zum Druck eingereicht werden.

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte grundsätzlich nur auf einseitig beschriebenen, fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden und jeweils 30 Zeilen mit höchstens 60 Anschlägen pro Zeile umfassen. Bitte am rechten Rand des Manuskriptes die ungefähre Platzierung der Abbildungen und Tabellen angeben. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy als 3,5"-Diskette (nur DOS-Formate) mit der oben angegebenen Formatierung eingereicht werden.

Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend nummerieren) bitte nicht in den Haupttext einbauen, sondern als Anhang auf eigene Manuskriptseiten schreiben.

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertige Strichzeichnungen, Graphiken (vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt oder als Laserprint). Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Beschriftungen nur mit Anreibebuchstaben (Endgröße nach Vergrößerung/ Verkleinerung der jeweiligen Bildvorlage ca. 3 mm) anbringen. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) 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.: *Calyptotricha pleuronemoides* – Ein Ciliat in einer Röhre. Mikrokosmos 88, 27–30 (1999).

Buchzitate:

Fioroni, P.: Evertbratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur & 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. Bei stärkerer redaktioneller Bearbeitung eines Manuskriptes erhält der Autor zuvor eine Kopie des druckfertigen Manuskriptes zur Freigabe.

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

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit DM 50,- und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit DM 100,-.

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

Mikrokosmos
510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums
Museumstraße 14
4020 Linz

1

(6)

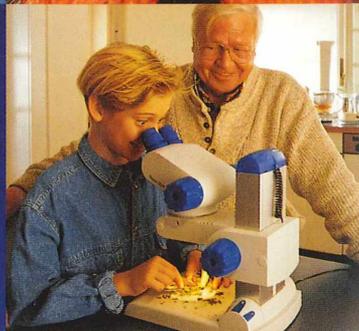
Abenteuer Mikroskopie

300229

Wer wohnt in Baumrinden?
Was ist in Pfützen? Lebt Erde...?
Spaziergänge werden zum
Abenteuer. Es lauert überall.



Um Abenteuer zu bestehen,
braucht man die bestmögliche
Ausrüstung:
Brillante Zoomoptik, Auflicht,
Durchlicht, Mischlicht – schnell
und einfach per Tastendruck.
Das Stereomikroskop
Stemi DV4 eröffnet eine
faszinierende Welt.
Tragbar. Auch im Preis.



Carl Zeiss
Mikroskopie
D-07740 Jena · Tel. (036 41) 64-16 16 · Fax (036 41) 64-31 44
mikro@zeiss.de · www.zeiss.de/mikro



ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2000

Band/Volume: [89_6](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 89_6 1](#)