

DM 23 · ÖS 175 · SFR 23

E 20582

# MIKROKOSMOS

---



Jena  
Stuttgart  
Lübeck  
Ulm

Mai 1998  
87. Jahrgang  
Heft 3  
ISSN 0026-3680



# MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)  
und Bruno P. Kremer (Köln)  
Redaktionsassistentin: Gundula Walz (Potsdam)

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

## Inhalt

### Artikel

- 129** *Actinobolina*-Arten sind Ciliaten mit langen Tentakeln zum Beutefang  
*Philipp Mayer*
- 135** Die Masse macht's – Bakterien auf der Spur  
*Nora Fischer*
- 141** Hormone – mikroskopische Strukturen biochemischer Botenstoffe  
*Heinz Günter Beer*
- 145** Aquarienmikroskopie  
*Werner Nachtigall*
- 148** 3. Feldberger Sommerschule und 2. Sommerkurs für Schüler 1997 – Aktives Tun junger Leute bei Umweltforschung für den Umweltschutz  
*Wolfgang M. Richter und Georg Kubsch*
- 151** Beobachtungen an *Trichoplax adhaerens* Schulze, 1883  
*Thomas Schaarschmidt*
- 157** Symbiosen von Tieren mit Mikroorganismen – I. Teil: Endocytosymbiosen  
*Renate Radek*
- 163** Selbstbau eines „3D“-Kondensors  
*Gerhard Göke*
- 167** *Pseudoblepharisma tenue* var. *chlorelligera* – ein Ciliat mit zwei Symbionten  
*Martin Kreutz*
- 173** Bakterien auf Bestellung  
*Bruno P. Kremer*
- 177** *Gymnophrys cometa* – drei Gespenster?  
*Ernst Hippe*
- 181** Mikro-Einsteiger: Projekt: Mikroskopie an der Schule  
*Klaus Herrmann*

### Rubriken

- 133, 162, 186**  
Nachrichten
- 134**  
Mikro-Ufo
- 147**  
Mikro-Lyrik
- 155, 171, 176, 185**  
Kurze Mitteilungen
- 187**  
Buchbesprechungen
- 190**  
Aus den Arbeitsgemeinschaften
- 191**  
Mikro-Markt

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

NEU! Mehr Informationen zu „MIKROKOSMOS“ und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet: <http://www.gfischer.de>

*Umschlagabbildung:* Auskristallisiertes Progesteron. Siehe Artikel H. G. Beer, S. 141–144.

# Actinobolina-Arten sind Ciliaten mit langen Tentakeln zum Beutefang

Philipp Mayer

Wenn die Ciliaten *Actinobolina vorax* und *Actinobolina radians* unter dem Mikroskop gefunden werden und in Lauerstellung liegen, können sie auf den ersten Blick leicht mit Sonnentierchen verwechselt werden. Auf den folgenden Seiten sind die Ergebnisse genauerer Beobachtungen zusammengefaßt.

Die beiden Arten von *Actinobolina*, die hier beschrieben werden, nämlich *A. vorax* und *A. radians*, gehören zur Klasse der Gymnostomatida und Ordnung Spathidiida. Die sie verbindenden Merkmale sind die vergleichsweise einfache Mundbewimperung, ein Feld spezialisierter Wimpern mit vermutlich sensorischen Funktionen nahe dem Vorderende und die mit Gift gefüllten Extrusome (Toxicysten), mit denen sie ihre Beute, meist andere Ciliaten, töten. Die meisten gymnostomen Ciliaten sind gefräßige Räuber.

## *Actinobolina vorax*

Im April 1994 wurden nur zwei Exemplare von *Actinobolina vorax* gefunden. Die Bestimmung gestaltete sich als sehr schwierig, da beide Exemplare nur in Lauerstellung unter dem Deckglas verharteten und so eher Sonnentierchen als Ciliaten glichen. Die kurzen Cilien am Zellkörper waren jedoch der Hinweis auf eine Ciliatenart. Herr Prof. Dr. Foissner, Salzburg, war so hilfsbereit und hat anhand von Bildern diesen Ciliaten als *Actinobolina vorax* identifiziert.

Im Dezember 1996 habe ich dann wieder einige Exemplare von *A. vorax* gefunden und über eine längere Zeit beobachtet. Auch hier hatte sich *A. vorax* gleich wieder unter dem Deckglas in Lauerstellung gelegt. Erst die Beobachtung ohne Deckglas hat zum Erfolg geführt, *A. vorax* in seiner eiförmigen Gestalt beobachten zu können (Abb. 1 und 2). Aber auch ohne Deckglas schwimmt *A. vorax* nur kurzzeitig, rotiert dann um die eigene Achse und legt sich sofort wieder an der Wasseroberfläche

fest und streckt seine feinen Fangtentakel radiärsymmetrisch aus, um auf Beute zu lauern.

## Fundort

Der Fundort liegt nordwestlich von Konstanz in einem Waldgebiet mit mehreren aneinander-

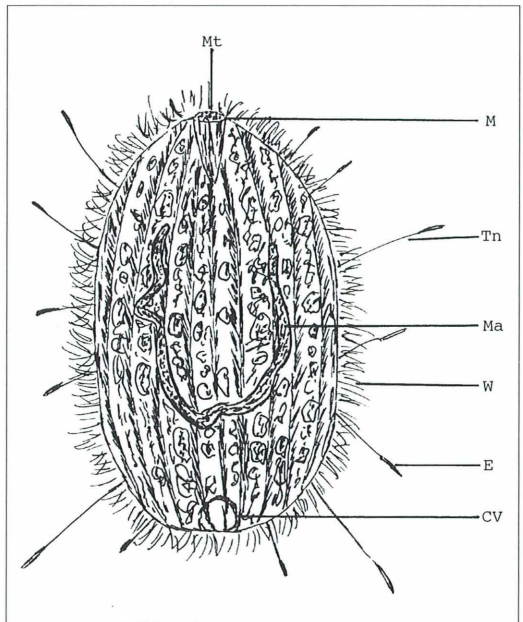


Abb. 1: *Actinobolina vorax*, Habitusbild. Dorsalansicht. CV kontraktile Vakuole, E Extrusom (Toxicyste) im distalen Ende, M Mund, Ma Makro-nucleus, Mt Mundtrichter, Tn Tentakel, W Wimpern.

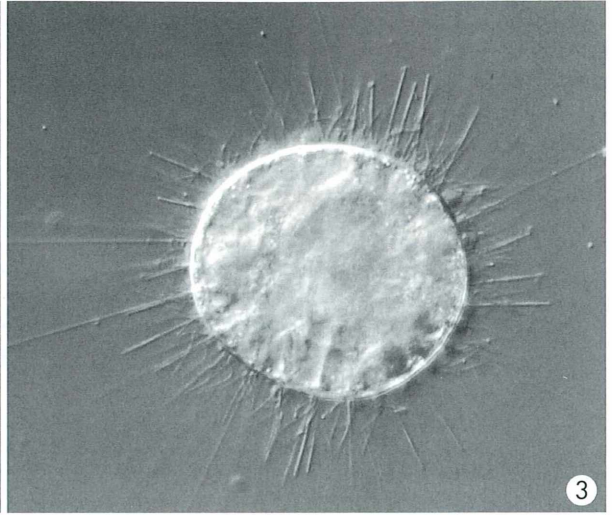
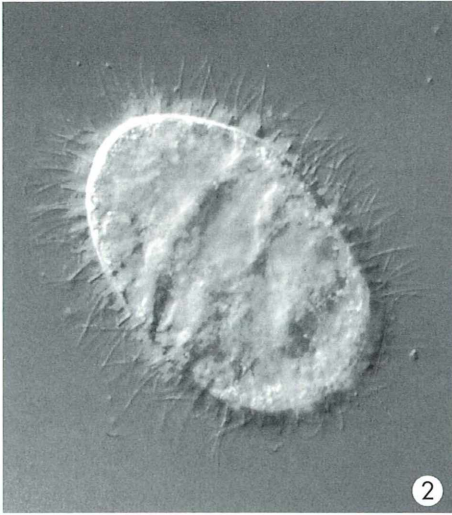


Abb. 2: *A. vorax*, eiförmige Gestalt,  $100 \times 65 \mu\text{m}$  (Aufnahme ohne Deckglas).  $200\times$ . – Abb. 3: *A. vorax*,  $75 \mu\text{m}$ , in Lauerstellung von hinten gesehen.  $200\times$ .

gereihten Braunwassertümpeln. Der pH-Wert lag bei 5.2–5.8.

#### **Erscheinungsbild von *Actinobolina vorax***

Die Größe in vivo mißt laut Literatur  $100\text{--}200 \times 50\text{--}150 \mu\text{m}$ , meist  $100\text{--}140 \mu\text{m}$ . Die von mir beobachteten Exemplare waren  $95\text{--}105 \times$

$65\text{--}70 \mu\text{m}$  groß, wenn sie sich im freien Wasser bewegten (Abb. 2). Festgelegt am Deckglas lag die Größe bei  $75\text{--}90 \mu\text{m}$  (Abb. 3). Die Gestalt ist eiförmig, die Tentakel sind  $30\text{--}180 \mu\text{m}$  lang (Abb. 1, 3 und 4).

An den Enden der langen, dünnen, vollständig retrahierbaren Tentakel sind etwa  $10 \times 0.8 \mu\text{m}$  große Toxicysten (Abb. 1, 3 und 4) (Holt und Corliss, 1973). *A. vorax* liegt meist in Ruhe-

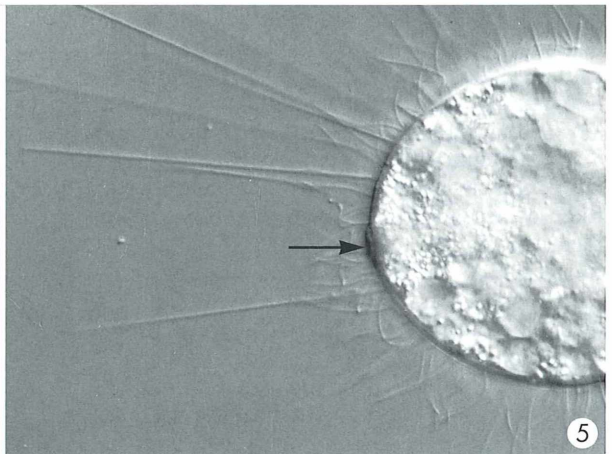
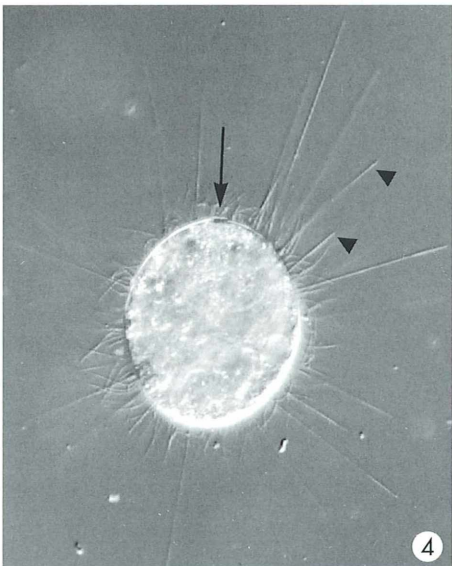


Abb. 4: *A. vorax*, Mund (Pfeil), Tentakel mit Toxicysten im distalen Ende (Pfeilköpfe).  $200\times$ . – Abb. 5: *A. vorax*, Wimpern, Tentakel und Mund (Pfeil).  $400\times$ .

oder Lauerstellung horizontal im Wasser. Berührt ein kleiner Ciliat einen Fangtentakel, so wird er sofort gelähmt und haftet daran fest. Der Tentakel mit der Beute wird bis auf 5–10  $\mu\text{m}$  eingezogen; die Beute wird dann losgelassen und durch die schlagenden, kurzen Wimpern zum Mund befördert und verschlungen. *A. vorax* ist allseitig bewimpert, zwischen den Cilien stehen die Tentakel in etwa 30 Längsreihen (Abb. 1 und 3). Der Zellmund und Mundtrichter sind im Zellvorderende (Abb. 1, 2, 4 und 5). Der Makronucleus ist bandförmig und in vivo nicht eindeutig zu erkennen; es gibt 2–4 Mikronuclei (Abb. 1). Die kontraktile Vakuole ist im Hinterende der Zelle lokalisiert (Abb. 1).

### *Actinobolina radians*

Dieser Beschreibung von *Actinobolina radians* muß vorausgeschickt werden, daß nicht eindeutig geklärt werden konnte ob es sich um *A. radians*, *A. wenrichii* oder eine andere *Actinobolina*-Art handelt. Sicher ist, daß es sich nicht um *A. vorax* oder *A. smalli* handelt.

*Actinobolina radians* ist meist verkehrt eiförmig und kleiner als *A. vorax* und hat keine Zoochlorellen.

*A. smalli*, Holt, Lynn und Corliss, 1973 hat Zoochlorellen, ist deutlich kleiner (40–60  $\mu\text{m}$ ) und hat einen kompakteren, weniger langen Makronucleus.

*A. wenrichii*, Wang Chiachi und Nie Dashu, 1933 ist 80–90  $\times$  30–50  $\mu\text{m}$  groß, hat zwei kugelige Makronucleus-Teile und wie *A. smalli* Zoochlorellen.

### Fundort

Der Fundort ist ein kleiner Weiher in der Nähe von St. Peter im Schwarzwald (730 m. ü. N. N.), zur Hälfte mit großen Bäumen umstanden, jedoch in freier Landschaft gelegen. Die um den Weiher gelegenen Felder werden landwirtschaftlich genutzt, meist als Viehweiden.

Im August 1996 war eine Massenentwicklung von *Actinobolina radians* zu beobachten (Wassertemperatur 20–21 °C; der pH-Wert lag bei 6,0 und 6,5). Von April 1997 bis August 1997 wurde *A. radians* nur noch vereinzelt gefunden. Der Weiher kann in die Gewässergüteklasse II–III eingestuft werden.

### Erscheinungsbild von *Actinobolina radians*

*Actinobolina radians* ist 65–90  $\times$  50–65  $\mu\text{m}$  groß. Die Gestalt ist meist verkehrt eiförmig. Die von mir beobachteten *A. radians*, etwa 100 Exemplare, waren 45–60  $\times$  30–35  $\mu\text{m}$  groß. Die im August 1996 beobachteten *A. radians* aus der Massenentwicklung waren besonders klein, die Größe lag bei 40–45  $\times$  25–30  $\mu\text{m}$ , nur ganz wenige Exemplare waren 50–60  $\times$  30–35  $\mu\text{m}$  groß. Es ist möglich, daß durch die Massenentwicklung nicht genug Futterorganismen vorhanden waren.

Die wenigen *A. radians*, die im Mai 1997 gefunden wurden, waren alle etwas größer, meist 60  $\times$  35  $\mu\text{m}$ . *A. radians* verhält sich im freien Wasser der Proben und nach dem Auflegen von einem Deckglas völlig anders als *A. vorax*, denn er schwimmt während der ganzen Beobachtung schnell umher und legt sich nur ganz selten für einen Augenblick am Deckglas fest. Der Zellkörper war dann 30  $\mu\text{m}$  groß (Abb. 7). *A. radians* ist allseitig bewimpert (Abb. 6, 7 und 9). Zwischen den Cilien stehen in regelmäßigen Abständen 30–120  $\mu\text{m}$  lange, dünne

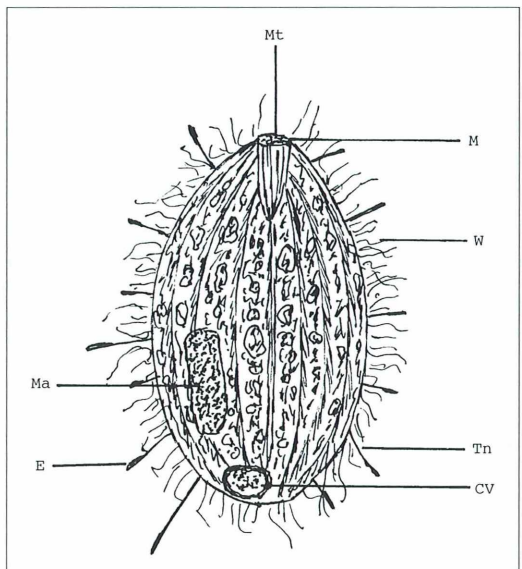
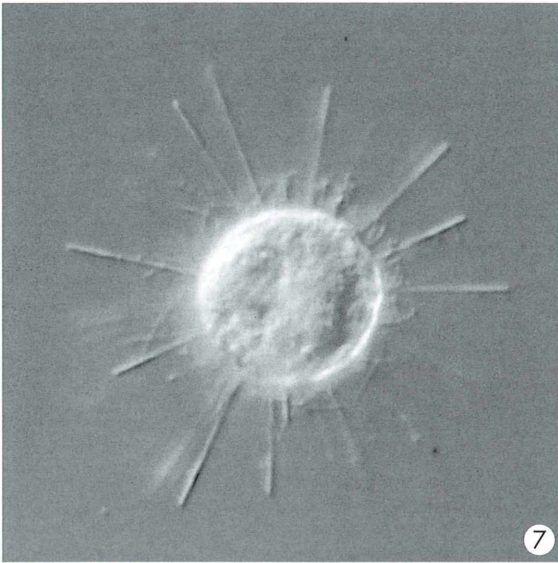
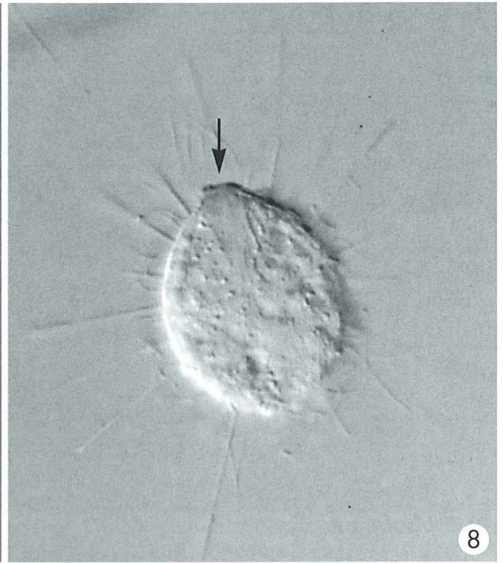


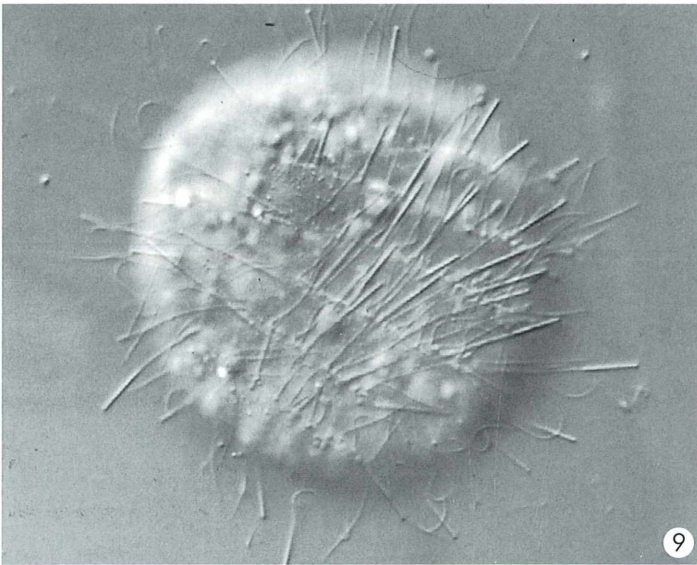
Abb. 6: *Actinobolina radians*, Habitusbild, Dorsalansicht. CV kontraktile Vakuole, E Extrusom (Toxicyste) im distalen Ende, M Mund, Ma Makronucleus, Mt Mundtrichter, Tn Tentakel, W Wimpern.



7



8



9

Abb. 7: *A. radians*, Zellkörper 30 µm, in Lauerstellung von hinten gesehen. Wimpern, Tentakel mit Toxicysten in den Enden. 200×. – Abb. 8: *A. radians*, 45 µm, Zellmund mit Mundtrichter (Pfeil). 400×. – Abb. 9: *A. radians*, 60 µm, Cilienreihen und Tentakel mit Toxicysten in den Enden. 400×.

Tentakel mit großen Toxicysten an den Enden, die wie bei *A. vorax* zum Beutefang dienen (Abb. 7 und 9). Während der Schwimmphase sind die Tentakel fast völlig retrahiert (Abb. 10). Der Mund und Mundtrichter liegen im Vorderende (Abb. 6, 8 und 10).

Die kontraktile Vakuole liegt im Hinterende; ich habe jedoch einige Exemplare beobachtet, mit zwei kontraktilen Vakuolen, eine im Hinterende (Abb. 10) und eine in Körpermitte (Abb. 12). Der Makronucleus ist wurst- bis

bandförmig, Größe 20×11 µm (Abb. 10 und 11), vermutlich mehrere Mikronuclei. *A. radians* besitzt keine Zoochlorellen.

### Resümee

Das Ergebnis meiner Untersuchungen läßt noch viele Fragen offen, da meine Beobachtungen doch zum Teil erheblich von denen anderer Autoren abweichen.

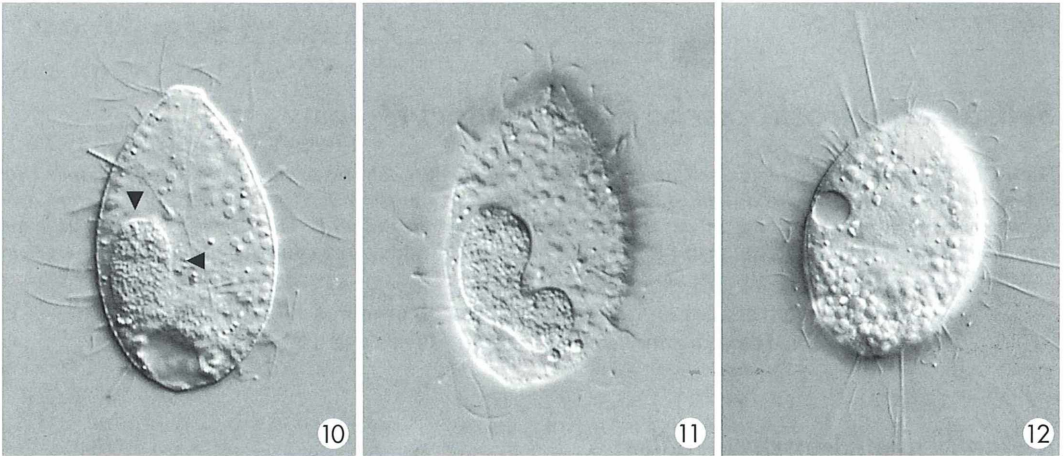


Abb. 10: *A. radians*, 60  $\mu\text{m}$ , Tentakel fast völlig eingezogen, CV im Hinterende, Makronucleus (20 $\times$ 11  $\mu\text{m}$ ) (Pfeilköpfe). 400 $\times$ . – Abb. 11: *A. radians*, Makronucleus band- bis wurstförmig. 400 $\times$ . – Abb. 12: *A. radians*, kontraktile Vakuole in Körpermitte. 400 $\times$ .

Die durchschnittliche Größe ist wesentlich kleiner. Die Gestalt ist meist eiförmig und nicht verkehrt eiförmig.

Der Makronucleus ist wurst- bis bandförmig und nicht lang, strickförmig verschlungen. Es wurden *A. radians* mit zwei kontraktile Vakuolen beobachtet.

*Actinobolina*-Arten sind sehr schwer zu bestimmen und bedürfen der Wiederbeschreibung.

#### Literaturhinweise

Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems – Band IV: Gymnostomatea, *Loxodes*, Suctorina. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 1/95 (1995).

Holt P. A., Corliss, J. O.: Pattern variability in microtubular arrays associated with the tentacles of *Actinobolina* (Ciliata: Gymnostomatida). *J. Cell Biol.* 58, 213–219 (1973).

Holt, P. A., Lynn, D. H., Corliss, J. O.: An ultrastructural study of the tentacle – bearing ciliate *Actinobolina smalli* n. sp. and its systematic and phylogenetic implications. *Protistologica* 9, 521–541 (1973).

Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa, I. Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria). Die Tierwelt Deutschlands. Gustav Fischer Verlag, Jena 1930–1935.

Wang Chiachi, Nie Dashu: Report on the rare and new species of fresh-water infusoria, part I. *Contr. Biol. Lab. Sci. Soc. China, Zoological Series* 10, 1–99 (1933).

Wenrich, D. H.: The structure and behavior of *Actinobolus vorax* n. sp. (Protozoa, Ciliata). *Biol. Bull. Mar. Biol. Lab., Woods Hole* 56, 390–401 (1929).

Verfasser: Philipp Mayer, Heimeckerstr. 2a, 79183 Waldkirch Brgs.

## Nachricht

### 53. Fachtagung des Bayerischen Instituts für Wasserforschung

Unter dem Thema Seen: Gewässerschutz, Nutzung und Zielkonflikte veranstaltet das Bayerische Landesamt für Wasserwirtschaft, Institut für Wasserforschung, Kaulbachstr. 37, 80539 München, vom 6. bis 8. Juli 1998 seine 53. Fachtagung. Diese Ta-

gung findet in der Beamtenfachhochschule in Herrsching am Ammersee statt.

Weitere Auskünfte erteilt Herr Dr. Mühlhölzl: Tel. 089/12 10 0, Fax 089/12 10 14 35.

## Seltene mikroskopische Blüten entlarvt?

Die in Heft 1/1998 abgebildeten seltsamen Blüten haben nur ein geringes Echo ausgelöst. So traf lediglich ein Erklärungsvorschlag in der Redaktion ein: Klaus Henkel aus Dachau meint – mit Vorbehalt –, daß es sich um eine Alge der Gattung Ana-

dyomene (*Siphonocladaceen*) handeln könne. Um dieses zu entscheiden, fehlen aber noch weitere Angaben zum Präparat. Die Korrespondenz wurde an Herrn Kreuz zur weiteren Diskussion weitergeleitet.

## Rätselhafte Membranrollen

Das diesmalige Mikro-Ufo stammt wiederum von Martin Kreuz aus Konstanz. Die Mikrofotos zeigen Membranrollen mit einer durchschnittlichen Länge von 150–200 µm. Sie wurden mehrfach im Plankton von Teichen, aber auch vom Bodensee gefunden.

Gelegentlich konnte bei sehr hoher Vergrößerung eine hexagonale Unterstruktur beobachtet werden. Es ist nicht klar, ob diese Rollen pflanzlichen oder tierischen Ursprungs sind.

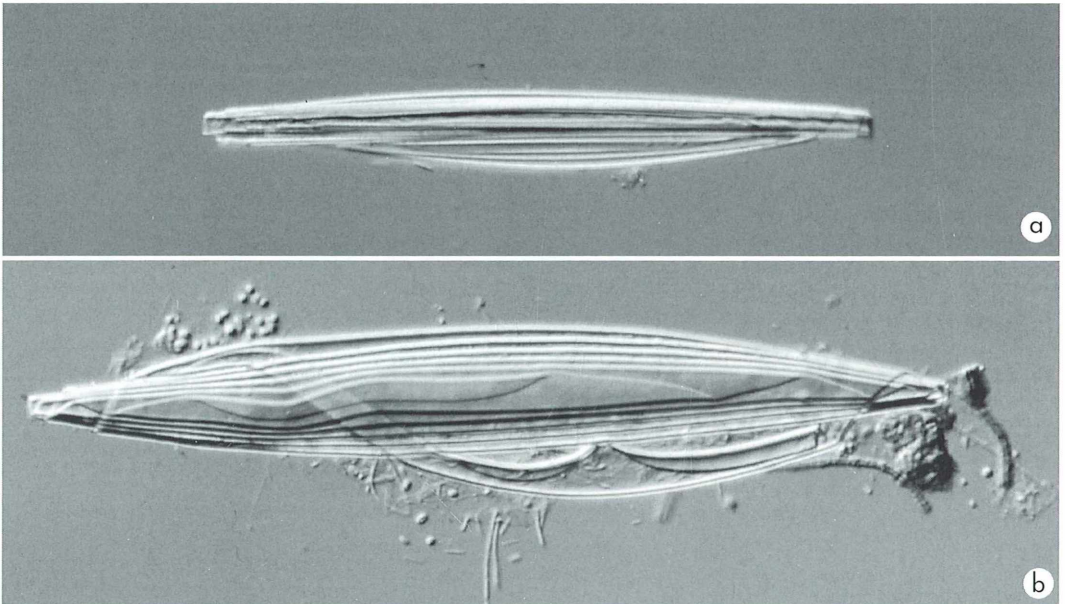


Abb. 1a und b: Die rätselhaften Membranrollen sind unterschiedlich lang und unterschiedlich dick; beide Exemplare sind im gleichen Vergrößerungsmaßstab abgebildet (differentieller Interferenzkontrast).



## Die Masse macht's Bakterien auf der Spur

Nora Fischer

**In der Mundhöhle tummeln sie sich zahlenmäßig etwa in der Größenordnung der derzeitigen Weltbevölkerung. Sie besiedeln jede Handfurche, und sogar in unserem Darm fühlen sie sich zu Hause. In jeder Sekunde unseres Lebens treten wir in innigen Kontakt mit ihnen. Sie begleiten uns auf Schritt und Tritt – die Bazillen.**

Ihre exaktere Bezeichnung Bakterien leitet sich vom griechischen *bacteria* = Spaltpilz ab und weist auf den typischen Zellteilungsmodus hin. Mit den Pilzen haben Bakterien allerdings verwandtschaftlich so wenig zu tun wie die Kuh mit dem Schmetterling.

Ihre Bekanntheit verdanken diese mikroskopisch kleinen Organismen vor allem ihrer Eigenschaft, als pathogene Keime lebensbedrohliche Infektionskrankheiten auszulösen. *Vibrio cholerae*, als Krankheitserreger 1884 von Robert Koch entdeckt, verursacht Cholera-Epidemien; Rickettsien sind für Fleckfieber verantwortlich und Pneumokokken machen in jüngster Zeit nach weltweitem Anstieg der Atemwegs- und Lungenerkrankungen wieder von sich reden. Bakterien lösen Hunger-Epidemien aus, indem sie wichtige Nutz- und Nahrungspflanzen befallen und die Ernteerträge zunichte machen oder Trinkwasserbrunnen verseuchen. Am Beispiel der Bakterien werden Grenzen der Machbarkeit und die Beherrschung der Natur durch den Menschen besonders deutlich (Postgate, 1994; Dixon, 1995). Dabei sind sie nicht nur zum Wehe, sondern weitaus mehr auch dem Wohle des Menschen dienende Organismen und bei näherer Betrachtung äußerst bemerkenswert.

Sie weisen ein mehr als methusalemisches Alter auf. Die ältesten Spuren bakteriellen Lebens auf unserem Planeten reichen etwa 3,5 Milliarden Jahre zurück. In dieser Zeitspanne haben sie eine evolutionäre Vielfalt entwickelt, die alle anderen Lebewesen auf unserem Planeten übertrifft. Möglicherweise gab es bakterielles Leben auf dem Mars, wie manche Wissenschaftler aus dem berühmten Meteoriten Allan Hills 84001 herauslesen (Zimmer, 1997).

Die bakterielle Leistung und Aktivität ist kaum zu überbieten. Allein die Reproduktionsraten dieser Mikroorganismen sind enorm. Eine Bakterienzelle vermag sich unter günstigen Bedingungen alle 20 min zu teilen.

Ihre Überlebensstrategien sind ebenso zahlreich wie variabel. Sie ermöglichen es ihnen, selbst extremste Standorte zu besiedeln.

Bakterien leben in und auf rohem Gestein und tragen erfolgreich zu dessen Verwitterung bei. Sie färben Salzlaken orangerot oder schattieren das Sandwatt der Nordsee. Selbst vor absolut lebensfeindlichen, kochendheißen Säurequellen machen sie nicht halt, ein Naturphänomen, welches man im Yellowstone-Nationalpark in den USA in Form der sogenannten painted hot-pools bestaunen kann. *Thermoplasma acidophilum*, wie der Name bereits treffend verrät, fühlt sich erst bei Temperaturen um 60 °C und bei pH-Werten zwischen 1 und 2, also in heißer, konzentrierter Schwefelsäure richtig wohl.

Weniger spektakulär, aber umso nützlicher, ist die Verbreitung von Bakterien im Boden. In fruchtbarem Ackerboden erreichen sie leicht eine Individuendichte von  $10^9$  Bakterien pro  $\text{cm}^2$ . Bodenbakterien sind unverzichtbare Glieder im Nährstoffkreislauf. Sie beteiligen sich am Abbau von Bestandsabfall pflanzlicher oder tierischer Herkunft und reichern das Erdreich mit wichtigen Nährstoffen an. *Nitrosomonas* und *Nitrobacter* sorgen für einen ständigen Nachschub an für Pflanzen verwertbaren Stickstoffverbindungen im Boden. Bakterieller Nährstoffrecycling beschränkt sich nicht nur auf den Boden. Auch die Selbstreinigungskraft belasteter Gewässer basiert auf der Tätigkeit eines Heeres von Bakterien im Sediment und im freiem Wasserraum.

Das breite stoffwechselfysiologische Repertoire macht sie zu idealen Helfern im Einsatz gegen vom Menschen verursachte Umweltsünden. In Kläranlagen werden sie in großtechnischem Maßstab als Abwasserspezialisten eingesetzt.

Ölkatastrophen zu Wasser und zu Lande rückt man mit ölabbauenden Formen zuleibe. Mit hochkomplexen Produkten der chemischen Industrie in verseuchten Böden werden, wenn überhaupt, nur wenige hochspezialisierte Arten fertig.

Ein neues Einsatzgebiet haben Mikrobiologen und Genetiker entdeckt. Um fremdes genetisches Material in Zellen einzuschleusen, benutzen die Forscher Bakterien als Genfähren bzw. „gene jockeys“. Diese infizieren die Zellen des Wirtsorganismus und entlassen die speziell in ihr Erbmaterial eingebauten, zu transferierenden Gene in die Wirtszelle. Dieser sogenannte horizontale Gentransfer wurde nicht vom Menschen erfunden, sondern die Wissenschaftler nutzen lediglich die natürliche Fähigkeit der Bakterien, fremdes Erbmaterial von einem Lebewesen auf ein anderes zu übertragen.

Eine weniger bekannte, aber lebenswichtige Rolle spielen sie in der Pharmakologie. Ebenso wie einige Pilze sind auch sie in der Lage antibakterielle Substanzen herzustellen. Während das „Ur“antibiotikum Penicillin allerdings von einem Pilz namens *Penicillium notatum* stammt, sind z. B. Actinomycin und Erythromycin Stoffwechselprodukte von Bakterien.

Die Liste über die Bedeutung der Bakterien ließe sich beliebig fortsetzen und die enorme Vielfalt an Aktivitäten und Leistungen legt es nahe, sich diese bemerkenswerten Organismen einmal mit dem Mikroskop „vor Augen zu führen“. So mannigfaltig ihre Stoffwechsellösungen sind, so enttäuschender mag es erscheinen, wenn man die doch recht eintönige und begrenzte Formgestaltung betrachtet. Bakterienformen lassen sich auf einfache morphologische Grundformen zurückführen – kugelig, stäbchenförmig und spiralig.

Variationen ergeben sich nur durch die Anordnung der Kugeln zu Ketten oder Paketen, oder die Krümmung der dünnen oder dicken Stäbchen zu kommaartigen Gebilden. Darüber hinaus lassen sich noch begeißelte von unbegeißelten Formen unterscheiden.

Die Form ist verständlicherweise kein allzu hilfreiches Kriterium für die Bakteriensystematik. Dazu sind weitere biochemische und stoff-

wechselfysiologische Merkmale von Bedeutung.

Ein wichtiges Unterscheidungsmerkmal stellt die bakterielle Zellwandstruktur dar, die mit Hilfe einer speziellen Färbetechnik verdeutlicht werden kann. Dieses Färbeverfahren wurde von Hans Ch. Gram, einem dänischen Bakteriologen und Zeitgenossen von Robert Koch entwickelt und stellt ein einfaches mikroskopisch sichtbares Diagnoseverfahren dar. Einige Bakterien verfügen über einen Zellwandaufbau, bei dem einzelne Bausteine mit den verwendeten Farbreagenzien einen unlöslichen Farblack bilden. Die Bakterien erscheinen im mikroskopischen Bild dunkelviolett. Man bezeichnet sie als grampositiv. Ist die Färbung aufgrund andersartiger Wandstruktur unbeständig, nehmen die Zellen lediglich eine leicht rötliche Farbe an. Diese bezeichnet man dann als gramnegative Bakterien.

Noch weniger spektakulär als die Form ist ihre Größe, bzw. ihre Kleinheit, was ihnen auch den Namen Mikroben eingebracht hat. *Escherichia coli*, eine der bekanntesten Bakterien und das „Haustier“ der Genetiker, erreicht eine Größe von ca. 1  $\mu\text{m}$  und die größten Exemplare innerhalb der Gruppe der Spirochaeten bringen es bei einem Durchmesser von ca. 1  $\mu\text{m}$  auf eine Länge von maximal 20–500  $\mu\text{m}$ . Die Winzigkeit spricht nur auf den ersten Blick dagegen, sie als lohnende Objekte für die Mikroskopie anzusehen. Denn für Bakterien gilt: Die Masse macht's!

Zur Beschaffung von Material reicht ein Gang in die Küche. Bakterien betreiben nämlich eine sowohl kulinarisch erwünschte als auch weniger erwünschte Nahrungsmittelveredlung. Weißkohl und Gurken würden ohne die Tätigkeit von milchsäurebildenden Bakterien nie zu Sauerkraut oder Essiggurken „reifen“, Milch nicht zu Joghurt oder Dickmilch. Allerdings würde ohne Bakterien die Milch auch nicht sauer und der teure Wein nach wenigen Tagen in der geöffneten Flasche nicht zu Essig.

Lohnende Objekte finden sich ebenfalls auf verderbendem Obst und Gemüse. Glänzend schleimige Stellen auf der Oberfläche sind ergiebige Bakterienquellen. (Nicht zu verwechseln mit Schimmelpilzkolonien, deren Struktur wattig oder samtig-rauh ist).

Eine vielversprechende Bakterienausbeute erhält man auch bei einer gründlichen Inspektion der Zahntaschen mittels eines Zahnstochers. Die mikroskopische Betrachtung des

Zahnbelages gewährt einen erstaunlichen Einblick in die Besiedlungsstruktur unseres Kauapparates und verleiht dem Begriff „Höhlenforschung“ eine ganze neue Dimension.

Zur Bakterienpräparation eignen sich Tropfen von saurer Milch, saurer Sahne, Quark und Joghurt, es lohnt sich das Abschaben der Oberfläche von eingelegten Gurken, Paprika und sonstigen Gemüsen oder von Sauerkraut. Die Oberfläche saurer Heringe oder Rollmöpse ist ebenfalls untersuchenswert. Dem dektivistischem Spürsinn nach Bakterienquellen sind (fast) keine Grenzen gesetzt.

Reinkulturen von Bakterien erhält man durch gezielte Anzucht.

#### Anreicherungskultur von *Bacillus megaterium*

Möhrenscheiben 3–5 min in kochendes Wasser tauchen,  
in einer Petrischale auf gut angefeuchtetes Filterpapier auslegen,  
3 bis 5 Tage bei Zimmertemperatur (25° C) stehen lassen.

Auf der Möhrenoberfläche entwickeln sich klar bis weißlich-trübe, schleimige Bakterienkolonien.

#### Anreicherungskultur von *Bacillus subtilis*

eine Handvoll Heu in einem Glas mit Leitungswasser übergießen,  
ca. 5 h bei Zimmertemperatur zugedeckt stehen lassen,  
das Aufgußwasser abgießen und mit Leitungswasser bis etwa auf das doppelte Volumen auffüllen,  
ca. 15 min erhitzen,  
2 bis 5 Tage bei Zimmertemperatur stehen lassen.

Auf der Aufgußoberfläche entsteht eine schmutzigweiße, von Bakterien gebildete Kahmhaut.

Für Experten

Anreicherungskultur von Bakterien aus der Luft

Nähragar (Merck) je nach Mengenangabe auf dem Gebinde in Wasser lösen,  
im Dampfdrucktopf 20 min bei 120 °C erhitzen,  
so heiß wie möglich in sterile Petrischalen gießen,  
erstarren lassen,  
ca. 20 min geöffnet an verschiedenen Orten aufstellen,  
geschlossen 3–5 Tage bei 35 °C bebrüten.  
Auf der Agaroberfläche wachsen weißlich bis gelbliche Bakterienkolonien heran.

Da Bakterien es zum einen gesellig mögen, zum anderen nur in wenigen Fällen eine Eigenfärbung aufweisen, sind vor der mikroskopischen Betrachtung einige Präparations-schritte nötig. Zur Vereinzelnung der häufig zu dichten Flocken zusammengeballten Bakterien stellt man einen Ausstrich her. Der Einsatz geeigneter Farbreagenzien sorgt für eine optische Hervorhebung. Für die problemlose Durchführung der Färbeverfahren verwendet man eine Selbstbau färbebank.

#### Herstellung einer einfachen Färbebank

Mit Klebstoff werden zwei dünne Glasstäbe am oberen Rand einer Glas-Petrischale fixiert. Je nach Durchmesser der Petrischale bietet diese Färbebank Platz für einen bis mehrere Objektträger (Abb. 1).

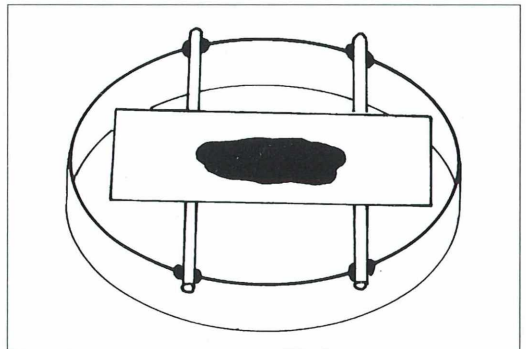


Abb. 1: Die Herstellung einer Färbebank erfordert nur einen geringen Aufwand und gestattet die problemlose Anfertigung kontrastreich gefärbter Bakterienpräparate.

## Herstellung eines Bakterienausstriches

Objektträger sorgfältig entfetten (z. B. mit Spülmittel abreiben, kurz über einer offenen Flamme abflammen und anschließend gründlich mit Wasser spülen), wässrige oder mit Farbreagenzien verrührte Bakteriensuspension im rechten äußeren Drittel des Objektträgers auftragen, einen zweiten Objektträger im Winkel (ca. 45°) an die linke Kante des Bakterientropfens heranführen und in einem Zug gleichmäßig nach links über den Objektträger ausstreichen (Abb. 2).

## Färbung mit Methyleneblau

Bakterienmaterial mit Methyleneblau verrühren, Bakterienausstrich herstellen, Deckglas auflegen. Die Bakterien erscheinen dunkelblau vor hellem Hintergrund.

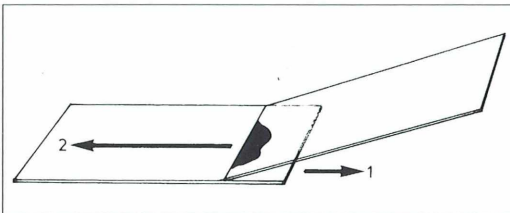


Abb. 2: Die gleichmäßige Verteilung der Bakterien beim Anfertigen eines Ausstriches sorgt für ein optisch befriedigendes mikroskopisches Bild.

## Tusche-Färbung (Negativ-Darstellung)

Bakteriensuspension mit Zeichentusche verrühren, Bakterienausstrich herstellen, trocknen lassen, ohne Deckglas mikroskopieren. Die Bakterien zeichnen sich hell vor dem dunklen Tusche-Hintergrund ab.

## GRAM-Färbung

Bakterienausstrich herstellen, lufttrocknen und hitzefixieren (z. B. auf die Mikroskoplampe legen) 2 min mit Carbolgentianaviolett-Lösung färben, Farbstoff abgießen, Lugol'sche Lösung auftropfen, 2 min einwirken lassen, abgießen, 96% Alkohol auftropfen bis alle Restfarbreagenzien abgespült sind, Präparat trocknen lassen, mit Wasser abspülen, 15 sec mit Fuchsin färben, mit Wasser abspülen und trocknen, Deckglas verwenden. Grampositive Bakterien erscheinen dunkelviolett bis blauschwarz, gramnegative rötlich vor hellem Hintergrund.

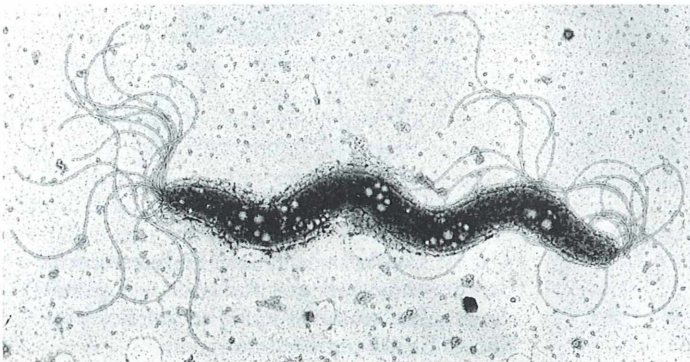


Abb. 3: Dichte Geißelbüschel an den Zellpolen verleihen den korkenzieherartigen Spirillen eine außerordentliche Beweglichkeit. (Foto: K. Hausmann, Berlin).

Abb. 4: Oft leitet sich die Bezeichnung der Bakterien von ihrer Form ab. *Bacillus* weist auf eine stäbchenförmige Gestalt hin, während sich der Namenszusatz *-coccus* immer auf die kugelige Form bezieht.

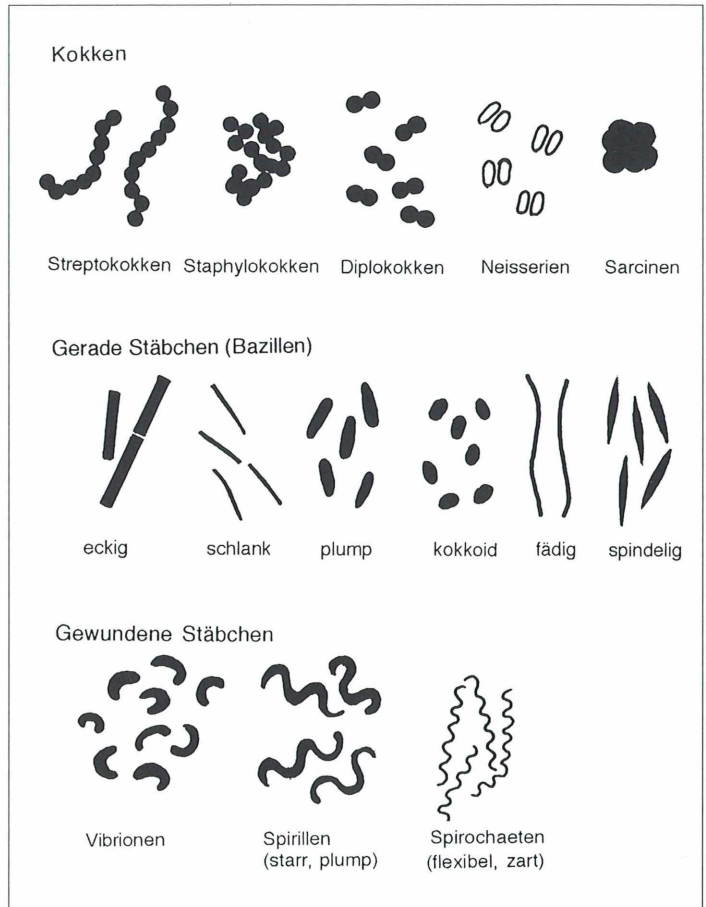


Abb. 5: Spirillum-Arten sind häufige Besiedler faulender Abwässer. Man findet sie in stark verschmutzten Tümpeln und im Faulschlamm.

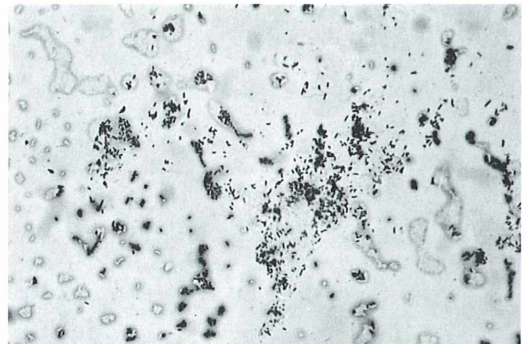
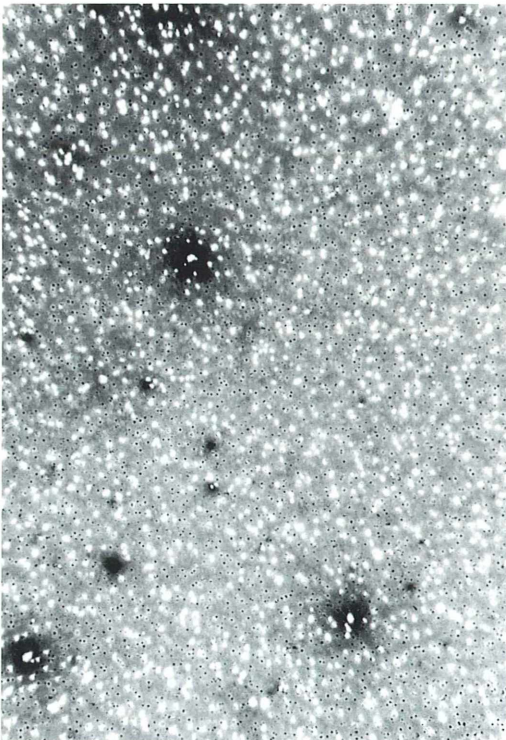


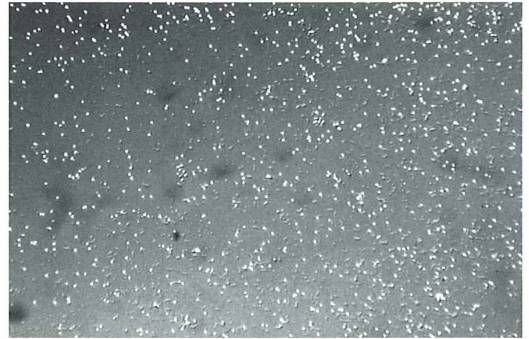
Abb. 6: *Escherichia coli* ist dank seiner kurzen Generationszeit und leichten Kultivierbarkeit ein ideales Untersuchungsobjekt zur Aufklärung molekularbiologischer und genetischer Fragestellungen.

### Herstellung der Färbereagenzien

- Methylenblau: 30 ml gesättigte alkoholische Methylenblaulösung (ca. 10 g Methylenblau in 100 ml Äthanol) + 70 ml 0.01% KOH mischen.
- Carbolgentianaviolett: 10 ml gesättigte alkoholische Gentianaviolettlösung (ca. 10 g Gentianaviolett in 100 ml Äthanol) + 90 ml 2.5% Phenol mischen.
- Fuchsin: gesättigte alkoholische Fuchsinlösung (ca. 10 g Fuchsin in 100 ml Äthanol) 1:5 mit A. dest. verdünnen.
- Lugol'sche Lösung: 2 g KJ + 1 gJ in A. dest. lösen, auf 300 ml auffüllen.
- Tusche: Zeichentusche etwa 1:1 mit Wasser verdünnen.



**Abb. 7:** In der Negativ-Darstellung mit Tusche heben sich die Bakterien vom dunklen Hintergrund als helle Strukturen ab.



**Abb. 8:** Als „Riesenbakterium“ läßt sich *Bacillus megaterium* leicht auf kurz erhitzten Möhrenscheiben kultivieren.

### Schlußbemerkung

Hinweis über den Umgang mit Bakterienmaterial.

Die hier zur Beobachtung empfohlenen Bakterienarten sind nicht pathogen. Dennoch sollte auf sorgfältige Hygiene beim Umgang mit ihnen geachtet werden. Besondere Vorsicht ist geboten bei Verwendung von Bakterienkolonien, die auf Fangplatten kultiviert wurden, da hierbei mit unbekanntem Arten gearbeitet wird. Von der Herstellung von Abklatschkulturen (Abdruck von Fingern oder Gegenständen auf Agarnährböden) wird abgeraten oder sollte nur unter besonderen Sicherheitsvorkehrungen erfolgen, da bei dieser Methode auch infektiöses Material herangezogen werden kann.

### Literaturhinweise

- Bayrhuber, H., Lucius, E. R.: Handbuch der praktischen Mikrobiologie und Biotechnik. Mikroorganismen im Unterricht. Metzler Schulbuchverlag, Hannover, 1992.
- Braune, W., Lehman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum II. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1982.
- Dixon, B.: Der Pilz, der John F. Kennedy zum Präsidenten machte und andere Geschichten aus der Welt der Mikroorganismen. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, 1995.
- Postgate, J.: Mikroben und Menschen. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, 1994.
- Zimmer, H.: Weltraum aktuell 1997/98. Franckh-Kosmos, Stuttgart 1997.

*Verfasserin:* Dr. Nora Fischer, Institut für Biologie und ihre Didaktik, Universität zu Köln, Albertus-Magnus-Platz, 50923 Köln.

# Hormone – mikroskopische Strukturen biochemischer Botenstoffe

Heinz Günter Beer

**Marionettengleich steuern und kontrollieren eine Gruppe biochemischer Substanzen einen großen Teil unserer Körperfunktionen und Verhaltensweisen, ohne daß wir darauf bewußt Einfluß nehmen könnten. Wie eine Stadtautobahn zur Hauptgeschäftszeit ist unser Kreislaufsystem vollgestopft mit einer Vielzahl von Botenstoffen. Dabei strömt eine endlose Flut von Hormonen durch das verzweigte Netz unseres Blutgefäßsystems, alle auf der Suche nach Rezeptoren in entfernten Regionen unseres Körpers.**

**D**ort angekommen, passen sie genau an die spezifische Kontaktstelle auf der Oberfläche der Zielzelle. Mit dem Andocken an das biochemische Pendant wird innerhalb der Zellen eine Kaskade lebenserhaltender physiologischer Prozesse ausgelöst.

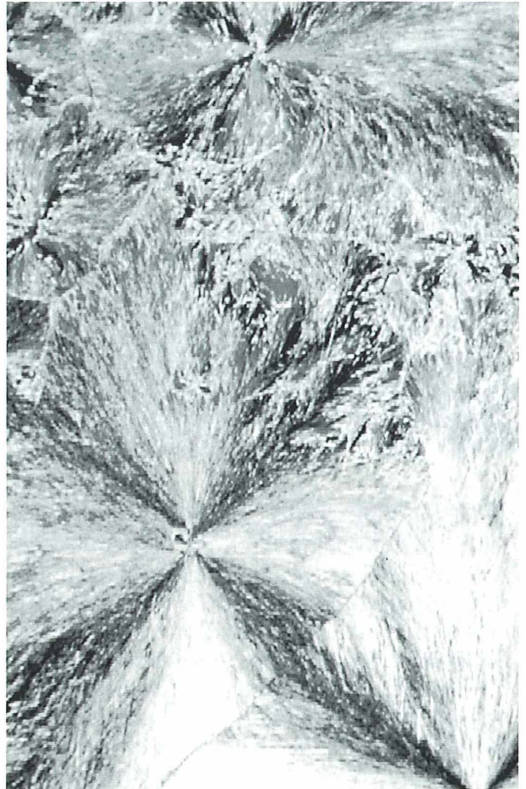
Das Wachstumshormon GH befindet sich auf dem Weg von der Hirnanhangdrüse zur Leber, um dort die Produktion von Wachstumsfaktoren anzukurbeln. Das Streßhormon Adrenalin aktiviert Körperfunktionen wie Atmung, Herzschlag und Blutdruck und hat somit starken Einfluß auf unsere Leistungsfähigkeit.

Das Thyroxin aus der im Hals gelegenen Schilddrüse, das die Stoffwechselrate kontrolliert, ist unterwegs zu seinen Rezeptoren, die an vielen verschiedenen Zellen des Körpers zu finden sind. Das luteinisierende Hormon LH aus der Hirnanhangdrüse bindet an die Leydig'schen Zellen in den Hoden und regt zur Bildung des männlichen Geschlechtshormons Testosteron an. Die Gruppe der Geschlechtshormone wie Östradiol, Progesteron (weibliche Geschlechtshormone) und Testosteron (männliches Geschlechtshormon) sind somit entscheidend für die Reproduktionsfähigkeit und das Überleben unserer Species.

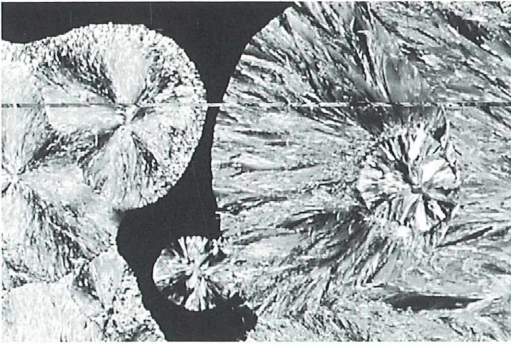
## Hormongruppen

Es ist bekannt, daß zwei Hauptgruppen von Hormonen in unserem Körper kreisen: Peptidhormone und Steroidhormone. Beide unterscheiden sich in ihrer Produktionsart, Bauart

und Wirkungsweise. Die Peptidhormone bestehen aus Aminosäuren, die kettenförmig anein-



**Abb. 1: Polarisationsaufnahme von GH-Kristallen (Wachstumshormon) während der Rückkristallisation. 130x.**



**Abb. 2:** Polarisationsaufnahme von GH-Kristallen während der absichtlich verlangsamten Rückkristallisation (ca. 5 min.). 50×



**Abb. 3:** Polarisationsaufnahme von Oestradiol-kristallen während der absichtlich verlangsamten Rückkristallisation (ca. 5 min.). 50×

andergelinkt werden. Sie docken an spezifischen Oberflächenrezeptoren auf ihren Zielzellen an und lösen über intrazelluläre Botenstoffe (second messenger) eine chemische Kettenreaktion in der betreffenden Zelle aus.

Dagegen leiten sich die Steroidhormone vom Cholesterin ab, das durch eine typische Ringstruktur charakterisiert ist. Nachdem sie an ihrer Zielzelle die Zellmembran durchdrungen haben, binden sie sich innerhalb der Zelle an Rezeptoren, die sie zum Zellkern weitertransportieren. Dort entfalten sie nun ihre spezifische Wirkung, indem sie die Transkription der DNA verändern.



**Abb. 4:** Polarisationsaufnahme von Oestradiol-kristallen während der absichtlich sehr verlangsamten Rückkristallisation (ca. 15 min.). 120×

Peptid- und Steroidhormone bilden zusammen ein Regulationssystem, das den gesamten Körper durchzieht. Deshalb ist es äußerst wichtig, genau zu verstehen, wie diese beiden Gruppen von Hormonen synthetisiert werden und auf welche Weise sie auf ihr Zielgewebe Einfluß nehmen.

### ***Mikroskopische Darstellung von Hormonen***

Der Bezug von reinen Hormonen ist über den Chemikalienhandel möglich, der die biochemischen Substanzen für eine wissenschaftliche Verwendung bei chemischen Industriebetrieben bestellt.

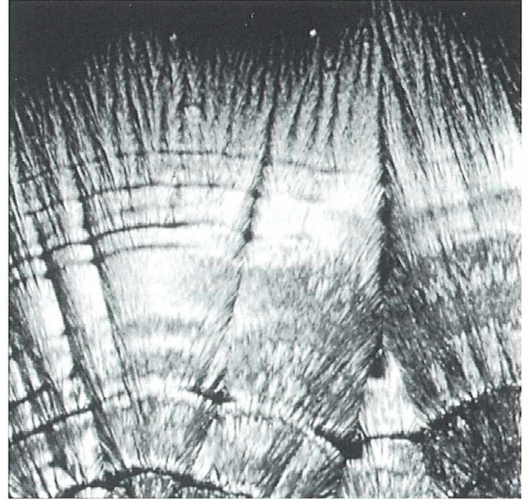




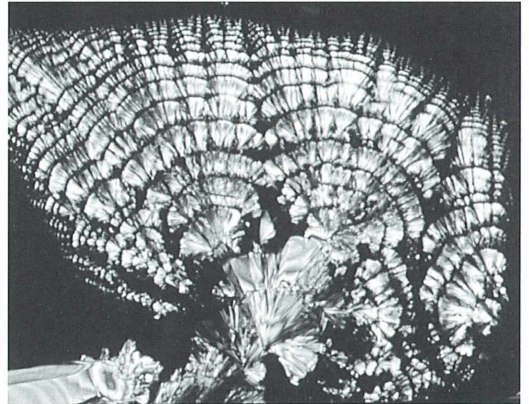
**Abb. 5 und 6: Polarisationsaufnahme von Progesteronkristallen während der Rückkristallisation. 50 $\times$ .**

Sobald nun die Hormone als möglichst reine Substanz vorhanden sind, kann die praktische mikroskopische Arbeit beginnen. Zunächst wird die pulverige Substanz in die flüssige Phase überführt.

Dazu gibt man eine Messerspitze des zu untersuchenden Hormons in ein Reagenzglas und fügt eine kleine Menge (ca. 30 ml) Wasser, Ethanol oder Aceton – die Wahl des Lösungsmittels ist abhängig von der zu untersuchenden Substanz – hinzu. Das auf dem Grund des Reagenzglases liegende Hormon wird sich unter Hitzezufuhr innerhalb kurzer Zeit im Wasser oder in einem der anderen Lösungsmittel dissoziieren. Ein Spiritus- oder noch besser ein Bunsenbrenner ist dazu hervorragend geeignet. Sobald die Substanz im Wasser gelöst ist – die gesamte Probe erscheint nun wässrig klar – wird mit Hilfe einer Pipette eine kleine Menge (ca. 10  $\mu$ l) der Flüssigkeit aufgezogen und auf



**Abb. 7: Polarisationsaufnahme von Testosteronkristallen während der Rückkristallisation. 150 $\times$ .**



**Abb. 8: Polarisationsaufnahme von Testosteronkristallen während der Rückkristallisation. 50 $\times$ .**

einen Objektträger gegeben. Jetzt fehlt lediglich noch ein Deckglas, das auf den kleinen Flüssigkeitstropfen gelegt wird und die zu untersuchende Probe auf einen möglichst dünnen Film ausbreitet.

Bei normaler Zimmertemperatur (ca. 20 °C) wird nun relativ schnell der Rückkristallisationsprozeß des im Probenwasser gelösten Hormons beginnen. Unter dem Mikroskop

kann das Wachsen der Kristalle wunderschön verfolgt werden. Das Wachstum beginnt meist an den Kanten des Deckglases und setzt sich dann zur Mitte der zu einem flachen Film ausbreiteten flüssigen Untersuchungsprobe fort. Nach ca. 2–3 Minuten hat sich die gesamte Flüssigkeit zu einer reich strukturierten Kristalllandschaft gewandelt.

Nun kann mit der optischen Untersuchung und Darstellung der Substanz mittels einer Polarisationsrichtung begonnen werden. Dazu werden zwei Polarisationsfilter benötigt. Der erste Filter (Polarisator) muß zwischen der Lichtquelle des Mikroskops und dem Untersuchungsobjekt eingefügt werden. Vorzugsweise schneidet man es in eine passende Größe und legt es auf die Austrittsöffnung der Beleuchtung des Mikroskops. Der zweite Filter (Analysator) wird zwischen dem Objekt und dem Fotookular positioniert. Hier schraubt man am besten den Mikroskoptubus ab und legt ein in der Größe geeignetes Stück Filter in die Gewindemulde des Tubus.

Schon beim ersten Betrachten der kristallinen Substanz durch das Mikroskop fällt die große Strukturvielfalt und die Fülle an Farben auf. Durch Drehen des Polarisationsfilters, der auf der Austrittsöffnung der Mikroskopbeleuchtung liegt, läßt sich die Farbkomposition des Kristallbildes durch die Veränderung des Lichtbrechungsverhaltens an den Kristallkanten ständig variieren.

Aber auch auf die strukturelle Schönheit der Kristalle kann durch einen geeigneten Arbeitsprozeß Einfluß genommen werden. Eine Möglichkeit die Kristallkonzeption einer Substanz etwas zu verändern ist die Verzögerung oder die Beschleunigung der Rekrystallisationszeit.

Wird der Vorgang der Rückkristallisation – also der Prozeß nach Auftragen der Untersuchungssubstanz auf dem Objektträger und anschließenden Aufbringen eines Deckglases auf die Probe – sehr schnell durchgeführt, sind die entstehenden Kristalle meist optisch grober und größer. Beschleunigtes Abkühlen kann erreicht werden, indem man die Substanz z. B. in einem Kühlschrank rückkristallisieren läßt.

Am besten geeignet für eine langsame Rückkristallisation ist eine beheizbare Arbeitsplatte, mit der sich der Abkühlungsprozeß eines Objektträgers und der auf ihm befindlichen Probe individuell steuern läßt. Grundsätzlich genügt aber auch eine von einem Heizkörper leicht vorgewärmte Fensterbank, um den Rekrystalli-

sationsprozeß etwas zu verlangsamen. Die hierbei entstehenden Kristalle sind erheblich feiner und vielfältiger strukturiert als bei der Methode der beschleunigten Abkühlung.

Die Aufnahmen wurden mit Olympus-Mikroskopen (CHT und BHT) angefertigt. Ein trinokularer Tubus verband das Kameragehäuse (Chinon Cp 7 m oder Canon EOS 5) mit dem mikroskopischen System. Die Dias wurden mit den Filmen Kodak Elite 100, Elite 50 und Fuji Sensia 100 erstellt.

Aber das Entscheidende bei all den Möglichkeiten zur optischen Einflußnahme ist die Experimentierfreude des Mikroskopikers. Keine noch so perfekte technische Ausrüstung könnte nämlich die Kreativität des Mikroskopikers auch nur ansatzweise ersetzen.

#### Literaturhinweise

- Burges, I., Marten, M., Tayler, R.: Mikrokosmos. Faszination mikroskopischer Strukturen. Spektrum der Wissenschaft, Heidelberg 1990.
- Christen, H.-R. (Hrsg.): Grundlagen der organischen Chemie, Teilband 1. Otto Salle Verlag, Frankfurt am Main 1982.
- Deckart, M. (Hrsg.): Freizeit mit dem Mikroskop. Falken-Verlag, Niedernhausen/Taunus 1972.
- Dose, K. (Hrsg.): Biochemie – Eine Einführung. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York 1980.
- Göke, R. (Hrsg.): Moderne Methoden der Lichtmikroskopie. Franckh Kosmos Verlag, Stuttgart 1988.
- Stryer, L. (Hrsg.): Biochemie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin, Oxford 1996.

*Verfasser:* Heinz Günter Beer, med./naturwissenschaftliche Forschungs- und Entwicklungslaboratorien, Rothenburger Straße 23, D - 90522 Oberasbach.

**Möchten Sie in der Zeitschrift**

**MIKROKOSMOS**

**inserieren?**

Bitte richten Sie Ihre Anfragen und Wünsche an

Gustav Fischer Verlag, Anzeigenleitung

Postfach 10 05 37, 07705 Jena

Telefon 03641 - 62 64 28

Telefax 03641 - 62 65 00

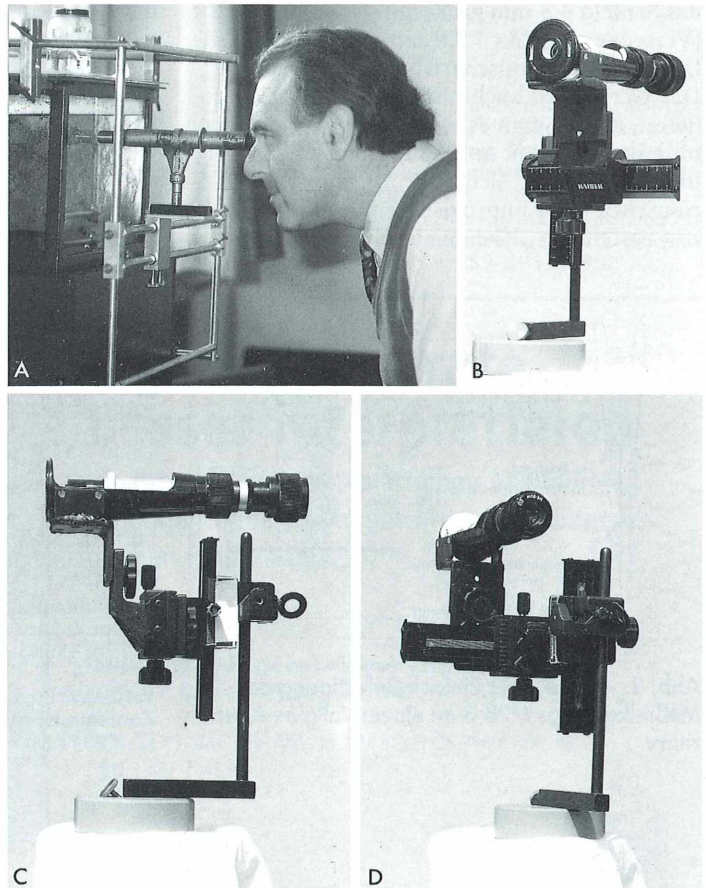
# Aquarienmikroskopie

Werner Nachtigall

Die Aquarienwand ist eine Quelle von faszinierendem mikroskopischem Aufwuchs. Mit einem Aquarienmikroskop, das auf einen Punkt fest eingestellt ist, kann man dessen Entwicklung über Tage und Wochen verfolgen. Ich nenne nur zwei Beispiele: Laich der Spitzhornschncke *Limnaea stagnalis* und Rädertier-Kolonien der Gattung *Conochilus*. Das Mikroskop am Aquarium hat der unvergessene Karl Löfflath populär gemacht, zum Beispiel mit seiner Arbeit im MIKROKOSMOS 1966. Ich habe verschiedene Möglichkeiten ausprobiert.

**D**ie Abb. 1A zeigt eine etwas aufwendige Version: An einem 5 l-Aquarium mit konventionellem Metallgestell ist ein System von Aluminiumstäben befestigt, mit

dem man eine Basis horizontal und vertikal verschieben und fixieren kann. Insbesondere für die Halterung ist ein wenig feinmechanische Arbeit nötig. Auf der Basis sitzt ein von ei-



**Abb. 1.** Aquarienmikroskopie. A Einfacher Tubus mit Grobtrieb und 10 $\times$ -Objektiv an horizontal und vertikal verschiebbarem Gestänge vor einem 5 l-Aquarium. B-D MPB-3-Mikroskop am horizontalen und vertikalen Verschiebeschlitten in drei Ansichten.

nem beschädigten Altmikroskop abgeschnittener Tubus mit Grobtrieb und 10x-Objektiv. Ein größeres Aquarium ist nicht nötig, und mit der Einrichtung kann man immerhin eine Fläche von ungefähr 20×25 cm abtasten. Die interessantesten Aufwuchs-Organismen finden sich an der Grenzlinie zwischen Luft und Wasser.

Die Firma Langner-Voss bringt sehr preiswerte russische Geräte auf den Markt, unter anderem das Meßmikroskop MPB-3 für DM 150,-. Es besitzt zwei Objektive 2× und 4× (Semiplanachomate) und ein Meßokular 12,5× Weitwinkel. Darin eingebaut ist eine Doppelmeßskala für direkte Ablesung mit jedem der beiden Objektive. Die Skala ist hochpräzise; für die Aquarienmikroskopie stört sie aber eher und sollte ausgebaut werden. Man schraubt den entsprechenden Teil heraus und wischt die Skala mit Nitrolösung vorsichtig ab. Das Gerät besitzt ausgezeichnete Abbildungsgüte. Mit dem 4×-Objektiv (Vergrößerung 50×) ist das Sehfeld 4,5 mm groß, mit dem Objektiv 2× (Vergrößerung 25×) 9,0 mm. Mit einer Drehfassung kann man scharfstellen.

Das Gerät wird auch mit Durchlichtsockel geliefert, so daß man es als Taschen- oder Planktonmikroskop mit auf die Reise nehmen kann; hierfür bewährt sich die 50fache Vergrößerung. Mit einer improvisierten, leicht aus Holz zu bastelnden Klemmeinrichtung (Abb. 2)

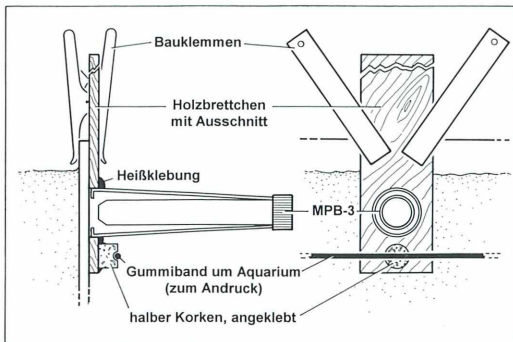


Abb. 2. Skizze einer Einfach-Befestigung des Meßmikroskops MPB-3 an einem Vollglas-Aquarium.

kann man es an die Aquarienwand justieren. Als Beleuchtung reicht eine gegenüber aufgestellte 60 W oder 100 W Opalbirne mit großem Glaskolben. Für die Aquarienmikroskopie erscheint mir die schwächere 25fache Vergrößerung oft als praktischer.

Ich habe das Gerät an zwei senkrecht zueinander zusammengeschraubten Schwalbenschwanz-Einstelltrieben der Firma Kaiser befestigen lassen, wie sie die Fotofirma Hama vertreibt. Das Ganze steht auf einem schweren Sockel (Abb. 1B-D). Damit kann man die Aquarienwand vertikal und horizontal abfahren; scharfgestellt wird über den mikroskop-eigenen Drehtrieb. Das Gerät ist kein Spielzeug, sondern ein hochpräzises optisches Meß- und Beobachtungsgerät. (Mit 0,3 kg Masse ist es ausgesprochen leicht und findet, wie gesagt, auch als Prüfmikroskop in der Plankton-Tasche Platz.)

Fotografieren kann man mit einer auf einem Tischstativ dahinterstehenden Kleinbildkamera ohne Optik. Vergrößerungsanpassung erfolgt durch Abstandsverschiebung der Kamera. Als Lichtschutz reicht zur Not ein herumgelegtes dunkles Tuch. Eleganter ist folgendes: Ein Kameraschutzdeckel wird zentral soweit wie möglich ausgedreht, ausgesägt oder -gestanzt und ein kleiner Fotobalgen wird angeklebt. Auf der anderen Seite des Balgens wird eine Papp-Schiebhülse befestigt, die über den Riffel-Kopf des Okulars paßt. (Man kann sie sich aus gerolltem und verleimten Packpapier leicht selbst fertigen). Innen läßt man allseits einen Spalt von 1 mm und klebt dann die Papprolle mit schwarzem Samtpapier aus. Das sorgt für absolut lichtdichten Sitz.

### Literaturhinweise

Löfflath, K.: Das überdimensionierte Lebendpräparat: Ein Aquarienmikroskop. *Mikrokosmos* 55, 345-351 (1966).

Versandkatalog Optik Micro Macro der Firma BW Optik Direktversand, Langer-Voss, Bussardweg 19b, 48683 Ahaus.

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

## Mit Fontane in die Ehrenbergsche Mikrowelt!

Wahrscheinlich wird Sie die Überschrift dieser Mikro-Lyrik etwas überraschen. Was hat Theodor Fontane mit dem Ehrenbergschen Mikrokosmos zu tun? Gibt es einen diesbezüglichen Hinweis in seinem Schaffen und, wenn ja, wo ist er verborgen? Es gibt ihn und er ist gleich zu Anfang in den Reisefeuilletons „Englischer Sommer“ zu finden, die Fontane zwischen 1852 und 1859 basierend auf seinen Erfahrungen und Empfindungen in England und Schottland zusammenstellte. Das im folgenden interessierende kurze Dokument basiert auf den Eindrücken, die Theodor Fontane gleich zu Anfang seines Englandbesuchs von April bis September 1852 zu verarbeiten hatte, als er sich London auf dem Wasserwege näherte. Der Dichter ist überwältigt von der Menschenfülle, die sich ihm auf den zahllosen Booten bietet, die von London weg und nach London hin strebt. Er faßt seine Empfindungen in die folgenden Worte:

„Was ein Stück Infusorienerde unter dem Ehrenbergschen Mikroskop, das ist London vor dem menschlichen Auge. Zahllos wimmelt es; man gibt uns Zahlen, aber die Ziffern überstei-

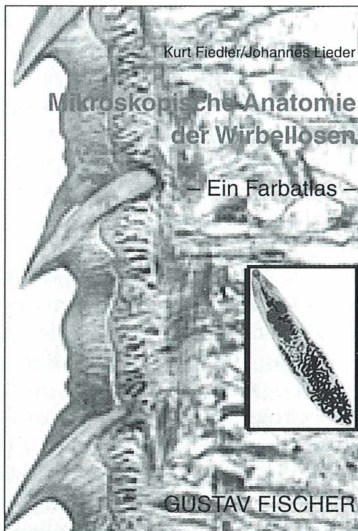
gen unsere Vorstellungskraft. Der Rest ist – Staunen.“

Dieser treffende Vergleich belegt, daß offenbar die von Christian Gottfried Ehrenberg (1795–1876) um die Mitte des neunzehnten Jahrhunderts publizierten Arbeiten, insbesondere wohl der 1838 in Leipzig erschienene Foliant „Die Infusionsthierchen als vollkommene Organismen“, nicht ausschließlich von der Fachwelt wahrgenommen wurden, sondern durchaus auch in gebildeten Kreisen bekannt waren.

Diesen Literaturhinweis verdanken wir wieder einmal Heribert Schäfers aus Krefeld.

### Literaturhinweise

- Ehrenberg, C. G.: Die Infusionsthierchen als vollkommene Organismen – Ein Blick in das tiefere organische Leben der Natur. Voss, Leipzig 1838.  
 Fontane, T.: Englischer Sommer. Aufbau Taschenbuch Verlag, Berlin 1997.  
 Zöllfel, M., Hausmann, K.: Christian Gottfried Ehrenberg, ein großer Protozoologe im 19. Jahrhundert. Mikrokosmos 79, 289–295 (1990).



## Eigene Präparate besser interpretieren

Ein Farbatlas mit exemplarischen Abbildungen zum unmittelbaren Vergleich mit den mikroskopischen Präparaten

Mikroskopische Anatomie der Wirbellosen – Ein Farbatlas  
 Von Prof. Dr. Kurt Fiedler, Biebergmünd, und Johannes Lieder, Ludwigsburg

1994. 233 S., 246 farb. Abb., kt. DM 54,- / ÖS 394,- / SFr 49,-  
 ISBN 3-437-20493-9



### **3. Feldberger Sommerschule und 2. Sommerkurs für Schüler 1997 – Aktives Tun junger Leute bei Umweltforschung für den Umweltschutz**

Wolfgang M. Richter und Georg Kubsch

**Wie schon in den Vorjahren, taten sich das Institut für Angewandte Analytik und Umweltchemie der Humboldt-Universität zu Berlin und die im Feldberger Raum agierende Arbeitsgemeinschaft BONITO auch 1997 erneut zusammen, um interessierten jungen Menschen Grundwissen, insbesondere chemisch, physikalisch und hydrologisch-limnologisch bezogenen Inhalte zu vermitteln.**

**A**us der „Feldberger Seenlandschaft“ in Mecklenburg wurde bereits zweimal von der seit 1955 vornehmlich dort tätigen, hydrographisch-biologischen Arbeitsgemeinschaft BONITO im MIKROKOSMOS berichtet (Richter, 1990, 1997). Deren gewässerkundliche Tätigkeit, geprägt von relativ einfachen (Langzeit-)Untersuchungen, wurde in den letzten Jahren in sich gegenseitig befruchtendem Austausch mit dem Arbeitskreis der genannten Einrichtung unter den Herren Prof. Dr. Scholz und Dr. Georg Kubsch außerordentlich positiv erweitert. Wenn sich dabei nun beim Heranführen junger Menschen an das dringliche Thema „Gewässerforschung für den Umweltschutz“ insbesondere mit der Handhabung modernster Analytik (Chromatographische Methoden, Voltametrie, Atomabsorptionsspektrometrie) und hergebrachter Untersuchungsarten (z. B. einfacher Feldmethoden und/oder der Lichtmikroskopie) befaßt wurde, kann dieses nur begrüßt werden.

So lud denn die Humboldt-Universität auch 1997 vom 11. 08.–15. 08. wieder in die „Krüseliner Mühle“ ein, einem abgeschiedenen, doch herrlich gelegenen, dabei geschichtsträchtigen Ort im Naturpark „Feldberger Seenlandschaft“. Da in diesem Jahr nur ein Durchgang am Krüselinsee möglich wurde, war die Teilnehmerzahl auf neun Studenten unterschiedlichster, keineswegs nur naturkundlicher Disziplinen begrenzt. Die Unterbringung erfolgte rustikal; ein großer Speisesaal stand als Gemeinschafts- und Experimentierraum zur Verfügung. Die Kosten konnten damit für die Teilnehmer sehr niedrig gehalten werden!

18 Schüler verschiedener Schulen konsultierten den in Berlin, am „Weißen See“ abgehaltenen Kurs vom 18. 08.–30. 08. 1997.

Abweichend vom Programm der Vorjahre wurde aus Zeitgründen 1997 auf Boden- und Luftuntersuchungen verzichtet, um eine umfangreichere Hinwendung zu den Untersuchungsobjekten Krüselinsee und Feldberger Haussee zu ermöglichen. Genannte Gewässer sind in ihrer Qualität außerordentlich unterschiedlich. Während der Krüselin als mesotroph-geschichtetes Gewässer sich meist in beachtlicher Klarheit zeigt, stellt der „in Bio-manipulation befindliche“ Haussee (noch) den Prototyp eines eutrophierten, zumindest in der Vergangenheit sogar „high polluted“ Gewässers dar. Von einfacher Sichttiefenmessung und Farbbestimmung über Entnahme von Wasser- und Planktonproben aus unterschiedlichen Tiefen mit selbstgeschaffenen Gerät bis hin zu Sauerstoff- und Temperaturmessungen mit moderner Sonde sahen die in kleinen Gruppen arbeitenden Teilnehmer wesentliche Vorgänge gewässerkundlicher Arbeit vor Ort.

In der Krüseliner Mühle erfolgte die Abarbeitung der eingebrachten Wasserproben vermittelt modernster Ionenchromatographie (z. B. für Chlorid, Nitrat, Phosphat und Sulfat), der Photometrie (für Ammonium und o-Phosphat), der Elektroanalytik mit UV-Aufschluß (u. a. für Blei, Cadmium, Kupfer und Zink), der Mineralölkohlenwasserstoffe mittels Gaschromatographie sowie die Bestimmung anderer Parameter (z. B. pH-Wert, Schwefelwasserstoff, CSB-Permanganatwert) und vieles auch

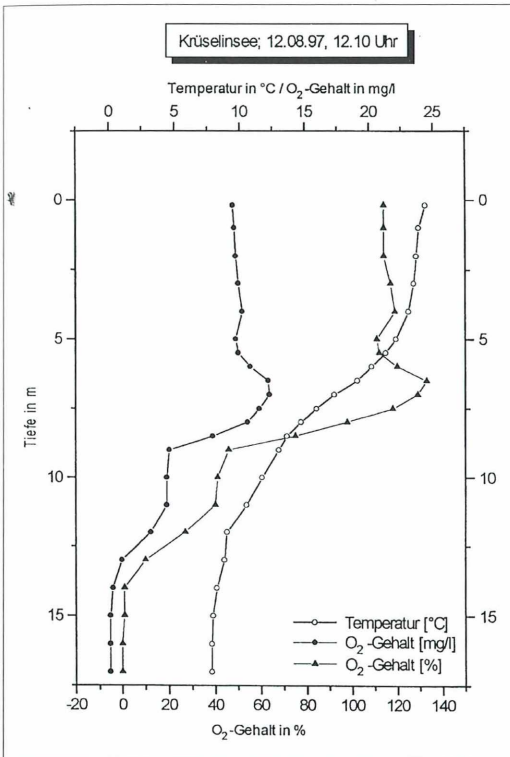


Abb. 1: Sauerstoff- u. Temperaturprofil des Krüselin, nahe tiefster Stelle am 15. 08. 1997.

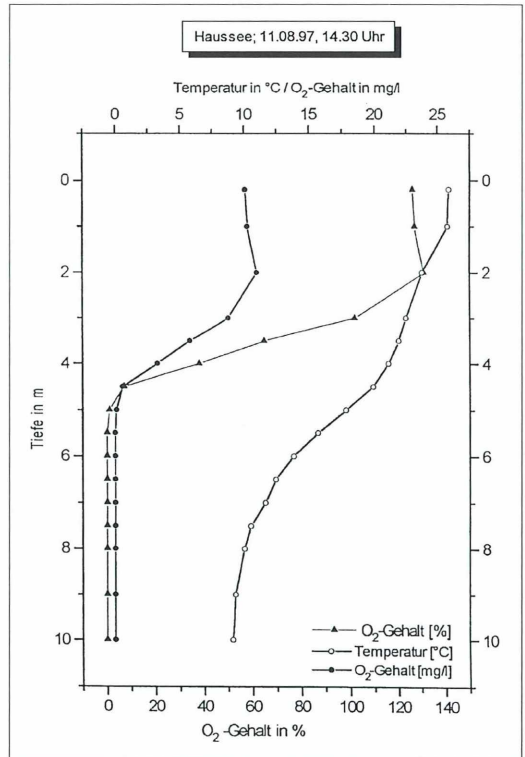


Abb. 2: Sauerstoff- u. Temperaturprofil des Haussee, nahe tiefster Stelle am 15. 08. 1997.

wieder parallel mit herkömmlichen und einfachen (Feld-)Methoden.

Aus den selbstbestimmten, kennzeichnenden Größen fertigten die außerordentlich aktiv mitarbeitenden Lehrgangsteilnehmer Zusammenstellungen und Diagramme, die sie in Beziehung zu den in der Limnologie vorgegebenen Klassifizierungen setzten (Abb. 1 und 2). Sinngemäß und der Altersgruppe der Schüler angemessen wurden solche und ähnliche Messungen und Auswertungen auch für den 2. Sommerkurs (28. 08.–30. 08. 97) am Berliner Weißen See eingesetzt.

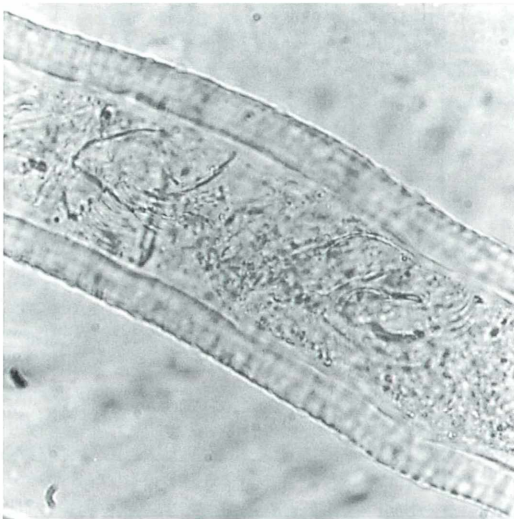
Mit einem Vortrag zur breitgefächerten, ehrenamtlichen Arbeit der Arbeitsgemeinschaft BONITO, konnte ihr wissenschaftlicher Leiter, Dipl. Biol. Richter, den Studenten in seinem Lichtbildervortrag einen kleinen Eindruck von dem Jahrzehnte währenden Einsatz für die Erhaltung der Feldberger Seenlandschaft vermitteln. Gerade der BONITO gelang es, wesentli-

che Aussagen zum Status dieser einzigartigen Landschaft mit primitiv anmutenden kostengünstigen Untersuchungen und Gerät wissenschaftlich zu untermauern. Keinesfalls vernachlässigt aber wurden im Lehrgang auch die heute immer wichtiger erscheinenden Wasseruntersuchungen auf biologisch-ökologischer Basis.

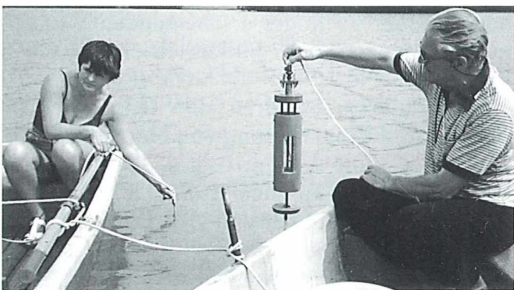
Grundsätzliches erfuhren die Teilnehmer in Vortrag und Unterweisung von Herrn Dr. Täuscher, der seine Version eines „Aquatischen Ökosystems“ (Täuscher, 1988) ansprechend verdeutlichen konnte. Von der Erfassung gewässereigener Makrophyten über Voraussetzungen und Fang sowie mikroskopischer Bestimmung des Zoo- und Phytoplanktons der genannten Gewässer kam die angewandte Mikroskopie zu ihrem Recht (Abb. 3).

So darf denn abschließend diese Version, Sommerschulen zu betreiben, als eine gelungene Variante betrachtet werden. In ihr werden ein-

fache und spezifische Probenahmen, simple und modernste Untersuchungsarten – basierend auf schulischem Grundwissen (Physik, Chemie und Biologie) – mit Arbeit und Leben in der Natur verbunden. Wenn dabei nun z. B. auch die Mikroskopie (wieder) ihren Platz fand – nicht selbständig, sondern eingebettet in



**Abb. 3:** Mittlerer Magenabschnitt eines Glas-*Leptodora kindtii* Focke aus dem Haussee; zu erkennen ist u. a. 1 Exemplar des See-Rüsselkrebsschens *Bosmina coregoni*.



**Abb. 4:** Einfaches Arbeiten durch Absenken des Kabels mit der Sauerstoffsonde (links) und selbstgebautes, modifiziertes Kunststoff-Ruttner-schöpfer zur Probenentnahme aus unterschiedlichen Tiefen (rechts).

ein Gesamtvorhaben – so scheint zusammenfassend vieles gelungen, nämlich

- Das Praktizieren herkömmlicher und modernster Untersuchungsmethoden, zur Bestimmung von chemischen und physikalischen Parametern,
- das Bewerten der Meßergebnisse und das Aufzeigen von Zusammenhängen zwischen diesen Parametern und dem Leben im Gewässer,
- dabei das Auffrischen und Fordern des wichtigen, schulischen Grundwissens,
- das Brechen „einer Lanze für die Mikroskopie“ und
- das Aktivieren junger Menschen für unsere Umwelt – gleich, welcher Disziplin sie angehören mögen.

In diesem Sinne bleibt zu hoffen, daß auch 1998 wieder „Sommerschule und Sommerkurs“ stattfinden können, sich dankenswerterweise wieder professionelle und ehrenamtliche Helfer, Mentoren und Betreuer finden, die dieses Erlebnis gestalten helfen. Ein Dank aber soll auch an die hilfreichen Sponsoren gehen, die viel ermöglichten. Es sind zu nennen: Die Gesellschaft Deutscher Chemiker e.V., das Bündnis 90/Die Grünen, die Messer Griesheim GmbH, die Wissenschaftlich-Technischen Werkstätten GmbH, Dionex GmbH, die Mecklenburgische Brauerei Lübs GmbH und das Protektum Umweltinstitut GmbH.

#### Literaturhinweise

- Autorenkollektiv (Humboldt-Universität/BONITO e.V.): Bericht von der 3. Feldberger Sommerschule zur Umweltchemie und Umweltanalytik und vom 2. Sommerkurs für Schüler in Berlin. (1997).
- Richter, W. M.: Gewässergütebestimmung an Hand alter Planktonfänge. Ein Versuch. *Mikrokosmos* 79, 174–178 (1990).
- Richter, W. M.: Eine Lanze für die Mikroskopie. *Mikrokosmos* 86, 225–228 (1997).
- Täuscher, L.: Mikroalgenökologie, Allgemeiner Teil. Berlin. (1988).

*Verfasser:* Dipl. Biol. Wolfgang M. Richter, wissenschaftlicher Leiter BONITO e.V., Drosselgang 2, D - 21709 Himmelpforten (Nd.-Elbe), und Dr. Georg Kubsch, Humboldt-Universität zu Berlin, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät, Fachinstitut für Angewandte Analytik und Umweltchemie, Hessische Straße 1–2, D - 10115 Berlin.



# Beobachtungen an *Trichoplax adhaerens* Schulze, 1883

Thomas Schaarschmidt

Als hypothetische Ausgangsform der vielgestaltigen Metazoa wird ein millimetergroßer Organismus diskutiert, der ein frühes ontogenetisches Stadium repräsentiert (Ax, 1995). Tatsächlich gibt es einen Vertreter der Tierwelt, dem man diese Rolle zuschreiben kann und der darüberhinaus auch für den Mikroskopiker zugänglich ist. *Trichoplax adhaerens* ist der gegenwärtig einzige zuverlässig bekannte Vertreter der vermutlich ausschließlich marinen Gruppe der Placozoa. Im MIKROKOSMOS hat 1971 K. G. Grell, der sich um die „Wiederentdeckung“ und die Namensgebung der „Plattentierchen“ verdient gemacht hat, über diese Tiergruppe berichtet.

**T***richoplax adhaerens* ist in den Flachwasserbereichen warmer Meere wahrscheinlich weiter verbreitet, als man annehmen mag.

## Vorkommen

Die der 1883 durch F. E. Schulze erfolgten Erstbeschreibung zugrundeliegenden Tiere stammten aus Meeresaquarien, die mit natürlichem Material aus der Bucht von Triest versorgt wurden (Schulze, 1883). Auch die in diesem Artikel vorgestellten Exemplare wurden aus einem Aquarium entnommen, welches über mitgebrachtes lebendes Material Kontakt zur griechischen östlichen Mittelmeerküste (Ägäis) hatte.

Direkte Funde im Lebensraum dieser Tiere liegen der verfügbaren Literatur zufolge offenbar nicht vor; immer wurden die Tiere unter Laborbedingungen beobachtet. So hat Grell auf Algenproben aus dem Roten Meer *Trichoplax* gefunden und die lange vorab bekannten Befunde von Schulze und die Ideen Bütschlis zum Ursprung der Metazoen (Placula-Hypothese: ein zunächst einschichtiger, dann zweischichtig differenzierter plattenförmiger Zellverband, die Placula, bildet im Verlaufe einer Einkrümmung ein Gastrula-ähnliches Stadium mit funktionell und morphologisch verschiedenen inneren und äußeren Zellagen) wieder in die Diskussion gebracht (Grell, 1971; Bütschli, 1884).

Thiemann und Ruthmann (1990, 1991) machen keine Angaben zur Herkunft ihrer Ver-

suchstiere. Auf Hawaii wurden im Seewasserkreislauf einer Forschungsinstitution nach gezielter Suche Placozoen gefunden (Pearse, 1989). Anken und Kappel berichten über Vorkommen in Meeresaquarien der Wilhelma/Stuttgart (Funde durch Dr. H. Streble, Anken und Kappel, 1992).

## Finden und Untersuchen

Aquarienscheiben sind auch überdimensionale Objektträger, auf denen unscheinbare Organismen wie z. B. Placozoen dem Betrachter eher zugänglich sind als unter in situ Bedingungen. Meeresaquarien sind oft Nachbildungen von Küstenlebensräumen des flachen Wassers. Die Fortschritte im Verständnis der Grundlagen biologisch gut funktionierender Aquariensysteme und das Interesse an den heute dominierenden Korallenriffaquarien führten zu einer Abkehr von eher „sauberen“ Hälterungsbecken unter Verwendung von toter Dekoration und zur Integration lebender Strukturen, möglichst vom Fundort der Aquarieninsassen. „Lebende Steine“ aus Korallenmeeren sind heute im Zoofachhandel zu erwerben, und stellen auch für den mikroskopisch Ambitionierten eine Fundgrube dar.

Für eigene Versuche ist es empfehlenswert, unter Verwendung von im Zoohandel erhältlichen künstlichen Meersalzmischungen ein kleines Aquarium einzurichten (eine Salinität von etwa 30 Promille genügt für viele Aquarienbewohner) und mit bescheidener Technik

(Durchlüftung, ev. schwache Wasserbewegung über eine Kreiselpumpe) auszustatten. Etwas Aquariensubstrat aus länger bestehenden Meeresaquarien (Zoohändler/Aquarianer) bzw. schon erwähnte „Lebende Steine“ oder Material von einer Reise an ein Korallenriff oder an die Mittelmeerküste sind ideale Ausgangssubstrate, aus denen im Laufe der Zeit eine Reihe von Organismen hervorgehen können.

Weißliche amöbenartige Strukturen mit einer durchschnittlichen Größe von 2 bis 3 mm können sich dann nach einiger Zeit einfinden. Mit dem bloßen Auge ist keine Bewegung im Moment, wohl aber eine Änderung der Gestalt und Position der Individuen im Laufe von Minuten bis Stunden zu erkennen. Geeignete Hilfsmittel für das Studium von Aquarienscheiben sind Lupen, insbesondere Fadenzähler, da diese mit einem Rahmen auf die Scheibe aufgesetzt werden können. Noch besser eignen sich horizontale Aquarien(scheiben)mikroskope (Löfflath, 1966; Nachtigall, 1985, 1998. Gut einsetzbar sind auch Geräte, die als Aufsetzmikroskope für Werkstoffprüfungen konzipiert sind, gelegentlich sieht man vergleichsweise einfach gebaute Systeme auch als „Taschen-“ oder gar als „Spielzeugmikroskop“ im Handel – ein Versuch lohnt sich! Mit etwas Vorsicht kann man mit Hilfe einer Pipette die relativ festhaftenden *Trichoplax* von der Scheibe absaugen bzw. wie Schulze in seiner Erstbeschreibung empfiehlt, abspülen, und mit dem konventionellen Lichtmikroskop betrachten.

Die Inkubation von Objektträgern in Aquarien oder deren Filtersystemen wie auch im Freiland stellt eine weitere geeignete Methode zur Beobachtung dar. Pearse (1989) fand, wie oben erwähnt, *Trichoplax*, indem Objektträger für einige Tage in einem Aquarienfilter-

system belassen wurden; danach erfolgte eine Weiterkultivierung in kleinen Gefäßen unter Zusatz von Hefepräparaten als Nahrungsquelle. Dabei erwies es sich als günstig, konditionierte (bereits im Meerwasser vorinkubierte) Objektträger zu benutzen. Die Laborkultur ist möglich; Grell hielt Placozoa über Jahre in Petrischalen, wobei mit *Cryptomonas* aus Laborkulturen gefüttert wurde (Grell, 1971). Aber das beschriebene Kleinaquarium reicht aus, solange Aufwuchsorganismen (Algen, Protozoen) die Behälterwandung und Dekoration überziehen.

### Beobachtungen

*Trichoplax* zeigt oft ein gehäuftes Auftreten in bestimmten Regionen der Aquarienscheibe. Dabei wurden im vorliegenden Fall besonders die strömungsexponierten Bereiche und auch die obersten Zentimeter der Wassersäule bevorzugt. Sehr auffällig ist die stete, aber (makroskopisch) gemächliche Formveränderung dieser „Plattentierchen“, welche oft zu einem bizarren Habitus der Individuen führt (Abb. 1, 2a und 2b).

Bei stärkerer Vergrößerung verblüfft *Trichoplax adhaerens* mit einer vergleichsweise ungestümen ständigen Umformung des ganzen Tieres, welche mit einer faszinierenden Geschmeidigkeit vonstatten geht (Abb. 3). Dabei erreichten die hier beobachteten Tiere bei Ortsveränderungen Geschwindigkeiten im Bereich von 1,2 bis 1,8 mm/min, hier für die „Fließ“bewegung einzelner Körperabschnitte bei Temperaturen um etwa 20 °C ermittelt. Schulze (1891) gibt Geschwindigkeiten von 0.2 bis 0.5, in einem Falle bis 1.0 mm/min für die Fortbewegung eines Individuums an. Die

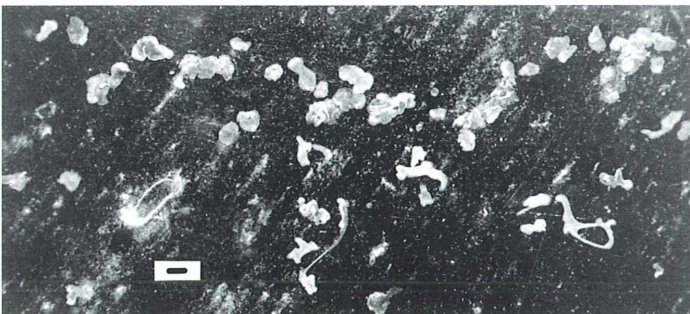
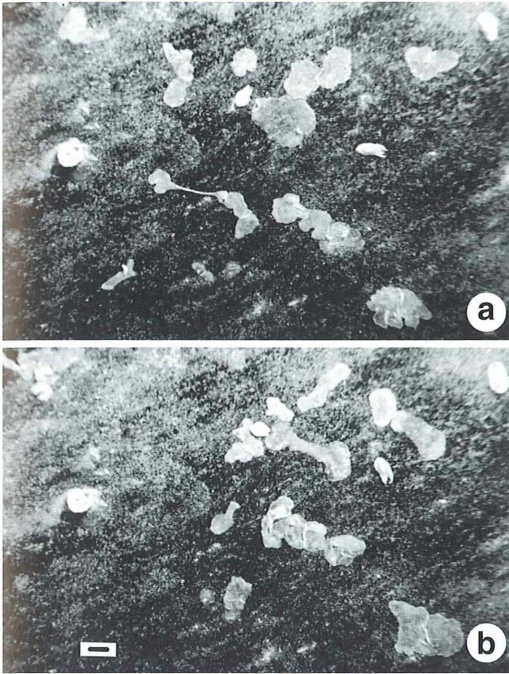
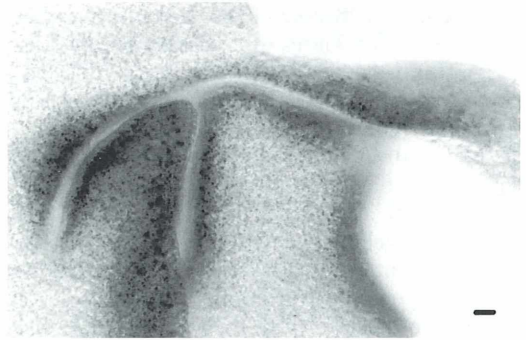


Abb. 1: Ansammlungen von *Trichoplax adhaerens* bedecken an geeigneten Stellen die Aquarienscheibe. Balken = 1mm.

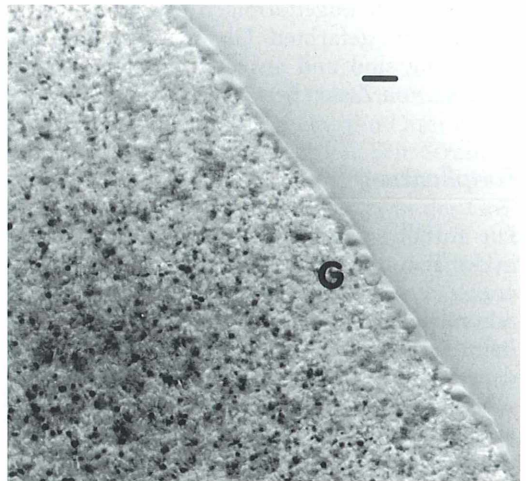


**Abb. 2 a und b:** Über längere Zeiträume betrachtet zeigen Placozoen eine ständige Form- und Ortsveränderung. Die Streckung von Tieren wie im Zentrum leitet oft eine Teilung ein, kann aber auch rückgängig gemacht werden. Zwischen den Aufnahmen a und b vergingen 50 min.

Bewegung erinnert stark an das Fortbewegungsverhalten von Amöben, allerdings zeitlich forciert und vom Schlagen zahlreicher Cilien begleitet, welche im Phasenkontrast gut sichtbar werden; außerdem wölbt sich das Tier regelmäßig auf. Weiterhin fallen viele dunkler (gelblich-bräunlich) gefärbte Glanzkugeln im milchig erscheinenden und stark granulierten Tierkörper auf (Abb. 4). Die Art ist durch die Möglichkeit zu starken Kontraktionen ausgezeichnet, welche nach mechanischer Reizung erkennbar sind. Im Objektträger-Mikroaquarium (Neubert, 1991) hält sich *Trichoplax* nach Erfahrungen des Verfassers zwar einige Zeit, zerfällt aber spätestens nach etwa 2 Tagen. Aufgrund der steten Bewegung der scheinbar ruhigen Tiere empfiehlt sich für die Mikrofotografie unbedingt der Einsatz eines Mikrolitizes.



**Abb. 3:** Das mikroskopische Bild zeigt ein stetes Fließen von Randzonen des Tieres; einzelne Abschnitte werden dabei auch hochgewölbt. Balken = 20 µm.



**Abb. 4:** Bei stärkerer Vergrößerung sind Einzelheiten wie z. B. die Glanzkugeln (G) sichtbar. Besonders gut zur Beobachtung dieser Strukturen eignen sich die Randbereiche. Balken = 10 µm.

### **Bau**

Hier soll nicht detailliert auf die Morphologie und Anatomie von *Trichoplax* eingegangen werden, eine wirklich schöne und lesenswerte Darstellung gibt bereits Schulze (1891), für das neuere Schrifttum sollen stellvertretend Grell und Ruthmann (1991) sowie Ruthmann in

Westheide und Rieger (1996) genannt werden. Der Name des Tieres gibt Auskunft über den ersten Eindruck, den man von ihm erhält: eine flache bewimperte (trichos) Platte (plax), die an Substrat haftet (adhaerens).

In aller Kürze läßt sich dieses Tier als dorsal von einem flachen und ventral von einem hohen Epithel aus stets monociliär begeißelten Zellen aufgebaut beschreiben. Das ventrale Epithel dient auch der Ernährung, welche im wesentlichen eine Aufnahme (Pinocytose) von außerhalb des Körpers vorverdauten Protozoen und Algenzellen zu sein scheint.

Beide Epithelien umschließen einen flüssigkeitsgefüllten Spaltraum, welcher Faserzellen enthält, die im Tierreich offenbar nur bei den Placozoa vorhanden sind (Grell, 1980).

Diese Zellen sollen auch für die Kontraktionsfähigkeit des Tieres verantwortlich sein. Außerdem fallen schon im lichtmikroskopischen Bild die kugelförmigen und relativ kräftig gelblich gefärbten Glanzkugeln auf, die lipidhaltig sind und aus dem Prozeß des Absterbens von Zellen hervorgehen sollen.

### Fortpflanzung

Die auffälligste Form der Vermehrung besteht in der Teilung von Individuen, was zu sehr fili-granen Erscheinungsformen führen kann und schon bei Schulze (1891) dargestellt wird.

Beim Beobachten fallen aber auch Fälle auf, in denen ein Zustand eingenommen wird, der scheinbar zu einer Teilung führen sollte (Akkumulation von Material in zwei Arealen, die nur noch durch eine oft extrem dünne Verbindung Kontakt halten) und doch wieder durch Kontraktion ohne eine Teilung überwunden wird. Weitere Vermehrungsmöglichkeiten stellen kugelförmige Schwärmer dar, von denen verschiedene Arten gebildet werden. Große (40–60 µm), hohle und schwebfähige sowie kleine (18–50 µm), ohne zentralen Hohlraum und nicht schwebfähige, aber zahlreichere derartige Vermehrungsstadien können gebildet werden. Die kleineren Schwärmer scheinen Verbreitungsaufgaben zu erfüllen. Weiterhin kann auch über dorsale Stolone eine Fortpflanzung realisiert werden (Thiemann und Ruthmann, 1990, 1991). Grell (1980) hat auch Anzeichen einer sexuellen Vermehrungsweise beschrieben, allerdings ist außer potentiell als Gameten geeigneten Zellen und ersten Fur-

chungsstadien weder die Befruchtung noch der weitere Fortgang der sexuellen Reproduktion bis heute sicher beschrieben worden.

### Ausblick

Für den Beobachter ergeben sich also noch interessante Aufgaben. Die Aufklärung der sexuellen Fortpflanzung oder gar die Wiederentdeckung der nur einmal beschriebenen und bisher nicht wiedergefundenen zweiten Placozoen-Art *Treptoplax reptans* oder „einfach nur“ eine bessere Kenntnis der Verbreitung dieser interessanten Tiere zählen dazu. Für den Interessenten sei erwähnt, daß *Treptoplax reptans* aus Aquarien der Zoologischen Station zu Neapel beschrieben wurde als ein *Trichoplax*-ähnlicher Organismus, der aber ein cilienloses dorsales Epithel aufweist und neben weiteren Merkmalen auch eine höhere Zahl „lichtbrechender Körperchen“ (Glanz-kugeln?) besitzt (Monticelli, 1897).

Und im Hinblick auf die immer noch übliche klassische systematische Einteilung der Organismen sei gesagt: Es gibt nicht viele Tierstämme (und die Placozoa werden als ein solcher angesehen), deren Angehörige in einem Tropfen Wasser vollzählig zu versammeln sind!

### Literaturhinweise

- Anken, R.H., Kappel, Th.: Ein Stamm, eine Art. *Trichoplax adhaerens*. Das Aquarium 276, 27–29 (1992).
- Ax, P.: Das System der Metazoa 1. Ein Lehrbuch der phylogenetischen Systematik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
- Bütschli, O.: Bemerkungen zur Gastraeathorie. Morphol. Jahrbuch 9, 415–427 (1884).
- Grell, K. G.: Über den Ursprung der Metazoen. Mikrokosmos 60, 97–102 (1971).
- Grell, K. G.: *Trichoplax adhaerens* F. E. Schulze und die Entstehung der Metazoen. Naturwiss. Rundschau 24, 160–161 (1971).
- Grell, K. G.: Stamm Placozoa. In: Gruner, H. E. (Hrsg.): Lehrbuch der speziellen Zoologie, begr. v. A. Kaestner. Band I: Wirbellose Tiere, Teil 1, Gustav Fischer Verlag Jena, 1980.
- Grell, K. G., and A. Ruthmann: Placozoa. In: Harrison, F. W. (ed.): Microscopic Anatomy of Invertebrates, Volume 2: Placozoa, Porifera, Cnidaria, and Ctenophora, 13–27. Wiley-Liss, New York 1991.
- Löfflath, K.: Das überdimensionale Lebendpräparat. Ein Aquarienmikroskop. Mikrokosmos 55, 345–351 (1966).
- Monticelli, Fr. Sav.: *Adelotacta Zoologica*. Mitteilungen aus der Zool. Station zu Neapel 12, 423–462 (1897).

- Nachtigall, W.: Mein Hobby: Mikroskopieren. BLV Verlagsgesellschaft, München 1985.
- Nachtigall, W.: Aquarienmikroskopie. Mikrokosmos 87, 145–146 (1998).
- Neubert, W.: Langzeitbeobachtung von Mikroorganismen. Mikrokosmos 80, 228–231 (1991).
- Pearse, V. B.: Growth and behavior of *Trichoplax adhaerens*: First record of the phylum Placozoa in Hawaii. Pacific science 43, 117–121 (1989).
- Ruthmann, A.: Placozoa. In: Westheide, W. und Rieger, R. (Hrsg.): Spezielle Zoologie. Teil 1: Einzeller und Wirbellose Tiere. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
- Schulze, F. E.: *Trichoplax adhaerens*, nov. gen., nov. spec. Zoologischer Anzeiger 6, 92–97 (1883).
- Schulze, F. E.: Über *Trichoplax adhaerens*. Physikalische Abhandlungen der königl. Akademie der Wissenschaften zu Berlin, Berlin 1891.
- Thiemann, M., Ruthmann, A.: Spherical forms of *Trichoplax adhaerens* (Placozoa). Zoomorphology 110, 37–45 (1990).
- Thiemann, M., Ruthmann, A.: Alternative modes of asexual reproduction in *Trichoplax adhaerens* (Placozoa). Zoomorphology 110, 165–174 (1991).

Verfasser: Thomas Schaarschmidt,  
Maßmannstraße 21, D-18057 Rostock

## Kurze Mitteilung

### Fluoreszenz-Korrelations-Spektroskopie

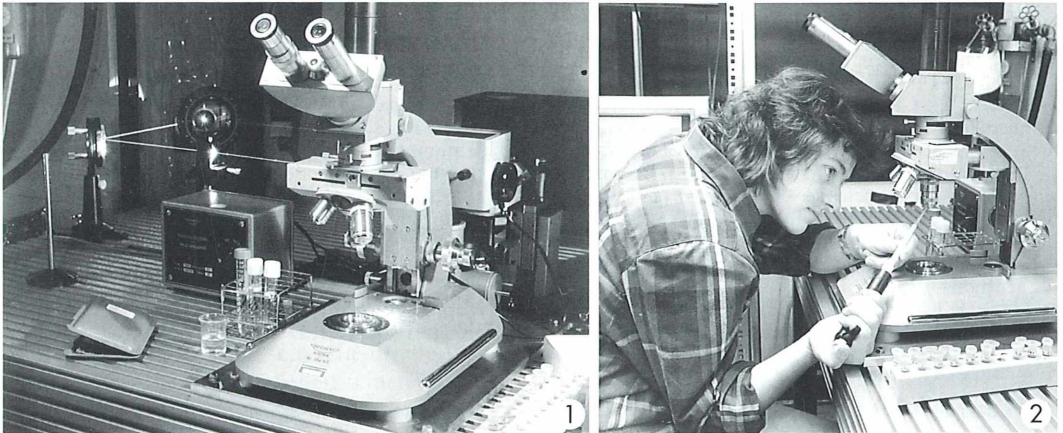
Analytik weit unterhalb bisheriger Nachweisgrenzen

Der Fortschritt der Molekularbiologie hängt vom Nachweis immer kleinerer Mengen von Stoffen bis hin zu Molekülen ab. In der Zelle vollziehen sich die Vorgänge des Lebens an einer kaum mehr überschaubaren Vielfalt von Stoffen und Strukturen. Dabei stellt sich die Frage, wie man bestimmte Partikel oder Moleküle (Zellen, Viren, Proteine, Pione, Gene), nachweisen kann, die jeweils nur in extrem niedriger Konzentration vorhanden sind. Oft ist es notwendig, sie außerdem von anderen oder sehr ähnlichen Strukturen zu unterscheiden. Hierbei sind Licht- und oft auch die Elektronenmikroskopie überfordert.

Eine technisch neue und revolutionierende Lösung dieses Problems bahnt sich an. Das Verfahren nennt sich Fluoreszenz-Korrelations-Spektroskopie oder FCS, abgekürzt nach den englischen Begriffen fluorescence correlation spectroscopy. Diese arbeitet mit einem Lichtmikroskop und einer ausgefeilten Laser-Technik. Die FCS wurde am Max-Planck-Institut für biophysikalische Chemie nach einer Idee von Rudolf Rigler in der von Manfred Eigen geleiteten Abteilung für Molekulare Kinetik entwickelt. Man arbeitet mit einem winzigen Meßvolumen von weniger als  $10^{-15}$  Liter (Femto-Liter, fl). Es entspricht dem Rauminhalt einer *Escherichia coli*-Zelle oder, metrisch ausgedrückt, dem Rauminhalt eines Würfels mit der Kantenlänge von einem tausendstel

Millimeter. Dieses winzige Meßvolumen wird mit einem Laserstrahl erzeugt. Ein Laser ist ein rückgekoppelter Lichtverstärker. Sein Strahl ist monochromatisch und läßt sich durch eine Sammellinse auf den Durchmesser in der Größenordnung der Lichtwellenlänge um  $1 \mu\text{m}$  fokussieren. Der Laserstrahl wird so in den Strahlengang eines Auflichtmikroskopes eingespiegelt (Abb. 1), daß er durch das Objektiv in der Objektebene fokussiert ist. Der „Brennpunkt“ dieses Laserstrahls bildet dann das gewünschte Meßvolumen: ein lichterfüllter, zylindrischer Raum mit einem Volumen von weniger als 1 fl. Dieser Hohlraum wird über das Objektiv des Mikroskopes zurück in eine extrem feine Lochblende abgebildet. Das Bild des Meßvolumens wird schließlich durch einen Photodetektor analysiert.

Für die Messung wird der Laserstrahl auf die Probe fokussiert, in welcher die gesuchten, jeweils mit einem Fluoreszenzfarbstoff markierten Teilchen oder Moleküle gelöst sind (Abb. 2). Das Meßvolumen ist so klein, daß die markierten Moleküle nur gelegentlich in den Brennpunkt des Lasers hineindiffundieren. Dann allerdings wird der Farbstoff durch das Laserlicht dazu angeregt einen Schauer von Lichtteilchen auszusenden. Diese Fluoreszenz-Photonen verraten dann das gelungene Einfangen des gesuchten Teilchens in Meßvolumen; sie werden von dem Photodetektor, der das



**Abb. 1:** Zur Fluoreszenz-Korrelations-Spektroskopie wird der Laserstrahl (von links) in ein Aufricht-Mikroskop gespiegelt und über das Objektiv in einem Brennpunkt konzentriert. Dieser stellt das Meßvolumen dar. Das von den fluoreszenz-markierten Teilchen oder Molekülen ausgesandte Licht wird von einem Detektor über den Phototubus oben am Mikroskop (nicht mehr im Bild sichtbar) aufgefangen und von einem Korrelator analysiert. – **Abb. 2:** Für die Messung bei der FCS wird ein Tropfen der Probenlösung an der Frontlinse des Objektivs des Mikroskopes mit einer Pipette angebracht. Der Brennpunkt des Laserstrahls, der aus dem Mikroskop über das Objektiv in den hängenden Tropfen fällt, stellt das Meßvolumen dar (Fotos: MPG/Filser, München).

Bild des Meßvolumens in der Lochblende betrachtet, aufgefangen und registriert. Die Analyse findet durch den Korrelator statt, der die vom Photodetektor registrierten Photonen auf zeitliche Zusammenhänge analysiert. Am Ende liefert dann der Computer dem Untersucher eine Korrelationskurve, aus der die Zahl der registrierten Teilchen, sowie deren Diffusionskoeffizient in der Probenlösung hervorgeht.

Ein Teilchen in dem Meßvolumen von 1 fl, das mit der FCS direkt nachweisbar ist, entspricht einer Konzentration des Stoffes von rund  $10^{-9}$  Mol pro Liter. Dies liegt bereits weit unterhalb der bisherigen Nachweisgrenzen.

Der eigentliche Meßvorgang bei der FCS dauert nur eine tausendstel Sekunde, – das ist die mittlere Verweilzeit eines Teilchens im Meßvolumen. Man kann aber die Beobachtung über längere Zeiträume ausdehnen, auf Sekunden bis Stunden. So lauert man dem Teilchen auf,

das auch in viel niedrigeren Konzentrationen als  $10^{-9}$  Mol pro Liter vorliegen kann. Auf diese Weise gelangt man zu Konzentrationsnachweisen bis zu  $10^{-15}$  Mol pro Liter. Damit befindet man sich in fast unvorstellbaren Verdünnungen, vergleichbar dem eines Zuckerkwürfels gelöst im Wasser des Starnberger Sees. Für die FCS zeichnen sich ganz neue Anwendungen ab: in der biochemischen Analytik, in der molekularen Diagnostik in der Medizin, und bei der Untersuchung der molekularen Evolution. Es lassen sich jetzt schon einzelne Virus-Partikel in einem großen Flüssigkeitsvolumen nachweisen, wie es etwa bei dem AIDS-Virus im Blut vorkommt. Es ist wichtig, weil sich so in der frühen, stillen Latenzphase der Infektion schon Virus-Partikel nachweisen lassen.

H. F. Linskens, Nijmegen

# Symbiosen von Tieren mit Mikroorganismen

## I. Teil: Endocytosymbiosen

Renate Radek

**Welche Vorteile haben große Tiere davon, wenn sie mit kleinen Organismen zusammenleben und diese kleinen Partner sogar im Körper des größeren ihren Lebensraum haben? Gibt es vorteilhafte Bakterieninfektionen? Gibt es Tiere, die grün sind wie Pflanzen und solche, die verhungern würden, wenn nicht ihre kleinen Partner für sie die Nahrung verdauen würden? Ziehen diese Organismen möglicherweise auch einen Vorteil aus dieser Zweierbeziehung?**

**U**nter Symbiose versteht man im deutschen Sprachgebrauch eine Vergesellschaftung artverschiedener Organismen, die für beide Partner von Vorteil ist (Görtz, 1988). Ist der eine Partner kleiner und lebt im Innern des größeren, so liegt der Spezialfall einer Endosymbiose vor. Die kleineren Partner sind meist Mikroorganismen (Bakterien, einige Pilze oder eukaryotische Einzeller). Durch das enge Zusammenleben entstehen neue Funktionseinheiten, die häufig erfolgreicher sind als die Einzelpartner. So ermöglichen Endosymbionten ihrem Wirt die Besiedlung von Lebensräumen bzw. Ausnutzung von Nahrungsstoffen, wozu er alleine nicht fähig wäre. Der Aufenthaltsort der Endosymbionten im Wirt kann extrazellulär oder intrazellulär sein. Extrazelluläre Symbionten leben zum Beispiel im Darm oder im Gewebe zwischen den Zellen, während intrazelluläre Symbionten innerhalb von Wirtszellen zu finden sind. Den letzteren Fall bezeichnet man als Endocytosymbiose oder, neutraler formuliert, als Endocytobiose.

### Endocytosymbiosen

Intrazelluläre Symbiosen sind im Tierreich weit verbreitet. Wirtstiere findet man in fast allen Tierklassen, ausgenommen den ausschließlich parasitären Gruppen der Sporozoa (sporenbildende Einzeller), Trematoda (Saugwürmer) und Cestoda (Bandwürmer). Endocytobiosen sind von großer Bedeutung für das Leben auf der Erde. Ein optimales Gedeihen der Wirtsorganismen wird häufig erst ermöglicht

durch ihre Endosymbionten, so zum Beispiel sind die symbiotischen Mikroalgen maßgeblich an der Entstehung der gewaltigen Korallenriffe beteiligt. Nicht zuletzt sind auch die Zellorganellen wie Mitochondrien und Chloroplasten aus Endosymbionten entstanden.

Die Natur der Endocytobionten ist unterschiedlich. Organismen wie Algen, Pilze oder Bakterien können als Symbionten in einem Wirt leben. Sie besiedeln nicht nur das Cytoplasma, sondern können auch im Kern, der Kernhülle oder dem Endoplasmatischen Retikulum vorkommen. Die cytoplasmatischen Endobionten sind häufig von einer Membran umgeben, also in einer Vakuole eingeschlossen.

Der Grad der Verflechtung zwischen den Symbiose-Partnern ist unterschiedlich stark. Einen großen Einfluß auf die Intensität der Anpassung hat die Zeitdauer des Zusammenlebens. Wechselseitige Anpassungen (Koadaptationen) sorgen dafür, daß die Endocytobionten zunehmend in den Stoffwechsel der Wirtszelle eingebunden werden – nach langer Zeit können sie sogar unentbehrlich werden. Beim fakultativen Zusammenleben können beide Partner in der Natur noch getrennt vorkommen. In der obligatorischen Symbiose müssen die Partner in der Natur zusammen bleiben, um konkurrenzfähig zu sein und ein Überleben beider zu ermöglichen. Als letzte Stufe der Verflechtung ist die Entstehung der Organellen (Mitochondrien, Chloroplasten) zu sehen, die keine eigenständig lebensfähigen Organismen mehr darstellen. Mit zunehmender Eingliederung der Symbionten in den Stoffwechsel der Wirte nimmt die Genkomplexität des Symbionten beziehungsweise – vereinfacht gesagt – sein

DNA-Gehalt ab. Der weitaus größte Teil des Symbiontengenoms wird in den Zellkern des Wirtes übernommen, so daß aus diesem Grund der Symbiont isoliert nicht mehr lebensfähig ist. Eine solche zunehmende gegenseitige Abhängigkeit der Partner bedeutet andererseits auch eine Stabilisierung der Endocytosymbiosen. Fakultative Symbiosen können bei schlechten Lebensbedingungen schnell verloren gehen, obligatorische nicht. Der Wirt muß die Vermehrung seiner Symbionten regulieren können, um eine Überschwemmung in seinem Innern zu vermeiden. Er kann dies durch verschiedene Maßnahmen bewirken, zum Beispiel durch Ausstoß seiner Partner aus der Zelle, Verdauung überflüssiger Organismen oder durch Einschränkung der Nährstoffversorgung.

### **Mechanismen zur Etablierung einer Endocytobiose**

Zur Etablierung einer stabilen Endocytobiose ist eine Serie komplexer Interaktionen zwischen den Partnern nötig:

- **Erkennung:** In der Regel erkennen sich die Partner anhand ihrer charakteristischen Oberflächenmoleküle. Häufig werden mit Hilfe von membranständigen Lektinen, das sind spezifisch zuckerbindende Proteine oder Glykoproteine, ganz bestimmte Kohlenhydrate der Glykokalyx des potentiellen Partners erkannt und gebunden.
- **Eintritt (Aufnahme) des einen Partners in den anderen:** Der kleinere Partner wird in der Regel von der Wirtszelle wie ein Nahrungspartikel aufgenommen, das heißt, er wird phagozytiert. Viele Einzeller wie Ciliaten, Amöben oder Flagellaten nehmen regelmäßig Nahrung über Phagozytose auf und damit rein zufällig auch potentielle Symbionten oder Parasiten. Auch die der Immunabwehr dienenden Makrophagen phagozytieren. Manche Parasiten können allerdings auch eine Aufnahme in solche Zellen erzwingen, die normalerweise keine Phagozytose machen.
- **Vermeidung der Verdauung:** Nach der phagozytotischen Aufnahme der Mikroorganismen liegen sie in Vesikeln eingeschlossen innerhalb der Zelle. Nun setzen in der Regel Abwehrmechanismen des Wirtes ein. Im wesentlichen geschieht der Angriff durch Freisetzung von Sauerstoffradikalen (oxidative burst), An-

säuerung mit Hilfe von Protonenpumpen oder Verschmelzung mit Lysosomen, die Enzyme wie saure Hydrolasen enthalten. Die nicht an diese Bedingungen angepaßten Organismen werden dadurch abgetötet und verdaut. Eine Reihe von ihnen hat jedoch Mechanismen entwickelt, diesen Attacken zu entgehen. So kann sich zum Beispiel eine Resistenz gegenüber den lysosomalen Enzymen entwickeln, die Verschmelzung mit Lysosomen kann verhindert werden oder der Eindringling bricht die Membran seiner Vakuole auf und entkommt so ins Grundcytoplasma, wo kein Angriff seitens des Wirtes möglich ist.

### **Endocytosymbiotische Bakterien**

Da in diesem Beitrag primär endosymbiotische Wechselbeziehungen vorgestellt werden sollen, werden die zahlreichen infektiösen, intrazellulären Bakterien, die Krankheiten wie Pest, Cholera, Tuberkulose, Listeriose oder Legionärskrankheit hervorrufen, hier nicht angesprochen (siehe dazu Görtz, 1994).

Intrazelluläre, bakterielle Symbionten findet man zum Beispiel bei Insekten, die in allen Lebensstadien eine vitaminarme Nahrung zu sich nehmen (siehe Teil II dieses Artikels), und auch bei einer Reihe von Meerestieren, so zum Beispiel in dem bis zu einem Meter langen Bartwurm *Riftia pachyptila* (Pogonophora), der in heißen Tiefseequellen zu finden ist (Childress et al., 1987). Bartwürmer, Muscheln, Garnelen, Krabben und Fische leben in hoher Populationsdichte in diesen lichtlosen Tiefen der heißen Quellen, und es stellt sich die Frage nach den autotrophen Primärproduzenten. Man fand sie in Form der intrazellulären Bakterien. Es sind sulfidoxidierende Formen, die von ihren Wirten mit CO<sub>2</sub>, O<sub>2</sub> und H<sub>2</sub>S versorgt werden und im Austausch organische Verbindungen abgeben. *Riftia* kann keinerlei partikuläre Nahrung mehr aufnehmen. Der Darm wird zu einem geschlossenen Trophosom (Freßkörper) umgewandelt, das die Bakterien beherbergt. Auch die in Tiefseequellen lebenden Muscheln der Gattungen *Calyptogena* und *Bathymodiolus* besitzen intrazelluläre Schwefelbakterien, die allerdings anderen Arten angehören.

Vorteile anderer Art verschaffen intrazelluläre Leuchtbakterien ihren Wirten. Besonders Tiefseeorganismen benutzen den Effekt der Biolu-



miniszenz, der allerdings meist nicht durch Bakterien, sondern durch das zelleigene Luziferin-Luziferase-System hervorgerufen wird. Das Leuchten kann als eine Art Scheinwerfer zum Orientieren und Finden der Beute, zur Anlockung von Beute, Tarnung, Abwehr oder Partnerfindung genutzt werden. Leuchtbakterien findet man zum Beispiel bei den Manteltieren (Tunicata) gehörenden Feuerwalzen (Pyrosomida) und bei Tintenfischen (Cephalopoda). Beim Tintenfisch *Euprymna scolopes* besiedeln die Leuchtbakterien (*Vibrio fischeri*) eine spezielle Gewebestruktur, die dem Tintenbeutel dicht anliegt (Losick und Kaiser, 1997). Ihr Leuchten tarnt den nachtaktiven Tintenfisch gegen den hellen Nachthimmel. Die Bakterien leuchten nur, wenn sie in hoher Dichte auftreten, wie in den Symbiontenorganen. Beim Leben im freien Wasser ist die Konzentration eines abgegebenen Signalstoffes, der die Produktion von speziellen Leuchtproteinen bewirkt, zu gering, um ein Leuchten hervorzurufen. Anscheinend können sich die Bakterien das Leuchten nur leisten, wenn sie durch die hohe Konzentration des Signalstoffes „wissen“, daß sie gut versorgt in einem Wirt leben.

### Intrazelluläre Mikroalgen

Nicht nur Bakterien, auch einzellige Algen können als Symbionten in Wirtszellen leben. Die Wirtstiere sind ausschließlich wasserlebende Formen, insbesondere Protozoen und Wirbellose. Da die Algen Licht für die Photosynthese benötigen, müssen die Wirte relativ dünn und durchscheinend sein. Schon im 19. Jahrhundert wurden die intrazellulären Algen entdeckt und nach ihrem Erscheinungsbild in grüne Zoochlorellen und gelbbraune Zooxanthellen unterteilt. Diese Einteilung hat keinen systematischen Hintergrund, sondern beruht auf der unterschiedlichen Farbgebung aufgrund der Pigmentzusammensetzung der Algen. Das grüne Chlorophyll a und b kann farblich überlagert werden durch andere Pigmente wie Phycobiline, Carotinoide und Xanthophylle. Bei Süßwassertieren findet man als Zoochlorellen insbesondere Grünalgen aus dem *Chlorella vulgaris*-Komplex und in Meerwassertieren Prasinophyceen. Als Zooxanthellen können Dinoflagellaten, Rot- und Braunalgen, Kieselalgen, Goldalgen oder Prymnesiophyceen vertreten sein. Die systematische Zuord-

nung der intrazellulären Algen ist oft schwierig, da morphologische Merkmale wie Geißeln oder Zellwandstrukturen rückgebildet sein können. Symbiotische Kieselalgen verlieren zum Beispiel die sonst für sie so charakteristische Kieselschale. Obwohl aus einer Reihe von Algenklassen Symbionten beschrieben sind, ist ihr Anteil an der Gesamtzahl der einzelligen Algenarten (>50 000) relativ gering. Es können jedoch viele verschiedene Wirte besiedelt werden.

### Protozoen als Algenwirte

Intrazelluläre Mikroalgen fand man in den Protozoengruppen der Ciliaten, Amöben, Foraminiferen, Heliozoen und Radiolarien. Gut untersucht ist der grüne Ciliat *Paramecium*

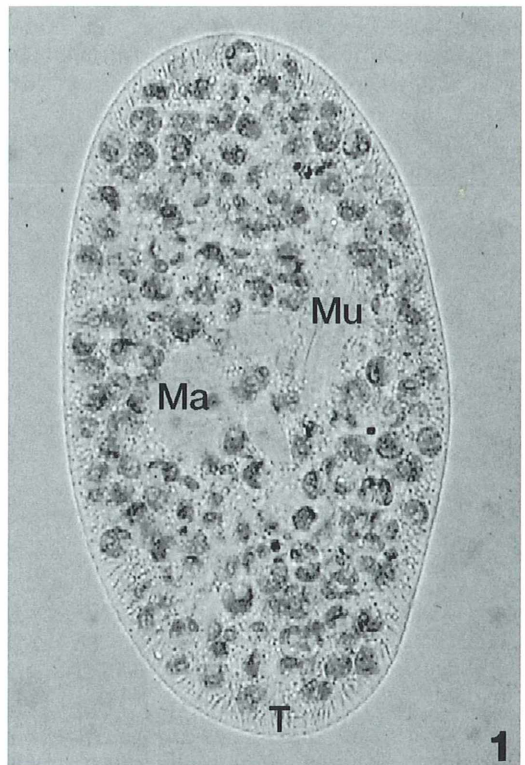


Abb. 1: Das grüne Pantoffeltier *Paramecium bursaria* enthält zahlreiche Mikroalgen der Gattung *Chlorella*. Phasenkontrast. Ma = Makro-nukleus, Mu = Mundfeld, T = Trichocysten. Vergrößerung:  $\times 800$ .

*bursaria* (Kremer und Görtz, 1994; Reisser, 1993). Jede Zelle besitzt etwa 500 jeweils in einer Vakuole eingeschlossener Algen (Abb. 1). Bei der Etablierung einer neuen Symbiose werden künftige Endosymbionten zunächst zusammen mit Nahrungspartikeln phagozytiert, erst dann erfolgt eine Erkennung und Sortierung. Reisser (1993) hat ein Modell entwickelt, nach dem bestimmte Rezeptoren in der Membran der Nahrungsvakuole bestimmte Oberflächenmoleküle (Zucker) der Alge erkennen. Wurde eine zur Symbiose geeignete Alge aufgenommen, so hat sie viele passende Oberflächenmoleküle. Es entsteht ein enger Kontakt zur Membran der Nahrungsvakuole mit der Folge, daß die Alge von der großen Nahrungsvakuole abgeschnürt werden kann. Die durch die vielen Kontaktstellen eng mit der Alge verknüpfte Vakuolenmembran ist vermutlich zu starr, um mit Lysosomen verschmelzen zu können. Bei zu wenig Erkennungsfaktoren bleibt die Alge in der Nahrungsvakuole und wird verdaut. Auch tropische Großforaminiferen sind auf symbiotische Algen angewiesen. Bis zu 20 verschiedene Arten aus fünf Algenklassen können in einem Wirt vorkommen. Zur Photosynthese werden sie von manchen mit Hilfe der Pseudopodien aus dem Gehäuse heraustransportiert.

Wer selbst einmal Protozoen mit symbiotischen Algen aufspüren möchte, findet mit etwas Glück solche Organismen in Tümpelproben. Die großen Foraminiferen leben allerdings im flachen Wasser der tropischen Meere.

### Algen in Invertebraten

Bei den Invertebraten sind Wirte für Mikroalgen insbesondere bei den Nesseltieren (Cnidaria), Schwämmen (Porifera), Rädertieren (Rotatoria), Strudelwürmern (Turbellaria) und Weichtieren (Mollusca) zu finden. Die wichtigste Wirtsgruppe sind die Cnidaria. Alle der mehr als 3000 riffbildenden Korallenarten und auch zahlreiche Weichkorallen, Solitärpolypen und Medusen (Quallen) beherbergen den Dinoflagellaten *Symbiodinium microadriaticum* oder eng verwandte Arten (Kremer und Görtz, 1994). Die Abhängigkeit der Korallen von den Algen kann so weit gehen, daß wie bei der Lederkoralle *Heteroxenia fuscescens* keine Beute mehr aufgenommen wird.

Die Symbiodinien sind braun-grüne, runde

Zellen mit einem großen Chloroplasten, der fast die Hälfte der Zelle einnimmt. Mit einer Million Algen pro cm<sup>2</sup> Riffoberfläche erreicht die Besiedlung eine sehr hohe Dichte. Die intrazelluläre Form von *Symbiodinium* ist nur ein Stadium aus einem komplexen Lebenszyklus. Bei Kultivierung in künstlichen Medien entdeckte man weitere Formen, wie bewegliche Zoosporen, die dem freilebenden Dinoflagellaten *Gymnodinium* stark ähneln, unbewegliche Cysten sowie Zoosporangien (Sorokin, 1995). Alle Formen können in den Gastralraum der Polypen eingestrudelt werden und dann über Phagozytose in die Zellen gelangen. Die begeißelten Zoosporen können auch aktiv in Larven und junge Korallenpolypen eindringen. Stadien der Zooxanthellen sind immer frei im Riffwasser vorhanden; zum einen werden überschüssige Symbionten von den Korallen abgegeben und zum anderen werden über den Kot korallenfressender Tiere (Seeigel, Papageifische) unverdaute, lebende Zysten freigesetzt. Eine Übertragung der Symbionten kann bei einigen Taxa auch schon im Elternpolyp direkt über die Eier erfolgen. Unter Belastung wie intensiver ultravioletter Strahlung oder Temperaturschwankungen ent-

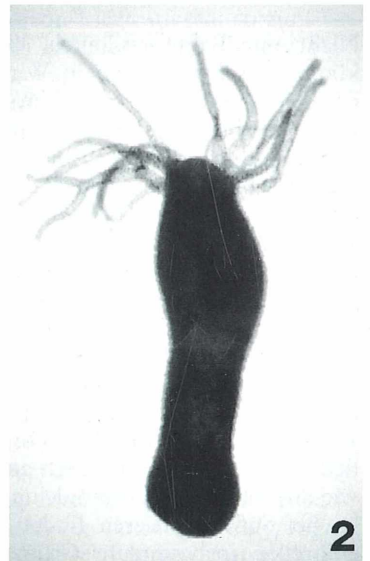


Abb. 2: Grünalgen der Gattung *Chlorella* verleihen dem einheimischen Süßwasserpolypp *Hydra viridissima* seine grüne Farbe. Vergrößerung:  $\times 50$ .

ledigen sich die Korallen ihrer Symbionten, was zum Korallenbleichen führt.

Die Symbiose der riffbildenden Korallen mit Dinoflagellaten ist sehr effektiv (Sorokin, 1995). Nur mit Hilfe ihrer Symbionten und Sonnenlicht erreichen die Korallen eine jährliche Zuwachsrate von rund 20 t Kohlenstoff pro Hektar, die fast die Produktivität der tropischen Regenwälder oder der modernen Landwirtschaft erreicht. Durch ihre CO<sub>2</sub>-Fixierung fördern die Algen die Bildung der Kalkskelette und beliefern den Wirt mit Zuckern, Alkoholen wie Glycerin, vielen Fetten, einfachen Aminosäuren und anderen organischen Säuren. Die Fette werden in Form eines Tropfen ins Cytoplasma der Wirtszelle abgegeben. Insgesamt 70–80% der von den Algen gebildeten organischen Phosphat- und Stickstoff-Produkte werden an die Polypen weitergeleitet, zum Beispiel in Form von Aminosäuren. Auch der bei der Photosynthese freiwerdende Sauerstoff kommt dem Wirt bei der Energiegewinnung zugute. Die Zooxanthellen wiederum

nutzen Stoffwechselprodukte der Polypen aus. Dadurch, daß die stickstoff- und phosphathaltigen Endprodukte des Wirtstoffwechsels nicht nach außen abgegeben werden, sondern von den Algen wiederverwendet werden können, bleiben diese wichtigen Grundverbindungen, die in warmen Meeren Mangelware sind, dem System erhalten. Auch das bei Abbauprozessen der Wirtszelle freigesetzte CO<sub>2</sub> wird von den symbiotischen Algen ausgenutzt. Ihre Photosyntheserate ist höher als bei freilebenden Verwandten, da 2/3 des verwendeten CO<sub>2</sub> dem Stoffwechsel der Korallen entnommen werden können.

In der einheimischen Cnidarier-Fauna lebt der Süßwasserpolymp *Hydra viridissima*, der aufgrund seiner symbiotischen Grünalgen der Gattung *Chlorella* grün erscheint (Abb. 2). Die Algen liegen zahlreich in den Entodermzellen der Polypen (Abb. 3). Jede ist einzeln in eine Vakuole eingeschlossen. Die Chlorellen besitzen einen großen Chloroplasten und einen Zellkern (Abb. 3 und 4). Bei der Aufnahme

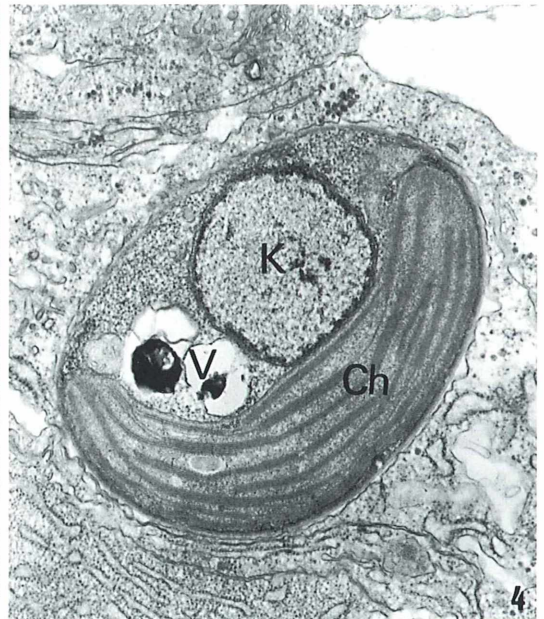
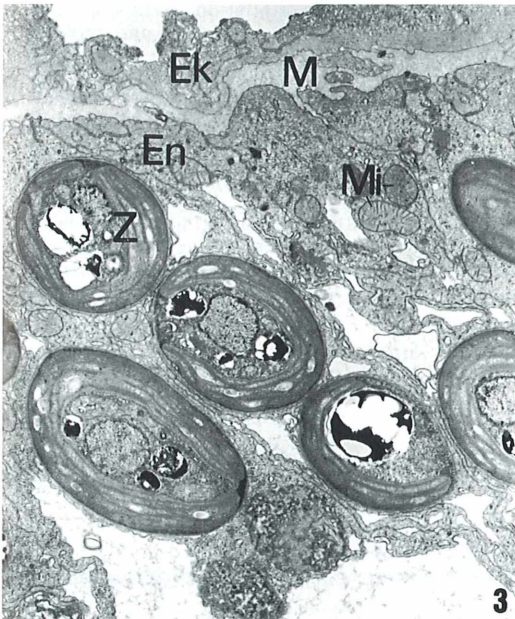


Abb. 3 und 4: Grüner Süßwasserpolymp *Hydra viridissima*. Nesseltiere besitzen eine äußere Zelllage (Ektoderm, Ek) und eine innere Zelllage (Entoderm, En). Dazwischen liegt eine mehr oder weniger umfangreiche gallertige Schicht, die Mesogloea (M). Die Zoochlorellen (Z) liegen in den Entodermzellen und besitzen als typische Zellstrukturen einen großen Chloroplasten (Ch) mit deutlichen Thylakoiden (Membranstapeln), einen Zellkern (K) und vesikulierte Polyphosphatkörper (V). Mi = Mitochondrium. Vergrößerungen: Abb. 3:  $\times 8.000$ , Abb. 4:  $\times 23.000$ . Transmissionselektronenmikroskopie.

neuer Algen zieht der Polyp solche als Symbionten vor, deren Vorfahren schon einmal in *Hydra* gelebt haben. Ansonsten werden die Zoochlorellen mütterlich vererbt, indem die Algen noch innerhalb des Muttertiers in die Zygote gelangen.

Das bekannteste Beispiel für symbiotische Lebensgemeinschaften bei Strudelwürmern ist die 2–4 mm große *Convoluta roscoffensis*. Hier dienen bis zu 30.000 grüne Algen der Klasse der Prasinophyceae (*Tetraselmis convolutae*) als Symbionten. Sie liegen intrazellulär nahe der Haut. Die Larven, die zunächst keine Symbionten enthalten, müssen die richtigen Algen über die Nahrung aufnehmen und bilden später den Mund zurück. Man kann *Convoluta* in den mittleren Gezeitenzonen der sandigen Küstenabschnitte von Westfrankreich und den Kanalinseln finden. Während sie sich bei Ebbe zur Photosynthese an der Oberfläche aufhalten, wandern sie bei Flut wieder in den Sand ein, um nicht fortgespült zu werden.

Innerhalb der Mollusken sind Mikroalgen bei den Nacktschnecken (Nudibranchia) verbreitet. Eindrucksvoll ist auch die Riesenmuschel *Tridacna*, die eine hoch entwickelte Symbiose mit Zooxanthellen eingegangen ist. Linsenartige Organe im Mantelrand sammeln das Licht und leiten es zu den Algen weiter.

Süßwasserschwämme sind oft fakultativ mit Zoochlorellen vergesellschaftet, die zum Teil verdaut werden. Obwohl die Symbiose hier noch recht locker ist, werden auch die Dauerstadien (Gemmulae) mit den Algen infiziert. Marine Schwämme, und hier besonders die

tropischen Arten, sind häufig mit endosymbiotischen Bakterien, Dinoflagellaten, Diatomeen oder Cryptomonaden besiedelt.

### Literaturhinweise

- Buchner, P.: Endosymbiose der Tiere mit pflanzlichen Mikroorganismen. Verlag Birkhäuser, Stuttgart 1953.
- Childress, J. J., Felbeck, H., Somero, G. N.: Symbiose in der Tiefsee. Spektrum der Wissenschaft 7/87, 94–100 (1987).
- Görtz, H.-D.: Formen des Zusammenlebens. Symbiose, Parasitismus und andere Vergesellschaftungen von Tieren. Wissenschaftliche Buchgesellschaft, Darmstadt 1988.
- Görtz, H.-D.: Intrazelluläre Bakterien. In: K. Hausmann, B. P. Kremer (Hrsg.): Extremophile. Mikroorganismen in ausgefallenen Lebensräumen, S. 279–298. VCH, Weinheim 1994.
- Kremer, B. P., Görtz, H.-D.: Mikroalgen in Protisten und Tieren. In: Hausmann, K., Kremer, B. P. (Hrsg.): Extremophile. Mikroorganismen in ausgefallenen Lebensräumen, S. 341–358. VCH, Weinheim 1994.
- Losick, R., Kaiser, D.: Wie und warum Bakterien kommunizieren. Spektrum der Wissenschaft 4/97, 78–84 (1997).
- Reisser, W.: The host-symbiont interface in ciliate-algae associations: inhibition of membrane fusion. In: Plattner, H. (ed.): Cell and molecular biology of membranes, Vol. 2B, Membrane traffic in protozoa, S. 433–445. JAI Press Inc., London 1993.
- Sorokin, Y. I.: Coral Reef Ecology, Springer, Berlin 1995.

*Verfasserin:* Dr. Renate Radek, Universität Heidelberg, Zoologisches Institut, Im Neuenheimer Feld 230, D - 69120 Heidelberg.

## Nachricht

### **Jahrestagung der Deutschen Gesellschaft für Limnologie e. V. (DGL) sowie der deutschen und österreichischen Sektion der Societas Internationalis Limnologiae (SIL) vom 28. 9.–3. 10. 1998 in Klagenfurt**

**Motto:** Gewässer schützen – für Mensch und Natur

Themenbereiche: Alpine Limnologie, Reoligotrophierung von Seen, Revitalisierung von Fließgewässern, Restwasserproblematik, Ökologische Gewässerbewertung, Gewässerhygiene, Fischökologie, Meromixis.

Informationen:

Prof. Dr. H. Sampl, Kärntner Institut für Seenforschung, Organisationsbüro – DGL Tagung, Flatschacherstr. 70, A-9020 Klagenfurt, Tel.: 0043/463/536/31502, Fax: 0043/463/536/31500.

# Selbstbau eines „3D“-Kondensors

Gerhard Göke

**Räumliches Sehen ist im gewöhnlichen Lichtmikroskop technisch kaum zu realisieren. Mit ein paar Tricks und Umrüstungen im Beleuchtungsstrahlengang läßt sich jedoch sehr wirkungsvoll der Eindruck der Dreidimensionalität erzielen. Dieser Aufsatz erläutert die zur Kontrastverstärkung zwischen Objekt und Umfeld notwendigen und im Prinzip recht einfachen Eingriffe am Kondensor.**

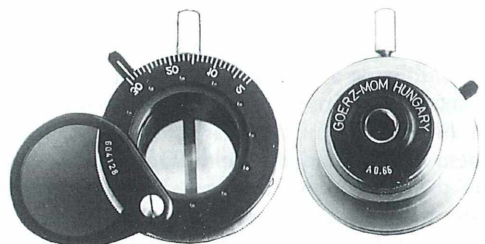
Vor etwa 40 Jahren entwickelten die ungarischen Ärzte L. Zselionka und F. Kiss in Zusammenarbeit mit den Ingenieuren Barabás und Libik einen speziellen Kondensor für Reliefbeleuchtung, der zuerst im Anatomischen Institut der Universität Budapest bei der Untersuchung von Biogranula (Mikrozyten) des Blutes eingesetzt wurde. Im Jahre 1961 haben Zselionka und Kiss die mit ihrem „dreidimensionalen (Super-) Kondensor“ erreichbaren Leistungen genauer beschrieben. Durch Elektroimpex Budapest gelangte das Gerät bald nach Deutschland und in die USA. Nachdem auch im MIKROKOSMOS mehrfach darüber berichtet wurde (Ramaszeder, 1966; Kipping, 1971), fand der Kondensor das Interesse vieler Hobby-Mikroskopiker, aber auch von Kritikern (Vrba, 1961). Leider war der 3D-Kondensor nur kurze Zeit erhältlich. Kürzlich konnte ich ein Exemplar von einem Mikroskopiker erwerben, genau untersuchen und nachbauen.

## Basiskonstruktion

Bei dem „dreidimensionalen (Super-) Kondensor“ handelt es sich zunächst um einen gewöhnlichen aplanatischen Kondensor mit Filterträger, Apertur-Irisblende und wechselbaren Frontlinsen (vgl. Ramaszeder, 1966). Oberhalb der Irisblende befindet sich jedoch ein sogenannter Schlierenfilter, wie er in ähnlicher Form in der Schlierenmikroskopie verwendet wird (Abb. 1). Eine runde Glasscheibe ist bis auf einen etwa 3 mm breiten diametralen Spalt metallbedampft. Außerhalb des glasklaren Spalts beträgt die Transmission dieses Schlierenfilters etwa 20%, wobei die spektrale

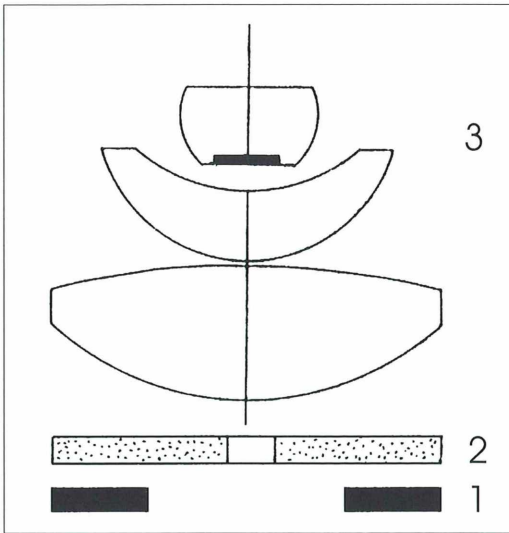
Durchlässigkeit etwas in Richtung Blau verschoben ist. Zum Kondensor gehören drei wechselbare Frontlinsen. Eine, mit der numerischen Apertur 1,2 ist vollkommen klar. Die beiden anderen besitzen auf ihrer Unterseite einen kleinen Abschleif, der mit einem schwarzen lichtundurchlässigen Plättchen beklebt ist. Das eine der beiden Plättchen hat einen Durchmesser von 7 mm. Diese Frontlinse ist für Objektive bis zur n. A. 0,65 bestimmt. Das Plättchen der anderen Frontlinse ist 10 mm rund und für höhere Objektivaperturen von 0,8–1,2 vorgesehen. Da sich die als Zentralblende wirkenden Plättchen auf der Unterseite der Kondensorfrontlinse befinden, kann die Oberseite mit Öl immigiert werden (vgl. Abb. 1).

Wenn der Kondensor mit der klaren Frontlinse verwendet wird, wirkt er wie ein normaler aplanatischer Kondensor, in dessen Filterträger



**Abb 1.: „3D“-Kondensor nach Zselionka und Kiss (1961).**

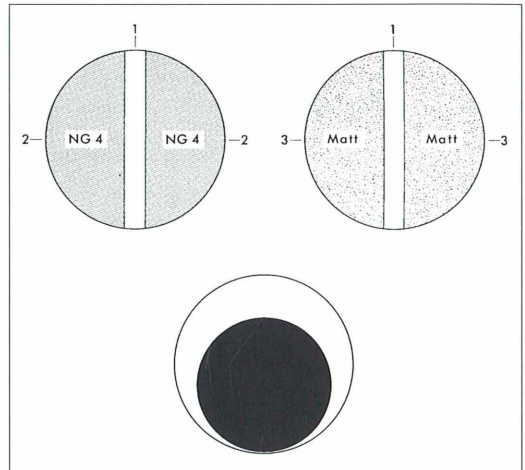
**Links Unterseite mit Filterträger, Aperturblende und Schlierenfilter. Rechts Frontlinse mit Zentralblende. Erklärung im Text.**



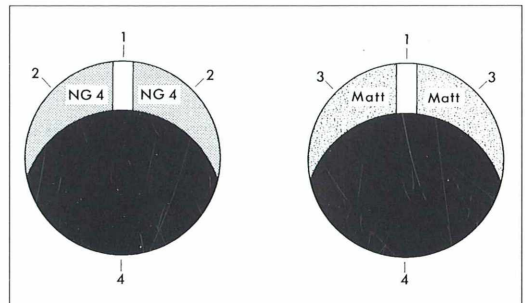
**Abb. 2:** Aufbau des ungarischen „3D“-Kondensors. 1 Aperturblende. 2 Schlierenfilter. 3 Zentralblende unter der Kondensorfrontlinse. Zeichnung des Verfassers.

ein Schlierenfilter liegt. Das Präparat wird durch den Spalt kohärent beleuchtet, aber durch die Seitenflächen des Filters erhält es eine um etwa 80% reduzierte Lichtmenge. Die Beleuchtung ist azimutal und, solange keine Mattscheibe verwendet wird (wie es die Erfinder empfehlen), stets kohärent. Der Bildkontrast wird gesteigert. Mit anderen Schlierenfiltern kann man ihn nach meinen Erfahrungen noch deutlicher erhöhen. Abb. 2 zeigt den Aufbau des „3D“-Kondensors.

Wenn man die klare Frontlinse gegen eine mit Zentralblende auswechselt, erhält man mit geeigneten Objektiven trotz des Schlierenfilters ein nahezu azimutfreies Dunkelfeld, mit anderen ein Grenzdunkelfeld. Dezentriert man nun die Zentralblende durch Verschieben des gesamten Linsensystems aus der optischen Achse, so beobachtet man mit dem Hilfsmikroskop (= Einstellhilfe) einen sichelförmigen Lichtschein (Abb. 4), der ein azimutales Hellfeld bewirkt. Die Erfinder empfehlen, eine Mattscheibe in den Filterträger einzusetzen. Hierdurch entsteht eine gradientenfreie schiefe Beleuchtung, weil das Licht inkohärent gestreut wird. Darauf beruht auch die Wirkung



**Abb. 3:** Schlierenfilter und Zentralblende für den Selbstbau eines „3D“-Kondensors. Oben links Neutralglas NG 4 als Schlierenfilter. Oben rechts mit Scotch Magic Tape hergestellter Schlierenfilter. Unten die dezentrierte Zentralblende. 1 klarer Spalt. 2 Neutralfilter NG 4/1 mm. 3 mattierte Fläche. Erklärung im Text.



**Abb 4:** Bilder in der hinteren Brennebene des Objektivs mit dem Hilfsmikroskop betrachtet. Schlierenfilter und Zentralblende liegen im Filterträger des Kondensors. 1 klarer Spalt. 2 Neutralfilter NG 4/1 mm. 3 mattierte Fläche. 4 Teil der dezentrierten Zentralblende.

der Blende nach Kreuzt (1995). Die damit erzielten Bilder sehen ebenfalls plastisch aus. Beim „3D“-Kondensor wird die reliefartige Beleuchtung durch das Zusammenspiel von Schlierenfilter und Zentralblende bei schiefer Beleuchtung durch das Hellfeld- bzw. Dunkelfeldbeleuchtung erzielt.

Darüber hinaus ist eine ringförmige Beleuchtung möglich. Das ist im Prinzip nicht neu und wurde bereits Anfang dieses Jahrhunderts von Siedentopf beschrieben.

### **Selbstbau**

Am besten geeignet ist ein gewöhnlicher aplanatischer Kondensator n. A. 1,2 mit abschraubbarer Frontlinse und Filterträger.

Zunächst schneidet man einen runden Neutralfilter NG 4/1 mm, dessen Transmission 25% beträgt, mit der Diamantsäge in der Mitte durch und schleift die beiden Schnittflächen so weit ab, daß beim Zusammensetzen der beiden Flächen zu einem Kreis in der Mitte ein 2–3 mm breiter Spalt bleibt. Diese beiden Hälften werden mit Loctite oder einem anderen klaren Kleber auf eine runde Klarglasscheibe geklebt, deren Durchmesser dem des Filterträgers angepaßt ist. Wer das Schneiden und Schleifen des Glases nicht selbst durchführen kann, findet sicher einen Optiker, der das erledigt. Bei Verwendung eines Neutralfilters ist die Beleuchtung wie beim „3D“-Kondensator in Abb. 1 stets kohärent. Abb. 3 zeigt die beiden Schlierenfilter, die hier einen Durchmesser von 32 mm haben. Die Spaltbreite beträgt 3–4 mm.

Unter die Kondensatorfrontlinse klebt man ein rundes Stückchen lichtundurchlässiges Klebeband mit einem Durchmesser von etwa 7 mm, wenn Objektive bis zur n. A. 0,65 verwendet werden sollen, oder mit einem Durchmesser von etwa 10 mm, wenn nur Objektive der n. A. 0,8 bis 1,2 vorgesehen sind. Ein Abschleiff, wie beim Original-3D-Kondensator, ist nicht zwingend erforderlich. Eventuell muß man die angegebenen Durchmesser der Plättchen je nach Konstruktion des Kondensators etwas variieren.

### **Modifizierter „3D“-Kondensator**

Der beschriebene (fast) originalgetreue Nachbau des „3D“-Kondensators ist zwar leicht möglich, aber nicht unbedingt erforderlich. Die gleichen Eingriffe, die Zselionka und Kiss recht umständlich in der vorderen und hinteren Kondensatorbrennebene vorgenommen haben, können ebenso gut beide in der vorderen Brennebene stattfinden, also dort, wo sich nor-

malerweise die Apertur-Irisblende befindet oder in deren Nähe (Filterträger). Besonders geeignet sind aplanatische Kondensoren, bei denen man Blenden und Filter dreh- und zentrierbar in der vorderen Kondensatorbrennebene anordnen kann, wie das zum Beispiel bei dem UFC-Kondensator von PZO möglich ist (vgl. Abb. bei Göke 1990).

Der für den Nachbau des „3D“-Kondensators beschriebene Schlierenfilter, bei dem die Beleuchtung stets kohärent ist, kann vielfältig modifiziert werden. Man kann zum Beispiel eine runde Klarglasscheibe so mit Scotch-Magic-Tape oder einem anderen mattierten Klebeband bekleben, daß in der Mitte ein 2–3 mm breiter klarer Spalt bleibt (Abb. 3). Das Objekt wird dann nur durch den Spalt kohärent beleuchtet, während die mattierten Filterflächen das Licht inkohärent streuen. Zusätzlich kann man die mattierten Flächen mit Glasmalfarbe kolorieren, zum Beispiel Blau bzw. Grün oder die eine Hälfte Rot, die andere Grün; sehr günstig wirkt Orange in Kombination mit Blau. Solche Schlierenfilter haben für sich allein schon eine kontraststeigernde Wirkung.

Die Herstellung der erforderlichen Zentralblende ist recht einfach. Eine 18 mm runde schwarze Pappscheibe wird exzentrisch auf eine runde Klarglasscheibe geklebt, wie es Abb. 3 zeigt. Streng genommen ist der Durchmesser dieser exzentrischen Blende von der numerischen Apertur des Objektivs abhängig. Die Praxis hat jedoch gezeigt, daß diese eine Blende den Anforderungen genügt.

Nachdem die Köhlersche Beleuchtung optimiert wurde, legt man zuerst den Schlierenfilter mit der mattierten Seite nach unten in den Filterträger und darauf die Blende. Im Sehfeld des Hilfsmikroskops (Einstellhilfe) sieht man die Austrittspupille des Objektivs genau so, wie man sie auch mit dem Original „3D“-Kondensator sehen würde (Abb. 4). Durch Schwenken und Verschieben des Filterträgers kann man die Größe der sichelförmigen beleuchteten Fläche variieren und auf diese Weise den Kontrast erhöhen oder abschwächen. Die sichtbare Breite des klaren Spalts ist von der numerischen Apertur des Objektivs abhängig. Bei Verwendung des Schlierenfilters aus Neutralglas (Abb. 3 und 4 links) wird das Objekt durch den klaren Spalt kohärent beleuchtet. Durch die Neutralglasflächen ebenfalls kohärent, aber mit um 75% abgeschwächter Lichtenergie. Wenn man den mattierten Schlie-

renfilter verwendet (Abb. 3 und 4 rechts), wird das Objekt nur durch den klaren Spalt kohärent beleuchtet, während die mattierten Flächen das Licht inkohärent streuen. Die Blende macht einen Teil der Objektiv-Austrittspupille (Fourier-Ebene) unwirksam. Bei Verwendung eines matten Schlierenfilters entsteht ein gradientenfreies, gut ausgeleuchtet Reliefbild des Objektes. Nimmt man jedoch den klaren Schlierenfilter aus Neutralglas, so ist das Bild nicht völlig gradientenfrei. Betrachtet man die mit dem ungarischen „3D“-Kondensator hergestellten Aufnahmen, die in den 60er Jahren mehrfach im MIKROKOSMOS erschienen sind, so kann man auch hier einen Lichtgradienten feststellen. Deshalb haben die Erfinder seinerzeit empfohlen, ihren Kondensator mit einer Mattscheibe zu benutzen.

Man kann das Reliefbild mit polarisationsoptischen Mitteln farbig darstellen. Auf der Lichtaustrittsöffnung des Mikroskopfußes wird ein Polarisator angeordnet. Im Abbildungsstrahlengang befindet sich ein Analysator, dessen Schwingungsrichtung mit der des Polarisators gekreuzt ist. Zwischen Polarisator und Schlierenfilter ist zusätzlich ein drehbar angeordnetes Verzögerungselement ( $1 \text{ Lamda} = \text{Rot I}$ ) aus Kunststoff. Beim Drehen des Verzögerungselementes wechselt die Farbe des Bilduntergrundes von Rot über Violett und Blau bis Grün. Doppelbrechende Objekte kontrastieren dazu in anderen Farben. Das Verfahren liefert schöne Ergebnisse bei Foraminiferen, Thekamöben, Holothurienskleriten, Kristallen und anderen doppelbrechenden Objekten. Es ist allerdings eine starke Lichtquelle (z. B. 12 V/100 W Halogen) erforderlich.

### Diskussion

Das mit dem ungarischen „3D“-Kondensator zu beobachtende Reliefbild ist nicht wirklich dreidimensional oder stereoskopisch, wie die Er-

finder 1961 meinten. Um das zu erreichen, mußte der Beleuchtungsstrahlengang streng in zwei Hälften geteilt und das Objekt unter zwei verschiedenen Winkeln beleuchtet und (oder) bei geteiltem Beleuchtungsstrahlengang unter zwei verschiedenen Winkeln betrachtet oder fotografiert werden. Beim „3D“-Kondensator werden nur Unterschiede der Brechzahl und Dicke schlierenmikroskopisch sichtbar gemacht. Auch das Auflösungsvermögen der mikroskopischen Optik wird durch den „3D“-Kondensator nicht erhöht. Hier wird lediglich eine Kontrastanhebung bewirkt und die Unterschiedsschwelle zwischen Objekt und Umfeld erhöht, wodurch feine Strukturen besser sichtbar, aber keineswegs objektähnlicher werden. In dieser Hinsicht gleicht das Ergebnis dem von Hafemeister (1992) beschriebenen Hybridkontrast. Trotzdem ist der „3D“-Kondensator eine Bereicherung des mikroskopischen Instrumentariums, wie schon ein Kritiker (Vrba, 1961) bemerkt hat. Das gilt auch für den selbstgebauten und modifizierten „3D“-Kondensator. Eine starke Lichtquelle ist in jedem Falle erforderlich.

### Literatur

- Göke, G.: Farbiger Phasenkontrast mit einfachen Mitteln. *Mikrokosmos* 79, 220–222 (1990).  
 Hafemeister, U.: Hybridkontrast. *Mikrokosmos* 81, 114–117 (1992).  
 Kipping, W.: Der „3D“-Kondensator. Plädoyer für ein nicht mehr hergestelltes Gerät. *Mikrokosmos* 60, 122–126 (1971).  
 Kreutz, M.: Eine modifizierte schiefe Beleuchtung. *Mikrokosmos* 84, 197–199 (1995).  
 Ramaszeder, K.: Ein Kondensator mit Raumwirkung. *Mikrokosmos* 55, 214–217 (1966).  
 Vrba, V.: Der dreidimensionale (Super-) Kondensator – Kritische Bemerkungen. *Mikroskopie* 16, 288–290 (1961).  
 Zselionka, L., Kiss, E.: Der dreidimensionale (Super-) Kondensator. *Mikroskopie* 15, 263–283 (1961).

*Verfasser:* Gerhard Göke, Bahnhofstr. 27, 58095 Hagen.



# *Pseudoblepharisma tenue* var. *chlorelligera* – ein Ciliat mit zwei Symbionten

Martin Kreutz

Über den Ciliaten *Pseudoblepharisma tenue* var. *chlorelligera* liegen nur wenige Beschreibungen vor, obwohl es ein vergleichsweise großer und auffälliger Ciliat ist. Die erste Beschreibung stammt von Kahl im Jahre 1926. Er wurde dann nur noch 1949 einmal von Sramek-Husek beschrieben, der auch eine detaillierte Zeichnung mit angibt. Weitere Beschreibungen liegen bis heute nicht vor. Dies mag auch damit zusammenhängen, daß *P. tenue* var. *chlorelligera* offensichtlich nicht sehr verbreitet ist. Mir selbst ist nur ein Fundort bekannt, der nordwestlich von Konstanz gelegen ist.

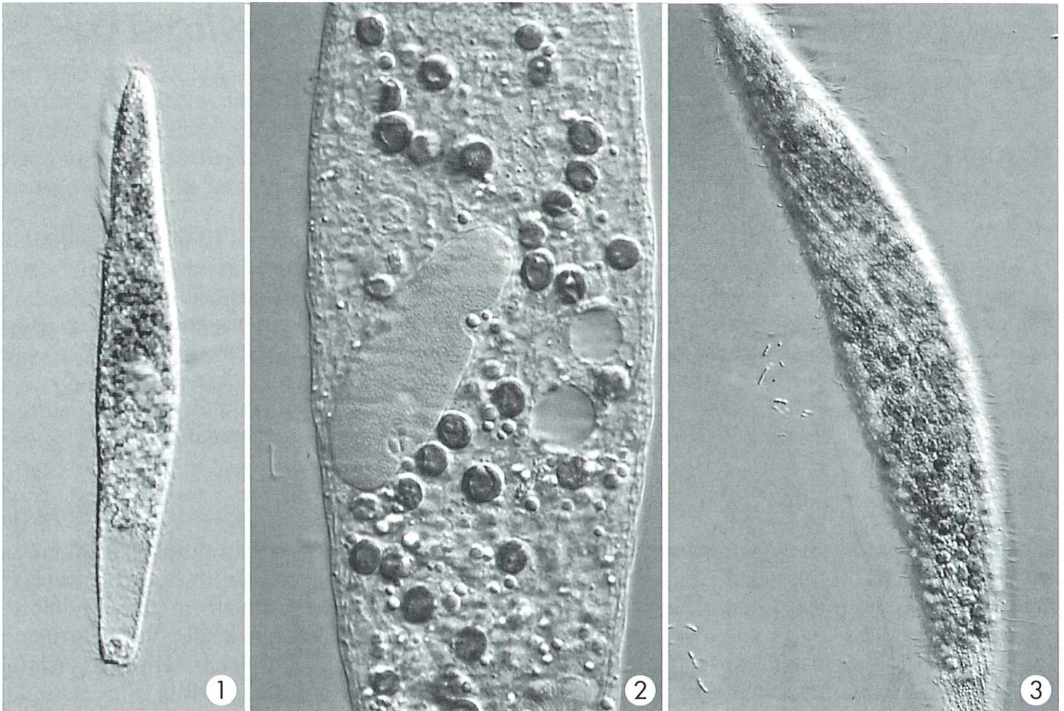
Es handelt sich um eine Ansammlung von sehr kleinen Braunwassertümpeln mit einem pH zwischen 5,4 und 5,8. In einer Wassertiefe von 20–70 cm beginnt eine dicke, aber lockere Schlammschicht. In der obersten Schicht dieser Schlammablagerung ist *P. tenue* var. *chlorelligera* sehr häufig vertreten und kann, abhängig von der Jahreszeit, mit ca. 100 Exemplaren pro ml zur häufigsten Ciliatenart werden. Zudem ist er auch in abgesunkenen Detritusflocken häufig anzutreffen. In noch aufschwimmenden Detritusflocken findet man nur wenige Individuen.

## Abgrenzung zu den Gattungen *Spirostomum* und *Blepharisma*

Im gleichen Lebensraum wie *P. tenue* var. *chlorelligera* (Abb. 1) findet man oft Vertreter der Gattungen *Spirostomum* und *Blepharisma*, die einen ähnlich schlanken Körperbau besitzen, insbesondere *Spirostomum teres* und *Spirostomum semivirescens* (Foissner, 1992), wobei letzterer ebenfalls Zoochlorellen besitzt wie *P. tenue* var. *chlorelligera*. Von den Gattungen *Spirostomum* und *Blepharisma* unterscheidet sich *Pseudoblepharisma* hauptsächlich durch die undulierende Membran. Sie ist bei *Pseudoblepharisma* aus Borsten von 4–6 Wimpern aufgebaut (Foissner, 1992). Weiterhin ist *Pseudoblepharisma* im Gegensatz zu *Spirostomum* nur schwach kontraktile, was sich jedoch nicht durch ein „Zusammenzucken“ bei einer Begegnung mit einem Hindernis zeigt, sondern

durch ein langsames Zusammenziehen. Zusätzlich sind die Kernverhältnisse bei *S. semivirescens* anders (perlschnurförmig). Die einkernigen Arten von *Blepharisma* und *Spirostomum* haben ein im Vergleich zum Körper längeres Peristom (Foissner, 1992).

*Pseudoblepharisma tenue* var. *chlorelligera* ist nach meinen Messungen 195–290 µm lang (MW = 239 µm, n = 10) und 26–32 µm breit (MW = 29 µm, n = 10). Dies stimmt gut mit den Literaturangaben von 200–300 µm Körperlänge überein (Sramek-Husek, 1949). Der Zellkern ist länglich oval und in der Zellmitte gelegen, bei einigen Exemplaren auch im hinteren Zelldrittel (Abb. 2). Der Kern ist ca. 28 µm lang und 10 µm breit. Obwohl Kahl (1926) und Sramek-Husek (1949) keine Mikronuklei erwähnen, konnte ich stets mehrere nachweisen, die entweder am Makronukleus anlagern oder in ihm eingesenkt sind (Abb. 2). Ihre genaue Anzahl konnte ich nicht bestimmen, da sie nur schwer zu erkennen sind. In jedem Fall sind es mehr als zwei. Die kontraktile Vakuole liegt terminal und entleert sich alle 2–5 min. Exemplare mit entleerter Vakuole erscheinen hinten abgeplattet. Beim langsamen Füllen der Vakuole wird das Hinterende wieder drehend. Das Peristom nimmt nur ein Viertel der Körperlänge ein. Das adorale Membranellenband verläuft in einer Rinne, die besonders gut zu erkennen ist, wenn der Ciliat rotierend schwimmt. Diese Schwimmweise ist bedingt durch etwa 20 um den Zelleib laufende Wimpernreihen (Abb. 3). Zwischen diesen Wimpernreihen liegen parallel laufende Reihen von



**Abb. 1:** *Pseudoblepharisma tenue* var. *chlorelligera*. Das abgebildete Exemplar ist 252  $\mu\text{m}$  lang. 200 $\times$ . – **Abb. 2:** Der ovale Zellkern mit deutlich sichtbaren, eingesenkten Mikronuklei. Hier erkennt man auch gut die Symbionten vom *Chlorella*-Typ mit einem Durchmesser von ca. 5  $\mu\text{m}$ . 1000 $\times$ . – **Abb. 3:** Fokus auf die spiralisch verlaufenden Wimpern- und Granulareihen von *P. tenue* var. *chlorelligera*. 400 $\times$ .

feinem Granula. Die Wimpernreihen laufen linkswindend um den Zellkörper. Dadurch rotiert *P. tenue* var. *chlorelligera* beim Schwimmen rechtsdrehend. Er kann mit einer Geschwindigkeit von 50–100  $\mu\text{m}/\text{sec}$  vorwärts und rückwärts schwimmen.

### Leben in Symbiose

*Pseudoblepharisma tenue* var. *chlorelligera* hat sich an seinen Lebensraum angepaßt, indem er gleich mit zwei Symbionten liiert ist, Zoochlorellen und Bakterien. Diese Konstellation kommt unter den Ciliaten nur sehr selten vor. Beide Symbionten lassen sich lichtmikroskopisch leicht identifizieren. Der Zellkörper ist mit Ausnahme des Hinterendes dicht gefüllt mit Zoochlorellen vom *Chlorella*-Typ (Abb. 2). Es

sind im Durchschnitt 150–200 kugelförmige Zoochlorellen pro Zelle enthalten. Sie haben einen Durchmesser von 6–7  $\mu\text{m}$ . Im Vorderende nimmt die Zahl der Zoochlorellen ab und man kann bei manchen Exemplaren die Farbe des Plasmas erkennen. Es ist leicht rosa gefärbt. Diese Färbung wurde schon von Kahl (1935) beschrieben und auf die symbiontischen Bakterien des Ciliaten zurückgeführt. Ich konnte jedoch beobachten, daß sich gerade im vorderen Drittel der Zelle nur sehr wenige Bakterien finden und statt dessen eine große Ansammlung von unregelmäßig geformten Körpern, mit einer durchschnittlichen Größe von 0,5–1  $\mu\text{m}$  (Abb. 4). Dabei handelt es sich wahrscheinlich um Vorratskörper. Die symbiontischen Bakterien finden sich statt dessen gehäuft im mittleren Zelldrittel und dort vor allem um den Zellkern gruppiert (Abb. 5). Sie hatten nur eine geringe

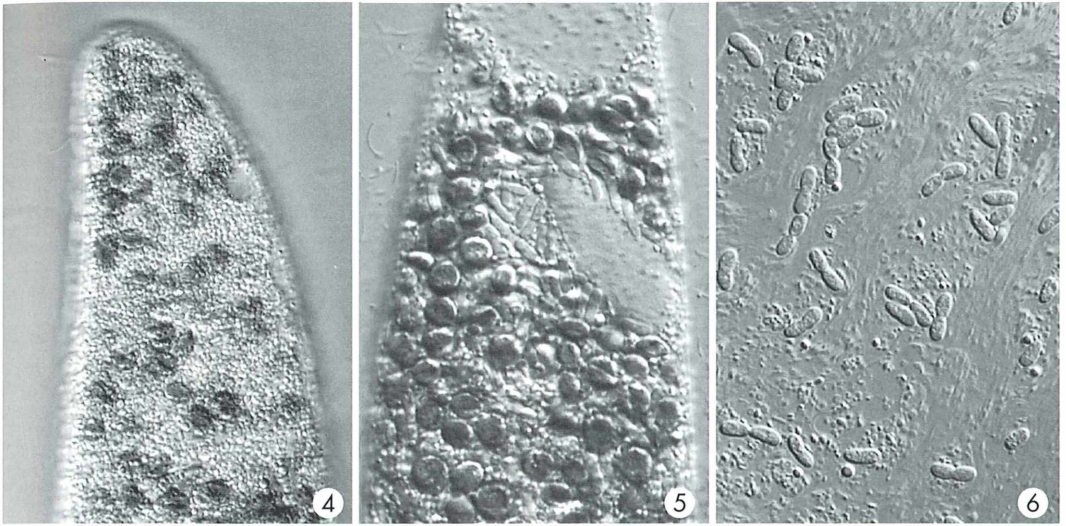


Abb. 4: Das Vorderende von *P. tenue* var. *chlorelligera* ist dicht gefüllt mit 0,5–1  $\mu\text{m}$  großen, unregelmäßig geformten Körnchen. 1000 $\times$ . – Abb. 5: Die symbiontischen Bakterien findet man gehäuft in der Umgebung des Makronukleus. 1000 $\times$ . – Abb. 6: Die Bakterien in einem stark gequetschten Exemplar. Sie sind 6–7  $\mu\text{m}$  lang. 1000 $\times$ .

Eigenfarbe und waren 5–7  $\mu\text{m}$  lang bei einer ovalen Körperform (Abb. 6).

### Teilung und Konjugation

In Proben mit einer großen Populationsdichte von *P. tenue* var. *chlorelligera* fiel auf, daß nur sehr wenige in Teilung befindliche Exemplare zu finden waren. Die Stadien der Zellteilung, in der das Membranellenband und die kontraktile Vakuole neu angelegt werden, bevor sich die Tochterzellen abschnüren, sind durch die verdeckende Wirkung der Zoochlorellen

nur schwer zu identifizieren. Kurz vor der Zellteilung bewegt sich der Makronukleus der Mutterzelle zur Abschnürstelle und nimmt eine wurstförmige Gestalt an, bevor er auf die beiden Zellen verteilt wird (Abb. 7). Ich fand auch einige Cysten, in denen eine Teilung erfolgte (Abb. 8). Es ist also möglich, daß die Teilung von *P. tenue* var. *chlorelligera* auch über Vermehrungscysten erfolgt. Da ich nur wenige Cysten gefunden habe, bedarf dies jedoch noch einer genaueren Überprüfung. Die Cysten haben einen Durchmesser von 58–60  $\mu\text{m}$ . Die Cystenwand ist glatt und farblos. Im Gegensatz zur Teilung ließ sich die Konjugation recht häu-

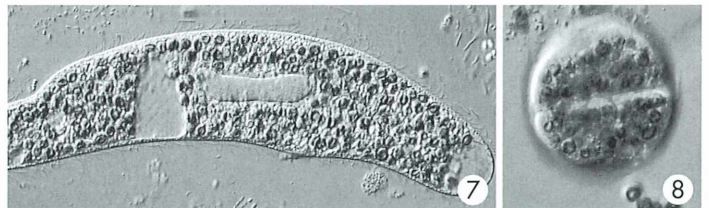
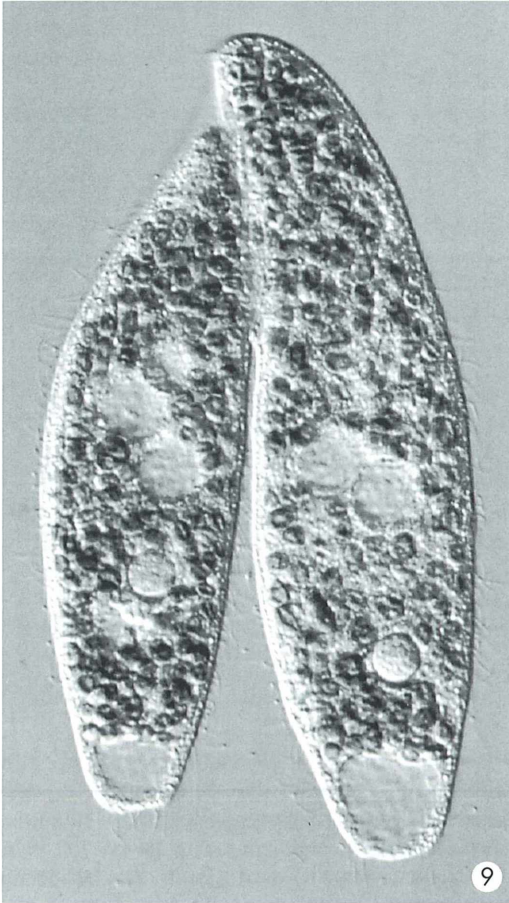


Abb. 7: *P. tenue* var. *chlorelligera* in Teilung. Der Makronukleus wird wurstförmig und verteilt sich auf die Tochterzellen. 400 $\times$ . – Abb. 8: Die Teilungscyste von *P. tenue* var. *chlorelligera*. Sie hat einen Durchmesser von 60  $\mu\text{m}$  und zeigt keine Oberflächenstruktur. 400 $\times$ .

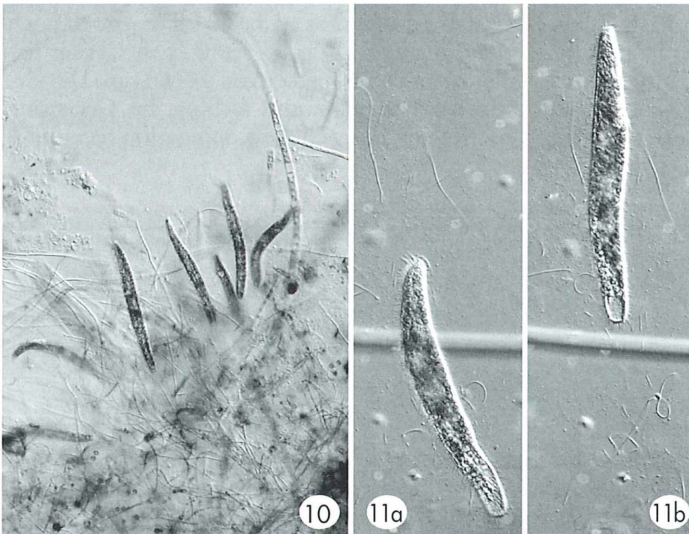


◀ **Abb. 9: Zwei Exemplare in Konjugation.** Man erkennt die kondensierten Makronuklei (Ma) und die Mikronuklei (Mi) in meiotischer Teilung. 400×.

fig beobachten (Abb. 9). Dabei verschmelzen die Mundregionen über ihre gesamte Länge. Mit Glück kann man Exemplare mit sich teilenden Mikronuklei beobachten (Abb. 9).

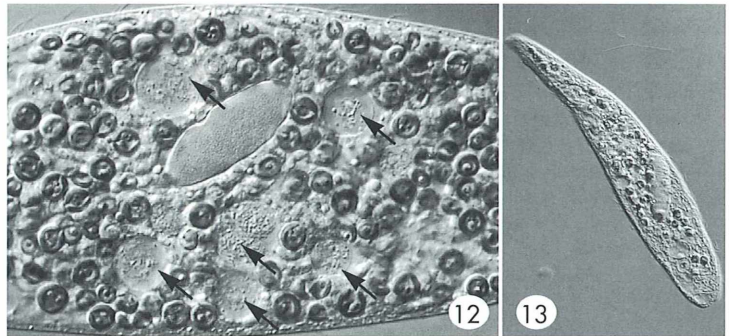
### Beobachtungen im Mikroaquarium

Im Mikroaquarium läßt sich sehr gut die Verhaltensweise von *P. tenue* var. *chlorelligera* ohne störende Einflüsse beobachten. Die Kulturen im Mikroaquarium halten sich problemlos 3 Wochen und länger. Man kann hier sehr schön sehen, daß *P. tenue* var. *chlorelligera* in Schleimröhren lebt, was in früheren Beschreibungen nicht erwähnt wird (Abb. 10). Die Schleimröhren werden von dem Ciliaten selbst errichtet. Dies kann man erkennen, wenn diese Röhren auf der Glasfläche des aufgelegten Deckglases errichtet werden. Die Röhre ist auch im DIK höchstens andeutungsweise durch aufsitzende Bakterien zu erkennen. Auf ihre Form und Länge kann man durch die Bewegung des Ciliaten darin schließen (Abb. 11 a u. b). Geht man davon aus, daß nur das Peri-



**Abb. 10: Mehrere Exemplare von *P. tenue* var. *chlorelligera* in Schleimröhren auf einer Detritusflocke im Mikroaquarium.** 100×. – Abb. 11 a u. b: Die Schleimhülle wird von dem Ciliaten selbst errichtet (hier an dem Deckglas). Sie ist im DIK nur sichtbar durch anhaftende Bakterien. Auf ihre Länge kann man schließen, wenn sich der Ciliat darin zurückzieht (a) und zum Einstrudeln von Nahrung in der Röhrenöffnung sitzt (b). Sie ist ca. 600 µm lang. Beide Aufnahmen 200×.

**Abb. 12:** Die Nahrungsvakuolen im Plasma (Pfeile) belegen die Aufnahme von Bakterien als Nahrung von *P. tenue* var. *chlorelligera*. 1000 $\times$ . – **Abb. 13:** Die farblose Variante *P. tenue*, welche nur wenige Zoochlorellen enthält. 400 $\times$ .



stom aus der Röhre herausragt, beträgt die Gesamtlänge der Röhre durchschnittlich 500–600  $\mu\text{m}$ . Über Art und Weise der Nahrungsaufnahme liegen weder von Kahl noch von Sramek-Husek Berichte vor. Über *P. tenue* berichtet Kahl (1935) jedoch von einer Ernährung durch farblose Bakterien. Dies konnte ich auch an *P. tenue* var. *chlorelligera* beobachten. Ein Beleg dafür sind auch die mit Bakterien gefüllten Nahrungsvakuolen, die man im Plasma findet (Abb. 12). Im Fundgebiet von *P. tenue* var. *chlorelligera* konnte ich sehr selten die farblose Variante *P. tenue* finden (Abb. 13), die aber stets wenige Zoochlorellen enthielt, was mit den Beobachtungen von Kahl (1935) gut übereinstimmt.

#### Dank

Ich danke Prof. W. Foissner für die freundliche Überlassung von Literatur.

#### Literaturhinweise

- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, E.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Bd. II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida. Informationsber. d. Bayer. Landesamt. f. Wasserw., München 1992.
- Kahl, A.: Neue und wenig bekannte Formen der holotrichen und heterotrichen Ciliaten. Archiv. Protistenk. 55, 197–438 (1926).
- Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa, I. Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria). In Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands. Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.
- Sramek-Husek, R.: O nekolika Zajímavých Nalevnicích Z Ceskomoravské Vysociny (Some interesting ciliates of the Czech-Moravian Highlands). Vest. Csl. Zool. Spol. 13, 325–333 (1949).

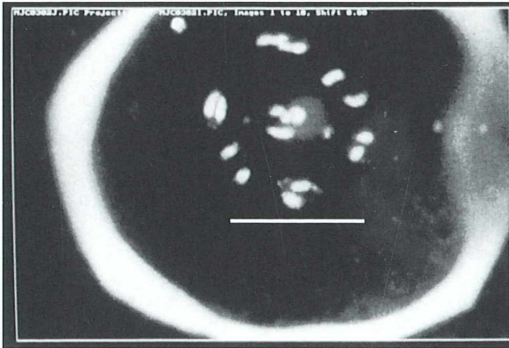
Verfasser: Dr. Martin Kreutz, Magdeburger Str. 2, 78467 Konstanz

## Kurze Mitteilung

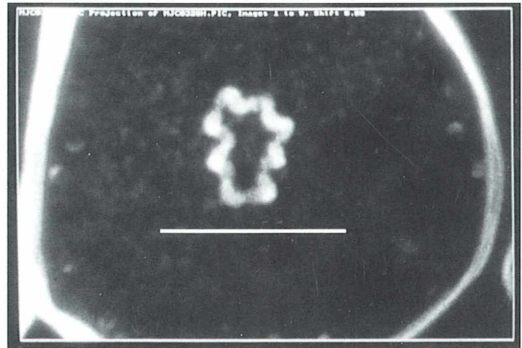
### Chromosomen-Ringe in *Oenothera*

Ein fast tragischer Irrtum eines der Wiederentdecker der Mendelschen Vererbungsgesetze, Hüge de Vries, war es, jahrzehntelang zu glauben, daß die Mendelspaltung keine allgemeine Gültigkeit habe. Er arbeitete nämlich mit Arten der Gattung *Oenothera* (Nachtkerze), bei denen er meinte, die schnelle Artbildung beobachten zu können. Was war aber der Fall? In interspezifischen Bastarden von *Oenothera* findet sich eine zytologische Anomalie: Die

Chromosomen verteilen sich bei der Meiose nicht zufällig, wie es die Mendelschen Gesetze erfordern. In vielen Arten organisieren sich die 14 kleinen, isomorphen, 1–2  $\mu\text{m}$  langen Chromosomen in permanenten Translokationsringen. Die Chromosomen verteilen sich also nicht zufällig, sondern in ringförmigen Gruppen. Im Extremfall bleibt der ganze Chromosomensatz als Ring zusammen. Die meisten Arten bilden vollständige Ringe aus 14 Chro-



**Abb. 1:** Prophase der Meiose in der Anthere einer homozygoten *Oenothera hookeri*. Man erkennt deutlich 5 Chromosomenpaare. Zwei der 7 Paare sind weniger deutlich miteinander assoziiert. In der Mitte ist diffus der Nukleolus erkennbar. Länge des Balkens = 10  $\mu\text{m}$ .



**Abb. 2:** Metaphase I der Meiose in einer Pollenmutterzelle von *Oenothera picensis*. In polarer Sicht erkennt man den Translokationsring, aus 14 Chromosomen bestehend. Der Ring hat die typische Zick-Zack-Form. Länge des Balkens = 10  $\mu\text{m}$ .

mosomen. Hybriden haben oft einen oder mehrere kleine Ringe und eine Anzahl Chromosomenpaare. Die Kleinheit der Chromosomen und der Ringe (7–8  $\mu\text{m}$ ) sind dafür verantwortlich, daß die Ringbildung der Chromosomen, die für die Komplexheterozygotie verantwortlich ist, erst spät erkannt wurde. So gibt es nur ausnahmsweise gute Mikrophotos (Ralph Cleland) oder Zeichnungen (Julius Schwemmler) der Chromosomenkonfiguration von *Oenothera*.

Nun hat Michael Chapman mit Hilfe der Konfokal-Laser-Scanning-Mikroskopie (CLSM), neue, eindrucksvolle Bilder von Chromosomenringen produziert (Abb. 1 und 2). Optische Querschnitte werden mit Hilfe des Computers übereinandergelegt, so daß sich ein Bild der Summe mehrerer optischer Ebenen ergibt. Was bereits Julius Schwemmler gesehen hatte, kann nun eindeutig photographisch dokumentiert werden.

Die Untersuchung erfolgt an den Antheren aus 1,5 und 2,0 cm langen Blütenknospen. Eine der Antheren wurde bei einer Vergrößerung von 160 $\times$  auf das charakteristische Stadium der Meiozyten hin untersucht. Die übrigen sieben Antheren wurden sodann mit der Quetschtechnik in 0,01% Kristallviolett vorbereitet. Die Untersuchung und Dokumentation erfolgte bei 600facher Vergrößerung (Okular 60 $\times$ , N.A. 1,4). Der Kristallviolett-Komplex absorbiert bei der Wellenlänge von 488  $\mu\text{m}$  und hat ein Maximum der Emission bei 544  $\mu\text{m}$ . Die Aufnahmen wurden mit dem CLSM MRC 600 (Bio-Rad) gemacht.

Die Abbildungen wurden freundlicherweise von Dr. Michael Chapman überlassen.

M. Chapman, D. L. Mulcahy: Confocal optical sectioning for meiotic analysis in *Oenothera* species and hybrids. *Biotechnic & Histochemistry* 72, 105–110 (1997).

H. F. Linskens, Nijmegen

# Bakterien auf Bestellung

Bruno P. Kremer

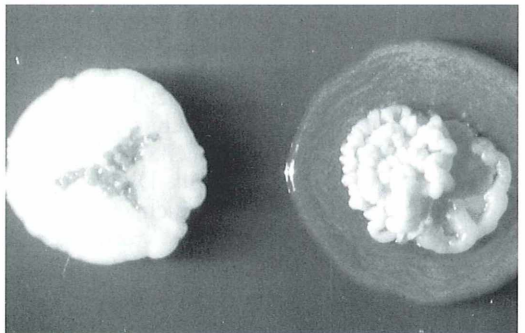
**Heute gibt es fast alles aus dem Katalog. Selbst lebende Mikroorganismen aus Spezi- alsammlungen bilden längst keine Ausnahme mehr. Solche Institutionen sind einer- seits umfangreiche Gen- und Informationsbanken, andererseits aber auch wichtige Serviceeinrichtungen für Forschung und Unterricht.**

**L**eben begegnet uns auf allen Organisa- tionsebenen in bewundernswerter Viel- falt. Bei Blumen oder Käfern ist überwäl- tigende Artenfülle ganz unmittelbar zu erleben. An der natürlichen Sichtbarkeitsgrenze, wo der unmittelbare Eindruck endet, hilft das Mikro- skop entscheidend weiter und offenbart auch hier eine äußerst bunte Szene: Biodiversität mit einer beachtlichen Bandbreite aller möglichen Zelltypen ist naturgemäß keine Frage der Di- mension oder der Organismenabmessungen. Während man geplättete Blütenpflanzen ins Herbar legt und aufgespießte Schmetterlinge (früher) reihenweise in Schaukästen drapierte, sind die Wahrnehmung und Dokumentation von Biodiversität bei Mikroorganismen nicht so einfach zu erreichen. Planktonfänge, bei deren Betrachtung jede(r) für die Mikroskopie Begeisterte vorbehaltlos ins Schwärmen gerät, liefern oft nur Zufallsfunde, allerdings in den weiten Grenzen faktischer Schrankenlosigkeit. Allein das in mitteleuropäischen Binnengewäs- sern erlebbare Artenaufkommen mikrosko- pisch kleiner Algen von den Diatomeen bis zu den Dinoflagellaten übertrifft die höhere Pflan- zenwelt um ein Vielfaches. Ähnliches gilt zwei- fellos auch für die noch kleineren Mikroorga- nismen aus den Domänen der Archäen und Bakterien.

## Kurios und konkurrenzlos

Außer hübsch pigmentierten Algen oder form- schönen Protozoen haben selbstverständlich auch die weniger intensiv wahrgenommenen, aber nicht minder bedeutsamen Bakterien erheblichen Anteil an der organismischen Viel- falt, von ihren unentbehrlichen Aufgaben in nahezu allen Ökosystemen einmal völlig abge-

sehen. Zugegebenermaßen äußert sich bakte- rielle Biodiversität weniger in ihrem äuße- ren formalen Gestaltungsreichtum, obschon durchaus ein breites Formenspektrum von kugelig-kompakt bis spindeldünn oder spiralig besteht. Das mag zum Teil mit ihrer Winzigkeit zusammenhängen – bei Zelldurchmessern von durchweg weniger als 1 µm passen immerhin rund 10<sup>9</sup> Bakterienzellen in nur einen Kubik- millimeter. Dafür überraschen sie aber um so mehr mit ausgefallenen ökologischen Strate- gien und höchst seltsamen Stoffwechseltricks. Tatsächlich haben gerade die Bakterien seit Ur- zeiten alle nur denkbaren Erdenwinkel von klirrend kalt bis höllisch heiß erobert und sind überall dort besonders erfolgreich, wo andere Lebewesen einfach nicht mehr mithalten könn- en. Außerdem können sie sich fallweise die verschiedensten Energiequellen nutzbar ma- chen. Einige Bakterien haben vor mehr als



**Abb. 1:** Nicht immer ist schon anhand von Kolo- nieform oder -färbung auf dem Nährboden in der Petrischale die genaue Zugehörigkeit der be- teiligten Mikroorganismen zu erkennen. Aufwen- dige biochemische Untersuchungen schaffen hier erst letzte Klarheit.

zwei Milliarden Jahren die Photosynthese erfunden, andere den besonders ergebnisreichen oxidativen Stoffabbau mit Hilfe von Sauerstoff. Was im grünen Spinat oder in jeder unserer eigenen Körperzellen an Stoffwechselreaktionen abläuft, die Energie bereitstellen, ist letztlich immer nur ein bakterielles Erbe. Bakterien können oxidierbare anorganische Stoffe umsetzen, aber auch hochbrisante Sprengstoffe wie TNT oder sonst ziemlich giftige Verbindungen wie Phenole zerlegen. Manche Bakterien sind dabei umsatzstark wie sonst kein Lebewesen: Optimal wachsende Milchsäurebakterien können in einer Stunde Stoffmengen bis zum Zehntausendfachen ihres Eigengewichtes bewältigen. Die heute so erfolgreich arbeitende, vielfach jedoch überkritisch beäugte Biotechnologie, die biologische Grundlagenforschung in industrielle Praxis und Produktion umsetzt, nutzt in den meisten Fällen die erstaunlichen stofflichen Vorlieben und Fähigkeiten von Bakterien oder Mikropilzen.

### **Kollektion von Kleinigkeiten**

Ebenso wie man interessante Algen, seltene Protozoen oder sonstige aus welchen Gründen auch immer wünschenswerte Kleinlebewesen bei Bedarf kaum gezielt in der Natur suchen bzw. zuverlässig erwarten kann, sind auch Bakterien (oder Mikropilze) mit speziellen stofflichen Leistungsmerkmalen nicht immer und überall vorhanden. Daher hat man im Blick auf den schon seit langer Zeit unentbehrlichen Einsatz von Bakterien in den unterschiedlichsten Anwendungen besondere Spezialsammlungen gegründet, die – ähnlich wie im Fall der pflanzlichen Kleinzeller (Kremer, 1996) – Kollektionen genau charakterisierter und genetisch stabiler Mikroorganismen gleichsam auf Abruf bereithält. Dieser bemerkenswerten Aufgabe widmet sich in Deutschland die 1969 am Institut für Mikrobiologie der Universität Göttingen gegründete und seit 1987 in Braunschweig angesiedelte „Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen“ (DSMZ). Seit 1988 arbeitet sie in der Geschäftsform einer gemeinnützigen GmbH und ist seit 1996 zudem ein Institut der sogenannten Blauen Liste, dessen Finanzierung Bund und Länder jeweils hälftig tragen. Längst gehören zum Angebot der DSMZ nicht mehr nur Bakterien jeglicher Leistungsprofile,

sondern auch über 1000 verschiedene pflanzliche Zellkulturen, dazu auch 400 Pflanzenviren sowie eine größere Anzahl tierischer und menschlicher Zelllinien. Kernstück der umfangreichen Sammlung sind jedoch die nahezu 9000 verschiedenen Bakterienstämme aus etwa 3000 Arten und weitere ca. 2500 Hefen bzw. andere Mikropilze aus knapp 1500 Spezies. Mit ihrem

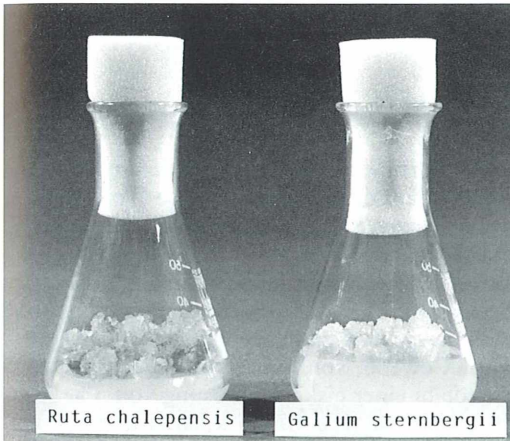


**Abb. 2:** Tausende verschiedener Stämme gefriergetrockneter Mikroorganismen lagern im Probenarchiv der DSMZ in Braunschweig. Bei Bedarf werden sie aus ihrer Trockenstarre wieder in das aktive Leben zurückgeholt. Foto: DSMZ, Braunschweig.



**Abb. 3:** Proben tierischer und menschlicher Zellkulturen für die medizinische oder pharmazeutische Forschung lagern in flüssigem Stickstoff bei  $-196\text{ }^{\circ}\text{C}$ . Foto: DSMZ, Braunschweig.





**Abb. 4: Pflanzliche Zellkulturen lassen sich am besten als sogenannte Kalluskulturen mit ungeordnetem Wachstum halten. Durch stoffliche Veränderungen im Nährmedium kann man (theoretisch) aus jeder einzelnen Zelle dieser Kulturen wieder eine normal gestaltete Blütenpflanze regenerieren. Foto: DSMZ, Braunschweig.**

Sammlungsbestand von derzeit annähernd 14000 verschiedenen Kulturen (mit einem jährlichen Zuwachs von etwa 1000 Stämmen) ist die DSMZ in Europa die größte Institution ihrer Art. Die Bakterienstämme lagern überwiegend in gefriergetrockneter Form, während die tierischen und menschlichen Zellkulturen als ganz coole Typen in flüssigem Stickstoff bei  $-196\text{ }^{\circ}\text{C}$  aufbewahrt werden. Bei Bedarf werden die Zellen aus Trockenstarre bzw. Kälteschlaf geweckt, auf Nährböden überimpft und in der benötigten Menge nachgezüchtet.

Wozu dient diese umfangreiche und mit großem Aufwand unterhaltene Kollektion? Eine der besonderen Aufgaben der DSMZ ist ihr Beitrag zur Bewahrung gut dokumentierter Biodiversität – sie sammelt mikrobielle Vielfalt, bewahrt sie als genetische Ressource und hält sie für biologische bzw. medizinische Grundlagenforschung ebenso zur Verfügung wie für biotechnologische Anwendung. Das bedeutet, daß universitäre oder industrielle Forschungsstätten (mikro)biologisches Material mit einem genau charakterisierten Leistungsprofil per Katalog anfordern können. Weit mehr als 10000 Kulturen aus dem Sammlungsbestand gehen jährlich für biologische, medizinische, pharmazeutische, lebensmittel- oder umwelttechnolo-

gische Vorhaben an Abnehmer in alle Welt. Die DSMZ bietet aber auch wissenschaftliche Hilfestellung bei der molekulargenetischen Identifizierung von Mikroorganismen, Pflanzenviren oder Zellkulturen an und ist zudem weltweit eine der wenigen international anerkannten Sammlungen, in denen biologisches Material aus patentierten Verfahren hinterlegt werden kann.

Als kompetente Servicesammlung für Wissenschaft, Forschung und Anwendung bietet die DSMZ bestimmte Kulturen auch für Schulen und vergleichbare Bildungseinrichtungen an – aus nachvollziehbaren Gründen natürlich keine toxinbildenden Stämme oder pflanzen- und tierpathogene Mikroorganismen, sondern ausschließlich solche, die völlig gefahrlos in aufschlußreichen mikrobiologischen Experimenten einzusetzen sind. In Zusammenarbeit mit dem Institut für die Pädagogik der Naturwissenschaft (IPN) in Kiel entstand ein dreibändiges Grundlagenwerk, das lohnende und unter Schulbedingungen auch tatsächlich durchführbare Versuche mit Bakterien und Mikropilzen vorschlägt.

Ein aktueller Katalog mit allen DSMZ-Stämmen ist als konventionelles Buch oder als Diskette für DM 40,- zu erwerben. Eine Liste schulgeeigneter Stämme sowie weitere Informationsmaterialien gibt es kostenlos. Der Datenbestand über die vorhandenen Kulturen, ihre Benennung, Verwendung und Handhabung ist auch im Internet abrufbar (<http://www.gbf-braunschweig.de/DSM/dsmzhome.html>). Die Postanschrift lautet: Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen GmbH, Mascheroder Weg 1b, 38124 Braunschweig (Tel.: 0531-26 16 0, Fax: -26 16 418).

#### Literaturhinweise

- Bayrhuber, H., Lucius, E. R. (Hrsg.): Handbuch der praktischen Mikrobiologie und Biotechnik. Bände 1–3, Metzler-Schulbuchverlag, Hannover 1997.
- Hausmann, K., Kremer, B. P. (Hrsg.): Extremophile. Mikroorganismen in ausgefallenen Lebensräumen. 2. Aufl., VCH, Weinheim 1996.
- Kremer, B. P.: Botanische Gärten im Reagenzglas. Mikroskosmos 85, 241–243 (1996).
- Margulis, L., Sagan, D.: Leben. Vom Ursprung zur Vielfalt. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1997.

Verfasser: Dr. Bruno P. Kremer,  
Redaktion MIKROKOSMOS

## Kurze Mitteilung

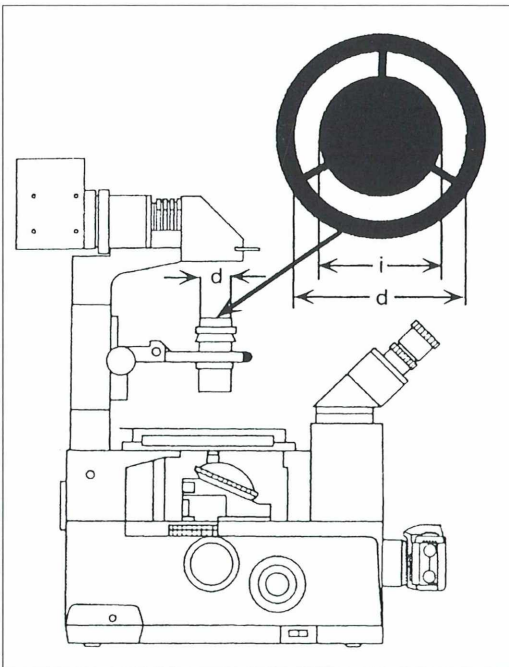
### In-situ-Hybridisierung im Dunkelfeld-Mikroskop sichtbar gemacht

Die In-situ-Hybridisierungstechnik wird häufig benutzt, um spezielle Transkripte in Geweben zu lokalisieren. Es handelt sich dabei um eine Autoradiographie mit Hilfe von radioaktiven Elementen. Die Verwendung von radioaktiven Proben hat diese Methode aber in ihrer Anwendung beschränkt auf Laboratorien, die über die geeigneten Instrumente und Sicherheitsvorkehrungen für Arbeiten mit Radioiso-

topen verfügen. Neuerlich wurde die Methode aber so modifiziert, daß durch Verwendung von Digoxigenin (Boehringer, Mannheim), das zur Markierung von RNA geeignet ist, die Orte der Expression von messenger-RNA in pflanzlichen Geweben auch ohne Radioisotope sichtbar gemacht werden können.

Das Gewebe von *Silene latifolia* ssp. *alba* wurde in einer eiskalten Lösung von 3% Paraformaldehyd, 1% Glutaraldehyd und 50 mM Kochsalz in 50 mM Natriumphosphatpuffer pH 7,3 zunächst für 1 Stunde im Vakuum, dann 16 Stunden lang bei 4 °C fixiert. Die Paraffinschnitte von 8 µm Dicke werden in einem Tropfen destilliertem Wasser auf Objektträger übertragen, die mit Poly-L-Lysinhydrobromid bestrichen sind. Nach der Hybridisierung wird die Digoxigenin-markierte Probe mit einem spezifischen monoklonalen Antikörper (Boehringer) behandelt und mit Hilfe eines Immunoblot Assay Kit (Bio-Rad) die RNA nachgewiesen. Die messenger-RNA erscheint im Dunkelfeldmikroskop in den weißlichen Zellwänden als bläulich-purpurner Niederschlag. Es besteht keine Notwendigkeit für eine Gegenfärbung, da die Zellwände im Dunkelfeld schwach aufleuchten, so daß eine Lokalisierung eindeutig möglich ist.

Die Untersuchung im Dunkelfeldmikroskop, das mit einer einfachen Ringblende herzustellen ist (Abb. 1), erfolgt am besten bei schwacher Vergrößerung mit Objektiven niedriger numerischer Apertur (z. B. 10x, 0,25–0,30 N.A.; oder 20x, 0,40–0,50 N.A.). Das Licht, das durch den zirkulären Spalt fällt, kann nicht in das Objektiv fallen. Lediglich das Licht, das von Partikeln im Material reflektiert oder gestreut wird, wird sichtbar.



**Abb. 1:** Einbau einer Ringblende in ein Umkehr(Plankton)-Mikroskop, um ein einfaches Dunkelfeld-Mikroskop zu erhalten, hier am Beispiel des Umkehrmikroskopes IMT-2 von Olympus. Die Ringblende (rechts oben) wird von Hand aus Karton herausgeschnitten. Der äußere Ring trägt mit 3 Stegen die zentrale Scheibe. Der äußere Durchmesser ( $d$ ) der Ringblende entspricht dem Durchmesser des Kondensators. Der innere Durchmesser ( $i$ ) wird so gewählt, daß ein klares Bild entsteht. Im Falle des IMT-2 waren  $d = 33$  mm und  $i = 12$  mm. Die zentrale Scheibe wird mit Tusche undurchsichtig gemacht (aus Matsunaga et al. 1997).

- S. Matsunaga, S. Kawano, T. Higashiyama, N. Inada, T. Kuroiwa: Clear visualization of the products of nonradioactive in situ hybridization in plant tissue by simple dark-field microscopy. *micron* 28, 195–187 (1997).
- S. Matsunaga, S. Kawano, S. Takano, H. Uchida, A. Sakai, T. Kuroiwa: Isolation and developmental expression of male reproductive organ-specific genes in a dioecious campion. *Plant Journal* 10, 679–689 (1996).

# Gymnophrys cometa – drei Gespenster?

Ernst Hippe

**Gelegentlich mit dem schönen Namen Torfgespenst belegt geistert eine Amöbe durch die Literatur, die recht widersprüchlich beschrieben wird. Nach einigen Funden und interessanten Beobachtungen kommt der Autor zu dem Schluß, daß es sich um drei verschiedene Arten handeln könnte, die sich deutlich unterscheiden lassen. Man müßte sie nur öfter finden.**

**A**ls ich zum ersten Mal auf eine kleine Amöbe stieß mit etwa kugeligem Körper, aber extrem langen einzelnen Pseudopodien, lag es nahe, bei Streble/Krauter (1973) nachzusehen. Dort ist *Gymnophrys cometa* Cienkowski 1876 unter den beschalteten Amöben beschrieben. Auch Harnisch (1958) behandelt sie unter dieser Zuordnung, während sie Siemensma (1987) und dann Page (1991) zu den Nacktamöben zählen. Dabei weichen die Beschreibungen teilweise voneinander ab, worauf auch Page hinweist. Dies soll später gegenübergestellt werden. Zunächst will ich die drei von mir gefundenen Typen beschreiben.

Beobachtet wurde zum Auffinden mit Phasenkontrast-Objektiv  $10 \times 0,25$ , genauer mit Wasserimmersions-Objektiv  $40 \times 0,75$  im Hellfeld, direkt in die Petrischale eingetaucht, da zumindest Typ A nicht unbeschadet herauszupipetieren war (Hippe, 1995).

## Zunächst das erste Gespenst (Typ A)

Funde 1984 und 1995 am Grunde von Waldwegpfützen, 1998 mit Typ C.

Der zentrale Zellkörper (ZK) ist rundlich und unklar begrenzt, sein Rand z. T. etwas gekerbt, um  $50 \mu\text{m}$  im Durchmesser (Abb. 1). Das Plasma ist hell farblos, mit vielen Körnchen angefüllt, die sich langsam bewegen. Vom ZK gehen zahlreiche dünne Pseudopodien (PP) aus, die stark anastomosieren und ringsum  $100\text{--}200 \mu\text{m}$  lang werden. Ihre Verzweigungsstellen verschieben sich öfter; dort ist das Plasma manchmal blasig. In den PP strömen Körnchen deutlich gleichzeitig in beiden Richtungen; größere Körner erweitern den Faden örtlich. Außerdem werden 1 bis 3 Protoplas-

mastränge gebildet, die  $2\text{--}3 \mu\text{m}$  dick und bis zu  $2 \text{mm}$  lang werden. Sie verzweigen sich zuweilen und laufen anastomosierend auch wieder zusammen. Am Ende sind sie extrem dünn. In ihren breiteren Abschnitten ist die Körnchenströmung besonders deutlich zu sehen. Die Amöbe bewegt sich als Ganzes kaum. Spektakulär aber war ein beobachteter Ortswechsel wie durch eine pipe line:

In den ersten Stunden nach dem Auffinden veränderte sich der Ort des ZK kaum, die Menge der PP wenig, mehr die langen Stränge. Nach 14 Stunden fiel mir ein besonders dicker Strang ( $5 \mu\text{m}$  mit Ausbeulungen) auf, in dem die sehr starke Strömung nur vom ZK weg lief. Dieser Strang endete nach  $600 \mu\text{m}$  in einem zweiten kleineren ZK. Innerhalb einer halben Stunde floß der gesamte restliche Zellinhalt vom ursprünglichen in den neuen ZK, ohne daß irgend eine Hülle zurückblieb. Der alte ZK schrumpfte vielmehr ein, eingebuchtet beim Ansatz des dicken Stranges. Die PP des alten ZK verschwanden, beim neuen wurden neue PP sowie neue lange Stränge angelegt. Der dicke Transportstrang wurde schließlich etwas eingezogen und dünner; er zeigte dann wieder die Strömung in beiden Richtungen.

Ein besonderes Ereignis war eine beobachtete Regeneration:

9 Stunden nach dem beschriebenen Ortswechsel verschob ich versehentlich den neuen ZK um  $300 \mu\text{m}$  und riß ihn dabei aus seinen PP heraus, die fest am Glasuntergrund haften. Während nach knapp einer Stunde die alten PP verschwunden waren, wurden zugleich um den ZK neue gebildet, ebenso ein neuer langer Strang. Ein alter langer Strang war mit abgerissen, sein Beginn lag etwa  $100 \mu\text{m}$  vom ZK entfernt. Trotzdem ging in ihm die Körnchenströmung weiter. Das dem ZK zugewandte Ende

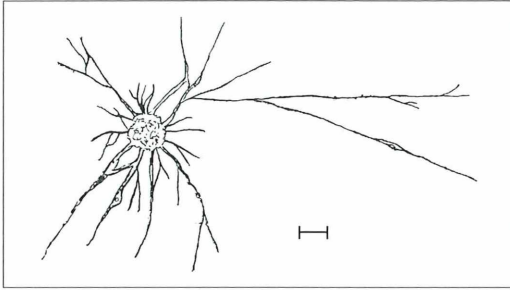


Abb. 1: Skizze von *Gymnophrys*, Typ A (Balken = 50 µm); die Pseudopodien können noch erheblich länger werden, als sie dargestellt sind.

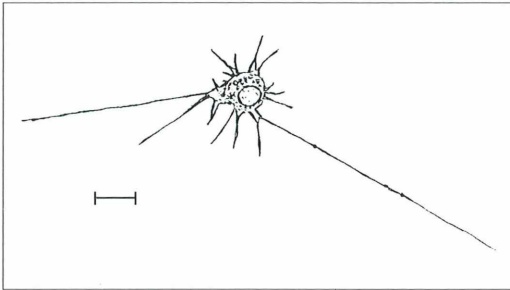


Abb. 2: Skizze von *Gymnophrys*, Typ B (Balken = 20 µm) mit größerem Plasmalappen nach links und Vakuole.

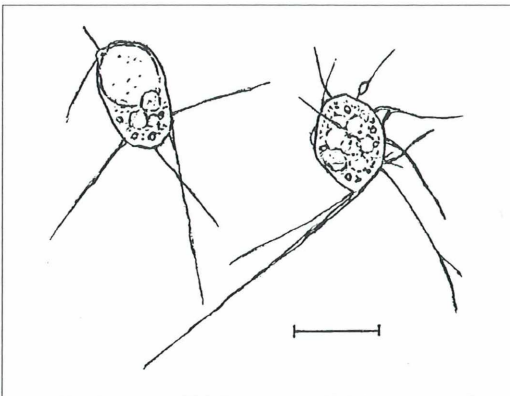


Abb. 3: Skizze von *Gymnophrys*, Typ C (Balken = 50 µm). Linkes Exemplar mit beginnender großer randständiger Vakuole.

dieses Stranges verlängerte sich, wobei die feine Spitze pendelnde Bewegungen ausführte. Dies zielte zunächst nicht direkt auf den ZK, aber nach 30 Minuten war der Strang wieder dort angeschlossen. Ein weiterer Ortswechsel wurde nicht beobachtet, bis sich 44 Stunden nach dem ersten Auffinden der ZK und seine Pseudopodien auflösten.

### Dann das zweite Gespenst (Typ B)

Wiederholt zu Anfang 1998 in einem Kaktus-Glastopf, an dessen Boden sich zuviel gegessenes Wasser angesammelt hatte.

Der farblose rundliche Körper von 18 µm Durchmesser erscheint nicht starr (Abb. 2). Aus ihm wachsen gelegentlich Plasma-Lappen heraus, die sich in stachelig verzweigte Pseudopodien von 5–30 µm Länge fortsetzen, wie sie auch direkt vom Körper ausgehen. In ihm sind kleine ruhende Körnchen zu erkennen und eine große, randständige, sehr langperiodische kontaktile Vakuole. Besonders auffällig sind aber einzelne extrem lange und dünne Filopodien. Wegen ihrer Feinheit ist das Ende bei mindestens 200 µm kaum zu bestimmen. An ihnen sind selten Körnchen angeheftet, die sehr langsam wandern. Anastomosen konnte ich nicht beobachten. Der gesamte Organismus haftet nicht am Boden, sondern schwebt etwas über ihm und wird z. B. von schlagenden Nematoden mitgerissen. Eine aktive Fortbewegung konnte ich nicht feststellen.

### Schließlich das dritte Gespenst (Typ C)

Bei der Weiterbeobachtung der schon beschriebenen *Gymnophrys* Typ B zeigen sich auch ähnliche Exemplare, die mindestens doppelt so groß sind, vor allem aber mit blasiger Innenstruktur, in der einzelne Vakuolen gelegentlich kontraktile erscheinen (Abb. 3). Die Körperkonturen sind klar, aber etwas veränderlich. Die langen Filopodien sind an der Basis bis 3 µm dick, werden dann immer dünner und enthalten keine Körnchen. Die kürzeren anastomosieren manchmal und verzweigen sich gelegentlich. Wie beim Typ B bildet sich zuweilen eine sehr große randständige Vakuole, die über eine Stunde stehen kann, bis sie wieder einschrumpft. Aber auch kleinere blasige randständige Vakuolen erscheinen manchmal, die in nur ca. 5 Minuten einmal pulsieren.

**Tabelle 1: Gegenüberstellung.**

Beobachtet: (Maße ca. in µm)	Typ A	Typ B	Typ C
Durchmesser Hauptkörper	50	18 (m. Lappen <30)	35–50
Vakuolen	zeitw. 1	1	viele
Länge der kl. Pseudopodien	100–200	10–30	10–100
Breite der langen Pseudopodien	2–5	<0,5	3 bis unter 0,5
Länge der langen Pseudopodien (a): 400	1000–2000	>200	bis 250
Anastomose	ja (a, b)	nicht beobachtet (c)	selten (nahe der Ps.-Basis)
Körnchenströmung	stark (a, b)	keine (c)	keine
Gesamt-Eigenbewegung	nur "pipe line"	nicht beobachtet	sehr langsam
Bodenhaftung auf Glas	stark	keine	keine

(a): bei Strebler/Krauter; (b): bei Harnisch; (c): bei Siemensma.

### Der Vergleich

Hiernach nehme ich an, daß es sich bei den meisten Beschreibungen von *Gymnophrys cometa* um Typ A, bei Siemensma (1987) aber um Typ B handelte, der also eine andere Art wäre. Infrage käme eine bei Harnisch (1958) beschriebene *Penardia cometa*, deren Zuordnung jedoch laut Page falsch war und die seit Harnisch nicht mehr erscheint.

Die Größenangaben der Hauptkörper schwanken zwischen 15 und 50 µm; meine B-Exemplare könnten an der unteren möglichen Grenze gewesen sein. Die in der Literatur gefundenen Zeichnungen sind leider wenig aussagefähig (schwer zu zeichnen!).

Es wäre interessant, von weiteren Beobachtungen zu erfahren, besonders auch, was die eigenartigen Vorgänge bei Typ A betrifft, also pipe line und Regeneration. Soweit ich feststellen konnte, sind sie bisher nicht beschrieben worden.

Man könnte bei Typ C natürlich einfach an größere Exemplare von *Gymnophrys* Typ B denken, aber vor allem die starke Vakuolisierung spricht dagegen. In einer Probe kamen sowohl Typ B als auch C vor und waren dadurch gut zu vergleichen. Eine passende Beschreibung gibt wiederum Harnisch (1958) als *Penardia cashi*. Er hat sie sehr verkürzt von de Saedeleer (1934) übernommen. Nach den dortigen Beschreibungen und Zeichnungen erscheint allerdings diese *Penardia cashi* wesentlich formveränderlicher als der Typ C.

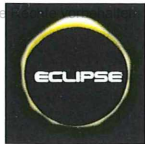
Auch dieser Autor erwähnt Widersprüche zu älteren Beschreibungen. Offenbar gibt es auf

diesem Gebiet bis heute wenige Funde und viele Unsicherheiten. Am besten stellt sich noch mein Typ A dar; von ihm, der wohl „echten“ *Gymnophrys cometa*, gibt es sogar Fotos, z. B. bei Lenzenweger (1979) und bei Bellmann et al. (1991). Jedenfalls scheint mir klar, daß Typ B und C von *Gymnophrys* abgetrennt und als zwei Arten zu einer eigenen Gattung (nicht *Penardia*) gestellt werden sollten. Vielleicht ist dies bereits geschehen – für Hinweise wäre ich dankbar.

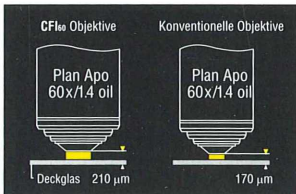
### Literaturhinweise

- Bellmann, H., Hausmann, K., Janke, K., Kremer, B. P., Schneider, H.: Einzeller und Wirbellose. Moosaik Verlag, München 1991.
- Harnisch, O.: Rhizopoda. In: Die Tierwelt Mitteleuropas, Quelle & Meyer, Leipzig 1958.
- Hippe, E.: Unterwassermikroskopie. Mikrokosmos 84, 164 (1995).
- Lenzenweger, R.: Mit dem Deckglas auf Protistenfang. Mikrokosmos 68, 162 (1979).
- Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna Bd. 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.
- Saedeleer, H. de: Beitrag zu Kenntnis der Rhizopoden: morphologische und systematische Untersuchungen und ein Klassifizierungsversuch. Mem. Mus. Roy. d'Hist. Nat. de Belgique, Mem. No. 60 (1934).
- Siemensma, F. J.: De Nederlandse Naaktamoeben, Kon. Ned. Vereniging 1987.
- Strebler, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Franckh-Kosmos-Verlag, Stuttgart 1973.

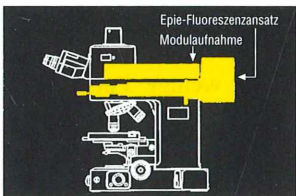
Verfasser: Ernst Hippe, Am Forsthaus Gravenbruch 48, D - 63263 Neu-Isenburg.



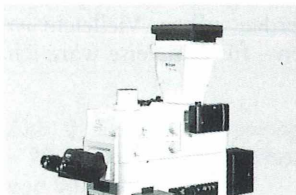
# ECLIPSE E800 das Mikroskop der neuen Art.



Die parfokale Abgleichlänge von 60 mm bei der neuen CFI 60 Objektivserie ermöglicht deutlich höhere Arbeitsabstände als sie bisher in konventionellen Systemen realisiert werden konnten.



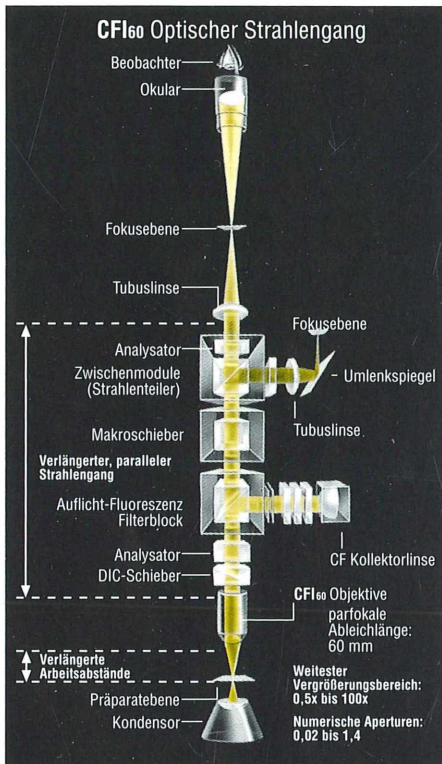
Bei Einbau zusätzlicher Module wie Auflicht, Auflicht-Fluoreszenz oder Strahlenteiler für Mehrfachfoto-adaption bleibt die Einblickhöhe unverändert.



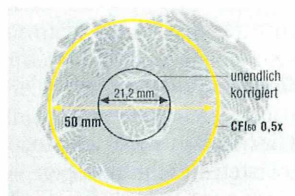
Hier ein Beispiel simultaner Adaption von Videokamera, zweier Kleinbildkameras und Großformat in Verbindung mit Auflicht-Fluoreszenz.

Erstmals in der neueren Geschichte der Mikroskopie hat sich NIKON zu einem sensationellen Alleingang entschlossen. Anstatt beim Übergang von der Endlich- zur Unendlichkorrektur die parfokale Abgleichlänge des Endlichsystems simpel und einfach zu übernehmen, macht sich NIKON die eindeutigen Vorteile der 60 mm Abgleichlänge konsequent zunutze.

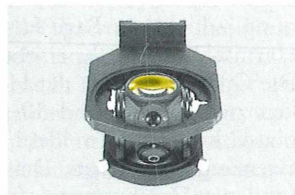
Durch die optimierte Kombination zwischen Tubuslänge und Bauhöhe der Objektive ist es nur NIKON möglich, Optiken von 0,5 bis 100x Vergrößerung in nur einem einzigen Revolver parfokal einzusetzen.



Einmalig weltweit ist das neue CFI 0.5x Objektiv, mit dem erstmalig Aufnahmen im Maßstab 1:1 direkt durch die Optik Realität geworden sind.



Beispiel des realen Bildfeldes bei Verwendung des 0,5x Objektivs.



Sensationell auch dieser Micro-Macro (MM) Kondensator, der Objektive von 0,5 bis 100facher Vergrößerung ohne Umbau am Gerät exzellent ausleuchtet.



Der Vorteil höherer Arbeitsabstände im CFI 60 System ist ein weiteres Alleinstellungsmerkmal dieses Konstruktionsprinzips.

Eclipse E 800 setzt nicht nur in der Optik neue Maßstäbe, sondern auch in der Umsetzung einer ergonomischen Handhabung und eines durchdachten modularen Aufbaues.

Wünschen Sie weitere Informationen, dann nutzen Sie den schnellsten und kürzesten Weg und wählen die Telefonnummer **0211/9414-221** Herr Thomas Neumann ist Ihr Ansprechpartner und berät Sie in allen Fragen.

Mit ihm können Sie auch einen Vorführtermin vereinbaren oder das Eclipse E 800 zum Testen anfordern.

## Nikon

Düsseldorf

## **Projekt: Mikroskopie an der Schule**

Klaus Herrmann

**Eine gute Gelegenheit, den mikroskopischen Nachwuchs zu fördern, sind Projekttag an Schulen. Hier wird die Durchführung des Projektes „Herstellung von Dauerpräparaten zur Betrachtung im polarisierten Durchlicht“ beschrieben.**

**D**er MIKROKOSMOS lebt durch die Vielfalt seiner Beiträge, die in der Folge wieder Anregung für neue Artikel sein können. So war das Juli-Heft 1997 für ein von mir schon länger geplantes Projekt eine ideale Ergänzung durch zwei Artikel. Einmal der grundsätzliche Beitrag von Wolfgang M. Richter „Eine Lanze für die Mikroskopie“, der auch mein Projekt berührt, das ich hier beschreiben möchte, und als zweites der Beitrag von W. Hasenpusch „Seigel-Stachel – ein Objekt für die Bionik“, mit dem ich den Schülern einen vertiefenden Aspekt eines Teilthemas vermitteln konnte.

### **Projekttag am Gymnasium**

Ausgangspunkt war für mich der Aufruf an alle Eltern des Kepler-Gymnasiums in Weil der Stadt, individuelle Beiträge zur Gestaltung der jedes Jahr vor den großen Ferien abgehaltenen Projekttag einzubringen. Diese Form der erweiterten Unterrichtsgestaltung wird inzwischen von vielen Schulen gepflegt, und sie fördert eine unglaubliche Vielfalt der schöpferischen Ausgestaltung von Hobby-Themen zutage. Das Spektrum der angebotenen Projekte reicht von der Herstellung feinsten Pralinen über viele Varianten der bildnerischen Kunst bis zur anschaulichen Darstellung der Chaostheorie. So liegt für einen begeisterten Mikroskopiker das ganze Feld offen, wobei die erste Aufgabe ist zu klären, welches spezielle Thema man eigentlich angreifen könnte, zumal die Schüler eine unterschiedliche mikroskopische Vorbildung mitbringen.

Nach Rücksprache mit der Biologielehrerin und Inspektion der Ausrüstung des Biopraktikums war klar, daß die Räumlichkeiten ideal, die Schülermikroskope selbst aber für das von mir anvisierte Spezialthema Polarisationsmikroskopie nicht geeignet waren. Ich habe deshalb drei Polarisationsmikroskope mitgebracht, um den Schülern die Möglichkeit zu geben, ihre Arbeitsergebnisse zu überprüfen. Aber eine gute Voraussetzung war gegeben: Schon im ersten Halbjahr der Sexta werden die Schüler im Rahmen des Biologieunterrichts mit dem Gebrauch des Mikroskops vertraut gemacht, so daß hier leicht angeknüpft werden konnte.

Es galt also 3 × 3 Nachmittagsstunden so zu gestalten, daß die Schüler etwas lernen und möglichst durch Abwechslung von intensiver Arbeit und ästhetisch schönen Bildern im Mikroskop begeistert und angeregt werden für eine weitere Beschäftigung mit der Mikroskopie. Die Annahme, daß sich vornehmlich Schüler für dieses Projekt melden werden, die schon selbst ein Mikroskop besitzen, hat sich bestätigt. Ein Schüler brachte auch sein eigenes Mikroskop mit. Dieses Instrument war gut als Negativbeispiel eines billigen Kaufhausmikroskops geeignet. Alle Teilnehmer konnten sich selbst im Vergleich überzeugen, was gute und schlechte Optik bedeuten.

### **Festlegung des Themas**

Das von mir definierte Thema: „Herstellung von mikroskopischen Dauerpräparaten für die Betrachtung im polarisierten Licht.“, hört sich



**Abb. 1: Konzentriertes Granit-Dünnschleifen.**

für den Anfänger hochgestochen an, ist es aber überhaupt nicht. Die in der Theorie sehr anspruchsvolle Polarisationsmikroskopie kann selbstverständlich nicht vermittelt werden. Für den Fall, daß hochintelligente Abiturienten am Projekt teilnehmen sollten, war ich aber präpariert mit der leider vergriffenen Leitz-Broschüre von Patzelt (1985), die nach meiner Kenntnis eine der besten kurzgefaßten Darstellungen des Themas ist und statt exakter mathematischer Darstellung in anschaulichen Skizzen die Zusammenhänge erläutert.

Die Polarisation habe ich deshalb gewählt, weil a) alle ausgewählten Präparatebeispiele erst dadurch wirklich attraktiv aussehen und b) diese Kontrastiermethode sehr einfach in der Handhabung ist. Wenn Anfänger mikroskopieren, kommt bald der Wunsch auf, statt der vergänglichen Frischpräparate auch einmal das eine oder andere Dauerpräparat herzustellen, und dabei tauchen dann die ersten Hindernisse auf, die auch fortgeschrittene Mikroskopiker davon abhalten, sich einmal an Dauerpräparaten zu versuchen. Die Auswahlkriterien für die Präparatebeispiele waren also: Einfache Herstellung und attraktives Ergebnis!

### **Schmelz- und Lösepräparate**

Die leichteste Übung ist das Herstellen von Schmelz- oder Lösepräparaten. Die Schmelzpräparate haben den Vorteil, daß das Deckglas

ohne zusätzliche Fixierung nach dem Schmelzen und Wiederauskrystallisieren normalerweise gut haftet und dadurch das Dauerpräparat in 5 min fertig ist. Will man Lösepräparate eindecken, ist darauf zu achten, daß das Einbettmedium die Substanz nicht löst, sonst ist die kristalline Pracht verschwunden.

Die Auswahl der Substanzen wurde durch folgende Kriterien bestimmt: a) Schmelzpunkt im Bereich von 50–150 °C sowie b) unterschiedliche Kristallisationsgeschwindigkeiten nach dem Schmelzen (dadurch kann der Kristallisationsvorgang im Mikroskop beobachtet werden, was manches Ah und Oh hervorlockt.). Ein weiteres Kriterium war ganz banal: Es war die Verfügbarkeit in meinem Chemikalienschrank – deshalb sind auch ganz exotische Substanzen dabei. Ein freundlicher Apotheker wird aber sicher mit geeigneten Substanzproben helfen. Vanillin und Ascorbinsäure sind auf jeden Fall ohne Probleme zu besorgen. Ebenso geeignet sind Hippursäure und Weinsäure.

Die Übung für die Schüler lag darin, die optimalen Mengen zu ermitteln, um ein gutes Präparat zu erhalten. Dabei haben sie als kleinen Kniff gelernt, daß ein Zuviel und damit zu hohe Schichtdicke leicht korrigiert werden kann, indem das Präparat nochmals auf der Heizplatte aufgeschmolzen wird und dabei das Deckglas mit einem kleinen Gewicht (Schraube) beschwert abkühlt, so wird der Überschuß als flüssige Schmelze unter dem Deckglas verdrängt. Zu wenig, d. h. zu geringe Schichtdicke kann mit einem Kompensator (Rot I) optisch ausgeglichen werden.

Nach ca. 2 h hatten alle Schüler eine Vielzahl schöner Präparate hergestellt und ganz nebenbei gelernt, wie wichtig es ist, jedes Präparat sofort richtig zu beschriften, wozu in diesem Fall auch die Initialen des Herstellers gehören.

### **Einbettpräparate**

Nach diesen relativ leicht erreichten Anfangserfolgen war die Begeisterung groß genug, um sich an weiteren geeigneten Objekten zu versuchen. Immer greifbar sind die eigenen Haare, die in winzigen millimeterlangen Büschelchen erst mit einem Tropfen Isopropanol auf dem Objektträger befeuchtet (um Luftblasen zu vermeiden) und dann in PVP (Polyvinylpyrrolidon) eingebettet werden.



## Hinweise zur Herstellung der Präparate

Für Schmelzpräparate wird eine kleine Substanzmenge (etwa stecknadelkopfgroß) auf den Objektträger gebracht und mit lose aufgelegtem Deckglas auf eine Heizplatte gelegt. Die Temperatur sollte 5–10 °C über dem Schmelzpunkt der Substanz liegen. Die Schmelze verteilt sich homogen. Der Objektträger kann sofort mit polarisiertem Licht angeschaut werden. Dabei läßt sich zum Teil der Kristallisationsvorgang direkt beobachten.

Nicht schmelzbare Kristalle werden in einem geeigneten Lösemittel (bei Ascorbinsäure Wasser) gelöst und in der Wärme auskristallisiert. Bei der Einbettung muß darauf geachtet werden, daß die Kristalle in Harz unlöslich sind.

Biologische Präparate (Haare, Blattstücken) werden nach kurzem Befeuchten mit Isopropanol (zum Verhindern von Luftblasen) in PVP mit Deckglas eingebettet.

Die Gesteinsdünnschliffrohlinge lagen als etwa 1 mm dicke Gesteinsscheibe vor, die auf dem Objektträger mit einem 2-Komponenten-Kleber aufgekitet waren. Naßgeschliffen wurde von Hand auf Glasplatten mit SiC-Schleifpulver in den Körnungen 320, 500, 800. Bei der letzten feinsten Körnung 800 wird die Schichtdicke im Mikroskop dauernd überprüft. Die Interferenzfarben beginnen ab 50 µm blaß zu erscheinen und sind zwischen 30–20 µm klar und intensiv. Nach gründlichem Spülen wird in PVP oder Euparal (Intermedium Isopropanol) eingedeckt.

Euparal ist natürlich ebenfalls geeignet, aber ich habe PVP gewählt, da es auch für wasserhaltige Frischpräparate (Brennnessel) keine weitere Vorbehandlung nötig macht. Weitere entscheidende Vorteile sind: PVP ist völlig ungiftig, nicht feuergefährlich und es erstarrt relativ rasch, so daß die Präparate schon nach kurzer Zeit transportfähig sind. PVP wurde im MIKROKOSMOS schon früher beschrieben (Larsen, 1980).

Im Gegensatz zur dortigen Vorschrift habe ich nur mit destilliertem Wasser auf geeignete Viskosität verdünnt. Die dabei reichlich einge-

schlagenen Luftblasen verschwinden nach einigem Stehen. Bei den Haarpräparaten bot sich an, die unterschiedlichen Durchmesser der Haare zu bestimmen. Eine Übung, die sehr gut geeignet ist, um für die Dimensionen der später angefertigten Gesteinsdünnschliffe einen anschaulichen Vergleich zu haben. Das Einbetten der verschiedenen Pflanzenhaare ohne störende Luftblasen war dann schon eine größere Herausforderung an Geduld und Geschicklichkeit der Schüler. Der Trost, daß auch ein makroskopisch nicht optimales Präparat mikroskopisch durchaus schöne Stellen haben kann, wurde rasch erkannt.

## Dünnschliffpräparate

Als Krone der Übungen begannen wir am zweiten Tag mit der Herstellung von Dünnschliffpräparaten. Vorbereitet waren

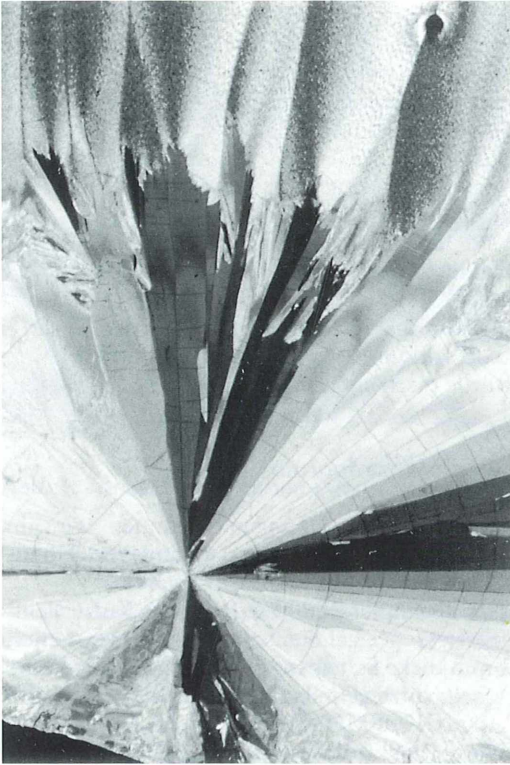
a) in Technovit 2000 LC (Heraeus Kulzer) eingebettete Seeigel-Stacheln, wovon ich schon 2 mm dicke Scheiben getrennt hatte. Eine gute Arbeitsvorschrift hierzu lieferte Bovard im MIKROKOSMOS (1985).

b) auf Objektträger mit Araldit 2020 aufgekitete Granitscheibchen, die schon auf ca. 1 mm Dicke getrimmt waren. Das Gießener Format (28 × 48 mm) ist zum Schleifen geeigneter als das übliche Objektträgerformat (26 × 76 mm).

Bei der Durchführung der Übungen habe ich selbst eine für mich neue Erfahrung gemacht: Es ist sehr mühsam, die Kunststoffplättchen von Hand auf Naßschleifpapier\* herunterzuschleifen. Da ich meine Präparate immer auf der Maschine geschliffen habe, ist mir das Problem gar nicht aufgefallen. So gab es nur wenige Seeigel-Stacheldünnschliffe, weil die Begeisterung bald nachließ.

Dadurch war aber etwas mehr Zeit für die Gesteinsdünnschliffe, die wir nach einer kurzen Erläuterung, warum und wie sie hergestellt werden, begannen. Ich war anfangs sehr skeptisch, ob diese Aufgabenstellung nicht zu an-

\*Die eingebetteten Seeigel-Stacheln können natürlich auch ganz konventionell mit Siliziumcarbidpulver in den Stufen 320, 500, 800 geschliffen werden, aber das feine Pulver läßt sich aus den engen Kanälen der Stacheln nur sehr schwer vollständig entfernen, und diese Rückstände stören das Bild doch sehr.



**Abb. 2: Ascorbinsäure.**

spruchsvoll für die Schüler sein wird und habe deshalb bei der Vorbereitung meine 11jährige Tochter gebeten, unter meiner Anleitung ihren ersten Gesteinsdünnschliff herzustellen. Verteilt auf zwei Tage bei einer reinen Arbeitszeit von ca. zwei Stunden war das Ergebnis sehr ermutigend und das Gesamtergebnis aller Schüler hat im Projekt diesen Erfolg voll bestätigt.

Um Verschleppungen von grobem in feines Schleifkorn zu vermeiden, hatte ich die Tische mit den Glasplatten nach Körnungen sortiert, und keiner durfte den Tisch wechseln, bevor nicht Präparat und Hände (manchmal auch Gesicht!) ganz sauber abgewaschen waren. Als weitere Vorsichtsmaßnahme hatten wir die Glasplatten in Backbleche (vom Flohmarkt) mit einer Antirutschunterlage aus dünner Gummimatte gelegt und zusätzlich auf den Tisch einen gut beschrifteten Behälter mit Schleifpulver gestellt.



**Abb. 3: N-Methylacetanilid.**

### Fazit

Alle Schüler haben 10–20 Dauerpräparate hergestellt, eine Auswahl habe ich fotografiert und aus den Abzügen eine farbfotokopierte Mappe für jeden hergestellt. Zwei Schüler wollten in den Ferien Geld verdienen, um einen Grundstock für ein „richtiges“ Mikroskop zu legen. Ein Vater war inzwischen mit seinem Sohn schon zweimal bei mir und ist mindestens so begeistert wie der Junge. Die Biologielehrerin hat mich gefragt, ob ich nicht einen Leistungskurs in der Schule halten wolle, und ich habe nebenbei auch noch etwas gelernt. So habe ich ganz im Sinne von W. M. Richter „Eine Lanze für die Mikroskopie“ gebrochen, und es hat Spaß gemacht.

### Literaturhinweise

- Bovard, J.-P.: Seeigel-Stachel, Querschliff. Mikrokosmos 74, 384 (1985). (dort auch weitere Literatur)
- Hasenpusch, W.: Seeigel-Stachel – ein Objekt für die Bionik. Mikrokosmos 86, 211–215 (1997).
- Larsen, H. F.: Polyvinylpyrrolidon als Einschlußmittel für Azur-A-gefärbte Präparate. Mikrokosmos 69, 110–112 (1980).
- Patzelt, W. J.: Polarisationsmikroskopie, 2. Auflage. Broschüre der Fa. Leitz, Wetzlar (1985).
- Richter, W. M.: Eine Lanze für die Mikroskopie. Mikrokosmos 86, 225–228 (1997).

Verfasser: Dr. Klaus Herrmann, Silcherstr. 12, D-75242 Neuhausen-Hamberg

## Kurze Mitteilung

### Objekträger-Aquarien

Für Aquarien gibt es keine untere Größe: Ein einzelner Wassertropfen ist auch schon ein Aquarium. Auf dem Objekträger halten sich Lebewesen in solchen „Minimikro-Aquarien“ unter Umständen tagelang. Zwischen zwei Unterlegstreifen (abgebrochene Glasfäden, abgeschliffene Längsteilchen von Streichhölzern o. a.) kommt der Wassertropfen mit den Organismen. Zwischen Objekträger und aufgelegtem Deckglas zieht er sich hoch. Die Aufbewahrung erfolgt in der feuchten Kammer, sonst trocknet das Ganze schnell aus. Man kann es freilich mit weißer Vaseline luftdicht abdichten (Teilabbildung A).

Wenn der Tropfen für die Beobachtung mit stärkeren Objektiven zu dick ist, kann man

sich auch dünnere Feuchtkammern auf dem Objekträger herstellen. Der Tropfen wird zwischen Objekträger-Splitterchen (oder auch Deckglas-Splitterchen) angelegt und gegebenenfalls mit Vaseline abgedichtet. Legt man einen rundlichen Splitter in der Mitte, so zieht sich ein sehr feiner Tropfen zwischen diesen Splitter und dem Deckglaskapillar aus. Einige Tröpfchen rundum halten die Dünnschicht-Feuchtkammer stets feucht (Teilabbildung B). Man kann damit beispielsweise Bakterienwachstum gut studieren, auch kleine Ciliaten und Amöben über Tage halten.

W. Nachtigall, Saarbrücken

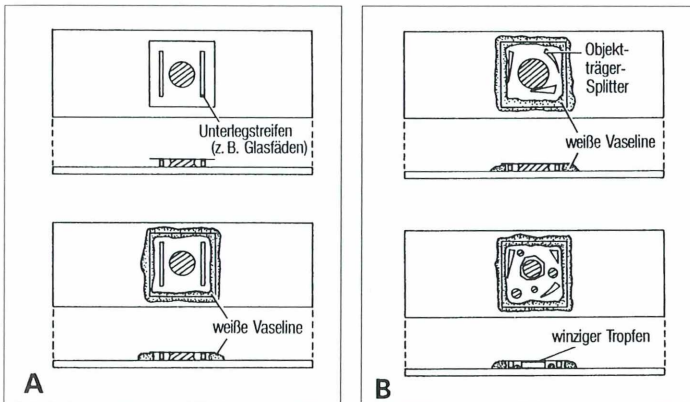


Abb. 1 Objekträger-Aquarien und -Feuchtkammern. A „Minimikro-Aquarien“. B Dickschicht-Feuchtkammer (oben) und Dünnschicht-Feuchtkammer (unten).

## Das Verhalten der Tiere *aus evolutionsbiologischer Sicht*

Von Prof. Dr. John ALCOCK, Dept. of Zoology, Arizona State University, Tempe (USA)  
1996. XIV, 464 S., 407 Abb., davon 21 farb., 37 Tab., 19 x 27 cm, geb. DM 98,-  
ISBN 3-437-20531-5

Dieser Band gibt eine hochaktuelle und ausgewogene Darstellung der modernen Verhaltensbiologie, die sich insbesondere auch durch ihr gelungenes didaktisches Konzept auszeichnet. Der Autor beschreibt einerseits, welche Mechanismen Verhalten bewirken (z.B. der arttypische Aufbau von Nervensystemen), andererseits macht er verständlich, wie sich Verhalten als Anpassung an bestimmte Umweltbedingungen entwickelt hat.



## Nachricht

### Aktuelle Termine der Olympus Akademie, 2. Halbjahr 1998

Das Schulungsprogramm der Olympus Akademie für das 2. Halbjahr 1998 liegt vor. In den Seminaren und Workshops wird die gesamte Bandbreite der Lichtmikroskopie vermittelt. Zu speziellen Themen werden jeweils Fachreferenten eingeladen.

4./5. Juni 1998

Workshop: „PROVIS-Intensiv“, „Beobachtung und Dokumentation in Medizin und Biologie nach 15 Jahren Erfahrung mit vollautomatischen Forschungsmikroskopen“, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 150,-

11./12. Juni 1998

Workshop: „Grundlagen der Laserscan-Mikroskopie“, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 280,-

17./18. September 1998

Workshop: „Angewandte Methoden der zellulären Fluoreszenzmikroskopie“, Grundkenntnisse erforderlich, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 280,-

29./30. September 1998

Seminar: „Grundlagen der Lichtmikroskopie 2“ (Aufbaukurs), Grundkenntnisse erforderlich, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 480,-

15./16. Oktober 1998

Workshop: „Grundlagen der Laserscan-Mikroskopie“, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 280,-

28./29. Oktober 1998

Seminar: „Grundlagen der Lichtmikroskopie 3“ (Dokumentation), Grundkenntnisse erforderlich, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 480,-

1./2. Dezember 1998

Workshop: „Auflicht komplex“, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 280,-

Die Preise verstehen sich zuzügl. gesetzl. MwSt.

Ausführliche Informationen zu den genauen Terminen der Veranstaltungen und zu den Seminarinhalten können angefordert werden bei:

Olympus Optical Co (Europa) GmbH, Olympus Akademie, Frau Andrea Ropertz, Wendenstraße 14-16, 20097 Hamburg, Tel. 040/2 37 73-160; Fax: 040/2 37 73-647.

## Zur Bedeutung struktureller Aspekte der Zellbiologie



4., neubearb. Aufl. 1996. 131 S., 60 Taf., davon vier in Farbe, kt.  
DM 49,80 / ÖS 369,- / Sfr 48,-  
ISBN 3-437-20534-X

- **Einblick in das Innerste der Pflanzen**
- **Unentbehrlich für alle Botaniker in Wissenschaft, Lehre und Studium**
- **Faszinierend durch bestechende Bildqualität**

Die hervorragenden licht- und elektronenmikroskopischen Abbildungen stellen die Bestandteile der Pflanzenzelle sowohl in ihrer Gesamtheit als auch in detaillierten Ausschnittaufnahmen eindrucksvoll dar. In der Neuauflage wurde die Zahl der Bildtafeln auf 60 erhöht - darunter jetzt auch Farbtafeln - und alle erläuternden Texte neu verfaßt.



GUSTAV  
FISCHER

## Buchbesprechungen

**Zander, C. D.: Parasit-Wirt-Beziehungen.** Einführung in die ökologische Parasitologie, Springer, Berlin, Heidelberg, New York 1998, 184 Seiten, 77 Abbildungen, broschiert, DM 49,80, ISBN 3-540-62859-2.

Eigentlich bedarf es keines besonderen Beweises, daß innerhalb der Biologie vor allem die Beziehungen der Lebewesen untereinander zu den besonders spannenden Themenfeldern gehören. Das gilt auch für die Parasiten, die als raffiniert ausbeutende Kostgänger ansonsten keine betont angenehmen Assoziationen wecken. Ihr ausgefallener Lebensstil, der sie in spezifische Abhängigkeit von bestimmten Wirtsorganismen zwingt, erfordert komplexe Anpassungsleistungen und viele sonstige, mitunter verlustreiche Sonderentwicklungen, zumal verschiedene Stadien des Parasiten-Lebenszyklus auf völlig verschiedene Wirtsarten spezialisiert sind. Parasiten gibt es in jeglicher Größenordnung. Da sehr viele von ihnen in mikroskopischen Größenklassen angesiedelt sind, begegnet ihnen der praktische Mikroskopiker natürlich auch bei seinen Streifzügen durch alle möglichen terrestrischen oder aquatischen Lebensräume. Das vorliegende neue Werk betrachtet das Phänomen Parasitismus nicht oder nur wenig von der strukturellen oder systematischen Seite, sondern analysiert statt dessen die funktionalen Besonderheiten der parasitischen Beziehungsgefüge aus ökologischer Sicht. Es versteht die Wirtsorganismen als Bestandteile der ökologischen Nische und beschreibt unter anderem Lebensformen, Populationsbiologie, Konkurrenz, Befallsstrategien, Biogeographie und Evolution, Hyperparasiten und umweltbiologische Aspekte. Die einzelnen

Kapitel schließen jeweils mit einem ausführlicher vorgestellten Fallbeispiel, etwa der Infragegemeinschaft von Kleinfischen. Zahlreiche Zeichnungen und Diagramme verdeutlichen die ausgewählten Artenporträts oder besondere ökologische Zusammenhänge. Eine Übersicht neuerer Literatur und ein Glossar der verwendeten parasitologischen Fachausdrücke beschließen den Band. Eine lesenswerte und sehr verständliche Darstellung, die auch weniger bekannte Wirt-Parasit-Auseinandersetzungen unter ungewohntem Blickwinkel betrachtet und dem Mikroskopiker viele wissenswerte Hintergrundinformationen vermittelt.

Bruno P. Kremer, Köln

**Reiß, J.: Schimmelpilze.** Lebensweise, Nutzen, Schaden, Bekämpfung. 2. Auflage, Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York 1998, 308 Seiten, 68 Abbildungen, broschiert, DM 86,000, ISBN 3-540-63019-8.

Sie verderben Lebensmittel, verursachen schlimme Vergiftungen, produzieren aber auch viele wertvolle und unentbehrliche Substanzen und sind für die biologische Systematik eine besondere Herausforderung: Der Sammelbegriff „Schimmelpilze“ führt sehr verschiedenartige mikroskopisch kleine Lebewesen von makroskopischer Wirksamkeit zusammen, die fallweise nicht einmal näher miteinander verwandt sind. Angesichts ihrer enormen praktischen Bedeutung und ihrer Allgegenwart ist eine aktuelle, orientierende Zusammenschau zur Biologie, Biotechnologie, Leistungsprofil, Risikoabschätzung oder Bekämpfung der verschiedenen Schimmelpilze zweifellos ein verdienstvolles Unternehmen. Das vorliegende Werk, dessen Autor die Leser des MIKRO-

KOSMOS von zahlreichen Aufsätzen aus dem gleichen Themengebiet kennen, ist eine aktualisierte und auch im Erscheinungsbild wesentlich verbesserte Neubearbeitung der gleichnamigen Erstauflage. Das Buch gliedert sich in 12 Kapitel und behandelt die morphologischen Kennzeichen der Schimmelpilze, ihre Stellung im System der Pilze, wichtige Beispielgattungen, Vorkommen, Verbreitung, Lebensbedingungen, Einsatz in der Lebensmittelproduktion, besondere Stoffwechselprofile, Lebensmittel- und Materialzerstörung sowie Mykotoxine und Bekämpfung. Die jeweils neuere Literatur wird kapitelweise zitiert. Mehrere Tabellen bieten Einzelübersichten an, zahlreiche Mikrofotos (Licht- und Rasterelektronenmikroskop) dienen der bildlichen Dokumentation der jeweils besprochenen Teilthemen. Ein nützliches und empfehlenswertes Überblickswerk, aus dem gerade auch der praxisorientierte Mikroskopiker eine Menge hilfreicher Informationen schöpfen kann.

Patrick Haller, Bremen

**Van Bernem, C., Lübke, T.: Öl im Meer.** Katastrophen und langfristige Belastungen. Wissenschaftliche Buchgesellschaft, Darmstadt 1997, 177 Seiten, 37 Abbildungen, kartoniert, DM 69,80, ISBN 3-534-12135-X.

Von allen Umweltbelastungen wird die Natur der Weltmeere durch die komplexen natürlichen Stoffgemische des Erdöls in besonderem Maße in Mitleidenschaft gezogen. Besonders auffällig sind dessen verheerende Wirkungen nach katastrophalen Bohrinsel- oder Tankerunfällen. Außer spektakulären Havarien oder der im Golfkrieg gezielt vorgenommenen Küstenverölung ist

die für marine Umwelt aber auch der weniger auffällige, chronische Öleintrag aus Schifffahrt, Bohr- betrieb oder Industrie von Be- lang.

Wie sich freigesetztes Rohöl im Meer verhält, und wo es ver- bleibt, kann man nun in diesem kompetent geschriebenen Buch überblicksweise nachlesen und sich dabei über alle wichtigen Fa- cetten dieses Problems informie- ren. Von besonderem Interesse ist beispielsweise die Darstellung der vielfältigen Schadwirkungen auf der Ebene von Einzelorganismen und Lebensgemeinschaften, dar- unter beispielsweise des Phyto- und Zooplanktons, an dem alle übrigen marinen Nahrungsnetze hängen. Der Text analysiert wei- terhin jüngere Fallbeispiele wie „Amoco Cadiz“ oder „Exxon Valdes“ oder betrachtet Szena- rien möglicher Ölkatastrophen in besonders anfälligen Meeresge- bieten wie etwa das Wattenmeer entlang der Nordseeküste. Dieser Überblick ist unbedingt lesens- wert, auch wenn er ein höchst unerfreuliches Problemfeld zum Gegenstand hat.

Bruno P. Kremer, Köln

**Brinkmann, K., Kulzer, E.: Grundlagen der Lebensvor- gänge.** Pflanzen und Tiere in ihrer Umwelt. Hirzel Verlag, Stuttgart/Leipzig 1997, 267 Seiten, 121 Abbildungen, 14 Tabellen, broschiert, DM 32,00, ISBN 3-7776-0772-X.

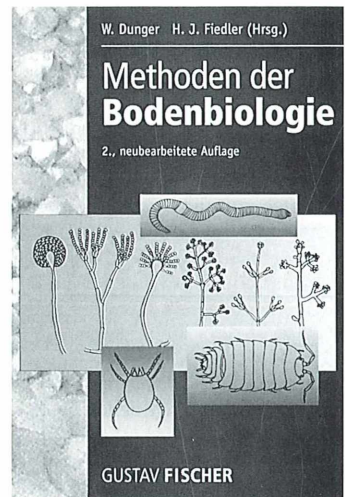
Die Einbindung der Lebewesen in ihre spezifische Umwelt und die das Wechselverhältnis zwischen Organismus und Lebensraum be- stimmenden Faktoren gehören si- cherlich zu den besonders faszin- ierenden Fragen der modernen Biologie. Die Lebensäußerungen der Organismen im ökologischen Kontext zu sehen und in den Wirkgefügen zu verstehen, erfor- dert jedoch eine solide Kenntnis einiger grundlegender Abläufe und Zusammenhänge. Wie die

Steuerung durch Außenfaktoren zustandekommt und welche Ur- sachen- oder Reaktionsketten be- stimmten lebenserhaltenden Ef- fekten zugrundeliegen, zeigt der vorliegende Band an einprägsa- men Beispielen aus dem Pflanzen- und Tierreich auf. Im einleitenden Kapitel „Biosphäre“ umreißt er die Basisstruktur der typischen (Land-)Pflanze im Vergleich zum heterotrophen Tier und beleuch- tet dann jeweils wichtige abiotische Standortfaktoren (Wasser, Licht, Temperatur), die Ernährung der Lebewesen sowie inner- bzw. zwischenartliche Wechselbeziehungen im Rahmen von Ökosystemen. Ein auf we- nige Standardtitel beschränktes Literaturverzeichnis, ein erläu- terndes Glossar der verwendeten Fachbegriffe sowie ein Stichwort- register schließen den Band ab. Diesen kompetent geschriebenen, dabei leicht verständlichen und sehr gut lesbaren Band kann man ohne fachliche Vorbildung als Einführungstext in ökologisches Betrachten und Deuten verwen- den, wobei die Darstellung erf- reulicherweise nicht mit allzu vielen Details befrachtet ist, son- dern bemüht ist, das Grundsätzli- che herauszuarbeiten. Strich- zeichnungen, Diagramme und Tabellen veranschaulichen die je- weils behandelten Themenfelder. Die „Grundlagen der Lebensvor- gänge“ sind der Pilotband einer neuen Buchreihe *Ökologie kompakt*, die von der Europäischen Akademie für Umweltfragen (Tü- bingen) herausgegeben wird. Weiterhin sind bereits erschienen und dem hier näher vorgestellten Text vergleichbar Band 2, Ried- mann, H.-J., Giftstoffe weltweit, Einführung in die Ökotoxikologie; Band 3, Classen H.-G., Hapke, H.-J., Fremdstoffe in Lebensmitteln. Zusätze, Verunreini- gungen und Rückstände, sowie Band 4, Metzner, H., Reichelt, G., Lebensraum Erde. Die Sonderstellung unseres bewohnten Planeten, der einen sehr lesens- werten Überblick über die Litho-, Hydro- und Atmosphäre gibt.

Alle Bände sind als Basislektüre vorbehaltlos zu empfehlen und bieten Grundlagenwissen, das auch für das bessere Verständnis mikroskopischer Kleinwelten be- sonders bedeutend ist.

Thomas Waßmann, Bonn

**Dunger, W., Fiedler, H. J. (Hrsg.): Methoden der Boden- biologie.** Gustav Fischer Ver- lag, Jena 1997, 2., neu bearbei- tete Auflage, 540 Seiten, 118 Abbildungen, 17 Tafeln und 56 Tabellen, gebunden, DM 98,00, ISBN 3-437-35050-1.



Geeignete Methoden für die bo- denbiologische Erforschung sind wichtiger denn je geworden. Ver- sauerungen, Kontaminationen, Überproduktion, monokulturelle Nutzung usw. haben die Böden zu produktionsbiologischen und umweltrelevanten Problemen werden lassen. Das Buch verfolgt das Ziel, methodischen Grundla- gen der vielfach und weltweit er- probten bodenbiologischen Ar- beitsrichtungen darzulegen und dem Praktiker wie dem Wissen- schaftler eine begründete Aus- wahl geeigneter Untersuchungs- methoden anzubieten.

Die 2., neu bearbeitete Auflage, an der 21 Fachwissenschaftler beteiligt sind, gliedert die Thematik in vier Kapitel, die sich 1. mit Voraussetzungen für bodenbiologisches Arbeiten, 2. mit mikrobiologischen und 3. mit zoologischen Arbeitsmethoden sowie 4. mit Methoden zur Lösung komplexer bodenbiologischer und bodenökologischer Probleme befassen. Die Themen verweisen auf folgende Schwerpunkte: bodenmikrobiologische und bodenzoologische Verfahren mit detaillierten Arbeitsanweisungen, bodenbiologische Methodik für allen Bodentypen, Planung und Auswertung der Untersuchungen und die Determination von Bodenbakterien und Bodentieren. Das Buch ist trotz seines Umfangs von 540 Seiten leicht zugänglich, klar gegliedert und mit vielen hilfreichen Abbildungen ausgestattet. Die mikrobiologischen und bodenchemischen Tests und Nachweise beginnen stets mit Erläuterungen des Prinzips; es folgen die Durchführung und anschließende Auswertung bzw. Berechnung der Ergebnisse. Die zoologischen Methoden werden übersichtlich durch erklärende Strichzeichnungen dargestellt; die 17 Bestimmungstabellen erleichtern die Übersicht über die Bodenfauna und ermöglichen vorläufige Determinationen der häufig-

sten Bodentiere. Die Kapitel schließen mit ausführlichen Literaturangaben. Das Buch über die „Methoden der Bodenbiologie“ ist ein Standardwerk, auf das wissenschaftlich arbeitende Land- und Forstwirte, insbesondere aber Ökologen, Zoologen und Bodenkundler nicht verzichten könnten. Jeder, der sich darüber hinaus angesprochen fühlt, in den Mikrokosmos des Bodens einzusteigen, wird zahlreiche methodischen Anregungen finden, die ihm seine Arbeit entsprechend erleichtern.

Wilfried Wichard, Köln

**Streit, B., Städler, T., Lively, C. M. (Hrsg.): Evolutionary Ecology of Freshwater Animals.** Birkhäuser Verlag, Basel 1997, 384 Seiten, mehrere sw-Abbildungen, gebunden, DM 178,00, ISBN 3-7643-5694-4.

Evolutionsökologie ist eine Wissenschaft, die Ökologie im Lichte der Evolution betrachtet und Evolution aus Sicht der Ökologie verstehen lernt. Das anspruchsvolle Buch, an dem 22 Wissenschaftler beteiligt sind, gibt einen vielfältigen Überblick über die Evolutionsökologie von Süßwassertieren. Stehende und fließende Gewässer waren immer schon

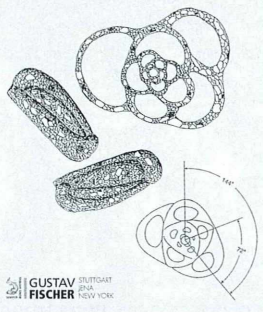
ideale Lebensräume und Modelle für ökologische Fragestellungen. Die Evolutionsökologie von Süßwassertieren baut solide auf diesem Kenntnis auf und stellt in diesem Buch wichtige evolutive Aspekte in den Mittelpunkt. Die Strukturen des Ökosystems und seine trophischen Wechselwirkungen sowie die Populations- und Fortpflanzungsbiologie werden an Beispielen mit Evolutionsprozessen in Verbindung gebracht. Daneben werden die Evolutionsbiologie einiger Wirbelloser (Bryozoen, Rädertiere, Daphnien, Süßwassermuscheln) monographisch erläutert und Evolutionsprozesse analysiert, die die Besiedlung und Kolonisation von Fischen im Süßwasser ermöglichen. Ausführliche Literaturverzeichnisse runden die detaillierten Reviews ab.

Das Buch ist zunächst für Studenten und Wissenschaftler gedacht, die sich mit Ökologie, Limnologie, Populationsbiologie und/oder Evolutionsbiologie befassen. Für Mikroskopiker, die z. B. Daphnien und Rädertiere untersuchen und ihre praktische Arbeit durch weiterführende Studien ergänzen wollen, wird dieses Buch zum vertieften Verständnis der Evolutionsbiologie und Evolutionsökologie ihrer Objekte beitragen.

Wilfried Wichard, Köln

## Praktikum der Protozoologie

Rudolf Röttger (Hrsg.)



GUSTAV FISCHER  
STUTTGART  
NEW YORK

## Tips und Tricks

- Anleitungen zum Sammeln von Protozoen in deren Lebensräumen
- Präparate anreichern, isolieren und objektgerecht vorbereiten

Praktikum der Protozoologie  
Herausgegeben von Prof. Dr. Rudolf Röttger, Kiel

1995. 227 S., 462 Abb., kt. DM 58,- / ÖS 423,- / Sfr 52,50  
ISBN 3-437-30754-1



GUSTAV FISCHER

## Aus den Arbeitsgemeinschaften

### Mikrobiologische Vereinigung München

Programm  
Mai bis Oktober 1998



- 6. 5.: Variegation und Chimären. Wie die Farbmuster auf Blüten und Blättern entstehen. (Dr. J. Henkel)
- 27. 5.: Zellteilung 1: Mitose. Wir erarbeiten uns biologisches Grundlagenwissen; mit praktischen Übungen. (T. Fiedler, Dr. J. Henkel, W. Neubert, M. Schubert)
- 17. 6.: Zellteilung 2: Meiose. (T. Fiedler, Dr. J. Henkel, W. Neubert, M. Schubert)
- 1. 7.: Biologie, Anatomie und Histologie der Weinbergschnecke. (S. Hoc)
- 11. 7.: Exkursion nach Eichstätt: Besuch des historischen, fürstbischöflichen botanischen Gartens Hortus eichstetensis mit „historischen Pflanzenarten“; Besuch des Juramu-

seums; Fossilienschürfen im Steinbruch. (Führung: Dr. M. Miedaner)

- 22. 7.: Präparation von Nervenzellen aus dem Rückenmark. (S. Hoc und T. Fiedler)
- 9. 9.: Ferienprogramm. Paradigmenwandel und seine Auswirkungen in Wissenschaft, Wirtschaft und Politik (Kurzreferat, Video und Diskussion). (K. Henkel) Anschließend: Diskussion im Biergarten)
- 23. 9.: Die Hämatoxylin-Eosin-Färbung in Botanik und Zoologie. (M. Schubert)
- 10. 10.: Exkursion in die Kläranlage Großlappen. (Vermittlung durch M. Schubert)
- 21. 10.: Diskussionsabend mit Demonstration des im Sommer gesammelten Exkursionsmaterials.

Gäste sind zu allen Veranstaltungen willkommen. Immer Mittwoch um 19.30 Uhr, Lothstraße 17, Ecke Dachauer Straße; Trambahnlinie 20. Zugang von der Dachauer oder Heßstraße zum Neubau der T.U. (hinter dem ehemaligen Zeughaus). Seminarraum 04 (Untergeschoß).

### Arbeitskreis Mikroskopie Köln

Programm  
Mai bis Dezember 1998

- 18. 5.: Mohn: Samen, Stengel, Kulturgeschichte
- 15. 6.: Binsen und Seggen (Sauergräser)
- 24. 8.: Öldrüsen: Lavendel, Rosmarin, Salbei, Johanniskraut
- 21. 9.: Wasserflöhe und Plankton
- 10. 10.: Hanf: Fasern, Verwendung
- 16. 11.: Mistel
- 7. 12.: Dia-Abend

Treffpunkt: Botanischer Garten Köln, Betriebsgebäude, Raum 2.1 (Zugang über den Wirtschaftshof), Amsterdamer Str. 34, 50735 Köln (Riehl). Beginn der Arbeitsabende: stets um 19. 15 Uhr

Weitere Informationen bei:  
H. Werner-Bruns, Tel. 02 21/52 59 41 und  
Dr. H. Eckau, Tel. 02 21/3 60 15 45.



## Mikro-Markt

Preise für Fließsatzanzeigen (pro mm/Spaltenbreite): privat DM 3,50; geschäftlich DM 5,-;  
Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift (nur Privatanzeigen) DM 2,-  
Chiffregebühr DM 10,-.

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an den: GUSTAV FISCHER VERLAG,  
Anzeigenleitung, Postfach 10 05 37, 07705 Jena  
**Anzeigenschluß** für die nächste Ausgabe ist der 15. 5. 1997

**Gesucht** Zeiss-Ikon-Kamera CONTAREX (mit Bullauge), Jean Rügger-Deschenaux, Alte Landstr. 33, CH - 8803 Rüslikon, Tel.: 01-724.28.61, Fax: 01-724.29.84

Verkaufe **gg. Gebot:** Zeiss **Phomi III**, kpl. mit Blitzeinrichtg., 100 W Bel., gehob. Optik usw./nähere Einzelheiten unter Tel. 040-80 09 03 53 oder 040-5 50 77 48

**Verkaufe** günstig 1) div. Komponenten vom Leitz Orthoplan u. Ortholux 1, sowie opt. u. mech. Zub., 2) 2 antike Mikroskope (30er J.). Bitte Liste anfordern. **Suche** Leitz NP1 Fluotar L 20x, Träger f. Pol-Tisch Ortholux 1. Tel.: 030/4 33 20 74

**Suche** Stereo-Okularvorsätze nach Sojecki und Domagalski Fa. PZO, Schreier, Eichendorffstraße 22, 97941 Tauberbischofsheim, Tel. 09341/1 21 60

**Suche** Linhof-Rückteil 4x5 oder 120 an Rückteil Leitz MM5; KB-Kamera zu Zeiss Ultraphot II; Zeiss Ultraphot III; Leitz MM6. Tel.: 07474-95 18 15, Fax: 07474-91 21 11

**Verkaufe** C. Zeiss/West für Serie Standard/Universal: Objektiv POL 100x/1.25 Oel, Okular Kpl 8x mit Strichplattenskala 0.5 mm, Okularpaar Kpl 8x, Okular Kpl 12.5x mit Strichplattenskala 1 mm, 1 Okularpaar Phako. Tel. 0431/56 19 16

**Professionelle**, wissenschaftliche Makro- und Mikroskopiefotografie, auch Video auf Wild 400 und Zeiss, und Leitz Hardware bietet engagiertes und junges Team zu bezahlbaren Konditionen. Fordern Sie uns: Infos Tel./Fax: 0032-12-237481.

**Suche** Revolver 5- o. 6fach für Reichert Zetopan, Plan Achromat o. Fluoritoptik Reichert 160 mm, sowie Mikroskop-Mikrostar v. American optical. Fax: 0043-3112-55 40-4, Tel.: 0043-3112-2196 (20<sup>00</sup>-22<sup>00</sup> Uhr)

**Suche** Objektivrevolver 5x oder 7x für Standard 18 sowie Zentrierstück für runden, dreh- und zentrierbaren Kreuztisch, evtl. Tischträger (Universal) montiert (alles ZEISS, Oberkochen). H. Ehrhardt, Tel. 08368-359.

### ORIGINAL OBJEKTIVE VON LOMO

, denn hier stimmt Preis und Leistung



### Sonderoptiken • Astronomie • Mikroskopie

- **Achromate**
- Tubuslänge 160 mm
- 3,5 x 0,10 Plan Achromat DM 120,-
- 9,0 x 0,20 Plan-Achromat DM 130,-
- 3,7 x 0,10 Achromat DM 75,-
- 8,0 x 0,20 Achromat DM 60,-
- 10,0 x 0,40 Achromat DM 310,-
- 20,0 x 0,40 Achromat DM 70,-
- 30,0 x 0,90 (Wasser)Achromat DM 330,-
- **Apochromate**
- Tubuslänge 160mm
- 10,0 x 0,20 Apochromat DM 140,-
- 20,0 x 0,45 Apochromat DM 150,-
- 20,0 x 0,80 (O)Apochromat DM 330,-
- 40,0 x 0,95 Apochromat DM 250,-
- 60,0 x 0,70/1,0 (O)Apochromat DM 280,-
- 70,0 x 1,23 (W)Apochromat DM 290,-
- 90,0 x 1,30 (O)Apochromat DM 160,-
- 40,0 x 0,65 Achromat DM 65,-
- 40,0 x 0,75 (Wasser)Achromat DM 140,-
- 85,0 x 1,00 (Wasser)Achromat DM 200,-
- 90,0 x 1,25 (O)Achromat DM 80,-

Katalog! 170 Seiten Micro/Macro DM 10.00  
BW OPTIK DIREKTVERSAND

Langner-Voss • Bussardweg 19/b • D-48683 Ahaus TEL. / FAX 02561/67269



**Mikroskopische Präparate** aus Zoologie und Botanik in **besten Qualität direkt vom Hersteller**. Wir liefern auch **Semi-Dünnschnitte** (1 µm). Bitte Liste anfordern. Labor f. mikroskop. Technik u. mikroskop. Fotografie. Ingrid Neureuther, Brentanost. 7a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 0841/5 43 98, Fax: 0841/5 68 53

**Suche: a) Literatur:** H. Beyer „Handbuch der Mikroskopie“, Verlag Technik Berlin, 2. Auflage 1977. **b) Zeiss Jena Mikroskope:** JENA-VERT, JENAVAL, JENAMED komplett sowie Zubehör, Tel. 0 89/3 08 22 11

**Suche Leitz- u. Zeiss-Jena Mikroskope** ab 1970, sowie Teile und Zubehör. Tel. 0 89/3 08 22 11

**Schülermikroskop M 1,0**, Japan, Ganzmetallgehäuse, vergüt. Glasoptik, 5 Jahre alt, neuwertig, NP 560,-, VB 400,-, Tel. 040/40 81 85.

**Wir bieten Ihnen** Mikroskope aller Marken von der Stereolupe bis zum REM, neu und gebraucht, in riesiger Auswahl und zu attraktiven Preisen. Zubehör, Mikrotome, Video-Systeme, Digitale Bildverarbeitung, Service. Fa. Mikrovid, Tel.: 02374-10551, Fax: 10572

**Suche für Phomi 1:** Poleinr., Auflichteinr., Sonderbeleuchtungseinr. Nachtigal, Tel.: 0511/7 24 16 16

**Hund/Will Mikroskop**, Binokular, Phasenkontrast, neu!! Np. 3200,- DM für DM 1950,-, Gefriermikrotom „American opt. comp.“ DM 1200,-, Tel.: 02592-72 93

**Suche WILD Apo-Zoom 1:6**, biete Makro-Zoom 1:5 plus Zuzahlung. Tel.: 089/3 08 22 11

**Verkaufe** binokulares Mikroskop „**Biolar**“ von PZO, komplett, mit Ausbausatz PI für **Polarisations-Interferenzkontrast**, neuwertig, VB DM 5300,-. Desgleichen separater **Ausbau-satz PI (Interferenzkontr.)** wie oben, jedoch neu, VB DM 4200,-. Versand evtl. mögl. Tel.: 09452/27 40.

**Suche „Sammlung Naturkundl. Tafeln“**, Kronen-Verl. E. Cramer, Hamburg: Kräuter und Stauden/Säugetiere/Insekten/Vögel/Pilze. Tel.: 069/31 61 24, Fax: 069/30 51 72 90, e-mail: Gerhard.Keuck@AgrEvo.com

**Verkaufe:** Olympus UIS U-PLFL Objektiv 4/.13, 10/.30, 20/.50, 40/.75, 100/1.30; sowie DIC-Prismen U-DP 10, 20, 40, 100. Neuwertig. Service geprüft. Komplett NP 11.684,- DM, VB 9.500,- DM. Tel. + Fax 04821-74509

**Verkaufe** noch Restbestände aus umfangreicher Sammlung von Zeiss und Leitz zu günstigen Konditionen. Interessante Optiken und Zubehör. Infos Tel./Fax: 0032-12-237481.

Verlag: Gustav Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, PF 100 537, D - 07705 Jena; Telefon (03641)626-3, Fax (03641)62 65 00; e-mail: office.j@gfischer.de

Anzeigenannahme und -verwaltung: Gustav Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Anzeigenleitung: Sabine Schröter, PF 100 537, D - 07705 Jena; Telefon (03641)62 64 28, Fax (03641)62 64 21.

Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 2. 1997.

Abonnementsverwaltung und Vertrieb: SFG – Servicecenter Fachverlage GmbH, Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, Villengang 2, 07745 Jena, Telefon (03641)62 64 44, Fax (03641)62 64 43.

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

Erscheinungsweise (1998): 1 Jahrgang mit 6 Heften.

Abo-Preise (1998): 112,- DM\* (zuzüglich Versandkosten); Einzelheftpreis 23,- DM\* (zuzüglich Versandkosten); Vorzugspreis für Schüler und Studenten 79,- DM. \*Unverbindlich empfohlene Preise. Preisänderungen vorbehalten.

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

Bankverbindung: Deutsche Bank AG Jena, Konto-Nr. 6 284 707, BLZ 820 700 00.

Copyright: Die in der Zeitschrift veröffentlichten Beiträge sind urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte, insbesondere das der Übersetzung in fremde Sprachen, vorbehalten. Kein Teil dieser Zeitschrift darf ohne Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form – durch Fotokopie, Mikrofilm oder andere Verfahren – reproduziert oder in eine von Maschinen, insbesondere von Datenverarbeitungsanlagen, verwendbare Sprache übertragen werden. Auch die Rechte der Wiedergabe durch Vortrag, Funk- und Fernseh-sendung, im Magnettonverfahren oder ähnlichem Wege bleiben vorbehalten. Fotokopien für den persönlichen oder sonstigen Gebrauch dürfen nur von einzelnen Beiträgen oder Teilen daraus als Einzelkopien hergestellt werden.

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

Druck: Gulde-Druck GmbH, Hagellocher Weg 63, 72070 Tübingen.

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

Printed in Germany



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

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

3. 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 druckfertig gezeichnete Strichzeichnungen (Graphiken, vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt). Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Beschriftungen nur mit Anreibebuchstaben (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der jeweiligen Bildvorlage ca. 3 mm) anbringen. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.

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

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:  
Voß, H.-P., Saake, E.: Phasenkontrast, Interferenzkontrast und schiefe Beleuchtung – ein Vergleich mit protistologischen Beispielen. *Mikrokosmos* 85, 257–263 (1996).

Buchzitate:  
Robenek, H. (Hrsg.): *Mikroskopie in Forschung und Praxis*. GIT Verlag, Darmstadt 1995.

Zitate von Buchbeiträgen:  
Foissner, W.: Ciliaten des Bodens. In: Röttger, R. (Hrsg.): *Praktikum der Protozoologie*, S. 176–185. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.

7 Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck eine Korrekturfahne 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.

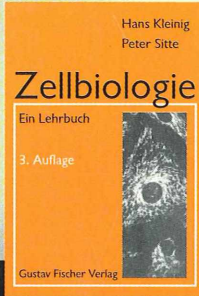
9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit DM 50,- und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit DM 100,-.

10. Manuskripte bitte einsenden an  
Redaktion MIKROKOSMOS  
Prof. Dr. Klaus Hausmann  
Zoologisches Institut der Freien Universität  
Königin-Luise-Straße 1–3  
14195 Berlin  
(Manuskripte zu zoologischen Themen)  
oder an  
Redaktion MIKROKOSMOS  
Dr. Bruno P. Kremer  
Johann-Henk-Straße 35a  
53343 Wachtberg  
(Manuskripte zu botanischen Themen).

Mikrokosmos  
Heft 3/1998  
Bibliothek des ÖÖ.  
Landesmuseums

Museumstraße 14  
4020 Linz

# Gut zu wissen

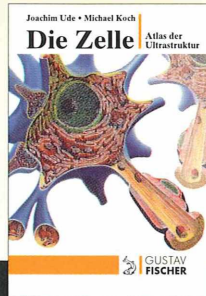


**Übersicht über die gesamte Zellbiologie**

3., neubearb. Aufl. 1992. 591 S., 515 Abb., 82 Tab., geb. DM 136,- / ÖS 939,- / Sfr 121,- ISBN 3-437-20482-3

*„Trotz Konzentrierung des Stoffes besticht das Buch durch präzise Formulierungen, eindrucksvolle elektronenmikroskopische Abbildungen von ausgezeichneter Qualität und instruktive Abbildungen und Schemata. Ein bei guter Ausstattung erschwingliches Buch, das eine breite Übersicht und dennoch viel Spezialwissen vermittelt und jedem sich mit den Biowissenschaften Befassenden gleich welcher Fachrichtung empfohlen werden kann.“*

(Angewandte Botanik)



**Elektronenmikroskopie der Zelle**

2., völlig neubearb. u. erw. Aufl. 1994. 309 S., 238 elektronenmikroskopische Aufn., 43 Farbtaf., 52 zweifarb. Textabb., 4 Tab., kt. DM 78,- / ÖS 569,- / Sfr 71,- ISBN 3-334-60532-9

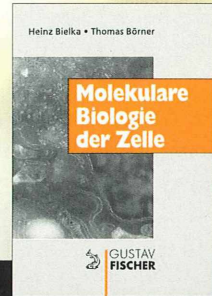
- Einführung in die apparativen Grundlagen
- Beschreibung der submikroskopischen Morphologie der Zellorgane
- Erläuterung des Gesamtsystems anhand der vier Grundgewebearten
- Didaktisch hervorragende Farbtafeln
- Brillante elektronenmikroskopische Fotos



**Laborhandbuch mit hilfreichen Tips und Tricks**

3., überarb. u. erw. Aufl. 1993. 250 S., 61 Abb., 34 Tab., Ringheftung DM 49,50 / ÖS 364,- / Sfr 46,- ISBN 3-437-30736-3

Neben der Vermittlung der theoretischen Grundlagen erleichtern präzise Kochrezepte die Arbeit mit Zellkulturen.



**Molekulare Grundlagen der Organisation der Zelle**

1995. 346 S., 188 Abb., 60 Tab., kt. DM 58,- / ÖS 423,- / Sfr 52,50 ISBN 3-334-60958-8

- Strukturbildung, Gentransfer, Signaltransduktionssysteme
- Wachstumsfaktoren, Tumorzellen, Transportprozesse, interzelluläre Wechselwirkungen
- Geschichte der Molekularbiologie



**GUSTAV FISCHER**

Für alle Ansprüche die richtigen Bücher

# ZOBODAT - [www.zobodat.at](http://www.zobodat.at)

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 1998

Band/Volume: [87\\_3](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 87\\_3 1](#)