

II 90372/90,1

www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos

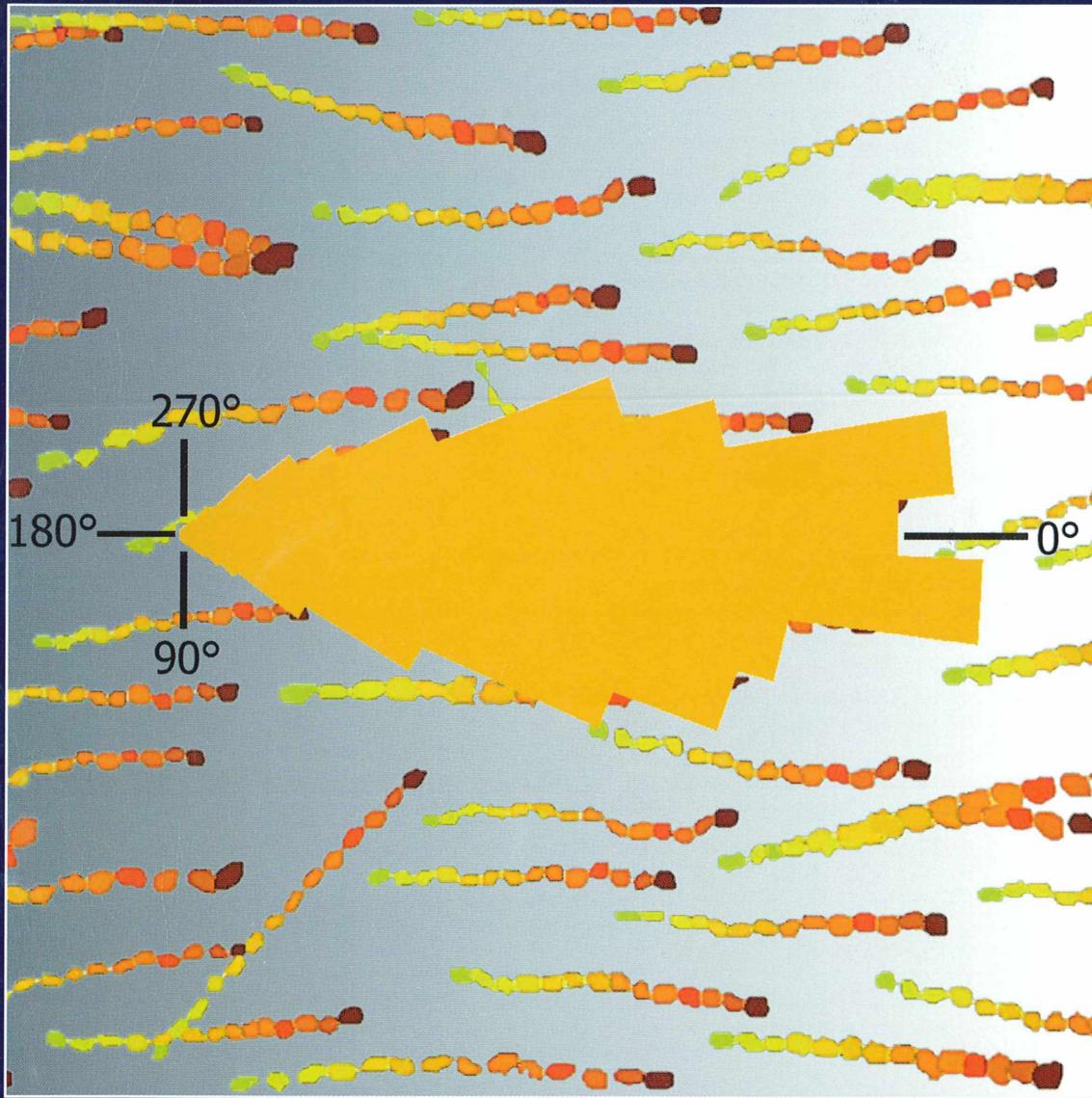
F 20582

MIKROKOSMOS



URBAN & FISCHER

Januar 2001
90. Jahrgang
Heft 1
ISSN 0026-3680



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

- 1** Editorial
- 3** Steilwandmikroskopie im Aquarium
Erich Lüthje
- 7** Verstellbarer schiefer Strahlengang mit kritischer Beleuchtung
Werner Nachtigall
- 11** Asexuelle Fortpflanzung bei Anneliden (Ringelwürmern)
Teil I: Stolonisation am Beispiel von *Autolytus prolifer*
Monika C. Müller und Sonja Kreischer
- 19** Histophage Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*
II. Teil: Reizbarkeit und Orientierung
Hans-Werner Kuhlmann
- 27** Diodenbeleuchtung für alle Mikroskope
– Eine preiswerte Lösung ohne Bastelei
Rainer Hendel
- 29** Ein neuartiger Parasit von *Euglena acus*
Martin Kreutz
- 33** 50 Hertz- und Hochfrequenz-Ringleuchten für Stereomikroskope
Gerhard Göke
- 37** Die Zähne der Papageienfische
Thorsten Zaiß und Wolfgang Hasenpusch
- 41** Anatomisch-mikroskopische Notizen zu den zwei Rindenpilzen
Bulgaria inquinans und *Diatrypella verrucaeformis*
Ignaz Kälin
- 47** *Pseudovorticella chlamydophora* und die anisogame Konjugation
bei sessilen Ciliaten
Philipp Mayer
- 53** Mikro-Einsteiger: Das Blatt – Grundorgan und High-Tech-Solarzelle
Erich Lüthje

Rubriken

- 2, 62**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 6**
Mikro-Ufo
- 17, 58**
Aus der Industrie
- 25**
Kurze Mitteilung
- 32, 36, 51, 58**
Buchbesprechungen
- 52**
Mikro-Lyrik
- 57**
Nachricht
- 63, 64**
Mikro-Markt
- 64**
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: Digitalisierte Schwimmspuren positiv phototaktisch reagierender Theronten von *Ophryoglena catenula* (von gelb nach rot verlaufend, Lichtquelle rechts; graphische Bearbeitung; Dr. R. Bräuker, Köln). In der Mitte das zirkuläre Histogramm der Orientierung. Siehe Artikel H. W. Kuhlmann, Seite 19–25.

Editorial

95 Jahre MIKROKOSMOS-Leben – 90 Jahrgänge MIKROKOSMOS-Hefte*

ieses Jahr 2001 ist ein besonderes Datum für den MIKROKOSMOS. Es gibt ihn seit nunmehr 95 Jahren auf dem Zeitschriftenmarkt. Das 100-Jahre-Jubiläum ist nicht mehr so ganz weit entfernt. Wenn er heute „erst“ im 90. Jahrgang erscheint, dann ist der Grund dafür primär in den durch den zweiten Weltkrieg verursachten Katastrophen und Wirren zu sehen, wodurch es verständlicherweise zu Unregelmäßigkeiten und schließlich Aussetzern in der Herausgabe unserer Zeitschrift kam.

Seit 1948 konnte dann der MIKROKOSMOS fortführend mit dem 38. Jahrgang regelmäßig erscheinen, allerdings zunächst noch jahresübergreifend: Der Jahrgang 48 begann im Oktober 1948 und wurde mit dem August-Heft 1949 abgeschlossen. Diese Situation wurde erst im Jahr 1959 mit dem Band 48 in der Art bereinigt, dass der Beginn eines jeden neuen Bandes mit dem Beginn eines jeden neuen Jahres zusammenfällt. Von da ab ergibt sich für die Feststellung der Bandnummer die Formel: Aktuelle Jahreszahl minus neunzehnhundertelf entspricht aktueller Bandzahl. Für dieses Jubiläumsjahr bedeutet das: $2001 - 1911 = 90$.

Zum Ende des vergangenen Jahres 2000 habe ich mir – aus welch aktuellem Anlass heraus, weiß ich nicht mehr – wieder einmal unsere Abonnentenliste vorgenommen und bin auf eine Tatsache gestoßen, die wahrscheinlich schon seit vielen Jahren so dasteht, die mir aber in der Art und in dem Ausmaß überhaupt

nicht bewusst war. Ich meine die weltweite Verbreitung des MIKROKOSMOS. Spontan wird man wohl annehmen, dass unsere deutschsprachige Zeitschrift ihre Verbreitung im entsprechenden Sprachraum hat. Das stimmt sicherlich zum weitaus größten Teil. Aber beim Durchblättern der Bezieherliste stellte sich dann Erstaunliches heraus: Der MIKROKOSMOS wird von Abonnenten aus 22 Ländern gelesen, nämlich über Deutschland, Österreich und die Schweiz hinaus in (nach alphabetischer Reihenfolge) Belgien, Brasilien, Costa Rica, Dänemark, Finnland, Frankreich, Großbritannien, Italien, Japan, Kanada, Luxemburg, Mexiko, Niederlande, Norwegen, Schweden, Südafrika, Ungarn, Venezuela und den Vereinigten Staaten von Amerika. Ist das nicht fantastisch?! Ich jedenfalls bin begeistert, dass wir zwar noch nicht den letzten Zipfel unserer Erde erreichen, aber doch schon ganz schön weit verstreut auf unserem Globus Interessenten für unsere Bemühungen finden.

Diese Feststellung möchte ich dazu aufgreifen, an Sie, die Stammabonnenten des MIKROKOSMOS, wieder einmal den Appell zu richten, durch entsprechende Aktivitäten dafür zu sorgen, dass der MIKROKOSMOS in seinem Ursprungssprachraum über eine noch breitere Basis verfügt, damit noch weiterreichende Verzweigungen entwickelt werden können.

Das wünscht sich Ihr Herausgeber

Klaus Hausmann

Anlässlich des Jubiläumsjahrganges wurde ein attraktives MIKROKOSMOS-Plakat entworfen, das auf Anfrage vom Verlag in Jena kostenlos bezogen werden kann.

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Kontaktadressen der Mikroskopischen Vereinigungen

Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Kontaktadresse: Prof. Dr. Klaus Hausmann, FU Berlin, Institut für Zoologie, Königin-Luise-Str. 1-3, 14195 Berlin, Tel.: 0 30/83 85 64 75, e-mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de

Treffpunkt: Kursraum A des Instituts für Zoologie (Parterre, Neubau, Eingang Haderslebener Str. 1-3)
Termine: Siehe Programm (jede 2. Woche freitags, 19.30 Uhr)

Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V. (Limnologie)

Kontaktadresse: Wolfgang M. Richter, Drosselgang 2, 21709 Himmelpforten (Nd.-Elbe), Tel.: 0 41 44/49 25

Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen

Kontaktadresse: Klaus Albers, Rennstieg 31, 28205 Bremen, Tel.: 04 21/49 04 62, e-mail: kg_albers@gmx.de
Treffpunkt: Raum B 3236, 3. Stock, Universität Bremen NW 2, Eingang Leobenerstraße/James-Watt-Straße
Termine: 2. Montag im Monat um 19.00 Uhr

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V.

Kontaktadressen: Gerhard Göke, Am Widye 7, 58095 Hagen, Tel.: 0 23 31/3 17 54; Jürgen Stahlschmidt, Haferkamp 60, 58093 Hagen, Tel.: 0 23 31/5 75 09
Internetseite: www.mikroskopie-hagen.de
Treffpunkt: Umweltzentrum Hagen (NWV-Raum), Boeler Str. 39, 58097 Hagen
Termine: Siehe Programm

Mikroskopische Vereinigung Hamburg

Kontaktadresse: Dr. Georg Rosenfeldt, Nigen-Rägen 3b, 22159 Hamburg, Tel.: 0 40/6 43 06 77
Planktongruppe: R. Kröger, Ifsfeldstr. 6a, 22589 Hamburg, Tel.: 0 40/8 70 45 53
Mikropaläontologische Gruppe: J. Voß, Tel.: 0 40/7 39 08 91
Treffpunkt: Labor des Zentrums für Schulbiologie und Umwelterziehung – ZSU – (hinter dem Botanischen Garten), Hamburg-Kleinflottbeck, Hemingsteder Weg 142, 22609 Hamburg
Termine: Siehe Programm

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover (MAH)

Kontaktadresse: Karl Brügmann, Sonnenweg 33, 30171 Hannover, Tel.: 05 11/81 33 33
Treffpunkt: Schule für Medizinisch-Technische Assistenten, Bissendorfer Str. 11, 30625 Hannover
Termine: nach Verabredung

Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln e.V.

Kontaktadresse: Dr. Hartmut Eckau, Homburger Str. 10, 50969 Köln, Tel.: 02 21/3 60 15 45
Treffpunkt: Betriebsgebäude des Botanischen Gartens Köln, Raum 2.1 (Zugang über den Wirtschaftshof), Amsterdamer Str. 34, 50735 Köln (Riehl)
Termine: Siehe Programm

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

Kontaktadresse: K. H. Orlishausen, Sonderschuldirektor

a.D., Friedhofstr. 5, 96215 Lichtenfels, Tel.: 0 95 71/34 77

Termine: nach Ankündigung

Mikrobiologische Vereinigung München

Kontaktadressen: Siegfried Hoc, Donastr. 1A, 82140 Olching, Tel./Fax.: 0 81 42/24 52; Klaus Henkel, Auf der Scheierlwiese 13, 85221 Dachau, Tel.: 0 81 31/64 04
Internetadresse: www.mikroskopie-muenchen.de
Treffpunkt: Seminarraum 04 (Kellergeschoss des Neubaus), TU München, Lothstr. 17, Haltestelle Lothstraße der Straßenbahnlinie 20, Zugang von der Dachauer Straße oder Heßstraße
Termine: Siehe Programm

Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart e.V.

Kontaktadresse: Dr. Dieter Krauter, Landhausstr. 269, 70188 Stuttgart, Tel.: 07 11/46 65 78

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart e.V.

Kontaktadresse: Dr. Felix Schumm, Schreiberstr. 36, 70199 Stuttgart, Tel./Fax.: 07 11/6 40 58 49, e-mail: schumm@compuserve.com; Lothar Krause, Riedstr. 14, 72549 Wolfschlugen, Tel.: 0 70 22/5 41 65, e-mail: lothar.krause@t-online.de
Treffpunkt: Übungsraum U 150 der Genetik und Mikrobiologie im Gebäude BIO 1 der Universität Hohenheim, Garbenstr. 30, Hintereingang
Termine: Jeder 2. und 4. Freitag um Monat, 19.00 Uhr (ausgenommen der Schulferien)

Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Kontaktadresse: Dr. Udo Neumann, Institut für Mineralogie, Petrologie und Geochemie, Wilhelmstr. 56, 72074 Tübingen, Tel.: 0 70 71/2 97 26 00, e-mail: udo.neumann@uni-tuebingen.de; Prof. Dr. Ch. F. Bardele, Zoologisches Institut, Auf der Morgenstelle 28, 72076 Tübingen, Tel.: 0 70 71/2 97 26 69, e-mail: christian.bardele@uni-tuebingen.de;
Dr. Klaus Eisler, Zoologisches Institut, Auf der Morgenstelle 28, 72076 Tübingen, Tel.: 0 70 71/2 97 69 52, e-mail: klaus.eisler@uni-tuebingen.de

Mikrographische Gesellschaft Wien

Kontaktadresse: Prof. Erich Steiner, Aßmayergasse 11/6, A-1120 Wien, Tel./Fax.: 01/8 13 84 46

Treffpunkt: Räume der Mikrographischen Gesellschaft, Marinelligasse 10 a, Wien 2
Termine: Dienstags um 19.15

Mikroskopische Gesellschaft Zürich

Kontaktadressen: Herr Juan Roca, Präsident der MGZ, Juraweg 4, CH-5600 Lenzburg, Tel. 0 62/8 91 31 56, von Deutschland 0041 62/891 31 56; Jean Rüegger-Deschenaux, Alte Landstr. 33, CH-8803 Rüschlikon, Tel.: 0 17/24 28 61, Fax.: 0 17/24 29 84
Treffpunkt: „Werken 2“ im Untergeschoss des Schulhauses ILGEN B, Ilgenstr. 15, 8032 Zürich. Lage oberhalb der Tramstation Römerhof; Zugang auch von der Rütistrasse her.

Termine: Siehe Programm (jeden Mittwoch von 19.30 bis 22 Uhr mit Ausnahme der Schulferien)

Steilwandmikroskopie im Aquarium

Erich Lüthje

Nichts ärgert den Aquarianer mehr als der sich immer wieder erneuernde Bewuchs seiner Behälter. Aber halt – hier tut sich ein Dorado auf, das zu mikroskopischen Streifzügen einlädt! Kann die Beobachtung auch über momentane Impressionen hinausgeführt werden?

Aufwuchs im Aquarium ist ein reizvolles biologisches Thema (Lüthje und Probst, 1999). Freilich bieten abgeschabte Rückstände einer Reinigungsaktion unter dem Mikroskop nur fragmentarische Einblicke. Viel besser ist es, Objektträger in das Aquarium zu hängen und deren Aufwuchs zu bestimmten Zeitpunkten zu kontrollieren (jeweils zwei Träger zwischen einer Wäscheklammer). Damit wildern wir in einer Domäne, die Heinz Schneider bewundernswert beherrscht und der MIKROKOSMOS-Lesergemeinde in immer wieder neuen Darstellungen nahegebracht hat. Diesmal blasen wir aber nicht im Germersheimer Stadtparkweiher, sondern an der steilen Glaswand unseres Aquariums zur Jagd.

Erste Eindrücke

Diese gewinnen wir bereits durch einen Blick auf die nassen, ungedeckelten Objektträger (deren Rückseite wir trockengewischt haben). Sie können eine ganze Zeit lang mit 4–10facher Optik beobachtet werden. Nötigenfalls ergänzt man während der Untersuchung etwas Aquariumwasser mit der Pipette. Je nach Jahreszeit, Lichtzufuhr und faunistisch-floristischer Ausstattung des Aquariums ergeben sich unterschiedliche Biozönosen auf unseren Objektträgern. Die Träger dienen uns als Stellvertreter für die schwer zugängliche Aquarienwand. Beim Blick ins Mikroskop sodann sind deterministische Scharmützel nicht vonnöten; für den Anfang genügt ein erster klassifizierender Überblick: Cyanobakterien (Blaulalgen), krustige und fädige Grünalgen, Kieselalgen, unbeschalte und beschalte Amöben, sessile und vagile Wimpertierchen, Faden-, Strudel-

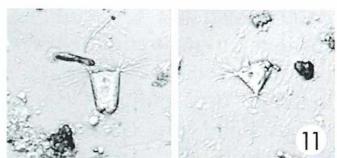
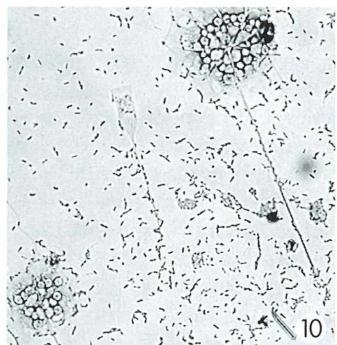
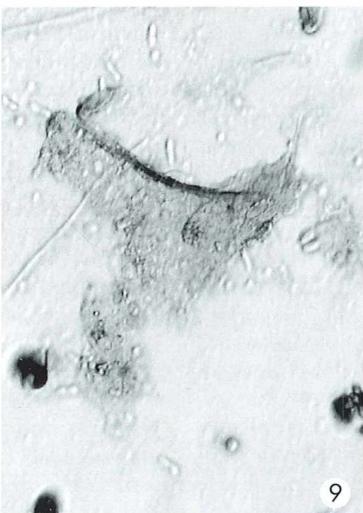
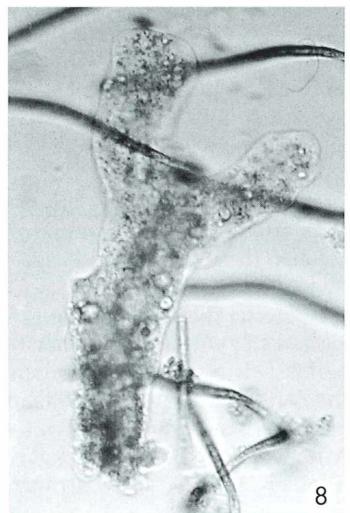
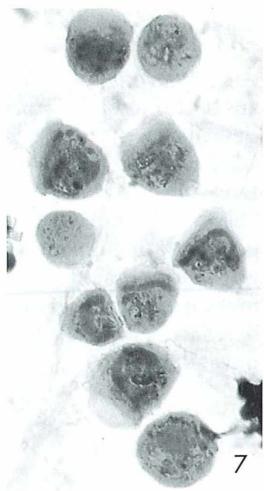
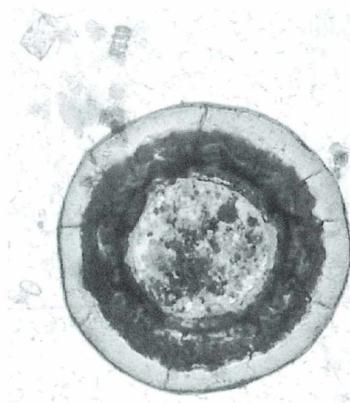
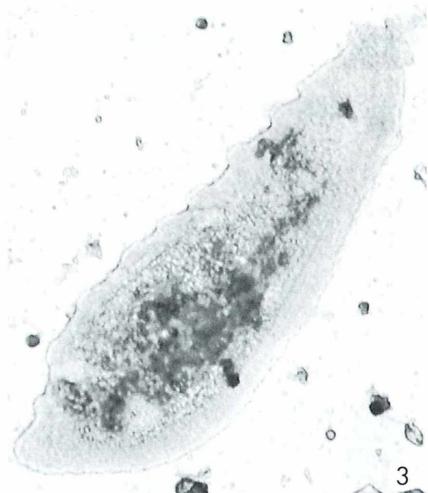
und Borstenwürmer präsentieren sich als Bewohner der Aquarienwände. Ihre Untersuchung erfolgt zunächst im Hellfeld (Abb. 1, 8, 12, 14). Dunkelfeldbeobachtung steigert die Impressionen (Abb. 2). Keine Frage – wir haben ein fruchtbare mikroskopisches Arbeitsfeld vor uns.

Nicht Ensorgung, sondern Versorgung

Was aber machen wir nach einer solchen Untersuchung mit den bewachsenen Objektträgern? Den üblichen, fast unvermeidlichen Ausklang kann man wohlwollend mit Entsorgung umschreiben – eine verschämte Formulierung für die scheinbar unumgängliche Vernichtung des blühenden Lebens auf unseren Glasscheiben. Geht es auch (etwas) anders?

Bewachsene Träger können wir dauerhaft konservieren, indem wir das Frischmaterial nach einer ersten informativen Untersuchung (der Aufwuchs kann saisonal äußerst unterschiedlich ausfallen!) mit Methylenblau oder Astrablau-Safraninlösung überschichten. Wir lassen die Tinktur eintrocknen und spülen danach den Träger mit Wasser ab. Wenn er erneut getrocknet ist, kann er bereits ungeglast gelagert und jederzeit untersucht werden. Selbst mit einer 40fachen Optik (mit Deckglaskorrektion) konnte ich von solchen (ungedeckelten) Präparaten gute Aufnahmen machen.

Nur geringe Mühe bereitet die Anfertigung gedeckelter Dauerpräparate, wie sie für Immersionsobjektive unerlässlich sind: Ein Tropfen flüssiger Glyzerinjelly wird auf den Träger gebracht und mit einem (angewärmten) Deckglas zugesetzt. Mit zwei 24 × 30 mm-Deckgläsern kann man einen ganzen Objektträger einschließen.



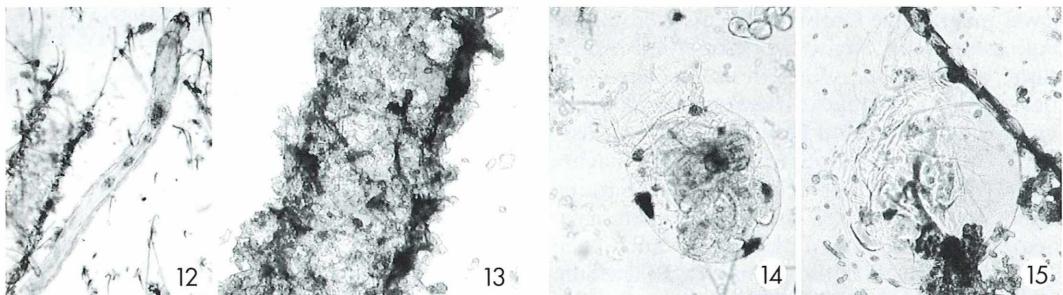


Abb. 12: *Paratanytarsus grimmii* (Zuckmücke). Ihr Larven bauen Röhren an der Aquariumwand. Die Weibchen entwickeln sich nicht zu flugfähigen Insekten und legen ihre Eier (parthenogenetisch) an der Glaswand ab. Ca. 20×. – **Abb. 13:** Larvengehäuse von *P. grimmii*, vgl. mit Abb. 12. Aufgetrocknet und mit Astrablau-Safraninlösung gefärbt.

Abb. 14: Larve einer Süßwasserschnecke an der Aquariumwand. Ca. 35×. – **Abb. 15:** Larve einer Süßwasserschnecke, aufgetrocknet und mit Astrablau-Safarinlösung gefärbt. Ca. 40×.

Fällen sind sogar die Wimpernkränze sichtbar. Ein markanter Repräsentant der Steilwandbesiedler ist das Wallende Blatt (*Loxophyllum meleagris*). Dieser Ciliaten- und Rädertierchenfresser begegnet uns auf den Trägern regelmäßig sowohl *in vivo* als auch in aufgetrockneter Form (Abb. 2 und 3). Ebenso unverkennbar sind Rädertierchen auf den Trockenpräparaten (Abb. 5). Ferner prägt die Schalenamöbe (*Arcella megastoma*) viele Proben (Abb. 1 und 4). Unschwer erkennen wir darüber hinaus auch unbeschalte Amöben nach der Trocknung und Färbung wieder (Abb. 8 und 9).

Einige Aufwuchsorganismen traten erst nach Präparation deutlich hervor: Zum einen der Stielchenflagellat *Codosiga botrytis* (Abb. 10) und ferner verschiedene Suktiorien (Abb. 11). Letztere fanden sich auch beim Aussaugen ihrer Beute (Ciliaten) auf den Objektträgern „verewigt“

Nachlese

Nunmehr bietet sich die Gelegenheit zu einer eingehenden Nachlese. Sicherlich erkennen wir nur einen Teil der aufgetrockneten Organismen wieder; aber dafür können wir sie in aller Ruhe studieren. Die erste Offenbarung: Als Pionierbesiedler und Nahrungsgrundlage vieler Folgeorganismen entdecken wir angefärbte Bakterien auf der Aquariumwand (Abb. 6). Sie liegen oftmals wie auf dem Präsentierteller in Peristomnähe aufgetrockneter Glockentierchen (Abb. 6; vgl. auch Abb. 10). In den blau (Methylenblaufärbung) oder rosa (Astrablau-Safraninfärbung) erstarnten „Glocken“ dieser Ciliaten erkennen wir Großkerne und gefüllte Nahrungsvakuolen (Abb. 6 und 7). In günstigen

Abb. 1: *Arcella megastoma* (Großmäuliges Uhrglastierchen) als Aufwuchs der Aquariumwand. Ca. 75×. – **Abb. 2:** *Loxophyllum meleagrum* (Wallendes Blatt) im Aufwuchs des Aquariums (Dunkelfeldaufnahme). Ca. 205×. – **Abb. 3:** *Loxophyllum meleagrum*, aufgetrocknet und mit Astrablau-Safraninlösung gefärbt. Ca. 220×. – **Abb. 4:** *Arcella megastoma*, aufgetrocknet und mit Methylenblau gefärbt. Ca. 165×. – **Abb. 5:** *Phildina* spec. Rädertierchen, aufgetrocknet und mit Astrablau-Safraninlösung gefärbt. Ca. 150×. – **Abb. 6:** *Vorticella campanula*, Glockentierchen, aufgetrocknet und mit Methylenblau gefärbt. Ca. 290×. – **Abb. 7:** *Vorticella microstoma*, Kleinmäuliges Glockentierchen, aufgetrocknet und mit Astrablau-Safraninlösung gefärbt. Man erkennt im Plasma dunkle Nahrungsvakuolen und den Großkern. Ca. 205×. – **Abb. 8:** Unbeschalte Amöbe. Ca. 135×. – **Abb. 9:** Unbeschalte Amöbe, aufgetrocknet und mit Astrablau-Safraninlösung gefärbt. Ca. 135×. – **Abb. 10:** *Codosiga botrytis* (Kragenflagellat), aufgetrocknet und mit Methylenblau gefärbt. Ca. 140×. – **Abb. 11:** Sauginfusorien, aufgetrocknet und ungefärbt. Ca. 100×.

Zwei mehrzellige Großwildarten sollen unsere mikroskopische Steilwandkletterei im Aquarium abschließen. Wiederholt siedelten die Larven der Zuckmücke *Paratanytarsus grimmii* auf der Glaswand (Abb. 12 und 13). Färbung mit Astrablau-Safraninlösung machte ihre Wohnröhren auf den Trockenpräparaten unübersehbar. Auch Wasserschneckenembryonen fanden sich (sowohl lebend als auch nach Trocknung und Färbung) auf den Präparaten wieder (Abb. 14 und 15).

Es hat sich gelohnt

Vieles musste ich auf den Frischpräparaten und den gefärbten Trägern unbestimmt lassen. Aber gemessen an dem, was ich davor vom Aufwuchs auf der Wand unseres Schulaquariums wusste, waren meine Kenntnisse beträchtlich gewachsen. Und so sehr das lebhafte Gewimmel auf einem frischen Objekträger bestach, so wertvoll war die Durchmusterung der gefärbten Präparate. Die Jagd lohnt sich: Genaue Informationen über unsere Aquarienmikrowelt sind rar (Günkel, 1997). Jeder, der nach einem neuen mikroskopischen Betätig-

ungsfeld sucht, hat hier ein lohnendes Arbeitsgebiet vor sich!

Dank

Für die Bestimmung der Zuckmücke *Paratanytarsus grimmii* sowie ausführliche Literatur danke ich Herrn Dr. W. Hofmann, Max-Planck-Institut für Limnologie, 24146 Plön.

Literaturhinweise

- Günkel, N.G.: Kleine Welt hinter Glas – Methoden der Aquarien-Mikroskopie. *Mikroskopos* 88, 65–71 (1999).
 Günkel, N.G.: Aquarien: Ein wenig erforschter Lebensraum für Mikroorganismen. *Mikroskopos* 86, 217–224 (1997).
 Krauter, D., Streble, H.: Das Leben im Wassertropfen. 8. Aufl., Franckh'sche Verlagsgesellschaft, Stuttgart 1988.
 Lüthje, E., Probst, W.: Aufwuchs im Aquarium. Unterricht Biologie 248, 27–30 (1999).
 Nachtigall, W.: Aquarienmikroskopie. *Mikroskopos* 87, 145–146 (1998).

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

Mikro-Ufo

Stäbchen im Moorwasser

Wer kennt die stäbchenförmigen Gebilde, die Karl Brantner in seinen mikroskopischen Proben fand? Seine Beschreibung ist wie folgt:

Im Unterschied zu den Mikro-Ufos der letzten Zeit handelt es sich hier um ein Objekt, das man immer wieder findet, das allerdings eher unauffällig ist. Ich hoffe daher auch, dass jemand das Ufo enttarnt und eine Erklärung bringt. Bei der Untersuchung von Moorwasserproben ist das Objekt relativ häufig zu finden. Vereinzelt kann man es aber auch in den verschiedensten anderen Gewässern finden, so etwa auch in Biotopen von Hausgärten. Es handelt sich um ein stabartiges Gebilde, das an einem Ende (vorne) eine maulartige Aufspaltung zeigt und im Verlauf nach hinten zu einer Knotenbildung aufweist. Der Rest verläuft meist leicht geknickt oder gebogen zum Ende hin spitz aus. Das Längenverhältnis der beiden Teile ist variabel, der hintere Teil ist aber stets kürzer. Die Gesamtlänge schwankt stark etwa zwischen 210 und 330 Mikrometer.

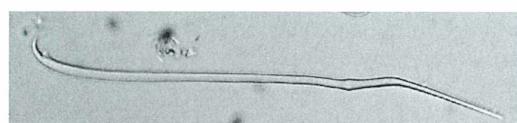


Abb. 1: Stäbchenförmiges Gebilde aus Moorwasser.

Handelt es sich um einen Strukturteil eines tierischen oder pflanzlichen Organismus? Es ist jedenfalls unbelebt. Mit Jodjodkalium färbt es sich gelb, die Ligninprobe (Phlorogluzin-HCl) ist negativ, ebenso die Probe auf Cellulose ($ZnCl_2$ -Jod), die allerdings wenig zuverlässig ist. Wir hoffen auf Klärung.

Verstellbarer schiefer Strahlengang mit kritischer Beleuchtung

Werner Nachtigall

Unter schiefer Beleuchtung versteht man einen Strahlengang, der dadurch entsteht, dass man entweder den gesamten Kondensor oder nur die Aperturblende des Kondensors exzentrisch verstellt. Es resultiert ein gewisser Reliefeindruck und einseitig ein größeres Auflösungsvermögen. Der Bildeindruck wird plastischer, allerdings sind Details auch schwieriger zu interpretieren.

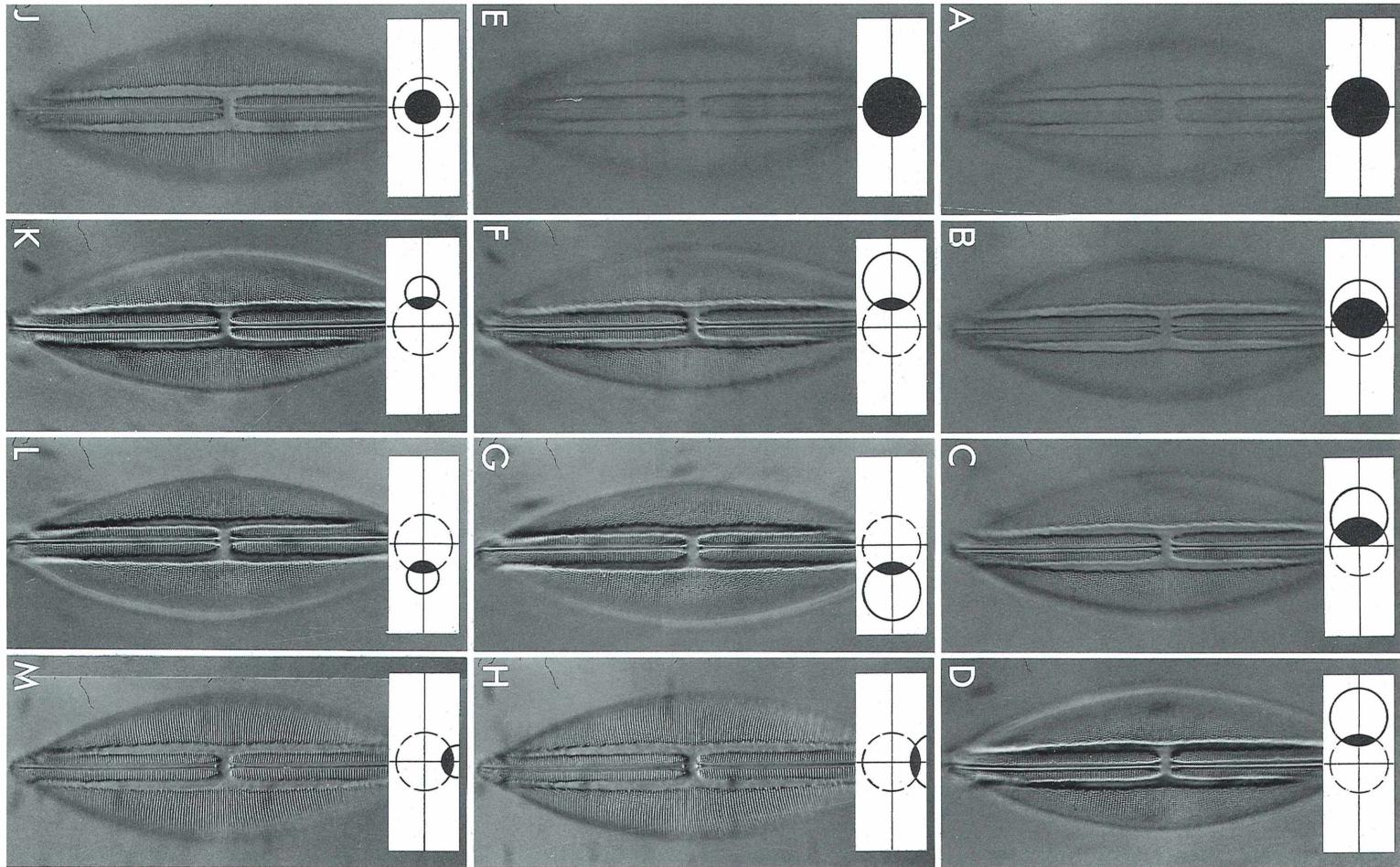
In der klassischen Zeit der Mikroskopie um die Jahrhundertwende war der große Abbe-sche Kondensor mit verstell- und verschwenkbarer Aperturblende unverzichtbarer Teil eines jeden Forschungsmikroskops. Man konnte damit schiefere Beleuchtungen sehr feinfühlig einstellen; als Lichtquelle diente meist schlichtes Himmelslicht (am besten eine weiße Wolke, auf die der Planspiegel eingestellt ist). Heute gibt es andere Kontrastierungsverfahren, beispielsweise das Differential-Interferenzkontrast-Verfahren (DIK) und das Phasenkontrast-Verfahren (Ph). Deshalb ist die schiefere Beleuchtung im Forschungsbereich praktisch ausgestorben. Um so mehr schätzt sie der Liebhaber-Mikroskopiker, weil sie einfach, wirkungsvoll und unvergleichlich billig ist. Im MIKROKOSMOS sind denn auch eine ganze Reihe von Abhandlungen erschienen, die schiefere Beleuchtung beschreiben oder einsetzen. Kreutz (1994) hat eine bemerkenswert einfache Blendeneinrichtung angegeben, mit dem man den Hauptnachteil der schiefen Beleuchtung – die einseitige Verdunkelung des Gesichtsfelds – vermeiden kann. Da die exzentrisch liegende Beleuchtungsfläche spindelförmig ist, kann man die Blende eine Spindelblende nennen (Abb. 1C). Voß und Saake (1996) haben Bilder, die mit einer derartigen Blende entstanden sind, Ph-Kontrast und DIK-Aufnahmen gegenübergestellt und dokumentiert, wie verblüffend gut die einfache schiefere Beleuchtung mit der Spindel-Blende im Vergleich mit den teuren Kontrastierungsverfahren abschneidet – in bestimmten Fällen jedenfalls, in anderen wieder nicht so sehr.

Ich habe mir einmal Gedanken gemacht, wie man auf einfachst mögliche Weise kritische Be-

leuchtung mit veränder- und verschiebbare Spindelblende zusammenfassen kann. Gerade für die Untersuchung von Planktonobjekten eignet sich ein billig zu erwerbendes altes Stativ, an das man eine solche Einrichtung anpassen kann, insbesondere dann, wenn man eine Art standardisierte Aufnahmetechnik unter optimaler Nutzung des Hellfelds und der schiefen Beleuchtung anstrebt.

Besonderheiten der schiefen Beleuchtung

Das Auflösungsvermögen A eines Mikroskops sollte möglichst groß sein. Dies ist der Fall, wenn der Abstand d , unter dem zwei punktförmige Strukturen noch getrennt wahrgenommen werden, möglichst klein wird. Das letztere ist nach Abbe wiederum der Fall, wenn die Wellenlänge λ des beleuchtenden Lichts möglichst klein und die numerische Apertur $NA = n \sin(\alpha/2)$ (n Brechungsindex, α Öffnungswinkel) möglichst groß ist. Es ergibt sich die Beziehung $A \sim d^{-1} \sim \lambda^{-1} NA \sim \lambda^{-1} n \sin(\alpha/2)$. Bei normaler Beleuchtung (Glühlampenlicht mit leichtem Blaufilter) und Beobachtung in der üblichen dünnen Wasserschicht liegen die beiden Parameter λ und n fest; zur Auflösungserhöhung bleibt dann nur die Vergrößerung des Öffnungswinkels α . Geht man von der zentralen (geraden) zur exzentrischen (schiefen) Beleuchtung über, so wird dieser Winkel auf der Seite, von der aus das Licht einstrahlt, erhöht, auf der gegenüberliegenden Seite erniedrigt. Dementsprechend steigt die Auflösung auf der lichtzugewandten und fällt auf der lichtabgewandten Seite. Man kann



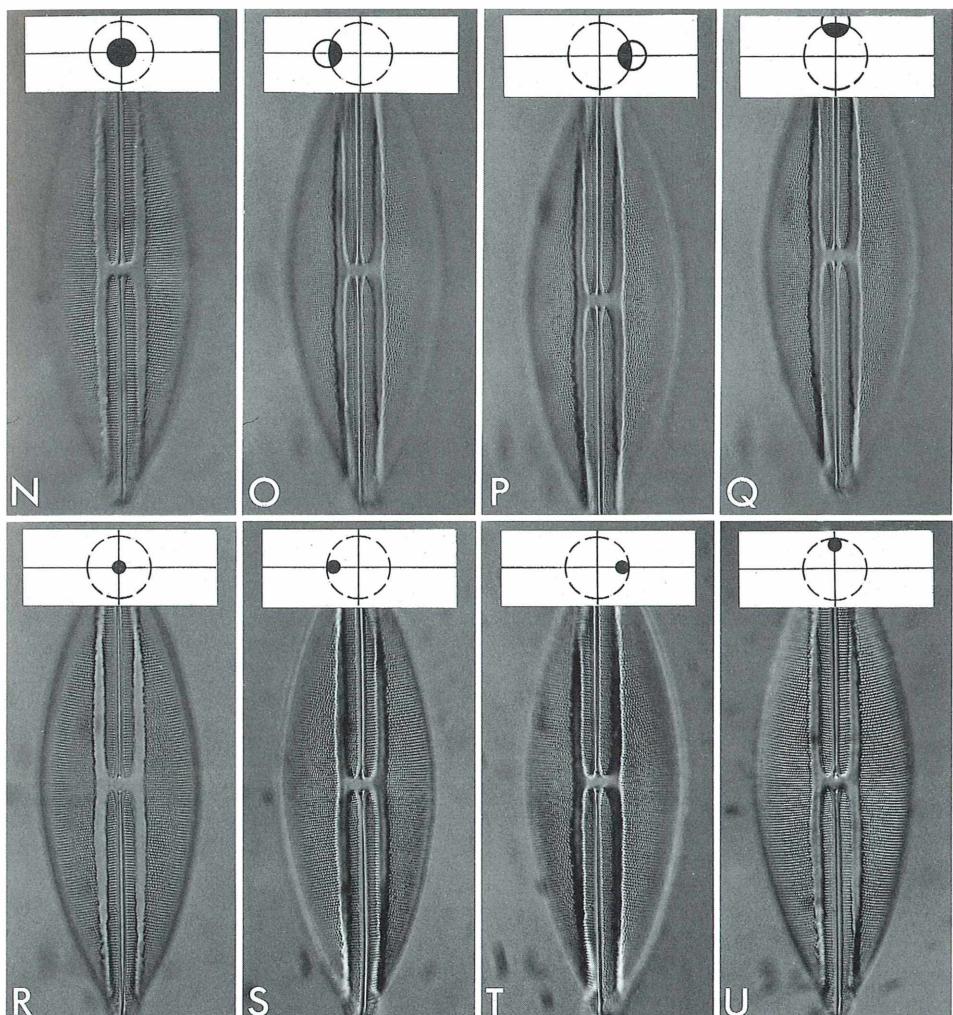


Abb. 1: Demonstrationsobjekt (Meeres-Diatomee). Objektiv: Olympus S-Plan 40×, Okular: PZO Projektiv 8×. Farbnegativfilm Tageslicht, Blaufilter. Belichtungszeiten zwischen 2 s und 14 s. Blendendurchmesser: A–H 32 mm, J–M 18 mm, N–Q 14 mm, R–U 6 mm. Kondensor hochgestellt, Aperturblende voll geöffnet. Beleuchtung mit einer 40-W-Opalbirne (Birnenoberseite 8 mm unter der Aperturblenden-Ebene, Papierblenden 2 mm darunter). Eingezeichnet sind die Verschiebungen und Blendungen relativ zu der (gestrichelt gezeichneten) offenen Aperturblende.

diesen Effekt auch durch die Verlagerung der Maxima des primären Beugungsbildes erklären (vergl. Lehrbücher der theoretischen Optik). Gleichzeitig entsteht ein Schlagschatteneffekt, und bei ungünstiger Blendeneinstellung kommt es zur einseitigen Verdunklung des Gesichtsfelds. Die von Kreutz (1994) ange-

gebene Spindelblende stellt nun eine günstige Kombination dar, die die maximale Kondensorapertur nutzen kann und eine zu starke Abschattung bei genügendem Reliefeindruck vermeidet. Der genannte Autor schlägt ein Mattfilter vor, bei dem der abgeblendete Bereich etwa 70% des Bildfeldes einnimmt (vergl. Abb.

1B-C). Durch das Mattfilter entfallen die Hauptvorteile der Köhler'schen Beleuchtung. Man kann dann auf diese Beleuchtungsart gleich verzichten und zur sogenannten kritischen Beleuchtung übergehen. Hierfür wird im nächsten MIKROKOSMOS ein Konstruktionsvorschlag gegeben. Damit kann man eine veränderliche schiefe Beleuchtung nun ganz einfach realisieren.

Einfache, vielseitig verstellbare schiefe Beleuchtung

Der Konstruktionsvorschlag beinhaltet den Einbau einer Opallampe Osram Bellalux soft 40 W oder 60 W in ein ventiliertes Beleuchtungskästchen mit obenliegendem Wärmeschutzfilter 5×5 cm. Diese Beleuchtungsanordnung soll so dicht wie möglich an der Kondensorblenden-Ebene liegen. Man orientiert also das Beleuchtungskästchen so, dass bei optimal justiertem und völlig aufgeblendetem Kondensor zwischen der Oberseite des Wärmeschutzfilters und der Kondensorunterseite noch ein Schlitz von 2–3 mm bleibt. Auf das Wärmeschutzfilter könnte man nun eine von Hand verschiebbare Irisblende legen – zum Beispiel gleich die ausgebauten Kondensorblende – und damit wäre die Einrichtung schon fertig. Man kann nach zwei Aspekten variieren: Blenden und Verschieben in unterschiedliche Richtungen (Abb. 1).

In der Praxis wird man aber nur mit wenigen standardisierten Blendeneinstellungen arbeiten, meist mit ganz offener Blende. Es reicht dann gut auch folgendes Verfahren. Man fertigt sich aus kräftigem Schwarzpapier (Schulheft-Rücken) quadratische Stücke von etwa 10×5 cm oder entsprechende Rundstücke, in die man mit der gebogenen Nagelschere zentrale Blendennlöcher schneidet, einmal vom Durchmesser der völlig geöffneten Kondensorblende, dann von $\frac{1}{3}$ und von $\frac{1}{2}$ bis $\frac{1}{4}$ dieses Durchmessers. Diese Blenden lassen sich nun von Hand sehr rasch und feinfühlig in unterschiedliche Richtungen verschieben. Die Kon-

densorblende bleibt dabei stets völlig geöffnet. Das Verschieben geht viel schneller und besser als dies etwa mit dem klassischen großen Abbe'schen Beleuchtungsapparat mit exzentrisch verstellbarer Kondensorblende möglich ist, dessen Blende mit Zahn und Trieb exzentrisch verstellbar ist.

Die Aufnahmen der Abbildung 1 sind mit den vier in den Teilabbildungen eingezeichneten Papierblenden angefertigt worden.

Aufnahme-Beispiel für systematische Veränderung des schießen Strahlenkegels

Die Abb. 1 zeigt als Beispiel eine Meeres-Diatomee, die mit unterschiedlicher Größe und unterschiedlichem Verschiebungsabstand sowie unterschiedlicher Verschiebungsrichtung der verschiebbaren Kondensorblende fotografiert worden ist. Hierbei entspricht die Teilabbildung A und E dem normalen Hellfeld mit offener Kondensorblende (kontrastarm), die Teilabbildung J, N und R gehören zu einer zweidrittelgeblendeten, einer halbgeblendeten und einer auf ein Viertel geblendeten Zentralbeleuchtung (kontrastreicher). Die Darstellung C entspricht in etwa der von Kreutz (1994) angegebenen Idealblende. Der Bildeindruck ist unterschiedlich. Persönlich gefällt mir die Teilabbildung K am besten, doch lässt sich über subjektive Bildeindrücke bekanntlich streiten.

Literaturhinweise

Kreutz, M.: Eine modifizierte schiefe Beleuchtung. In: Berichtsmappe zu den 5. Internationalen Mikroskopie-Tagen in Hagen (Hrsg. G. Göke und J. Stahlschmidt), 58095 Hagen, Bahnhofstr. 27, 1994.

Voß, A. J. und Saake, E.: Phasenkontrast, Interferenzkontrast und schiefe Beleuchtung – Ein Vergleich mit protistologischen Beispielen. Mikrokosmos 85, 257–263 (1956).

Verfasser: Prof. Dr. Werner Nachtigall,
Zoologisches Institut, Universität des Saarlandes,
D - 66041 Saarbrücken.

Asexuelle Fortpflanzung bei Anneliden (Ringelwürmern)

Teil I: Stolonisation am Beispiel von *Autolytus prolifer*

Monika C. Müller und Sonja Kreischer

„Sexuelle Reproduktion ist das Chef d’oeuvre, das Meisterwerk der Natur“ (Erasmus Darwin, 1799). Einige Tiergruppen verzichten jedoch zeitweilig oder sogar dauerhaft auf dieses Meisterwerk und pflanzen sich asexuell fort. Bei Anneliden zum Beispiel kann an einem erwachsenen Tier ein neues Tier knospen, das einen Kopf und zum Teil neue Rumpfstrukturen bildet, sich dann ablöst und ein eigenständiges Leben beginnt (Stolonisation). Oder aber ein erwachsener Organismus zerfällt in Fragmente, von denen sich jedes zu einem ganzen Tier vervollständigt (Fragmentation und Regeneration).

Viele bodenlebende Polychaeten (Borstenwürmer) pflanzen sich über im Freiwasser lebende Larven fort. Um die Eier in den für die Larven optimalen Lebensraum deponieren zu können, müssen die Elterntiere kurzzeitig ihren benthischen Lebensraum verlassen und im freien Wasser (Pelagial) leben (Fischer, 1999; Franke, 1999; Abb. 1). Dieser Lebensraumwechsel erfordert eine Umwandlung des Körpers von einer benthischen, atoken (fortpflanzungsunfähigen) in eine pelagische, epitoke (fortpflanzungsfähige) Form. Dazu werden die Parapodien (Extremitäten) vergrößert, die spitzen Borsten durch breitflächige Schwimmborsten ersetzt, die Augen vergrößert und Muskulatur, Darm und anderes somatisches Gewebe rückgebildet, um Platz für die Gameten zu schaffen und Energie zu ihrer Produktion zu gewinnen. Bei der als Epitokie bezeichneten Umwandlung der Organisation der geschlechtsreifen Tiere können zwei Formen unterschieden werden: 1) Epigamie, bei der das gesamte Tier epitok wird, 2) Stolonisation, bei der nur das Hinterende des Tieres epitok wird.

Epigamie ist oft ein Alles-oder-Nichts-Prinzip. Bei der Polychaeten-Gruppe der Nereididen beispielsweise können die epitoken Formen nicht in atoche zurückverwandelt werden, so dass sie nach dem Ablaichen unweigerlich ster-

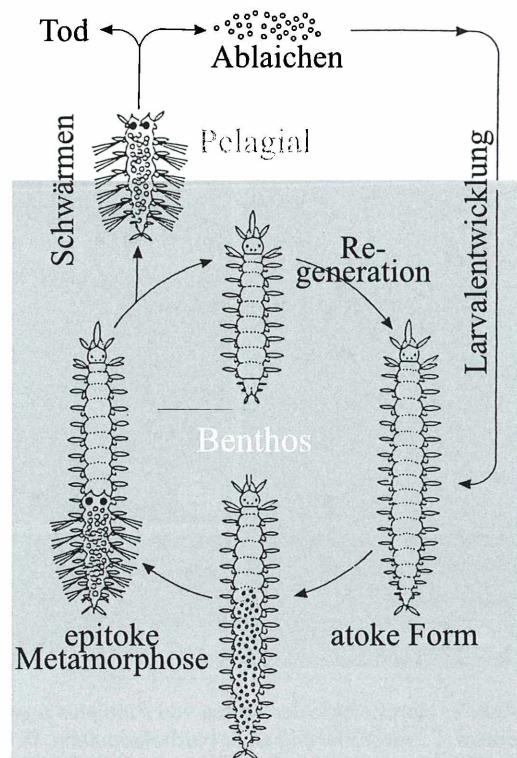


Abb. 1: Schematische Darstellung eines epitoken, stolonialen Lebenszyklus bei Sylliden (verändert aus Franke, 1999).

ben. Einige epigame Sylliden können die Fortpflanzung überleben und die Modifikationen teilweise rückbilden.

Stolonisation dagegen basiert auf Arbeitsteilung. Der vordere Teil des Tieres (Amme) bleibt atok und bodenlebend, und bildet nur an seinem Hinterende auf ungeschlechtlichem

Wege neue epitoke Tiere, sogenannte Stolone aus, die die Fortpflanzung übernehmen und anschließend sterben. Der Kreislauf schließt sich, indem die sexuell erzeugten Tiere während der Embryonalentwicklung wieder den benthischen Lebensraum aufsuchen (Abb. 1). Die einfachste Form der Stolonisation ist

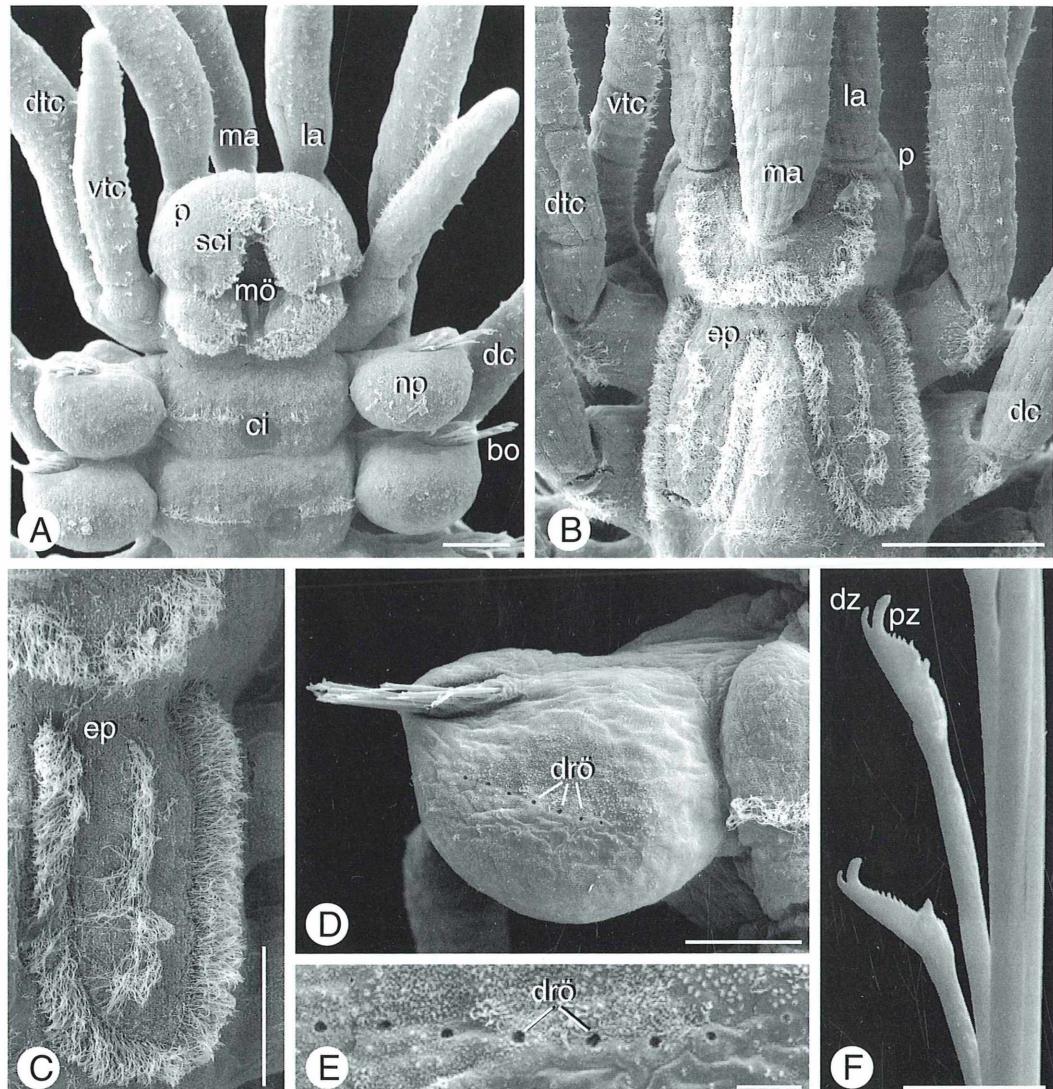


Abb. 2: Morphologie der Amme von *Autolytus prolifer*. A: Vorderende von ventral. B: Vorderende von dorsal. C: Vergrößerung einer Nuchalepaulette. D: Neuropodium mit in einer Reihe angeordneten Drüsensonöffnungen. E: Vergrößerung aus D. F: Endglieder der zusammengesetzten Borsten. Mediane (ma) und laterale (la) Antenne, Borsten (bo), Ciliens (ci), Dorsalcirrus (dc), Drüsensonöffnungen (dro), Mundöffnung (mö), Neuropodium (np), Nuchalepaulette (ep), Palpus (p), Sinnescilien (sci) dorsaler (dtc) und ventraler (vtc) Tentakelcirrus, distaler (dz) und proximaler (pz) Zahn. Maßstriche: A, B 100 µm; C, D 50 µm; E, F 10 µm.

die Bildung einzelner Stolone durch Abtrennung hinterer Segmente (Scissiparie). Werden dagegen die Segmente durch Proliferation vom Stolo neu gebildet, so spricht man von Knospung (Gemmiparie). Sukzessive endständige Knospung kann zur Bildung von Stolonenketten zunehmenden Alters und fortgeschrittenen Entwicklung führen (Abb. 4A).

Autolytus prolifer, an dem die Stolonisation verdeutlicht werden soll, ist ein Polychaet der Familie Syllidae, der unter anderem auch in der Nordsee vorkommt. Die Art lebt zwischen Algen oder in pflanzlichem oder tierischem Bewuchs vom Eulitoral bis in 50 m Tiefe.

Morphologie der Ammen von *Autolytus prolifer*

Die Ammen besitzen ventral (auf der Bauchseite) ein Paar großer, fleischiger Fortsätze (Palpen), die vorn miteinander verschmolzen sind und gemeinsam mit den hinteren Mundlippen die Mundöffnung umrahmen (Abb. 2A). Dorsal am Kopf inserieren drei Antennen, von denen die mittlere (mediane) mit 350–400 µm etwas länger ist als die beiden seitlichen (lateralen; 300–350 µm). Die mediane Antenne wird von einem halbkreisförmigen Cilienband umgeben (Abb. 2B). An den Hinterrand des vordersten, dem Mund vorgelagerten Körperteils (Prostomium) schließen sich zwei ellipsenförmige Cilienbänder an (Gidholm, 1966). Diese Nuchalepaulettten sind mit den vermutlich chemosensorischen Nuchalorganen anderer Polychaeten homolog. Wie die rasterelektronenmikroskopischen (REM) Aufnahmen erstmals zeigen, rahmt jedes dieser u-förmigen Bänder ein zentrales, längliches Cilienband ein. Am Peristomium, dem Mundsegment, inserieren zwei Paar Tentakelcirren, von denen das ventrale Paar nur halb so lang ist wie das dorsale (300–350 µm; Abb. 2A, B).

Die Parapodien bestehen aus einem ventralen Ast (Neuropodium) und einem Dorsalcirrus, der nur im ersten Borstensegment bis zu 450 µm, sonst circa 200 µm lang ist. Die Neuropodien tragen Büschel zusammengesetzter Borsten, deren Endglied zwei deutliche Zähne trägt (Abb. 2F). Dabei ist der proximale Zahn deutlich größer als der weiter entfernte. Gidholms (1966) histologische Untersuchungen zeigten, dass in den Parapodien Drüsen vorhanden sind. Aus dem transparenten Sekret

bilden die Ammen kleine, zähe Röhren zwischen Algen und Aufwuchs. Bisher unbekannt war, dass diese Drüsen in acht Öffnungen, die auf dem Neuropodium in einer transversalen Reihe angeordnet sind, ausmünden (Abb. 2D, E).

Während weibliche Ammen 19–45 Segmente und 3–6 Stolone besitzen, haben männliche Ammen nur 24–33 Segmente, aber 3–10 Stolone. Die Segmentzahl, bei der die Tierkette beginnt, ist offensichtlich sehr variabel. Schiedges (1977) stellte fest, dass die Ammen im Winter mehr Segmente besitzen und kürzere Tierketten bilden als im Sommer. Daraus schloss er: 1) das Reproduktionsmaximum ist im Sommer, 2) im Winter findet verstärkt Größenwachstum statt, 3) die Stolone übernehmen fortlaufend Segmente der Ammen, so dass diese immer kürzer werden. In der vorliegenden Untersuchung wurde jedoch nur ein Stolo mit abgelöstem Ammensegment gefunden, alle übrigen proliferierten ihre Segmente neu.

Bildung und Differenzierung der Stolone

Stolone mit gleicher Segmentzahl können unterschiedliche Positionen in den Tierketten einnehmen (Abb. 3). Für den Entwicklungszustand ist jedoch nicht die Position in der Kette, sondern allein die Segmentzahl entscheidend.

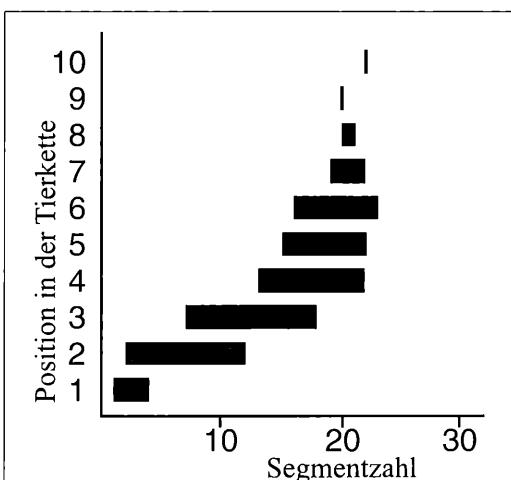


Abb. 3: Korrelation zwischen der Segmentzahl der Stolone und ihren Positionen in den Tierketten.

Einsegmentige Stolone sind circa 140–160 µm breit, was etwa 75% der Segmentbreite der Amme entspricht, und 100 µm lang. Seitlich an der Bauchseite (ventrolateral) wird das erste Parapodienpaar in Form von jederseits zwei

kleinen Ausbuchtungen angelegt (Abb. 4B). Aus der ventralen Erhebung wird das Neuropodium, aus der dorsalen der Dorsalcirrus hervorgehen. Bei Stolonen mit zwei Segmenten haben sich zusätzlich zwei Knospen seitlich am

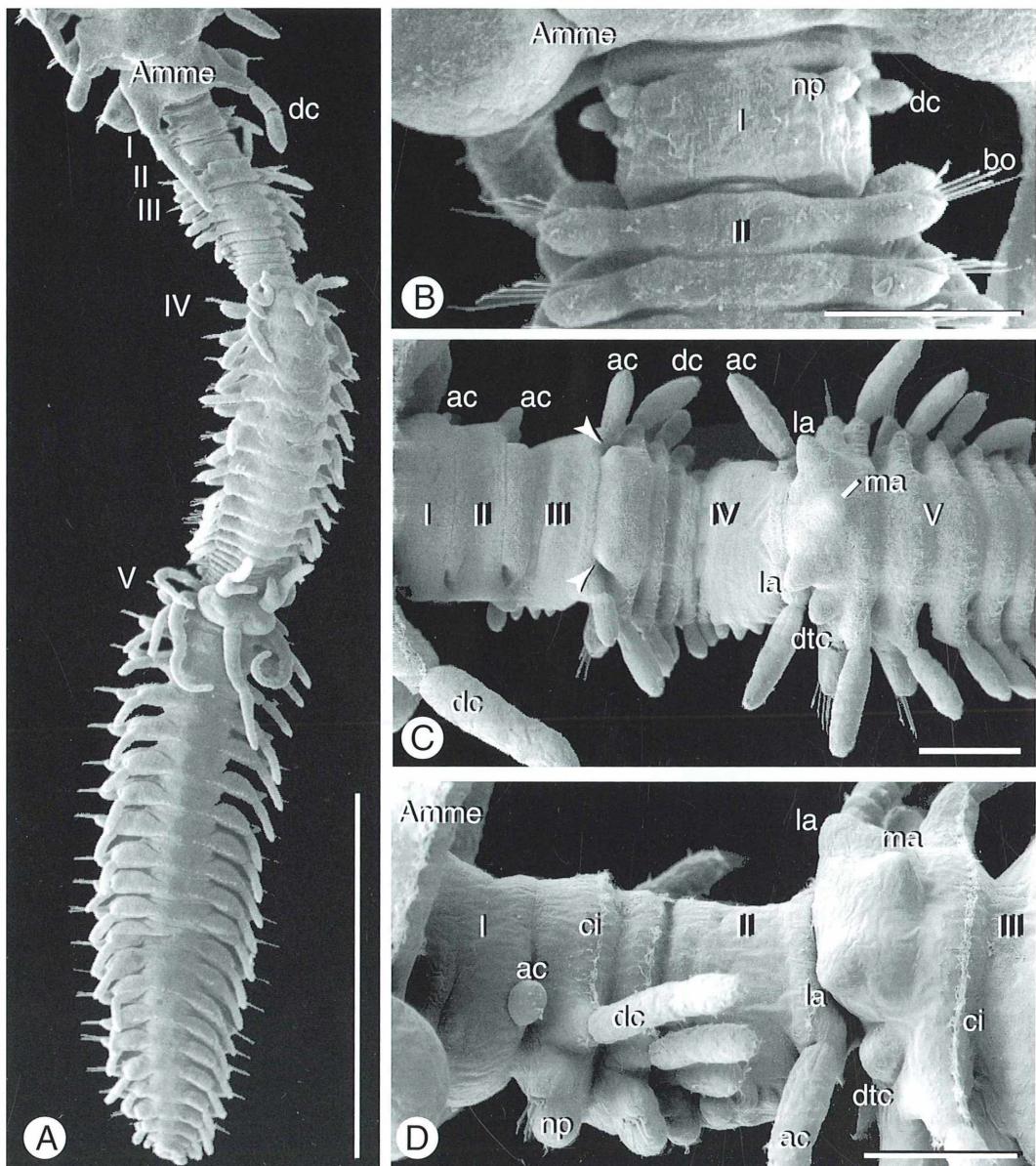


Abb. 4: Tierketten von *Autolytus prolifer*. A: Männliche Amme mit fünf Stolonen. B: Einsegmentiger Stolo mit Parapodienanlage, von ventral. C, D: Frühe Entwicklungsstadien. C: Dorsalsicht. D: Lateralansicht. Analcirruss (ac), laterale (la) und mediane (ma) Antenne, Antennenanlagen (Pfeilköpfe), Borsten (bo), Cilien (ci), Dorsalcirrus (dc), Neuropodium (np), Stolone (I–V), dorsaler Tentakelcirrus (dtc). Maßstriche: A 1 mm; B, C, D 100 µm.

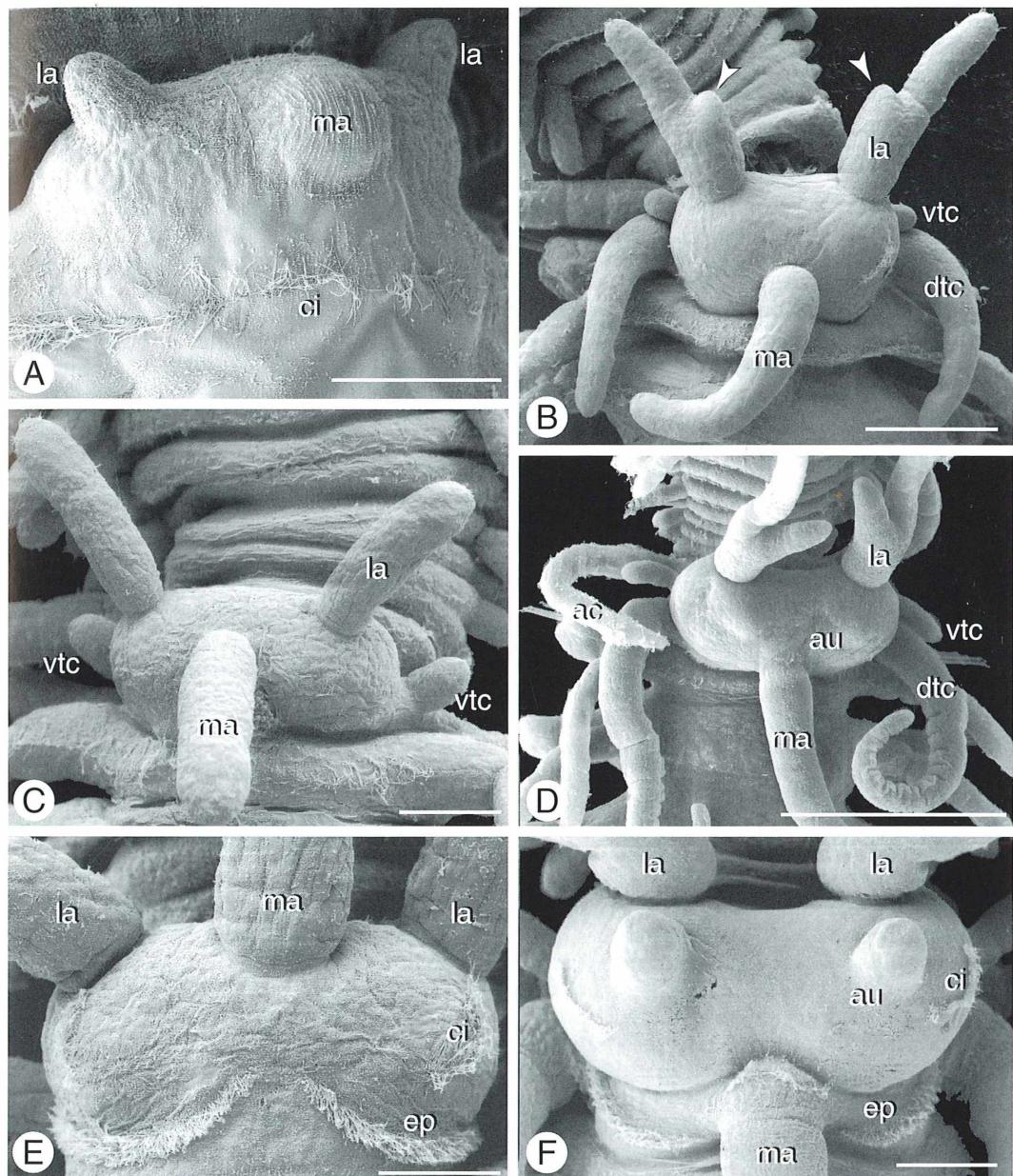


Abb. 5: Kopfdifferenzierung bei *Autolytus prolifer* Stolonen. A: Prostomium mit Anlagen der drei Antennen. B: Verdickung der lateralen Antennen, männlicher Stolo, 17 Segmente. C: Weiblicher Stolo mit ventralen Tentakelcirren. D: Männlicher Stolo mit zwei Paar Tentakelcirren und gegabelten lateralen Antennen. E, F: Ciliatur des Pro- und Peristomiums, E: weiblicher, F: männlicher Stolo. Laterale (la) und mediale (ma) Antenne, verzweigende Antennen (>), Auge (au), Ciliens (ci), Nuchalepaulette (ep), ventraler (vtc) und dorsaler (dtc) Tentakelcirrus. Maßstriche: A, C, E, F 50 µm; B 100 µm; D 200 µm.

Hinterende gebildet, aus denen die Analcirren in Afternähe differenziert werden (Abb. 4C, D). Sukzessiv werden am Hinterende weitere Segmente angelegt, die sich in einem Gradienten von vorn nach hinten differenzieren.

Fünfsegmentige Stolone besitzen im ersten Segment bereits Borsten und dorsal über dieses Segment verläuft ein transversales Cilienband. Entgegen anderen Angaben (Gidholm, 1966) fehlt ein derartiges Cilienband auf dem Peristomium und dem ersten Borstensegment der Ammen.

Kopfbildung. Nachdem vier weitere Segmente angelegt sind, setzt die Bildung des Prostomiums ein (Abb. 4C). Es erscheint als kleines Rechteck vor dem ersten Segment. Die ersten Anlagen der lateralen Antennen sind als seitliche Erhebungen sichtbar (Abb. 4C, Pfeilköpfe). In 14-segmentigen Stolonen ist auch die Anlage der medianen Antenne als dorsale Aufwölbung deutlich zu sehen (Abb. 4D, 5A). Bei Männchen mit 16 Segmenten sind die lateralen Antennen verdickt und bei 17-segmentigen Stadien wächst am Ende der Verdickung ein innerer Antennenast aus (Abb. 5B). Während Malaquin (1893) die gegabelten Antennen der männlichen Stolone als Verschmelzungprodukt aus Palpen und Antennen interpretierte, konnte Gidholm (1965) zeigen, dass es sich nur um modifizierte Antennen handelt. Sein Ergebnis wird auch durch die Versorgung der Anhänge mit Nerven bestätigt (Müller und Kreischer, unveröffentlichte Daten). Palpen werden bei den Stolonen nicht ausgebildet. Für männliche Stolone wurde ein zusätzliches hinteres Paar kleiner Antennen beschrieben (Potts, 1911; Gidholm, 1965; Hartmann-Schröder, 1996), welches jedoch selbst auf REM-Aufnahmen nicht nachgewiesen werden konnte. Aufgrund der unterschiedlichen Ausbildung der Kopfanhänge wurden die männlichen (*Polybostrichus*) und weiblichen (*Sacconereis*) Stolone von *Autolytus prolifer* zunächst als eigene Arten beschrieben, ehe Krohn (1852) zeigen konnte, dass es sich um Erscheinungsformen einer Art handelt.

Bei 20-segmentigen Männchen lassen sich auf dem Prostomium zwei Augenhügel erkennen (Abb. 5D), die sich bei älteren Stolonen weit über die Oberfläche erheben (Abb. 5F).

Peristomium. Die ersten Anzeichen dorsaler Tentakelcirren werden bei männlichen Stolonen mit fünfzehn Segmenten seitlich am vorderen Peristomiumrand erkennbar. In 17-seg-

mentigen Entwicklungsstadien bildet sich unterhalb des dorsalen Tentakelcirrus die Knospe des ventralen Tentakelcirrus (Abb. 5B), der bei weiblichen Tieren mit 16 Segmenten erstmals auftritt (Abb. 5C). Bei weiblichen Stolonen wird kein dorsaler Tentakelcirrus angelegt.

Nuchalorgane. Sowohl männliche als auch weibliche Stolone besitzen im Kopfbereich zwei Paar Cilienbänder (Abb. 5E, F). Das vordere Paar verläuft eher länglich und folgt dem seitlichen Rand des Prostomiums. Spekulativ kann es mit dem halbkreisförmigen Cilienband, das bei den Ammen die mediane Antenne umgibt, verglichen werden. Das hintere, in einem posterio-transversalen Bogen verlaufende Paar schließt sich an den Hinterrand des Prostomiums an und wird aufgrund seiner Lage mit den Nuchalepauletten der Ammen homologisiert. Bei männlichen Stolonen wurden diese Epauletten erstmalig nachgewiesen. Für ihre extreme Verkürzung ist vielleicht die nachträgliche Anlage des Kopfes verantwortlich. Bei den durch sexuelle Fortpflanzung entstandenen Ammen wurden die Nuchalepauletten schon früh in den Larven angelegt und verlängerten sich im Laufe der Entwicklung.

Parapodien. Mit 21–23 Segmenten lösen sich die Stolone von den Ammen ab. In diesem Entwicklungsstadium besitzt jedes Segment ein transversales Cilienband und entwickelte Parapodien, in denen ab dem vierten Segment zusätzliche Schwimmborsten vorhanden sind. Ebenso wie in den Ammen sind auch in den Stolonen Parapodialdrüsen vorhanden (Gidholm, 1965), die bei weiblichen Tieren Sekret zur Bildung des Eisacks und bei männlichen das Sekret zur Umhüllung der Spermien sezernieren. Öffnungen dieser Drüsen auf den Neurhopodien waren nicht zu finden.

Anhänge. Bei ausdifferenzierten Stolonen haben die lateralen Antennen eine Länge von etwa 240 µm, die medianen von 610 µm und die Analcirren von 270 µm. Aus dem Verlauf der Wachstumskurven lässt sich folgern, dass die lateralen Antennen und die Analcirren nahezu ihre Endlänge erreicht haben. Die medianen Antennen dagegen, die bereits länger als die der Ammen sind, befinden sich noch in einer exponentiellen Wachstumsphase. Während der Paarung hält der männliche Stolo über die langen dorsalen Tentakelcirren und die mediane Antenne permanenten Kontakt zum weiblichen Stolo. Die männlichen Stolone sterben unmittelbar nach der Paarung; die weiblichen

treiben noch eine Zeit lang Brutpflege, indem sie die Embryos in einem Brutsack herumtragen, ehe auch sie sterben.

Während die Stolone von *A. prolifer* nur sozusagen als mobile Gefäße für Gameten von kurzer Lebensdauer gebildet werden, nutzen andere Taxa wie zum Beispiel der einheimische Oligochaet *Stylaria lacustris* diese Form der asexuellen Reproduktion für die dauerhafte Vergrößerung der Population.

Literaturhinweise

Fischer, A.: Reproductive and developmental phenomena in annelids: a source of exemplary research problems. In: Westheide, W., Dorresteijn A. W. C. (Hrsg.): Reproductive strategies and developmental patterns in annelids, S. 1–20. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht 1999.

Franken, H.-D.: Reproduction of the Syllidae (Annelida: Polychaeta). In: Westheide, W., Dorresteijn A. W. C. (Hrsg.): Reproductive strategies and developmental patterns in annelids, S. 39–55. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht 1999.

Gidholm, L.: A revision of Autolytinae (Syllidae, Polychaeta) with special reference to Scandinavian species, and with notes on external and internal morphology, reproduction and ecology. Ark. f. Zool. 19, 157–213 (1967).

Gidholm, L.: On the morphology of the sexual stages, mating and egg-laying in *Autolytus* (Polychaeta). Zool. Bidr. Upps. 37, 1–44 (1965).

Hartmann-Schröder, G.: Polychaeta. Die Tierwelt Deutschlands, 58. Teil, 2. Aufl. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.

Krohn, A.: Über die Erscheinungen bei der Fortpflanzung von *Syllis prolifera* und *Autolytus prolifer*. Arch. Naturgesch. 18, 66–76 (1852).

Malaquin, A.: Recherches sur les Syllidiens; morphologie, anatomie, reproduction, développement. Soc. Sci. Agric. Lille 18, 1–477 (1893).

Potts, F. A.: Methods of reproduction in the syllids. Ergeb. Fortschr. Zool. 3, 1–72 (1911).

Schiedes, K. L.: Entwicklungsphysiologische Untersuchungen zur Fortpflanzung, Entwicklung und Regeneration sowie deren Steuerung bei den Polychaeten (Sylliden) *Autolytus prolifer* O. F. Müller (1788) und *A. brachycephalus* Marenzeller (1874). Promotion, Institut für Entwicklungsphysiologie, Universität Köln (1977).

Verfasser: Dr. Monika C. Müller, Spezielle Zoologie, Fachbereich Biologie/Chemie, Universität Osnabrück, D-49069 Osnabrück;

E-mail: MCMueller@biologie.uni-osnabrueck.de
Sonja Kreischer, Spezielle Zoologie, Fachbereich Biologie/Chemie, Universität Osnabrück, D-49069 Osnabrück

Aus der Industrie

Leica digilux 4.3: Elegante und kompakte Digitalkamera mit 3fach Zoom

Leica digicopy 4.3 + Leica digimacro 4.3: Diakopier- und Makrovorsatz als Zubehör

Mit der neuen Leica digilux 4.3 bietet die Leica Camera AG eine ausgesprochen elegante und kompakte Digitalkamera. Ihr leistungsstarkes 3fach-Zoomobjektiv und die einzigartige Zubehörkombination aus Diakopier- und Makrovorsatz Leica digicopy 4.3 und Leica digimacro 4.3 sorgen für eine universelle und unkomplizierte Digitalfotografie – von der Freizeitfotografie bis hin zu medizinischen oder technischen Dokumentationen. Weitere Besonderheiten sind eine 32 Megabyte Smart Media Karte im Lieferumfang für eine überdurchschnittlich hohe Speicherkapazität der Kamera sowie die besonders komfortable Bildbearbeitungssoftware Adobe Photoshop 5.0 LE.

Wie bei ihren Vorgängermodellen Leica digilux und Leica digilux zoom ist das stabile Alu-Magnesium-

Gehäuse der Kamera mit einer Belebung veredelt worden. Mit einem Gewicht von nur 245 Gramm (ohne Akkus) und der kleinen, flachen Bauform zählt sie zu den handlichsten Digitalkameras im Weltmarkt.

Bildsensor mit Super-CCD-Technologie

Der Bildsensor der Leica digilux 4.3 ist mit 2,4 Millionen achteckigen Pixeln versehen, die wabenförmig im 45-Grad-Winkel angeordnet sind. Diese Super-CCD-Technologie orientiert sich am menschlichen Sehen und sorgt für eine maximale Integrationsdichte und einen größeren lichtempfindlichen Anteil des Bildsensors im Vergleich zu herkömmlichen



Abb. 1: Digitalkamera Leica digilux 4.3 mit 3fach Zoom.

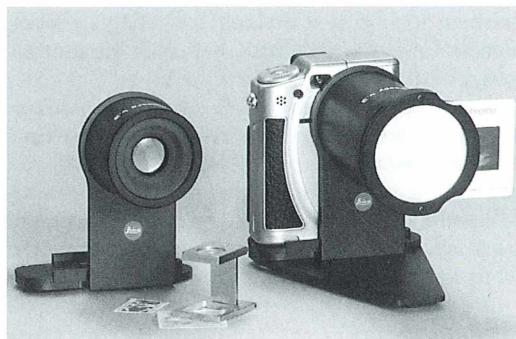


Abb. 2: Zubehör zur Leica digilux 4.3 Digitalkamera. Links: Macrovorsatz Leica digimacro 4.3; rechts: Kamera mit Diakopievorsatz Leica digicopy 4.3.

CCD-Systemen. Die gesteigerte Bildqualität führt zu scharferen, brillanteren Bildern mit einer sehr natürlichen, originalgetreuen Farbwiedergabe. Die Bilddateien mit 4,3 Millionen Blickpunkten ermöglichen eine gestochene scharfe Bildausgabe bis zu einem Format von 13×18 cm. Mit einer Empfindlichkeit von bis zu ISO 800 ist die Kamera auch für Aufnahmen bei schlechter Ausleuchtung einzusetzen.

Leistungsstarkes optisches 3fach Zoom

Das optische 3fach Zoomobjektiv 1:2,8–4,5/8,3–24,9 mm sorgt für einen breiten Brennweitenbereich, der 36 bis 108 mm bei einer Kleinbildkamera entspricht. Die hohe Auflösung des Objektivs bleibt über den gesamten Brennweitenbereich konstant. Es besteht aus sechs Gruppen mit sechs mehrfach vergüteten Linsen, darunter eine Asphäre. Bei ausgeschalteter Kamera wird das Objektiv vollständig in das Kameragehäuse versenkt und zusätzlich durch eine Metallabdeckung geschützt.

Leica digicopy 4.3 und Leica digimacro 4.3 erweitern die Einsatzmöglichkeiten

Die Leica Camera AG hat mit dem Diakopier- und Makrovorsatz Leica digicopy 4.3 und Leica digimacro 4.3 ein einzigartiges Zubehörpaket entwickelt, mit dem die Einsatzmöglichkeiten der Leica digilux 4.3 deutlich erweitert werden. Beide Vorsätze nutzen den gleichen, äußerst stabil aus Metall gefertigten Haltewinkel. Nur der Tubus muss für die unterschiedlichen Anwendungen getauscht werden. Der Nahvorsatz Leica digimacro 4.3 verkürzt die Nahgrenze der Kamera und ermöglicht formatfüllende Detailaufnahmen für Motive von minimal 13×17 mm. Sein hochwertiges System besteht aus einem vergüteten Achromaten, der für eine optimale

Kontrastübertragung sorgt. Neben der Makrofotografie in der Freizeit – beispielsweise von Pflanzendetails, Kleinstlebewesen oder Briefmarken – eröffnen sich auch vielfältige technische oder medizinische Anwendungen. Insbesondere Hautärzte werden die Möglichkeit schätzen, kleinste Hautveränderungen zu dokumentieren und den Patienten sofort Farbausdrucke für die weitere Kontrolle mitzugeben. Der Diakopievorsatz Leica digicopy 4.3 ist die Umsetzung des von der Leica digilux zoom bewährten Zubehörteils zur Digitalisierung von Farbdias und Schwarzweißnegativen auf das neue Kameramodell. Das optische System besteht aus einem Achromaten mit zwei Linsen und einer Feldlinse. Gerahmte Dias werden direkt in das Gerät eingesetzt, für Filmstreifen gibt es eine sichere Halterung. Auf Knopfdruck kann so die Verbindung zwischen analoger und digitaler Fotografie geschaffen werden. Insbesondere Amateurfotografen mit zum Teil umfangreichen Bildarchiven haben mit der Kombination der Leica digilux 4.3 und dem Leica digicopy 4.3 einen hervorragenden Einstieg in die Digitalfotografie und die Nutzung bestehender Bilder beispielsweise für Archivsysteme und Internetanwendungen oder die preisgünstige und schnelle Bildvervielfältigung.

Video-/Audiofunktion und schneller USB-Anschluss

Als Ergänzung zu Einzelaufnahmen bietet die Leica digilux 4.3 die Möglichkeit, Filmsequenzen von bis zu 80 Sekunden aufzuzeichnen. Die bewegten Bilder werden mit einer Frequenz von 10 Bildern pro Sekunde, in einer Auflösung von 320×240 Pixeln und mit Ton aufgenommen.

Mit einer modernen USB-Schnittstelle ist ein schneller Austausch der Bilddaten sowohl mit Macintosh-Computern wie auch PCs möglich.

Histophage Ciliaten der Gattungen Ophryoglena und Ichthyophthirius

II. Teil: Reizbarkeit und Orientierung

Hans-Werner Kuhlmann

Organismen sind in ihrer Umgebung einer Vielzahl von Reizen ausgesetzt, welche sie, sofern sie den Reiz wahrnehmen können, gegebenenfalls mit einer Reaktion beantworten. Die Reaktion des Organismus auf einen Reiz kann als Versuch betrachtet werden, die Chance seines Überlebens zu erhöhen. Als Folge einer Bewegungsreaktion zum Beispiel kann der Organismus an einen anderen Ort gelangen, an welchem die Lebensbedingungen für ihn günstiger sind. Histophage Ciliaten sind in Bezug auf die Erkennung von Reizen sowie im Hinblick auf die Präzision der Reaktionen zu außergewöhnlichen Leistungen befähigt; unter den Ciliaten sind sie die Orientierungskünstler schlechthin.

Unter einem Reiz versteht man dabei einen solchen physikalischen oder chemischen Zustand oder eine Zustandsänderung in der Umwelt eines Organismus, der zur Auslösung einer Erregung bestimmter reizsensitiver Zellen führt. Stets sind die zugeführten Reizenergien um ein Vielfaches geringer als jene, die der ausgelöste Erregungsvorgang benötigt. Somit kommt den Reizen keine energieliefernde, sondern nur eine initierende Funktion zu.

Physikalische und chemische Reize

Physikalische und chemische Reize führen zu Akkumulationen von freibeweglichen Organismen an Orten günstiger Lebensbedingungen. Unterschieden werden unter anderem physikalische Reize wie Lichtreize (dieses sind elektromagnetische Schwingungen im Wellenlängenbereich von circa 400 bis 800 nm), akustische, thermische, mechanische, elektrische und magnetische Reize, der Schwerkraftreiz und schließlich das weite Spektrum der chemischen Reize (Machemer, 1996; Van Houten, 1992). Der Einfluss von Licht auf das Wachstum oder die Bewegung eines Organismus ist allgemein bekannt. Insbesondere die grünen Pflanzen, aber auch viele photoautotrophe Protisten sind als Primärproduzenten darauf

angewiesen, sich das Sonnenlicht als Energiequelle optimal nutzbar zu machen. Die Schwerkraft beeinflusst das Bewegungsmuster aller Organismen: Protisten, ja selbst Bakterien, würden mit der Zeit unweigerlich bis zum Grund eines Gewässers absinken, würden sie sich nicht in die bezüglich der Reizrichtung entgegengesetzte Richtung orientieren. Auch die anderen physikalischen Reize können einen Einfluss auf das Bewegungsverhalten von Protisten haben. Chemische Reize schließlich werden insbesondere von heterotrophen, aber auch von einigen Photosynthese betreibenden Organismen wahrgenommen: Intraspezifisch wirksame Lockstoffe (Pheromone) führen potentielle Sexualpartner zusammen, interspezifisch wirkende Botenstoffe (Kairomone) warnen Beuteorganismen zum Beispiel vor ihren Fressfeinden, und ein breites Spektrum an attraktiven chemischen Substanzen kann hungrige Organismen in die Nähe einer Nahrungsquelle bringen. Die unmittelbare Folge eines starken Reizes ist meist die Ansammlung von Organismen einer bestimmten Art an einem bestimmten Ort.

Eine Akkumulation frei beweglicher Protisten im jeweils bevorzugten Teil des Lebensraumes kann über verschiedene Reaktionstypen zustande kommen (Diehn *et al.*, 1977):

1. durch eine kinetische Reaktion. Darunter versteht man eine reizabhängige Änderung der

Bewegungsintensität. Wenn sich motile Zellen beispielsweise bei niedrigem Lichtfluss schneller bewegen als bei hohem Lichtfluss, werden sie sich im hellsten Teil des Lichtfeldes anreichern. Eine solche Reaktionsweise wird als negativ photokinetisch bezeichnet, da die Zellen mit steigendem Lichtfluss ihre Bewegungsintensität herabsetzen. Im umgekehrten Fall der positiven Photokinese bewegen sich die Zellen im hellen Teil des Lichtfeldes schneller. Im Durchschnitt verbringen sie deshalb mehr Zeit im dunkleren Teil ihres Lebensraumes.

2. durch eine phobische Reaktion. Unter diesem Begriff werden Änderungen in der Bewegungsrichtung, die durch einen plötzlichen Wechsel der Reizintensität verursacht werden, zusammengefasst. Protisten, die eine Schreckreaktion zeigen, wenn sie auf eine Grenze von Licht zu Schatten stoßen, werden sich im helleren Teil des Lichtfeldes ansammeln. Erfolgt die photophobische Reaktion an einer Grenze von Schatten zu Licht, so werden die Zellen den helleren Teil des Lichtfeldes in der Regel meiden.

3. durch Taxis. Orientiert sich die Bewegung einer Zelle an der Reizrichtung, so bezeichnet man diese Reaktion als echte Taxis. Wenn die Zellen zum Beispiel auf eine Lichtquelle zuschwimmen, spricht man von positiver Phototaxis. Die Zellen werden sich entweder im Bereich des höchsten Lichtflusses (nahe der Wasseroberfläche) ansammeln oder aber bei überoptimalem Lichtfluss ihre Bewegungsrichtung umkehren. Man spricht von negativer Phototaxis, wenn sich Zellen von einer Lichtquelle wegorientieren. Oftmals kommt es zu einer Ansammlung von Zellen in einem Indifferenzbereich mit optimalem Lichtfluss.

Im Fall der kinetischen und auch der phobischen Reaktion müssen Zellen die Fähigkeit besitzen, zeitliche Änderungen der Reizintensität registrieren zu können. Im Falle einer Taxis muss die Zelle hingegen in der Lage sein, die Richtung eines Reizes festzustellen; dieses ist ein viel schwierigeres Problem. Die *Ophryoglenen* haben es jedoch zumindest in Bezug auf den Lichtreiz in hervorragender Weise gelöst (vergleiche Titelbild dieses Heftes). Neben den sehr deutlichen Taxien zeigen *Ophryoglena*- sowie *Ichthyophthirius*-Arten aber auch klare kinetische Reaktionen. Zu phobischen Reaktionen sind sie dagegen, nach allem, was man bisher über sie weiß, nicht in der Lage.

Orientierung histophager Ciliaten im Licht

Dem Studium der Phototaxis kommt eine allgemeine, über die Aufklärung des speziellen Problems hinausgehende Bedeutung zu. Einzellige Organismen wie *Ophryoglena* eignen sich besonders gut für die auf Prinzipien abzielende Analyse sinnesphysiologischer Fragestellungen, da sich bei ihnen das ganze Geschehen innerhalb einer Zelle abspielt und somit die komplexen Wechselwirkungen zwischen verschiedenen Zellen keine Rolle spielen. Bei Verwendung von Licht als Signal erscheint eine Analyse vergleichsweise einfacher als bei einer Vielzahl anderer Signale, da man Änderungen der Reaktion leicht messen kann und sich Änderungen des Signals leicht bewerkstelligen lassen. Beispielsweise verschwindet das Signal sofort und total, sobald man das Licht abschaltet. Derart rasche Änderungen der Reizstärke sind bei chemischen Signalen nicht möglich, bei anderen physikalischen Signalen sind sie mit erheblichen Kosten verbunden (so ist die Ausschaltung des Schwerereizes nur in sogenannten Falltürmen, auf Parabelflügen von Flugzeugen oder Raketen oder in einer Raumstation möglich).

Eine geeignete Methode, die Lichtorientierung von *Ophryoglenen* oder von *Ichthyophthirius* zu erkunden, ist nachfolgend dargestellt (siehe auch Kuhlmann, 1993, sowie Abb. 1). Der Deckel einer runden Glaspetrischale mit möglichst großem Durchmesser wird auf der Innenseite mit einem wasserfesten Filzstift in mehrere Sektoren gleichen Winkels aufgeteilt (zum Beispiel in 12 Sektoren, die jeweils einen Winkel von 30° umfassen) (Abb. 1 B). Der Petrischalendeckel wird daraufhin auf den Boden eines Aquariums gelegt (störende Luftblasen möglichst entfernen), in welches zuvor gerade so viel Medium (Volvic Mineralwasser) gefüllt wurde, dass die Wasseroberfläche den Petrischalendeckel um einige Millimeter überdeckt (Abb. 1 A). Das Aquarium wird in einem abgedunkelten Raum auf eine schwarze Unterlage (Pappe, Folie) gestellt und von der Seite mit Hilfe einer Taschenlampe oder eines Diaprojektors beleuchtet. Gibt man nun mittels einer fein ausgezogenen Pasteurpipette nach und nach wenige Zellen genau in die Mitte des Petrischalendeckels, werden sich die Zellen binnen weniger Sekunden zum Rand des Deckels orientieren. Die Nummer desjenigen Sektors, in welchem sie den Petrischalendeckel verlassen, wird notiert. Hat man genügend Zellen

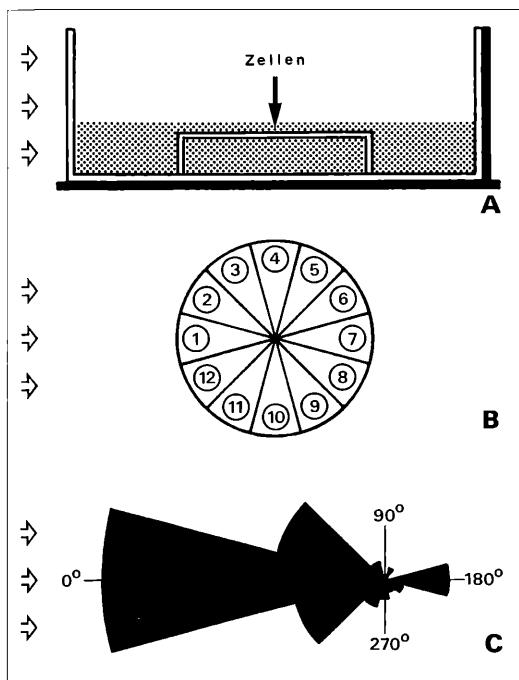


Abb. 1: Versuchsaufbau zum Test der Lichtorientierung histophagier Ciliaten (nach Kuhlmann, 1993). (A) Seitenansicht, (B) Aufsicht auf den in 12 Sektoren eingeteilten Petrischalendeckel. Lichteinfall jeweils von links (Pfeile); die schwarzen Linien symbolisieren schwarze Folien unter und hinter dem Aquarium; die punktierte Fläche zeigt dessen Füllhöhe mit Kulturmedium. (C) Zirkuläres Histogramm der Orientierung. Im vorliegenden Fall schwammen sehr viele Zellen in Lichtrichtung, zeigten also positive Phototaxis.

(circa 50–100) auf ihre phototaktischen Reaktionen hin getestet, lässt sich ein zirkuläres Histogramm der Orientierung aufzeichnen (Abb. 1 C). Natürlich sollte man in einem solchen Experiment bevorzugt größere Zellen einsetzen (mindestens 150 µm Länge), da diese mit bloßem Auge gut zu erkennen und in ihrer Bewegung zu verfolgen sind. Theronten der größeren *Ophryoglena*-Arten sind im Gegensatz zu den sehr kleinen Theronten von *Ichthyophthirius multifiliis* gut für einen Einsatz in einem solchen Experiment geeignet; Protomonten von *Ichthyophthirius* sind dagegen sehr groß und können wie die Protomonten vieler *Ophryoglena*-Arten für Orientierungsexperimente verwendet werden.

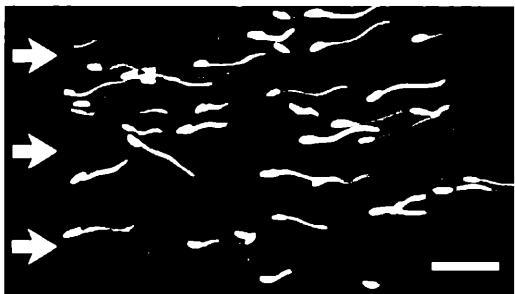


Abb. 2: Theronten von *Ophryoglena catenula* in ihrer Bewegung zum Licht (die Pfeile symbolisieren das seitlich einfallende Licht). Doppelt belichtete Aufnahme (Spuren und Zellen). Maßstrich: 1 mm.

Es ist bemerkenswert, dass histophage Ciliaten in aller Regel eine Lichtorientierung erkennen lassen, die in erster Linie abhängig vom Lebenszyklus ist. Die spektrale Zusammensetzung des Lichts sowie die Lichtintensität spielen dabei – ganz im Gegensatz zu den photoautotrophen Protisten – eine zu vernachlässigende Rolle. Theronten von *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius* zeigen fast immer eine sehr ausgeprägte positive Phototaxis (Abb. 2), während Protomonten negativ phototaktisch reagieren. Andere Lebenszyklusstadien wie Trophonten verhalten sich indifferent, während wieder andere Stadien wie Tomonten äußerst träge in ihrem Bewegungsverhalten sind.

Schwerkraftorientierung von *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*

Das Orientierungsverhalten der *Ophryogleniden* im Schwerkfeld der Erde lässt sich mit nur wenigen Hilfsmitteln sehr gut demonstrieren: Man benötigt lediglich für jede zu testende Art beziehungsweise für jedes zu testende Lebenszyklusstadium ein Reagenzglas, Parafilm oder Klarsichtfolie, Aluminiumfolie oder Alukappen, mehrere Pasteurpipetten, mehrere kleine Blocksäckchen, gegebenenfalls eine Lupe sowie die entsprechenden Zellen in möglichst hoher Konzentration (100 Zellen pro Experiment sollten es schon sein). Die Zellen werden mit ihrem Medium in das Reagenzglas gefüllt, wobei letzteres bis zur oberen Kante gefüllt sein muss. Reicht das Medium mit den darin enthaltenen Zellen nicht aus, sollte das

Reagenzglas mit frischem Medium aufgefüllt werden. Eine derartige Vorgehensweise ist sehr wichtig, weil sich während des Versuchs im Reagenzglas andernfalls ein vertikal verlaufender Sauerstoffgradient ausbilden würde, der das Ergebnis erheblich verfälschen würde (O_2 wirkt zumindest auf Theronten chemoattraktiv). Vor Versuchsbeginn wird das Reagenzglas mit den darin enthaltenen Zellen nun mit Parafilm und der Aluminiumfolie verschlossen und senkrecht stehend in einen dunklen Raum gestellt (Licht würde die Orientierung der Zellen ebenfalls beeinflussen). Nach etwa einer halben Stunde Inkubationszeit werden mit Hilfe dreier Pasteurpipetten drei gleich große Proben (z. B. je 1 ml) entnommen - die erste direkt von der Oberfläche, die nächste aus der Reagenzglasmitte und die letzte vom Bodenbereich des Reagenzglases. Bei Lupenvergrößerung wird die Anzahl der jeweils in den Proben vorhandenen Zellen, die zuvor in Blockschälchen gegeben wurden, durch Einsaugen in eine fein ausgezogene Pipette ermittelt. In den allermeisten Fällen ist das Ergebnis eindeutig, so dass auf einen statistischen Test verzichtet werden kann.

Bezüglich der Mechanismen der Reizerkennung und der nachfolgenden Bewegungsreaktion gibt es noch zahlreiche Fragen (vergleiche Machemer und Teunis, 1996; Häder, 1997; Machemer und Bräucker, 1999). Schwerkraftorientierung ist wahrscheinlich weder eine reine Taxis noch eine reine Kinese; man nimmt an, dass bei einigen Arten die Kombination der beiden Reaktionen, unter Umständen auch eine passive Komponente – sich absinken lassen – für eine Orientierung der Zellen im Schwerfeld der Erde verantwortlich ist. Bei anderen Arten haben sich im Laufe der Evolution aber möglicherweise auch andere Mechanismen entwickelt, welche eine nach der Schwerkraft ausgerichtete Zellorientierung ermöglichen. Beispielsweise findet man im Falle einer sich negativ gravitaktisch orientierenden Zellpopulation in der oberen Probe sehr viele, in der mittleren nur wenige und in der unteren Probe allenfalls zwei oder drei Zellen (sterbende oder tote Zellen sinken immer zu Boden!).

Thermoorientierung der Ophryogleniden

Viele Protisten, und hier vor allem die histophagen Ciliaten, sind dazu befähigt, sich in ei-

nem Temperaturgradienten zu orientieren. Oft erfolgt die Orientierung in Richtung einer gemäßigten Temperatur, das heißt, die Zellen meiden Bereiche, die außerhalb einer Temperaturspanne von etwa 5 bis 25 °C liegen. Innerhalb dieses Bereichs bevorzugen die Zellen art- und lebenszyklusabhängig unterschiedliche Temperaturbereiche.

Die Fähigkeit der Ophryogleniden zur Thermoorientierung kann im Experiment leicht nachgewiesen werden. Genauere Aussagen bezüglich der Optimaltemperatur für eine bestimmte Art oder für ein bestimmtes Lebenszyklusstadium sind jedoch ohne spezielle Versuchsapparaturen nicht möglich. Um die Zellorientierung im Bereich von 0 °C bis 30 °C zu testen, legt man an eine möglichst große Glaspetrischale (die man nur von oben oder unten beleuchtet) auf der einen Seite Eisstückchen, auf der gegenüberliegenden Seite einen Schwamm mit lauwarmen Wasser an. Da es einige Minuten dauert, bis sich in der Petrischale der gewünschte Temperaturgradient ausbildet, sollte das lauwarme Wasser mehrmals nachgegeben und das Eis gegebenenfalls erneuert werden. Getestet werden der Temperaturgradient mit einem handelsüblichen Thermometer, das man an den gegenüberliegenden Rändern der Petrischale in das Kulturmedium eintaucht. Die Orientierung der Zellen wird mit einer Lupe beobachtet. Nach 5 Minuten hat man meist ein eindeutiges Ergebnis: Die Zellen sammeln sich entweder nahe dem Kältepol, oder nahe dem Wärme-pol, oder aber zwischen den beiden Polen an. Nur wenige *Ophryoglena*-Arten zeigen im dargestellten Experiment keine Präferenz für einen bestimmten Temperaturbereich. Bei der Reaktion handelt es sich wahrscheinlich wiederum um eine Kombination aus Taxis und Kinese.

Reaktionen histophager Ciliaten im elektrischen Feld

Ophryoglena-Arten und *Ichthyophthirius* bewegen sich in einem schwachen elektrischen Feld mit nahezu unglaublicher Präzision. Bei nahe ohne Ausnahme schwimmen die Zellen mit großer Geschwindigkeit entweder präzise in Richtung Anode (positiver Pol) oder in Richtung Kathode (negativer Pol). Anode und Kathode sollten mit einem Zweikomponentenkleber (z. B. Uhu-Plus) so auf einem Glasob-

jeckträger befestigt werden (Abstand circa 32-36 mm), dass jeweils zur Mitte des Objektträgers hin ein etwa 20 mm langes Stück blanken Drahtes vom Klebstoff frei bleibt. Das Medium mit den zu testenden Zellen muss die gesamte Breite zwischen Anode und Kathode ausfüllen. Wird nun Spannung angelegt (1,2 bis 6 Volt; Netzteil bestehend aus Transistor, Gleichrichter, Kondensator und Gleichspannungsregler, eventuell Feststufen- und Umkehrschalter oder handelsübliche 1,2-4,5-Volt-Batterie verwenden), setzt die Reaktion, die am besten mit Lupenvergrößerung zu beobachten ist, sofort ein. Genauer untersucht wurde dieses interessante Phänomen, als Galvanotaxis bezeichnet, an Paramecien, die im elektrischen Feld eine sehr ähnliche Reaktion zeigen wie die histophagen Ciliaten (Machemer, 1988). Die Erklärung der Reaktion ist im Prinzip einfach, im Detail jedoch hochkompliziert: Bei Paramecien kommt es auf der der Kathode zugewandten Seite zu Veränderungen des Cilienschlags (einige Cilien schlagen unter dem Einfluss der angelegten Spannung plötzlich rückwärts!), während die der Anode zugewandten Cilien normal weiterschlagen. Dieser Effekt führt unweigerlich zu einem Drehmanöver einer zuvor geradlinig nach vorn schwimmenden Zelle. Ein stabiler Zustand ergibt sich erst wieder dann, wenn die Zelle genau in Richtung Kathode (unter Umständen auch in Richtung Anode) schwimmt, das heißt, wenn auf den Längsseiten der Zelle rechts und links sowie oben und unten die gleiche Anzahl von Cilien rückwärts schlägt.

Anlockung von Theronten mittels attraktiver Substanzen

Der bereits im Mikroinsteiger-Teil dieser Aufsatzerie (Kuhlmann, 2000) geschilderte Versuch, Theronten einer *Ophryoglena*-Art mit Hilfe tiefgefrorener und vor Versuchsbeginn wieder aufgetauter Wasserflöhe anzulocken, erfreut sich gerade in der Schule ganz besonderer Beliebtheit. Im Gegensatz zu mikroskopischen Beobachtungen an anderen Ciliaten gelingt es in diesem Experiment nämlich, die Zellen für längere Zeit ins Blickfeld zu bekommen und sie bei der Nahrungsaufnahme zu beobachten. Das Experiment ist um so beeindruckender, je mehr Theronten über die attraktiven Substanzen, die aus den Spalten der zu-

vor eingefrorenen Daphnie austreten, angelockt werden. Aus diesem Grunde sollte man für den Versuch nur eine einzige, gut erhaltene, am besten rötlich aussehende Daphnie auswählen, diese mit einer Pinzette vorsichtig auf den Boden einer Glaspetrișche geben und sie dann mit einer (binokularen) Lupe im Durch- oder Auflicht fokussieren. Oftmals schon nach wenigen Sekunden, spätestens aber nach zwei bis drei Minuten, schwimmen die hungrigen Ciliaten manchmal gleichsam wie auf Ameisenstraßen - auf die Daphnie zu. Haben sie ihr Ziel erreicht, versuchen sie, aus unserer Sicht hektisch und aufgereggt, eine Eintrittsöffnung zu finden, durch welche sie dann in das Innere ihrer Beute gelangen. Auch hier sind sie noch gut zu erkennen, vor allem dann, wenn sie nach wenigen Minuten in den Kopf der Daphnie oder in deren Antennen eindringen. Steht ein Mikroskop zur Verfügung, kann die mit Trophonten angefüllte Daphnie nun, wiederum mit Hilfe einer Pinzette, auf einen Objektträger mit etwas Flüssigkeit überführt und nach Abdecken mit einem Deckgläschen weiter beobachtet werden. Um ein Zerquetschen der Daphnie zu vermeiden, können die Ecken des Deckglases jeweils mit winzigen Plastilinfüßchen (aus handelsüblichem Knetgummi) versehen werden. Der gesamte Vorgang der Nahrungsaufnahme ist nach etwa 30 Minuten abgeschlossen. Die meisten Trophonten verlassen den Wasserfloh nun als Protomonten. Einige wenige sind aufgrund ihrer enormen Größenzunahme aber nicht mehr dazu in der Lage, sich zu drehen, und verbleiben bis nach der Teilung etwa in den Antennen der Daphnie. Als Alternative zu den Daphnien können auch andere eingefrorene und wieder getaute kleinere Süßwasserorganismen wie Mückenlarven verwendet werden; selbst kleinste Stücke von Innereien unserer Haustiere (vor allem sehr weiche, blutgeränktes Gewebestückchen wie Rindermilz) sowie roher Fisch oder nicht konservierter Kaviar (vorher kurz einfrieren, damit Risse entstehen; gegebenenfalls entsalzen) locken *Ophryoglena*-Theronten an.

Wer die Wirksamkeit verschiedener fester oder flüssiger Substanzen in Bezug auf ihre Attraktivität für Theronten testen möchte, bediene sich am besten der in den Abbildungen 3 und 4 dargestellten Versuchsapparatur. Diese lässt sich im Übrigen auch sehr gut zum Austesten intrazellulär wirksamer Substanzen (bei-

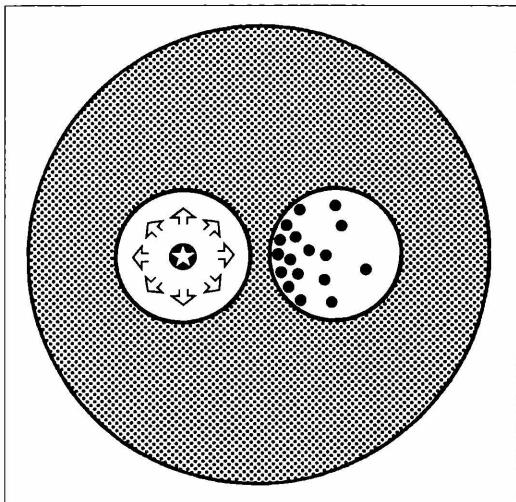


Abb. 3: Schemazeichnung einer mit 2,2 %igem Agar gefüllten Petrischale (Füllhöhe circa 3 mm), in welche nach Erstarren des Agars mit einer Aluminiumkappe zwei Löcher gestanzt wurden. Das linke Loch wurde mit einer Testsubstanz gefüllt, das rechte mit Zellen in Kulturmedium. Attraktive Substanzen diffundieren im Laufe weniger Minuten oder Stunden in den 2–3 mm breiten Agarsteg zwischen den Vertiefungen hinein und locken Zellen (symbolisiert durch schwarze Punkte) an, disattraktive Substanzen halten Zellen dagegen auf Distanz (nach Kuhlmann et al., 1997).

spielsweise Pheromone, Kairomone) in Bezug auf deren Attraktivität oder abstoßende Wirkung verwenden.

Was geschieht, wenn mehrere Reize gleichzeitig auf eine Zelle einwirken?

Abschließend seien noch einige Bemerkungen zum Problem der Mehrfachreizung einer Zelle durch unterschiedliche physikalische und chemische Signale gesagt. In den in diesem Artikel beschriebenen Versuchen war es immer unser Ziel, nur einen einzigen Reiz zu applizieren, die anderen Reize aber während des Experiments möglichst auszuschalten. Hinsichtlich des Schwerkraftreizes ist dieses natürlich nicht möglich, so dass wir uns zum Beispiel bei den Lichtorientierungstests dahingehend helfen mussten, Bewegungen der Zellen nur in horizontaler Richtung zuzulassen.

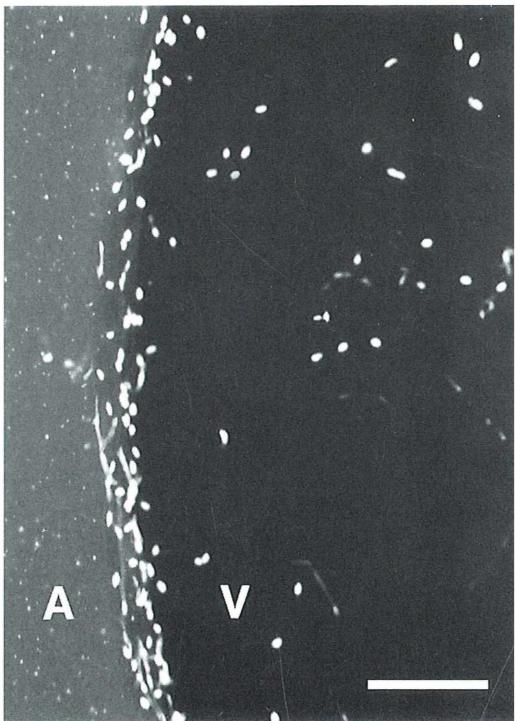


Abb. 4: Effekt einer aus einem Agarsteg (A) herausdiffundierenden attraktiven Substanz (nicht sichtbar) auf das Verteilungsmuster von Zellen (helle Punkte), die sich in einer runden Vertiefung (V) befinden. Diese haben sich nach einigen Stunden am Rand der Vertiefung nahe dem Agar angesammelt (vergleiche auch Abb. 3).
Maßstrich: 2 mm.

In der Natur ist Orientierung jedoch ein noch viel komplexerer Vorgang als bislang dargestellt. Immer sind die Organismen in einem Gewässer gleichzeitig unterschiedlichen Reizen ausgesetzt; außerdem orientieren sie sich nicht im zwei- sondern im dreidimensionalen Raum. Wie die Organismen das Problem, sich in ihrer natürlichen Umgebung in einer Flut von temporär oder dauerhaft auf sie einwirkender Reize zu orientieren, gelöst haben, ist noch weitestgehend unerforscht. Von den Theronten bestimmter *Ophryoglena*-Arten weiß man jedoch, dass sie Reize mit unterschiedlicher Präferenz beantworten. Ist ein chemisches, attraktiv wirkendes Signal vorhanden, folgen sie ausschließlich diesem che-

mischen Signal; physikalische Reize wie Licht und Schwerkraft bleiben bei der Reaktion unberücksichtigt. Das Licht hat für *Ophryoglena*-Theronten aber wiederum eine größere Bedeutung als der Schwerkraftreiz. Sobald ein schwacher Lichtreiz vorhanden ist, folgen sie diesem Signal. Erst in der Nacht bei Abwesenheit von Licht und attraktiven chemischen Signalen erfolgt die Orientierung unter dem Einfluss der Schwerkraft. Auf diese Weise gelingt es den Ophryoglenen, den jeweils für sie günstigsten Lebensraum aufzusuchen. Eine potentielle Nahrungsquelle hat da oberste Priorität. Wenn aber keine Nahrung in der Nähe ist, macht es zumindest Sinn, dem Licht entgegenzuschwimmen, denn dieses Verhalten zeigen die Daphnien ebenfalls. An Orten, wo es viele Daphnien gibt, sollte die Chance erhöht sein, eine verletzte Daphnie über einen chemischen Reiz orten zu können.

Danksagung

Ein gewichtiger Teil unserer derzeitigen Kenntnisse über phototaktische Reaktionen der Ophryoglenen basiert auf computerunterstützten Spurenanalysen, welche an der Ruhr-Universität Bochum sowie in jüngerer Zeit auch am Institut für Biophysik, National Research Council, in Pisa, Italien, durchgeführt worden sind. Herrn Dr. R. Bräucker (inzwischen am Deutschen Institut für Luft- und Raumfahrtforschung, Köln), Herrn Prof. H. Machemer, Herrn Prof. G. Colombetti sowie Herrn Dr. R. Marangoni möchte ich für ihr Interesse an dem neuen Forschungszweig und für ihre tatkräftige Hilfe bei den Auswertungen herzlich danken.

Literaturhinweise

(siehe auch I. Teil in Kuhlmann, 2000)

- Diehn, B., Feinleib, M., Haupt, W., Hildebrand, E., Lenci, F., Nultsch, W.: Terminology of behavioral responses of motile microorganisms. *Photochem. Photobiol.* 26, 559–560 (1977).
- Häder, D.-P.: Oben oder unten – Schwerkraftperzeption bei dem einzelligen Flagellaten *Euglena gracilis*. *Mikrokosmos* 86, 351–356 (1997).
- Kuhlmann, H.-W.: Photomovements in ciliated protozoa. *Naturwissenschaften* 85, 143–154 (1998).
- Kuhlmann, H.-W.: Histophage Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*. I. Teil: Morphologie und Lebenszyklus. *Mikrokosmos* 89, 325–332 (2000).
- Kuhlmann, H.-W., Brünen-Nieweler, C., Heckmann, K.: Pheromones of the ciliate *Euplotes octocarinatus* not only induce conjugation but also function as chemoattractants. *J. Exp. Zool.* 277, 38–48 (1997).
- Machemer, H.: Galvanotaxis: Grundlagen der elektromechanischen Kopplung und Orientierung bei *Paramecium*. In: Zupanc, G. H. K. (Hrsg.): Praktische Verhaltensbiologie, S. 60–80. Paul Parey, Berlin 1988.
- Machemer, H.: Behavior of protozoa. In: Hausmann, K., Hülsmann, N.: Protozoology, S. 260–271. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1996.
- Machemer, H., Teunis P. F. M.: Sensory-motor coupling and motor responses. In: Hausmann, K., Bradbury, P. C. (eds.): Ciliates – Cells as Organisms, S. 379–402. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
- Machemer, H., Bräucker, R.: Wie eine Zelle „oben“ und „unten“ registriert. *Unterr. Biologie* 241, 40–45 (1999).
- Van Houten, J.: Chemosensory transduction in eukaryotic microorganisms. *Ann. Rev. Physiol.* 54, 639–663 (1992).

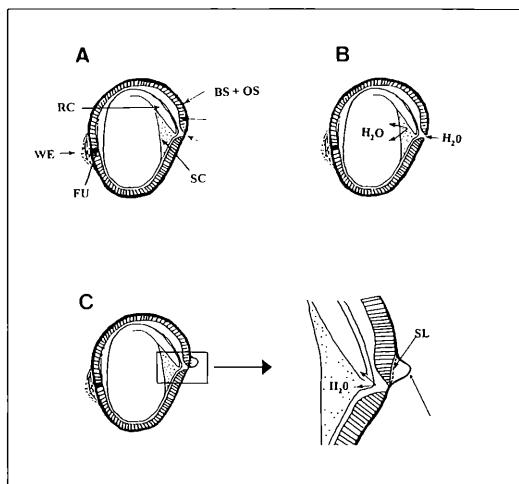
Verfasser: Prof. Dr. Hans-Werner Kuhlmann,
Institut für Allgemeine Zoologie
und Genetik der Universität Münster,
Schlossplatz 5, D-48149 Münster

Kurze Mitteilung

Anatomie der Samenruhe

Bei zahlreichen Familien der Blütenpflanzen, zum Beispiel bei den Windengewächsen (Convolvulaceae), Storcheschnabelgewächsen (Gerniaceae), Schmetterlingsblütengewächsen (Fabaceae) und den Malvengewächsen (Malvaceae) wird die Samenruhe durch eine physikalische Barriere verursacht: Die Samenschale ist wasserundurchlässig. Bei anderen Familien wie den Sumachgewächsen (Anacardiaceae) ist für

die Samenruhe jedoch die Wasserundurchlässigkeit des Perikarps verantwortlich. Das Perikarp ist die Fruchtwand, die durch allerlei Prozesse aus der Fruchtknotenwand der Blüte entstanden ist. Bei den Sumachgewächsen übernimmt das Endokarp, die innere Schicht des Perikarps, die Funktion der Samenschale, da die eigentliche Samenschale wenig entwickelt ist und keinerlei mechanische Funktion erfüllt.



Schematische Darstellung eines Längsschnittes durch den Samen des Sumach (*Rhus L.*).

(A) zeigt den Mechanismus des Brechens der physikalischen Samenruhe (Dormanz) beim Aromatischen Sumach (*R. aromatica* Ait.) durch einstündige Behandlung mit konzentrierter Schwefelsäure. (B) zeigt die Brechung der Samenruhe des klebrigen Sumach (*R. glabra* L.) durch Eintauchen der Samen in kochendes Wasser für die Dauer von einer Minute. (C) erläutert die Vorgänge an der Keimpore; rechts herausvergrößert. Abkürzungen: FU Funikulus, der das Endokarp – ein weißliches Exudat (WE) bedeckt den Anheftungsflecken – durchdringt; RC Radikula, das Würzelchen des Embryos; CT Cotyledonen; BS Brachysklereiden; OS Osteosklereiden; MS Makrosklereiden; CM Mikropyle; SC Saathaut; SL Spalte, welche entstanden ist durch Abheben der abgelösten Brachysklereiden (BS) und Osteosklereiden (OS), die eine Blase (BL) bilden. Durch diese Spalte (SL) kann Wasser in den Samen eindringen (nach Li et al. 1999, Fig. 6).

Der Same als Keimungseinheit besteht daher in diesem Falle aus dem Samen sensu strictu und dem Endokarp, das bei der Austrocknung während der Samenreifung hart und impermeabel für Wasser wird. Eine Keimung kann erst stattfinden, wenn diese physikalische Barriere durchbrochen wird. Diese Brechung der Samenruhe kann bei den beiden untersuchten Sumacharten durch konzentrierte Schwefelsäure (bei *Rhus aromatica*) oder durch kochendes Wasser (bei *R. glabra*) erfolgen.

Durch die anatomischen Untersuchungen an Schnitten kann der Mechanismus, der zur Aufhebung der Samenruhe führt und bei den nahe verwandten Arten unterschiedlich ist, aufgeklärt werden. Dazu werden die Samen vor der Verholzung des Endokarps in Formalin-Eisessig-Alkohol fixiert, durch eine tertiäre Butylalkoholreihe entwässert und nach der Einbettung in Paraffin mit dem Mikrotom in 10 µm dicke Schnitte zerlegt. Auf dem Objektträger werden die Schnitte mit Safranin-Fastgreen angefärbt und mit einem Tropfen Permount (Fisher Scientific, Fair Lawn, New Jersey) montiert. Von reifen, trockenen und daher harten Früchten kann man auch Handschnitte machen.

Das Endokarp besteht aus drei verschiedenen Zelllagen: an der Außenseite liegen Brachysklereiden, in der Mitte Osteosklereiden und an der Innenseite Makrosklereiden. Eine Entfernung der Brachysklereiden alleine führt nicht zu einer Öffnung, durch die die Samen Wasser aufnehmen könnten. Der Schwachpunkt wird durch das Endokarp gebildet, da die Brachysklereiden im Bereich der Mikropyle kürzer sind als in den anderen Teilen des Endokarps. Auch sind die Makrosklereiden in diesem Bereich nicht verlängert.

Der unterschiedliche Mechanismus der Brechung der Samenruhe ist bei den beiden Sumacharten wie folgt (siehe Abb. 1): Die konzentrierte Schwefelsäure wirkt bei *R. aromatica* durch die Errodierung (Abtragung) der Brachysklereiden und Osteosklereiden in der Mikropylarregion, während das kochende Wasser bei den Samen von *R. glabra* zu einer Blasenbildung im Bereich der Mikropyle führt. Die Blockierung der zur Keimung nötigen Wasseraufnahme beruht also auf feinen Unterschieden in der Chemie der Zellen, bei weitgehend gleicher anatomischer Struktur. Die mikroskopische Untersuchung kann so wichtige Unterschiede im Mechanismus der Keimhemmung bei nahe verwandten Pflanzenarten aufklären.

Li, X., Baskin, J. M., Baskin, C. C.: Anatomy of two mechanisms of breaking physical dormancy by experimental treatment in seeds of two North American *Rhus* species (Anacardiaceae). American Journal of Botany 86, 1505–1511 (1999).

Diodenbeleuchtung für alle Mikroskope – Eine preiswerte Lösung ohne Bastelei

Rainer Hendel

Ich bin alles andere als ein Bastler, kann nicht löten und es ist mir ein Gräuel, meine Gerätschaften zu zerlegen, um irgend etwas an- oder einzubauen. Außerdem ist die Mikroskopie nicht mein zentrales Hobby. Daher schätze ich zwar Qualität, doch die aufwändigen Lösungen der großen optischen Betriebe sind mir meist zu teuer. Gibt es für Leute wie mich eine Möglichkeit, ihre Mikroskope auf die aktuelle Diodenbeleuchtung umzustellen, von der Göke in Heft 1 vom MIKROKOSMOS dieses Jahrgangs berichtet? Es gibt eine, und gar keine üble.

Der Optikversand BW-Optik in 48683 Ahaus, Spezialist für LOMO-Mikroskope, hat eine LED-Beleuchtung mit der Bezeichnung B 501 konstruiert, die an alle Mikroskope adaptiert werden kann und den üblichen Köhlerbeleuchtungen sogar in mehreren Punkten überlegen ist. Das Diodenlicht ist nämlich kalt, die Farbtemperatur ändert sich nicht, wenn die Stromspannung erhöht oder verringert wird, und mit Batteriebetrieb funktioniert das Ganze genauso gut und obendrein stundenlang. Damit ist das System für Exkursionen ideal.

Aufbau der LED

Die LED ist zusammen mit der Elektronik in einem Plastiktopf von 35 mm Höhe und 35 mm Durchmesser untergebracht. Sie sitzt bündig, aber geschützt an dessen Oberseite. Den Topf befestigt man ebenso einfach wie pfiffig unter dem Kondensor. Zum Set gehört nämlich ein Magnet, den man auf die Planfläche des Mikroskopspiegels klebt. Darauf haftet die metallische, mit Filz beklebte Unterseite des Beleuchters sicher, kann aber über das Spiegelgelenk und durch Verschieben in allen Ebenen verstellt werden. BW-Optik liefert zur Kontrolle der Zentrierung ein Einstellfernrohr. Es wird empfohlen, den Filterhalter und gegebenenfalls die einklappbare Großfeld-Beleuchtungslinse des Kondensors abzumontieren, damit die Diode nahe an die Blendenebene des Kondensors gebracht werden kann.

Natürlich ist der Beleuchter B 501 nicht nur an LOMO-Mikroskopen brauchbar. Auf Mikroskopfüße mit Einbauleuchte oder ohne Spiegel setzt man ein kleines Kugelgelenk, das als Zubehör zu haben ist. Die Höhe des Topfes reguliert man dann über Zwischenringe. Als Stromlieferant dient zu Hause ein Trafo, der auf Spannungen zwischen 3 und 12 Volt umzustellen ist. Für unterwegs gibt es Adapter für 9-Volt-Blockbatterien oder 12-Volt-Autobatterien (Abb. 1).

Ich habe die Einrichtung an meinem Biolam-Mikroskop ausprobiert. Da ich den Kondensor nach Abbe-König für schiefe Beleuchtung verwenden, aber dessen Filterhalter nicht demon-



Abb. 1: Die wichtigsten Komponenten der Beleuchtungseinrichtung: Zentrierfernrohr, auf den Spiegel aufgeklebter Magnet mit aufgesetztem Beleuchtungstopf, Wechseltopf, Trafo mit Spannungswahlschalter.

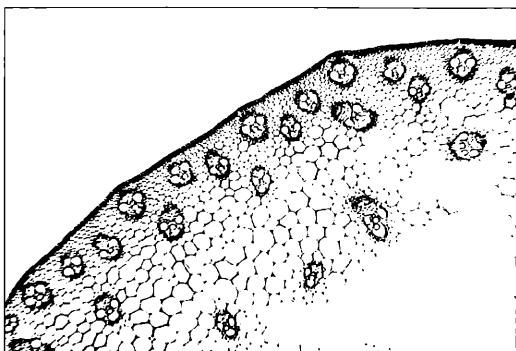


Abb. 2: Maisstängel, quer. Beleuchtung mit der im Text beschriebenen Anordnung des Beleuchtungstopfes am Abbe-König-Kondensator, Großfeldlinse N. A. 0,4. Objektiv Planachromat 3,5× / N. A. 0,10. Obwohl die Lichtquelle unter dem Filterhalter und nicht dicht an der Blendenebene sitzt, ist die Beleuchtung bis in die Bildecken hinein gleichmäßig. Der zart gefärbte Handschnitt wurde durch das monochromatische Grünlicht kontrastreich auf Schwarzweißfilm (Agfapan 25) abgebildet. Ich habe nicht kontraststeigernd entwickelt und auf Gradation 'Normal' vergrößert.

tieren wollte, habe ich den Topf direkt darunter gesetzt. Auch diese Anordnung leuchtete mit der Kondensorfrontlinse niedriger Apertur größere Objektfelder tadellos aus (Abb. 2), das Licht ist aber bis hin zu höchsten Vergrößerungen hell genug, wenn man den Kopf mit der Apertur 1,4 aufschraubt. Ich habe am Belichtungsmesser meiner Kamera die Helligkeit einer mit 12 V betriebenen Weißlicht-Diode mit der einer voll aufgedrehten, ungefilterten Köhlerbeleuchtung 8 V/20 W verglichen. Die Köh-

lerbeleuchtung war um zwei Lichtwerte heller. Wegen des gelben Glühlampenlichtes braucht man für die Köhlerleuchte aber gewöhnlich ein Blaufilter, das eben diese beiden Lichtwerte wieder schluckt. Das gilt besonders für die Farbfotografie. Die weiße LED ist schon auf Tageslicht getrimmt, und das so gut, dass mit ihr ohne weitere Filterung farbrichtige Fotos von Präparaten auf Diafilm möglich sind. Wen die etwas bläulich-kalte Farbcharakteristik stört, der kann das mit schwachen Magenta-Filtern ausgleichen. Meine Belichtungszeiten auf Filmen von 100 ASA Empfindlichkeit liegen mit einem Apochromaten 10×/0,30 im Hellfeld je nach Präparat im Bereich von einer Viertelsekunde bis zwei Sekunden.

BW-Optik hat auch einen Beleuchtungstopf für monochromatisches Grünlicht im Programm, das die Schärfe und den Kontrast bei Schwarz-weißaufnahmen merklich verbessert. Das Bau teil sei jedem empfohlen, der mit Phasen-Achromaten fotografiert oder allgemein brillante Bilder wünscht. Wer die Auflösung bei hohen Vergrößerungen steigern will, der greife zum Blaulicht. Vor allem Diatomeenfreunde werden es zu schätzen wissen. Die Elemente sind mit wenigen Handgriffen auszuwechseln, blitzschnell zu zentrieren und, mit einem Preis von DM 100,- pro Topf, gewiss ihr Geld wert.

Literaturhinweis

Göke, G.: Leuchtdioden (LEDs) als Lichtquellen für die Mikroskopie. *Mikrokosmos* 89, 33–37 (2000).

Verfasser: Rainer Hendel, OStD. i.K., Christian-von-Bomhard-Schule, Im Krämersgarten 10, 97215 Uffenheim

Anzeige

**Werbet
für den Mikrokosmos!**

Ein neuartiger Parasit von *Euglena acus*

Martin Kreutz

Dass Einzeller von Einzellern parasitiert werden, ist ein merkwürdiges, aber lange bekanntes Phänomen. Bekanntes Beispiel ist der parasitische Suktur *Podophrya parasitica*, welcher *Nassula* und *Paramecium* parasitiert (Mathes, 1988). Trotzdem findet man vergleichsweise selten von Parasiten befallene Protozoen. Einige Gattungen scheinen sogar immun gegen Parasitismus zu sein. Dazu gehört zum Beispiel *Euglena*. Nur wenige Berichte liegen darüber vor.

och um die Jahrhundertwende glaubte man sogar in den befallenen Exemplaren ein Stadium der sexuellen Fortpflanzung von *Euglena* zu sehen (Mitchell, 1928). Hier soll nun über einen Parasiten von *Euglena acus* berichtet werden, der offensichtlich noch nie beobachtet wurde.

Deformierte Euglenen

Euglena acus ist eine der wenigen Euglenen, die sich nicht metabol verformen können. Ihre Form ist daher konstant und charakteristisch schlank spindelförmig (Abb. 1). Jeder Mikroskopiker mit Hang zum Süßwasser wird sie schon gesehen haben. In dem Fundgebiet, einem nordwestlich von Konstanz gelegenen Braunwassertümpel, ist *E. acus* überaus häufig. Deshalb wird diese Art von mir bei der Durchmusterung in der Wahrnehmung förmlich unterdrückt, um dazwischen seltener, interessante Formen zu finden. Deshalb dauerte es einige Zeit, bis mir stark deformierte Exemplare von *E. acus* zwischen Hunderten von spindelförmigen Zellen auffielen. Alle zeigten in der Körpermitte eine deutliche Verdickung. In dieser Verdickung war ein hoch lichtbrechender Körper zu erkennen (Abb. 2). Bei höherer Vergrößerung erkennt man, dass es sich um eine ovale Zelle mit einem deutlich sichtbaren Nukleus handelt (Abb. 3). Es ist kein Artefakt der *Euglena*-Zelle, wie beispielsweise ein abnorm ausgebildeter Nukleus, da man diesen meist in unmittelbarer Nachbarschaft zur Parasitenzelle findet (Abb. 3). Der Kern der parasitierenden Zelle ist in einer Vakuole mit geringerer Brechkraft eingebettet

(Abb. 3). Das Plasma der Parasitenzelle erscheint deutlich granuliert. In befallenen *E. acus* fand ich in über 90% der Fälle nur jeweils eine Parasitenzelle. Ein Befall durch zwei Parasitenzellen (Abb. 4) war äußerst selten zu beobachten. Nur circa 1% der befallenen Wirtszellen trugen zwei Parasitenzellen in sich. Den Parasiten, bei dem es sich wahrscheinlich um einen einzelligen Pilz handelt, konnte ich in verschiedenen Wachstumsstadien beobachten. Jedoch ließen sich in keinem Fall signifikante Reifungsprozesse oder Vermehrungsstadien beobachten. Einige Euglenen trugen noch vergleichsweise kleine Parasiten in sich, mit Abmessungen von circa $24 \times 11 \mu\text{m}$, so dass die schlanke Spindelform von *E. acus* kaum beeinflusst wurde. Die größten Parasitenzellen hatten schließlich Abmessungen von $34 \times 20 \mu\text{m}$ und deформierten den Körper von *E. acus* sehr stark.

Auswirkungen auf die Wirtszelle

Es war sehr erstaunlich zu beobachten, dass die meisten der infizierten *E. acus* Zellen in ihrer Agilität durch den Parasiten kaum beeinflusst wurden, obwohl dieser mitunter bereits 20–30% des Zellumens einnahm. Alle befallenen Exemplare hatten noch ihre Geißel (Abb. 2, 3) und schwammen aktiv umher. Es war jedoch deutlich zu erkennen, dass mit dem Größenwachstum der Parasitenzelle der Vorrat des stärkeähnlichen Reservestoffs Paramylon in der Wirtszelle beträchtlich abnahm, und dass das Paramylon in unmittelbarer Nähe zur Parasitenzelle zuerst abgebaut wurde (Abb. 5). Bei höheren Vergrößerungen erkannte man zu-

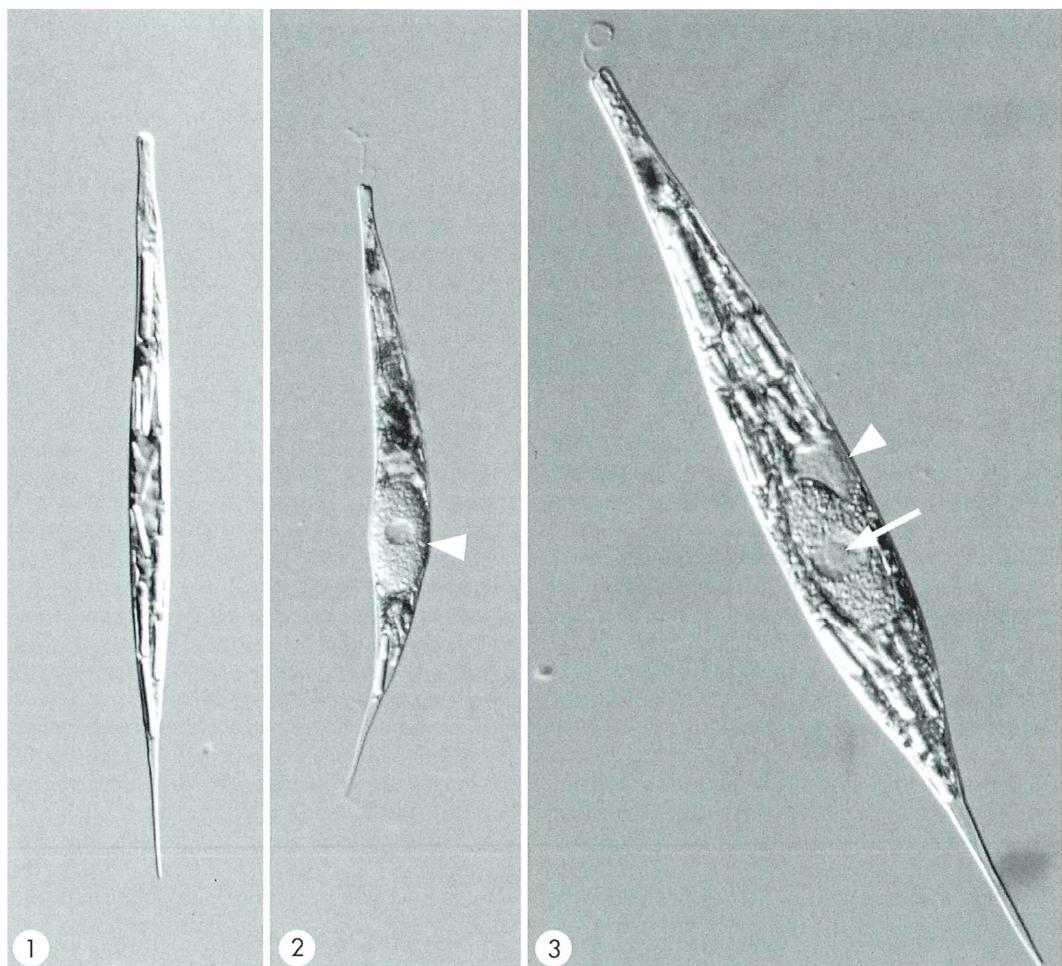
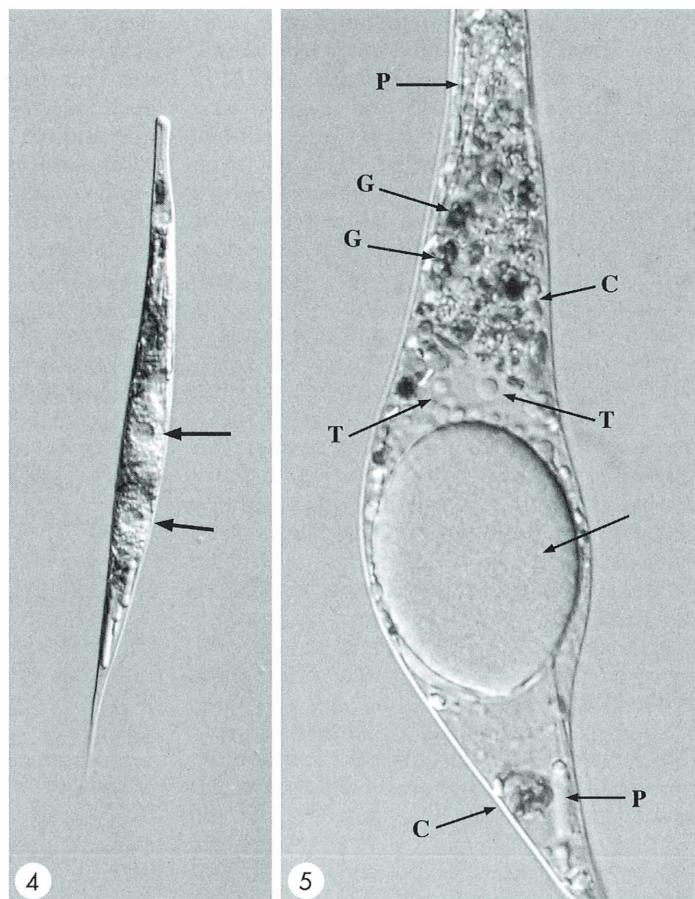


Abb. 1 : Ein nicht infiziertes 190 µm langes Exemplar von *E. acus* mit der typischen Spindelform. – Abb. 2: Die *E. acus* Zelle ist mit einer 28 × 16 µm großen Parasitenzelle infiziert (Pfeil). – Abb. 3: Infizierte *E. acus* Zelle mit einem 29 × 12 µm großen Parasiten, in dem deutlich der Zellkern zu erkennen ist (Pfeil). Unmittelbar an die Parasitenzelle angelagert findet man den Nukleus von *E. acus* (Pfeilkopf).

dem eine deutliche Schädigung und Abnahme der Chloroplasten und eine große Anzahl von rotbraunen Körpern im Plasma, mit Abmessungen von ca. 1–2 µm. Ob es sich um abgebaute Chloroplasten, Hämatochrom oder Ausscheidungsprodukte der Parasitenzelle handelte, ließ sich nicht erkennen. Diese offensichtlichen Schädigungen der Wirtszelle halte ich auch für Argumente, dass es sich hier um eine parasitische und nicht um eine symbiotische Lebensform handelt. Bei hohen Vergrößerungen war zu erkennen, dass die Parasiten-

zelle von vielen farblosen, tröpfchenförmigen Strukturen umgeben war (Abb. 5). Die Ausbildung von Hyphen oder Zellteilungen der Parasitenzelle waren nie zu erkennen. Abgestorbene, infizierte Euglenen trugen in allen Fällen noch die parasitierende Zelle in sich. Die abgestorbenen Wirtszellen waren zudem mit einem rotbraunen Konglomerat gefüllt und fast frei von Chloroplasten und Paramylon. Unklar blieb der Vermehrungszyklus des Parasiten und der Infektionsweg. Von der Konstanzer Frühjahrspopulation von *E. acus* waren etwa

Abb. 4: Hier sieht man den seltenen Fall, dass *E. acus* von zwei Parasitenzellen befallen ist (Pfeile). Nur circa 1% der infizierten Wirtszellen waren doppelt befallen. – **Abb. 5:** In der Umgebung der Parasitenzelle (Pfeil) erkennt man bei hoher Vergrößerung farblose tropfchenförmige Strukturen (T). Der Zellinhalt der Wirtszelle ist bereits weitgehend zersetzt. Zwischen deformierten Chloroplasten (C) befinden sich rotbraune Granula (G). In der Nachbarschaft zur Parasitenzelle ist das Paramylon (P) komplett abgebaut.



2–5% aller Individuen infiziert. Ich konnte nur außerordentlich wenige abgestorbene Wirtszellen finden. Eventuell befand sich der Befall mit dem Parasiten erst am Anfang des Infektionszyklus.

Vergleich mit anderen Euglena-Parasiten

Die Literatur über Parasiten der Gattung *Euglena* ist dünn gesät. Über das Internet fand ich eine recht aktuelle Beobachtung des Parasiten *Pseudosphaerita euglenae* in *E. acus* in Neuseeland (Anderson *et al.*, 1995). Die Infektion durch *P. euglenae* äußert sich ebenfalls in einer typischen Anschwellung der Zellmitte von *E. acus* durch Wachstum einer solitären Parasitenzelle. Im Gegensatz zu meinen Beobachtungen bildet *P. euglenae* im späteren Entwicklungsstadium jedoch deutlich sichtbare Hyphen in der Wirtzelle aus. Diese durchzogen

E. acus später wie ein Netz. Es gibt jedoch in anderer Hinsicht Übereinstimmungen mit dem von mir beobachteten Parasiten. Anderson *et al.* (1995) fanden eine starke Abhängigkeit zwischen dem Auftreten von *P. euglenae* und der gemessenen Wassertemperatur. Die Population von *E. acus* zeigte nur bei Wassertemperaturen von 16 °C und darüber eine Infektion durch *P. euglenae*, das heißt es ist eine typische Erscheinung des Frühjahrs. Auch ich fand die infizierten *E. acus* Anfang März, als die Wassertemperatur (in Abhängigkeit der Wassertiefe und Lage) diese Werte erreichte. So stellten Anderson *et al.* (1995) auch die Theorie auf, dass der Parasit in einer nicht erkennbaren Form in *E. acus* überwintert. Bei weiterer Erwärmung des Wassers verschwand die neuzeeländische Population von infizierten Zellen völlig. Dies konnte ich in gleicher Weise beobachten, da die Konstanzer Population des Parasiten nur wenige Tage zu beobachten war.

Weitere Berichte von Parasitismus an *E. acus* liegen offensichtlich nicht vor. Jedoch wurde bereits vor 70 Jahren von Mitchell (1928) in den Arten *Euglena viridis* und *Euglena caudata* ein Parasit beschrieben, der offensichtlich nicht mit *P. euglenae* identisch ist. Er leitete im Rahmen seines Vermehrungszyklus innerhalb der Wirtszellen die Sporenbildung entweder durch eine Zellteilung (bei *E. caudata*) oder durch Bildung eines Plasmodiums (bei *E. viridis*) ein. Schließlich liegt noch ein Bericht von Gerola und Bassi (1978) vor über einen prokaryotischen Parasiten, welcher in verschiedenen *Euglena*-Arten gefunden wurde und der von beiden Autoren elektronenmikroskopisch untersucht wurde. Sie stufen den Parasiten, der lichtmikroskopisch in der Wirtszelle in Form von vesikelartigen Körpern in Erscheinung tritt, als einen Actinomyceten ein. Die Autoren waren sich auch nicht über den parasitischen Charakter des unbenannt gebliebenen Parasiten im Klaren.

Schlussfolgerung

Der Parasit in der Konstanzer *E. acus* Population ist offensichtlich nicht identisch mit den bisher beschriebenen Parasiten, welche die Gattung *Euglena* befallen können. Wichtigste Unterschiede zu den bei Mitchell (1928) und Anderson *et al.* (1995) beschriebenen Parasiten sind das Fehlen von Hyphen und Zellteilungen beziehungsweise Bildung von Plasmodien zu

Beginn der Sporenbildung. Da der Lebenszyklus sowie der Infektionsweg des neu gefundenen Parasiten noch unbekannt sind, lässt sich auch hier vorerst keine eindeutige Zuordnung durchführen. Dass es sich bei dieser Lebensform um einen Pilz handelt, ist nur eine Vermutung und begründet sich hauptsächlich auf rein optische Vergleiche mit infizierten Conjugatophyceen, die häufiger von einzelligen Pilzen befallen werden und von mir regelmäßig gefunden werden. Vielleicht wird der Charakter dieses auffälligen *Euglena*-Parasiten klarer, wenn weitere Beobachtungen vorliegen. Durch das unvorhersehbare Auftreten des Parasiten im Freiland dürfte eine weitere Begegnung aber eher zufällig sein.

Literaturhinweise

- Anderson, S. A., Stewart, A., Allen, G. T.: *Pseudospaerita euglenae*, a fungal parasite of *Euglena* spp. in the mangrove oxidation ponds, Auckland, New Zealand. New Zeal. J. Mar. Freshw. Res. 29, 371–379 (1995).
- Gerola, F. M., Bassi, M.: A case of parasitism in *Euglena*. J. Submicr. Cytol. 10, 261–263 (1978).
- Matthes, D., Guhl, W., Haider, G.: Suctoria und Urocoleariidae (Peritrichia). Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1999.
- Mitchell, J.B.: Studies on the life history of a parasite of the Euglenida. Trans. Amer. Microsc. Soc. 47, 29–41 (1928).

Verfasser: Dr. Martin Kreutz, Magdeburger Str. 2, 78467 Konstanz

Buchbesprechung

Dillard, G. E.: *Common freshwater algae of the United States. An illustrated key to the genera (excluding diatoms)*. Schweizerbart'sche Verlags-handlung, Stuttgart, 1999, 173 Seiten, 298 Abbildungen, Ringheftung, DM 58,-, ISBN 3-443-50026-9.

Beim ersten Hinschauen mag dieses Buch gar nicht in den deutschsprachigen Raum hinein-

passen, da es wohl um Algen von Amerika geht, die dazu noch in englischer Sprache abgehandelt werden. Beim zweiten Hin-schauen wird man schnell feststellen, dass es sich um einen Bestimmungsschlüssel für Algen handelt, die nicht auf die USA beschränkt sind, sondern meist gleichermaßen auch in unserem Gebiet auftreten. Weiterhin wird man feststellen, dass die englische Sprache keine große Barriere darstellt, da für einen Bestimmungs-

schlüssel ein relativ kleiner Wortschatz benötigt wird. Somit ist dieses Buch, das durch zahlreiche einfache aber eben charakteristische Zeichnungen illustriert wird, eine große Hilfe bei der Bestimmung der in unseren Biotopen auftretenden Algen. Es sollte für jeden Profi und Laien von Interesse sein, der seinen Schwerpunkt auf diese Facette der Mikroskopie gelegt hat.

Klaus Hausmann, Berlin

50 Hertz- und Hochfrequenz-Ringleuchten für Stereomikroskope

Gerhard Göke

In diesem Beitrag wird über Erfahrungen mit Fluoreszenz-Ringleuchten an Stereomikroskopen berichtet, die heute mit unterschiedlichen spektralen Eigenschaften verfügbar sind, bisher jedoch hauptsächlich in der Bildverarbeitung eingesetzt wurden. Ihre Vorteile liegen in der intensiven, gleichmäßigen und schattenfreien Ausleuchtung großer Objektfelder, der Herabsetzung von Reflexen an allen glänzenden Oberflächen und der kaum wahrnehmbaren Wärmeabstrahlung.

ei Untersuchungen aller Art mit dem Stereomikroskop, besonders bei der Dokumentation mit der Foto- oder Videokamera, spielt die Beleuchtung eine wichtige Rolle. Wir kennen die gerichteten, quasi senkrechten und streifenden (strukturerfassenden) Auflichtbeleuchtungen, für die Niedervoltleuchten mit und ohne Kollektor, Kaltlichtspiegellampen und Glasfaser-Lichtleiter zur Verfügung stehen. Für viele Untersuchungen ist eine schattenfreie Auflichtbeleuchtung erwünscht. Hierfür gibt es Vierpunkt-, Achtpunkt- und Spaltringleuchten, die kreisförmig um das Frontobjektiv des Stereomikroskops herum angebracht werden. Auch der TTL-gesteuerte Ringblitz gehört zu dieser Beleuchtungsart. Neuerdings gibt es auch ringförmige LED-Systeme, die ebenfalls wie eine Ringleuchte am Objektiv befestigt werden können (Göke, 2000). Die LEDs lassen sich in verschiedenen Winkeln zur axialen Richtung anbringen. Dadurch sind unterschiedliche Arbeitsabstände und Leuchtdichten möglich.

Die 50-Hz-Fluoreszenzringleuchte an Stereomikroskopen

Diese Fluoreszenzringleuchte fand ihren ersten erfolgreichen Einsatz in der Halbleiterindustrie und von dort in allen Zweigen der Elektronik und Metallindustrie. Es handelt sich um eine Leuchtstoffröhre in Ringform, die in einem Gehäuse aus Aluminiumblech an das Objektiv

der Stereomikroskope adaptiert wird. Die Leuchtstoffröhre hat einen Durchmesser von 12 mm und bildet einen Ring von 92 mm. Ihre Leistung beträgt 10 Watt. Die Lebensdauer kann mit mindestens 1000 Stunden angenommen werden. Bei längerem Gebrauch sollte man die Leuchte in den Pausen nicht abschalten. Durch mäßiges Ein- und Ausschalten kann die Lebensdauer der Ringleuchte auf bis zu 3000 Betriebsstunden verlängert werden. Adapter mit einem Durchmesser von 36–66 mm ermöglichen den Anschluss der Ringleuchte an jede handelsübliche Optik. Die Leuchtstoffröhren sind innen mit unterschiedlichen Phosphoren beschichtet. Sie liefern ein Linienspektrum. Zwei Ausführungen stehen zur Verfügung. Die eine liefert ein Tageslicht mit einer Farbtemperatur von 5300 bis 8000 Kelvin (K), die andere ein Kunstlicht von 3200–3950 K. Das ist bei der Fotografie zu beachten. Wenn bei manchen Objekten in Abhängigkeit von der Sensibilität des Farbfilms die Farbtemperatur zu hoch ist, kann man einen Konversionsfilter von +1,5 Dekamired (z. B. Schott FG 18/2 mm) in den abbildenden Strahlengang bringen.

Abbildung 1 zeigt die Ringleuchte mit Gehäuse am monoobjektiven Stereomikroskop, Abbildung 2 ihre Anordnung am Objektiv.

Die 50 Hz-Fluoreszenz-Ringleuchten im Gehäuse werden standardmäßig mit 2 m Kabel geliefert, das mit dem Lampengehäuse und dem Stecker-Netzgerät fest verbunden ist. Das Netzgerät liefert bei einem Strom von 250 mA eine Gleichspannung von 24 V.

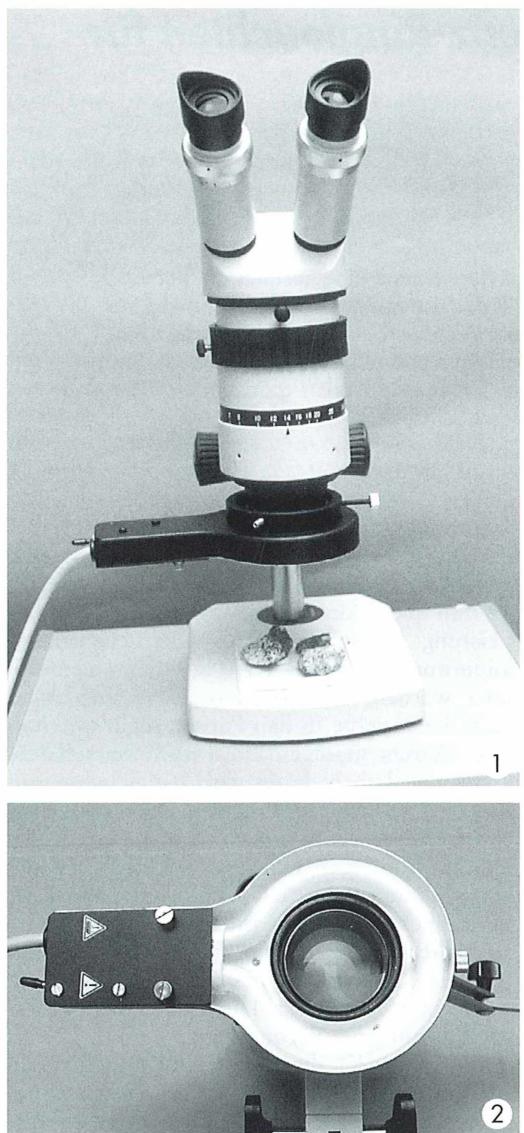


Abb. 1 und 2: Weißlicht-Ringleuchte im Gehäuse am monoobjektiven Stereomikroskop in der Übersicht (1) und in der Detailansicht (2).

Hochfrequenz-Ringleuchten an Stereomikroskopen

Neben den 50 Hz-Ringleuchten, die den meisten Anforderungen genügen und im Gegensatz zu Glasfaserringleuchten recht preiswert sind, stehen heute auch Hochfrequenz-(H. F.-) Ring-

leuchten zur Verfügung. Wie die 50 Hz-Ringleuchten zeichnen sie sich durch die schattenfreie Ausleuchtung eines großen Objektfeldes und die Reduzierung von Reflexen aus. Da sie mit einer Frequenz von zur Zeit 27 kHz betrieben werden, erfordern sie ein spezielles Vorschaltgerät, was ihre Anschaffung im Vergleich mit der 50 Hz-Leuchte verteuert. Deshalb werden sie vorzugsweise in der Bildverarbeitung eingesetzt. Sie liefern ein flackerfreies konstantes Licht durch vorgeheizte Kathoden, haben eine minimale Schwärzung bei einer Lebensdauer von 2500 bis 3500 Betriebsstunden und führen auch bei Verschlusszeiten der Videokamera von 0,1 Millisekunden zu keinem Bildausfall oder zu einer Qualitätsminderung durch Netzspannungsschwankungen und Brummspannungen. Mit einem Innendurchmesser von 50 bis 92 mm können sie an jedes Stereomikroskop adaptiert werden.

Die Weißlichtröhren haben innen eine 3-Farben-Phosphorbeschichtung, durch die im Weißlicht alle Farben des sichtbaren Spektrums erzeugt werden. Sie entsprechen dem neuesten Stand der Technik.

Mehrere Typen stehen zur Verfügung: Der Typ N-EX mit einer Farbtemperatur von 4600 bis 5400 K, der Typ W-EX (Abb. 3 unten) mit einer Farbtemperatur von 3900 bis 4500 K, dessen Licht etwas wärmer ist, der Typ D-EX mit einem bläulich weißen Licht von 5700 bis 7100 K (Abb. 3 oben) und der Typ L-EX mit einer dem Kunstlicht entsprechenden Farbtemperatur von 2600 bis 3100 K. Man hat also für jedes Anwendungsbereich das passende Weißlicht. Für Fotoaufnahmen auf Tageslichtfarbfilm kommt der Typ N-EX in Frage, für Aufnahmen auf Kunstlichtfarbfilm der Typ L-EX. Bei Videoaufnahmen spielen die Farben der Objekte, der Weißabgleich der Kamera und andere Parameter eine Rolle.

In Abhängigkeit vom Durchmesser (10 bis 12 mm) der Röhren und vom Innendurchmesser des Rings (50 bis 92 mm) liegt die Helligkeit, gemessen in einer Entfernung von 100 mm, zwischen 6395 und 13100 Lux, entsprechend 25000 cd/qm. Das reicht für Momentaufnahmen auf 100–200 ASA-Farbfilm von 1/50 bis 1/100 Sekunde. Es gibt Vorschaltgeräte (= Tischkontrollgeräte) mit einer 8-bit digitalen Schnittstelle zur Helligkeitsregulierung.

Neben den beschriebenen Weißlichtrampen werden mehrere monochrome Lampen und eine

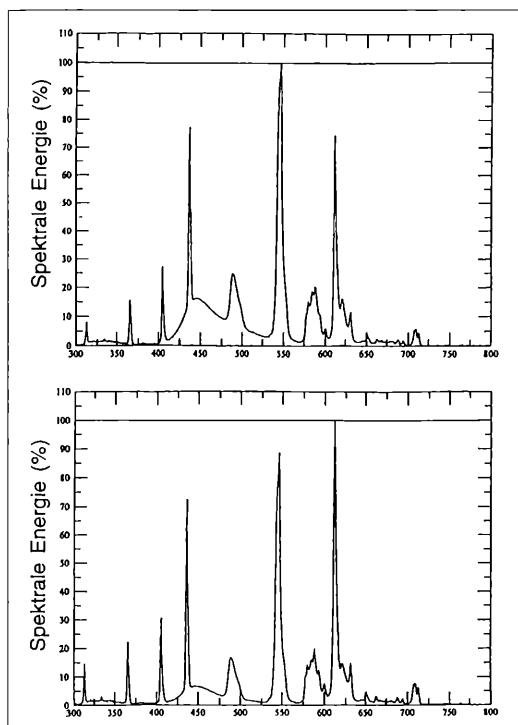


Abb. 3: Oben: Spektrale Energieverteilung der Weißlicht-Ringleuchte D-EX. Unten: Spektrale Energieverteilung der Weißlicht-Ringleuchte W-EX.

für nahe Infrarot (FR NIR, Abb. 4 oben) in Kombination mit einer IR-Videokamera angeboten.

Azimutale Beleuchtung mit Ringleuchten

Eine schattenfreie Beleuchtung ist manchmal, besonders bei Foto- und Videoaufnahmen, unerwünscht, weil dadurch das Relief der Objekte verflacht. Glasfaser-Ringleuchten kann man mit einer drehbaren Blende ausrüsten, die einzelne Leuchtpunkte abdeckt und eine schräge Auflicht-Beleuchtung erzeugt. Bei den hier vorgestellten Ringleuchten könnte man vielleicht einen Teil des Rings mit einer auf das Gehäuse aufgesteckten Blende ausblenden. Das kann man sich meistens ersparen, wenn man vor der Aufnahme einen schwarzen Karton mit der Hand bis an den Rand des Objektivs schiebt und erst dann die Kamera auslöst.

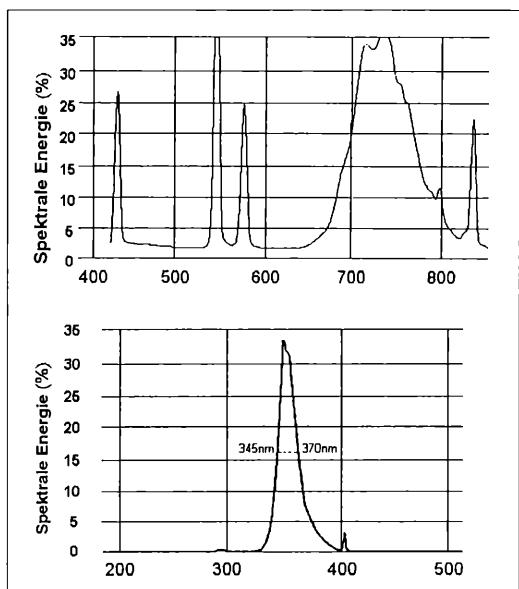


Abb. 4: Oben: Spektrale Energieverteilung der Infrarot-Ringleuchte. Unten: Spektrale Energieverteilung der UV-Ringleuchte.

Die Abbildung 5 zeigt das an einem Beispiel aus der Numismatik. Das flache Relief der Münze wird durch eine azimutale Beleuchtung deutlich erhöht. Das Bild wird plastischer. Gleicher gilt für Mineralien, Fossilien und viele andere Objekte. Bei Videoaufzeichnungen benötigt man allerdings immer eine fest montierte Azimutblende, wenn es auf die Erhöhung des Reliefs ankommt.

UV-Ringleuchten am Stereomikroskop

Wenn man die Phosphorbeschichtung der Röhre weglässt und dafür anstelle des üblichen Glases UV-Filterglas verwendet, emittiert sie bei einer Leistung von 10 W eine Primärstrahlung von 345 bis 370 nm, also das langwellige Ultraviolett (Abb. 4 unten).

Die 50 Hz-Ringleuchte und die Hochfrequenzringleuchte sind in dieser Ausführung lieferbar und können am Stereomikroskop sehr vielseitig eingesetzt werden, zum Beispiel bei kriminal-technischen Untersuchungen (Banknoten, Briefmarken, Fälschungen aller Art, Gemälde usw.). Aber auch bei der Untersuchung von

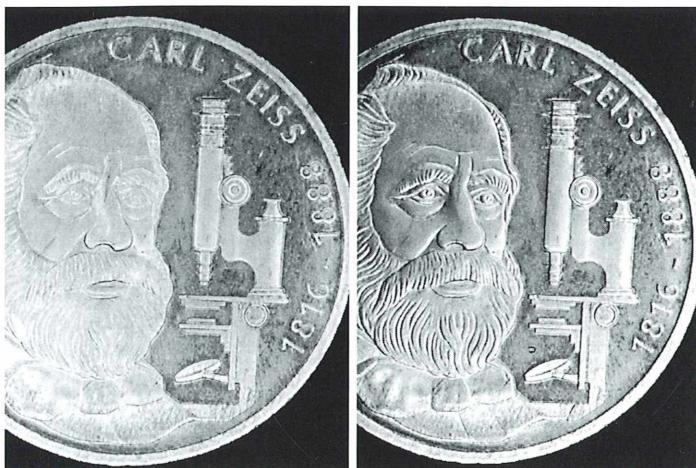


Abb. 5: Oberfläche einer Münze bei azimutfreier (allseitiger) Beleuchtung (links) und bei azimutaler (schiefer) Beleuchtung (rechts).

Mineralien und Fossilien, fluoreszierendem biologischen Material (Insektenschuppen, Vogelfedern oder Sekundärfluoreszenzen) kann man die UV-Ringleuchte verwenden. Sie wird allerdings von den PEN-Rays der Ultraviolett-Products, Kalifornien, übertroffen (Göke, 1980), weil deren Strahlungsschwerpunkte im kurzwelligen UV bei 254 nm und im langwelligen UV bei 366 nm liegen. Die PEN-Rays sind jedoch teurer.

Hersteller der RAYTRO-Ringlampen: RAYTRONICS Japan. Bezugsquelle der kompletten Ringleuchten mit Vorschaltgeräten: OPTOMETRON, Riemer Str. 358, D-81829 München. Anpassung an Stereomikroskope

und Videokameras erfolgt auch durch den Mikroskop-Fachhandel. Weitere Informationen finden sich im Internet:
<http://www.OPTOMETRON.de>

Literaturhinweise

- Göke, G.: Miniaturstrahler für die Auflicht-Fluoreszenzmikroskopie. *Mikroskopos* 69, 59–60 (1980).
Göke, G.: Leuchtdioden als Lichtquellen für die Mikroskopie. *Mikroskopos* 89, 33–37 (2000).

Verfasser: Gerhard Göke,
Am Widey 7, 58095 Hagen

Buchbesprechung

Faller, A. (grundlegend überarbeitet und neu gestaltet von M. und G. Schünke): Der Körper des Menschen – Einführung in Bau und Funktion, 13. Aufl. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 1999, Taschenbuch, 730 Seiten, 316 farbige Abbildungen, DM 39,90, ISBN 3-13-329713-9 und
Netter, F. H.: Atlas der Anatomie des Menschen, 2. Aufl. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 2000, gebundenes Großformat,

580 Seiten, 2000 farbige Abbildungen auf 525 Bildtafeln, DM 148,00, ISBN 3-13-109022-7.

Zwei neue Bücher aus dem traditionsreichen Mediziner-Verlag Georg Thieme vermitteln in bewährter, bester Qualität den aktuellen Stand des Wissens um die Anatomie des menschlichen Körpers. Während das – zukünftig in der Insider-Sprache wohl der „Schünke“ genannte – Buch ei-

nen Grundstock für das Basiswissen um den menschlichen Körper legt, der jeden Natur-Interessierten ansprechen sollte, vermittelt der „Netter“ das Rüstzeug, welches primär Medizinstudenten benötigen, um in der entsprechenden Physikumsprüfung zu bestehen. Natürlich ist auch jeder Laie, der es nun ganz genau wissen möchte, mit dem Netter sehr gut beraten.

Johannes Gross, Heidelberg

Die Zähne der Papageienfische

Torsten Zaiß und Wolfgang Hasenpusch

Den Tauchern fallen die bunten Riffbewohner tropischer Zonen nicht nur durch ihre Farbenpracht auf, sondern sie hören auch ihr ernstes Bearbeiten der Korallenstücke mit den Zähnen (Abb. 1). Da wir Menschen uns schlecht vorstellen können, mit Inbrust auf hartem Kalkmaterial herumzukauen, ergibt sich die Frage: Wie sind die Zähne der Papageienfische beschaffen, dass sie diese Kaubearbeitungen aushalten?

Neben dem strukturellen und chemischen Aufbau der Papageienfischzähne soll vor allem untersucht werden, ob sich Strukturen und Arbeitsmechanismen auf technische Prozesse übertragen lassen. Die maritime Bionik stellte sich in den letzten Jahren als besonders ergiebiges Feld intelligenter, für den Menschen verwertbarer Naturprozesse heraus.

Präparation und Strukturen

Restaurants bieten in tropischen Breiten zwischen Karibik und Thailand Papageienfische auf ihren Speisekarten an. Der Gast hat die Möglichkeit, die Fische in frischem Originalzustand auf Tischen oder Theken, ausgelegt mit zerstoßenem Stangeneis auszusuchen. Der Kopf eines solchen Papageienfisches oder Parrotfishs, wie er im angelsächsischen genannt wird, gelangte auf diese Weise in unsere Hände. Nach dem Aufbewahren von drei Monaten in einem Blumentopf, vollzogen die Mikrolebewesen der schwarzen Blumenerde eine gründliche Reinigung des Gebisses von Fleisch-, Knorpel- und Sehnenresten. Das bloßegelegte Fischgebiss offenbart einen faszinierenden Aufbau (Abb. 2–4). Es besteht aus je zwei Unterkiefer-Zahn-paketen. Während die Unterkieferknochen nur relativ kurz ausgebildet sind, ragen die Oberkieferknochen mit Ausläufern über die Stirn bis in den Nackenbereich. Beide Kieferhälften sind symmetrisch aufgebaut. Der Unterkiefer weist jedoch eine Besonderheit auf: Er ist über eine Verzahnung zu einer Einheit arretierbar. Zur Seite hin lässt sich diese Arretierung allerdings lösen. Die Zahnarretierung im Unterkiefer er-

möglicht zwar das Maul mit größeren Brocken zu stopfen, wenn es aber um einen festen Biss geht, rasten die S-förmigen Zahnreihen in der Mitte beider Unterkiefersysteme fest ein (Abb. 5, 6). Ober- und Unterkiefer bestehen aus gebogenen Zahnsystemen, deren gebogene Form an einen Papageienschnabel erinnert und damit für die Namensgebung dieser Korallenriffbewohner verantwortlich ist. Diese Zahnsysteme bestehen aus einer Reihe von Einzelzähnen, die in dichtester Packung versetzt nebeneinander liegen (Abb. 7). Da die obere Zahnreihe bei Kaubewegungen am stärksten beansprucht wird, weist sie die stärkste, deutlich sichtbare Abnutzung auf (Abb. 8). Richtige Löcher sind zu erkennen. Die Zähne verfügen über eine harte, 10 bis 20 Mikrometer dicke Schmelzschicht, während faseriges Mineralmaterial den Zahnninnenraum auskleidet (Abb. 9–11). Dieser Zahnninnenraum-Faserflies ist jedoch keineswegs unstrukturiert. Er weist einen röhrenför-

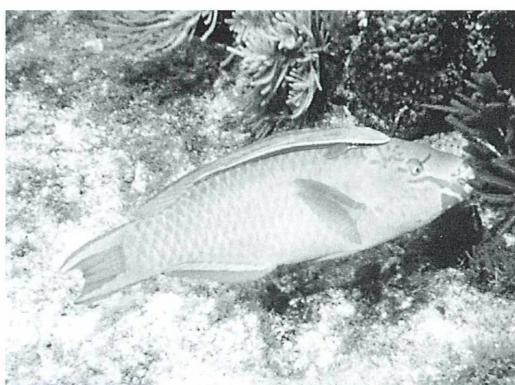


Abb. 1: Papageienfisch in freier Wildbahn.

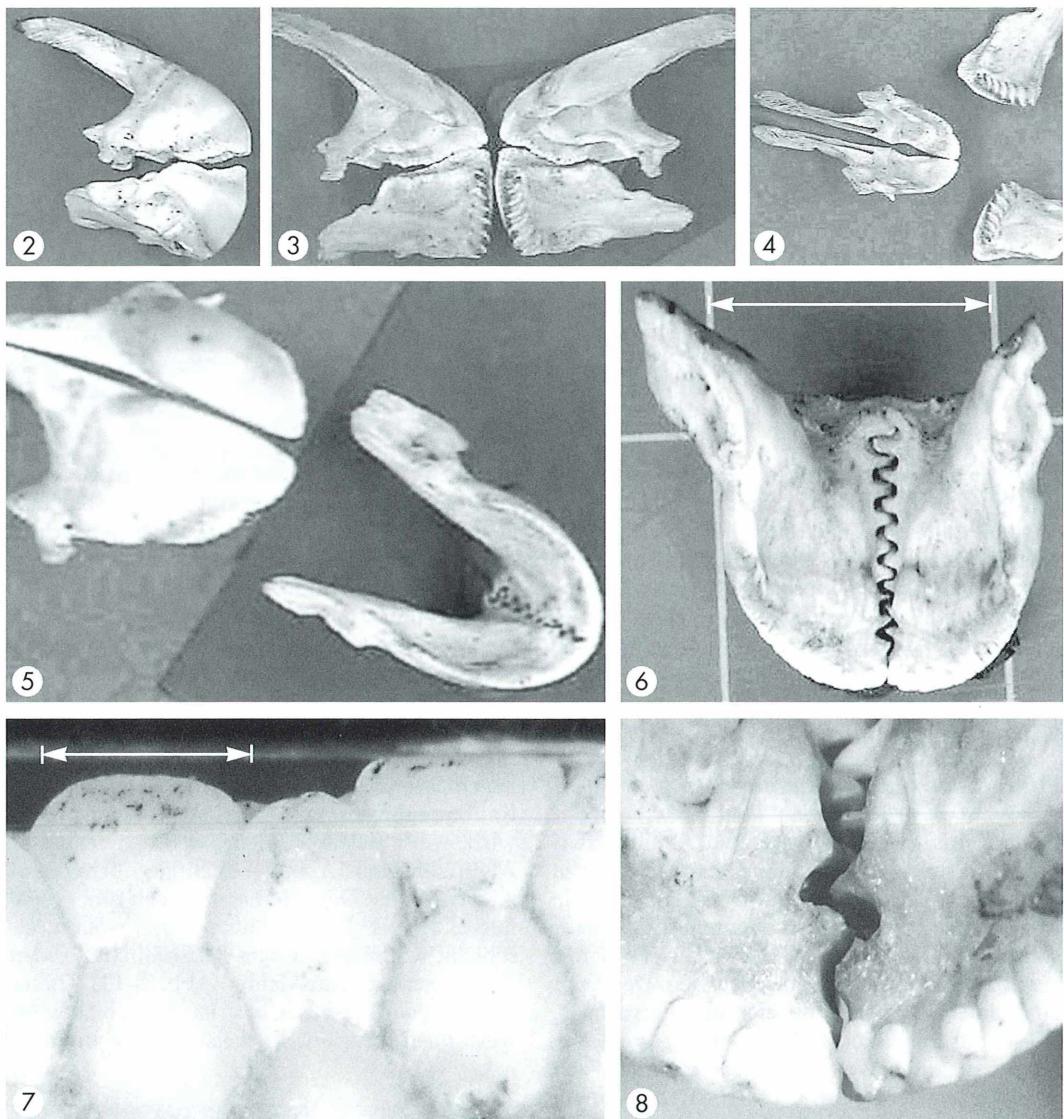
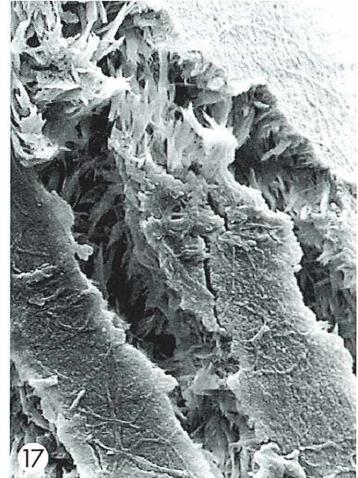
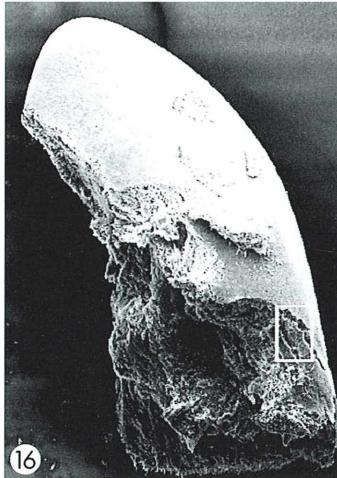
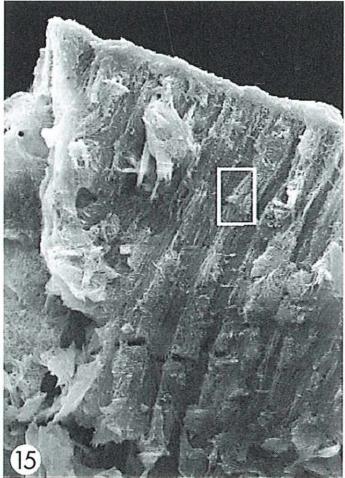
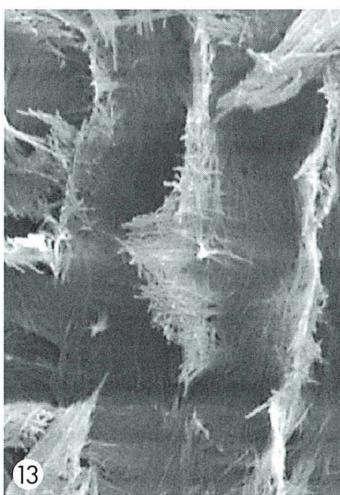
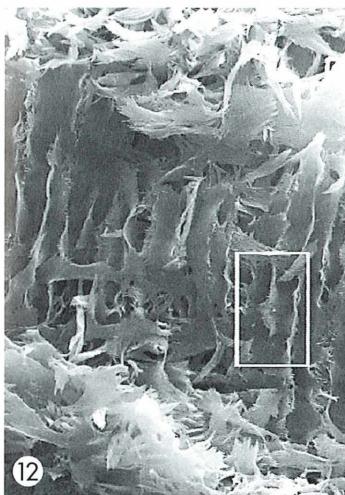


Abb. 2–8: Makroskopische Ansichten eines Papageienfischgebisses. Abb. 2: Komplettes Gebiss. Abb. 3: Präparierte Ober- und Unterkiefer. Der symmetrische Aufbau des Papageienfischgebisses ist deutlich erkennbar. Abb. 4: Hohlraumstrukturen. Abb. 5: Ober- und Unterkiefer von oben. Abb. 6: Durch Zahngleisten arretierbarer Unterkiefer. Maßstab 2 cm. Abb. 7: Unterkieferausschnitt von vorne und außen. Maßstab 1 mm. Abb. 8: Abgenutzte Zähne im Kaubereich.

Abb. 9–17: Rasterelektronenmikroskopische Detailaufnahmen des Papageienfischgebisses. Abb. 9: Deck- und Faserschicht eines Zahnes. 470×. Abb. 10–13: Strukturierte Faserschichten in den Zähnen. Die Kästchen in Abb. 10 und 12 geben die Ausschnitte für die höheren Vergrößerungen in Abb. 11 und 13 an. Abb. 10 210×, Abb. 11 2100×, Abb. 12 610×, Abb. 13 3050×. Abb. 14: Senkrechte Ausrichtung der Röhren zur Kaufläche. 1520×. Abb. 15: Zahnschmelzstrukturen. 670×. Abb. 16 und 17: Rundungen eines isolierten Papageienfischzahnes. In Abb. 17 (360×) wird der Ausschnitt aus Abb. 16 in höherer Vergrößerung (36×) dargestellt. ►



migen Aufbau auf, vergleichbar mit einer aufgerollten Wellpappe (Abb. 12, 13). Der Röhrendurchmesser liegt in der Größenordnung von 5 Mikrometern.

Die Röhren sind senkrecht zur Kaufläche, also in Richtung der Kaukraft ausgerichtet (Abb. 14). Die Röhrenstruktur setzt sich bis in den Zahnschmelz fort, wobei sich die länglichen Hohlräume zur Zahnoberfläche hin verdichten (Abb. 15).

Einen herausgebrochenen, ursprünglich noch intakten Zahn zeigen die Abbildungen 16 und 17: Die Kau- und Mahlfläche ist in idealer Weise abgerundet. Deutlich steiler als im Vorrhängebereich fällt die Rundung im rückwärtigen Zahnbereich ab, wo die Wölbung ausgeprägter ist. Ist der etwa 1,8 mm große Zahn in oberster Reihe an der Spitze mit der Rundung mit dem Radius r zu beschreiben, so fällt die Vorzahnwölbung mit einem Kreis vom Radius $8r$ zusammen und der Rückzähnbereich mit einem $16r$ -Kreis.

Chemischer Aufbau

Für die chemische Untersuchung am Zahnmaterial stand eine Mikrosonde (Energie dispersives Kristall-Spektrometer (EDX)) und ein Wellenlängen dispersives Kristall-Spektrometer (WDX) zur Verfügung. Im Vergleich zum reinen Fluorapatit-Standard, $\text{Ca}_5(\text{PO}_4)_3\text{F}$, wiesen die energiedispersiven Spektren bei einer Beschleunigungsspannung von 20 kV an der Zahnoberfläche auf einen deutlich höheren Phosphorgehalt im Verhältnis zum Calcium hin. Im Innenzähnbereich schwankte er sehr stark, erreichte jedoch auch die Größenordnung der Apatit-Zusammensetzung. Die Fluor- und Sauerstofflinien können aufgrund ihrer geringen Intensität und dem damit verbundenen schlechten Intensitäts/Rauschverhältnis mit mikroanalytischen Methoden nicht quantitativ verifiziert werden. Außer Phosphor und Calcium waren keine Elemente mit einem Anteil größer als 1% zu erkennen. Magnesium, Strontium, Barium und Chlor wären bei nennenswerten Mengen jedoch deutlich detektier-

bar gewesen. Der Ersatz des Fluors durch Hydroxyl- und Carbonatgruppen, wie sie im Zahnschmelz des Menschen strukturbestimmend sind, wäre nur indirekt durch Beeinflussung des Ca/P-Verhältnisses beziehungsweise der Härte nachweisbar. Während Fluor- und Hydroxyapatit vergleichbare Molekulargewichte haben, erhöht es sich beim Carbonat deutlich. Der Phosphoranteil liegt niedriger. Dagegen weisen die Zahnoberflächen beim Papageienfisch durchweg niedrigere Calciumgehalte auf, im Ca/P-Verhältnis 1,7 statt 2,2. Das ist durch leichtere Kationen, wie beispielsweise Lithium oder durch Ersatz des ortho-Phosphats durch Hypophosphat möglich. Hierzu sind weitere Untersuchungen notwendig. Möglicherweise hält die Natur ein Zahnmaterial bereit, das über eine Härte noch jenseits des Fluorapatits verfügt.

Übertragbarkeit auf technische Prozesse

Wer den Papageienfischen eine Zeit lang zuschaut, kommt als Verfahrenstechniker nicht umhin, an eine Reihe industrieller Mahl- und Zerkleinerungsvorgänge zu denken. Die Aufgabe sprödes Material zu zerkleinern, interessiert die chemische Industrie ebenso wie beispielsweise die Baubranche. Was ist das Besondere an dem Mahlvorgang der Papageienfische? Sie zerkleinern die Korallenskelette, die aus Calciumcarbonat bestehen, wie es in der Industrie die Backenbrecher oder Mahlwalzen besorgen. Gerundete Mahlkalotten, nebeneinander gereiht, weisen an Stabilität und Kraftübertragung auf das Mahlgut eine Reihe von Vorteilen auf.

Bioniker können damit auf ein weiteres eindruckvolles Beispiel verweisen, wie über Millionen von Jahren optimierte Vorgänge in der Natur auf industriell verwertbare Funktionen übertragbar sind.

Verfasser: Torsten Zaiß und Prof. Dr. Wolfgang Hasenpusch, Universität Siegen, Fachbereich 8, Anorganische Chemie, D-57068 Siegen

Anatomisch-mikroskopische Notizen zu den zwei Rindenpilzen *Bulgaria inquinans* und *Diatrypella verrucaeformis*

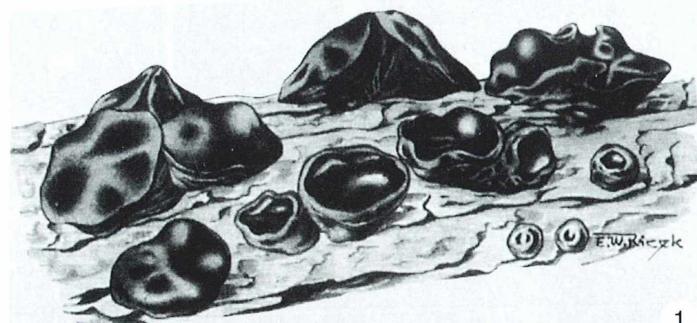
Ignaz Kälin

Überall, wo Leben ist, sind auch Pilze anzutreffen, welche als normale Begleiter, Saprophyten, Parasiten und – in menschlicher Sicht zumindest zum Teil – auch als Nützlinge anzusprechen sind. Hier wird über Rindenpilze berichtet, die sich einerseits auf und andererseits in und unter der Rinde von Pflanzen entwickeln. Beide Pilze gehören in die große Klasse der Ascomyceten (Schlauchpilze): *Bulgaria inquinans* in die Ordnung Pezizales mit der Familie Bulgariaceae, *Diatrypella verrucaeformis* in die Ordnung Sphaerales mit der Familie Diatrypaceae (= Valsaceae). Diese Stellung im Pilzsystem bestätigen nun auch die folgenden Beschreibungen.

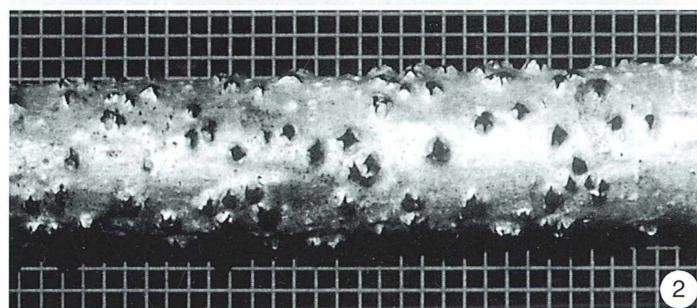
Wie schon in vorangegangenen Arbeiten werden die Pilze unter Zuhilfenahme von Literaturinformationen allgemein charakterisiert. Darüber hinaus geben Untersuchungen von Frischpräparaten und Dünnschnitten detaillierte Auskünfte zur mikroskopischen Anatomie der betreffenden Pilze.

Fundort, Material und Methoden

Fundort von *Bulgaria inquinans* (Schmutzbecherling): Geologische Karte des Kantons Zürich und seiner Nachbargebiete, 1:50.000, Koordinaten 675.920/244.900, Birmensdorf/ZH, Ättenberg. Lagerplatz mit Eichenstämmen und auf der Rinde sitzenden, recht feuch-



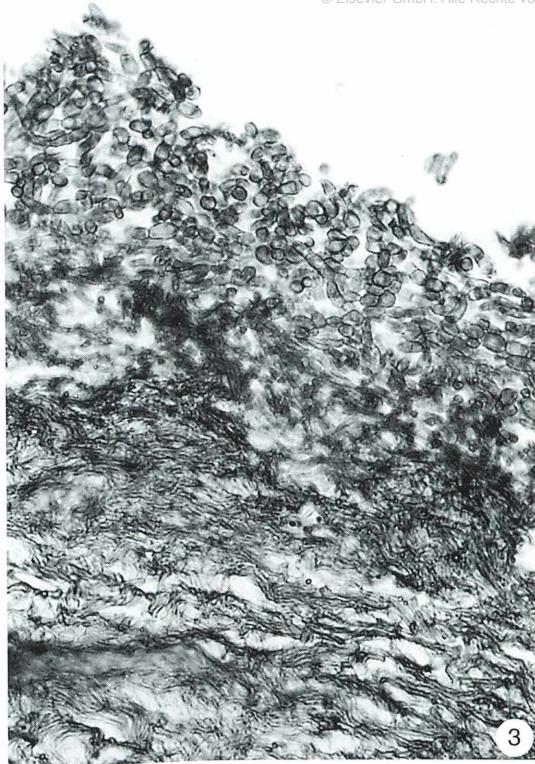
1



2

Abb. 1 und 2: Die Untersuchungsobjekte. – Abb. 1: Habitus von *Bulgaria inquinans*, etwa natürliche Größe (aus Michael et al., 1986). –

Abb. 2: *Diatrypella verrucaeformis*. Haselsämmchen mit typischen 1–2 mm großen Fruchtkörpern (auf 2,5-mm-Fadennetz).



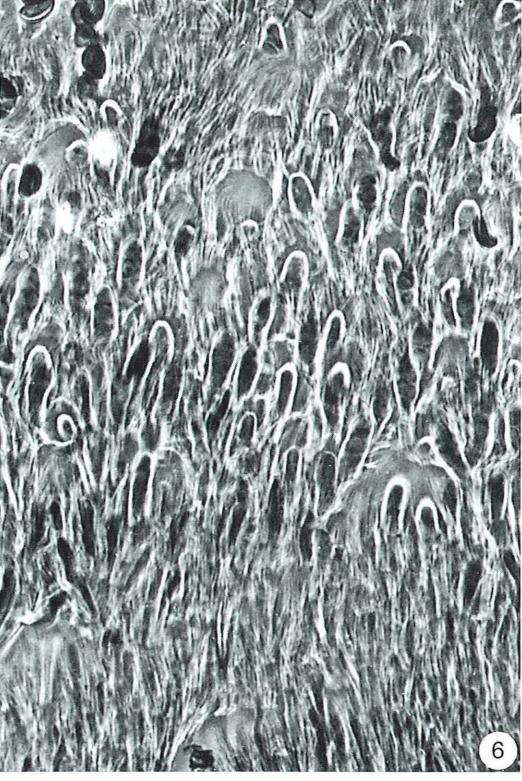
3



4



5



6

ten Schmutzbecherlingen (Abb. 1). Präparation: Fixierung von interessierenden Teilen in Kaisers Sublimat-Eisessig; über Entwässerung und Intermediën Einbettung in Paraplast. Von diesen Paraffinblöcken Herstellung von Dünnschnitten mit dem Mikrotom (circa 10 – 15 µm dick). Nach dem Weglösen des Paraffins Färben mit Kernechtrot-Anilinblau-Orange-G oder FSA nach Etzold; anschließend Einschluss der Präparate.

Fundort von *Diatrypella verrucaeformis* (Eckiges Warzenscheibchen): Landeskarte der Schweiz, Blatt Einsiedeln, Nr. 1132, 1:25.000, Koordinaten 701.110/ 218.780, Gross, Bubenberg. Die Pilze sitzen in der Rinde eines abgeschnittenen toten Haselstämmchens von circa 18 mm Durchmesser (Abb. 2). Sammelzeit Herbst, Präparation im folgenden Winter. Dafür wurden die zuvor beschriebenen Methoden eingesetzt. Darüberhinaus kamen die Abel'sche Flüssigkeit und Cottonblue-Lactophenol zur Anwendung. Erstere Präparation ergibt Frischpräparate von 2–3 Wochen Haltbarkeit; mit letzterer Methode können Präparate mit monatelanger Haltbarkeit hergestellt werden.

Beschreibung und Zusatzinformationen zu *Bulgaria inquinans*

Es würde den Rahmen dieses Artikels sprengen, müsste zu diesem Pilz die Diagnose mit Standort, makro- und mikroskopischen Merkmalen gebracht werden. Sie kann in jedem besseren Pilzwerk nachgelesen werden (z. B. Michael *et al.*, 1986). Was diesen Fruchtkörper mikroskopisch interessant macht, ist einerseits sein Aufbau und andererseits sein Hymenium mit Ascis und Sporen.

Die rostigbraune, flockig-klelige Außenschicht besteht aus kreuz- und querlaufenden Hyphen, die mehr oder weniger melanisiert, also dunkelbraun bis schwarz gefärbt sind. Auch in tieferen Schichten ist diese Melanisierung anzutreffen. Die äußerste Schicht ähnelt fast einer Konidienbildung (Abb. 3), was genauer an ei-

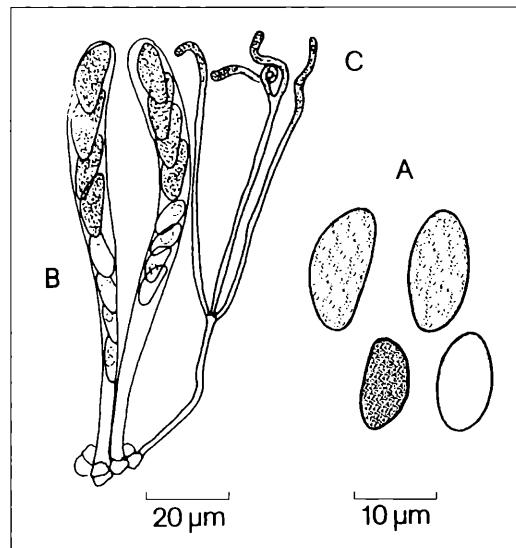


Abb. 7: *B. inquinans*: Reife und unreife Sporen (A), Ascis (B) und Paraphysen (C) (aus Breitenbach und Kränzlin, 1981).

nem Frischpräparat abgeklärt werden könnte. Das Innere des Fruchtkörpers ist braun, marmoriert und besteht großteils aus gelatinösen, schnallenfreien Hyphen (Abb. 4 und 5). Diese Hyphen weisen eine kräuselartige Struktur auf; sie sind chemisch und mechanisch in der Lage, Wasser aufzunehmen und abzugeben. Je nach Wassergehalt resultiert daraus die weiche bis knorpelartige Konsistenz. Im Subhymenium entwickeln sich die ascogenen Hyphen nach dem Hakentyp zu Ascis (Abb. 6). Durch asynchrone Kernteilungen werden die zuerst gebildeten dunklen vier Sporen normal ausreifen, während die vier späteren Sporen klein und hyalin in Gestalt sind und auch keine Keimspalte aufweisen. Die reifen Sporen messen 12–16 × 7–8 µm, die unreifen 9–10 × 5–6 µm (Abb. 7). Der Ascus selbst zählt zum zylindrisch-inoperculaten Typ. Diese ungleiche Sporenbildung nennt man Anisosporie.

Abb. 3–6: Hyphengeflecht und Ascusentwicklung bei *Bulgaria inquinans*. – Abb. 3: Fruchtkörperwand mit konidienartiger Außenschicht (oben); im Innern (unten) gewellte, gelatinöse Hyphen. Hellfeld, Vergr.: 290×. – Abb. 4: Stark gekräuselte Hyphen im Pilzinnern. Phako, Vergr.: 290×. – Abb. 5: Gelatinöses Hyphengeflecht im Pilzinnern. Phako, Vergr.: 290×. – Abb. 6: Relativ junges Stadium der Ascusentwicklung mit ± angedeuteten vier Primärsporen. Phako, Vergr.: 460×.

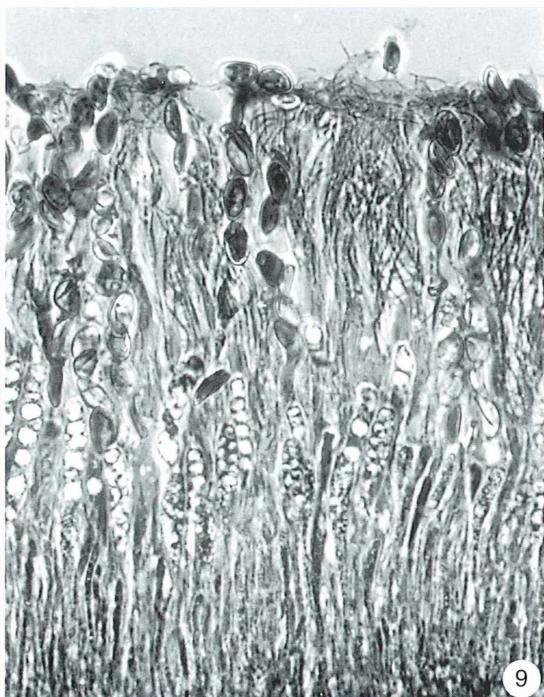
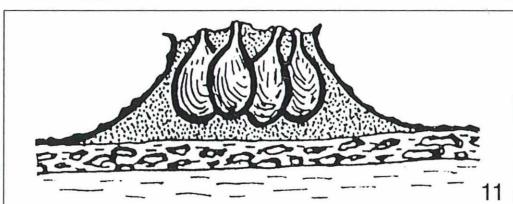
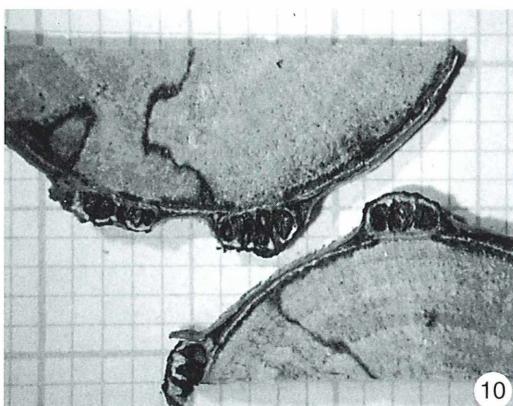


Abb. 8: *B. inquinans*: Subhymenium (unten) und Hymenium mit gut ausgebildeten Ascis, darin je vier reife und unreife Sporen, dazwischen Paraphysen. Phako, Vergr.: 290×. – **Abb. 9:** Hymenialschicht wie Abb. 8; am linken Bildrand unreife Sporen besonders deutlich. Phako, Vergr.: 480×.



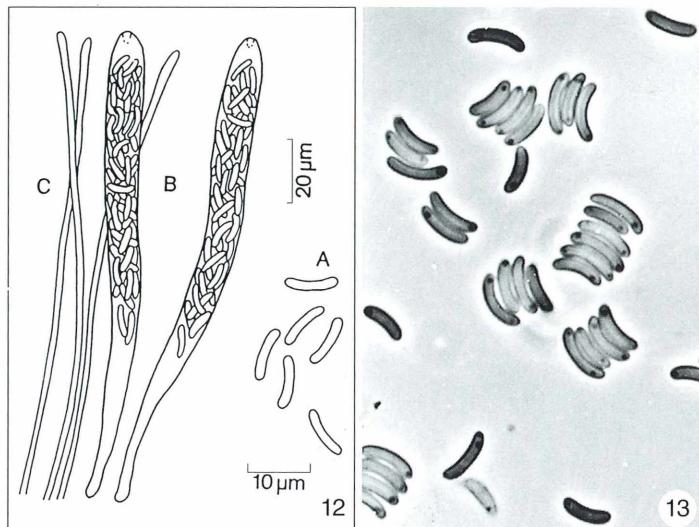
(Abb. 8 und 9). Es können auch Ausnahmen auftreten, wo nur die vier reifen Sporen gebildet werden. In Kulturlösungen können die Sporen zu Sprosszellen auskeimen.

Beschreibung und Zusatzinformationen zu *Diatrypella verrucaeformis*

Wegen seiner kleinen Dimensionen und der daraus resultierenden geringeren Beachtung

◀ **Abb. 10:** *Diatrypella verrucaeformis*: Querschnitte von Haselstämmchen mit angeschnittenen Stromata und Perithezien; schwarz = melanisiertes Myzel (auf Millimeterpapier). – **Abb. 11:** Perithezien im Stroma mit sehr kleinen Öffnungen. Beachte: Zeichnung zeigt *Diatrypella quericina* (auf Eiche), welche *D. verrucaeformis* sehr ähnlich ist, ca. 10× (aus Jahn, 1990).

Abb. 12 und 13: *D. verrucaeformis*. – Abb. 12: Sporen (A), Asc (B) und Paraphysen (C) (aus Breitenbach und Kränzlin, 1981). – Abb. 13: Sporen im Abel-Frischpräparat. Phako/Oil, Vergr.: 1150×.



muss bei diesem Pilz doch etwas auf die makroskopische Beschreibung eingegangen werden (Abb. 2).

Für den makroskopischen Bereich ist zu erwähnen, dass die 0,4–0,6 mm großen Perithezien meist auf zwei Ebenen angeordnet sind. Perithezien und Stroma sind schwarz, teilweise auch weiß (Abb. 10). Diese brechen bei Reife durch die Rinde als sogenannte Eckenscheiben hervor. Alle Rindenteile und zumindest die peripheren Teile des Xylems sind durch das Wachstum des Pilzes beeinträchtigt. Die Perithezienmündungen sind kaum sichtbar (Abb. 11).

Bei der Bearbeitung von Frisch- und Dauerpräparaten wurde das Hauptaugenmerk auf die Asc und Sporen gelegt. Gemäß Beschreibungen, die sich bei meinen Untersuchungen bestätigten, sind die Sporen einzellig (allantoid), hellbräunlich, glatt, teilkreis-bogig und $6\text{--}8 \times 1,5 \mu\text{m}$ groß. Die Asc sind vielsporig, $150\text{--}160 \times 9\text{--}12 \mu\text{m}$ groß und mit einem jod-negativen Apicalring versehen. Die fädigen Paraphysen sind $2\text{--}3 \mu\text{m}$ dick (Abb. 12 und 13). Normale 1–4(5)-sporige Asc (Trüffel) und 8-sporige Asc sind mir häufig untergekommen.

Spannende Polysporie

Das Adjektiv vielsporig hat mich im wahrsten Sinne des Wortes gereizt, mich mit diesem Pilz und dessen Ascosporeanzahl näher zu befassen (Abb. 14). Grundsätzlich wird unterschieden

zwischen echter und unechter Polysporie. Für die unechte Polysporie bedeutet dieses, dass die Ascosporen in mehrere Teilstücke zerfallen, woraus keine gerade Zahlenreihe resultiert. Bei der echten Polysporie entstehen durch echte mitotische Kernteilungen der Sporen gerade, sich verdoppelnde Zahlenreihen: 1-2-4-8-16-32-64-128-256 (Abb. 15).

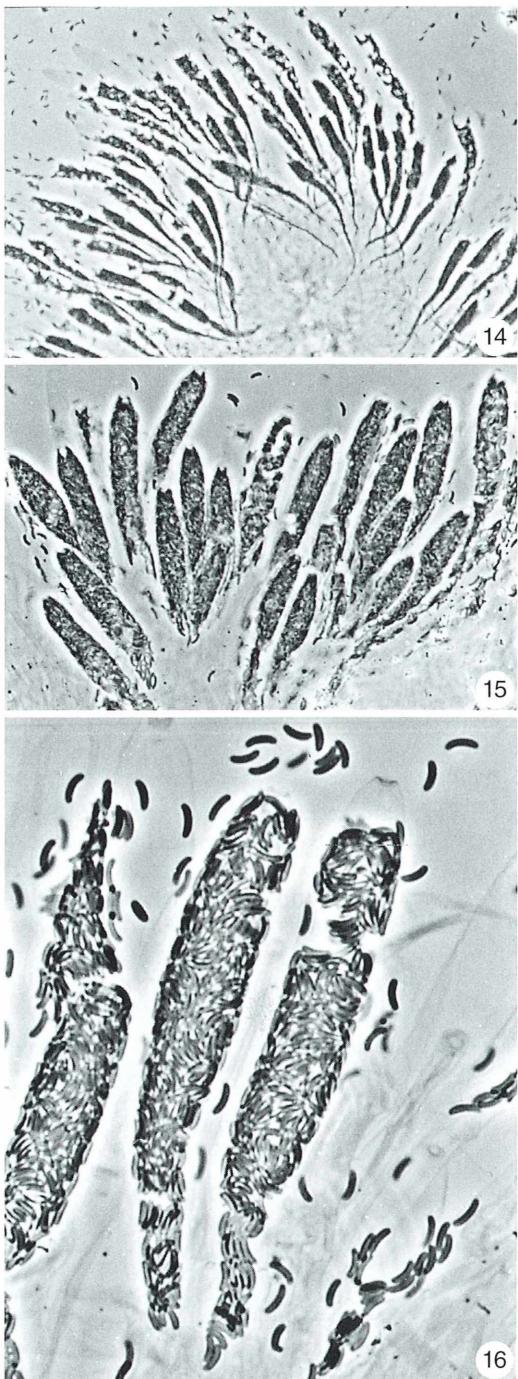
Die Frage lautete nun, welcher höheren Polysporiezahl ist *Diatrypella verrucaeformis* zuzuordnen? Für diesen Zweck wurden einerseits direkt am Mikroskop und andererseits an Diapositiven von mikroskopischen Präparaten Sporenzählungen in Asc vorgenommen. Im Prinzip ist das eine ziemlich mühsame Angelegenheit, sind doch neben offensichtlich vollreifen Asc auch solche mit wenig Sporen und restlichem Plasmaanteil oder gar solche nur mit Plasma vorhanden (unreife Sporen). Es können also noch nicht alle Sporen vorhanden sein; auch an ein Absterben von Sporen ist zu denken (Abb. 16).

Zählergebnisse

Die Auszählungen erfolgten in drei Gruppen.

Gruppe 1 (am Mikroskop)

6 Asc. Statistik: n (= Stichprobenanzahl) = 6, \bar{x} 255 Sporen, Standardabweichung = 29 Sporen. Sehr gutes Resultat, da nur gerade ein Punkt Abweichung von der geraden Duplicationszahl 256 vorliegt.



Gruppe 2 (am Mikroskop)

6 Asc. Statistik: $n = 6$, $\bar{x} = 209$ Sporen, Standardabweichung = 65 Sporen. Das statistische Mittel von 209 liegt deutlich näher an der Polysporie-Zahl 256 als an 128.

Gruppe 3 (von Diapositiven)

3 volle und 2 nur zum Teil gefüllte Asc. Statistik: $n = 5$, $\bar{x} = 147$ Sporen, Standardabweichung = 49 Sporen. Diese Werte sind statistisch nicht integrierbar.

Trotz der etwas schmalen statistischen Basis darf angenommen werden, dass bei *D. verrucaeformis* eine Polysporie von 256 verwirklicht ist. Beim Literaturstudium zu diesem Pilz stieß ich auf den Vermerk, dass diese Familie intensiver erforscht werden solle. Vielleicht ist obiges Ergebnis ein kleiner Beitrag dazu.

Literaturhinweise

- Breitenbach, J., Kränzlin, E.: Pilze der Schweiz, Bd. 1, Ascomyceten. Verlag Mykologia, Luzern 1981.
Dörfelt, H.: Lexikon der Mykologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1989.
Erb, B., Matheis W.: Pilzmikroskopie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1983.
Gams, H., Moser, M.: Kleine Kryptogamenflora, Bd. IIa, Ascomyceten. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1963.
Gäumann, E.: Die Pilze. Birkhäuser, Basel 1949.
Gäumann, E.: Vergleichende Morphologie der Pilze. Gustav Fischer Verlag, Jena 1926.
Jahn, H.: Pilze an Bäumen. Patzer Verlag, Berlin 1990.
Kreisel, H.: Grundzüge eines natürlichen Systems der Pilze. J. Cramer, Lehre 1969.
Michael, E., Hennig, B., Kreisel, H.: Handbuch für Pilzfreunde, Teil 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1986.
Romagnesi, H.: Nouvel atlas des Champignons, Vol. IV. Edition Bordas, Paris 1967.
Ryman, S., Holmason, I.: Pilze. Bernhard Thalacker Verlag, Braunschweig 1992.
Velenovsky, J.: Monographia Discomycetum Bohemiae, Teil 1. Selbstverlag, Prag 1934.
Weber, H.: Allgemeine Mykologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1993.
Webster, J.: Pilze. Springer-Verlag, Heidelberg 1983.

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

Abb. 14–16: Asc. von *D. verrucaeformis*. – Abb. 14: Asc-Büschen mit nur teilweise Sporen enthaltenden Schläuchen. Phako, Vergr.: 150×. – Abb. 15: Asc-Büschen ± komplett gefüllt mit Sporen. Phako, Vergr.: 230×. – Abb. 16: Drei gut mit Sporen gefüllte Asc. An derartigen Asc wurden bei stärkerer Vergrößerung die Sporenzählungen vorgenommen. Phako, Vergr.: 280×.

Pseudovorticella chlamydophora und die anisogame Konjugation bei sessilen Ciliaten

Philipp Mayer

Wenn man regelmäßig Plankton- und Aufwuchsorganismen untersucht und die Proben gerade zum richtigen Zeitpunkt an der richtigen Stelle holt, kann man mit viel Glück auch ganz besonders interessante Vorgänge beobachten. Seit etwa 10 Jahren beschäftige ich mich als Amateur mit Planktonuntersuchungen und konnte im Juli 2000 zum ersten Mal den Ablauf einer anisogamen Konjugation beobachten und dokumentieren.

 Bei dem untersuchten Ciliaten handelte es sich um die nicht so häufig gefundene peritrichie Art *Pseudovorticella chlamydophora*, die in einem kleinen Bach auftrat.

Isogamontie bei freischwimmenden Ciliaten

Die Konjugation ist für Ciliaten ein charakteristischer Geschlechtsvorgang. Bei der Mehrzahl der freischwimmenden Ciliaten kommt es zu einer temporären Vereinigung der Ventralseite in Nähe des Oralbereiches; es erfolgt ein wechselseitiger Kernaustausch (Isogamontie). In diesen Fällen sind die Konjuganten von gleicher Größe und Aussehen. Es konjugieren nur artgleiche Ciliaten miteinander und es muss sich um komplementäre Paarungstypen handeln. Diese Paarungstypen erkennen sich während einer Präkonjugationsphase über Gamone. Sie wirken als Signale, welche die Konjugation auslösen.

Anisogamontie bei sessilen Ciliaten

Besonders deutlich ist die anisogame Konjugation bei den Peritrichen. Hier sind die beiden Partner als Makro- und Mikrogamonten bezeichnet, die oft erhebliche Größenunterschiede aufweisen. In allen genauer untersuchten Fällen ist diese Anisogamontie damit verbunden, dass es nur im Makrogamonten zur Ausbildung eines Synkaryons (Verschmelzungskerns) kommt und der Mikrogamont während der Paarung vom Makrogamonten

resorbiert wird. An die Stelle der wechselseitigen Befruchtung, wie sie eigentlich zum Begriff der Konjugation gehört, ist daher eine einseitige Befruchtung getreten. Bei den solitär lebenden Gattungen (z.B. *Vorticella*, *Opercularia*) werden die Gamonten durch eine differentielle Teilung gebildet, die inäqual (ungleich) ist. Es entsteht eine größere Zelle, die zum Makrogamonten werden kann und eine kleinere, die zum Mikrogamonten determiniert ist. Der Mikrokonjugant bildet einen besonderen Wimpernkranz im hinteren Zellbereich aus und entspricht in dieser Beziehung dem Telotroch (Schwärmer) einer normalen Zweitteilung.

Bei den koloniebildenden Gattungen wie *Carchesium* und *Zoothamnium* entstehen die Mikrogamonten meist durch mehrere aufeinanderfolgende Teilungen. Während die Makrogamonten auf ihren Stielen sitzen bleiben, sind die Mikrogamonten frei beweglich. Sie suchen die Makrogamonten auf und heften sich in Nähe des Stielansatzes fest. Bei beiden Beteiligten zerfallen die Makronuklei und im Makrogamonten finden zwei, im Mikrogamonten drei Kernteilungen des Mikronukleus statt. Von den vier Tochterkernen des Makrogamonten werden dann drei, von den acht Tochterkernen des Mikrogamonten sieben im Plasma resorbiert. Es bleibt also in jedem der Konjuganten nur ein haploider Kern übrig, der sich bei den meisten Arten nicht noch einmal teilt. Nach Verschmelzung der Zellen wandert der Kern des Mikrogamonten zum Kern des Makrogamonten und verschmilzt mit ihm zum Synkaryon (Verschmelzungskern).

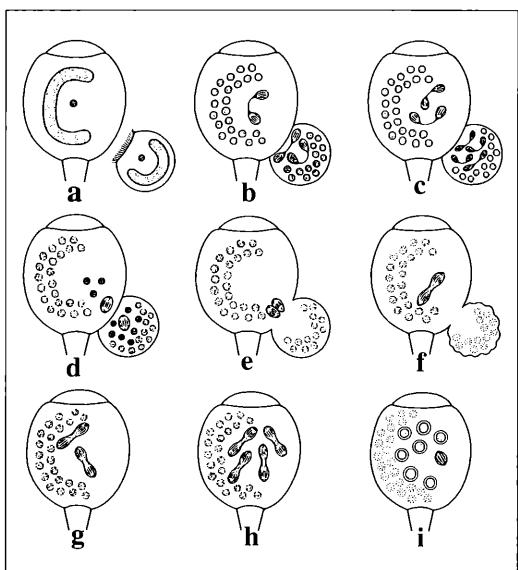


Abb. 1: Schematischer Ablauf der anisogamen Konjugation bei Glockentieren (Peritricha). Nach Grell (1973). Bei festsitzenden Ciliaten (z.B. Peritricha, Chonotrichida) verschmelzen in einigen Fällen bewegliche Mikrokonjuganten mit festsitzenden Makrokonjuganten (Anisogamontie). Hier beobachtet man dann häufig eine totale Konjugation, in deren Verlauf Kerne und Zellinhalt des kleinen Partners in den Makrogamonten übergehen. Nur in einer Zelle kommt es also zur Synkaryonausbildung (Verschmelzungskern).

Die je nach Art etwas unterschiedlich verlaufenden Vorgänge sind in Abb. 1 schematisch dargestellt.

Fundort

Der Fundort von *Pseudovorticella chlamydophora* ist ein kleiner, schmaler Bach der einen Park durchfließt. Er wurde künstlich angelegt und ist nur 50 cm breit, das Wasser nur 1–2 cm tief, mit deutlicher Fließgeschwindigkeit. An den Fugen der Betonplatten kommen feine Wurzeln von Gräsern heraus und daran wurde *P. chlamydophora* entdeckt. Gespeist wird der kleine Bach über einen regulierten Zulauf von einem Waldweiher. Die Gewässergütekasse des Weiwers, den ich öfters untersuche, liegt bei 1,8–2,0; die Wassertemperatur lag zur Fundzeit bei 20 °C.

Erscheinungsbild

Pseudovorticella chlamydophora wird nicht sehr häufig in stehenden und fließenden Gewässern gefunden und ernährt sich von Bakterien und kleinen Algen. *P. chlamydophora* ist wegen der auffallenden Pellicula leicht zu bestimmen. Die Pellicula vom Bläschen-Typ bildet einen sehr charakteristischen, bis 7 µm hohen, hyalinen Saum der unregelmäßig gefeldert ist (Abb. 2 und 3).

Die Größe der adulten, sessilen Individuen in gestrecktem Zustand beträgt etwa 40–80 × 35–65 µm. Der Zellkörper ist in gestrecktem Zustand schmal bis breit glockenförmig (Abb. 2); die kontrahierten Zellen sind eiförmig oder kugelig. Der Makronukleus ist annähernd c-förmig bis kurz stabförmig in der Längsachse der Zelle; meist ist er schwer zu erkennen (Abb. 3 und 5).

Dorsal zum Vestibulum gelegen befindet sich eine kontraktile Vakuole (Abb. 2). Mit 50–90 µm im Durchmesser ist der Peristomkragen wenig bis deutlich breiter als die breiteste Körperstelle. Der Peristomdiskus ist fast eben, kaum schräg herausgehoben und ohne Bläschen. Der Mundtrichter ist etwa 1/3 körperläng.

Der Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, ist 6–9 µm breit und enthält deutlich erkennbare Stielgranula (= Mitochondrien).

Die anisogame Konjugation bei *P. chlamydophora*

Der charakteristische Geschlechtsvorgang bei sessilen Ciliaten ist die anisogame Konjugation. Bei der Untersuchung der Proben aus dem kleinen Bachlauf sind mir kleine Ciliaten (Schwärmer) aufgefallen, die sich meist an den Stielen der *P. chlamydophora* festgeheftet hatten (Abb. 4). Das erregte meine Aufmerksamkeit und die Untersuchungen wurden intensiviert. Bei einer der nächsten Proben wurden die kleinen Schwärmer (Mikrokonjuganten), die 20–25 × 16 µm groß waren, auch festgeheftet an der Pellicula von *P. chlamydophora* gefunden (Abb. 5). Nun hatte sich das Geheimnis gelüftet: es konnte sich nur um eine anisogame Konjugation handeln, was für mich natürlich ein außergewöhnlich interessanter und sicher sehr selten zu beobachtender Vorgang war.

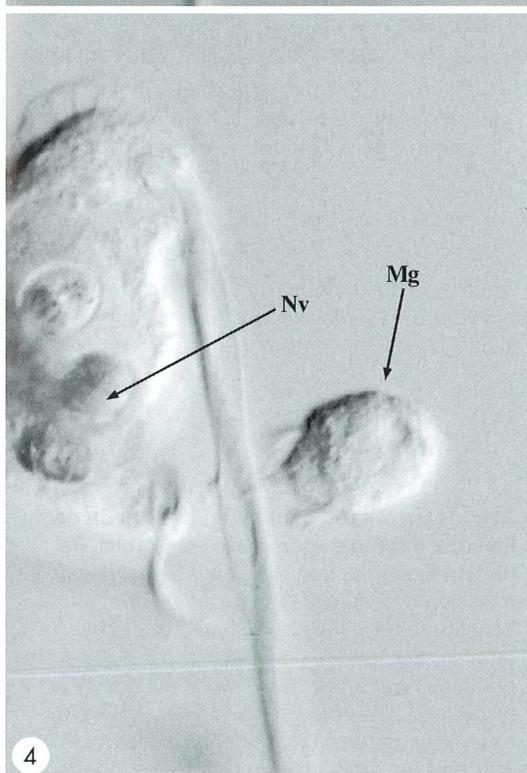
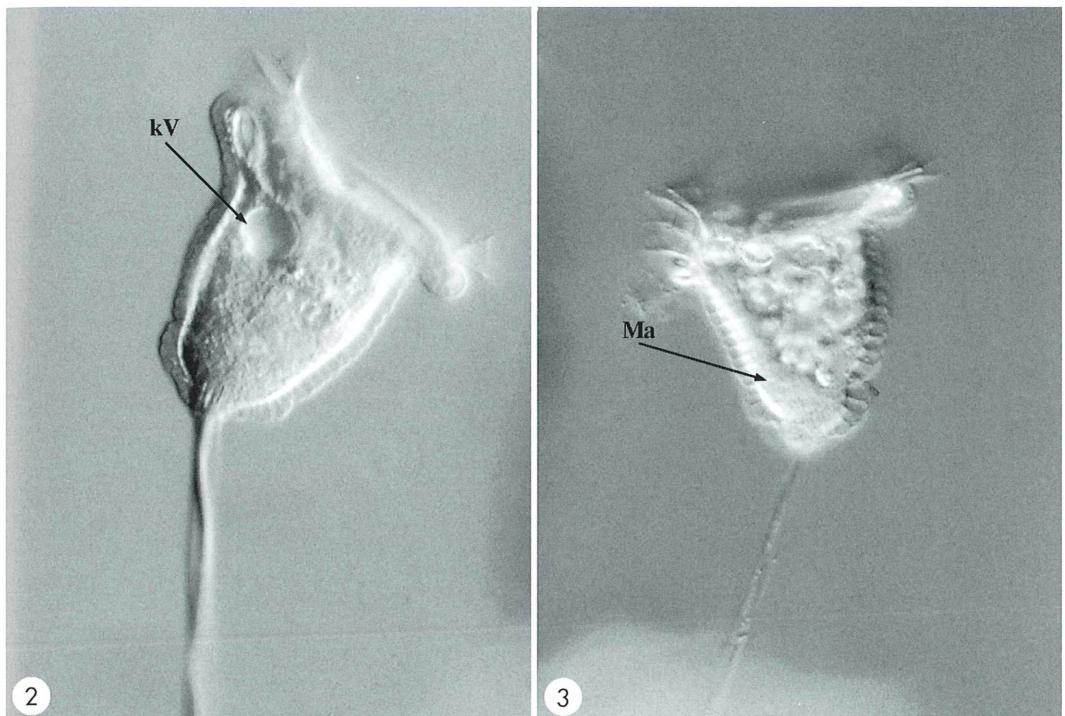


Abb. 2: Die Gestalt von *Pseudovorticella chlamydophora* ist schmal bis breit glockenförmig und der charakteristische, hyaline Saum der Pellicula ist deutlich zu erkennen. Eine kontraktile Vakuole (kV) liegt dorsal zum Vestibulum. Vergr.: 350×. – Abb. 3: Der Peristomkragen ist 50–90 µm im Durchmesser, wenig bis deutlich breiter als die breiteste Körperstelle. Der Makronukleus (Ma) lag bei diesem Exemplar stabförmig in der Längssachse der Zelle. Der hyaline Saum der Pellicula war 7 µm breit. Vergr.: 400×. – Abb. 4: Ein Mikrogamont (Mg) hat sich am Stiel des Makrogamonten festgesetzt. Sehr gut zu erkennen ist der Ciliengürtel und der kleine, nasenartige Vorsprung. Eine Nahrungsvakuole (Nv) ist angefüllt mit kleinen coccalen Grünalgen. Vergr.: 650×.

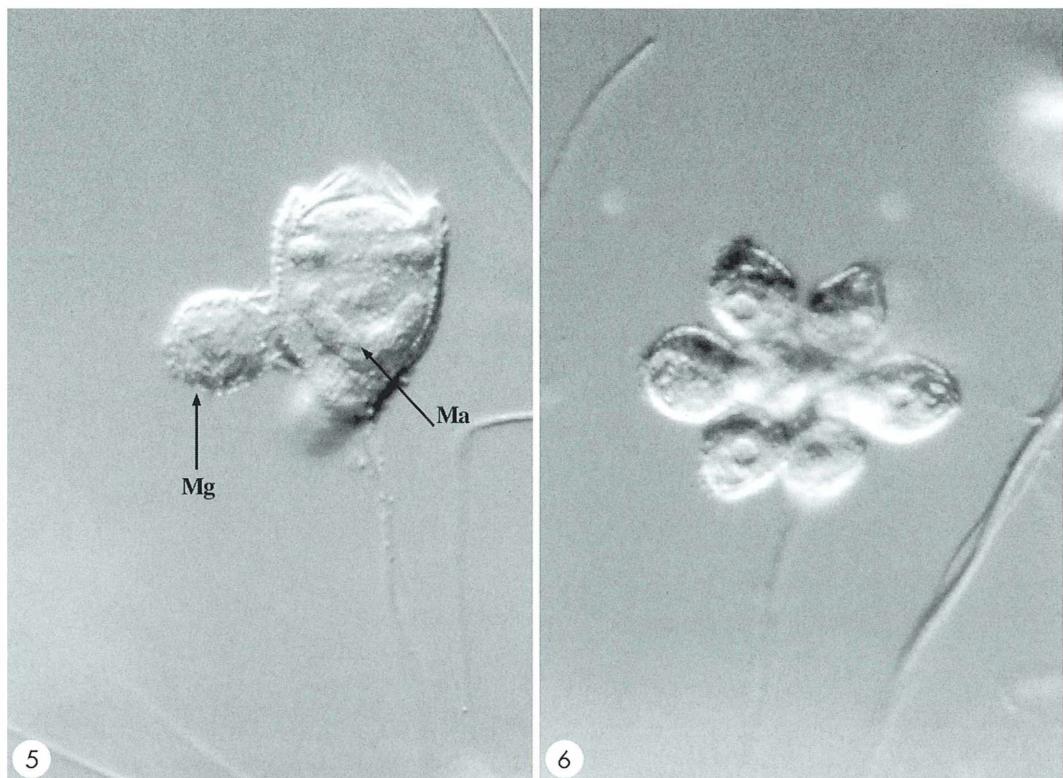


Abb. 5: Ein Mikrogamont (Mg) hat sich an der Pellicula des Makrogamonten festgesetzt. Bei diesem Exemplar von *P. chlamydophora* kann man den c-förmigen Makronukleus (Ma) gut erkennen. Vergr.: 300×. – Abb. 6 und 7: Mikrogamonten, entstanden nach Mehrfachteilung einer adulten *P. chlamydophora*, noch auf dem Stiel festsitzend. Die Pfeilspitzen weisen auf die aboralen Wimpernkämme. Die kontraktilen Vakuolen (kv) sind gut zu erkennen. Größe der Mikrogamonten 20–25 × 16 µm. Vergr.: 350×/650×.

Es stellte sich die Frage, wie diese Mikrokonjuganten entstehen. Bei vielen weiteren Untersuchungen wurden jeweils 5–6 Mikrogamonten gefunden, die noch am Stiel festgeheftet waren (Abb. 6 und 7) und bei denen man sehr gut die kontraktile Vakuole und den aboralen Wimpernkranz beobachten konnte. Wenn sich die kleinen Kolonien auflösten, schwammen die Mikrogamonten schnell in ungerichteten Bahnen umher, um sich dann an den Stielen oder der Pellicula der Makrogamonten anzuhften (Abb. 4 und 5). Auffallend an den Mikrogamonten war ein kleiner, nasenartiger Vorsprung, der etwa 5 µm groß war (Abb. 4). Schon kurze Zeit nachdem sich der Mikrogamont am Makrogamonten festgesetzt hatte, war von der kleinen Nase nichts mehr zu sehen (Abb. 5).

Die völlige Verschmelzung eines Mikrogamonten mit einem Makrogamonten konnte nicht beobachtet werden, denn nach etwa 20–30 Minuten Beobachtungszeit sind die Konjuganten abgestorben, wahrscheinlich durch Sauerstoffmangel, obwohl mehrfach Wasser nachgetropft wurde.

Nach meinen Beobachtungen muss man vermuten, dass die Konjugation bei *P. chlamydophora* in der ersten Phase so abläuft, dass sich die 5–6 Mikrogamonten durch Mehrfachteilung eines adulten Ciliaten entwickeln, was leider nicht direkt beobachtet werden konnte.

Resümee

Obwohl es mir nicht möglich war, den kompletten Ablauf der anisogamen Konjugation bei *Pseudovorticella chlamydophora* von der

Bildung der Mikrogamonten bis hin zur kompletten Verschmelzung von Mikro- und Makrogamont zu beobachten, glaube ich mit meinen Untersuchungen etwas zur Aufklärung der Vorgänge bei der anisogamen Konjugation von *P. chlamydophora* beigetragen zu haben. Selbst für anerkannte Protozoenforscher, wie Herrn Prof. Dr. W. Foissner, dem ich Bilder zugeschickt hatte, ist dies ein selten zu beobachtender Vorgang, der auch noch nicht mit Bildern dokumentiert werden konnte. Außergewöhnlich daran ist, dass sich ein peritricher Ciliat in mehrere Mikrogamonten teilt, ohne dass dabei ein Makrogamont erhalten bleibt. Wer hat schon ähnliche Beobachtungen gemacht? Für Hinweise und Erfahrungsaustausch wäre ich sehr dankbar.

Literaturhinweise

- Foissner, W., Blatterer, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems Band II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida, Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft 5, 1992.
 Grell, K.G.: Protozoology, Springer Verlag, Heidelberg 1973.
 Hausmann, K.: Protozoologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1985.
 Mehlhorn, H., Ruthmann, A.: Allgemeine Protozoologie. Fischer Verlag, Jena 1992.
 Song, W., Wilbert, N.: Taxonomische Untersuchungen an Aufwuchsciliaten (Protozoa, Ciliophora) im Poppelsdorfer Weiher Bonn. Lauterbornia 3, 1–221 (1989).

Verfasser: Philipp Mayer, Heimeckerstraße 2a, D-79183 Waldkirch

Buchbesprechung

Alberts, B., Bray, D., Johnson, A., Lewis, J., Raff, M., Roberts, K., Walter, P.: Lehrbuch der molekularen Zellbiologie.
 WILEY-VCH, Weinheim, 1999,
 799 Seiten, Paperback, DM
 98,00, ISBN 3-527-30101-1.

Nun ist er auf dem Markt, der „Kleine Alberts“ In Form einer

knappen und prägnanten Darstellung sollen die Grundzüge der Zellbiologie vermittelt werden, die dem (Nebenfach-)Studenten einen unkomplizierten Zugang zum Thema erlauben. Bei dieser Buchversion, die nicht a priori als reduziert apostrophiert werden sollte, sind die gleichen inhaltlichen wie darstellungstechnischen

hohen Standards wie bei der „Vollausgabe“ eingehalten worden, allerdings für den etwas zurückhaltenderen Erwartungshorizont. Die Zukunft wird zeigen, ob das angestrebte Konzept aufgegangen ist. Ich denke, dass dieses durchaus gelungen ist.

Klaus Hausmann, Berlin

Mikro-Lyrik

Unser Autor Heribert Schäfers aus Krefeld hat für uns das folgende Gedicht dem Internet entlockt, welches wir mit Hilfe von Frau Dr. Désirée Dietrich, Berlin, in eine verdeutschte Version umgesetzt haben:

The Conjugation of the Paramecium

by
Muriel Rukeyser

This has nothing
to do with
propagating

The species
is continued
as so many are
(among the smaller creatures)
by fission

(and this species
is very small
next in order to
the amoeba, the beginning one)

The paramecium
achieves, then,
immortality
by dividing

But when
the paramecium
desires renewal
strength another joy
this is what
the paramecium does:

The paramecium
lies down beside
another paramecium

Slowly inexplicably
the exchange
takes place
in which
some bits
of the nucleus of each
are exchanged

for some bits
of the nucleus
of the other

This is called
the conjugation of the para-
mecium

Die Konjugation von Paramecium

Dies hat nichts
zu tun mit
Vervielfältigen

Die Art
bleibt erhalten
wie so viele
(unter den kleineren Kreaturen)
durch Zweiteilung

(und diese Art
ist sehr klein
die nächste
Größenordnung nach
der Amöbe, dem Anfang)

Das Paramecium
erwirbt also
Unsterblichkeit
durch Teilung

Aber wenn
das Paramecium
Auffrischung erwünscht
ein anderes lustvolles
Vorgehen ist es, was
das Paramecium tut:

Das Paramecium
legt sich neben
ein anderes Paramecium

Langsam, unerklärlich
findet ein Austausch
statt,
in dem einige Teile
des Nukleus von dem einen
ausgetauscht werden

gegen einige Teile
des Nukleus des anderen

Dies wird
beim Paramecium
Konjugation genannt

Mikro-Einsteiger

Das Blatt – Grundorgan und High-Tech-Solarzelle

Erich Lüthje

Das Laubblatt ist neben dem Stängel und der Wurzel eines der Grundorgane der höheren Pflanze. Die Natur hat es in vielen Varianten ausgebildet. Seine nähere Untersuchung mit dem Mikroskop kann durchaus zum Einstieg in eine langjährige, intensive und spannende Beschäftigung mit dem Blatt werden. Was will der Hobbymikroskopiker mehr?

In normales Laubblatt gibt es eigentlich nicht. Vielmehr ist jedes Blatt in Form und Aufbau möglichst gut an seine Standortbedingungen angepasst und stellt damit eine individuelle Konstruktion dar. Im Querschnitt weisen aber viele Blätter ähnliche Merkmale auf, so dass die Festlegung eines Standardtyps sinnvoll erscheint.

Die Standardausführung: Efeu

Für die zweikeimblättrigen Pflanzen wählen wir als Beispiel den Efeu (*Hedera helix*, Abb. 1 und 2). Es gliedert sich in eine obere Epidermis, ein jeweils mehrschichtiges Palisaden- und Schwammgewebe sowie eine untere Epidermis mit Spaltöffnungen. Aber auch dieses typische Blatt hat seine Besonderheit: Als immergrünes (länger als eine Vegetationsperiode lebendes) Hartlaubblatt halten es kräftige Blattadern – besonders die markante Mittelrippe – selbst beim Welken stets in Form.

Die Sonderanfertigung: Schamblume

Die Blätter der Schamblume *Aeschynanthus speciosus* haben es in sich. Diese Ampel-Topfpflanze ist im Blumenfachhandel erhältlich. An schlanken, gebogenen Trieben präsentieren endständige Blattrosetten orangene Blütenbüschel (Cheers, 1997), welche an menschliche Schamröte erinnern mögen (Name!). Das fleischig-derbe Blatt besitzt eine wasserspeichernde Hypodermis (Abb. 3). *Aeschynanthus*

speciosus wächst auf Borneo als Epiphyt im Halbschatten der Baumkronen. Das lässt auf eine effektive Ausbeute des geringen Lichtangebotes schließen. Und in der Tat ist der innere Blattaufbau in zweifacher Hinsicht darauf abgestellt. Man kann die Hypodermis des *Aeschynanthus*-Blattes mit dem Wasserfilm auf einem nassen Stein vergleichen. In ihm wird das Licht mehrfach zwischen der Schichtoberfläche und dem Stein hin- und hergelenkt. Jedes Mal absorbiert der Stein einen Teil des Lichts – weshalb er im nassen Zustand dunkler wirkt als nach dem Trocknen. Entsprechend wird das Licht in der nahezu glasklaren Hypodermis durch Reflexion mehrfach auf das darunter liegende grüne Gewebe gelenkt und damit optimal für die Assimilation ausgenutzt (Abb. 4).

Auch die Grenzlinie zwischen Hypodermis und Palisadengewebe verdient unsere Aufmerksamkeit. Ihre Form erinnerte nämlich an die random pyramids genannte Struktur moderner Solarzellen (Abb. 5). Diese Oberflächenstruktur vermindert die Reflexion einfallender Lichtstrahlen und lässt die Solarzelle insbesondere bei geringer Lichtintensität wirksamer arbeiten. In Laborversuchen wurde ein Wirkungsgrad von über 20% erzielt. Gerade flach streifendes Licht wird besser genutzt und weniger stark reflektiert (Abb. 6). Je flacher nämlich das Licht eine glatte absorbierende Schicht streift, desto stärker wird es reflektiert. Daher sehen wir durch eine ruhige Wasserfläche zwar direkt am Ufer noch den Boden des Gewässers, in einem Abstand aber nurmehr das gespiegelte Licht des Himmels. Reflektiertes Licht

kann aber nicht genutzt (absorbiert) werden. Das *Aeschynanthus*-Blatt dürfte an seinem Standort nach Zeit und Menge überwiegend schräge Lichtstrahlen empfangen. Die wellige,

pyramidenähnliche Struktur der Palisaden- schicht mag etwas von dem Steigerungseffekt einer entsprechenden Solarzelle erzielen.

Tips für den Schnitt

Die Blätter des Efeus und der Schamblume eignen sich hervorragend zur Einarbeitung in die Schneidetechnik. Hier eine erprobte Methoden- variante zum üblichen Holundermarkverfahren: Für botanische Schnitte wende ich eine spezielle Unterlage an, die man leicht aus einem Vierkantholz anfertigen kann (Abb. 7). Ihr Vor- zug besteht darin, dass die Klinge beim Schnei- den bequem schräg gehalten und sicher geführt wird. Als Material eignet sich ein Stück allseitig gehobeltes Vierkantholz (52 × 34 mm; erhältlich in Baumärkten) von circa 27 cm Länge. Man sägt es schräg durch, so dass zwei Schnei-

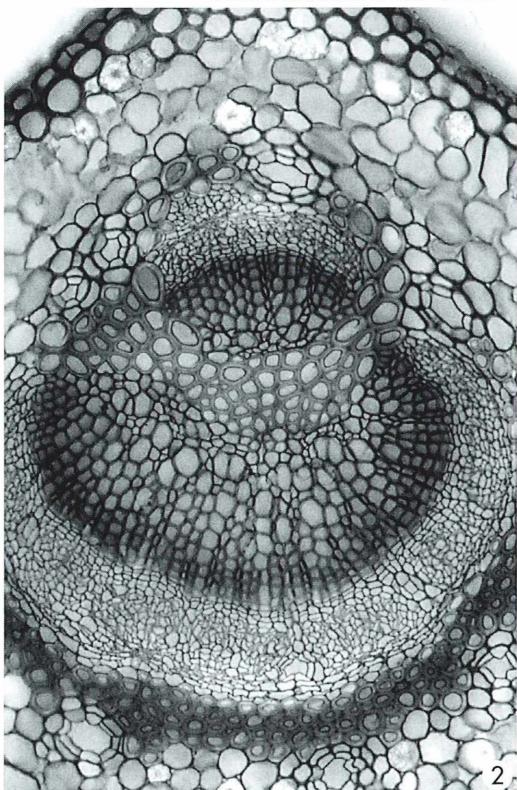
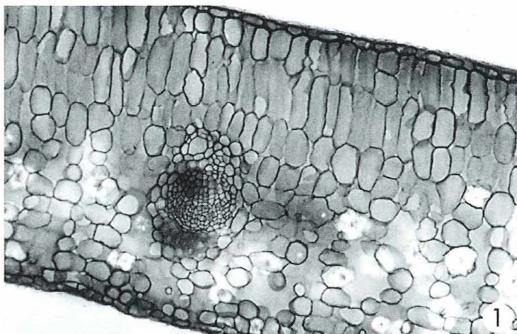


Abb. 1: Blattspreite des Efeus, quer. Im polari- sierten Licht leuchten zahlreiche Kristallein- schlüsse auf (weißliche Flecken). 120fach.

Abb. 2: Mitterrippe eines Efeublattes. Für die Sta- bilität des Blattes sorgen ein Kollenchym (oberer Bildrand) sowie kräftige Bastfasern am Rand und im Zentrum des Leitbündelkomplexes. 165fach.

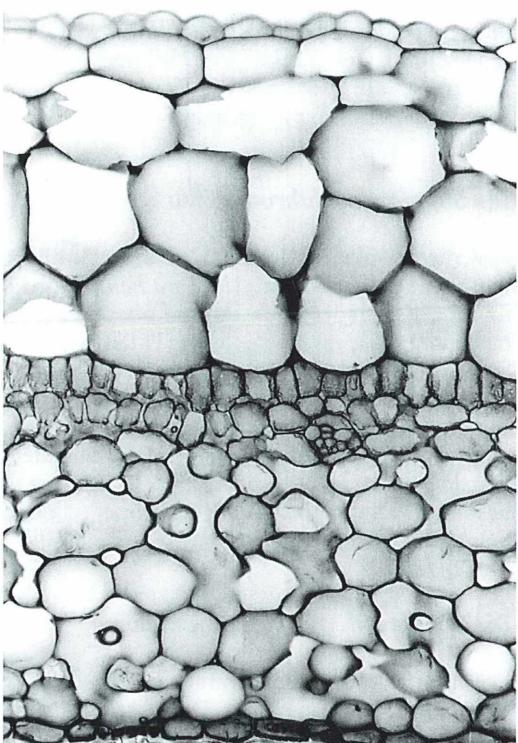


Abb. 3: Blattspreite von *Aeschynanthus specio- sus*, quer. In der Bildmitte das ein- bis zweischich- tige Palisadengewebe, das mit einer spitzwelli- gen Linie an die wasserspeichernde Hypodermis grenzt. 96fach.

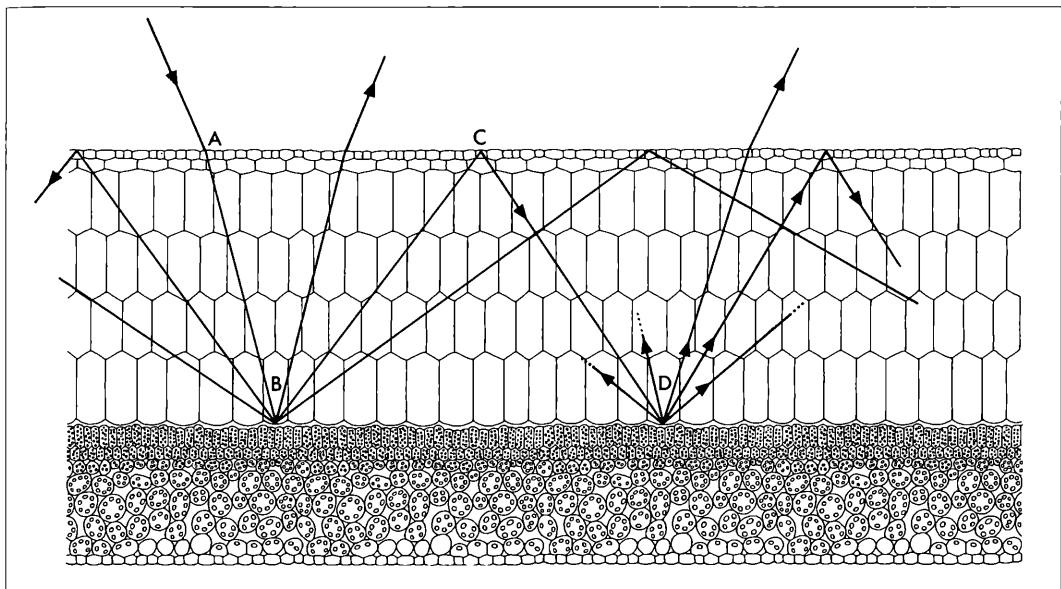
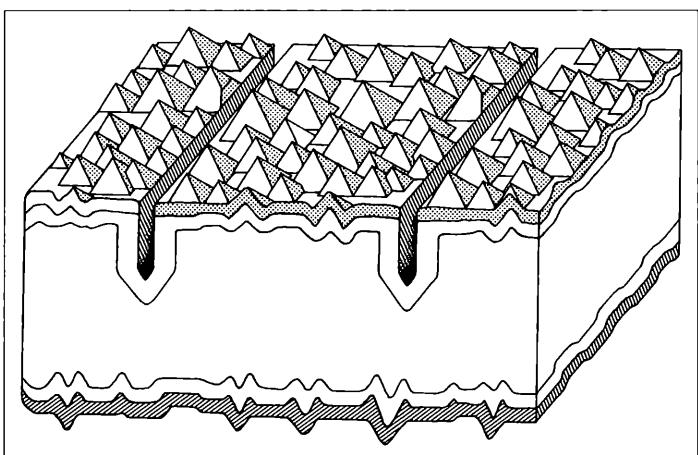


Abb. 4: Strahlengang in einem *Aeschynanthus*-Blatt: Aus der Luft schräg einfallende Lichtstrahlen (A) werden im dichteren Medium der Hypodermis zur Palisadenschicht hin gebrochen. Dort werden sie teils absorbiert, teils gestreut (B). Wenn sie im weiteren Verlauf nicht zu steil auf die Epidermis treffen (C), reflektiert diese sie erneut auf die Palisadenschicht (D).

Abb. 5: Moderner Typ einer Solarzelle: Zahlreiche Mikropyramiden erhöhen die Lichtabsorption (aus Green, 1995).



deklötze entstehen. Ihre Oberseite soll etwa 9 cm, die Unterseite 18 cm lang sein. Auf die schräge Schnittfläche heftet man ein passendes Stück Korkfliese als Schneideunterlage. Eine Längsseite dieser Unterlage wird mit einem kleinen Vierkantstab begrenzt, durch den zwei Nägel (nach Vorbohrung) hindurchgetrieben werden. Mit diesen Nägeln befestigt man Kork-

platte und Vierkantstab auf der Schräge. Die Korkplatte wird beim Gebrauch allmählich zerschlitzt und muss dann erneuert werden. Zum Schneiden drücke ich das Objekt mit einem Objektträger gegen die angefeuchtete Korkplatte. Der Träger liegt am Vierkantstab an. Der Schnitt erfolgt entlang der Kurzseite (Abb. 8). Nach jedem Schnitt rücke ich den Objektträger

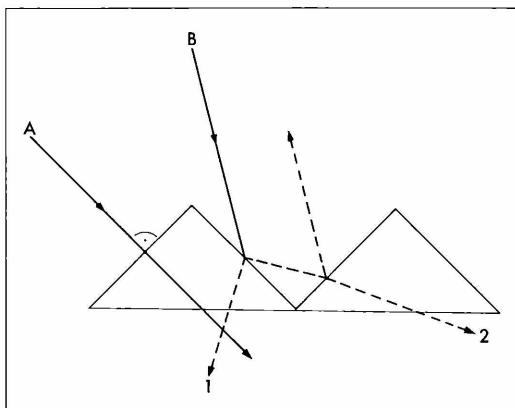


Abb. 6: Von einer glatten Oberfläche wird nur ein senkrecht einfallender Strahl maximal absorbiert (A). Schräge Strahlen werden teils absorbiert, teils reflektiert. – Wirkungsweise der Mikropyramiden: Ein schräg einfallender Lichtstrahl (B) wird teils absorbiert (1), teils einer weiteren Absorptionsfläche zugespiegelt (2). Der Energiegewinn setzt sich aus den Beträgen 1 + 2 zusammen.

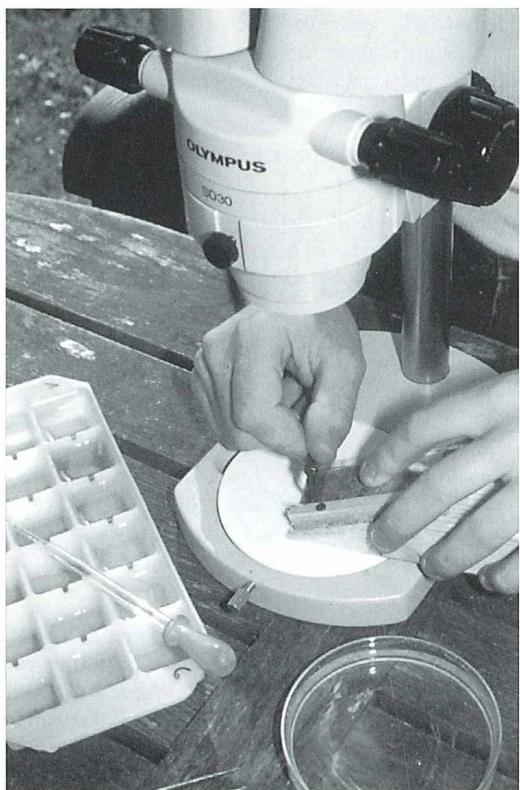


Abb. 8: Praktische Anwendung der Schneideunterlage.

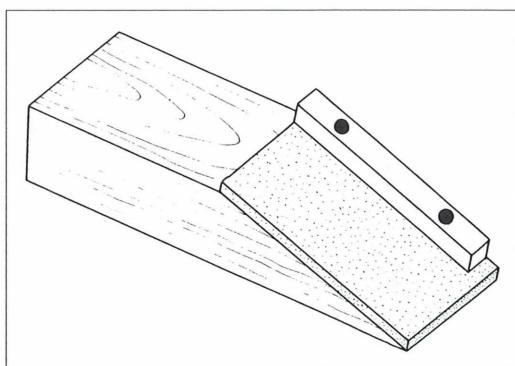


Abb. 7: Einfache Unterlage für Handschnitte.

etwas aufwärts, so dass – ähnlich wie beim Mikrotom – ein neues Stückchen des Objekts frei wird. Diese Technik liefert (nach einiger Übung) in kurzer Zeit Serien guter Schnitte. Die Weiterbehandlung botanischer Schnitte erfordert eine ganze Reihe kleiner Gefäße; zumeist nimmt man Blockschälchen dafür. Wenn beispielsweise ein Schnitt zunächst gebleicht, sodann in Essig neutralisiert, in Wasser ausgewaschen und in Astrablau-Safranin gefärbt

werden soll, sind es schon vier verschiedene Schälchen. Sie brauchen Platz und verursachen – zumal in Kursstärke – auch Kosten. Ich benutze für diese Arbeiten eine Eiswürfelschale (Abb. 8). Deren einzelne Fächer befülle ich mit den erforderlichen Flüssigkeiten in der richtigen Reihenfolge – so spare ich sehr viel Platz und vermeide Fehler. Noch ein Vorzug: Der Abwasch ist denkbar einfach!

Dank

Meine Kollegen Dr. Joachim Lichtenberger und Dirk Nebendahl (Hans-Geiger-Gymnasium, Kiel) lieferten mir die physikalischen Informationen zur Schamblume. Herrn Otto Reuter, Wetzlar, danke ich für das Efeu-Präparat, Herrn Hans Brogmus, Bielefeld, für die Zeichnungen des Blattquerschnittes und des Schneideklotzes.

Literaturhinweise

Lüthje, E.: *Aeschynanthus speciosus* – eine Blume für den Klausurtag. Mikrokosmos 80, 91–94 (1991).
 Green, M. A.: Silicon solar cells: Advanced principles and practice. Centre for photovoltaic devices and systems, UNSW, Sydney 1995.

Cheers, G.: *Botanica*. Random House Australia Pty. Ltd. 1997. Deutsch: Könemann Verlagsgesellschaft, Köln 1998.

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

Nachricht

Sonderausstellung: Parasiten – Leben und leben lassen

Unter der Schirmherrschaft der Deutschen Gesellschaft für Parasitologie und der Deutschen Gesellschaft für Tropenmedizin bietet das Museum für Naturkunde der Humboldt-Universität zu Berlin zur Zeit eine Sonderausstellung über Parasiten. Die Ausstellung wurde unter reger Teilnahme von Fachleuten, interessierten Laien und Pressevertretern bereits am 15.10. 2000 festlich eröffnet und läuft noch bis zum 14.3. 2001.

Ein Besuch lohnt sich. Ein Raum des schon an sich sehenswerten Museums wurde speziell für die Sonderausstellung umgestaltet. Die unterschiedlichsten Fassetten zum Phänomen Parasitismus werden hier beleuchtet, so wird zum Beispiel gezeigt, wo auch Städter mit Parasiten in Berührung kommen können. Großformatige, kolorierte rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen lassen viele der in der Regel eher als ekelig empfundenen Parasiten in neuem Licht erscheinen. Auch der Nicht-Fachmann gewinnt durch die Schemata der Lebenszyklen und die kurzen Erläuterungen einen guten Einblick in die Biologie der Parasiten. Insbesondere locken die Schaukästen mit Präparaten. Nicht nur in Alkohol eingelagerte Exponate größerer Parasiten wie Bandwürmer und Spulwürmer sind zu sehen, sondern auch lebendige Tiere. Obwohl in den früheren Jahren weit verbreitet, haben heute sicher viele noch keine lebende Bettwanze oder Laus gesehen. Das können Sie hier nachholen. Wer eine bleibende Erinnerung mit nach Hause nehmen möchte, kann das durch den Kauf eines sehr schönen Ausstellungskatalogs tun, der im Museumsshop für einen erschwinglichen Preis erhältlich ist.

Die Öffnungszeiten sind von Dienstag bis Sonntag 9.30–17.00 Uhr. Das Museum für Naturkunde liegt in der Invalidenstr. 43, 10115 Berlin.

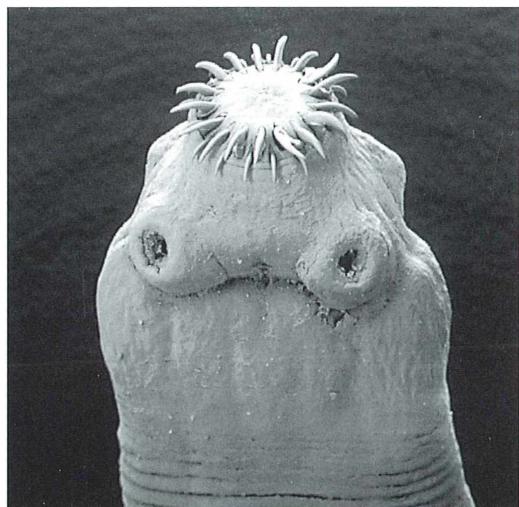


Abb. 1: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme vom Kopf eines Katzenbandwurms (*Taenia taeniformis*). Hakenkranz und Saugnäpfe dienen zur Verankerung in der Darmschleimhaut des Wirtes (Foto: O. Meckes, eye of science).

Möchten Sie in der Zeitschrift

MIKROKOSMOS

inserieren?

Bitte richten Sie Ihre Anfragen und Wünsche an
 Urban & Fischer Verlag, Anzeigenleitung
 Postfach 10 05 37, 07705 Jena
 Telefon 03641-62 64 45
 Telefax 03641-62 64 21

Aus der Industrie

Zeiss Stereomikroskop Stemi DV4 setzt neue Maßstäbe für Lehre und Ausbildung

Mit dem Stereomikroskop Stemi DV4 setzt Carl Zeiss neue Maßstäbe im Bereich sehr preiswerter, aber leistungsfähiger Stereomikroskope mit stufenlosem Vergrößerungswechsler (Abb. 1). Das Konzept für die brillante Optik beruht auf einem neuen patentierten pankratischen Vergrößerungswechsler, der für ein Stereomikroskop dieser Preisklasse kompromisslos scharfe und kontrastreiche Bilder von der Übersicht (8×) bis ins Detail (32×) garantiert. Kombiniert mit dem neuen kompakten Stativ C, ausgestattet mit einer attraktiven Lichtregelung – per Tastendruck wählt man zwischen Auf-, Durch- oder Mischlicht – setzt das Stemi DV4 neue Maßstäbe in der Handhabung moderner Stereomikroskope. Diese neue Qualität wird der Anwender sowohl in Ausbildung und Lehre, aber auch in den Bereichen der industriellen Montage-, Prüf- und Messtechnik zu schätzen wissen.

Detaillierte Informationen sind zu erhalten von Carl Zeiss, Mikroskopie, 07740 Jena, Tel.: 03641 / 64 1616, Fax: 03641 / 64 3144.

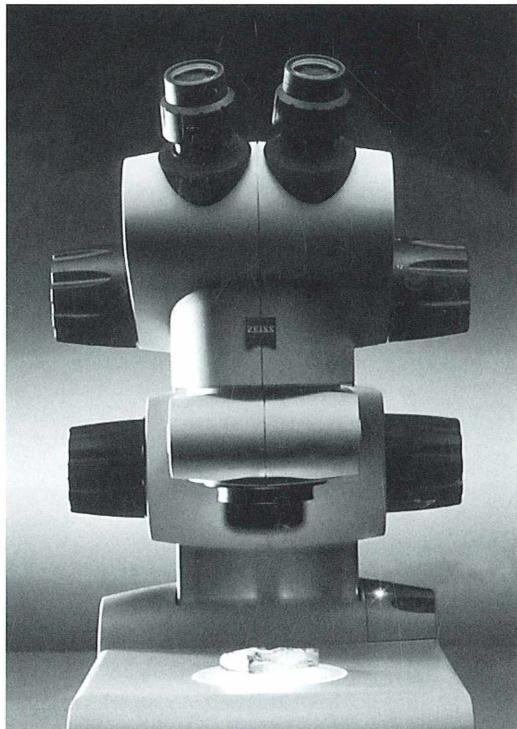


Abb. 1: Das neue Stereomikroskop Stemi DV4 von Zeiss.

Buchbesprechungen

Häder, D.-P. (Hrsg.): Photosynthese. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1999, 270 Seiten, 132 Abbildungen in 211 Einzeldarstellungen, 8 Farbtafeln und 17 Tabellen, kartoniert, DM 128,-, ISBN3-13-115021-1.

Die Photosynthese darf man zu Recht als wichtigste organische Stoffwechselleistung ansehen, denn sie hält tatsächlich die gesamte Biosphäre in Gang. Mit wenigen Ausnahmen wie den

seltsamen Chemosynthetikern der heißen untermeerischen Quellen hängen sonst alle Lebewesen von der photosynthetischen Umwandlung der Solarstrahlung in chemisch gebundene Energie ab. Etwa die Hälfte der Primärproduktion stammt dabei von den mikroskopisch kleinen Planktonalgen sämtlicher Gewässer zwischen Gartenteich und Ozean, obwohl ihre Biomasse nur rund 1/300 derjenigen der höheren Landpflanzen beträgt. Allein auf diesem Hintergrund

wird deutlich, dass man sich als Mikroskopiker nicht nur mit der faszinierenden Morphologie und Formenfülle beispielsweise der Diatomeen, Dinoflagellaten oder verschiedenen Verwandtschaftsgruppen der Grünalgen beschäftigen sollte, sondern auch die grundlegenden funktionalen Seite dieser Zellen ebenso wie die der grünen Organe höherer Pflanzen verstehen muss. Das vorliegende Werk vermittelt dazu die notwendigen Detailinformationen. Es ermöglicht auf hervorragende

Weise einen am modernen Kenntnisstand orientierten Zugang in alle wichtigen Teilbereiche der Photosynthese. In 15 Einzeldarstellungen von insgesamt 17 Fachautoren werden alle grundlegenden Reaktionsabläufe von der Antennenleistung der Photosynthesepramente über die verschiedenen Photosysteme bis hin zu den Elektronentransportsystemen und der lichtgetriebenen ATP-Synthese erörtert. Weitere Kapitel beschäftigen sich mit den abweichenden Besonderheiten des Photosynthesebetriebs beispielsweise in den Halobakterien sowie in den Purpurbakterien, zeigen die photosynthetischen Leistungsprofile der eukaryotischen Algen auf und behandeln auch ökologische Spezialisten unter den höheren Pflanzen wie die CAM- oder die C4-Formen. Die faszinierende Molekulargenetik des Photosyntheseapparats findet sich in diesen Überblicksdarstellungen ebenso wie die Bedeutung der Photosynthese für die gesamte C-Bilanz der Erde.

Mit diesem Themenzuschnitt bietet das Werk eine umfassende Einführung und gleichzeitig ausgesprochen aktuelle Zusammenfassung. Es erleichtert das Verständnis des Dargestellten durch besonders hervorgehobene Merksätze und Textboxen sowie durch ein überzeugendes Angebot gut verständlicher Illustrationen. Ein vorbehaltlos empfehlenswertes Lehr- und Lernbuch, das sich auch mit Gewinn im Selbstunterricht einsetzen lässt.

Thomas Wassmann, Bonn

Campbell, N. A. (1999): Der Bio-Trainer – Das Bio-Power-Pack. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1999, gebundenes Buch mit 1440 Seiten, komplett vierfarbig, plus CD-ROM plus knallgrünem, sandgefüllten Stoff-Frosch mit roten Augen, DM 198,-, ISBN 3-8274-0161-5.

Die Campbell-Biologie hat seit ihrem Erscheinen auf dem deutschsprachigen Markt im Jahr

1997 – der MIKROKOSMOS berichtete in Heft 1/1998 darüber – eine ungeahnte Verbreitung gefunden. Bislang fanden mehr als 30.000 Exemplare ihren Weg zum Nutzer, was auf eine breite Akzeptanz schließen lässt. Nun wird ein Power-Pack angeboten, welches das Buch, eine interaktive CD-ROM und einen knallgrünen Campbell-Frosch umfasst. Das (leicht korrigierte) Buch zeigt die gleichen Qualitätsmerkmale wie die erste Auflage; die CD-ROM (auch einzeln erhältlich) ist für jeden von großem Nutzen, der dieser Technologie gegenüber aufgeschlossen ist; der Stoff-Frosch ist einfach nur ein gelungener Gag. Wer geballte und gleichzeitig kompetente und gut lesbare Biologie-Information wünscht und sich sozusagen mit seinem Buch – via CD-ROM – unterhalten möchte, ist gut beraten, wenn er sich dieses Kraft-Paket beschafft.

Wilhelm Wagner, Essen

Lacey, A. J. (Hrsg.): Light Microscopy in Biology. A Practical Approach, 2. Auflage. Oxford University Press, Oxford 1999, 474 Seiten, kartoniert, £ 35,00,–, ISBN 0-19-963669-9.

Den Umschlag dieses Buches zierte eine Zeichnung der DNA Doppelhelix. Dies gibt bereits die Zielrichtung moderner Lichtmikroskopie an: Mikroskopisch sichtbare Strukturen werden als supramolekulare Assoziationen verstanden. Lichtmikroskopische Verfahren dienen damit in zunehmenden Maße auch der Erforschung der molekularen Grundlagen der lichtmikroskopisch erfassbaren Strukturen. Dieses Eindringen in einen Größenbereich, der bis vor wenigen Jahren vorwiegend der Elektronenmikroskopie, NMR- und Röntgenspektroskopie vorbehalten blieb, ist kennzeichnend für die neuere Entwicklung der Lichtmikroskopie. Erreicht wird dieser Zuge-

winn an Auflösung, oder zumindest der Möglichkeit zu messen, durch Video- und Computerunterstützung wie z. B. bei der Nanovid-Mikroskopie, die es erlaubt einzelne Membranmoleküle in ihrer Bewegung zu verfolgen, und dem videoverstärkten Differential-Interferenzkontrast (AVEC-DIC), das erstmalig erlaubte, Partikel-Mikrotubuli-Interaktionen und die dynamische Instabilität der Mikrotubuli sichtbar zu machen. Ein anderer Weg ist der besonderer Beleuchtungsverfahren, wie etwa bei der TIRF (Totale interne Reflexions-Fluoreszenzmikroskopie), einem fluoreszenzmikroskopischen Verfahren, bei dem das anregende Licht nur einige Nanometer tief in das Objekt eindringt und damit auch nur aus diesem kleinen Bereich Informationen liefert. Die Raster-Nahfeld-Mikroskopierverfahren umgehen ebenfalls die durch die beugungsbegrenzte Abbildung mit Linsen gesetzten Auflösungsgrenzen und erlauben das Vordringen in einen Auflösungsbereich nahe dem der Größe von Makromolekülen. Rasternahfeldmikroskopie wird nicht nur mit Photonen, sondern auch häufig als Rasterkraftmikroskopie oder Rastertunnelmikroskopie betrieben. Hier sind in jüngster Zeit große Erfolge erzielt worden. Jedem der bisher genannten Verfahren ist in dem vorliegenden Buch ein Kapitel gewidmet, von Forschern geschrieben, die jahrelang hervorragende Erfahrungen mit diesen Methoden sammeln konnten. Das Buch ist als Hilfe zur praktischen Arbeit konzipiert. Dies drückt sich insbesondere darin aus, dass für die Anwendung jeder einzelnen Methode präzise Durchführungsanleitungen gegeben werden. Dies beginnt mit einer Einführung in die Lichtmikroskopie und Versuchen zum Verständnis der Abbe'schen Abbildungstheorie und der Köhlerschen Beleuchtung oder Testen des Auflösungsvermögens. Mit einer Übersicht zur konfokalen Lasermikroskopie einschließlich Zweiphotonenanregung wird das Buch fortgesetzt. Videomikroskopie reicht bis zur Darstel-

lung einzelner fluoreszierender Moleküle.

Die folgenden Kapitel stellen spezielle Anwendungen mikroskopischer Verfahren dar: Mikroskopie von Chromosomen behandelt z. B. Chromosome banding und In Situ Hybridisierung. Im Kapitel Immunhistochemie werden verschiedene Formen der Antikörpermarkierung (Fluoreszenz, Enzyme, kolloidales Gold) behandelt. Als Beispiel für den fluoreszenzmikroskopischen Nachweis von Ionen wird die Darstellung von Calcium- und pH-Gradienten in lebenden Zellen ausgeführt. Eine immer noch unterschätzte Methode der Lichtmikroskopie ist die Reflexionskontrast-Mikroskopie, mit der hochauflösend sowohl lebende Zellen ohne jede Anfärbung in ihrem Adhaesionsverhalten als auch ihre dreidimensionale Struktur untersucht werden können, die darüberhinaus aber auch an gefärbten Zellen und Geweben hervorragende Darstellungsmöglichkeiten bietet. Technische Voraussetzungen und Prinzipien der Durchführung werden in großer Ausführlichkeit behandelt.

Ein Kapitel ist der quantitativen Auswertung mikroskopischer Bilder, also der Histomorphometrie gewidmet. Dieses Verfahren setzt reproduzierbare Objektpräparation und Bildaufnahme voraus. Es können dann zum Beispiel Volumenanteile von Organellen oder Geweben berechnet werden. Das Einbringen von Substanzen in Zellen erlangte gerade in Hinblick auf die vielfältigen Notwendigkeiten, Nukleinsäuren in Zellen einzubringen, große Bedeutung. Dieses Kapitel konzentriert sich auf Mikroinjektion und Partikelbeschuss zur reversiblen Öffnung besonders von Pflanzenzellen.

Alles in allem ist dieses Buch eine sehr gelungene Zusammenstellung von theoretischen Grundlagen, Anwendungsbeispielen sowie Rezepten für die praktische Durchführung. Es sollte in keinem professionell arbeitenden Mikroskopielabor fehlen.

Jürgen Bereiter-Hahn, Frankfurt

Foissner, W., Berger, H., Schaumburg, J.: **Identification and Ecology of Limnetic Plankton Ciliates.** Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, München 1999, 793 Seiten, 2783 Abbildungen, 59 Tabellen, 120,00 DM, ISSN 0176-4217, ISBN 3-930253-79-8.

Mit diesem Buch wurden von den Autoren neue Maßstäbe bezüglich der Taxonomie und Identifizierung von Ciliaten gesetzt. Die Autoren halten, wie sie in der Einleitung schreiben, ein solches Buch für dringend notwendig, da wohl viele Ökologen, welche sich mit der Populationsdynamik des Planktons unserer Gewässer beschäftigen, inzwischen erhebliche Defizite bei der korrekten Identifizierung ihrer Forschungsobjekte aufweisen, was wiederum die Interpretation der erhobenen Daten an sich in Frage stellt. Somit hoffen die Autoren nicht nur eine Revision der Taxonomie, sondern eine zuverlässige und praxisorientierte Anleitung zur richtigen Identifizierung abgeliefert zu haben. Dieser Aspekt ist in jedem Falle gelungen und schon deshalb sollte dieses Werk weder im Bücherregal von Ökologen noch von Hobbymikroskopikern fehlen, die Interesse an den planktischen Ciliaten haben. Der ausgesprochen günstige Preis erleichtert die Anschaffung.

Nachdem in der Zeit von 1991 und 1995 die inzwischen als Standardwerke geltenden Revisionen I–IV von Foissner *et al.* erschienen sind, welche einen Abriss über alle Ciliaten des Saprobienystems geben, behandelt das vorliegende Werk ausschließlich die Planktonciliaten. Der bewährte Aufbau der Revisionen ist beibehalten worden. Nach einer allgemeinen Anleitung zum Sammeln, Untersuchen und Präparieren von Planktonciliaten folgt ein Bestimmungsschlüssel, der auch dem Anfänger die rasche Identifizierung ermöglicht, da die markanten Merkmale – angefangen bei solchen zur Unterscheidung der Familien und

Ordnungen bis hin zu den Kriterien der Artunterscheidung – sukzessiv abgefragt werden. Sehr hilfreich ist dabei die Bebildung des Schlüssels mit aussagekräftigen Zeichnungen, in denen die Unterscheidungsmerkmale markiert sind. Die „General Keys“ führen den Nutzer von den Ordnungen bis zur Art. Zusätzlich hat man bei den „Special Keys“ die Möglichkeit, auf Grund von auffälligen Merkmalen – beispielsweise dem Vorhandensein einer deutlichen Färbung oder von Zoochlorellen – die Zuordnung zu beginnen. Hat man eine Art über den Schlüssel identifiziert, findet man direkt den Verweis zur Beschreibung und Ökologie des Ciliaten, welche etwa 80% des Buches einnehmen.

Auch in diesem Teil des Buches findet sich das überaus bewährte Konzept der Revisionen wieder. Die Zuordnung kann hier mit der Differentialdiagnose überprüft werden; es wird ausführlich auf Verwechslungsmöglichkeiten eingegangen, was sich immer wieder als sehr wichtig erweist.

Einen wesentlichen Komponente der Beschreibungen bilden die perfekten licht- und rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen, welche auf dem verwendeten Hochglanzpapier besonders schön zur Geltung kommen. Sie entstammen fast alle dem Archiv von Prof. Dr. W. Foissner, welches für seinen Umfang und seine Qualität bekannt ist. Es wurde großen Wert darauf gelegt, Aufnahmen mit den unterschiedlichsten lichtmikroskopischen Methoden zu verwenden. Auch das ist ein großer Pluspunkt für die Wiedererkennung bei Lebenduntersuchungen. Somit ist dieses Buch ein gelungenes Beispiel, wie man eine Revision der Taxonomie und eine Anleitung zur Identifizierung in hervorragender Weise vereinigen kann.

Dieses Buch kann nur direkt als Informationsbericht des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, Postfach 2060, D-94460 Deggendorf, bezogen werden. Da der Vorrat begrenzt sein dürfte, ist schnelles Handeln angesagt.

Martin Kreutz, Konstanz

Die Bibliothek des Mikroskopikers

sei er nun Forscher, Lehrer, Studierender oder Naturfreund

= muß =

in erster Linie eine

gute Fachzeitschrift enthalten

die ihn über alle Fortschritte der mikroskopischen Forschung
wie der mikroskopischen Technik auf dem Laufenden hält.

= Die beste und billigste =

allgemeinverständlich geschriebene deutsche
Monatsschrift für Mikroskopie ist unser

„Mikroflosmos“

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikro-
biologie, Mikrochemie

mit besonderer Verücksichtigung der mikroskopischen Technik
und den Beiblättern: „Was soll ich untersuchen“ und
— „Das Laboratorium des Mikroskopikers“ —

(Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie“
und der „Kleinwelt“, dem früheren Organ der deutschen Mikrologischen Gesellschaft)
an dem die bekanntesten Fachgelehrten mitarbeiten, und der infolge
seiner Reichhaltigkeit weiteste Verbreitung hat.

Zu den ständigen Mitarbeitern des „Mikroflosmos“ gehören:

Prof. Dr. J. Lindner, Berlin (für Gärungsbioologie) — Prof. Dr. W. Migula,
Eisenach (für Algenkunde) — Prof. J. Emich, Graz, und Dr. J. Doneu, Graz
(für Mikrochemie) — Prof. Dr. Max Wolff, Oberwalde (für Pflanzenpathologie) —
Dr. Adolf Reitz, Stuttgart (für Bakteriologie) — Prof. Dr. Bachmann, Zugern
(für Phytoplankton) — Dr. G. Steiner, Zürich (für Protozoologie), Dr. Max
Dettli, Glarisegg (für naturwissensc. Arbeitsunterricht) — Prof. Dr. A. Herzog,
Gorau M.-L. (für technische Mikroskopie) — Dr. G. Siehli, Stuttgart (für tierische
Histoologie) — Prof. Dr. F. Sigmond, Teschen (für mikroskopische Anatomie) —
Medizinalrat Dr. G. Behnker, Düsseldorf (f. mediz. Bakteriologie) — Dr. Sendlinger,
Würzburg (für mineral. Mikroskopie).

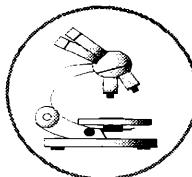
Der Jahrgang läuft vom 1. Okt. jedes Jahres bis zum 30. Sept. d. nächsten

Jährlich 12 Hefte und 1 Buchbeilage

Geschäftsstelle des Mikroflosmos, Stuttgart

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikrobiologische Vereinigung – MBV – Im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg



Programm

Januar bis Mai 2001

Planktongruppe

- 9.1.: R. Kröger: Desmidaceen/Anfertigung von Dauerpräparaten, Messen und Zeichnen
- 13.2.: E. Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer/Bestimmungsübungen
R. Kröger: Quantitative Erfassung der Zusammensetzung planktischer Lebensgemeinschaften
- 10.4.: W. Steenbock: Diatomeen/Bestimmungs- und Präparationsübungen
- 8.5.: E. Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer/Bestimmungsübungen
R. Kröger: Praktische Übungen zur Auswertung quantitativer Planktonuntersuchungen

Mikrobiologische Vereinigung

- 26.1.: G. Rosenfeldt: Praktikum
K. Eisenhardt: Vortrag: Lebenskrisen Verlauf der Erdgeschichte
- 23.1.: R. Kröger: Praktikum: Flechten/Biologie und Übungen zur Anatomie
- 23.3.: R. Kröger: Praktikum: Anfertigung von Blattflechtenpräparaten
- 27.4.: G. Rosenfeldt: Praktikum

Zu allen Veranstaltungen, die jeweils um 18.00 Uhr im Zentrum für Schulbiologie und Umwelterziehung – ZSU – (hinter dem Botanischen Garten), Hemmingstedter Weg 142 in 22609 Hamburg stattfinden, sind interessierte Gäste stets willkommen. Ansprechpartner: Dr. Georg Rosenfeldt, Nigen-Rägen 3 b, 22159 Hamburg, Tel.: 0 40/6 43 06 77.

Mikroskopische Gesellschaft Zürich



Programm

Januar bis Februar 2001

- 10.1.: Ernst Woessner und Mario Stoltz, MGZ: Präparate aus unserem Schatzkästlein. Mikroprojektion
- 17.1.: Freier Abend. Vorzeigen eigener Objekte oder Aufzeichnungen nach den Ferien. Probieren – Arrangieren – Justieren von Geräten oder Zubehör. Ausleihe von Büchern und Präparaten.
- 24.1.: Klaus Deppermann, MGZ: Ontogenese eines Mikroskopikers – von der Zygote bis zum Fotomikroskop. Anhand eines Diavortrags werden eigene Methoden und Verfahren im Detail gezeigt, erklärt und diskutiert. Besonders für Anfänger geeignet.
- 31.1.: Heinz Bachmann, Laborant: Vielfältiges Leben in unseren Bächen. Diavortrag
- 7.2.: Erich Widmer, Zoologischer Präparator: Wir untersuchen Gewölle mit Binolupen und Mikroskopen. Geräte und Besteck bitte mitbringen

Sportferien vom 12. bis 24. Februar. Das Lokal ist geschlossen

- 28.2.: Jean Rüegger, MGZ: Wir machen Mikrokristall-Dauerpräparate. Bitte Mikroskope und Polarisationsfilter mitbringen

Kurs- und Arbeitslokal: „Werken 2“ im Untergeschoss des Schulhauses ILGEN B, Ilgenstr. 15, 8032 Zürich. Lage oberhalb der Tramstation Römerhof; Zugang auch von der Rütistrasse her. Kurse, Praktika und Vorträge finden jeden Mittwoch von 19.30 bis 22 Uhr mit Ausnahme der Schulferien statt. Das Lokal ist ab 19 Uhr offen. Änderungen und Ausnahmen werden im Blatt Mikroskopische Nachrichten publiziert.

Briefadresse der MGZ: Herr Juan Roca, Präsident der MGZ, Juraweg 4, CH-5600 Lenzburg. Tel. 062/891 31 56; von Deutschland 0041 62/891 31 56.

<http://www.brot-fuer-die-welt.de>

Kopf hoch!

„Kopf hoch!“ Leicht gesagt, mühsam getan für alle, die immer nur gelernt haben, sich zu ducken. Selbstachtung fällt schwer, wenn man andauernd missachtet, getreten, ausgegrenzt und ausgebeutet wird. Ob Frauen, Kinder oder benachteiligte Bevölkerungsgruppen – „Brot für die Welt“ stärkt Schwachen den Rücken, damit sie leichter den Kopf heben können, z.B. in Indien den Dalits. Auch Dank unserer Hilfe lernen die „Unberührbaren“ sich wieder selbst zu achten und sich gegen das Kastenwesen zu wehren. Mit zunehmendem Erfolg.

Postfach 10 11 42
70010 Stuttgart
500 500-500
Postbank Köln
BLZ 370 100 50

Brot
für die Welt

Mikro-Markt

Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe (2/2001):

21. 1. 2001

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) |
| Chiffregebühr | DM 10,- | Preise zzgl. gesetzlicher MwSt. |

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:

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

Mikro-Markt Online

Zum Kombipreis (Print + Online)
Anzeigenpreis plus 30% Online-Aufschlag
Nähre Infos unter www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos_markt.htm
oder Tel.: 03641/62 64 45

Suche dringend Stereo-Okularversätze nach Sojecki und Domagalski (PZO Warschau). Angebote bitte an Dr. Andreas Braun. Hoher Weg 2, 56659 Burgbrohl, Tel./Fax: 0 26 36/44 38

**Labormikroskope,
Großfeld-Stereomikroskope,**
mikroskopische Optik und Zubehör für die
Mikroskopie liefern wir zu günstigen Preisen.
R. Göke - Mikroskopie
Am Widey 7, 58095 Hagen,
Telefon + Fax 0 23 31/3 17 54

Was wir heute tun,
entscheidet, wie die Welt
morgen aussieht. Boris Pasternak
<http://www.brot-fuer-die-welt.de>

Verkaufe Reichert/Austria Mikroskop mit 6-fach Revolver und Objektiven 10/40/100 Öl und Phasenobjektive 10/40/100 Öl mit großem Kombikondensor, Poleinrichtung, Beleuchtung 12V, 100 W mit Trafo. **VB DM 5.000,-.**
Tel. 01 71/5 25 97 77

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



Deutschlands größtes LOMO-Objektivangebot!

| | | | |
|------------------------|-------------------------|-----------|--------------|
| 3,5 x 0,10 | Plan-Achromat | DM | 150,- |
| 9,0 x 0,20 | Plan-Achromat | DM | 160,- |
| 3,7 x 0,10 | Achromat | DM | 80,- |
| 8,0 x 0,20 | Achromat | DM | 70,- |
| 10,0 x 0,40 | Achromat | DM | 290,- |
| 20,0 x 0,40 | Achromat | DM | 90,- |
| 30,0 x 0,90 | (Wasser)Achromat | DM | 330,- |
| 40,0 x 0,65 | Achromat | DM | 90,- |
| 40,0 x 0,75 | (Wasser)Achromat | DM | 130,- |
| 85,0 x 1,00 | (Wasser)Achromat | DM | 290,- |
| 90,0 x 1,25 | (Öl)Achromat | DM | 120,- |
| | | | |
| 10,0 x 0,30 | Apo | DM | 170,- |
| 20,0 x 0,65 | Apo | DM | 180,- |
| 20,0 x 0,80 | (Öl)Apo | DM | 290,- |
| 40,0 x 0,95 | Apo | DM | 310,- |
| 60,0 x 0,70/1,0 | (Öl)Apo | DM | 330,- |
| 70,0 x 1,23 | (Wasser)Apo | DM | 330,- |
| 90,0 x 1,30 | (Öl)Apo | DM | 220,- |

B W = OPTIK
DIREKTVERAIND LANGNER-VOSS
48683 AHAUS - BUSSARDWEG 19-B

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

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

Verkaufe Zeiss **Plan-Neofluar** 63 x/1.25 oil Ph 3 Antiflex ∞ 0,17, Nr. 44 04 69, Anfrage Tel. 00 43-0 28 64-27 37 (Österreich, Herr Bräuer)

Verkaufe: Labormikroskop **Leitz Laborlux K**, professionell gewartet, EF-Optik, Kreuztisch. Koehlersche Beleuchtung, binokular, VB 2.200,- DM; Telefon & Fax: (0 61 31) 22 04 65

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.

Bezugs hinweise: 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 (2001): 1 Jahrgang mit 6 Heften.

Abo-Preise (2001): 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 Kartennummer und Gültigkeitsdauer angeben).

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

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

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

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

Diese Zeitschrift wird ab Band 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfreiem, pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.

Printed in Germany

© 2001 Urban & Fischer Verlag

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

Mitglied der
Deutschen Fachpresse



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 doppelter 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 Formattierung 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). Elektronische Abbildungen nur als tiff-Dateien einreichen. Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen nur professionelle Beschriftungen vornehmen (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der Bildvorlage circa 3 mm); handschriftlich bitte nur auf Kopien oder durchscheinenden Deckblättern kennzeichnen. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.
- 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.: Evertebratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur und Wissenschaft, Solingen 1998.
- Zitate von Buchbeiträgen:
Hausmann, K., Hülsmann, N.: Einzellige Eukaryota, Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Einzeller und Wirbellose Tiere, S. 1–72. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
7. Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck einen Andruck zum Gegenlesen. Korrekturen müssen sich auf Satzfehler beschränken. Umfangreiche Textnachträge oder Umstellungen sind aus Kostengründen nicht möglich. 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)

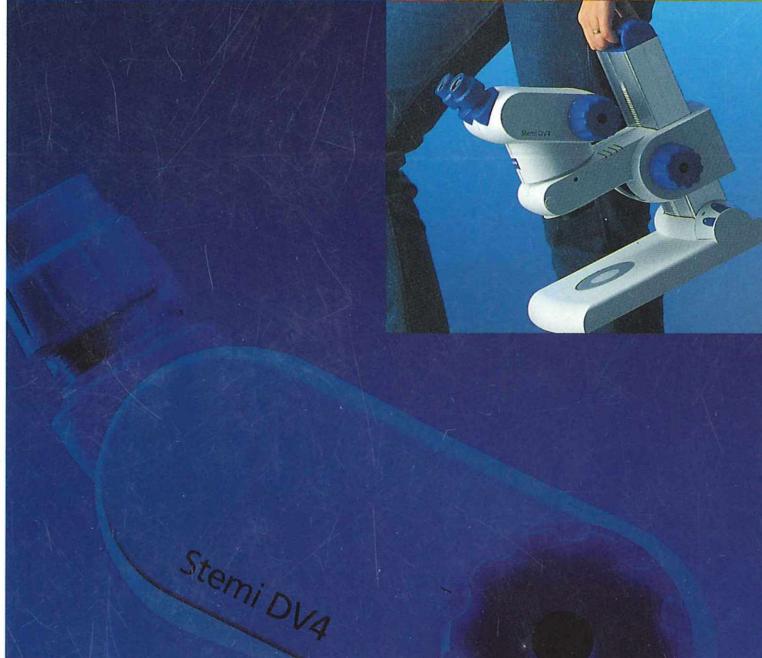
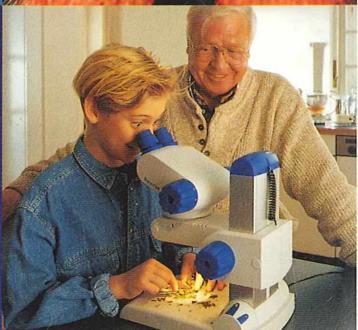
Abenteuer Mikroskopie

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
Ausstattung:
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. (0 36 41) 64-16 16 · Fax (0 36 41) 64-31 44
mikro@zeiss.de · www.zeiss.de/mikro

