

II 90372

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

E 20582

# MIKROKOSMOS

86. Jahrgang/Heft 2

März 1997



Jena  
Stuttgart  
Lübeck  
Ulm

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

- 65** *Hedriocystis spinifera* nach 77 Jahren wiederentdeckt  
*Philipp Mayer*
- 69** Der echte Mehltau an Weizen  
*Horst Börner*
- 73** Beobachtungen an einer rot gefärbten *Euglena*-Art  
*Hermann Heynig*
- 77** Anaerobe Pilze – Organismen in einem ungewöhnlichen Lebensraum  
*Claudius K. Stumm und H. J. M. Op den Camp*
- 83** Computerzeichnungen von Mikroorganismen  
*Werner Nachtigall*
- 91** Die Anneliden-Borste (Teil I)  
*T. Bartolomaeus, K. Meyer, H. Hausen, M. Schweigkofler und S. Schulz*
- 99** Die Schwalbenwurz – eine ausgefallene Klemmfallenblume  
*Heinz Schneider*
- 104** *Amoeba proteus* – ein klassisches Objekt der Zellbiologie (Teil II)  
*H.-P. Klein und W. Stockem*
- 113** *Nassulopsis elegans* – Beobachtungen an einem Nahrungsspezialisten  
*Martin Kreutz*

### Rubriken

- 82**  
Aus der Redaktion
- 68, 82, 89, 98, 120**  
Kurze Mitteilungen
- 90, 111, 126**  
Nachrichten
- 121**  
Mikro-Einsteiger
- 127**  
Buchbesprechungen
- 128**  
Mikro-Markt



# *Hedriocystis spinifera* nach 77 Jahren wiederentdeckt

Philipp Mayer

Die Heliozoen (Sonnentierchen) waren schon den Altmeistern der Protozoologie gut bekannt, da sie weltweit in allen stehenden Gewässern wie Tümpeln, Teichen und Seen meist in Ufernähe aber auch im tieferen Bereich (bis zu 50 m Wassertiefe) zu finden sind. Sehr häufig kann man Heliozoen an Algen, an *Sphagnum*, nassen Moosen, an Wasserpflanzen oder an der Schlammoberfläche finden, jedoch auch im Plankton.

**D**em Mikroskopiker, der Plankton und Aufwuchsproben untersucht, werden die kugeligen Körper, mit den strahlenförmig ausgerichteten Axopodien, die den Sonnentierchen ihren Namen verleihen, gut bekannt sein.

Insgesamt kennt man heute 35 Gattungen und mehr als 90 Arten von Sonnentierchen. Heliozoen sind passiv räuberische Actinopoda, die sich von Bakterien, Algen, Flagellaten, Ciliaten und auch Rädertierchen ernähren. Einige Arten der Sonnentierchen leben in Symbiose mit einzelligen Grünalgen (Zoochlorellen); den Überschuß der sich bei starker Sonneneinstrahlung stark vermehrenden Zoochlorellen verdauen sie. Die Größe der Sonnentierchen liegt etwa zwischen 8 und 1000 µm.

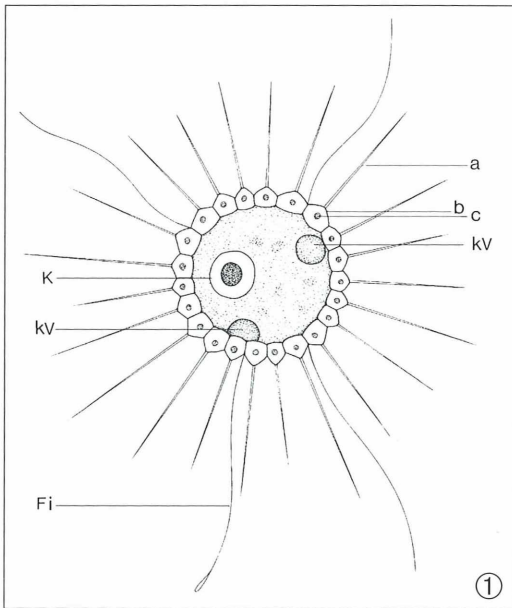
Die meisten Arten haben nur einen Zellkern, der immer im Endoplasma liegt. Der Kern ist kugelig oder eiförmig und besitzt meist einen zentral gelagerten ei- oder kugelförmigen Nucleolus. Die Sonnentierchen haben überwiegend 2–3 kontraktile Vakuolen, die der Osmoregulation dienen und das in den Organismus eingedrungene Wasser in periodischen Intervallen nach außen abgeben. Die Fortpflanzung vollzieht sich überwiegend durch Zweiteilung; nur von wenigen Arten ist geschlechtliche Fortpflanzung bekannt.

## *Habitus von Hedriocystis spinifera*

Das hier beschriebene Sonnentierchen gehört zur Gattung *Hedriocystis*, Ordnung Desmothoraca.

Der Zellkörper ist von einer mehr oder weniger polygonal geformten Schale umgeben, mit wenigen, engen Poren für die normalerweise unverzweigten Axopodien. Stiele sind nicht immer deutlich zu erkennen; bei einer Art (*Hedriocystis spinifera*) wurden sie noch nie beobachtet.

*Hedriocystis spinifera* wurde erstmals 1918 von J. M. Brown in Schottland, Isle of May, gefunden und beschrieben. Diese Art wurde nach meinen Recherchen bisher nicht wiedergefunden (Page, Siemensma, 1991). In einer Probe vom 5. 10. 1995 habe ich *Hedriocystis spinifera* wiederentdeckt, allerdings erst am 21. 11. 1995. Bei dem Fundort handelt es sich um mehrere kleine, aneinandergereihte Braunwassertümpel, die völlig abgeschlossen in einem Waldgebiet in der Nähe von Konstanz liegen, ohne Beeinflussung durch die Landwirtschaft. Der pH-Wert lag bei der Probenahme bei 5,5–6,0. Die Proben wurden mit einem Schöpfer aus der Tiefe von etwa 0,5–0,8 m vom locker aufliegenden, flockigen Bodenschlamm genommen, der sich auch in den Probengläsern innerhalb von 2–3 Monaten nicht verfestigte. *H. spinifera* wurde erst nach etwa sechs Wochen entdeckt, was sicher daran lag, daß es anfangs nur vereinzelt auftrat und wegen der sehr geringen Größe von nur 12–20 µm (Abb. 1–3) nicht wahrgenommen wurde. Nach weiteren 2–3 Wochen hatte sich *H. spinifera* so stark vermehrt, daß in einer Probenahme von 1–2 Tropfen meist ein bis drei Exemplare untersucht werden konnten, was wahrscheinlich daran lag, daß sich die Bakterien vermehrt hatten. Insgesamt wurden etwa



**Abb. 1: *Hedriocystis spinifera*. Habitusbild.** Fi Filopodium, K Zellkern, kv kontraktive Vakuole. Die Schalenelemente bestehen aus Stachel (a), Facette (b) und einer Ansammlung von kleinen Körnern in der Mitte der Facette (c).

100–120 Exemplare untersucht. Zuchtversuche im Mikroaquarium und auf Objektträgern ohne Deckglas sowie in Petrischalen mit Weizen- oder Reiskörnern blieben leider ohne Erfolg, so daß Teilungsvorgänge nicht beobachtet werden konnten. Die Untersuchungen erfolgten im Interferenzkontrast nach Nomarski und wurden mit Foto- und Videoaufnahmen dokumentiert. Ab Mitte Januar 1996 wurden keine *H. spinifera* mehr gefunden, obwohl die Proben mehrfach mit Fundortwasser aufgestockt wurden.

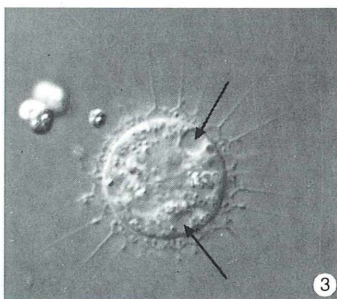
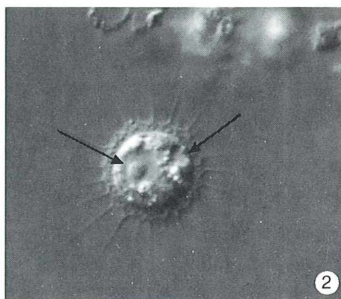
## Verhalten

*Hedriocystis spinifera* zählt mit einem Durchmesser des Zellkörpers von nur 12–20 µm (inclusive der aufgelagerten Schalenelemente) zu den besonders kleinen Heliozoen-Arten (Abb. 1–3). Die Zellen bewegen sich häufig entlang den Detritusflocken oder durchwandern diese, wobei sich dann an den dünnen Stacheln kleine Fremdkörper anheften, welche die Beobachtung erschweren. Der zielstrebige Bewegungsablauf zu einer Detritusflocke erfolgt mit einer Geschwindigkeit von etwa 80–120 µm pro Minute, wobei ein bis zwei Filopodien in Bewegungsrichtung pendelnde oder schlängelnde Bewegungen ausführen (Abb. 8). *H. spinifera* bewegt sich meist rollend auf den Spitzen der feinen Stacheln fort, die dem Detritus aufliegen und dabei umgebogen sind (Abb. 7).

Die Schale ist sehr klein, transparent, farblos, kugelförmig, im Umriß mehr oder weniger polygonal (Abb. 4–6) und aus zahlreichen Facetten aufgebaut mit erhöhten Rändern. Auf den Ecken entspringen dünne, feine Stacheln (Abb. 1–3). Die Facetten haben in der Mitte jeweils eine Ansammlung von kleinen Körnern, die wie eine winzige Pore aussehen, deren Bedeutung jedoch nicht herausgefunden werden konnte (Abb. 1–3).

Die nicht sehr zahlreichen Filopodien sind sehr fein und zart und haben eine Länge von 20–30 µm (Abb. 8). Sie konnten nur an wenigen Exemplaren beobachtet werden und es waren dann auch nur 2 bis maximal 4 Filopodien zu sehen. Diese wurden oft zum Körper zurückgezogen und zeigten dann ein gekräuseltes Aussehen.

Der Plasmaleib ist farblos bis leicht bläulich mit vielen Körnchen und füllt die Schale völlig aus. Meist waren zwei randständige kontraktile Vakuolen vorhanden, deren Pulsfrequenz



**Abb. 2: *H. spinifera*. Gesamtansicht; der Zellkern und eine kontraktile Vakuole sind gut zu erkennen. Größe: Zellkörper 14 µm; Zellkörper mit Schalenelementen 18 µm (Pfeile).**

**Abb. 3: *H. spinifera*. Der Zellkörper füllt die Schale völlig aus. Die Pfeile zeigen auf zwei kontraktile Vakuolen. Aufnahme M. Kreutz.**



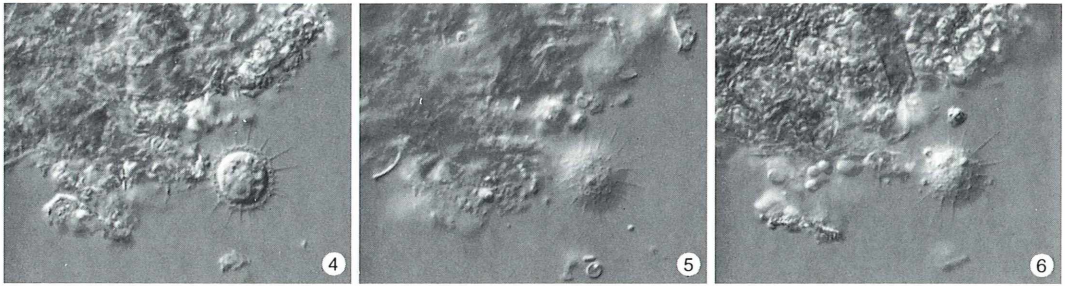


Abb. 4–6: *H. spinifera*, gut zu erkennen ist die mehr oder weniger polygonale Schalenstruktur; es wurde auf drei verschiedene Ebenen fokussiert. Größe: Zellkörper 12  $\mu\text{m}$ , mit Schalelementen 16  $\mu\text{m}$ .

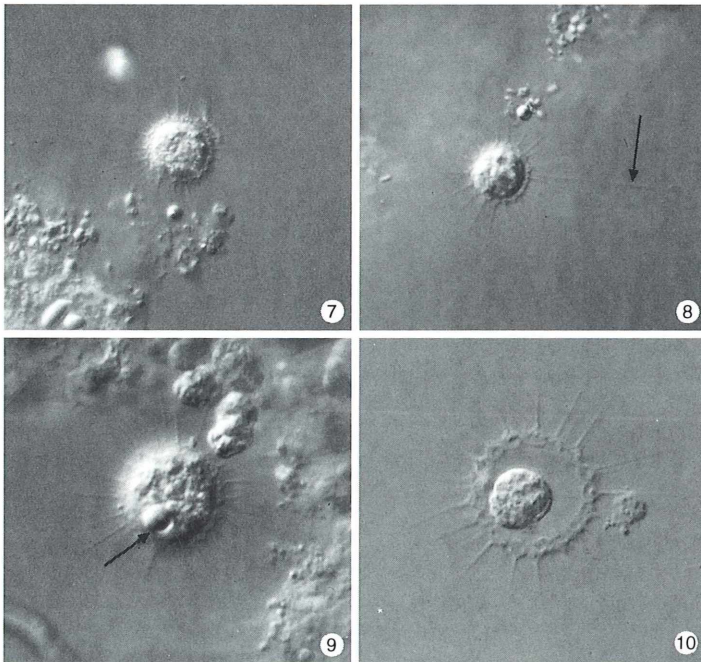


Abb. 7: *H. spinifera*, rollt entlang einer Detritusflocke; die feinen Stacheln werden dabei umgebogen.

Abb. 8: *H. spinifera* mit einem sehr feinen, langen Filopodium (Pfeil).

Abb. 9: Nur wenige Exemplare von *H. spinifera* wurden mit einer goldfarbenen Ölkugel im Zellkörper (Pfeil) gefunden; Größe 5–6  $\mu\text{m}$ .

Abb. 10: Cyste von *H. spinifera*. Schale: 17  $\mu\text{m}$ , Cyste: 8  $\mu\text{m}$ .

bei etwa 80–90 Sekunden lag (Abb. 3). Brown (1918) erwähnt nur eine kontraktile Vakuole. Der runde, etwas exzentrisch gelegene subzentral gelegene Kern hat einen Durchmesser von 7  $\mu\text{m}$ , der darin liegende Nucleolus mißt 3  $\mu\text{m}$  (Abb. 2 und 4). Bei keinem der untersuchten *H. spinifera* konnte ein Stiel beobachtet werden, was sich mit den Angaben von Brown (1918) deckt; Brown bemerkte allerdings, daß die Stiele möglicherweise beim Sammeln von nassem Moos abgebrochen sind, was bei meinen Proben nicht der Fall sein konnte, da *H. spinifera* auf flockigem Bodenschlamm gefunden

wurde. Freßgemeinschaften von mehreren Exemplaren konnten nicht beobachtet werden. Als die Population stark abgenommen hatte, konnte ich insgesamt fünf *H. spinifera*-Zellen mit jeweils einem größeren Öltropfen entdecken, der etwa 5  $\mu\text{m}$  groß war, ähnlich wie es bei *Diplophrys archeri* (Abb. 9) der Fall ist. Es wurden auch mehrere Cysten von *H. spinifera* gefunden (Abb. 10). Größe der Schale: 17  $\mu\text{m}$ ; Größe der Cyste: 8  $\mu\text{m}$ . In den Proben vom gleichen Fundort wurden auch *Hedriocystis pellucida*, *Clathrulina elegans* und *Nuclearia caulescens* gefunden.

## Dank

Mein besonderer Dank gilt Herrn Dr. Martin Kreutz, Konstanz für die Paralleluntersuchungen der Proben und für die Abbildung 3.

## Literaturhinweise

- Brown, J. M.: *Hedriocystis spinifera*, Journ. Roy. Micr. Soc., 170–172 (1918).  
 Hausmann, K.: Protozoologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York 1985.

Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna; Bd. 2, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart, New York 1991.

Rainer, H.: Urtiere, Protozoa; Wurzelfüßler, Rhizopoda, Sinentierchen, Heliozoa. – Die Tierwelt Deutschlands, 56. Teil, Jena 1968.

Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Franck'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1978.

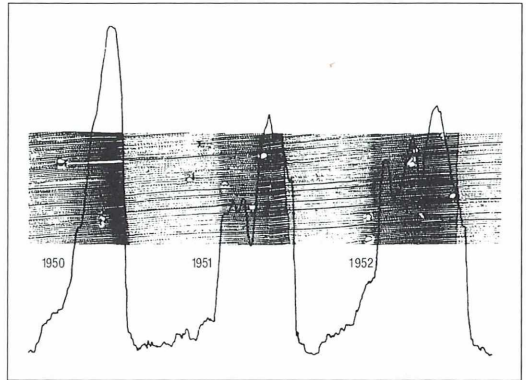
Verfasser: Philipp Mayer, Heimeckerstraße 2a, D - 79183 Waldkirch.

## Kurze Mitteilung

### Dendrochronologie und Geschichte

Im Jahreszeitenklima bilden die meisten Bäume Jahrringe. Sie kommen zustande durch Wachstumsunterbrechungen, durch tiefe Temperaturen im Winter, durch Trockenperioden in Wüsten und Savannen. In jedem Baum sind die Gestalten der Jahrringe ein Ausdruck der genetischen Konstitution und der Umweltverhältnisse, unter denen der Baum gewachsen ist. Die Jahrringe werden auf Mikroschnitten mikroskopisch ermittelt und gemessen. Dazu werden mit dem Hohlbohrer Bohrkerne aus dem Baumstamm entnommen und ihre Dichte bestimmt (Abb.).

Zu Beginn der Wachstumsphase (Frühjahr) entsteht das lockere, großzellige Frühholz, am Ende der Wachstumsphase (Herbst) das dichte, kleinzelligere, dickwandigere Spätholz. Radiodensitometrie und Röntgenanalyse geben zusätzlich Auskunft über die Holzdichteverhältnisse. Außerdem kann man die Chemie der Jahrringe (z. B. den Gehalt an Schwermetallen) und das Isotopenverhältnis (vor allem das  $^{12}\text{C}/^{13}\text{C}$  und  $^{12}\text{C}/^{14}\text{C}$  oder das  $^{16}\text{O}/^{18}\text{O}$ -Verhältnis) untersuchen. Neuerdings verwendet man die Jahrringanalyse (Dendrochronologie) auch als Maßstab zur Entschlüsselung von Umweltschäden und für die Klima-Rekonstruktion; diese ist für die vergangenen 400 Jahre bereits geglückt. Man hofft, durch weitere dendrochronologische Analysen von Hölzern aus historischen Gebäuden, aus Baumstämmen in Mooren, Seen und Flußsedimenten der eurasisch-borealen Zone für die Datierung historischer Bauten oder das gesamte Palaeoklima um mehrere Jahrtausende zurückverfolgen zu können.



**Mikroskopischer Querschnitt durch das Holz einer Kiefer (*Pinus sylvestris*) mit drei Jahrringen (1950, 1951, 1952); darunter sind die Dichtekurven gezeichnet. Die jahrringinterne Dichtestruktur zeigt Änderungen der Klima/Wetter-Verhältnisse während der Vegetationsperiode an. Im mittleren Jahrring gab es wahrscheinlich eine Trockenperiode, der rechte Jahrring zeigt zwei Trockenperioden an. (Aus: Schweingruber und Briffa, 1996)**

Schweingruber, F. H., Briffa, K. R.: Tree-ring density networks for climate reconstruction, In: P. D. Jones, R. S. Bradley, J. Jouzel (eds.) Climatic variations and forcing mechanisms of the last 2000 years, NATO ASI Series, Vol I 41, 43–66 (1996).

Schweingruber, F. H.: Dendrochronologie – ein jahrgenauer Maßstab zur Entschlüsselung der Umwelt- und Menschheitsgeschichte. Naturwissenschaften 83, 370–377 (1996).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)



# Der echte Mehltau an Weizen (*Erysiphe graminis*)

Horst Börner

Weizen gehört zusammen mit Reis und Mais zu den wichtigsten Nahrungskulturen. Die durchschnittliche jährliche Erntemenge betrug weltweit von 1988–1990 ca. 550 Mill. to. Trotz intensiver Pflanzenschutzmaßnahmen wurden durch Schaderreger (Viren, Mikroorganismen, Schädlinge, Unkräuter) 34% der möglichen Ernten vernichtet, 14% davon durch Pflanzenpathogene, insbesondere Pilze. Von diesen hat *Erysiphe graminis*, der Erreger des Echten Mehltaus, die größte wirtschaftliche Bedeutung. Die durch ihn verursachten Ertragsverluste variieren je nach Epidemiebeginn, -verlauf und -stärke erheblich; sie können im Einzelfall bis zu 30% betragen. Der vorliegende Aufsatz befaßt sich mit der Biologie und Mikroskopie dieses Pilzes.

**E***rysiphe graminis* gehört im System der Pilze zur Gruppe der Ascomyceten (Klasse: *Plectomycetes*; Ordnung: *Erysiphales*; Familie: *Erysiphaceae*). Es handelt sich um einen obligaten Parasiten, der sich auf einem künstlichen Nährboden nicht entwickeln kann. Der Pilz bildet Mycel, das nur auf der Pflanzenoberfläche wächst und selbst nicht in das Pflanzengewebe eindringt (Ektoparasit). Die Nährstoffaufnahme aus der Wirtspflanze erfolgt durch Haustorien, die lediglich in die Epidermiszellen der Pflanzen einwachsen.

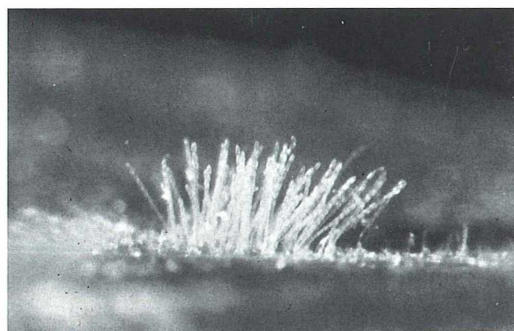


Abb. 1: Mehltaupusteln auf der Blattoberfläche von Weizen (ca. 20fache Vergrößerung).

## Das Bild des Befalls

Ein Befall des Getreides durch *Erysiphe graminis* ist makroskopisch gut sichtbar, so daß eine Materialbeschaffung für mikroskopische Untersuchungen ohne Schwierigkeit möglich ist. Auf den Blattscheiden, Blattspreiten und danach auch an den Ähren erscheinen zunächst weißliche, mehligte Pusteln (Abb. 1), die später zusammenfließen und eine mehr oder weniger große Fläche bedecken. Ältere Mehltaupusteln werden zu pelzartigen, weißen und gegen Ende der Vegetationsperiode auch grauen bis graubraunen Mycelbelägen, in denen orange bis schwarze Fruchtkörper (Kleistothecien) entstehen. Das befallene Pflanzengewebe vergilbt und stirbt infolge Verringerung der Assimulationsleistung schließlich ab (Abb. 2). Durch Luftbewegungen gelangen die Konidien und Ascosporen auf die Pflanzenoberfläche und

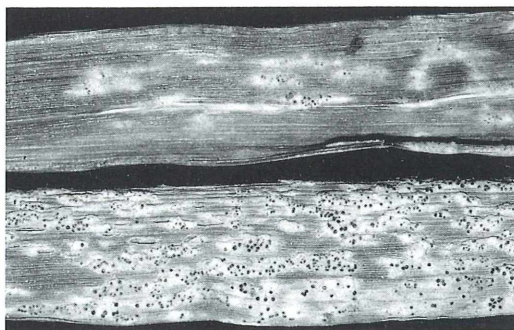


Abb. 2: Symptombild von einem fortgeschrittenen Stadium. Pelzartiges, weißes Pilzmycel mit schwarzen Fruchtkörpern (Kleistothecien). Das befallene Blattgewebe vergilbt und stirbt ab (ca. 10fache Vergrößerung).

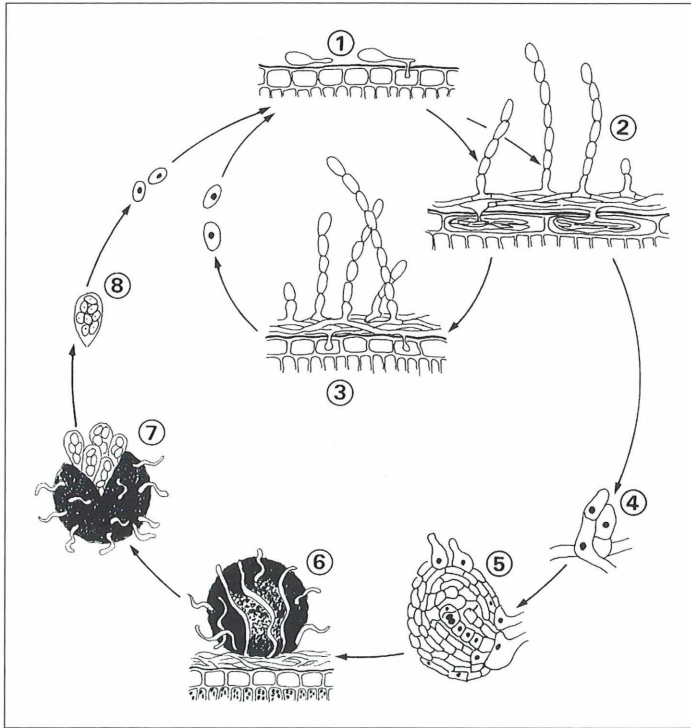


Abb. 3: Entwicklungszyklus von Echem Mehltau (*Erysiphe graminis*) auf Weizen (Einzelheiten s. Text).

- 1 Keimende Ascosporen und Konidien auf der Pflanze.
- 2 Pilzmycel und Konidienketten auf der Blattoberfläche und fingerförmige Haustorien in den Epidermiszellen.
- 3 Pilzmycel mit Konidienketten. Die reifen Konidien werden mit dem Wind verbreitet (asexuelles Entwicklungsstadium).
- 4 Ascogonium und Antheridium (Einleitung der sexuellen Entwicklungsphase).
- 5 Ascusmutterzelle.
- 6 In Mycel eingebettetes noch geschlossenes Kleistothecium (Fruchtkörper) mit Appendices.
- 7 Geöffnetes Kleistothecium mit Asci und Ascosporen.
- 8 Ascus mit 8 Ascosporen.

keimen bei Temperaturen von 0 °C bis zu 30 °C und hoher Luftfeuchtigkeit (Abb. 3). Am Ende des Keimschlauches befindet sich ein Haftorgan (Appressorium), mit dem sich der Pilz an die Pflanzenepidermis anheftet (Abb. 4 und 6) und mit einer Infektionshyph nach enzymatischer Auflösung der Kutikula und Zellwand in die Epidermiszellen einwächst (Infektion). Im Zellinneren bildet *E. graminis* Haustorien mit fin-

gerförmigen Fortsätzen (Abb. 5 und 6) aus, mit deren Hilfe dem Wirtsgewebe Nährstoffe entzogen werden. Gleichzeitig wächst auf der Pflanzenoberfläche ein lockeres, verzweigtes Mycel heran (Mehltaupusteln), von dem ständig neue Infektionen ausgehen.

An den Hyphenspitzen entwickeln sich zwiebel-förmige Fuß- bzw. Mutterzellen, die sich verlängern und durch Querwandbildung terminal

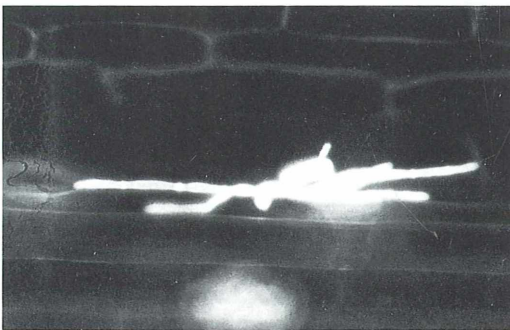


Abb. 4: Keimende Konidie mit Primärmycel und Appressorium (stark lichtbrechend) auf der Blattoberfläche (Färbung Anilinblau, Phasenkontrast, ca. 100fache Vergrößerung).



Abb. 5: Fingerförmiges Haustorium in der Pflanzenzelle (ca. 500fache Vergrößerung).



etwa 8 Konidien abschnüren. Auf diese Weise entsteht eine Konidienkette (Abb. 7), deren reife Spitzenkonidie vom Wind abgelöst und weiterverbreitet wird (asexuelle Entwicklungsphase). Unter günstigen Witterungsbedingungen wiederholt sich dieser Entwicklungszyklus während der Vegetationsperiode bis zu achtmal und verursacht dadurch eine schnelle Durchseuchung des Getreidebestandes. Die massenhaft gebildeten Konidien (auf 1 mm<sup>2</sup> Blattfläche bis 5000!) dienen der schnellen Ausbreitung der Krankheit, sie sind aber nach ihrer Freisetzung nur wenige Tage lebens- bzw. keimfähig. Mit steigender Seneszenz des Pflanzengewebes und nach heißen und trockenen Perioden entstehen bevorzugt auf den unteren Blättern bereits ab Ende Mai/Juni die geschlechtlichen

Vermehrungsorgane des Pilzes, die Antheridien (mit männlichen Geschlechtszellen) und Ascogonien (mit weiblichen Geschlechtszellen). Nach dem Übertritt der Kerne aus dem Antheridium in das Ascogonium bilden sich ascogene Hyphen, aus denen sich Ascusschläuche (Asci) mit je 8 Ascosporen entwickeln. Die bis zu 25 Asci werden von einer aus mehreren Schichten bestehenden Wand umgeben (= Fruchtkörper, Kleistothecien). Die kugeligen, mit mycelartigen Anhängseln (Appendices) versehenen Fruchtkörper (Abb. 8 u. 9) brechen später auf und die Asci entlassen ihre Sporen. Die Ascosporen sind zwar direkt infektiös, aber im Gegensatz zu den Konidien, auch mehr als 10 Jahre überlebensfähig. Die Kleistothecien mit den Asci und Ascosporen helfen

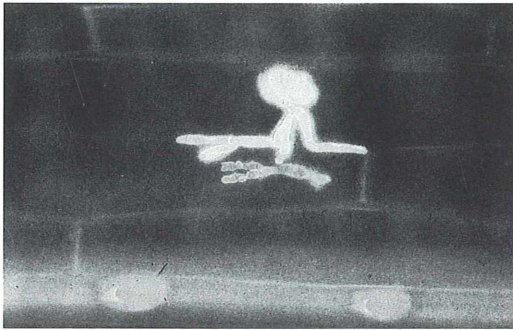


Abb. 6: Keimende Konidie mit Primärmycel. Appressorium und Haustorium (Färbung Anilinblau, Phasenkontrast, ca. 100fache Vergrößerung).

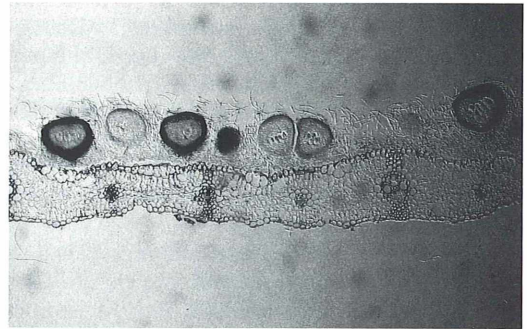


Abb. 8: Querschnitt mit Mycel und eingebetteten Kleistothecien auf der Blattoberfläche (Färbung Pianese, ca. 50fache Vergrößerung).



Abb. 7: Konidienketten mit zwiebförmig verdickten Fuß- bzw. Mutterzellen (Färbung Anilinblau, Phasenkontrast, ca. 100fache Vergrößerung).

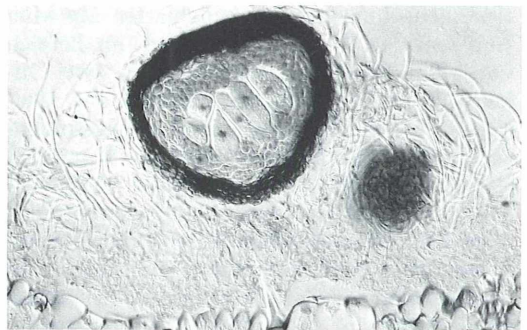


Abb. 9: Querschnitt eines in Mycel eingebetteten Kleistotheciums mit Asci, die jeweils einen Kern enthalten. Ascosporen haben sich noch nicht entwickelt (Färbung Pianese, ca. 500fache Vergrößerung).

dem Pilz, die für ihn ungünstigen Zeitabschnitte zu überbrücken.

*E. graminis* überwintert als Mycel an lebenden Pflanzen (Wintergetreide). Die Überdauerung der Nachernteperiode erfolgt als Kleistothecium an Ernterückständen und als Mycel an aufgelaufenem Ausfallgetreide (Webster, 1983; Börner, 1990; Braun, 1995).

Der Pilz befällt neben Weizen vor allem Gerste, aber auch Roggen und Hafer. Symptome und Biologie entsprechen denen bei Weizen.

Wichtige vorbeugende Maßnahmen zur Verminderung von Ernteverlusten sind die rechtzeitige Beseitigung von Ausfallgetreide, die sorgfältige Einarbeitung der Ernterückstände (Infektionsquellen) und die Verwendung resistenter oder teilresistenter Getreidesorten. Wintergetreide sollte möglichst spät, Sommergetreide möglichst früh gesät werden (Beeinflussung des Infektionszeitpunktes). Von Bedeutung ist ferner eine ausgewogene Düngung, insbesondere die Vermeidung zu hoher Stickstoffgaben. Die Anwendung von Fungiziden sollte nur dann erfolgen, wenn die Schadensschwelle überschritten wird, d. h. wenn 70% der Pflanzen mindestens eine Mehlaupustel aufweisen (Verreet, 1995).

Die Größe der einzelnen Entwicklungsstadien ist folgendermaßen anzugeben: Konidien:  $25\text{--}30 \times 12\text{--}15 \mu\text{m}$ ; Haustorien:  $64\text{--}70 \mu\text{m}$ ; Kleistothecien: Durchmesser ca.  $200 \mu\text{m}$ ; Asci: Länge  $80\text{--}90 \mu\text{m}$ ; Ascosporen:  $20\text{--}24 \times 10\text{--}14 \mu\text{m}$ .

### Mikroskopische Untersuchungen

Konidien: Infizierte Getreideblätter ab Mai/Juni von den Pflanzen abtrennen, im Bereich von Mehlaupusteln falten, zwischen zwei Objektträger legen und Knickstelle bei schwacher Vergrößerung beobachten (Abb. 7; Konidienketten und reichlich abgefallene Konidien) (Nienhaus, 1969).

Haustorien: Blätter mit Mehlaussymptomen über den Zeigefinger spannen, mit einer Rasierklinge leicht anritzen, Epidermis abziehen und das Gewebe in einem Wassertropfen bei starker Vergrößerung untersuchen (Abb. 5 u. 6; lappenförmige Haustorien) (Nienhaus, 1969).

Kleistothecien: Gegen Ende der Vegetationsperiode oder nach ungünstigen Witterungsbedingungen entstehen im weißlichen Mycel eingebettet die mit bloßem Auge oder Lupe sichtbaren kugelförmigen, im reifen Zustand schwarzen

Kleistothecien (s. Abb. 2). Blattquerschnitte ergeben das in Abb. 8 und 9 dargestellte Bild: auf der Blattoberfläche sind die vom Mycel umgebenen Fruchtkörper mit einigen Ascusschläuchen und jeweils einem Kern sichtbar. Die Ascosporenbildung hat also noch nicht stattgefunden (Börner und Zunke, 1992).

Zur Untersuchung der Kleistothecien werden diese mit Präpariernadeln vom Pflanzenmaterial und Mycel getrennt und auf einen Objektträger in einen Wassertropfen übertragen. Mit der Nadel drückt man das Deckglas vorsichtig an, um die Kleistothecien zu öffnen, so daß die Ascusschläuche austreten. Die Ascosporen sind in den Asci erst in einem späten Entwicklungsstadium sichtbar (Nienhaus, 1969).

Zur Beobachtung der Ascosporentwicklung hat sich folgendes Verfahren bewährt (Götz et al., 1996): Mehrere zentimetergroße Blattpartien mit Mycel und noch nicht voll entwickelten, hellbraunen Kleistothecien werden in sterilem Wasser dreimal gewaschen, auf Wasseragar (0,5%) ausgelegt und bei ca.  $15^\circ\text{C}$ , hoher Luftfeuchtigkeit sowie permanenter schwacher Beleuchtung (Lampe: Osram L, 36 W/77, Fluora) inkubiert. Die Reifung der Ascosporen kann in 48 h-Intervallen nach Präparation der Kleistothecien (wie oben beschrieben) verfolgt werden.

### Literaturhinweise

- Börner, H.: Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz. UTB Ulmer, 6. Auflage, Stuttgart 1990.
- Börner, H. und Zunke, U.: Praktikum der Phytopathologie. Pareys Studentexte 75, Parey, Berlin und Hamburg 1992.
- Braun, U.: The powdery mildews (Erysiphales). Fischer, Jena 1995.
- Götz, M., Friedrich, St. und Boyle, Ch.: Development of cleistothecia and early ascospore release of *Erysiphe graminis* DC. f. sp. *tritici* in winter wheat in relation to host age and climate conditions. Z. Pflanzenkrh. Pflschutz 103, 134–141 (1996).
- Nienhaus, F.: Phytopathologisches Praktikum. Parey, Berlin und Hamburg 1969.
- Oerke, E.-C., Dehne, H.-W., Schönbeck, F., and Weber, A.: Crop production and crop protection. Elsevier, Amsterdam 1994.
- Verreet, J.-A.: Grundlagen des integrierten Pflanzenschutzes. Das IPS-Modell Weizen. Pflanzenschutznachrichten Bayer 48, 1–321 (1995).
- Webster, J.: Pilze – eine Einführung. Springer, Berlin, Heidelberg, New York 1983.

Verfasser: Prof. Dr. Horst Börner, Barstenkamp 56, 24113 Molfsee.



# Beobachtungen an einer rot gefärbten *Euglena*-Art

Hermann Heynig

**Erfahrene Tümpeler wissen es: Streifzüge an unbekannten Gewässern garantieren eine Menge Überraschungen und vielerlei interessante Probleme. Oft ist das beobachtete Probengut nur nach genauem Vergleich genauer zuzuordnen, wie der folgende Erfahrungsbericht zeigt.**

**B**ei einem Besuch während einer sehr sonnigen und heißen Maiwoche 1993 im Kohrener Land (bei Streitwald, südlich von Leipzig, Sachsen) wurde ich am Ufer eines großen, künstlich angelegten Wasserbeckens, das der Fischzucht dient, auf intensiv grüne Beläge auf Wasserpflützen aufmerksam. Der Wasserspiegel war ziemlich stark abgesenkt, tote Fische im Uferbereich deuteten auf Belastung des Wassers und Eutrophierung hin. Die Wassertemperatur am Ufer betrug 27 °C, die grüne Schicht auf den Pflützen war ca. 0,5 cm dick. Eine entnommene Probe wurde am nächsten Tag mikroskopisch untersucht. Dabei stellte sich heraus, daß die grüne Schicht aus zwei *Euglena*-Arten bestand: aus einer rein grünen Art und – in geringerer Menge – einer Hämatochrom enthaltenden Art. Über letztere soll hier vorrangig berichtet werden.

## Komplexe Materie

Vorausschicken möchte ich aber zunächst, daß in früheren Jahren im Mikrokosmos bereits einige *Euglena*-Arten sowie die Zellorganisation dieser interessanten, nackten und hochorganisierten Flagellaten behandelt wurden, so von mir *Euglena acus* – allerdings unter dem Pseudonym Wolfgang Richter (1979, zur Aufklärung dieses Pseudonyms vgl. Heynig, 1993) – und von Schneider (1985) *E. spirogyra*, *E. granulata* und *E. acus* var. *hyalina*. Hausmann (1980) stellte das „Augentier“ *Euglena* in allgemeiner Form vor, und Kremer (1981) ging darüber hinaus der Frage nach der möglichen phylogenetischen Entstehung und dem Zusammenhang zwischen Tier und Pflanze bei *Euglena* nach. In allen diesen Beiträgen sind auch weiterführende Literaturhinweise zu fin-

den. In jüngster Zeit hat Kamphuis (1996) sich mit der Bildung von Schlieren (Biokonvektionsmustern) in Kulturen von *Euglena gracilis* beschäftigt, die durch biologische (Schwimbewegungen, Taxien) und physikalische (Strömungen) Phaenomene zustande kommen.

Es ist bekannt, daß die genaue Bestimmung der Euglenen in der Regel ziemlich schwierig ist. Dabei ist man – wie stets in ähnlichen Fällen – unbedingt auf spezielle Bestimmungsliteratur angewiesen. In deutscher Sprache liegt dazu als relativ moderne Bearbeitung nur der bewährte Huber-Pestalozzi von 1955 vor, der ca. 120 Arten behandelt und für eine Reihe von ihnen auch wertvolle biologische und ökologische Angaben beisteuert. Er gehört in die Reihe „Das Phytoplankton des Süßwassers“. Doch auch dieses Werk ist mittlerweile schon wieder gut 40 Jahre alt und kann folglich nicht die in der Zwischenzeit neu beschriebenen Arten sowie neuere Erkenntnisse enthalten. Hierfür wäre eine Neubearbeitung erforderlich. Diese ist zwar für die seit 1978 neu erscheinende „Süßwasserflora von Mitteleuropa“ (als Band 8) vorgesehen, konnte jedoch bisher noch nicht realisiert werden. Die alte Paschersche Süßwasserflora mit Heft 2 (Flagellatae II von Pascher & Lemmermann) ist naturgemäß völlig veraltet und für unsere Zwecke leider kaum noch verwendbar.

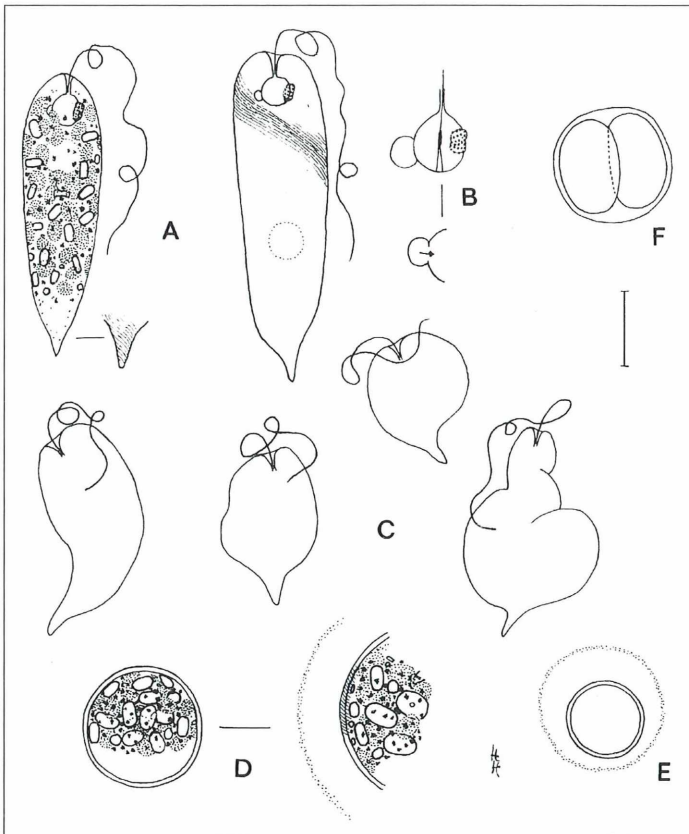
Schließlich sei noch erwähnt, daß innerhalb der „Polnischen Süßwasserflora“ von Starmach (1983) eine Bearbeitung der Euglenen vorliegt, die 115 Arten umfaßt. Doch von den Lesern dieser Zeitschrift wird wohl kaum einer Gelegenheit haben, sie zu benutzen, ganz abgesehen von den sprachlichen Problemen. Allerdings, Abbildungen und Größenangaben sind auch ohne Sprachkenntnisse verwendbar, wenn auch nur bedingt.

### Mikroprofil einer Zelle

Wenden wir uns nun der Besprechung der untersuchten *Euglena*-Art zu und orientieren uns an Abb. 1. Die Zellform ist langgestreckt, mehr oder weniger zylindrisch bis spindelförmig. Vorder- und Hinterende sind farblos, d. h. ohne Chloroplasten. Das Vorderende ist abgerundet, das Hinterende stumpf zugespitzt. Die Zellen sind stark metabol, Abb. 1C zeigt einige Bewegungsskizzen. Die Chloroplasten besitzen kein Pyrenoid, sind klein, scheibenförmig und länglich-oval; sie sind jedoch in den meisten Zellen nur schlecht zu erkennen, da diese viele länglich-runde Paramylonkörner und Hämatochrom enthalten. Paramylon ist ein Polysaccharid; es wird im Cytoplasma als Reservestoff gebildet und ist kennzeichnend für alle Euglenophyceen. Hämatochrom ist ein roter Farbstoff, der aus einem Gemisch von verschiedenen Carotenoiden besteht und in Form meist kleiner unregelmäßiger Körnchen im Cyto-

plasma vorliegt. Oft ist es in der Mitte der Zellen konzentriert oder auch über die ganze Zelle verteilt, manchmal auch klumpenartig angehäuft – besonders in abgekugelten Zellen.

Am Vorderende mündet der dünne flaschenförmige Hals der Ampulle (früher auch als Reservoir bezeichnet), die als hellere Zone in der Zelle meist deutlich erkennbar ist. An ihrem Grunde entspringt die etwa körperlange Geißel. Eine zweite rudimentäre Geißel innerhalb der Ampulle ist in der Regel bei der lichtmikroskopischen Lebenduntersuchung nicht als solche zu erkennen. Seitlich mündet die ziemlich große pulsierende Vakuole in die Ampulle (Abb. 1B); ihre Tätigkeit ist aber wegen des meist dichten Zellinhalts nur schwierig zu beobachten. Neben der Ampulle liegt das relativ große rote Stigma (Augenfleck) als gebogene Platte von etwas unregelmäßiger Form, die aus rot gefärbten Körnchen bzw. Tröpfchen besteht (Carotenoide). Ein weiterer heller Fleck in der Zelle, meist im vorderen Drittel,



**Abb. 1:** *Euglena heliorubescens*, durch Hämatochrom rot gefärbt. A – zwei Zellen, rechts die Spiralstreifung eingezeichnet. B – Ampulle mit pulsierender Vakuole, den zwei Geißeln und Stigma (stärker vergrößert), unten: die Entleerung der Vakuole. C – metabolische Veränderungen der Zellform. D – Bildung der Zyste, rechts mit Gallerthülle (stärker vergrößert). E – Zyste, die exzentrisch in der Gallerte liegt. F – Zweiteilung einer Zelle im abgekugelten Zustand. Maßstab: 25 µm.



manchmal auch weiter hinten gelegen, deutet die Lage des Zellkerns an. Nach außen wird die Zelle durch eine fein spiralig gestreifte Pellicula (Periplast) abgegrenzt. Die spiralige Streifung ist jedoch schwer und nur bei starker Vergrößerung erkennbar, am besten noch an gequetschten oder auch eingetrockneten Exemplaren.

Die Größe der Zellen ist infolge ihrer lebhaften Metabolie etwas schwierig zu ermitteln. Die Zellen sind etwa 100–150 µm lang und 25–30 µm breit. Abgekugelte Zellen messen im Durchmesser 35–50 µm; sie sind durch die Konzentration des Hämatochrom meist braunrot gefärbt.

In der stehengebliebenen Schöpfprobe zeigten sich nach 8–10 Tagen viele annähernd kugelig encystierte Zellen mit dicker Hülle und fester äußerer Gallertschicht (Abb. 1D). Der Gesamtdurchmesser betrug bis 55 µm, die Dicke der Gallertschicht bis 15 µm. Die eigentliche Zelle war dabei häufig exzentrisch lokalisiert (Abb. 1E). Die Encystierung verläuft im Prinzip wie bei *Euglena acus* beschrieben (Richter, 1979; Heynig, 1980) und ist möglicherweise bei allen Arten gleich. Vereinzelt beobachtete ich innerhalb der festen Hülle (Durchmesser 60 µm) eine Zweiteilung der Zelle, wobei die Teilungsprodukte schwache Bewegungen ausführten; Geißeln waren jedoch noch nicht ausgebildet (Abb. 1F).

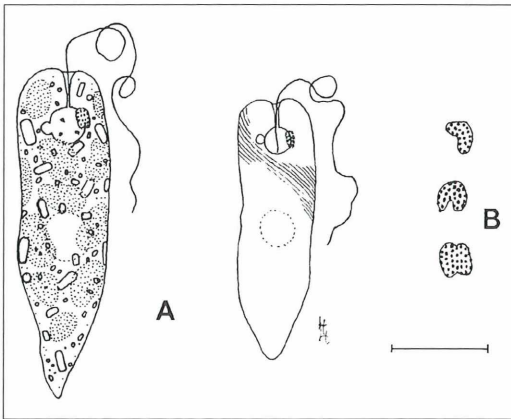
### Diagnostische Probleme

Nun zur Frage, um welche *Euglena*-Art es sich bei diesen Zellen wohl handelt. Es gibt unter den vielen beschriebenen Taxa einige Arten, die durch Hämatochrom gefärbt sind – manche mehr oder weniger tiefrot, andere mehr rosa. Hämatochrom kann somit das Chlorophyll verschieden stark maskieren. Es kommt entweder in Form kleiner unregelmäßiger Körnchen vor oder gelöst in Öltröpfchen. Unsere beschriebene Art enthält Hämatochrom-Körnchen. Diese können in der Zelle Wanderungen ausführen, indem sie sich entweder in der Zellmitte zusammenballen oder mehr oder weniger gleichmäßig in der Zelle verteilt sind. Das hat beispielsweise im Wasser einer Massenentwicklung (Wasserblüte) einen sichtbaren Farbwechsel von Grün nach Rot zur Folge. Auslöser dieses Phänomens ist in erster Linie die Beleuchtungsstärke, z. B. Sonne oder Schatten.

Huber-Pestalozzi (1955) führt in seiner Bearbeitung 8 oder 9 *Euglena*-Arten an, die Hämatochrom besitzen. Die beiden bekanntesten sind *E. sanguinea* Ehrenb. und *E. haematodes* (Ehr.) Lemm., die einander sehr nahe stehen. Anfangs glaubte ich, *E. sanguinea* vor mir zu haben. Nach genauem Vergleich der Diagnosen mit meinen Beobachtungen bin ich jedoch zu der Überzeugung gelangt, daß keine eindeutige Übereinstimmung vorliegt. Die beiden obigen Arten haben längere Geißeln ( $1\frac{1}{2}$ –2mal körperläng), *E. sanguinea* hat spiralige Höckerstreifen und anders geformte Chloroplasten, *E. haematodes* dagegen einen glatten Periplast und kein Stigma. Die meisten anderen bei Huber-Pestalozzi aufgeführten Arten kommen aus verschiedenen Gründen ebenfalls nicht in Betracht (Form und Anordnung der Chloroplasten, Größe, durch Hämatochrom gefärbte Öltröpfchen). Es bleibt nur *E. heliourubescens* Hårdtl, mit der unsere Art am ehesten übereinstimmt, die aus einem böhmischen Gewässer beschrieben wurde.

In der Originalbeschreibung, die bei Huber-Pestalozzi ausführlich zitiert ist, wird eine etwas längere Geißel angegeben ( $1\frac{1}{2}$ mal körperläng) und der Periplast soll glatt sein. Doch diese Aussage wird relativiert durch die Angabe, daß die leere Zellhülle eine ganz feine spiralige Streifung aufweist. Auch ich habe ja auf die Schwierigkeit des Erkennens der Streifung hingewiesen. Diese Art bildete auf dem böhmischen Gewässer eine ausgedehnte und sehr ausdauernde Neustonschicht, die „bei Tag und Sonnenschein eine rote Färbung zeigte, die bei Beschattung und gegen Abend einer olivgrünen Verfärbung wich“ (Zitat aus Huber-Pestalozzi, S. 108–110, 1955). Auf die Rotfärbung bei Sonnenschein weist übrigens der Artname *heliourubescens* hin (*helios*, gr. = Sonne, *rubescens*, lat. = rot werdend). Trotzdem hat Hårdtels Neubeschreibung einen Schönheitsfehler: sie ist unvollständig, da ihr keine Abbildung beigelegt ist. Somit muß auch unsere Zuordnung doch ein wenig fraglich bleiben. Dennoch wollte ich meine Beobachtungen zur Kenntnis geben, auch um zu weiteren Untersuchungen anzuregen. Diese sollten klären, ob ein gut definiertes und von *E. sanguinea* unterschiedliches Taxon vorliegt.

Vergesellschaftet mit *E. heliourubescens* kam eine weitere, aber rein grüne *Euglena*-Art vor. Sie war nur 40–80 µm lang und 10–20 µm breit, also deutlich kleiner, aber von ähnlicher



**Abb. 2: *Euglena spec.*, eine rein grüne Art.**  
**A** – zwei Zellen, recht die Spiralstreifung eingezeichnet. **B** – verschiedene Ansichten des Stigmas (stärker vergrößert). Maßstab: 20 µm.

Gestalt mit einem stumpf zugespitzten oder auch mehr abgerundetem Ende (Abb. 2). Sie hatte größere scheibenförmige Chloroplasten und enthielt zahlreiche kleine, farblose Körnchen neben größeren Paramylonkörnern. Der Periplast zeigte eine ganz feine Spiralstreifung. Die Zellen waren ebenfalls stark metabol, ihre Schwimmbewegungen jedoch wesentlich lebhafter. Auch bei dieser Art konnte ich die Abkuglung der Zellen, die Ausbildung einer dicken Hülle und einer deutlich begrenzten Gallerthülle beobachten. Diese Cysten hatten einen Durchmesser von 25–40 µm. Es gelang mir jedoch nicht, diese Zellen einer der bekannten Arten zuzuordnen.

### Eine Lanze für das Zeichnen

Abschließend möchte ich noch auf folgendes hinweisen: eine alte Erkenntnis besagt, nur was man gezeichnet hat, hat man auch richtig verstanden. Das ist heutigentags leider etwas in Vergessenheit geraten – man hat doch die viel bequemere und objektivere Möglichkeit der Fotodokumentation! Sie allein genügt jedoch in der Regel nicht, um alle wichtigen Einzelheiten klar und deutlich zu zeigen oder um beispielsweise nachträglich noch eine Bestimmung durchführen zu können. Dazu ist eine

genaue Zeichnung mit Größenangaben (Messungen) und möglichst ausführlichen Notizen erforderlich. Ich sage das aus Erfahrung, weil es mir in verschiedenen Fällen nur auf Grund dieser Dokumentation möglich war, noch nach Jahren oder gar Jahrzehnten eine sichere Bestimmung nachträglich durchzuführen – sei es, weil es zur Zeit der gemachten Beobachtung an der entsprechenden Bestimmungsliteratur fehlte oder daß eine Art damals noch gar nicht beschrieben war. Den Einwand, daß nicht jeder Beobachter zum Zeichnen begabt sei, kann ich auch nur sehr bedingt gelten lassen, denn man kann vieles lernen – auch das Zeichnen. Freilich sei zugegeben, daß auch hierbei erst die Übung den Meister macht, und auch Anleitung kann sehr hilfreich sein. Man lese dazu aufmerksam den sehr instruktiven Artikel von Lenzenweger (1994). Und noch etwas ist wichtig: man muß wissen, auf welche Einzelheiten es ankommt. Das aber lernt man nur durch die Erfahrung.

### Literaturhinweise

- Hausmann, K.: Das „Augentier“ *Euglena*. Mikrokosmos 69, 90–92 (1980).  
 Heynig, H.: Beobachtungen an einer planktischen Massenentwicklung von *Euglena acus*. Ehrenb. Arch. Protistenkd. 123, 27–30 (1980).  
 Heynig, H.: Diktatur kontra Mikrokosmos? Erfahrungen eines Autors aus der ehemaligen DDR. Mikrokosmos 82, 199–200 (1993).  
 Huber-Pestalozzi, G.: Euglenophyceen. In: Thienemann, A. (Hrsg.): Die Binnengewässer 16,4 – Das Phytoplankton des Süßwassers, 606 S. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1955.  
 Kamphuis, A.: Biokonvektionsmuster in Kulturen der Alge *Euglena gracilis*. Mikrokosmos 85, 83–92 (1996).  
 Kremer, B. P.: *Euglena* – Tier oder Pflanze? Mikrokosmos 70, 138–141 (1981).  
 Lenzenweger, R.: Das Zeichnen am Mikroskop. Mikrokosmos 83, 11–16 (1994).  
 Richter, W. (= Heynig, H.): Wir beobachten Euglenen, *Euglena acus*. Mikrokosmos 68, 172–176 (1979).  
 Schneider, H.: Euglenen aus einer Wegpfütze. Mikrokosmos 74, 33–38 (1985).  
 Starmach, K.: Euglenophyta – Eugleniny. In: Flora Słodkowodna Polski 3, 595 S. Panstwowe Wydawnictwo Naukowe, Warszawa/Krakow 1983.

*Verfasser:* Dr. Hermann Heynig, Rudolf-Haym-Str. 16, 06110 Halle/S.



# Anaerobe Pilze – Organismen in einem ungewöhnlichen Lebensraum

Claudius K. Stumm und Huub J. M. Op den Camp

Im Pansen von Wiederkäuern und im Blinddarm (Caecum) anderer pflanzenfressender Säugetiere leben ungeheure Mengen von Bakterien, Protisten und Pilzen. Die Wechselbeziehungen dieser Mikroorganismen untereinander sind kompliziert und zum Teil noch unverstanden – die Beziehung zwischen Pflanzenfresser und dem mikrobiellen Ökosystem als Ganzes ist dagegen überdeutlich: ohne den lebenden Inhalt seines Pansens würde z. B. ein Schaf verhungern, denn bei der Vorverdauung des Nahrungsbreis durch die Mikroorganismen (der Pflanzenfresser verfügt selbst nicht über Enzyme zum Abbau pflanzlicher Zellwände!) entstehen zahlreiche Verbindungen, die durch die Pansenwand in den Blutstrom gelangen und dann beim Wirtstier als lebenswichtige Energieträger funktionieren. Der vorliegende Aufsatz berichtet über diese ausgefallenen Mikroorganismen.

**D**as Milieu, in dem die endosymbiontischen Mikroorganismen leben (Pansen bzw. Caecum), ist gekennzeichnet durch das Fehlen von Sauerstoff (man spricht daher von anaeroben Lebensbedingungen), ferner durch konstante Temperatur (ca. 39 °C), neutralen pH (6–7) und ein unbegrenztes Nahrungsangebot. Daß in diesem Biotop neben Bakterien und Protisten auch Pilze leben, war den Untersuchern bis in die 70er Jahre entgangen. Die Zellkörper (Thalli) der Pilze sitzen nämlich als leicht zu übersehende Bläschen an Pflanzenpartikeln fest (Abb. 1), und die beweglichen, kleinen Vermehrungsstadien hielt man zunächst für Flagellaten. Immerhin machen diese Organismen in den Gärkammern der

Pflanzenfresser 8–10% der gesamten mikrobiellen Biomasse aus, und ihr Anteil am Cellulose-Abbau in Pansen und Caecum beträgt ca. 28%. Ihre perfekte Anpassung an einen bizarren Lebensraum, aber auch die bemerkenswerten Stoffwechselleistungen, die möglicherweise biotechnologisch verwertbar sind, machen sie zu durchaus interessanten Untersuchungsobjekten.

## Portrait und Lebenszyklus der Anaerobier

Wie stellen sich die anaeroben Pilze dem Untersucher dar? Bei der Durchmusterung eines Frischpräparats von Pansenflüssigkeit ist der

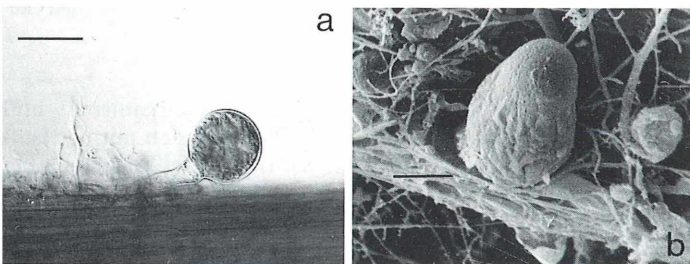
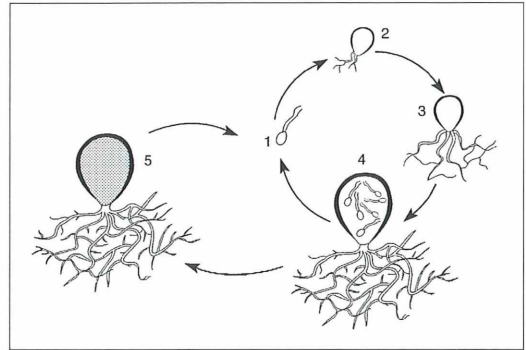


Abb. 1: Thalli von anaeroben Pilzen. a: junges Sporangium und teilweise sichtbares Rhizoid von *Neocallimastix* spec. an einem Pflanzenpartikel. Differentieller Interferenzkontrast (DIK); Balken = 50 µm. b: reifes, birnenförmiges Sporangium von *Piromyces* spec. mit Rhizoid. Die ursprünglich glatte Oberfläche der Pflanzenfaser, an der der Thallus fest sitzt, ist durch die Einwirkung der Pilz-Cellulasen stark zerklüftet. Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme: R. Dijkerman (Nijmegen).

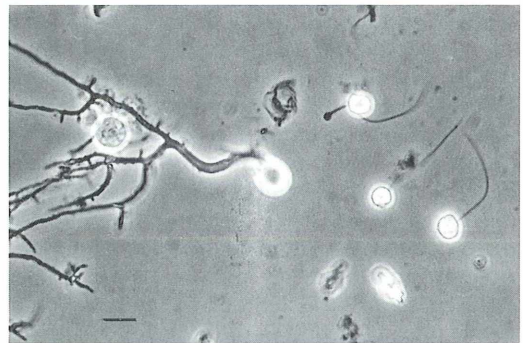
Betrachter zunächst beeindruckt vom Gewimmel der zahlreichen großen Ciliaten, und erst beim genaueren Hinschauen entdeckt man wesentlich kleinere Organismen, die zwischen den Pflanzenpartikeln ihre Bahnen ziehen. Es sind rundliche, flagellentragende Zellen. Der englische Mikrobiologe Colin Orpin wollte 1975 diese „Flagellaten“ in Reinkultur züchten; dabei erkannte er, daß es sich um die Schwärmsporen (Zoosporen) eines Pilzes handeln mußte, obwohl man zu dieser Zeit das Vorkommen von Pilzen in einem anaeroben Biotop für abwegig hielt. Der Organismus wurde unter dem Namen *Neocallimastix frontalis* als erster anaerober Pilz beschrieben. Inzwischen sind ca. 35 weitere Arten bekanntgeworden, verteilt auf die Gattungen *Neocallimastix*, *Caecomycetes*, *Piromyces*, *Orpinomyces*, *Anaeromyces* und *Ruminomyces*. Sie kommen im Pansen von Wiederkäuern und im Caecum von Enddarmfermentierern vor (Tabelle 1). Da noch längst nicht alle Pflanzenfresser untersucht sind, ist zu erwarten, daß die Artenliste der Endosymbionten rasch länger wird.

**Tabelle 1: Einige Pflanzenfresser als Wirtstiere für anaerobe Pilze**

Wirtstier	Pilze isoliert aus (bzw. beobachtet in)
Afr. Elefant	Kot
Ind. Elefant	Kot
Kamel	Kot
Zebra	Kot
Hausrind	Pansen, Kot
Hausziege	Pansen, Kot
Pferd	Caecum, Kot
verschiedene Antilopen	Pansen
verschiedene Nashorn-Arten	Kot
verschiedene Beuteltiere	Vormagen



**Abb. 2: Der Lebenszyklus eines anaeroben Pilzes. 1 = Zoospore; 2, 3 = wachsendes Zoosporangium mit Rhizoid; 4 = reifes Zoosporangium mit Zoosporen; 5 = Dauersporangium.**



**Abb. 3: Frühe Entwicklungsstadien von *Piromyces spec.*: Rechts 3 Sporen mit je einer Geißel, links das Rhizoid eines jungen Thallus. Die Nährlösung der Flüssigkultur enthält keine Pflanzenpartikel, so daß die Rhizoid-Fasern gut sichtbar sind; Phasenkontrast; Balken = 10 µm.**

Soweit bisher bekannt, ist der Lebenszyklus der anaeroben Pilze sehr ähnlich (Abb. 2): Eine aktiv schwimmende Zoospore (Abb. 3) setzt sich an einem Pflanzenpartikel fest; beim Finden eines geeigneten Substrats spielt offenbar (positive) Chemotaxis eine Rolle, wobei die Zelle mit Hilfe von Rezeptoren auf winzige Spuren von gelösten Stoffen (z. B. Zucker) reagiert, die von Pflanzenteilen ausgehen. Die Zoospore umgibt sich nun mit einer Zellwand, aus der „Unterseite“ wachsen wurzelartige, sich verzweigende Fasern als Rhizoide in das

Substrat; sie verankern den Organismus und ermöglichen einen Stoffaustausch mit der Umgebung (Abb. 1, 3, 4). Im Zellkörper finden jetzt zahlreiche Mitosen statt; es entsteht ein vielkerniges Bläschen, das je nach Gattung kugel- oder birnenförmig ist oder – bei *Orpinomyces* – hyphenartige Ausstülpungen zeigt. Bei der Optimaltemperatur von 39 °C hat das Bläschen nach etwa 24–32 Std. seine endgültige Größe erreicht; um jeden der vielen Kerne beginnt sich das Cytoplasma abzugrenzen (Abb. 5). Schließlich öffnet sich das runde Ge-



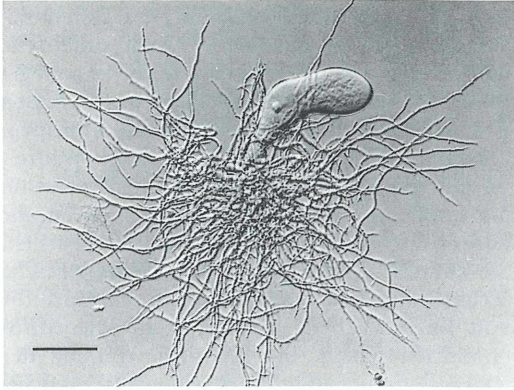


Abb. 4: Heranwachsender Thallus von *Piromyces* spec. mit keulenförmigem Sporangium und stark verzweigtem Rhizoid. Aus Flüssigkultur ohne Pflanzenpartikel; DIK; Balken = 50 µm.

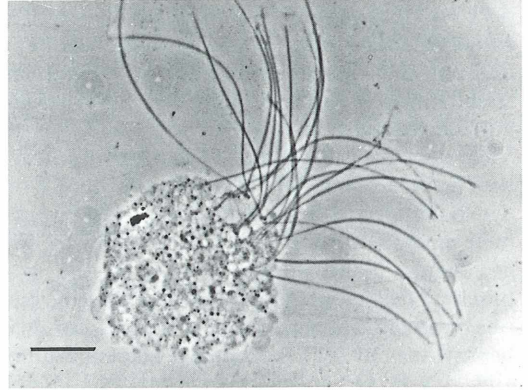


Abb. 6: Spore von *Neocallimastix* spec. Zur optimalen Darstellung der zahlreichen Geißeln wurde die Zelle zerquetscht. Phasenkontrast; Balken = 10 µm.

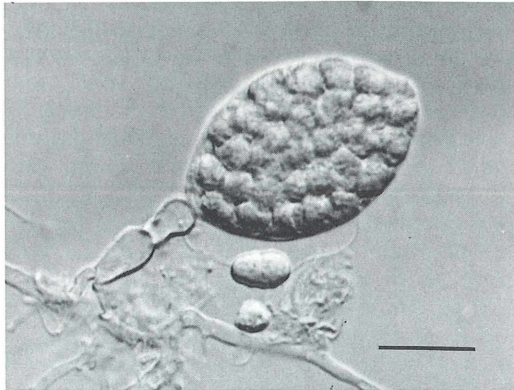


Abb. 5: Reifes Sporangium von *Piromyces* spec. mit beginnender Sporenbildung. Aus Flüssigkultur; DIK, Balken = 20 µm.

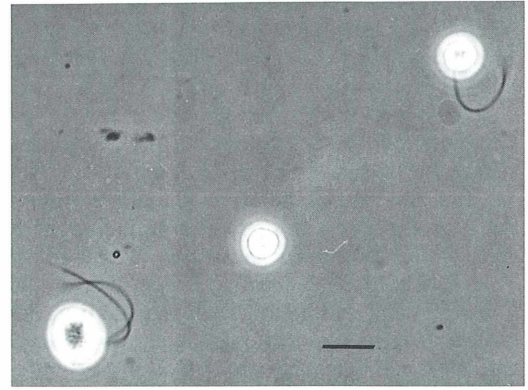


Abb. 7: Ein- und zweigeißelige Spore (oder Zygote?) von *Piromyces* spec. aus der gleichen Flüssigkultur wie Abb. 3; Phasenkontrast; Balken = 10 µm.

bilde und entläßt schwimmende Sporen mit (artspezifisch) bis zu ca. 20 Flagellen (Abb. 6). Das Bläschen erweist sich also als ein Zoosporangium.

So gut wie keine Erkenntnisse gibt es bisher zu der Frage, ob anaerobe Pilze Sexualität besitzen und an welcher Stelle des Lebenszyklus dann die Meiose stattfindet. So läßt sich auch (noch) nicht entscheiden, ob die zweigeißeligen *Piromyces*-Schwärmzellen, die wir immer wie-

der unter den regulär eingeißeligen Sporen antrafen, Anzeichen für Zygotenbildung (und damit für Sexualität) sind, oder ob solche Gebilde durch Anomalien während der Sporenbildung entstehen (Abb. 7).

Mit dem Freisetzen der Zoosporen ist der Lebenszyklus geschlossen, er charakterisiert die anaeroben Pilze im Pansen und Caecum als Chytridiomyceten (Urpilze). Ihre nächsten Verwandten leben aerob im Süßwasser und im Bo-

den, an lebendem und totem Pflanzengewebe: *Rhizophyidium* z.B. besiedelt Kiefernpollen, der auf der Wasseroberfläche von Tümpeln treibt, andere Arten parasitieren in Wurzeln von Kulturpflanzen.

Viele der inzwischen in der Literatur beschriebenen anaeroben Pilze wurden aus dem Kot der Wirtstiere isoliert, d. h. nach Aufschwemmen einer Kotprobe und Übertragung in ein geeignetes Nährmedium in Reinkultur gebracht. Dies sowie einige mikroskopische Beobachtungen sprechen dafür, daß es im Lebenszyklus dieser Arten ein Dauerstadium gibt, das die Organismen während der Passage durch den Darm vor den aggressiven Verdauungsenzymen schützt und nach der Darmpassage vor Austrocknung bewahrt. Wahrscheinlich ist es das Zoosporangium, dessen Wand sich verdickt (durch Reize von außen oder genetische Programmierung?), so daß ein Dauer-sporangium entsteht (Abb. 2). Die ins Freie gelangten Dauersporangien können beim Grasens von den Jungtieren aufgenommen werden; bei Wiederkäuern ist auch durch Lecken der Tiere eine Übertragung möglich.

Zur Ökologie und Lebensweise der anaeroben Pilze gibt es noch zahlreiche offene Fragen; dem geduligen Liebhaber-Mikroskopiker bietet sich ein weites Betätigungsfeld. Während die Materialbeschaffung relativ einfach ist (frische Pansenflüssigkeit aus dem Schlachthof, Kotproben vom Bauernhof oder aus dem Zoo), besteht eine gewisse Schwierigkeit in der anaeroben Kultur der Organismen. Hinweise auf Nährmedien sowie auf Kulturmethode unter Laboratoriumbedingungen findet man bei Teunissen (1991a).

### Besonderheiten anaerober Pilze

Wegen einiger besonderer Eigenschaften der anaeroben Pilze bezeugen z. Zt. Evolutionsbiologen und Biotechnologen großes Interesse für diese Organismen. Yarlett und Mitarbeiter entdeckten 1986, daß das Leben ohne Sauerstoff mit einer merkwürdigen Anomalie der Pilzzelle einhergeht: Mit Hilfe von Licht- und Elektronenmikroskopie stellten die Untersucher fest, daß in den Zellen von *Neocallimastix frontalis* aus dem Rinderpansen keine Mitochondrien vorhanden waren, und gleiches fand man auch bei den anderen daraufhin untersuchten anaeroben Pilzen. Dieser Befund war insofern über-

raschend, als Mitochondrien zum festen Bestandteil jeder (aeroben) Eukaryontenzelle gehören; sie stellen die Zentren der Energiegewinnung aus den zellulären Atmungsprozessen dar. Mitochondrien sind, wie heute allgemein angenommen wird, die Abkömmlinge von freilebenden Bakterien, die während der Evolution als Endocytobionten in die Eukaryontenzelle aufgenommen und bleibend integriert wurden. Sie besitzen eigene DNA, eine jeweils typische Struktur und eine charakteristische Garnitur von Enzymen. Wo könnte, wenn die Mitochondrien fehlen, die Energiegewinnung der anaeroben Pilze lokalisiert sein? Man fand bei den Pansen- bzw. Caecum-Bewohnern eigenartige Zellstrukturen, die, wie sich herausstellte, wahrscheinlich die gleiche Aufgabe erfüllen wie die Mitochondrien der aeroben Pilze. Es sind Organelle, deren Enzym-Ausstattung und Feinstruktur von der der Mitochondrien verschieden sind, außerdem konnte man bisher noch keine DNA feststellen. Wegen des wichtigsten Enzyms, der Wasserstoff-bildenden Hydrogenase, werden die Organelle Hydrogenosomen genannt (Abb. 8).

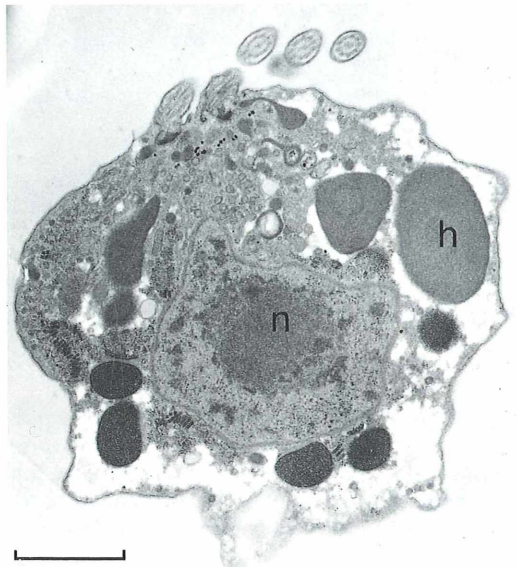


Abb. 8: Schnitt durch eine Zoospore von *Neocallimastix spec.*; h = Hydrogenosom, n = Nucleus (Zellkern). Transmissionselektronenmikroskopische Aufnahme: F. D. Marvin-Sikkema (Groningen). Balken = 1 µm.



Nicht nur wegen ihrer Rolle im Energiehaushalt der Zelle sind die Hydrogenosomen interessant, sondern auch wegen der Frage ihrer Evolution. Die anaeroben Pilze im Verdauungstrakt der Pflanzenfresser stammen ganz offensichtlich von aeroben Vorfahren ab. Vielleicht haben sie während der Anpassung an das sauerstofffreie Milieu ihre Mitochondrien verloren, an deren Stelle die biochemisch und morphologisch ganz andersartigen Hydrogenosomen traten. Wie mag dieser Prozeß verlaufen sein? Das Problem wird noch komplizierter, wenn man bedenkt, daß bei bestimmten anaeroben Protisten – auch sie haben aerobe Vorfahren – ebenfalls Mitochondrien fehlen, statt dessen aber Hydrogenosomen angetroffen werden. Da zwischen anaeroben Pilzen und z. B. anaeroben Ciliaten keine evolutionären Verbindungslinien erkennbar sind, muß man annehmen, daß die Natur das komplizierte Organell Hydrogenosom mehrmals entworfen hat.

Abschließend wollen wir noch erwähnen, daß anaerobe Pilze auch biotechnologisch interessant sind. Bei Untersuchungen über das Wachstum verschiedener anaerober Pilz-Arten entdeckte man, daß einige Typen sich im Laboratorium ausgezeichnet in halbflüssigen Nährlösungen züchten lassen, deren Hauptbestandteil zerkleinertes Pflanzenmaterial wie Stroh, Gras, Zuckerrohr und andere Pflanzen-(Abfall-)Stoffe ist (Teunissen et al., 1991b). Zum Abbau der pflanzlichen Zellwände, die zu 80% aus Cellulose bestehen, produzieren die Pilze beträchtliche Mengen von Cellulasen (Abb. 1b). Wenn diese Enzyme erst einmal großtechnisch aus Pilz-Massenkulturen gewonnen werden können, bieten sie interessante Möglichkeiten u. a. für die Nahrungsmittelindustrie: bei der Produktion von Frucht- und Pflanzensäften, Klärung von Fruchtsäften, Verbesserung von Faser-Eigenschaften (Textil- und Papierindustrie), Verbesserung von Trockengemüse z. B. in Fertigsuppen usw. Die Glucose, die bei der Depolymerisierung der langen Cellulosemoleküle entsteht, könnte man zu Klebe-

mitteln, Süßstoffen und vielen anderen Produkten weiterverarbeiten. Wir sehen also, daß die Pilze aus Pansen und Caecum anregen können zum Nachdenken – nicht nur über Probleme der Organell-Evolution, sondern auch über Tapetenkleister!

## Danksagung

Die Autoren danken Frau Dr. F. D. Marvin-Sikkema, Laboratorium für Mikrobiologie, Universität Groningen, und Herrn Dr. R. Dijkerman für die bereitwillige Überlassung der TEM- (Abb. 8) bzw. REM-Aufnahme (Abb. 1b).

## Literaturhinweise

- Orpin, C. G.: Studies on the rumen flagellate *Neocallimastix frontalis*. J. Gen. Microbiol. 91, 249–262 (1975).
- Stumm, C. K., Hackstein, J. H. P.: Methanbakterien und Protisten in den Gärkammern von Wiederkäuern und Insekten. In: Hausmann, K. und Kremer, B. P. (Hrsg.): Extremophile, VCH Verlagsgesellschaft, Weinheim 1995, 2. Auflage.
- Teunissen, M. J., Op den Camp, H. J. M., Orpin, C. G., Huis in 't Veld, J. H. J., Vogels, G. D.: Comparison of growth characteristics of anaerobic fungi isolated from ruminant and non-ruminant herbivores during cultivation in a defined medium. J. Gen. Microbiol. 137, 1401–1408 (1991a).
- Teunissen, M. J., Smits, A. A. M., Op den Camp, H. J. M., Huis in 't Veld, J. H. J., Vogels, G. D.: Fermentation of cellulose and production of cellulolytic and xylanolytic enzymes by anaerobic fungi from ruminant and non-ruminant herbivores. Arch. Microbiol. 156, 290–296 (1991b).
- Teunissen, M. J., Op den Camp, H. J. M.: Anaerobic fungi and their cellulolytic and xylanolytic enzymes. Ant. van Leeuwenhoek 63, 63–76 (1993).
- Yarlett, N., Orpin, C. G., Munn, E. A., Yarlett, N. C., Greenwood, C. A.: Hydrogenosomes in the rumen fungus *Neocallimastix patriciarum*. Biochem. J. 236, 729–739 (1986).

Verfasser: Dr. Claudius K. Stumm, P. Schelstraete-weg 29, NL-6525 SZ Nijmegen (Niederlande), und Dr. Huub J. M. Op den Camp, Department of Microbiology & Evolutionary Biology, Faculty of Science, University of Nijmegen, Toernooiveld 1, NL-6525 ED Nijmegen (Niederlande).

## Aus der Redaktion

### **MIKROKOSMOS-Gesamtregister auf Diskette: Update und Erweiterung**

Es war 1994, als wir erstmals für die Zeit von 1948 bis 1992 ein MIKROKOSMOS-Gesamtregister auf Diskette angeboten haben. Die unerwartet lebhaftere Nachfrage hat uns dazu veranlaßt, zum einen ein Update bis zum letzten Jahr zu erstellen und zum anderen früher erschienene Jahrgänge aufzunehmen. Das neue Register umfaßt nun den Zeitraum von 1930 bis 1996. Es ist noch etwas Geduld notwendig, bis wir auch die allerersten Jahrgänge aufgenommen haben. Die Erfassung ist doch eine ausgesprochen zeitraubende Tätigkeit. Aber wir arbeiten daran!

Wir bieten das neue Register wiederum gegen eine Unkostenerstattung in Höhe von DM 10,00 (vorzugsweise in Briefmarken) an. Wer bereits die erste Version erstanden hat, erhält die aktuelle Version gegen eine Unkostenerstattung von nur DM 5,00, wenn er uns die alte Diskette zusendet.

Sie erhalten – wie beim ersten Mal – das Register als 3,5"-Diskette in den Dateiformaten

- Word for Windows (von Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Zoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin)
- oder
- Word for Macintosh (von Dr. Bruno P. Kremer, Johann-Henk-Straße 35a, 53343 Wachtberg).

## Kurze Mitteilung

### **Massenentwicklung von Phytoplankton nach Eisen-Düngung**

Die Hauptnährstoffe für das Phytoplankton in den Weltmeeren sind Nitrate und Phosphate. Obgleich diese regional in größeren Mengen vorhanden sind, ist dort der Gehalt an Phytoplankton vergleichsweise gering. Seit 1992 gibt es die Hypothese, daß die Verfügbarkeit von Eisen für diesen Planktonmangel verantwortlich ist. In einem Groß-Experiment (IronEx II genannt) wurden auf einer Fläche von 72 km<sup>2</sup> 225 kg saures Eisensulfat, mit einem chemisch inerten Schwefelhexafluorid, im Schraubenstrahl eines Schiffes vermischt. Mit Hilfe von Meß-Bojen wurden in der Wassermasse, die pro Tag 10–100 km driftete, zahlreiche Parameter gemessen. Die Ergebnisse waren erstaunlich: Die Wachstumsrate (= Zellteilungsgeschwindigkeit) des Phytoplankton verdoppelte sich; die Menge des Phytoplankton nahm um das 20fache zu und erreichte die Konzentration küstennaher, nitratreicher Gewässer;

großzellige Arten (vor allem Diatomeen) überwogen; die photosynthetische Kapazität reagierte unmittelbar auf die Eisen-Düngung; der Kohlensäurepartialdruck verringerte sich sofort bei Beginn des Experimentes, so daß sich der CO<sub>2</sub>-Austausch Ozeanatmosphäre um 60% reduzierte. Eisenzufuhr löst also eine massive Phytoplankton-Blüte aus und führt zu einem Großverbrauch von Kohlendioxid. Das ozeanische Phytoplankton-Wachstum ist also durch die Verfügbarkeit des Spurenelementes Eisen begrenzt.

Coale, K. H., et al.: A massive phytoplankton bloom induced by an ecosystem-scale iron fertilization experiment in the equatorial Pacific Ocean. *Nature* 383, 495–501 (1996).

Frost, B. W.: Phytoplankton bloom on iron rations. *Nature* 383, 475–476 (1996).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)



# Computerzeichnungen von Mikroorganismen: Punktrasterung von Mikroaufnahmen über bildbearbeitende Programme

Werner Nachtigall

Mikroaufnahmen auf Kleinbildfilmen sind nach wie vor unerreicht in Schärfe, Detailreichtum und Farbbrillanz – jedenfalls solange man sie als strahlende Dias auf der Leinwand sieht. Die Sachlage ändert sich aber drastisch, wenn man Farb- oder Schwarzweißbilder druckt. Beschränken wir uns auf das Schwarzweißbild. Vor dem Druck muß es gerastert werden. Es wird also in Normelemente unterschiedlichen Schwarzwurfs zerlegt und ähnelt damit im Prinzip einem Schwarz-Weiß-Video bild mit seinen Pixeln. Grobe Rasterung, wie man sie vom Zeitungsdruck her kennt, ist billig, stört aber sehr den Bildeindruck und läßt Feinheiten verschwinden. Feine Rasterung ist eine rechte handwerkliche Kunst, setzt gutes Kreidepapier als Druckgrund voraus und ist teuer, zumal man die gerasterten Bildteile in den anders reproduzierten Text einkleben oder elektronisch einfügen muß. Als Fotoersatz für Publikationen dient deshalb oft die Zeichnung.

**D**aß wirklich gute Zeichnungen in ihrer integrativen Art noch so schönen Fotos haushoch überlegen sein können – und daß deshalb Verfasser von Mikrobüchern ausdrücklich zur Zeichnung ermuntern (so auch der Autor dieses Beitrags 1994) –, sei hier einmal nicht der Punkt der Überlegungen. Es gibt noch einen ganz prosaischen Grund: Zeichnungen sind als Strichzeichnungsvorlagen einfach viel billiger zu publizieren als Fotos!

Eine Zeichnung kann sich aus Linien oder Punkten zusammensetzen. (Künstlerische Schattierungen soll man bei wissenschaftlichen Zeichnungen ja bekanntlich vermeiden.) Durch unterschiedliche Punktierungsdichte kann man körperliche Elemente, Ausbuchtungen oder Hohlräume etwa, eindrucksvoll wiedergeben und auch Lichtführungs- und Schatteneffekte simulieren. Dies kommt wiederum dem Raumeindruck zugute. Die Punktedichte kann so eng gewählt werden, daß streckenweise praktisch Linien resultieren, was wiederum den Eindruck einer scharfen Konturierung ergibt. Mit anderen Worten: Allein durch geschicktes Punkterastern läßt sich mit einiger Übung eine stimmige Zeichnung aufbauen.

Es ist die Frage, ob diese mühsame und zeitaufwendige Arbeit in gewissem Rahmen nicht auch von einem bildbearbeitenden Computer-

programm – sozusagen vollautomatisch – übernommen werden kann. Haben so entstehende Pseudozeichnungen einen Wert?

## Methode

Ich habe als Beispiele einmal zwei typische, einfache Hellfeld-Mikrofotos umgesetzt, und zwar einen hart konturierten pflanzlichen Mikroorganismus (Kieselalge *Tabellaria flocculosa*, Abb. 1) und einen weich konturierten tierischen Mikroorganismus (Nacktamöbe *Amoeba hylobates*, Abb. 2). Die Amöbe war nur durch starkes Zuziehen der Kondensorblende (Überblenden) halbwegs kontrastreich aufzunehmen. Beide Aufnahmen wurden auf normalempfindlichen Negativ-Farbfilm gemacht. Über einen Filmabtaster (Tamron Fotofix III-S) wurde das Negativ ins Positive umgeschaltet, schwarzweiß umgesetzt und ausschnittsweise in einem Computer (486-er Mega Tronic) eingespeichert. Ein bildverarbeitendes Programm (Screen-Mashine der Firma Fast) zerlegte dabei die Flächen in Bildpunkte, und das Ganze konnte über einen Drucker (HP-Desk-Jet 550 C) in unterschiedlicher Vergrößerung ausgeplottet werden. Bildspeicher wie Drucker waren dabei auf größte Detailauflösung einge-

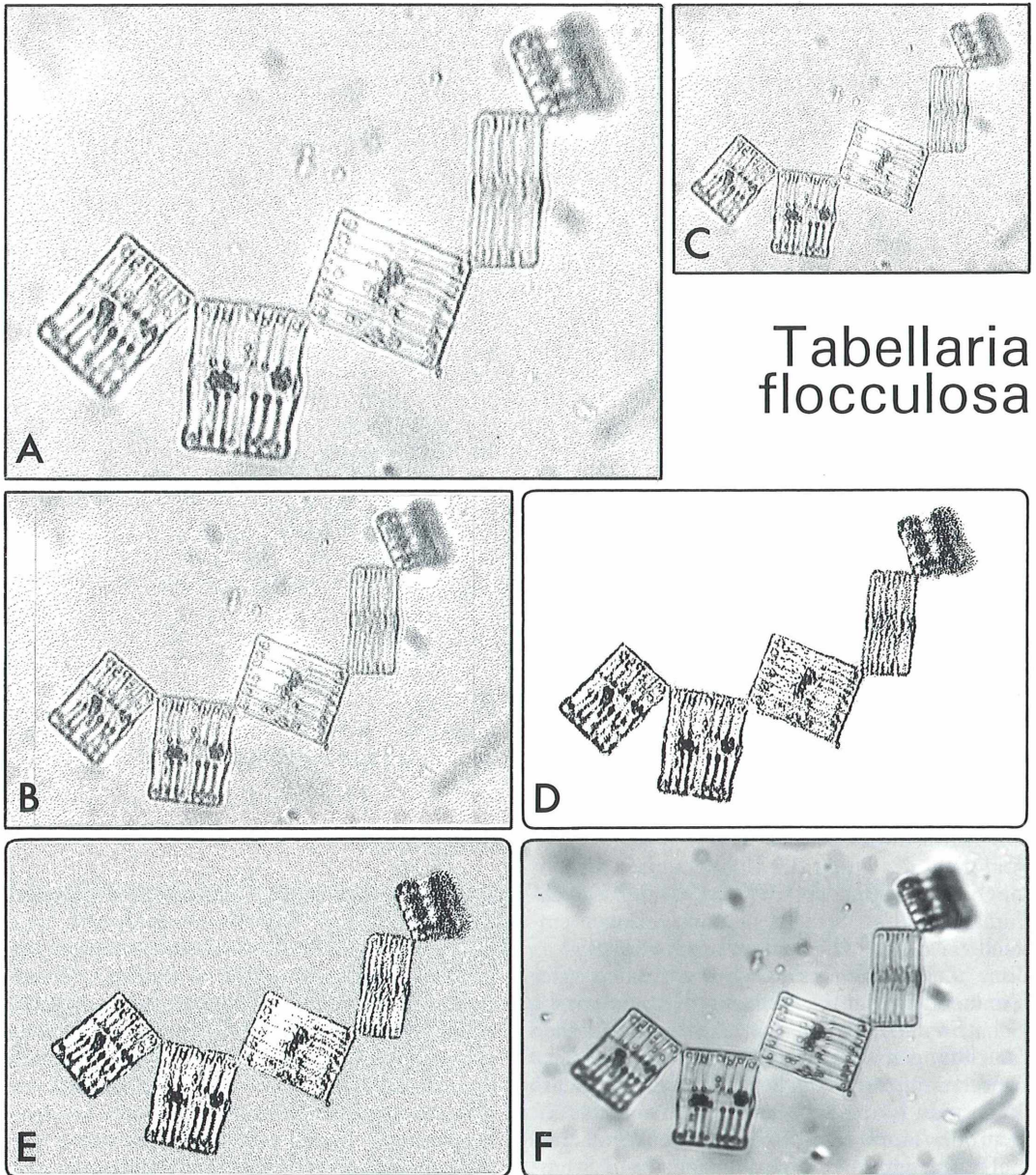


Abb. 1: Fotooriginal und Bildbearbeitungen der Kieselalge *Tabellaria flocculosa*.

stellt (Computer 640×512 Bildpunkte, Druckerauflösung „Präsentation“). Ausschlaggebend für den Eindruck ist die Druckerauflösung.

Wichtig waren mir zwei Gesichtspunkte. Zum einen sollte die Punktedichte angenähert der

Filmschwärzung proportional sein; dunkle Partien sollten also enger gerastert erscheinen. Zum anderen sollten die Punkte nicht in regelmäßigen Abständen und Mustern auftreten wie beim Zeitungsdruck oder beim Bildschirmraster, sondern mehr zufällig gesetzt werden,



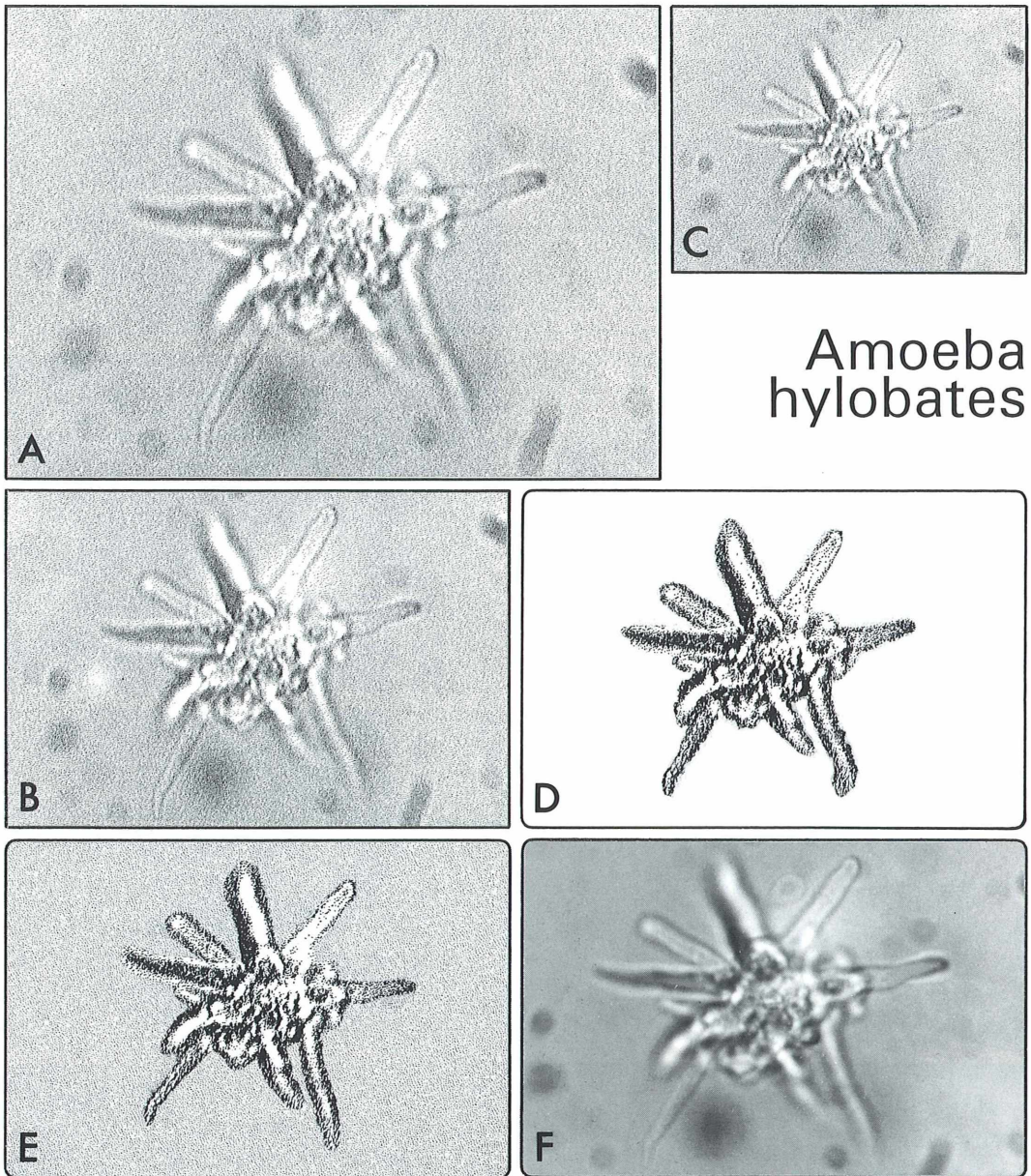


Abb. 2: Fotooriginal und Bildbearbeitungen der Nacktamöbe *Amoeba hylobates*.

ganz ähnlich, wie man eine gepunktete Zeichnung von Hand anfertigen würde.

Den Kontrast konnte man bereits bei der Abtastung am Tamron-Gerät einstellen, die Art der Punkteanordnung durch das Programm beeinflussen. Gewählt wurde jeweils eine mittlere Darstellung.

### Ergebnisse und Diskussion

Die Abbildungen 1 und 2 zeigen die beiden Fotovorlagen (F) in unterschiedlicher Vergrößerung (A, B, C) und Darstellung (D, E). Für die gewählte Druckgröße gefällt mir am



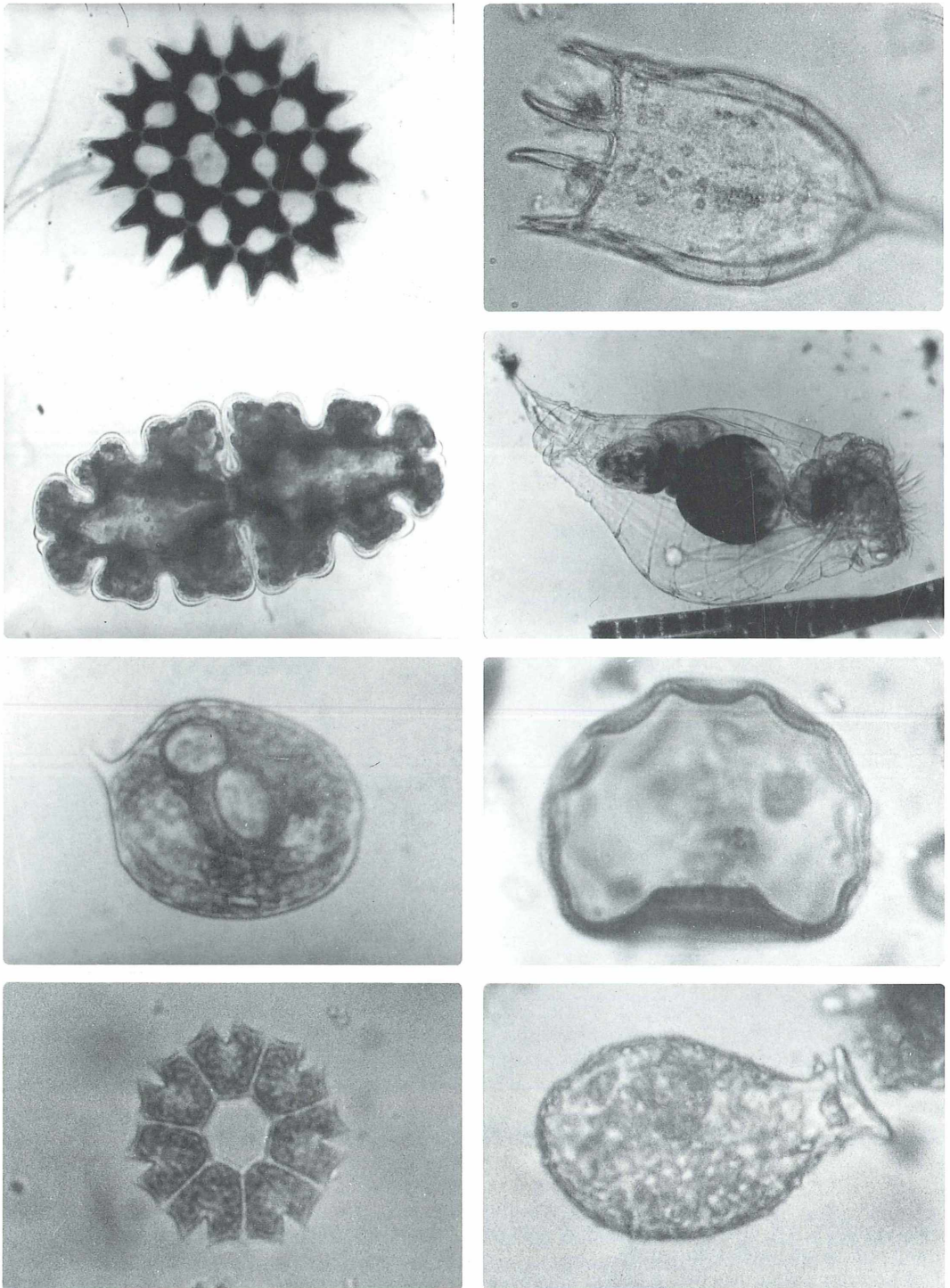
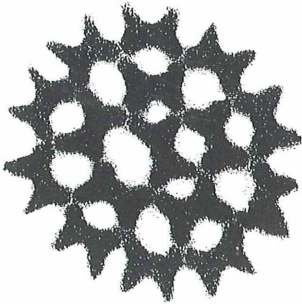
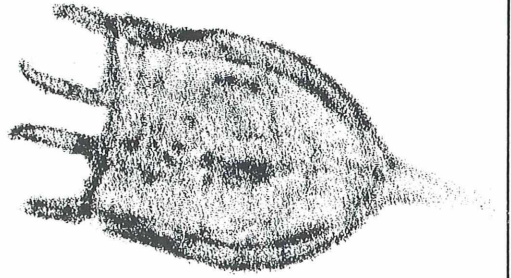


Abb. 3: Aufnahmen unterschiedlicher Ausschnittsvergrößerungen, Schärfe und Konturen Härte (links) und zugehörige Bildbearbeitungen (rechts).

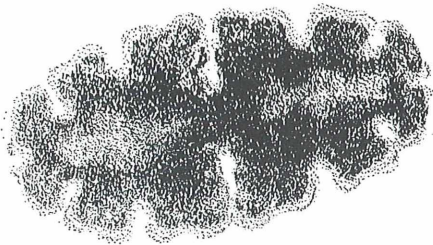




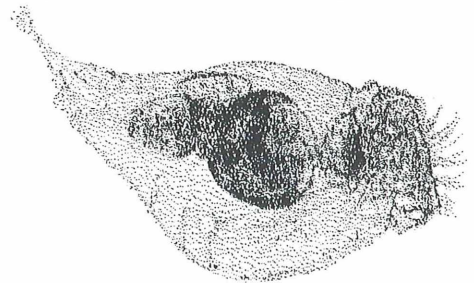
*Pediatrum duplex*



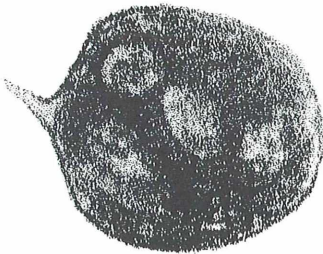
*Keratella cochlearis*



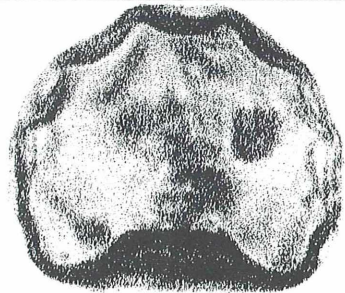
*Euastrum oblongum*



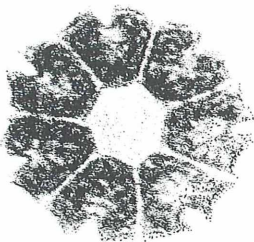
*Cyrtonia tuba*



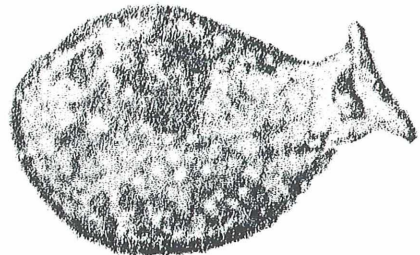
*Phacus pleuronectes*



*Arcella gibbosa*



*Pediatrum tetras*



*Campascus minutus*

besten die Teilabbildung B. Auf diese Größe ist auch D und E jeweils abgestimmt, und zwar wie folgt.

Der beste zeichnerische Eindruck ergab sich, wenn man die etwas zu kleinen (und zu fein punktierten) Teilabbildungen C xerographisch hochvergrößert, etwa auf die Größe von B. Da die Punktezah pro Flächeneinheit bei A, B, C gleich ist, die Abbildung des Organismus bei C aber kleiner ist als bei B, bringen die xerographischen Hochvergrößerungen (D, E) einen größeren Punkteraster als der gleichgroße Originalplot B. Die Abbildungen D und E entsprechen dadurch mehr dem Eindruck einer Handzeichnung.

Ich habe diese Optimaldarstellungen nun jeweils in zweierlei Hinsicht abgewandelt. In den Teilbildern D ist der Hintergrund weggenommen. Man kann dies durch Ausschneiden, Wegnehmen mit Deckweiß oder – mit aufwendigerem Programm – Wegnehmen durch Umfahren der Objektkonturen auf dem Bildschirm erreichen. Hier wurde grob mit Deckweiß umrandet, in dieser hellen Kontur grob ausgeschnitten und das Ganze in den Rahmen D eingeklebt. In den Teilbildern E sind die Objekte auf einen statistisch-grauen Normhintergrund (bestehend aus vielen engbenachbarten, aber statistisch verteilten Punkten) übertragen. Dies kann man durch Ausschneiden und Aufkleben oder, aufwendiger, durch elektronisches Einblenden erreichen. Die Effekte sind aber praktisch ununterscheidbar. Hier wurde ohne Anwendung von Deckweiß mit der feinen Präparierschere konturengenaue ausgeschnitten, und das Ganze wurde auf den – feiner punktierten – Normhintergrund aufgeklebt.

Wie erkennbar setzt das Programm die Vorlagen ordentlich und darüberhinaus auch graphisch ganz hübsch um. Das wundert nicht bei so hart konturierten Objekten wie der Kieselalge. Aber auch die im Hellfeld schwierig darzustellende Amöbe kommt gut heraus. Hierbei erscheint es besonders wichtig, daß durch Kontrastaufteilung auch geringe Helligkeitsdifferenzen als deutliche Linien oder Flächenabsätze umgesetzt werden können.

In Abbildung 3 sind acht weitere mikroskopische Objekte im Fotooriginal und in der beschriebenen Umsetzung „D“ dargestellt. Es wurden Aufnahmen verwendet, die zwischen „schwach ausschnittsvergrößert – scharf – hart konturiert“ und „stark ausschnittsver-

größert – unscharf – weich konturiert“ angesiedelt sind. Der genaue Vergleich von Fotovorlagen und Rasterumsetzungen ist sehr informativ, was Vor- und Nachteile dieser Methode anbelangt.

Natürlich müssen nicht Mikroaufnahmen auf Filmen die alleinige Basis für eine computergraphische Umsetzung darstellen. Videoaufnahmen können ja vom Band direkt in den Computer eingespeist werden. Für die Video-Mikrographie gibt es heutzutage sehr preiswerte Möglichkeiten (Nachtigall, 1996).

Hierbei gibt es allerdings ein Problem. Endlos lange Videobänder wollen ausgewertet werden. Man sucht vielleicht nur die drei oder vier besten Bilder. Ich lasse bei der Bildauswahl das Band erst einmal mit erhöhter Geschwindigkeit durchlaufen. Man sieht dann mehrere Streifen auf dem Bildschirm. Bei drei bis fünf solcher Streifen kann man in der Regel das Geschehen gut verfolgen. Die interessante Szene wird gestoppt und kurz zurückgespielt. Ist diese Szene in Normalgeschwindigkeit gut, wird nochmals zurückgespult und dann Bild für Bild analysiert. Das ausgewählte Einzelbild kann entweder ausgeprintet, in den Computer überspielt oder vom Bildschirm abfotografiert werden. Wer einen Printer besitzt oder Bildinhalte in seinen Computer überspielen kann, braucht keinen Rat. Zwei Fliegen schlägt man mit einer Klappe, wenn man den Bildschirm auf Dia-Film abfotografiert: Man hat dann einerseits ein auch anderweitig einsetzbares Referenzdia, das man andererseits über den oben erwähnten Fotofix problemlos weiterverarbeiten kann.

### Beurteilung

Das automatische Verfahren kann selbstredend eine einfühlsame Zeichnung nicht ersetzen und soll das ja auch nicht. Doch ist es in der Lage, eine Mikroaufnahme so aufzubereiten, daß sie wie eine punktierte Zeichnung wirkt, nach der man den Organismus praktisch so gut erkennt wie auf dem Foto.

Vorteilhaft ist dabei, daß man störende Hintergründe wegnehmen kann, wie sie den Mikroskopiker ja oft genug zur Verzweiflung bringen. Setzt man das Objekt auf weißen Hintergrund oder einen Einheitshintergrund, so läßt sich bei Bildserien ein gleichartiger Eindruck erzielen. Feine Kontraste können verstärkt und



damit gut umgesetzt werden. Dadurch erhalten auch Teile, die auf dem Foto erkennbar aus der Schärfenebene herauslaufen (wie manche Pseudopodien bei der Amöben-Aufnahme) eine größere Scheinschärfe. Das ist erwünscht und wird ja gerade auch mit einer guten Zeichnung immer angestrebt.

Nachteilig ist, daß der automatische Umsetzungsvorgang freilich nicht zwischen Wesentlichem und Unwesentlichem unterscheiden kann, beispielsweise ein helles Beugungsscheibchen durchaus als scharfe Kreisfläche wiedergibt. Der Vorgang realisiert damit Strukturen, die der Zeichner als Artefakte erkennt und selbstredend wegläßt. Das Problem kennt man ja auch von überblendeten Mikrofotografien.

Es sei noch bemerkt, daß man solche Bilder natürlich durch Hinzufügen (feinster, schwarzer Tuscheschreiber) und Wegnehmen (Deckweiß, feinster Pinsel) von Punkten zeichnerisch überarbeiten und verändern kann. Zum Beispiel läßt sich der berühmte hot spot im Zentrum, der auch bei den beiden Aufnahmen 1 F und 2 F in Andeutung erkennbar und in den gerasterten Umsetzungen erhalten geblieben ist, problemlos durch ein paar hineingezeichnete Punkte optisch kaschieren. Dies ist jeweils in den Teilabbildungen 1 D und 2 D geschehen.

Fazit: Wenn es auf den Dokumentationscharakter ankommt, wird man das hier vorge-

stellte Verfahren nicht einsetzen. Da bleiben das unretuschierte Foto und zusätzlich die wissenschaftliche Zeichnung unerreicht. In vielen anderen Fällen, beispielsweise auch für Bestimmungstabellen, wie sie der Verfasser vorbereitet, kann es aber eine gute und für den Druck äußerst preiswerte Alternative abgeben.

### **Danksagungen**

Für freundliche Hilfe danke ich Frau M. Junge (Computerplots), Frau A. Gardezi (Tafelzusammenstellung), Frau R. Math (Fotovergrößerungen) und Frau I. Stein (Schreibarbeiten).

### **Literaturhinweise**

- Nachtigall, W.: Mikroskopieren. Geräte-Objekte-Praxis. BLV, München 1994.  
Nachtigall, W.: Erfahrungen mit einer Mini-Videokamera am Mikroskop. Mikrokosmos 85, 325–328 (1996).

*Computerprogramm*  
Screen-Mashine der Firma Fast

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

## **Kurze Mitteilung**

### **Der lichtmikroskopische Nachweis von Virus-Einschlußkörpern in Pflanzen**

Pflanzenpathogene Viren sind im Lichtmikroskop nicht sichtbar, weil ihre Größe in nm-Bereich ( $1 \text{ nm} = 0,000\,001 \text{ mm}$ ) liegt. Ihr Nachweis erfolgt mit dem Elektronenmikroskop oder mittels indirekter Verfahren (z. B. serologischer Nachweis, Testpflanzenverfahren, physiologische Veränderungen). Eine Ausnahme bilden kristalline intrazelluläre Einschlußkörper. Hierbei handelt es sich um Zusammenballungen von Viruspartikeln, die so groß sind, daß sie auch unter dem Lichtmikroskop sichtbar werden.

Pflanzenpathogene Viren bestehen neben Ribonukleinsäure (RNS) vor allem aus Protein

(Mengenverhältnis RNS:Protein z. B. beim Tabakmosaik-Virus (TMV) etwa 6:94). Ein Nachweis der Einschlußkörper ist daher mit Reagenzien möglich (z. B. Millonisches Reagenz), die auf Proteine ansprechen.

Geeignete Objekte für die Beobachtung kristalliner Einschlußkörper sind TMV-infizierter Tabak und der Weihnachtskaktus (*Zygocactus truncatus*) nach Infektion mit dem Epiphyllummosaik-Virus (Kakteen-X-Virus). Beim Tabak zeigen sich in Epidermis- und Haarzellen hexagonale Plattenkristalle und beim Weihnachtskaktus spindelförmige („schiffchenförmige“) Einschlußkörper, die auch in ungefärb-



**Abb. 1: Kristalline, schiffchenförmige Virus-Einschlußkörper in den Epidermiszellen der Sproßachsen des Weihnachtskaktus. 180× (nach Börner und Zunke 1992).**

tem Zustand gut zu beobachten sind (Amelunxen 1958, Brandes und Bercks 1963, Schade 1967, Dethloff 1993).

Für mikroskopische Untersuchungen stellt man Epidermisabrisse her (Pflanzenteile leicht anschneiden und mit der Pinzette ein Stück Epidermis abziehen). Die Abrisse werden in einen Tropfen Wasser unter dem Mikroskop beobachtet (Vergrößerung ca. 400fach).

Eine Anfärbung der Einschlußkörper ist möglich (Schade 1967), indem man die Epidermisabrisse etwa 3 min in einer 1%igen NaCl-Lösung vorbehandelt. Die Färbung erfolgt 4–6 min in einer 1%igen Phloxin- oder Trypanblaulösung, die 1% NaCl enthält. Abspülen der überschüssigen Farblösung mit einer 1%igen NaCl-Lösung. Kontrastreiche Bilder erzielt man vor allem mit Phloxin. Die Einschlußkörper zeigen eine leuchtend rote Färbung. Ferner kann mit Lugol'scher Lösung gearbeitet werden, welche die Einschlußkörper gelb-braun, die Zellkerne hellgelb färbt.

Pflanzenmaterial mit kristallinen Einschlußkörpern ist längere Zeit haltbar, wenn die frisch hergestellten Epidermisabrisse wie folgt behandelt werden: Fixieren 3–4 min in Carnoy (abs. Alkohol 6 ml + Chloroform 3 ml + Eisessig 1 ml); spülen in 96%igem Alkohol; mikroskopieren in dest. Wasser.

In Abbildung 1 sind Epidermisabrisse der Achsenglieder (Cladodien) vom Weihnachtskaktus dargestellt (Vergrößerung 180- bzw. 450fach). Es sind schiffchenförmige Kristalle sichtbar, die sich quer durch die Epidermiszelle erstrecken und häufig einem Zellkern anliegen. Die Einschlußkörper lösen sich nicht in verdünnter Salz- oder Essigsäure auf (keine Kalk- oder Oxalatkristalle), die Millon-Reaktion auf Eiweiß ist positiv (Hinweis auf Viruscharakter). Infizierte Kakteen sind daran zu erkennen, daß die Achsenglieder schwach eingesunkene Flecken zeigen, die später weißlich werden. Die Flecken sind besonders im durchscheinenden Licht deutlich zu erkennen. Viele erkrankte Pflanzen zeigen aber makroskopisch keine Symptome. Eine Untersuchung auch symptomloser Kakteen ist daher durchaus lohnend!

Amelunxen, F.: Die Virus-Eiweißspindeln der Kakteen. Darstellung, elektronenmikroskopische und biochemische Analyse des Virus. – Protoplasma 49, 140–178 (1958).

Börner, H., und Zunke, U.: Praktikum der Phytopathologie. – Pareys Studentexte 75, Parey, Berlin und Hamburg 1992.

Brandes, J., und Bercks, R.: Untersuchungen zur Identifizierung und Klassifizierung des Kakteen-X-Virus (cactus virus X). – Phytopath. Z. 46, 291–300 (1963).

Dethloff, H.-J.: Pflanzenviren im Lichtmikroskop. – Mikrokosmos 82, 193–198 (1993).

Schade, Ch.: Kleines virologisches Praktikum. In: Klinkowski, M.: Pflanzliche Virologie, Band 1, S. 289–362. Akademie Verlag, Berlin 1967.

H. Börner, Molfsee

## Nachricht

### Kurse im Volkshochschulheim Inzigkofen

#### Insekten beobachten und erkennen

*Schmetterlinge, Käfer und andere Insektengruppen*  
23.–27. Juni 1997

In dieser Kurswoche werden Insekten an ihren charakteristischen Standorten im Donautal und in Mooregebieten Oberschwabens sowie in der Umgebung von Inzigkofen beobachtet und bestimmt, wo-

bei ökologische Beziehungen und Gesichtspunkte des Arten- und Biotopschutzes aufgezeigt und erläutert werden. Im Kursraum werden anhand von Schaustücken und Dias die Bestimmungsübungen fortgesetzt und vertieft.

Leitung: Prof. Dr. Edwin Möhn, Steinheim

Kurs 95,- DM, Unterkunft und Verpflegung 230,- DM  
Anmeldung und weitere Informationen: Volkshochschulheim Inzigkofen, Parkweg 3, 72514 Inzigkofen; Tel: 07571/73980, Fax 739833.



# Die Anneliden-Borste – Morphogenese und Bedeutung für die Systematik (Teil I)

Thomas Bartolomaeus, Karsten Meyer, Harald Hausen,  
Margit Schweigkofler und Sinje Schulz

Jeder, der schon einmal einen Regenwurm auf der Handfläche hat kriechen lassen, kennt das unerwartet rauhe, leicht kratzende Gefühl, das die Bewegung des Wurmes hervorruft. Der Grund liegt in der Beborstung dieses Tieres. Bei den Borsten handelt es sich um unauffällige, kurze, chitinige Strukturen, die den Bewegungsablauf des Regenwurmes unterstützen. Bei ihren marinen Verwandten, den Polychaeten, erreichen Borsten eine bemerkenswerte Strukturfülle, deren feinstrukturelle und entwicklungsgeschichtliche Analyse fruchtbare Beiträge zur Klärung der Verwandtschaftsbeziehungen innerhalb der Anneliden geliefert hat, so daß heute ein vielversprechender Ansatz existiert, der auch die Einordnung von Fossilien ermöglicht. Nicht zuletzt sind die Anneliden-Borsten auf jeder mikroskopischen Ebene ein ästhetischer Genuß.

Vor wenigen Jahren begann die Neubewertung der Burgess Shale Fauna, die 1909 von dem damaligen Sekretär der Smithsonian Institution, Charles Doolittle Walcott, entdeckt wurde (zusammengefaßt und bewertet bei Gould, 1991). Das Burgess Shale liegt in British Columbia (Kanada) und ist eine Lagerstätte von Fossilien, die, anders als bisherige Fossilüberlieferungen, eine ausgezeichnete Erhaltung der Weichteile zeigen. Das Alter dieser Fauna wird auf ca. 530 Millionen Jahre datiert und stellt damit die früheste Dokumentation der Fauna nach der Evolution der Vielzelligkeit dar (Conway Morris, 1992). Das bedeutet gleichzeitig, daß alle in der Burgess Shale Fauna vertretenen tierischen Organismen entweder Stammlinienvertreter rezenter Taxa oder ausgestorbene Schwestergruppen von Stammlinienvertretern sind. Im Laufe der Neubewertung stellte man jedoch fest, daß die Organisation einiger Tiere so erheblich von heutigen Faunenelementen abwich, daß eine Zuordnung zu rezenten Gruppen überhaupt nicht möglich schien (Conway Morris, 1992).

Einer dieser problematischen Organismen ist *Wiwaxia corrugata* (Abb. 1). Es handelt sich bei diesen Tieren um ungefähr 5 cm lange Organismen mit einem Durchmesser von ca. 2,5 cm. Auf der Dorsalseite tragen sie eine große Anzahl einander überlappender Sklerite, zwi-

schen denen zwei Längsreihen sogenannter Paleen hervorragen. Die Ventralseite ist ungeschützt und im Inneren befindet sich ein durchgehender Darmkanal mit einem Paar an Kiefer erinnernder Strukturen (Conway Morris, 1985). Genauere rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen der Sklerite ergaben, daß

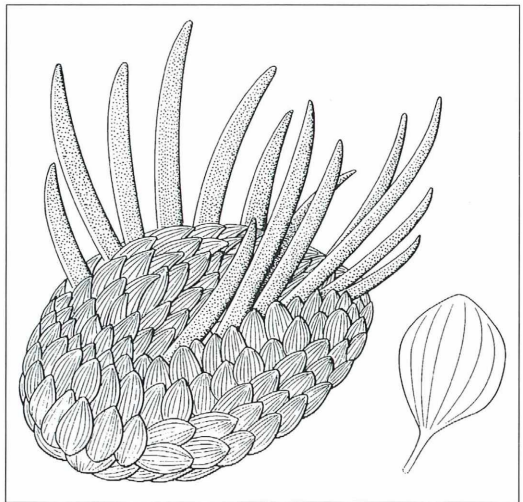


Abb. 1: *Wiwaxia corrugata* aus der Burgess Shale Fauna (nach Gould, 1991) mit einer als Sklerit bezeichneten Borste (nach Butterfield, 1990).

diese von zahlreichen, dicht zusammenliegenden Röhren durchzogen sind. Die Paleen haben die gleiche Struktur. Die Sklerite werden im Laufe des Wachstums von *Wiwaxia corrugata* jeweils durch größerer Sklerite ersetzt (Butterfield, 1990). Sowohl die Organisation als auch der Ersatz der Sklerite weisen auf eine Homologie dieser Strukturen mit den Anneliden-Borsten hin und weisen *Wiwaxia corrugata* als fossilen Anneliden aus.

Doch wie kommt es zur Ausbildung dieser Röhren im Inneren der Sklerite und warum geben sie einen so eindeutigen Hinweis auf die Anneliden-Borsten?

### Struktur und Bildung der Anneliden-Borsten

Bei allen Anneliden weist die Anordnung der Borsten eine ausgesprochen bilaterale Symmetrie auf und läßt sich jederseits in eine Gruppe dorsaler und ventraler Borsten unterscheiden. Alle Borsten werden in einer ektodermalen Tasche, dem Borstenfollikel, gebildet, an deren Basis stets eine zentrale Zelle liegt, die Borstenbildungszelle (Chaetoblast). Die Borstenfollikel sind von der subepidermalen Basalmem-

bran umhüllt. Die Follikelzellen bilden zur Borste hin zahlreiche kurze Mikrovilli aus, in denen ein Gerüst aus intermediären Filamenten inseriert, die zur gegenüberliegenden Zellmembran ziehen. Hemidesmosomen verbinden dieses Filamentsystem sowohl mit der Borste als auch mit der Basalmembran. Damit stehen die Follikelzellen im wesentlichen im Dienste der Verankerung der Borste (Abb. 2A, B).

Die apikale Oberfläche des basal gelegenen Chaetoblasten weist zahlreiche Mikrovilli auf, die in das Röhrensystem der Borste ragen. Die Mikrovilli haben den gleichen Durchmesser wie die Röhren und bilden die Negativstruktur der Borste. Im Inneren der Mikrovilli befinden sich dicht gepackte Aktin-Filamente, die in der Spitze der Mikrovilli in elektronendichtem Material inserieren. Zwischen den Basen der Mikrovilli lagert sich Borstenmaterial ab. Durch das Zurückziehen der Mikrovilli bzw. durch die Anlagerung von extrazellulärem Material verbleiben im Inneren der Borste Röhren, die sie in Bruchpräparaten eindeutig charakterisieren. Dadurch ist der eindeutige Nachweis möglich, daß die Sklerite von *Wiwaxia corrugata* modifizierte Borsten sind. Durch diese Konstruktion, die an einen Glasfaserstab erin-

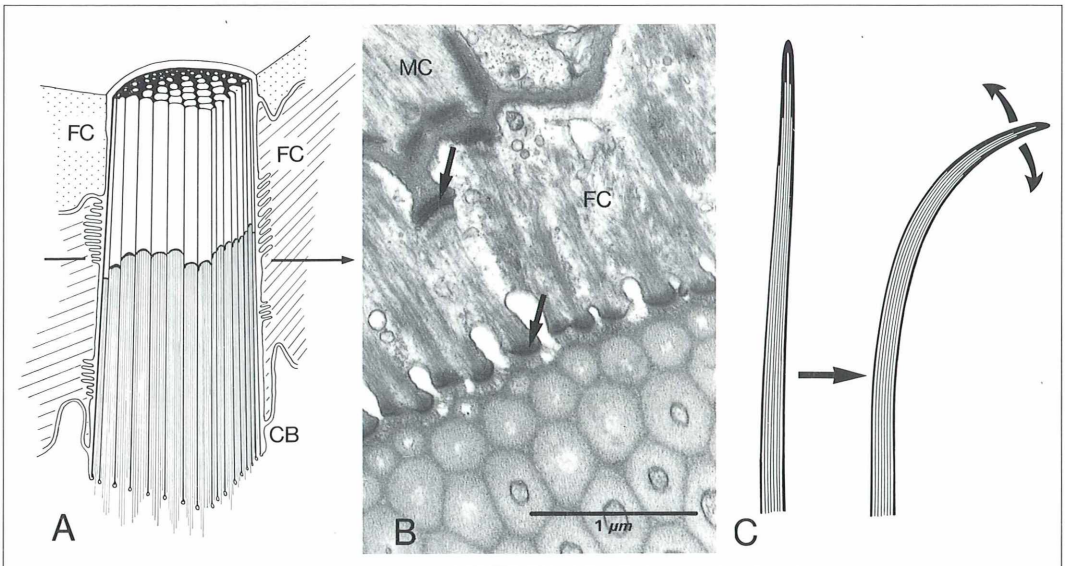


Abb. 2: A. Schema der Follikelbasis mit Chaetoblasten (CB), Follikelzelle (FC) und Borste (verändert nach Westheide, 1996). B. Ausschnitt einer Borstenbasis bei *Eulalia viridis* (Phyllodoidea, Phyllodoidea) zur Verdeutlichung der Verankerung (Pfeile deuten auf Hemidesmosomen). C. Flexibilität der Kapillarbörste.



nert, erhalten die Borsten eine extreme Flexibilität und Elastizität bei gleichzeitiger Stabilität der Struktur (Abb. 2C).

Untersuchungen zur Genese von Borsten wurden bereits 1974 von Rita O'Clair und Richard Cloney unter dem Titel „Patterns of morphogenesis mediated by dynamic microvilli: chaetogenesis in *Nereis vexillosa*“ publiziert (O'Clair, Cloney, 1974). Diese Arbeit hat unsere Vorstellungen von der Genese der Anneliden-Borsten nachhaltig beeinflußt (Abb. 3).

Beide Autoren zeigen, daß die Herausbildung der einzelnen Abschnitte der unter anderem für die Seeringelwürmer (Nereiden) charakteristischen, zusammengesetzten Borsten mit einer Veränderung des Oberflächenmusters des Chaetoblasten einhergeht. Während der Differenzierung sind in jeder beliebigen Phase apikale Mikrovilli ausgebildet, zwischen denen extrazelluläres Material abgeschieden wird, das die Borste aufbaut. Indem der Chaetoblast ein sich über die gesamte Bildungsphase der Borste veränderndes Mikrovillium-Muster zeigt, ist diese Zelle maßgeblich für die Bildung der definitiven Borstenstruktur verantwortlich. Jede Borste ist daher nichts

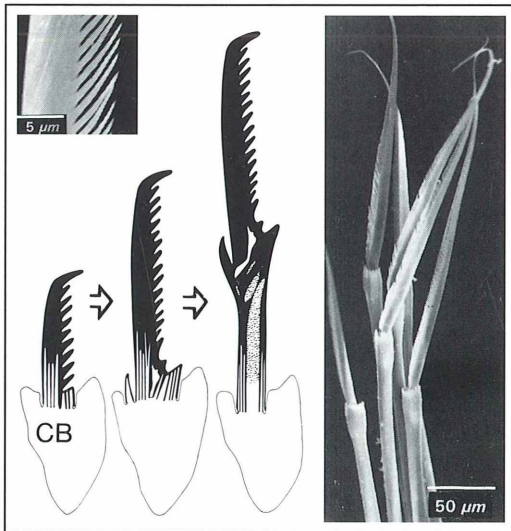
anderes als die in Form von Extrazellulärsubstanz erstarrte, zeitliche Veränderung im Oberflächenmuster des Chaetoblasten. Die gesamte Struktur der Borste spiegelt die zeitliche Abfolge der Oberflächenveränderung des Chaetoblasten wider.

Innerhalb der Anneliden kommt es zu einer großen Anzahl völlig unterschiedlicher Borstenstrukturen, deren Anordnung und Struktur jedoch innerhalb einer Art so konstant ist, daß die Borstenstruktur als diagnostisches Merkmal herangezogen wird. Einige dieser Borsten weisen eine so faszinierende Vielfalt struktureller Details auf, daß anzunehmen ist, daß diese nicht nur auf die Aktivität des Chaetoblasten, sondern auch auf Veränderungen der Follikelzellen zurückgeht. Wir werden dies am Beispiel der Hakenborsten in einem zweiten Artikel (Bartolomaeus et al 1997) darstellen.

Da wir auf die Bedeutung der Borsten und ihrer Genese für die Anneliden-Systematik eingehen wollen, ist zunächst jedoch eine kurze Einführung in den aktuellen Stand eben dieser Systematik notwendig.

### Das System der Anneliden – ein unlösbares Problem?

Traditionell werden innerhalb der Anneliden drei Gruppen unterschieden, die Hirudineen (Egel), die Oligochaeten (Wenigborster) und die Polychaeten (Vielborster). Mit den harten Unterscheidungskriterien der phylogenetischen Systematik nach monophyletischen und paraphyletischen Gruppierungen erweist sich jedoch nur eine einzige von den drei Gruppen, nämlich die der Hirudinea, als geschlossene Abstammungsgemeinschaft. Das bedeutet, daß sämtliche Mitglieder dieser Gruppe auf einen einzigen Vorfahren zurückgehen. Bei den beiden anderen Gruppen ist das nicht der Fall. So sind bestimmte Oligochaeten mit den Hirudineen enger verwandt als andere (Rhode et al., 1993). Dennoch bilden die als Oligochaeten zusammengefaßten Anneliden, zu denen unter anderen auch der Regenwurm *Lumbricus terrestris* gehört, und die Hirudineen eine geschlossene Abstammungsgemeinschaft, nämlich die der Clitellaten. Sie sind durchgehend Zwitter, haben dotterreiche Eier und, namensgebend, einen drüsigen, in die Produktion des Eikokons involvierten Hautabschnitt, das Clitellum. Dieses Clitellum ist beim Regen-



**Abb. 3:** Differenzierung der zusammengesetzten Borsten von *Nereis vexillosa* (Phyllodocida, Nereidoidea) durch Veränderung des Oberflächenmusters des Chaetoblasten (CB), (nach O' Clair, Cloney, 1974). Die REM-Photos zeigen den apikalen Anteil einer solche Borste von *Nereis pelagica*.

wurm als heller gefärbte Verdickung vom 32.–37. Segment deutlich zu erkennen. Verglichen damit mußten die systematischen Beziehungen innerhalb der Polychaeten bisher als vollständig ungeklärt angesehen werden. Man ging bis über die Mitte dieses Jahrhunderts davon aus, daß innerhalb der Polychaeten drei Einheiten existierten, die sogenannten Errantia, meist räuberische, vagile Formen, die Sedenta-

ria, überwiegend röhrenbewohnende, hemisessile oder sessile Anneliden und die Archianneliden, die alle interstitiellen Formen umfaßten. Ende der siebziger Jahren ließen sich dann Hypothesen erhärten, die viele interstitielle Anneliden als progenetische Formen auswiesen (Westheide, 1987), so daß sich die Archianneliden als polyphyletische Gruppierung herausstellten und mittlerweile aus nahezu jedem Lehrbuch elimi-

**Tabelle 1: Traditionelle Vorstellungen über das System der polychaeten Anneliden (aus Fauchald, 1977 und aktualisiert nach George, Hartmann-Schroeder, 1985). Die in diesem und dem folgenden Artikel (Bartolomaeus et al., 1997) behandelten Taxa sind grau unterlegt.**

### Teilgruppen der polychaeten Anneliden

#### 1. Phyllodocida

Palmyroidea  
Palmyridae  
Chrysopetalidae  
Pisioidea  
Pisionidae  
Aphroditidae  
Aphroditidae  
Polynoidae  
Polyodontidae  
Peisidicidae  
Sigalionidae  
Eulepethidae  
Phyllodocoidea  
Phyllodocidae  
Lacydoniidae  
Alciopidae  
Lopadorrhynchidae  
Pontodoridae  
Isopiloidea  
Isopilidae  
Typhloscolecidae  
Typhloscolecidae  
Tomopteridae  
Tomopteridae  
Glyceroidea  
Glyceridae  
Goniidae  
Sphaerodoridae  
Sphaerodoridae  
Nereidoidea  
Hesionidae  
Helmetophoridae  
Pilargidae  
Antonbruunidae  
Syllidae  
Calamyidae  
Nereididae  
Nephtyidae  
Nephtyidae  
Paralacydoniidae

#### 2. Amphinomida

Amphinomidae  
Euprosinidae

#### 3. Spintherida

Spintheridae

#### 4. Eunicida

Eunicoidea  
Onuphidae  
Eunicidae  
Hartmanniellidae  
Lumbrinereidae  
Arabellidae  
Lysaretidae  
Dorvilleidae  
Iphitimidae  
Ichthyotomoidea  
Ichthyotomidae  
Histriobdelloidea  
Histriobdellidae

#### 5. Orbiniida

Orbiniidae  
Paraonidae

#### 6. Questida

Questidae

#### 7. Spionida

Spionoidea  
Apistobanchidae  
Trochochaetidae  
Poecilochaetidae  
Spionidae  
Heterospionidae  
Magelonoidea  
Magelonidae

Chaetopteroidea  
Chaetopteridae  
Cirratuloidea  
Cirratulidae

#### 8. Ctenodrilida

Ctenodrilidae  
Parergodrilidae

#### 9. Protodrilida

Protodrilidae  
Saccocirridae

#### 10. Psammodrilida

Psammodrilidae

#### 11. Cossurida

Cossuridae

#### 12. Flabelligerida

Flabelligeridae  
Acrocirridae

#### 13. Fauveliopsida

Fauveliopsidae

#### 14. Poeobiida

Poeobiidae

#### 15. Sternaspida

Sternaspidae

#### 16. Polygordiida

Polygordiidae

#### 17. Opheliida

Opheliidae  
Scalibregmatidae

#### 18. Nerillida

Nerillidae

#### 19. Dinophilida

Dinophilidae

#### 20. Capitellida

Capitellidae

Arenicolidae  
Maldanidae

#### 21. Oweniida

Oweniidae

#### 22. Terebellida

Pectinariidae  
Ampharatiidae  
Trichobanchidae  
Terebellidae

#### 23. Sabellariida

Sabellariidae

#### 24. Sabellida

Sabellidae  
Sabellongidae  
Caobangidae  
Serpulidae  
Spirorbidae

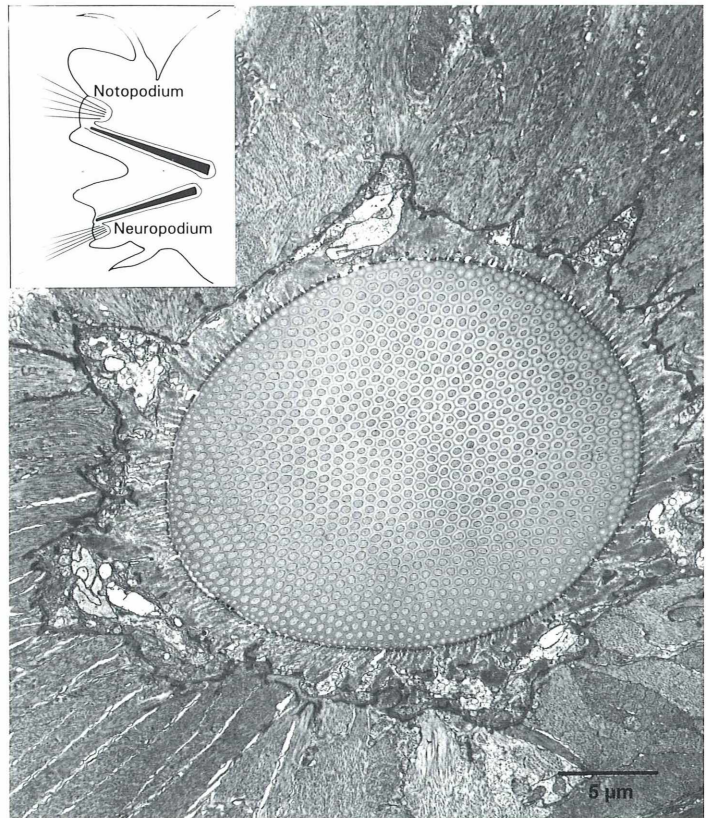


niert worden sind. Heute werden bei den polychaeten Anneliden insgesamt 24 mehr oder weniger isoliert stehende Gruppen unterschieden (Tab. 1), die in einer mehr typologisch orientierten Systematik das Niveau von Ordnungen zugewiesen bekommen (Fauchald, 1977, George, Hartmann-Schröder, 1985). Die Vergabe so hoher Ränge an die Teilgruppen der Anneliden ist gleichzeitig ein Hinweis auf die Heterogenität innerhalb der Anneliden und auf ihre Formenfülle sowie Ausdruck der Unkenntnis, die Verwandtschaftsbeziehungen zwischen den Teilgruppen der Anneliden aufdecken zu können. Bei einigen von diesen Gruppen ist zudem unklar, ob es sich dabei überhaupt um monophyletische Taxa handelt. Erst in jüngster Zeit ist es auf der Basis einer Analyse der Borsten und ihrer Genese gelungen, einen vielversprechenden Ansatz für eine Systematisierung der Anneliden nach den Kriterien der phylogenetischen Systematik zu finden (Bartolomaeus, 1995). Wir werden sie am Beispiel der inneren Borsten, der

Aciculae, und der Hakenborsten vorstellen. In Tabelle 1 sind diejenigen Gruppen grau unterlegt, die im Laufe dieses und eines weiteren Artikels (Bartolomaeus et al. 1997) angesprochen werden.

### **Aciculae – Versteifungsborsten im Inneren von Parapodien**

Die früher als Errantia bezeichneten polychaeten Anneliden sind mit lateralen Parapodien ausgestattet, zweiästige Körperanhänge, deren dorsaler Ast als Notopodium und deren ventraler Ast als Neuropodium bezeichnet wird. Im Inneren eines jeden Astes befindet sich mindestens eine modifizierte Borste, das Aciculum (Abb. 4). An den Aciculae setzen die für die Bewegung der Parapodien essentiellen transversalen Muskelstränge an (Storch, 1968). Außerdem sind sie mit den nach außen ragenden Borsten verbunden.



**Abb. 4:** Schema eines Parapodiums mit Aciculae (schwarz) und Basis einer inneren Borste mit Follikelzelle und angrenzender Muskulatur bei *Eulalia viridis* (Phyllococida, Phyllococidae).

Diese Aciculae sind die ersten Borstenstrukturen, die im Laufe der Differenzierung neuer Segmente und damit der Parapodien entstehen. Sie gehen der simultanen Differenzierung weiterer Borsten stets voraus und durchbrechen in aller Regel niemals die Epidermis. Wir bewerten die Existenz von Aciculae als Autapomorphie einer Teilgruppe von Anneliden, welche die erranten Polychaeten einschließt. Zu diesem Taxon gehören auch die Phyllodocida und die Eunicida, die beide aufgrund ihrer besonderen Pharynxstruktur jeweils als monophyletische Gruppen ausgewiesen werden können.

Wie alle Borsten werden auch die Aciculae von einem einzigen Chaetoblasten erzeugt, der an seiner apikalen Oberfläche Mikrovilli trägt, die für die Bildung des inneren Röhrensystems verantwortlich sind (Abb. 2, 4). Ihre Differenzierung geht nicht von einer ektodermalen Einstülpung, sondern von subepidermal gelegenen Follikelzellen ektodermaler Herkunft aus. Die Aciculae haben apikal einen geringeren Durchmesser als basal. Das bedeutet, daß der Durchmesser des Chaetoblasten und der sezernierenden Oberfläche im Laufe der Differenzierung zunehmen muß. Diese Oberflächenvergrößerung wird erreicht, indem kontinuierlich weitere Mikrovilli in der Peripherie der Borstenbildungsszone entstehen und in den Differenzierungsprozeß integriert werden. Da die Aciculae teilweise sehr dick sind, können die Chaetoblasten einen Durchmesser von 100 µm und mehr erreichen. Damit ist eine enorme Oberflächenvergrößerung verbunden, wenn man bedenkt, daß eine dem Durchmesser entsprechende Anzahl von Mikrovilli in die Borste hineinragt. Die Ausbildung der gestreckten Kegelform der Aciculae wird dabei durch eine kontinuierliche, periphere Addition von apikalen Chaetoblasten-Mikrovilli determiniert.

Solche Aciculae sind auch für Orbiniden beschrieben, zu denen der an der Nordseeküste heimische Kiemenringelwurm (*Scoloplos armiger*) gehört. Wie alle Vertreter dieses Taxons lebt er im Sediment und besitzt keinerlei deutlich ausgebildete Parapodien, die im Dienste der Lokomotion stehen (Hausmann, 1981). Dennoch weisen Orbiniden Aciculae auf, die bis an die Basis des notopodialen Borstenbüschels herantreten können. Auf der Basis einer Homologie-Hypothese für die Aciculae gibt es für die Existenz dieser Strukturen bei Orbiniden prinzipiell zwei Erklärungsansätze. Entweder sind die Parapodien in der Stamm-

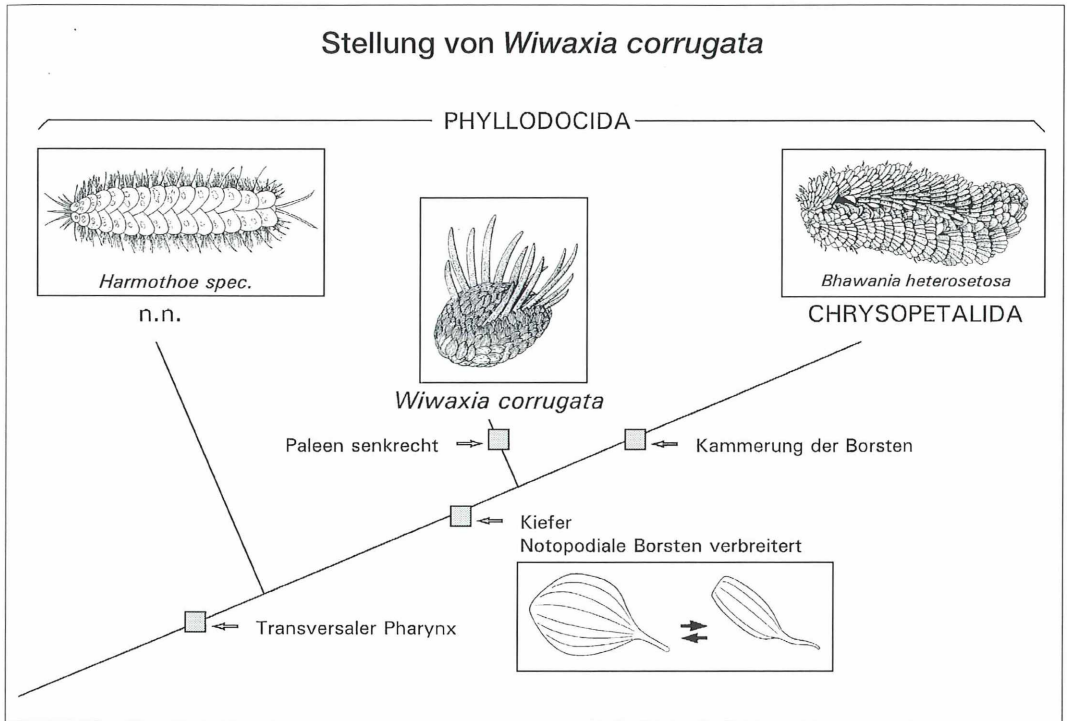
linie der Orbiniden reduziert und nur die Aciculae erhalten geblieben, oder die Aciculae wurden in einer den Orbiniden und den erranten Polychaeten gemeinsamen Stammlinie evolviert und stellten damit eine Prädisposition für die Evolution der Parapodien dar. Wir favorisieren die zweite Annahme, da unsere bisherigen Untersuchungen zur Chaetogenese weder einen Hinweis auf eine nähere Verwandtschaft zwischen den Orbiniden und den Anneliden ohne Aciculae noch bei irgendeinem von diesen einen Hinweis auf einen den Aciculae vergleichbaren Genesemodus von Borsten erbracht haben.

### ***Wiwaxia corrugata*, ein fossiler Vertreter der Anneliden**

So, wie es in der rezenten Fauna gelingt, über die Borsten scheinbar isoliert stehende Taxa als Anneliden auszuweisen, ist auch zu erwarten, daß sich das am Anfang erwähnte Fossil aus der Burgess Shale Fauna, *Wiwaxia corrugata*, in seiner Stellung zu den Anneliden etwas genauer fassen läßt. Die Sklerite und Paleen erwiesen sich eindeutig als den Borsten homologe Strukturen. Da die Sklerite dorsal gelegen sind, ist anzunehmen, daß es sich hierbei um modifizierte notopodiale Borsten handelt. Tatsächlich finden wir innerhalb der rezenten Anneliden-Fauna Organismen, deren notopodiale Borsten stark verbreitert sind. Es handelt sich dabei um die in wärmeren Meeren und meist auf der Südhalbkugel beheimateten Chrysopetaliden (Abb. 5). Wie bei *Wiwaxia corrugata* inserieren die verbreiterten notopodialen Borsten mit einem Stiel im Follikel, den wir bei anderen Vertretern der Anneliden mit verbreiterten Borsten vergebens suchen. Darüber hinaus besitzen Chrysopetaliden einen Kiefer aus zwei Elementen, dessen basale Elemente dorsal und ventral liegen. Die verbreiterten notopodialen Borsten und der Kiefer werden als Synapomorphien von *Wiwaxia corrugata* und dem Taxon Chrysopetalidae gewertet.

Eine Analyse der Borstenstrukturen ergibt, daß die Chrysopetaliden stets quer zur Längsrichtung der Röhren verlaufende Wände aufweisen (Westheide, Watson-Russel, 1992), die zu einer Kammerung der Borsten führt, die den Skleriten und Paleen von *Wiwaxia corrugata* fehlt. Es ist daher anzunehmen, daß diese Kamme-





**Abb. 5: Hypothese zur Stellung *Wiwaxia corrugata* als fossiler Vertreter aus der Stammlinie der Chrysopetaliden.**

ung eine Autapomorphie der Chrysopetaliden ist, die nach der Abspaltung von *Wiwaxia corrugata* evolviert wurde. Diese Annahme führt zu der Hypothese, daß mit *Wiwaxia corrugata* die mittlerweile ausgestorbene Schwesterart der Chrysopetaliden gefunden wurde (Abb. 5) und daß *Wiwaxia corrugata* damit zu einer subordinierten Teilgruppe der Anneliden, den Phyllocodiden, gehört. Diese Hypothese läßt erwarten, daß *Wiwaxia corrugata* die zu Beginn der Betrachtungen vorgestellten inneren Borsten oder Aciculae besessen haben muß, und wird über deren Nachweis in gut erhaltenen Fossilfunden testbar.

Damit gelingt es aufgrund der Analyse der Borstenstrukturen nicht nur, ein zunächst schwer zuzuordnendes Fossil eindeutig als ausgestorbene Schwestergruppe eines rezenten Taxons auszuweisen, sondern auch zu zeigen, daß die Anneliden in der Burgess Shale Fauna bereits eine gewisse Radiation erfahren haben müssen.

#### Literaturhinweise

- Bartolomaeus, T.: Structure and formation of the uncini in *Pectinaria koreni*, *Pectinaria auricoma* (Terebellida) and *Spirorbis spirorbis* (Sabellida): implications for annelid phylogeny and the position of the Pogonophora. *Zoomorphology* 115, 161–177 (1995).
- Bartolomaeus, T., Meyer, K., Hausen, H., Schweigkofler, M., Schulz, S.: Die Anneliden-Borste – Morphogenese und Bedeutung für die Systematik. Teil 2. *Mikrokosmos* 86, (1997)
- Butterfield, N.: A reassessment of the enigmatic Burgess Shale British Columbia, Canada fossil *Wiwaxia corrugata* (Matthew) and its relationship to the polychaete *Sanadia spinosa* Walcott. *Palaeobiology* 16, 287–303 (1990).
- Conway Morris, S.: Die Burgess Shale-Fauna und die frühe Evolution der Tiere. *BIUZ* 22 (5), 256–263 (1992).
- Conway Morris, S.: The Middle Cambrian meta-zoan *Wiwaxia corrugata* (Matthew) from the Burgess Shale and Ogygopsis Shale, British Columbia, Canada. *Phil Trans R Soc London B* 307, 507–586 (1985).
- Fauchald, K.: The polychaete worms. Definitions and keys to the orders, families and genera. *Nat.*

- Hist. Mus. Los Angeles Sci. Series 28, 1–188 (1977).
- George, D. J., Hartmann Schroeder, G.: Polychaetes: British Amphinomida, Spintherida and Eunicida. In: Kermack, D. M., Barnes, R. S. K. (eds.): Synopses of the British fauna, vol. 32, pp. 1–221. Brill and Backhuys, London 1985.
- Gould, S. J.: Zufall Mensch. Hanser Verlag, München 1991. (Englische Ausgabe: (1989) Wonderful life. The Burgess Shale and the nature of history)
- Hausmann, K.: Der Borstenwurm *Scoloplos armiger* im mikroskopischen Bild. Mikrokosmos 70, 194–200 (1981).
- O' Clair, R., Cloney, R.: Patterns of morphogenesis mediated by dynamic microvilli: chaetogenesis in *Nereis vexillosa*. Cell Tissue Res. 151, 141–157 (1974).
- Rhode, D., Westheide, W., Purschke, G., Brinkhurst, R. O.: Morphological reinvestigation and phylogenetic relationship of *Acanthobdella peledina* (Annelida, Clitellata). Zoomorphologie 113, 91–101 (1993).
- Storch, V.: Zur vergleichenden Anatomie der segmentalen Muskelsysteme und zur Verwandtschaft der Polychaetenfamilien. Z. Morphol. Tiere 63, 251–342 (1968).
- Westheide, W.: Annelida. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Spezielle Zoologie, 1. Teil: Einzeller und wirbellose Tiere, pp. 353–410. Gustav Fischer, Stuttgart 1996.
- Westheide, W.: Progenesis as a principle in meiofauna evolution. J. Nat. Hist. 21, 843–854 (1987).

Verfasser: PD Dr. Thomas Bartolomaeus, Dipl. Biol. Karsten Meyer, Dipl. Biol. Harald Hausen, Mag. rer. nat. Margit Schweigkofler, Sinje Schulz. II. Zoologisches Institut der Universität Göttingen, Berliner Str. 28, 37073 Göttingen.

## Kurze Mitteilung

### Keimung hitzeresistenter Bakteriensporen

Es gehört zu den Aufgaben der mikrobiologischen Lebensmittelüberwachung, neben den aktiven Bakterien auch die Anzahl der lebenden, hitzeresistenten Bakteriensporen zu ermitteln. Die international geltenden Vorschriften (ISO Standard Procedure 7218) schreiben vor, daß die Zeit zwischen der Herstellung der Stammsuspension und der Mischung mit dem Kulturmedium nicht länger sein darf als 45 min. Es hat sich herausgestellt, daß nach 30 min bereits eine große Anzahl Sporen gekeimt ist. Das zeigt, daß zu viel Zeit verstrichen ist zwischen der Hitzeaktivierung und der Herstellung der Verdünnungslösungen. Die Folge ist eine Unterschätzung der Anzahl der Endosporen bildenden Bakterien, die noch als Sporen vorhanden sind, in dem betreffenden Lebensmittelprodukt (z. B. in Milch). Will man also die Zahl der Sporen bildenden Bakterien in einem bestimmten Lebensmittel ermitteln, dann darf die Zeitspanne zwischen der Hitzeaktivierung und der primären Verdünnung auf keinen Fall länger als 10 min sein. Auch sollte man die Temperatur der Verdünnungslösung so niedrig wie möglich halten, also diese am besten in schmelzendem Eis aufbewahren.

Außerdem verhalten sich die verschiedenen Stämme der Bakterien in Lebensmitteln unterschiedlich. Auch die Art des Lebensmittelproduktes beeinflusst die Schnelligkeit der Sporenkeimung, die meist schon in den ersten 10 min in Gang kommt. Zudem werden während der Erhitzung oft keimungsfördernde Stoffe gebildet. So entsteht beim Pasteurisieren von Milch ein Stoff, der es den Bakteriensporen (von *Bacillus cereus*) erlaubt, auch in pasteurisierter Milch zu keimen! Dieser Stoff ist auch in UHT (ultrahocherhitzter)-Milch noch aktiv, so daß in UHT-Milch eine höhere Keimung beobachtet wird als in roher Milch. Die Konzentration dieser keimungsfördernden Stoffe (z. B. Aminosäuren, Zucker) ist in verschiedenen Lebensmitteln unterschiedlich. Rasches Arbeiten bei der Bestimmung von hitzeresistenten Bakteriensporen ist also eine dringende Notwendigkeit.

De Griffel, M. C., Beumer, R. R., Hoekstra, J., Rombouts, F. M.: Germination of bacterial spores during sample preparation. Food Microbiol. 12, 327–332 (1995).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)



# Die Schwalbenwurz – eine ausgefallene Klemmfallenblume

Heinz Schneider

**Genauere Einblicke in kleine Strukturen fördern oftmals Erstaunliches zutage – gerade auch im Bereich der Blütenbiologie. Die Schwalbenwurz (aus der artenreichen Familie Asclepiadaceae) entwickelt kleine, grünlichweiße Blüten, die erst in der Gruppierung zu Teilblütenständen attraktiv wirken. Berühmt ist sie aber wegen ihrer äußerst raffinierten Einrichtungen zur Sicherung der Fremdbestäubung.**

**D**ie Schwalbenwurz (*Vincetoxicum hirundinaria*), einziger heimischer Vertreter ihrer (meist tropisch verbreiteten) Verwandtschaft, ist ein kalkliebendes Gewächs. Sie bevorzugt sonnige Trockenrasen und -wiesen, den Rand von Gebüsch oder lichte Wälder auf entsprechendem Untergrund. Die bis 1 m hohen Sprosse tragen gegenständig angeordnete, kurzgestielte, zugespitzte Blätter, die im unteren Stengelbereich eher herzförmig, weiter oben dagegen länglich-lanzettlich geformt sind. Ihre kleinen, grünlichen bis gelblichweißen Blüten sitzen zu Trugdolden vereint in den Blattachseln und an den Sproßenden. Ihnen entströmt ein etwas fauliger Duft nach Aminen, den wir als unangenehm oder gar als abstoßend empfinden. Auf manche Insekten, z. B. Dipteren, wirkt er jedoch ausgesprochen attraktiv. Der italienische Botaniker Delpino, der in der zweiten Hälfte des vorigen Jahrhunderts intensive Studien zur Bestäubungsbiologie betrieb, schloß aus seinen Beobachtungen, daß nur fäulnisliebende Fliegen die Schwalbenwurz bestäuben. Bei Kirchner (1911), der diese Vorstellung im wesentlichen übernommen hat, finden wir unsere Pflanze den sogenannten Dipterenblumen zugeordnet und als Fliegenklemmfallenblume beschrieben. Heute gilt diese Eingruppierung nur noch mit Einschränkung, denn man weiß inzwischen, daß ausschließlich auf Zweiflügler als Blütenbestäuber angewiesene Blumen in Mitteleuropa sehr selten sind. Die meisten blütenökologisch als „Fliegenblumen“ bezeichneten Arten werden tatsächlich von einem eher gemischten Besucherkreis befliegen, wobei allerdings Dipteren immer die vorherrschenden

Arten sind (Knoll, 1956, Heß, 1990). So darf es nicht verwundern, daß Vertreter verschiedener Insektenarten auch die Schwalbenwurz besuchen und daß sich darunter besonders häufig Honigbienen befinden (Abb. 1). Richtig erkannt und mit großer Sorgfalt dargestellt haben die zeitgenössischen Blütenbiologen die Morphologie der Schwalbenwurzbüte (Weberling, 1981, Heß, 1990), aufgrund derer sie sicher zu recht als typische Klemmfallenblume zu bezeichnen ist.

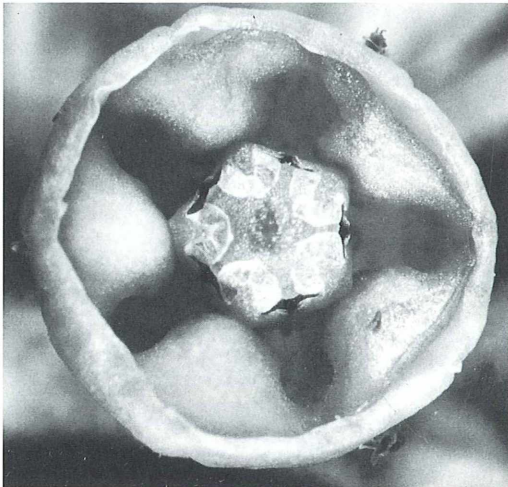


**Abb. 1:** In Mitteleuropa zählen Honigbienen zu den häufigsten Besuchern der Schwalbenwurzbüten.

### ***Blick hinter die Fassade***

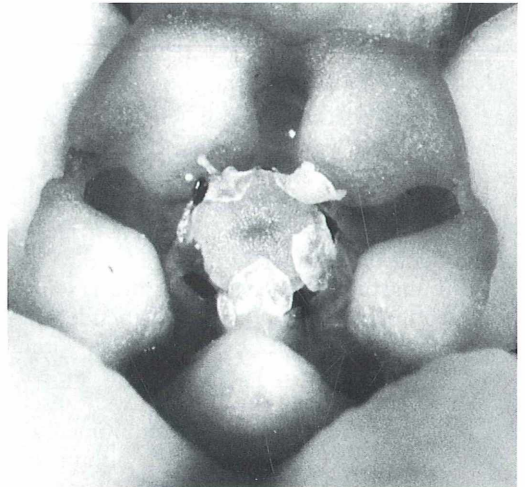
Dem unbefangenen Beobachter erscheinen die verwachsenblättrigen, zwischen 5–12 mm breiten Blüten der Schwalbenwurz zunächst etwas fremdartig, weil ihr Innenraum fast gänzlich von Blütenorganen eingenommen wird. Auch der Einsatz einer Lupe hilft bei der Deutung dieser Strukturen zunächst nur wenig – man wird sie also präparieren müssen. Zum Glück ist das leichter, als man annehmen möchte, denn voll turgeszente Schwalbenwurzblüten lassen sich mit einer frischen Rasierklinge sehr leicht schneiden. Zudem hält eingesammeltes Pflanzenmaterial über einige Tage hinweg die erforderliche Frische, wenn man es mit etwas Wasser in einem verschlossenen Glas im Kühlschrank aufbewahrt. Da wir die Blüten nur quer oder längs auftrennen müssen, also keine Dünnschnitte benötigen, können die Objekte beim Schneiden einfach zwischen den Fingern gehalten werden – weitere Hilfsmittel sind entbehrlich.

Unser erstes Präparat liefert eine ältere Knospe, die wir im Bereich ihres größten Durchmessers quer schneiden. Im Bild (vgl. Abb. 2) erkennt man die Schnittfläche der gekappten Krone und die Enden der Kelchzipfel. Organe des Blüteninneren sind in dieser Schnittebene



**Abb. 2:** Der Querschnitt durch die Schwalbenwurzblüte zeigt den Griffelkopf und die große Nebenkronen. Auffallend sind die dem Griffelkopf aufliegenden, herzförmigen Endlappen der Antheren und die dunkelbraunen Klemmkörper.

nicht verletzt worden. Zentral liegt daher unversehrt der fünfeckige Griffelkopf (Narbenkopf), dessen Kanten engen Kontakt mit einem aus fünf Lappen bestehenden Blütenorgan haben. Diese Lappen sind an ihrem Grund zu einem Ring verwachsen. Ring und Lappen erweisen sich bei genauerem Hinsehen als Nebenkronen. Sie engt den Blüteninnenraum soweit ein, daß nur noch fünf schmale, schlitzförmige Nischen übrigbleiben, die in den reifen, entfalteten Blüten auch den Nektar führen. Vom Griffelkopf liegt nur eine sternförmige Zone offen, weil sich von seinen Rändern her fünf häutige, herzförmige Läppchen darüberbreiten. In den Lücken zwischen diesen Aufliegern sitzen fünf schwarzbraune, hornartig erscheinende Körperchen, die man als Klemmkörper bezeichnet. Jedes davon sendet nach links und nach rechts einen kleinen Fortsatz aus, der in einem Spalt am Rande der Herzbögen der benachbarten Läppchen verschwindet. Hierbei handelt es sich um Strukturen des Staubblattkreises – das bestätigt sich bei der Beobachtung von Blüten, die bereits von Insekten besucht wurden. Dort fehlen nämlich oft die dunklen Körperchen; manche sind auch von ihrem

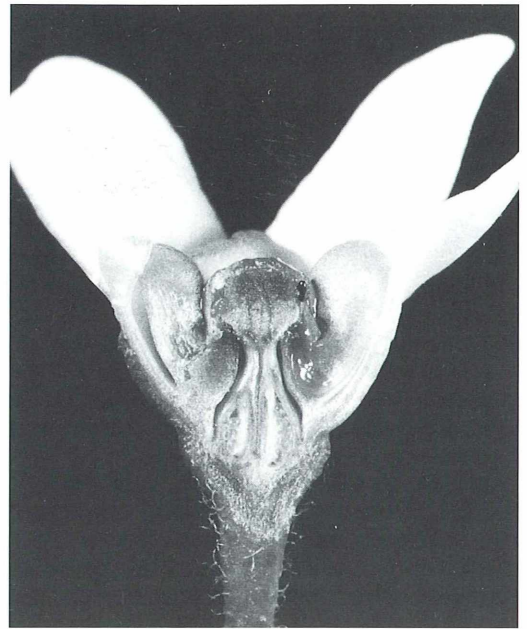


**Abb. 3:** Diese ältere Blüte zeigt, daß der Nektar nur über die schmalen Lücken zwischen den Nebenkronzipfeln zugänglich ist. Der Insektenrüssel wird beim Herausziehen über die von den Seitenrändern der Antheren gebildeten Schienen zum Klemmkörper geführt und berührt dabei die darunter liegende Narbenfläche (vgl. Abb. 8).





**Abb. 4:** Der Tangentialschnitt hat einen Nebenkrone abgetrennt. Jetzt liegt eine Anthere frei. Ihre Ränder sind nach außen gebogen und bilden zusammen mit den Kanten der benachbarten Antheren die Leitschiene.



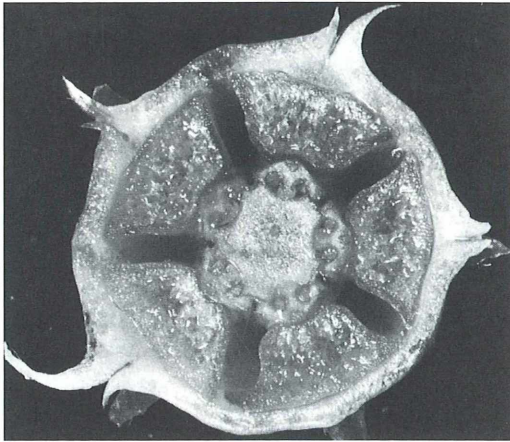
**Abb. 5:** Im Längsschnitt erweist sich die Nebenkrone als Anhängsel der Staubblätter. Der zweifächerige Fruchtknoten liegt offen.

ursprünglichen Platz losgerissen und liegen frei auf dem Griffelkopf.

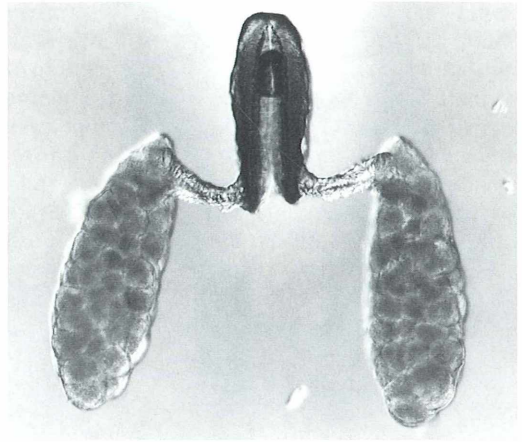
Unter der Lupe erweisen sich diese Körperchen als ovale Gebilde, an deren beiden Ärmchen (den sogenannten Translatoren) meist noch die herausgerissenen Pollenpakete (= Pollinien) hängen (Abb. 3). Um ihre genaue Anordnung in der unversehrten Blüte zu erkennen, fertigen wir nun Tangential- und Medianschnitte an. Der Tangentialschnitt durch die Blüte (Abb. 4) trennt einen Zipfel der Nebenkrone ab, so daß die Anthere mit den beiden Pollensäcken des vorn liegenden Staubblatts voll sichtbar wird. Von ihren beiden Nachbarn erkennt man immerhin noch die ihr zugewandten Randzonen. Das genügt, um gleich einige wichtige Strukturen und ihre Aufgaben zu erklären. Die herzförmigen Zipfel auf dem Griffelkopf erweisen sich aus dieser Perspektive als die oberen Abschnitte der Antheren. Sie schmiegen sich dem Griffelkopf eng an und halten so das zugehörige Staubblatt zuverlässig in seiner Lage. Die Hauptabschnitte der Antheren sind schuppenartig verbreitert und an ihren Seitenrändern wie

Flügelsäume nach außen aufgebogen. Da die Antheren in gleichen Abständen um den Griffelkopf angeordnet sind, bilden die benachbarten Flügelkanten regelrechte Leitschienen, die – in Längsrichtung von unten aufsteigend und sich nach oben verengend – geradewegs zu den schon erwähnten ovalen, schwarz-braunen Körperchen hinführen. Dort münden sie in einen Längsspalt ein, der sich an seinem Ende weiter verengt. Der Verlauf dieser aufsteigenden Leitschienen ist recht gut auch in der Aufsicht (Abb. 3 und 8) zu erkennen. Sie nehmen ihren Anfang jeweils in einer der fünf Nektargruben.

Der Medianschnitt durch die Schwalbenwurzblüte (Abb. 5) zeigt den Ursprung der stark verbreiterten Filamente der fünf Staubblätter am Grunde der verwachsenblättrigen Krone. Die mächtig entwickelte und das Erscheinungsbild der Blüte bestimmende Nebenkrone erweist sich als Anhängsel am Rücken der Filamente, das auch den Nektar produziert. Der längsgeschnittene Fruchtknoten ist zweifächerig; seine beiden Griffel vereinigen sich in einem gemeinsamen Narbenkopf.



**Abb. 6:** In diesem Präparat ist der Griffelkopf flach angeschnitten. Man sieht die Spuren der Ärmchen (Translatoren) an den Klemmkörpern, die zu den Staubblattfächern (Loculamenten) führen.



**Abb. 7:** Aus der Blüte herausgezogenes Pollinarium mit Klemmkörper, zwei Translatoren und je einem Pollinium (verklebte Pollenmasse eines Pollensacks).

Im Vergleich zum Blütenquerschnitt (Abb. 6) zeigt sich nochmals der sehr enge Kontakt zwischen den weiblichen und männlichen Blütenorganen. Die eigentlichen Reproduktionsorgane der Schwalbenwurz sind miteinander zu einer Geschlechtssäule, einem Gynostegium, verwachsen. Zum besseren Verständnis der komplizierten Bestäubungseinrichtung betrachten wir jetzt einmal genauer den Querschnitt der Geschlechtssäule: In diesem Präparat (Abb. 6) ist der Griffelkopf nur flach angeschnitten, während die im Querschnitt dreieckigen Antheren gerade tief genug erfasst sind, um die Gleitspuren der Translatoren und die nach innen zur Fruchtknotenwand sich öffnenden Antheren zu treffen. Der Sitz der schwärzlichen Körperchen erscheint deutlich genug, um die gesamte Bahn der Leitschienen zu erkennen. Zur Vervollständigung der Bestäubungseinrichtung ist noch anzumerken, daß hinter dem Schlitz der Schienen die Narbenkammern liegen.

### **In die Klemme geraten**

Wie das gesamte Arrangement funktioniert, zeigt ein einfaches Experiment, bei dem statt eines Insektenrüssels eine Präpariernadel in die Blüte eingeführt wird. Der einzig mögliche Zugang zu den Nektarvorräten ist eine der

fünf Nektarkammern. Führt man hier die Nadel hoch, wie das vom Rüssel eines Blütengastes zu erwarten ist, der die Blüte verlassen möchte, so gerät die Nadelspitze unversehens in den Schlitz des darüber sitzenden Klemmkörpers. Jetzt ist auch vom Präparator ein kaum merklicher Widerstand zu überwinden, und an der Nadelspitze haftet ein abgerissener Klemmkörper, der an seinen beiden Translatoren je ein Pollinium (= gemeinsame Pollenmasse eines Pollensacks) trägt (Abb. 7). Klemmkörper, Translatoren und die beiden Pollinien bezeichnet man zusammen auch als Pollinarium. Die anfangs noch weichen Translatoren trocknen rasch aus; dadurch nähern sich die beiden Pollinien einander und schmiegen sich zuletzt dicht aneinander. Wie wir gleich feststellen können, hat dieser scheinbar simple Vorgang eine besondere biologische Bedeutung. Verfolgen wir ein blütenbesuchendes Insekt, das ein Pollinarium aufgenommen hat, ein Stück bei seinem weiteren Sammelflug. Mit seinem Rüssel oder einem Bein fährt es bei der nächsten Blüte in eine der Nektargruben und gerät während seiner Tätigkeit mit den Borsten oder den Gliedmaßen wiederum in die Leitschiene zwischen den Antheren. Unweigerlich führt es damit die beiden Pollinien der darunter befindlichen Narbengrube zu. Befänden sich die beiden Translatoren noch in ihrer gespreizten Ausgangslage, wäre die Einfädelung



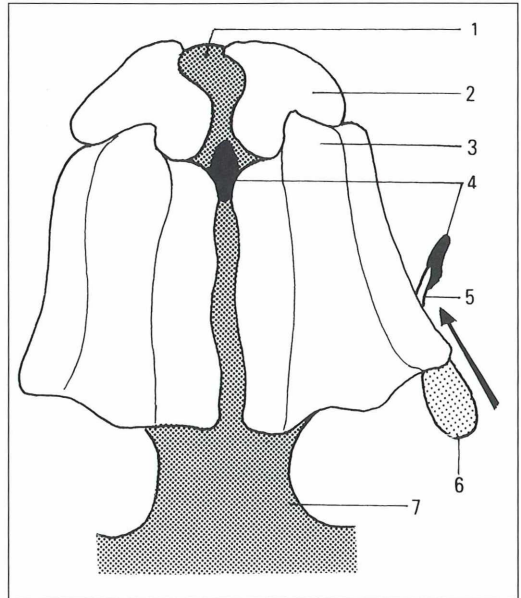
unmöglich. Wie ein Blick auf Abb. 3 oder 4 beweist, ist nämlich die Ausladung eines frischen Pollinariums deutlich größer als die Öffnungsweite der Leitschiene.

Je nach Verhalten des Blütenbesuchers kann auf diese Weise eine Fremdbestäubung oder – wenn der Gast zunächst andere Blüten derselben Pflanze aufsucht – zumindest Nachbarbestäubung vermittelt werden. Eine Selbstbestäubung ist dank dieser raffinierten Mechanik so gut wie ausgeschlossen.

### Literaturhinweise

- Heß, D.: Die Blüte. Struktur, Funktion, Ökologie, Evolution. Verlag Eugen Ulmer, 2. Aufl., Stuttgart 1990.
- Kirchner, O. von: Blumen und Insekten. Verlag B. G. Teubner, Leipzig/Berlin 1911.
- Knoll, R.: Die Biologie der Blüten. Reihe Verständliche Wissenschaft. Springer, Berlin, Heidelberg, Göttingen 1956.
- Kugler, H.: Blütenökologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1970.
- Olberg, G.: Blüte und Insekt. Akademische Verlagsgesellschaft Geest und Portig, Leipzig 1951.
- Weberling, F.: Morphologie der Blüten und der Blütenstände. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 1981.

Verfasser: Prof. Dr. Heinz Schneider, Oberer Steinweg 21, D - 76829 Landau.



**Abb. 8:** Schema zur Konstruktion des Klemmfallenmechanismus der Schwalbenwurzblüte. 1 Griffelkopf, 2 Antherenlappen, 3 Anthere (Originalposition nur eines Polliniums mit Translator angedeutet), 4 Klemmkörper (ist ein Sekret des Griffelgewebes), 5 Translator, 6 Pollinium (wird vom Insekt beim Herausziehen von Rüssel oder Bein in Pfeilrichtung in die Leitschiene zwischen den beiden Antheren eingefädelt), 7 Basis des Gynostegiums.

## Großposten „LOMO“- Zubehör eingetroffen



**Sonderpreise am laufenden Band**

### Sonderoptiken • Astronomie • Mikroskopie

- MFN-11 Trinokulartubus, Vergr.-Wechsler 1,1/1,6/2,5 + Projektiv./Homal), ohne KBB **DM 530,-**
- Phasenkontrasteinrichtung komplett **DM 490,-**
- Neue Halogenunterbauleuchte, 6 V/20 W, regelbar, passend für alle LOMO-Stativ **DM 330,-**
- Hellfeldkondensor nach Abbe/App. 1,4 **DM 280,-**
- Okular-Schrauben-Mikrometer **DM 250,-**
- K-Okulare, 7x/10x/15x/20x **je DM 40,-**
- Apochromat 10 x 0,30 **DM 120,-**
- Apochromat 20 x 0,65 **DM 130,-**
- Apochromat 60 x 0,7-1,0 **DM 220,-**
- Apochromat 90 x 1,30 **DM 160,-**

**Sparpaket-Preis  
für alle 4 Apo's  
DM 550,-**

Katalog! 130 Seiten Micro/Macro DM 10.00  
BW OPTIK DIREKTVERSAND unschlagbar PREISWERT

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



# ***Amoeba proteus* – ein klassisches Objekt der Zellbiologie**

## **Teil II.: Nahrungsaufnahme**

Hans Peter Klein und Wilhelm Stockem

**Für den Stofftransport stehen der Zelle grundsätzlich zwei verschiedene Mechanismen zur Verfügung: beim aktiven oder passiven permeativen Transport passieren molekulare Substanzen cytoplasmatische Membranen durch Carrier oder Kanäle, ohne daß die dabei ablaufenden Vorgänge morphologisch faßbar sind. Dagegen läßt sich der aktive Transport von Makromolekülen und Partikeln durch zelleinwärts (Endocytose) oder zellauswärts gerichteten Membranfluß (Exocytose) häufig schon lichtmikroskopisch deutlich beobachten.**

**B**ei der cytotischen Stoffaufnahme unterscheidet man aufgrund unterschiedlicher Transportmechanismen drei Prozesse (Klein, Stockem, 1995a):

1. die Rezeptor-vermittelte Endocytose
2. die Fluid-phase Endocytose und
3. die Phagocytose

Während die Rezeptor-vermittelte Endocytose auf der hochspezifischen Bindung von biologischen wichtigen Makromolekülen an integrierte Proteine der extrazellulären Membranoberfläche (Rezeptoren) beruht und vor allem bei Vielzellern weit verbreitet ist, liegt die Bedeutung der weniger selektiven Fluid-phase-Endocytose, durch die extrazelluläre Flüssigkeit und hierin gelöste oder suspendierte Substanzen eher zufällig in einem kontinuierlich verlaufenden Prozeß aufgenommen werden, noch weitgehend im Dunkeln. Die Rezeptor-vermittelte Phagocytose, die vor allem bei Protozoen und Makrophagen zu beobachten ist, steht entweder im Dienste der Ernährung oder der Immunabwehr; ihr kommt daher eine entscheidende Bedeutung zu.

Bei *Amoeba proteus* existiert neben einer Fluid-phase Endocytose am Hinterende der Zellen, die auch als permanente Pinocytose bezeichnet wird und an die aktive Fortbewegung gebunden ist, mit der sogenannten induzierten Pinocytose eine weitere Form der endocytotischen Stoffaufnahme, die nur bei ruhenden Amöben vorkommt (Chapman-Andresen, 1962). Die eigentliche Form der Nahrungsaufnahme stellt bei *Amoeba proteus* und den mei-

sten Amöben aber die Phagocytose dar (Andresen, 1956). Im Folgenden sollen daher die beiden letztgenannten cytotischen Prozesse kurz vorgestellt und Möglichkeiten aufgezeigt werden, wie mittels einfach durchzuführender Versuche die entsprechenden Vorgänge erfolgreich demonstriert werden können.

### **Beschaffung und Zucht von Amöben und deren Futterorganismen**

Unabdingbare Voraussetzung für die Durchführung der nachfolgenden Versuche ist die Beschaffung und Zucht von Amöben. Während in der letzten Ausgabe von MIKROKOSMOS eine Möglichkeit beschrieben wurde, ohne großen Aufwand mittels einfach durchzuführender Anleitungen *Amoeba proteus* in Kultur zu nehmen, sollen mit Tabelle 1 und 2 weitere Alternativen aufgezeigt werden, diesen Einzeller und seine Futterorganismen in großer Zahl zu züchten. Dabei bedarf es bei der Durchführung dieser Methode einiger apparativer und methodischer Voraussetzungen, die in schulischen Einrichtungen nicht immer vorhanden sind und nur in wissenschaftlichen Laboratorien zur Standardausrüstung gehören. Für die Durchführung einfacher Zuchtverfahren sowie die Beschaffung der Amöben sei also hier dem interessierten Experimentator Teil I dieses Artikels zur Lektüre empfohlen. Die Pringsheim-Lösung wird auf die Kulturgefäße (Gefäße max. bis zur Hälfte füllen) verteilt



**Tabelle 1: Kulturlösung für *Amoeba proteus***

Die Zucht der Amöben erfolgt in einer Pringsheim-Kulturlösung (Chapman-Andresen, 1958) in Glas- oder Kunststoffschalen. Wegen des relativ hohen Verbrauchs an Kulturlösung werden diese mit Hilfe von folgenden Stammlösungen angesetzt:

Pringsheim I	0,4 $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \times 2 \text{H}_2\text{O}$ (MG 178,01)
(Stammlösung I)	0,5 KCl in 1 Liter Aqua bidest. lösen
Pringsheim II	4 g $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \times 4 \text{H}_2\text{O}$
(Stammlösung II)	0,4 $\text{MgSO}_4 \times 7 \text{H}_2\text{O}$ (MG 246,48) in 1 Liter Aqua bidest. lösen
Pringsheim-Kulturlösung	400 ml Pringsheim I 400 ml Pringsheim II in 8 Liter Aqua bidest.

**Tabelle 2: Kulturlösung für die Futterorganismen (*Tetrahymena*)**

Als Futterorganismen verwendet man für die Amöbenkultur den Ciliaten *Tetrahymena*, der in einer speziellen Kulturlösung vermehrt wird.

Tetra-Kulturlösung I	200 ml Pringsheim I
(Vorrat ohne Nährstoffe)	200 ml Pringsheim II + 0,008 g $\text{FeSO}_4 \times 7 \text{H}_2\text{O}$ (MG 278,0) in 4 Liter Aqua bidest.
Tetra-Kulturlösung II	500 ml Tetra-Kulturlösung I
(mit Nährstoffen)	500 ml Aqua bidest. 7,5 g Proteose Pepton 2,5 g Trypton 0,15 g Hefeextrakt

und eine Stunde autoklaviert. Je nach Bedarf werden die Kulturröhrchen mit zwei bis drei Tropfen aus einer älteren Kultur beimpft. Nach zwei Tagen bei Raumtemperatur wird der ganze Inhalt des Röhrchens mit nun dicht besetzten Kulturen in einen 500 ml Kolben überimpft. Nach zwei weiteren Tagen haben diese Kolben die nötige Dichte und die *Tetrahymena*-Zellen können durch Zentrifugation in Glaszentrifugenröhrchen abgeerntet (2100 rpm/4 min mit max. Bremsleistung) und in 250 ml frische Amöben-Kulturlösung überführt werden. Alle zwei bis drei Tage werden die Amöben mit ca. 10 ml dieser Lösung pro Kulturschale für ca. 3 Stunden gefüttert. Haben sich die Amöben am Boden festgesetzt, kann man danach die gesamte Lösung durch vorsichtiges Abschütten aus der Schale entfernen und durch

frische Kulturlösung ersetzen. Sitzen die Amöben nicht fest, muß die Lösung vorsichtig abgesaugt werden.

### **Die permanente Pinocytose (Fluid-phase Endocytose)**

Der Begriff „Pinocytose“ stammt aus dem Griechischen und bedeutet „Trinken“. Er wurde bereits 1931 von Lewis zur Beschreibung der Aufnahme extrazellulärer Flüssigkeit durch Makrophagen in Gewebekulturen geprägt. Pinocytotische Prozesse bei Amöben beobachteten erstmals Mast und Doyle (1934). Während der normalen Fortbewegung weisen die Amöben eine schwache, aber kontinuierliche endocytotische Aktivität am Zellhinterende (Uroid) auf. Dabei lassen sich ein bis wenige Membraneinstülpungen beobachten, von denen sich basal Vakuolen abschnüren, die ins Cytoplasma aufgenommen und dem intrazellulären Verdauungssystem zugeführt werden. Diese Form der Endocytose läßt sich eindeutig als Fluid-phase Endocytose charakterisieren, da die Konzentration der aufgenommenen Substanzen stets der des Außenmediums entspricht und es zu keiner Anreicherung an der Zelloberfläche kommt. Die Bedeutung dieser auch bei Vielzellern vorkommenden Fluid-phase Endocytose ist noch nicht eindeutig geklärt. Jedenfalls scheint sie aufgrund der geringen Aufnahme rate von 0,15–0,2% Zelloberfläche pro Minute weder für die Ernährung noch für die Fortbewegung zumindest bei *Amoeba proteus* eine große Rolle zu spielen. Da die permanente Pinocytose schwer nachweisbar ist und nur mit Hilfe hochauflösender Lichtmikroskopie sowie spezieller Kontrastierungsverfahren dargestellt werden kann, soll sie in diesem Beitrag der Vollständigkeit wegen lediglich theoretische Erwähnung finden.

### **Die induzierte Pinocytose (adsorptive Endocytose)**

Im Gegensatz zur kontinuierlichen und zeitlich unbegrenzten Aufnahme kleiner Membranareale während der permanenten Pinocytose werden bei der induzierten Pinocytose diskontinuierlich große Bereiche der Zellmembran zusammen mit gebundenen Induktorsubstanzen in kurzer Zeit ingestiert. Induktorsubstanzen sind in erster Linie anorganische Salze, Ami-

nosäuren, Proteine und Farbstoffe, kurz alle kationischen Substanzen, die aufgrund der negativ geladenen Zellmembranoberfläche dort binden können (siehe auch Teil I). Je nach Substanz werden dabei über einen Zeitraum von 15–30 Minuten bis 100 Pinocytosekanäle pro Zelle gebildet. Biochemische und elektronenmikroskopische Studien haben ergeben, daß für die als Initialphase der Endocytose bezeichnete Adsorption und Anreicherung der Induktorsubstanz an der Zelloberfläche die filamentartige, aus sauren Mucopolysacchariden bestehende Schleim- oder Mucoidschicht verantwortlich ist. Diese bei Amöben bis zu 200 nm dicke Auflagerung der Zellmembran ist durch einen hohen Gehalt an negativ geladenen Gruppen (vor allem Phosphatgruppen) charakterisiert, so daß mono-, di-, tri- und polyvalente Kationen sich an diese Gruppen reversibel anlagern und in Abhängigkeit vom pH-Wert um ein Vielfaches (bis zu 21fach) gegenüber der im Kulturmedium vorhandenen Ausgangskonzentration anreichern können. Für die nachfolgende Bildung der Membranınvasionen (Pinocytosekanäle) sowie für die Abschnürung und Entstehung von Endosomen ist ein dreidimensionales System von Mikrofilamenten auf der Innenseite der Plasmamembran verantwortlich. Diese als Zellkortex bezeichnete submembranöse Aktinschicht erzeugt durch lokale Kontraktionen die für den Membranfluß notwendigen Triebkräfte und wird im wesentlichen durch Calciumionen gesteuert. Auf die intrazelluläre Verdauung der endocytotisch aufgenommenen Substanzen bei Amöben, die aus vier aufeinanderfolgenden Phasen besteht (Ansäuerung, Vorverdauung, Segregation, Endverdauung), soll hier nicht näher eingegangen werden. Der interessierte Leser sei diesbezüglich auf die einschlägige Literatur verwiesen (Klein, Stockem, 1995b). Ähnlich wie die permanente Pinocytose spielt aber auch die induzierte Pinocytose ernährungsphysiologisch keine große Rolle, da die so ins Cytoplasma aufgenommenen Endosomen ihren Inhalt nach kürzester Zeit wieder durch Exocytose an das Außenmedium abgeben (Stockem, Christofidou-Solomidou, 1993). Das erscheint sinnvoll, weil die induzierte Pinocytose ein experimentell eingeleiteter Prozeß ist, der unter natürlichen Bedingungen nur selten vorkommt; die induzierte Pinocytose stellt deshalb noch am ehesten einen Überlebensmechanismus dar, mit dem extrazelluläre Verunreinigungen der Zelloberfläche, wie sie in der freien Natur bei starken

Verunreinigungen eines Biotops mit kationischen Substanzen eine Rolle spielen, umgehend beseitigt werden können.

### **Phasen der Pinocytose**

Die induzierte Pinocytose läßt sich in drei Phasen gliedern (Chapman-Andresen, 1962):

1. die Adsorption und extrazelluläre Stoffanreicherung
2. die Invagination der Zellmembran und Bildung von Endocytosekanälen und
3. die Vesikulation und Entstehung von Endocytosevakuolen, sog. Endosomen.

Diese Vorgänge können mit dem Phasenkontrast- (Abb. 1) und besonders deutlich mit dem Differential-Interferenz-Kontrast-Mikroskop (DIK, Abb. 2) mittels einfacher Versuche erfolgreich demonstriert werden.

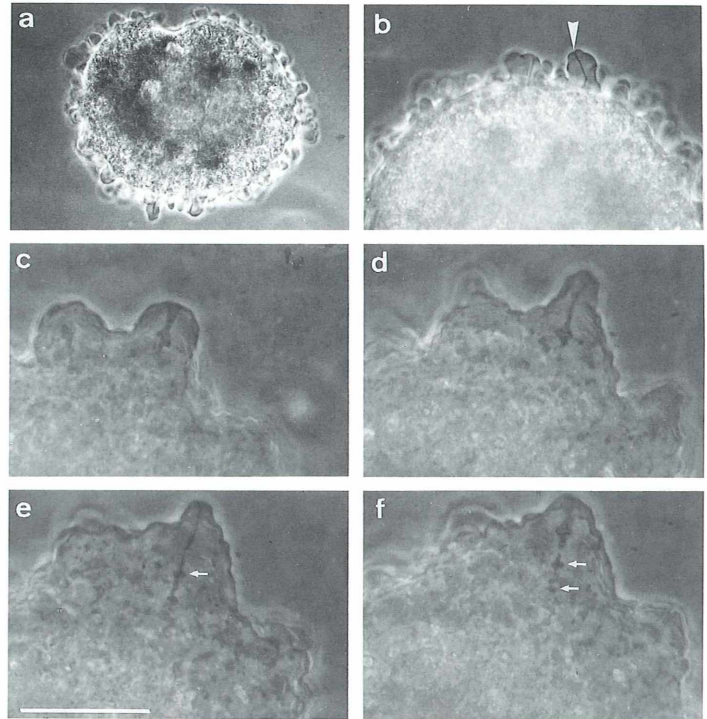
Als Induktorsubstanzen zur Auslösung der Pinocytose eignen sich eine ganze Palette kationischer Substanzen, von denen zwei Lösungen die besten Ergebnisse liefern:

- eine 0,5%ige Lösung von Hühneralbumin in 0,05–0,01 M Acetat-Puffer (um beste Ergebnisse zu erzielen, muß das Hühneralbumin-Pulver mehrere Stunden in dem Puffer mit einem Magnetstab gerührt und dann filtriert werden) und mit 0,1 N HCL auf pH 4,2–4,5 eingestellt werden.
- eine 0,15 M NaCl-Lösung in 0,05–0,01 M Phosphat-Puffer, pH-Wert 6,4–6,8.

Um eine erfolgreiche Versuchsdurchführung zu gewährleisten ist es notwendig, die Amöben in einer sauberen Kulturlösung ohne Futterorganismen etwa 3–6 Tage hungern zu lassen. Danach löst man die am Boden der Kulturschale festsitzenden Amöben durch Auspressen einer mit Kulturflüssigkeit gefüllten Pipette ab. Bevor die Amöben wieder Bodenkontakt bekommen, kann man sie durch leichte kreisförmige Bewegungen der Kulturschale in der Mitte konzentrieren und dann in angereicherter Form (ca. 20–30 Exemplare) auf einen Objektträger bringen. Nach Erreichen des Bodenkontaktes (nach ca. 5 Minuten) saugt man die überschüssige Kulturflüssigkeit ab und gibt 2–3 Tropfen der Induktorklösung hinzu. Zwei seitlich dieser Tropfen angedrückte Parafilmstreifen erlauben nun die Auflage eines Deckglases, da die Amöben so nicht zerquetscht



**Abb. 1: Induktion der Pino-  
cytose durch Hühneralbumin.  
Typische Rosettenform durch  
Bildung zahlreicher kleiner  
Pseudopodien im randständigen  
hyalinen Ektoplasma (a),  
die vielfach Pinocytosekanäle  
beinhalten (b, Pfeilkopf). Die  
Kanalinvagination (c) wächst  
durch zunehmende Pseudopo-  
dienverlängerung (c, d). Mehr-  
ere aufeinanderfolgende Vesi-  
kulationsprozesse führen  
schließlich zur Bildung von En-  
dosomen, die ins Endoplasma  
aufgenommen werden (e, f,  
Pfeile). Darstellung: Phasenkon-  
trast. Maßstrich: 50  $\mu\text{m}$ .**



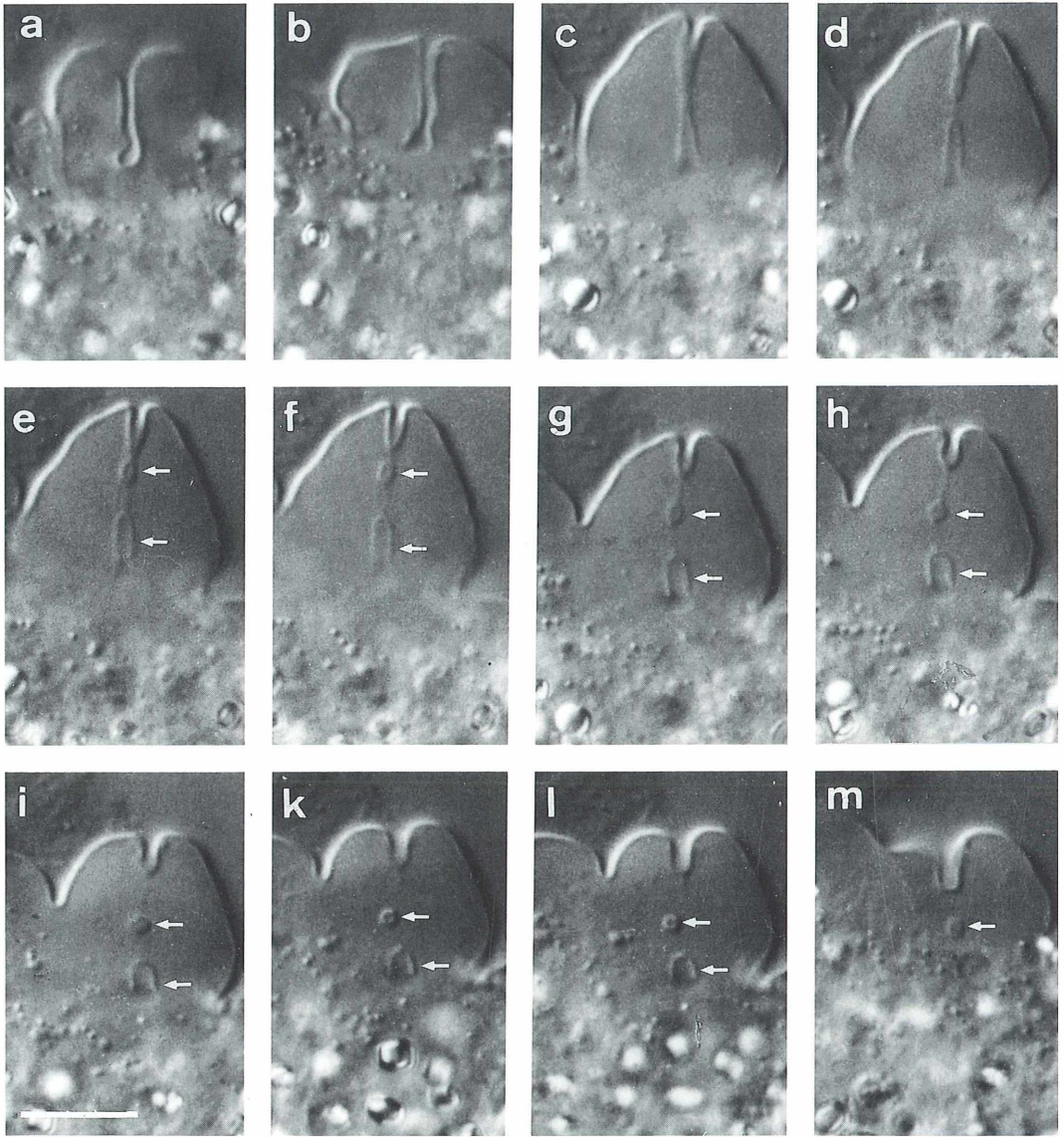
werden (kleine Deckglasbruchstückchen erfüllen den gleichen Zweck). Als Objektiv wählt man zweckmäßigerweise ein System mit 40facher Vergrößerung. Geeignet sind alle lichtmikroskopischen Verfahren.

Bei der unmittelbar nach Zugabe der Induktionslösung beginnenden mikroskopischen Beobachtung (hier im Phasenkontrast) stellt man fest, daß die Amöben aus der normalen mono- oder poly-podialen Lokomotionsform in die für die Pino-cytose typische rundlich-ovale, rosettenförmige Form übergehen (Abb. 1a). Bei näherer Betrachtung der hyalinen Randbereiche des Ektoplasmas (Abb. 1b) können wenig später in kleinen Pseudopodien die Bildung der Pinocytosekanäle und deren Zerfall deutlich verfolgt werden (Abb. 1c–f). Zuerst entstehen kurze Membraneinstülpungen (Abb. 1c), die sich zu einem Pinocytosekanal mit einer Länge von 10–50  $\mu\text{m}$  und einem Durchmesser von 0,5–5  $\mu\text{m}$  verlängern (Abb. 1d, e). Dann wird die vakuolenförmige Erweiterung des basalen Kanalabschnitts als Nahrungsvakuole (Endosom) abgeschnürt und dem intrazellulären Verdauungssystem zugeführt (Abb. 1f, Pfeile). Die Bildfolge 2a–m veranschaulicht diesen Prozeß besonders deutlich und zeigt gleichzei-

tig die Vorzüge des DIK- gegenüber dem Phasenkontrast-Abbildungsverfahren bei solchen Objekten. Die Raster-elektronenmikroskopischen Abbildungen liefern eine besonders eindrucksvolle räumliche Vorstellung des gesamten Vorgangs: die typische Rosettenform weist zahlreiche Pseudopodien auf (Abb. 3a), die bei höherer Auflösung ein bis mehrere unterschiedlich breite Kanäle beinhalten (Abb. 3b) und deren Entstehung auf ein handschuhfingerförmiges Einstülpen der Spitze des Pseudopodiums während der Initialphase zurückzuführen ist (Abb. 3c, d); bei stärkerer Vergrößerung ist auch deutlich zu erkennen, daß die Zelloberfläche von *Amoeba proteus* nicht glatt ist, sondern lückenlos von der filamentösen Mucoidschicht bedeckt wird, die im vorliegenden Falle größere Mengen von Hühneralbumin adsorbiert hat.

### Die Phagocytose

Die Phagocytose, auch als „Fressen“ der Zelle bezeichnet, stellt den wichtigsten Prozeß zur Nahrungsaufnahme von Amöben dar (Andersen, 1956). Ähnlich wie die Pinocytose wird



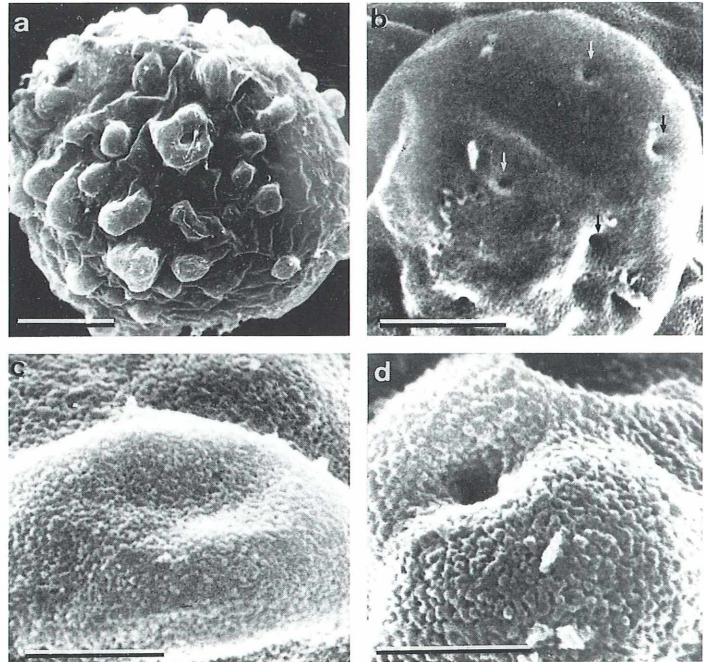
**Abb. 2:** Induktion der Pinocytose durch Alcianblau. Kanalverlängerung und Pseudopodienbildung verlaufen parallel (a–d). Der Kanal vesikuliert in zwei Endosomen (e–h, Pfeile), die bei gleichzeitiger Rückbildung des Pseudopodiums ins Endoplasma gelangen, dabei an Größe verlieren, und schließlich im Granuloplasma verschwinden (i–m). Zeitintervall zwischen den Einzelbildern: 15–20 sec. Gesamtzeitraum: 3,5 min. Darstellung: DIK; Maßstab: 10 µm.

auch die Phagocytose durch externe Reize ausgelöst. Beuteorganismen in Form von Ciliaten oder Flagellaten induzieren dabei diesen Vorgang. Zur erfolgreichen Demonstration der Phagocytose benötigt man geeignete Futteror-

ganismen wie beispielsweise den Ciliaten *Tetrahymena*, dessen Züchtung und Konzentrierung in Tabelle 2 ausführlich dargestellt ist. Für die mikroskopische Beobachtung sind die durchzuführenden Schritte genau die gleichen,



**Abb. 3:** Raster-Elektronen-mikroskopische Darstellung pinocytierender Amöben nach Induktion mit Hühneralbumin. Die Übersichtsaufnahme (a) zeigt die typische rosettenartige Pinocytoseform mit zahlreichen kleinen Pseudopodien, die bei höherer Auflösung ein oder mehrere Pinocytosekanäle (b, Pfeile) enthalten. Die beginnende Membraninvagination (c) setzt sich ins Innere des Pseudopodiums fort (d); die filamentartige Oberflächenstruktur stellt die Mucoidschicht mit dem adsorbierten Hühneralbumin dar. Maßstab: 50  $\mu\text{m}$  (a), 10  $\mu\text{m}$  (b), 5  $\mu\text{m}$  (c, d).



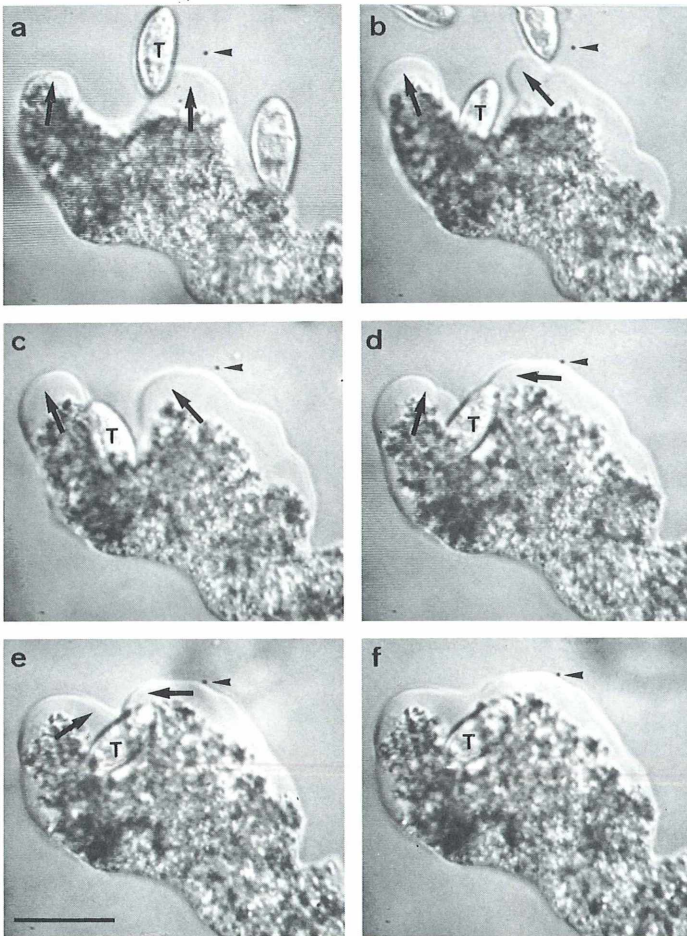
wie sie schon für die Pinocytose beschrieben wurden. Nur verwendet man als Induktor keine Lösung sondern einen Tropfen mit angereicherten *Tetrahymena*-Zellen, den man zu den bereits auf dem Objektträger platzierten Amöben gibt. Bezüglich der mikroskopischen Beobachtung eignen sich die gleichen Verfahren wie oben erwähnt.

Kurz nach Versuchsbeginn stellen die Amöben die gerichtete Fortbewegung ein und stülpen nach Berührung mit den Beuteorganismen an der betreffenden Stelle schnell Pseudopodien aus, die eine regelrechte Falle bilden und das Beutetier umfließen (Abb. 4a–c). In der so entstandenen Höhle kann das Beutetier sich zuerst noch frei bewegen. Mit zunehmender Dauer verkleinert die Amöbe jedoch diese Falle, indem sich die hyalinen Wandbereiche der Höhle irisblendenartig verengen (Abb. 4d, e). Sie vereinigen sich schließlich und es entsteht eine große Phagocytosevakuole (Phagosom), die den noch lebenden Ciliaten beinhaltet (Abb. 4f).

Nach Abschluß der Phagosomenbildung wird der Beuteorganismus zunächst durch Ansäuerung des Vakuoleninhaltes auf etwa pH 4 abgetötet; erst danach beginnt die intrazelluläre Verdauung, indem Verdauungsenzyme in die Vakuole eingeschleust werden. Während dieser

Vorgänge versucht die Amöbe mit Hilfe randständiger hyaliner Pseudopodien weiter Jagd auf Beute zu machen; sie kann dabei innerhalb weniger Stunden bis zu 70 *Tetrahymena* aufnehmen. Die herausragende Bedeutung der Phagocytose für die Ernährung der Amöben wird mit dieser intensiven Aufnahme von Beutezellen bei einer durchschnittlichen Rate von 1% Zellmembran pro Minute eindrucksvoll unterstrichen. Vereinzelt können Beutetiere aus der noch nicht ganz geschlossenen Höhle auch wieder entweichen; bei zahlreichen in der Umgebung der Amöbe sich befindenden Beuteorganismen kommt es dann aber häufig vor, daß ein anderer Ciliat die noch nicht ganz geschlossene Höhle aufsucht und die Amöbe diese dann schnell schließt, so daß es nun kein Entrinnen mehr gibt.

Für die gerichtete Bildung der Pseudopodien ist – wie schon bei der Pinocytose – ein  $\text{Ca}^{2+}$ -gesteuerter Aktinkortex verantwortlich, der durch lokale Kontraktionen die Fallenbildung erst möglich macht. Neuere Untersuchungen über Calcium-gesteuerte Rezeptoren (Prusch, 1993) sowie signalübertragende Prostaglandine und bestimmte Membranlipide, die an der phagocytotischen Nahrungsaufnahme bei Amöben beteiligt sein sollen, weisen darauf hin, daß diese in ihren typischen Eigenschaften



**Abb. 4:** Verschiedene Stadien einer durch *Tetrahymena* (T) ausgelösten Phagocytose. (a, b) Vorfließen einzelner, kleiner Pseudopodien (Pfeile) und Bildung einer noch offenen Höhle (c, d). Konfluation der Pseudopodien und Bildung eines Hohlraumes (e, f). Irisblendenartige Verkleinerung der entstandenen Nahrungsvakuole (Phagosome). Die Pfeilköpfe markieren einen festen Punkt auf dem Substrat, der Konturveränderungen der Amöbe deutlich werden läßt. Darstellung: DIK; Maßstab: 50 µm.

der Rezeptor-vermittelten Phagocytose bei Vielzellern weitgehend entspricht.

#### Literaturhinweise

- Andresen, N.: Cytological investigations on the giant amoeba *Chaos chaos* L. C. R. Trav. Lab. Carlsberg 29, 435–555 (1956).
- Chapman-Andresen, C.: Pinocytosis of inorganic salts by *Amoeba proteus*. C. R. Trav. Lab. Carlsberg 31, 77–92 (1958).
- Chapman-Andresen, C.: Studies on pinocytosis in amoebae. C. R. Trav. Lab. Carlsberg 33, 73–264 (1962).
- Klein, H. P., Stockem, W.: Nahrungsaufnahme und intrazelluläre Verdauung bei Amöben. Teil I. Der endocytotische Stofftransport. *BiuZ* 25, 293–299 (1995a).
- Klein, H. P., Stockem, W.: Nahrungsaufnahme und intrazelluläre Verdauung bei Amöben. Teil II: Das intrazelluläre Verdauungssystem. *BiuZ* 25, 367–373 (1995b).
- Lewis, W. H.: Pinocytosis. *Bull. John Hopkins Hosp.* 49, 17–27 (1931).
- Mast, S. O., Doyle, W. L.: Ingestion of fluids by amoeba. *Protoplasma* 20, 555–560 (1934).
- Prusch, R. D.: Signal coupling during endocytosis in *Amoeba proteus*. In: A. M. Tartakoff, H. Plattner (eds.): *Advances in cell and molecular biology of membranes*, Vol. 2B: Membrane traffic in protozoa. Jai Press Inc., Greenwich, pp. 339–354 (1993).
- Stockem, W., Christofidou-Solomidou, M.: Food uptake and digestion in *Amoeba*. In: A. M. Tartakoff, H. Plattner (eds.): *Advances in cell and molecular biology of membranes*, Vol. 2B: Membrane traffic in protozoa. Jai Press Inc., Greenwich, pp. 371–401 (1993).

**Verfasser:** Dr. Hans Peter Klein und Prof. Dr. W. Stockem, Institut für Zellbiologie der Universität Bonn, Abteilung für Experimentelle Zellmorphologie, Ulrich-Haberland-Str. 61a, D-53121 Bonn



# Nachrichten



## Pfingsttreffen 1996 mit dem Zieralgen-Arbeitskreis Esternberg in Schladming/Steiermark

Das Interesse am Pfingsttreffen mit Herrn Prof. Lenzenweger ist ungebrochen. Auch dieses Mal fand sich ein großer Desmidiaceen-Freundeskreis ein, um an den Exkursionen und dem Mikroskopieren teilzunehmen. Pünktlich ging es vom Schulhof fort, vorbei an Standorten der blühenden *Iris sibirica* in den Sumpfböden des Flusses Enns in Richtung Bad Aussee, wo sich die Gruppe in zwei Richtungen teilte: Die eine Gruppe steuerte den Spechtensee an, ein Niedermoor in ca. 1500 m Höhe mit Verlandungszonen und Schwingrasen, wo sie sich auf die Suche nach den Zieralgen *Micrasterias decemdentata* und der Rarität *M. apiculata* machte.

Die andere Gruppe machte eine Bergwanderung in Richtung Sandling-Alm. Auf dem Weg dorthin war Gelegenheit, die prachtvollen Blumen der Bergwiesen zu bewundern wie auch den Ausblick auf den tafelbergartigen Löss zu genießen. Herr Helmut Lenzenweger (Junior) führte als Paläontologe in ca. 1450 m Höhe zu einem Aufschluß der artenreichen Ammoniten-Gattung *Arcestes* und der Muschel *Monotis salinaria*. Ein kurzer Abstecher hinab zu einem Flachmoor gab nicht nur Gelegenheit zum Betrachten und

Fotografieren vieler blühender Moorpflanzen, sondern auch einige Proben mit Zieralgen zu nehmen. Auf Grund des schönen Wetters mit guter Sicht war allein schon diese Bergwanderung ein Erlebnis.

Am Nachmittag hielt Herr Prof. Lenzenweger einen Vortrag über die Zieralgen, wobei er auch seine Ver-

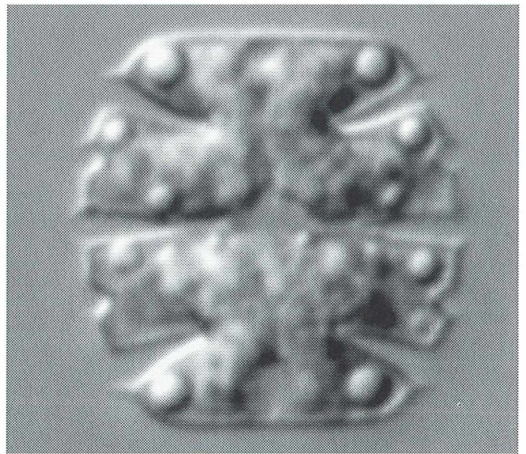


Abb. 2: *Micrasterias decemdentata*.  
Foto: H. J. Steinkohl

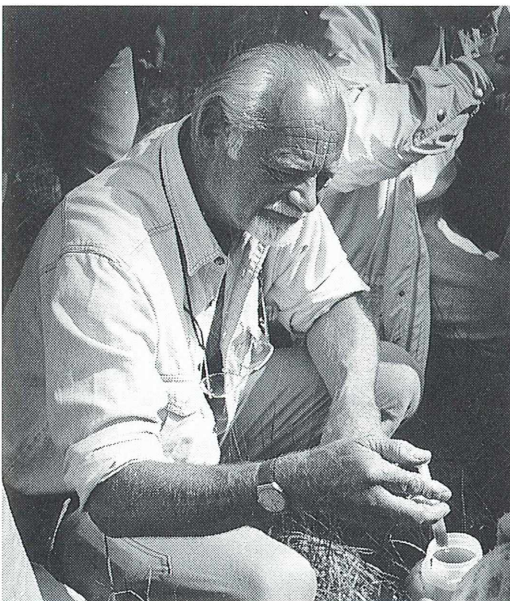


Abb. 1: Prof. Lenzenweger bei einer seiner typischen Tätigkeiten.

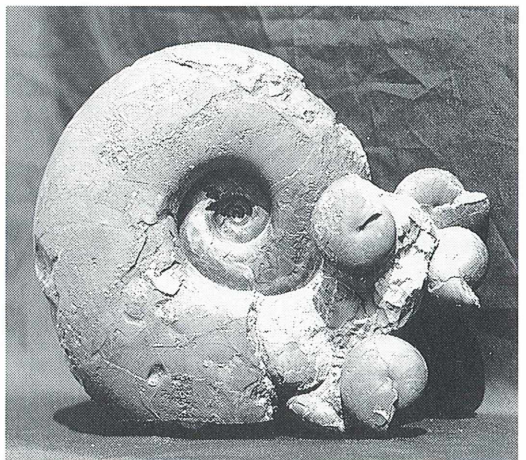
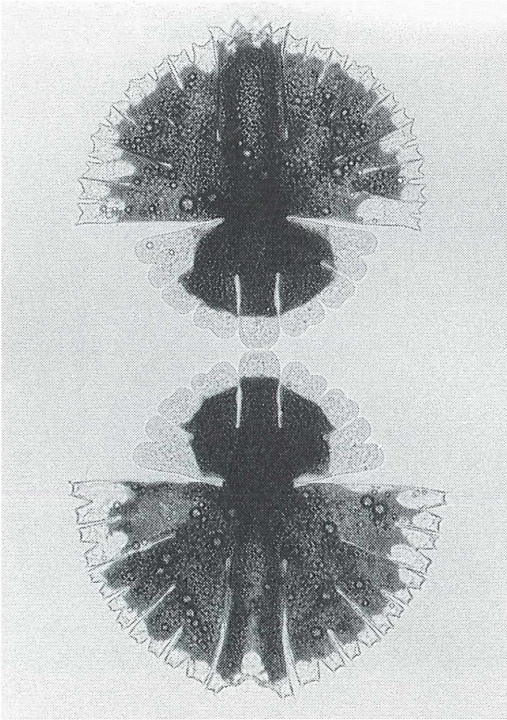


Abb. 3: Ammonitengruppe mit *Arcestes subumbilicati*.



öffentlichung vorstellte über die Desmidiaceen von Österreich – Teil 1. Hierbei verwies er auf die Schwierigkeit, daß die beim Recherchieren der in der Literatur angegebenen Fundorte teilweise nicht mehr die beschriebenen Formen enthielten bzw. häufig negative Veränderungen erfahren hatten. Das anschließende Auswerten der Proben und das Mikroskopieren war wiederum interessant – die



**Abb. 4:** *Micrasterias rotata* in fortgeschrittenem Teilungsstadium.

Gruppe der Spechtensee-Teilnehmer überließ großzügig Fundmaterial an die Paläontologen-Gruppe. Am Sonntagvormittag ging es bei herrlichem Wetter von Schladming aus nach Süden in ein Seitental hinein zum Tettermoor. An vielen offenen Wasserstellen konnten Proben geschöpft werden und sogleich in der Pipette oder nach der „Methode Lenzenweger“ in der offenen Handfläche mit einer starken Lupe auf Ergiebigkeit geprüft werden. Ein Swift-Exkursionsmikroskop ermöglichte eine genauere Beurteilung der Proben. Auch hier gab es viele Moorpflanzen in Blüte zu sehen. Das Mittagessen fand im gemütlichen Tetterhof statt bzw. draußen auf der Terrasse mit Blick auf eine wiederkäuende Kuhherde – ein Bild tiefer Beschaulichkeit.

Nach der mikroskopischen Auswertung der Proben am Nachmittag berichtete Herr Kämmer in einem interessanten Diavortrag über das Dosenmoor als Biotop, ehemals eines der größten Moore Schleswig-Holsteins. Behandelt wurde der Bewuchs des Eises von unten in Hochmoorschlenken mit Conjugatophyceen und das Überleben der Desmidiaceen im Eis. Herr Kämmer verwies auch auf die Problematik der Vertreibung neu angesiedelter Arten durch die Bemühungen, das ehemalige Hochmoor zu regenerieren.

Herr Dr. Kreutz berichtete an Hand von eindrucksvollen Dias über den Porenapparat der Conjugatophyceen. Es handelte sich dabei um die Wiederholung von Arbeiten von Lütgemüller um das Jahr 1900 an *Cosmarium*, *Desmidium*, *Pleurotaenium* und andere Algen.

Herr Stanek zeigte in einem 3D-Diavortrag die „Wunder der Natur“ und erntete viel Beifall. Am darauffolgenden Tag, bereits inmitten der Aufbruchsstimmung, gelang Herrn Schulz ein Meisterstück: Er hatte die Teilung von *Micrasterias denticulata* von Anfang an im Mikroskop und nahm den Vorgang mit der Videokamera auf. Es wäre schön, wenn er den Film beim nächsten Treffen in Zeitrafferbearbeitung vorführen könnte.

Ingo Pflugmacher, Meerbusch

## 2. Berliner Mikroskopierwoche vom 5. 5.–11. 5. 1997

Es sei daran erinnert, daß bis zum 15. März die Anmeldung zu dieser Mikroskopierwoche schriftlich bei Günter Beyer-Meklenburg, Brombeerweg 40, 14052 Berlin, eingegangen sein muß. Genauere Informationen sind auf Seite 370 im Dezember-Heft 1996 nachzulesen.

**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



# *Nassulopsis elegans* – Beobachtungen an einem Nahrungsspezialisten

Martin Kreutz

**Der Ciliat *Nassulopsis elegans* ist ein einzigartiges Untersuchungsobjekt, wenn es um die Beobachtung der Nahrungsaufnahme bei reusentragenden Ciliaten geht. Darüber hinaus bietet er neben seinem auffallenden Erscheinungsbild noch Gelegenheit für weitere Detailstudien, welche einem Aufbau und Lebensweise dieser interessanten Ciliatengruppe allgemein näherbringen.**

 Obwohl *Nassulopsis elegans* (vor 1959 *Nassula elegans*, Fauré-Fremiet, 1959) in der Literatur als recht häufiger Ciliat beschrieben wird (Foissner, 1994), muß sein Fund, aus meiner Erfahrung heraus, als etwas besonderes betrachtet werden. Diese Gelegenheit sollte genutzt werden, zu einer genaueren Betrachtung dieses schön gefärbten Ciliaten. Im vorliegenden Fall war der Fundort ein als  $\alpha$ -mesosaprob einzustufender Waldteich mit Zufluß von angrenzenden Feldern. *Nassulopsis* fand ich zuerst im Frühjahr, praktisch ausschließlich in den schwimmenden Matten von Blaualgen (Cyanobakterien) der Gattungen *Oscillatoria* und *Phormidium*. Den Sommer hindurch hatte er offensichtlich ein Abundanzminimum. Erst im Herbst fand er sich wieder, parallel zu dem erneuten Auftreten der Blaualgen. Die am Fundort gezogenen Proben erwiesen sich als sehr empfindlich. Bereits nach 24 h starb die gesamte Population von *N. elegans* darin ab. Deshalb empfiehlt sich eine Kultur. Dazu habe ich zehn Exemplare aus einer frischen Probe in ein Mikroaquarium überführt. Gefüttert wurde mit einer Blaualgenkultur, die ebenfalls vom Fundort stammte und in einer Petrischale gehalten wurde.

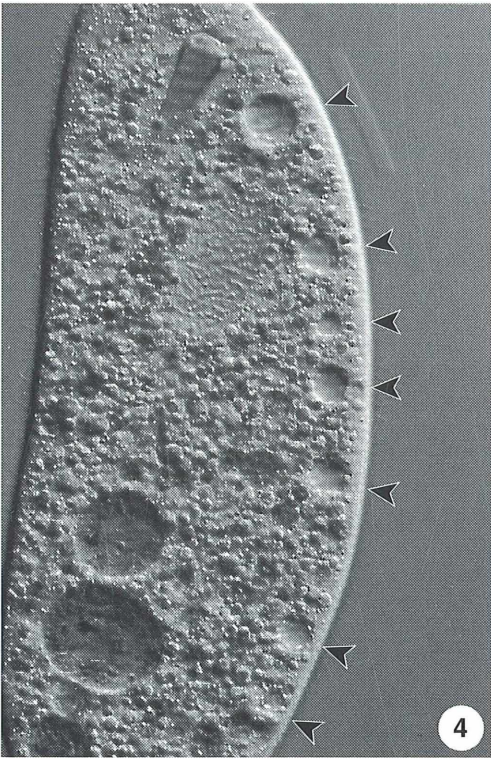
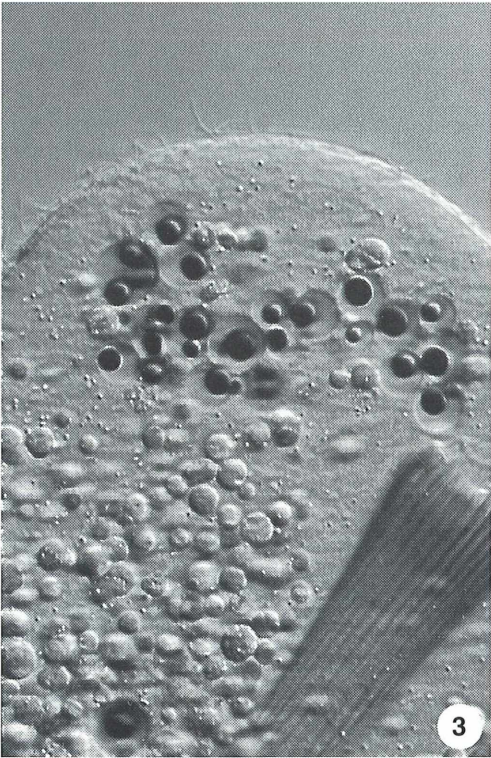
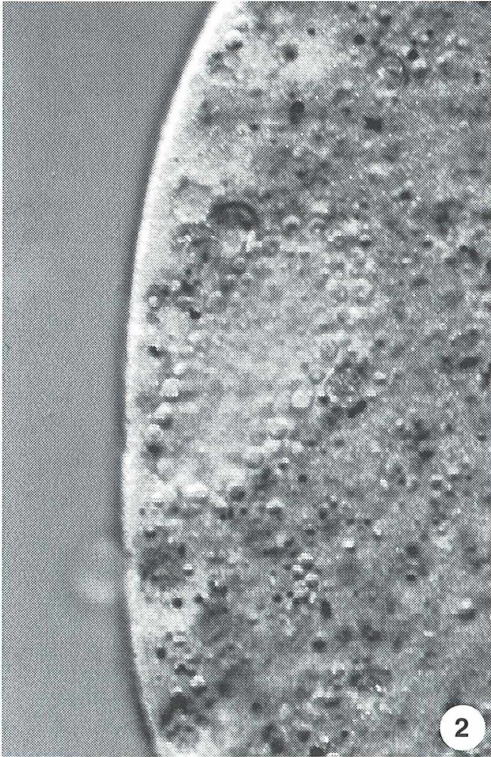
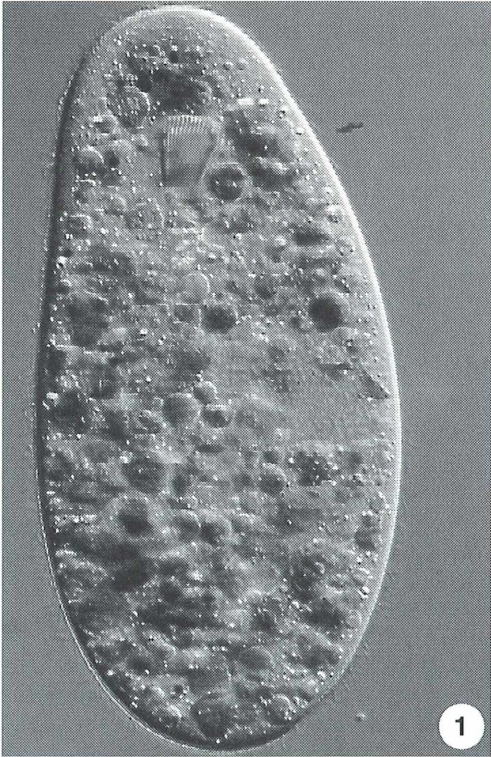
## Identifizierung und Erscheinungsbild

Die Identifizierung von *N. elegans* gelingt ohne Schwierigkeiten, da er mehrere charakteristische Merkmale besitzt, die eine Verwechslung ausschließen. Der holotrich bewimperte Körper ist 150–300  $\mu\text{m}$  lang, 50–100  $\mu\text{m}$  breit und besitzt eine birnenförmige Gestalt. Im schlankeren vorderen Fünftel findet sich die auffäl-

lige Reuse (Abb. 1). Zudem wird dieser „Kopfteil“ oft ventralwärts abgeknickt. Unter Deckglasdruck wird der länglich ovale Makronukleus gut sichtbar (Abb. 1, 2, 4, 8). Die 5–25 Mikronuklei, die den Makronukleus satellitenartig umgeben (Foissner, 1994), sind ohne eine spezielle Anfärbung meist nicht sichtbar. Nur selten treten sie so schön in Erscheinung wie in Abbildung 2. Hatte *Nassulopsis* reichlich Blaualgen als Nahrung zur Verfügung, so ist er angefüllt mit Nahrungsvakuolen, die ihm eine sattgrüne Farbe verleihen. Wie das Juwelentierchen *Nassula ornata* (Schneider, 1992) besitzt auch *Nassulopsis elegans* stark gefärbte Vakuolen.

Dabei handelt es sich um farbige Abbauprodukte, die im Laufe der Verdauung der Blaualgen entstehen. Ich konnte Exemplare mit violetten, dunkelblauen und hellblauen Vakuolen beobachten. Nach Canter (1990) soll es sich um Abbau-Stadien der farbigen Proteine Phycocyanin und Phycoerythrin handeln, welche durch die Cyanobakterienkost aufgenommen werden. Im Gegensatz zu *Nassula ornata* sind diese farbigen Vakuolen nicht über den ganzen Körper verteilt, sondern bilden eine ortsfeste Ansammlung dorsal im Vorderende (Abb. 3, 6i). Bei hoher Vergrößerung erkennt man, wie die gefärbten Flüssigkeitströpfchen einzeln in Vakuolen eingeschlossen sind (Abb. 3). Unterhalb der Reuse beginnend, zieht sich auf der ventralen Seite eine perlschnurartige Reihe von kontraktilen Vakuolen. Nach der Literatur sollen es drei bis fünf sein (Kahl, 1932, Foissner, 1994). Ich konnte jedoch Exemplare mit sechs und einmal sogar mit sieben kontraktilen Vakuolen beobachten (Abb. 4). Knapp unterhalb der Reuse verläuft das sogenannte Synhym-







- ◀ **Abb. 1:** Ein leicht gepreßtes Exemplar von *Nassulopsis elegans*. 365×. – **Abb. 2:** Der länglich ovale Makronukleus mit anhaftenden Mikronuklei (Aufnahme: P. Mayer). 500×. – **Abb. 3:** Aufnahme des „Pigmentflecks“ von *N. elegans* bei hoher Vergrößerung. Jede Farbstoffkugel befindet sich in einer separaten Vakuole. 850×. – **Abb. 4:** Ein Exemplar mit sieben kontraktile Vakuolen (Pfeilköpfe). 365×.

enium. Dies ist ein ringförmiges Wimpernband, welches ähnlich einer Halskette um den Zellkörper verläuft, sich aber dorsal nicht berührt. Im ungequetschten Zustand ist es leicht zu erkennen, da es den Eindruck eines leichten Ringwulstes durch die dort verlängerten Wimpern gibt. Bei gequetschten Exemplaren übersieht man es leicht, da diese Wimpern angedrückt werden. Von *Nassulopsis elegans* ist bekannt, daß er unter der Zellmembran eine wabenartige Struktur von Alveolen auf-



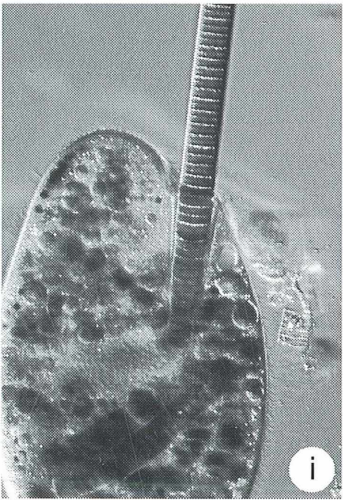
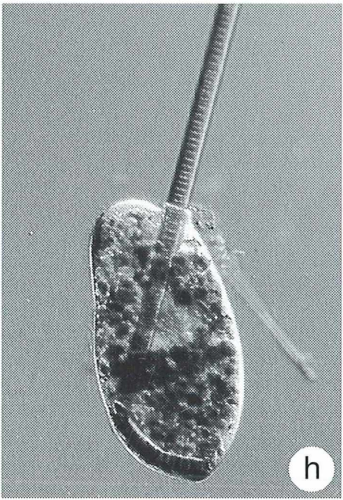
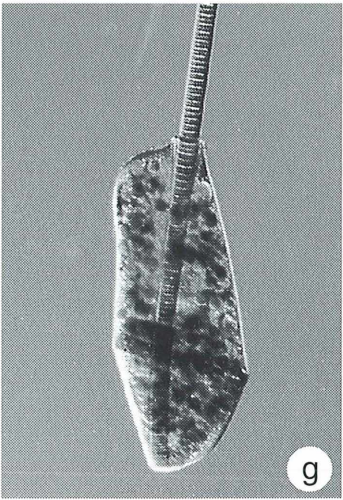
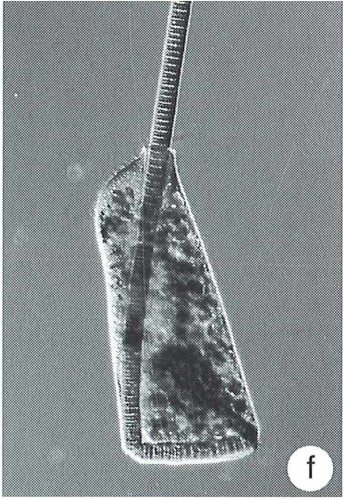
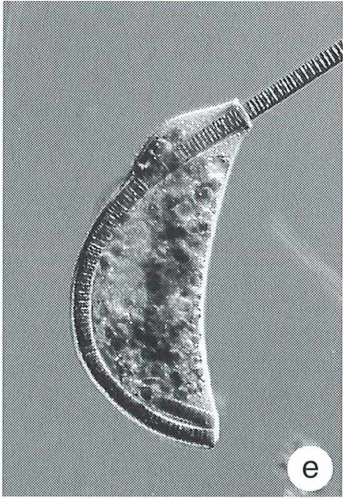
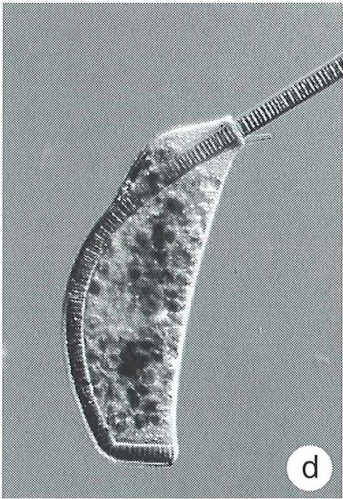
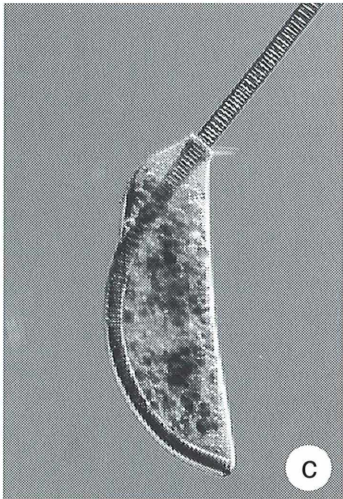
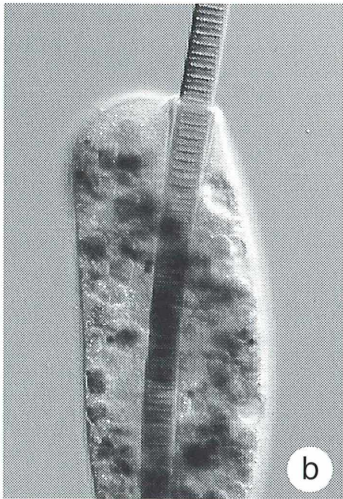
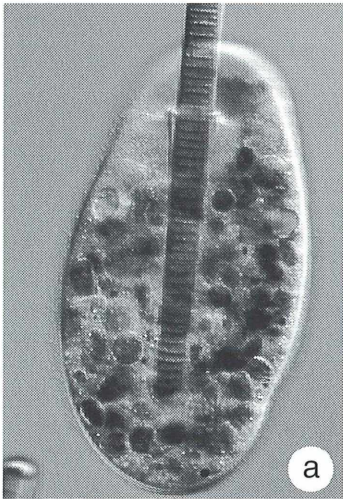
**Abb. 5:** Die wabenartige Alveolenstruktur unter der Zellmembran. Der Pfeilkopf deutet auf den Exkretionsporus der kontraktile Vakuole. 1200×.

weist. Diese wurde von Foissner (1994) elektronenmikroskopisch beschrieben, ist aber auch lichtmikroskopisch sichtbar (Abb. 5). In jeder Alveole erkennt man ein kleines Körnchen. Dabei handelt es sich wahrscheinlich um Mucocysten. Dies wird durch die Beobachtung unterstützt, daß sich unter Deckglasdruck die Alveolen explosionsartig vergrößern, wonach die „Körnchen“ nicht mehr sichtbar sind. Die runde Struktur in Abbildung 5 ist der Exkretionsporus der darunterliegenden kontraktile Vakuole (dunkler Schatten). *Nassulopsis* schwimmt recht langsam und rotiert dabei. Bewegt er sich innerhalb von Blaualgenmatten fort, zeugt er eine deutliche Metabolie.

### Nahrungsaufnahme

Wie die meisten reusentragenden Ciliaten sind diese oft auf eine spezifische Nahrung festgelegt. Dies trifft auch bei *N. elegans* zu, der sich ausschließlich von den Blaualgen der Gattungen *Oscillatoria* und *Phormidium* ernährt. Diese werden von anderen fädigen Blaualgen sicher unterschieden. Durch Fütterung mit anderen Blaualgen kann man dies einfach belegen. Andere Blaualgengattungen werden selbst dann nicht angenommen, wenn die Exemplare völlig ausgehungert sind (frei von Nahrungsvakuolen). Diese Beobachtung stimmt mit denen an *Nassula aurea* überein (Canter, 1990). Die Reuse von *N. elegans* ist für die Aufnahme von Blaualgenfäden ideal angepaßt und stellt ein hochorganisiertes Gebilde dar, welches im polarisierten Licht seinen doppelbrechenden Charakter zeigt. Lichtmikroskopisch können nur die sogenannten Reusenstäbe (Nemadesmata) erkannt werden. Ihre Zahl ist nicht konstant und soll zwischen 20–40 schwanken (Foissner, 1994). Bei den von mir untersuchten Exemplaren waren es durchweg 24–26. Die Reusenstäbe sind an ihrem vorderen Ende leicht eingekerbt (Abb. 9). Die Reusenstäbe sind gegeneinander beweglich und können sich so dem Umfang der Nahrung entsprechend anpassen. Sie liegen der Blaualge während der Nahrungsaufnahme dicht an (Abb. 7). Man kann *N. elegans* sehr häufig bei der Nahrungsaufnahme beobachten, allerdings nur sehr selten unter Deckglasdruck, wo sich dieser Vorgang besonders schön beobachten läßt (Abb. 6a–i). Er beginnt mit dem Abtasten des Blaualgenfadens



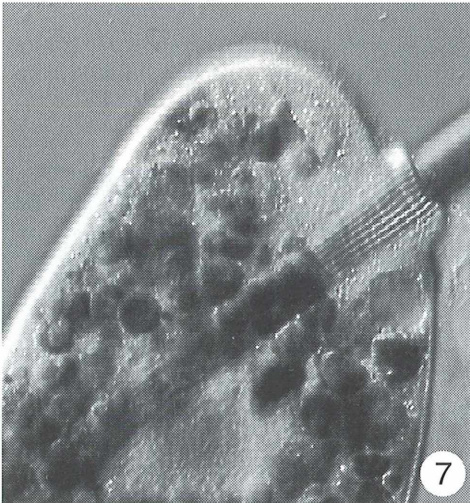




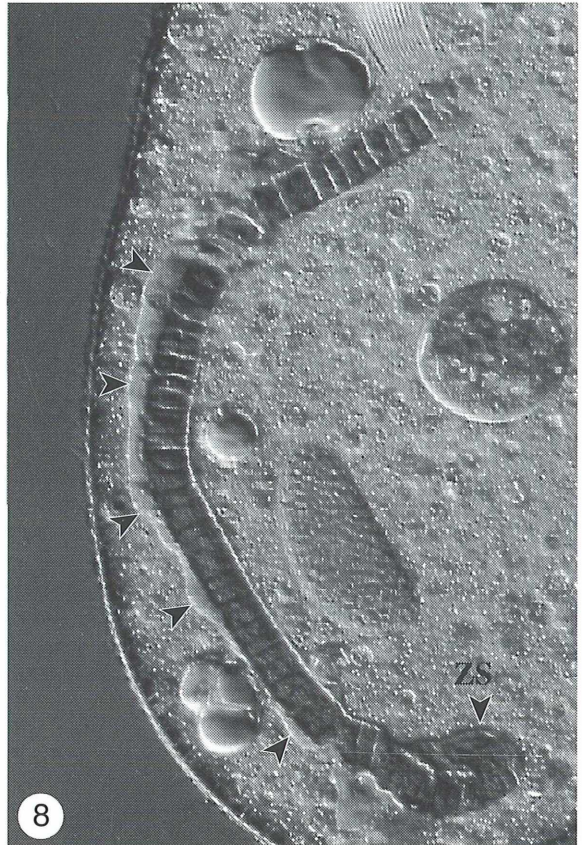
◀ **Abb. 6a–i: Verschlingen von *Oscillatoria* durch *Nassulopsis elegans*. Der abgebildete Vorgang dauerte etwa vier Minuten. a, b, i 240×, c–h 125×.**

mit der Reuse um ein Ende zu finden. Zuweilen stülpt sich die Reuse auch schon über den Faden ohne das Ende gefunden zu haben. Dann wird der Faden umgeknickt und der Faden wird in Doppellage verschlungen. Wird jedoch das Ende des Fadens erreicht, schiebt sich die Reuse darüber und die recht spektakuläre Aufnahme des Blaualgenfadens beginnt (Abb. 6a). Die Geschwindigkeit, mit der sich der Blaualgenfaden durch die Reuse bewegt, konnte ich aus verschiedenen Beobachtungen mit circa 5  $\mu\text{m}/\text{sec}$  bestimmen. Dieser Wert scheint unabhängig vom Durchmesser des Blaualgenfadens und Individuum zu sein. Immer wieder Grund zum Staunen gibt die Funktionsweise der Reuse. Während der Algenfaden durch sie hindurchgeleitet, ist nicht die geringste Aktivität an

der Reuse zu erkennen, da die gerichtete Kraft-erzeugung auf molekularer Ebene stattfindet (Hausmann, 1982). Welche Kräfte dort jedoch wirken, wird spätestens dann klar, wenn der Blaualgenfaden das Hinterende der Zelle erreicht hat (Abb. 6c). Nun geschehen einige sehr erstaunliche Dinge. Die Nahrungsaufnahme wird nicht unterbrochen. Statt dessen biegt sich die Blaualge durch, gleich einem Glasfiberstab (Abb. 6c–e). Die Pellikula wird in diesem „Blaualgenbogen“ förmlich aufgespannt und beweist ihre außerordentliche Elastizität und Reißfestigkeit. Durch den Widerstand tritt die Reuse nun schnauzenartig hervor. Kurze Zeit später bricht die Blaualge und wird im Folgenden im Hinterende von *N. elegans* aufgefaltet (Abb. 6f–h). Dabei nimmt der Ciliat mitunter skurrile Formen an. Im ungequetschten Zustand, wo sich der Faden auch dreidimensional falten kann, sind mitunter tetraedrisch geformte Individuen zu beobachten, in denen die Blaualgen wie Zeltstangen wirken.



**Abb. 7: Fokus auf die Reusenstäbe während der Nahrungsaufnahme. Sie liegen der Blaualge dicht an. 400×. – Abb. 8: Durch Zufuhr von Lysosomen löst sich die zuvor eng anliegende Vakuolenmembran ab (Pfeilköpfe). Am zuerst ingestierten Teil der Blaualge erkennt man bereits eine deutliche Zersetzung (ZS). 400×.**





Das Ende der Nahrungsaufnahme kündigt sich an durch eine deutliche Verlangsamung der bis dahin immer gleich schnell erfolgten Aufnahme. Das noch in der Reuse befindliche Algenstück wird durch zugeführte Lysosomen teilweise verdaut (Abb. 6i) und schließlich ausgestoßen. Der aufgenommene Algenfaden wird in der Reuse kontinuierlich mit einer Membran umhüllt, die zuerst noch eng an dem Algenfaden anliegt. Schon eine Minute danach beginnt sich die Membran abzulösen, um eine langgestreckte Vakuole zu bilden (Abb. 8). Die Volumenzunahme geschieht höchstwahrscheinlich durch die Verschmelzung mit Lysosomen aus dem Plasma, die weitere Verdauungsenzyme heranzuführen (Hausmann, 1982). Bereits nach zwei Minuten färbt sich das Lumen dieser „Riesenvakuole“ deutlich violett. Sekunden später beginnt der Zerfall des Algenfadens (Abb. 8).

### Zellteilung

Das erste sichtbare Zeichen für den Beginn der Zellteilung bei *N. elegans* ist eine einsetzende Einschnürung der Zellmitte. Parallel dazu muß sich die Reuse verdoppeln. Dieser Vorgang

wurde für die Gattung *Nassula* von Tucker (1970) detailliert beschrieben. Bei *Nassula* wird die alte Reuse abgebaut und danach in beiden Zellhälften jeweils eine neue gebildet. Die neuen Reusen bilden sich aus zuvor linear angeordneten Mikrotubulikomponenten, die sich mit fortschreitender Differenzierung zu einem Kreis anordnen. In gleicher oder ähnlicher Weise wird wohl die Reusenbildung in *Nassulopsis* ablaufen, obwohl ich diesen Vorgang nicht durchgehend verfolgen konnte, sondern nur Ausschnitte aus diesem Ablauf (Abb. 9). Ist die Einschnürung der Zelle deutlich fortgeschritten, sind die beiden neuen Reusen als kleine Rosetten in jeder Teilzelle gut zu erkennen (Abb. 10). Unterhalb der Reusen sind die neu angelegten Reihen von kontraktile Vakuolen zu sehen. Im Verlauf der Zellteilung verlängert sich der elliptische Makronukleus zu einem wurstartigen Gebilde, welches sich dann in der Mitte abschnürt und auf beide Zellen verteilt wird (Abb. 11).

### Konjugation

Die sexuelle Vermehrung durch Konjugation beginnt bei *N. elegans* mit der Bildung einer

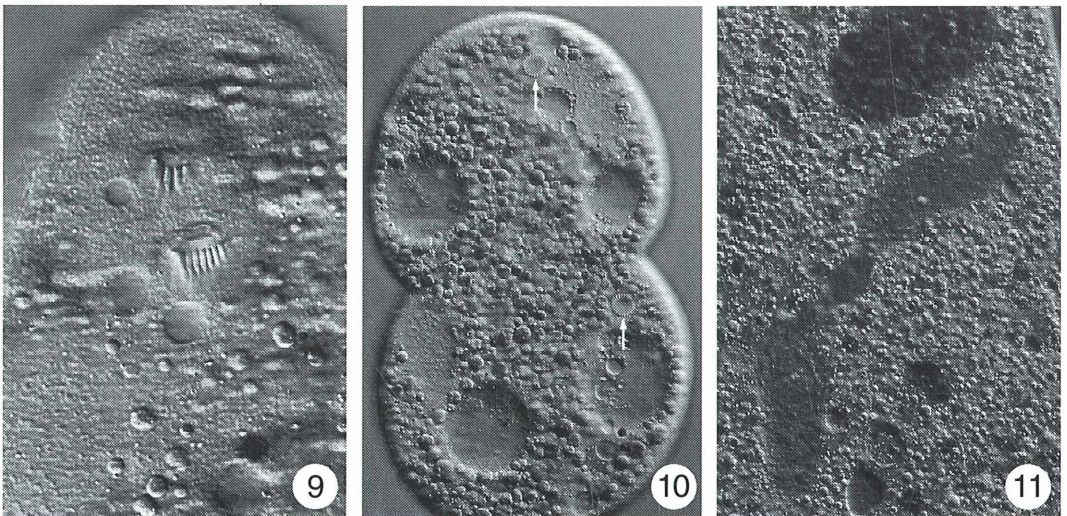
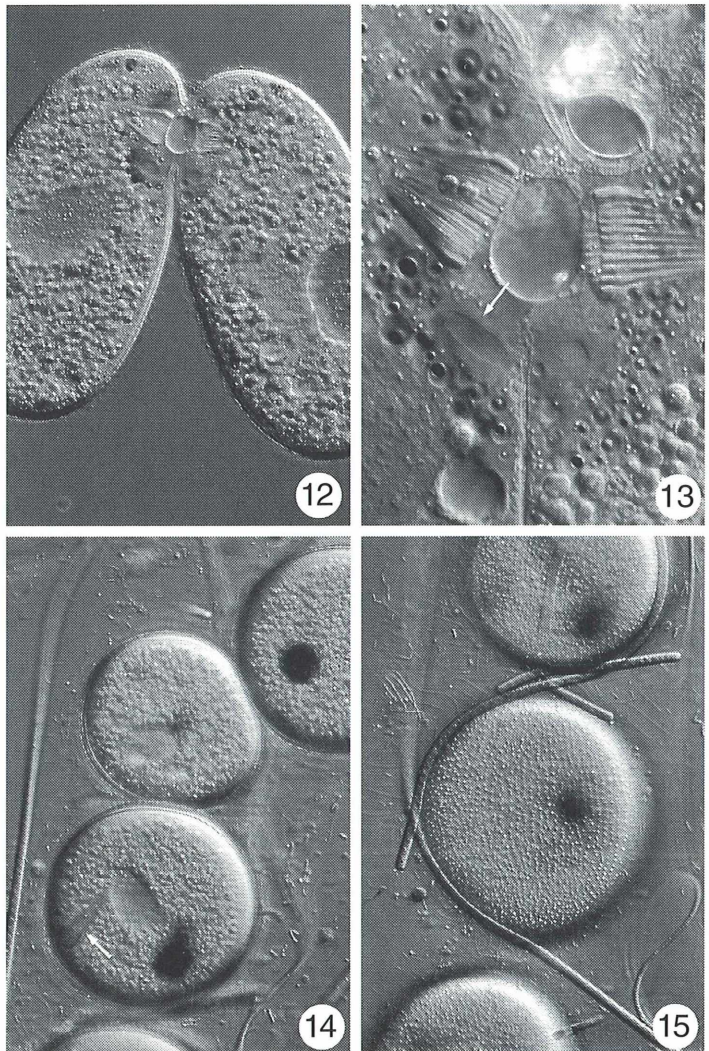


Abb. 9: Verdopplung der Reuse bei *N. elegans*. Die neu gebildete Reuse besitzt anfänglich weniger Reusenstäbe. An der alten Reuse ist die Kerbung der Reusenstäbe am distalen Ende gut zu erkennen. 900 $\times$ . – Abb. 10: *N. elegans* in Teilung. Die beiden Reusen sind als Rosetten gut zu erkennen (Pfeile). Unterhalb jeder Reuse findet sich eine Reihe kontraktile Vakuolen. 250 $\times$ . – Abb. 11: Der Makronukleus in Teilung. 250 $\times$ .



Abb. 12: *N. elegans* in Konjugation. 250 $\times$ . – Abb. 13: Detailaufnahme der Plasmabrücke zwischen den Reusen. Der Pfeil markiert den Mikronukleus eines Exemplars in meiotischer Teilung. 740 $\times$ . – Abb. 14: Cysten von *N. elegans*. In einer Cyste ist die Reuse noch deutlich zu erkennen (Pfeil). 300 $\times$ . – Abb. 15: Oberflächenstruktur der Cyste von *N. elegans*. 300 $\times$ .



Plasmabrücke im Bereich der Reusen (Abb. 12). Diese Plasmabrücke ist sehr stabil und kann auch durch Deckglasdruck nicht gelöst werden. Um die Reusen herum bildet sich ein vakuolenfreier Bereich. Auf der Trennlinie zum Vakuolenbereich sammeln sich eine große Anzahl der farbigen Vakuolen an (Abb. 12, 13). Diese wurden offensichtlich von der sonst dorsal liegenden Ansammlung abgezogen. Die beiden Exemplare in Abbildung 12 befanden sich offensichtlich in einem Stadium der Konjugation, wo der Mikronukleus sich in einer meiotischen Reduktionsteilung befindet. Der Pfeil in Abbildung 13 deutet auf den Mikronukleus

in einen der beiden Individuen in unmittelbarer Nähe zu der Plasmabrücke. Der Mikronukleus erscheint langgestreckt, da sich gerade der Spindelapparat ausbildet. Leider fand ich insgesamt nur zwei Paare von *N. elegans* in Konjugation. Daher konnte ich den gesamten Ablauf der Konjugation nicht verfolgen.

### Cystenbildung

Bei regelmäßiger Fütterung lässt sich in den Mikroaquarien eine hohe Populationsdichte von *N. elegans* erzeugen. Bleiben dann die Fütterun-

gen aus, so werden die Exemplare durch den Abbau von Nahrungsvakuolen zunehmend transparent. Später werden sogar die farbigen Vakuolen abgebaut. Diese Hungerformen fallen durch ihre ungewöhnliche Gestalt auf. Sie sind an verschiedenen Stellen eingedellt, so daß die vormalige Birnenform nur noch schwer zu erkennen ist. Etwa zwei Tage nach Aussetzen der Fütterung beginnt dann eine massenhafte Encystierung. Die Encystierung wird durch eine deutliche Verlangsamung der Bewegung eingeleitet. Die Exemplare kugeln sich schließlich ab und scheinen eine dünne aber feste Schleimhülle auszuscheiden. Diese bildet offensichtlich die spätere Cystenhülle. In den runden Cysten ist noch deutlich die Reuse zu erkennen (Abb. 14). Die Cysten haben einen Durchmesser von 80–105 µm. Oft enthalten die Cysten einen braunen Fleck. Eventuell handelt es sich dabei um Stoffwechselprodukte, die während der Encystierung nicht mehr ausgeschieden werden konnten. Die Cystenhaut besitzt eine Strukturierung in Form punktierter Reihen (Abb. 15). Eine Excystierung konnte ich durch den Austausch von Wasser oder Zufuhr von Nahrung nicht einleiten.

## Dank

Frau Edith Gareis danke ich für Hinweise zum Fundort. Herrn Philipp Mayer danke ich für die freundliche Überlassung von Abbildung 2 und für den regen Informationsaustausch.

## Kurze Mitteilung

### Statolith im Pilzmyzel

Die Fruchtkörper der Ständerpilze (Basidiomycetes) reagieren auf die Schwerkraft. Aus einer neuen Untersuchung des Samtfußröhlings (*Flammulina velutipes*) ergab sich, daß die Zellkerne der Hyphen, die eng mit dem Aktin-Cytoskelet verbunden sind, bei der Schwerkraft-Wahrnehmung eine wichtige Rolle spielen. Die aktive Bewegung der Zellkerne orientiert sich nach der Achse der Schwerkraft. Die Zellkerne haben eine Dichte von 1,22 g/cm<sup>3</sup> und erfüllen so die physikalische Vorausset-

## Literaturhinweis

- Canter, H. M., Heany, S. I., Lund, J. W. G.: The ecological significance of grazing on planktonic populations of cyanobacteria by the ciliate *Nassula*. *New Phytol.* 114, 247–263 (1990).
- Fauré-Fremiet, E.: La famille des Nassulidae (Ciliata gymnostomatida) et le genre *Nassulopsis* n. gen., C. r. hebdomadaire. Séances Acad. Sci., Paris, 249, 1429–1433 (1959).
- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-system. Bd. III: Hymenostomata, Prostomatida, Nassulida. Informationsber. d. Bayer. Landesamt. f. Wasserw., München 1994.
- Hausmann, K.: Der Ciliat *Pseudomicrothorax dubius*: ein Spezialist der Nahrungsaufnahme und Verdauung, I. Phagocytose und Reusenstruktur. *Mikrokosmos* 71, 129–135 (1982).
- Hausmann, K.: Der Ciliat *Pseudomicrothorax dubius*: ein Spezialist der Nahrungsaufnahme und Verdauung, II. Wachstum der Nahrungsvakuole und Verdauung. *Mikrokosmos* 71, 193–199 (1982).
- Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa, I. Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria). In Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands. Gustav Fischer Verlag, Jena 1930–1935.
- Schneider, H.: Buntfarbige Protozoen aus Teichen, Tümpeln und Gräben: Das Wimpertier *Nassula ornata*. *Mikrokosmos* 81, 225–230 (1992).
- Tucker, J. B.: Morphogenesis of a large microtubular organelle and its association with basal bodies in the ciliate *Nassula*. *J. Cell Sci.* 6, 385–429 (1970).

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

zung, um als Statolith zu fungieren, da schon ihre geringen Verschiebungen in dem vielkernigen Myzel ausreichen, um den zellulären Mechanismus auszulösen, der zur Richtungsänderung des Wachstums führt.

Monzer, J.: Cullular graviperception in the basidiomycete *Flammulina velutipes* – Can the nuclei serve as fungal statoliths? *Eur. J. Cell Biol.* 71, 216–220 (1996).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)



## Mikro-Einsteiger

# Was macht man mit den großen Kleinen?

## Wasserinsekten im Auf- und Durchlicht fotografiert

Erich Lühje und Rolf Albert

Ein schlichtes Küchensieb (Durchmesser ca. 15 cm) fördert aus einem Gewässer eine Fülle von Lebewesen zutage. Man führt es mit leichten Bewegungen durch den Pflanzenbestand hin und her, oder man spült eine kleine Portion des Bodensubstrats an der Wasseroberfläche aus. Der Fang wird in eine weiße, wassergefüllte Schale ausgeklopft, und schon laden zahlreiche Wirbellose – vor allem Würmer, Weichtiere, Krebse und Insektenlarven – zur Beobachtung und Dokumentation ein. Für den Mikroskopiker hat die Sache allerdings einen Haken: Eintagsfliegen- und Libellenlarven, Wasserwanzen und -käfer sind zwar attraktive Organismen, aber leider für unser Mikroskop untauglich, weil zu groß.

**M**it einer linearen Anfangsvergrößerung von ca.  $12\times$  ( $4\times$ -Objektiv,  $10\times$ -Okular bzw.  $2,5\times$  Foto-Projektiv) grenzt das Mikroskop den Bereich der Lupenvergrößerung aus, den wir von der Makrofotografie her kennen. Schwächere Mikroskopobjektive ( $1\times$ ,  $2$ – $2,5\times$ ) erfordern einen teuren Spezialkondensor. Foto-Stereomikroskope, ohne Frage ideal für diesen Vergrößerungsbereich, sind zumeist sündhaft teuer. Was tun? Wir möchten einige Bastel- und Beobachtungsanregungen geben.

### Käseschachtel unter Flutlicht

Für die Fotografie im Auflicht eignet sich folgende Einrichtung (Abb. 1): Wir widmen eine Frischkäseschachtel (ca.  $11 \times 7$  cm) zum Mini-aquarium um. Für unterschiedliche Aufnahmewecke dient eine Modellreihe mit bloßem Boden sowie mit Sand- oder Steinauflage (Anbringung mit wasserfestem Klebstoff), die nach Bedarf ergänzt wird. Für die Aufnahmen füllen wir die Schale nur so weit mit Wasser wie erforderlich, vermeiden also einen unnötig hohen Pegelstand (geringe Tiefenschärfe, Lichtstreuung). Als Beleuchtungsreflektoren dienen uns zwei Schreibtischlampen zu beiden

Seiten der Schachtel. In jeden Reflektor richten wir einen Blitz. Dadurch ist deren Strahlengang mit dem Lampenlicht identisch, so daß wir Schatten oder Reflexe über die Lampen kontrollieren können. Blitzgeräte mit Leitzahl 32 erlauben bei 100 ASA-Filmen Aufnahmeblende 11 oder 8. Die Kamera – mit 50- oder 80 mm-Makrooptik und Mikroskop-Sucherscheibe optimal ausgestattet – blickt vom Senkrechtstativ auf die Szene herab. Lösen wir sie über einen Fußschalter aus, haben wir beide Hände für die Einstellung des Motivs frei. Nach ungefährer Fokussierung führen wir die Schale mit den Händen vorsichtig unter der Kamera, um das Objekt ins Bildfeld zu bringen. Für letzte Schärfenkorrekturen heben wir das Gefäß leicht an. Negative auf 100 ASA-Schwarz-weiß-Film fallen recht weich aus (allseitiges Licht, Streuung im Wasser). Mit hartem Papier und kräftigem Entwickler (z. B. Dokumol unverdünnt) erhalten wir aber gute Abzüge (Abb. 2–4). Farbaufnahmen gelingen ohne Probleme.

### Blitze aus dem Fruchtquarknapf

Um mikroskopische Übergrößen im Dunkel-feld fotografieren zu können, basteln wir einen

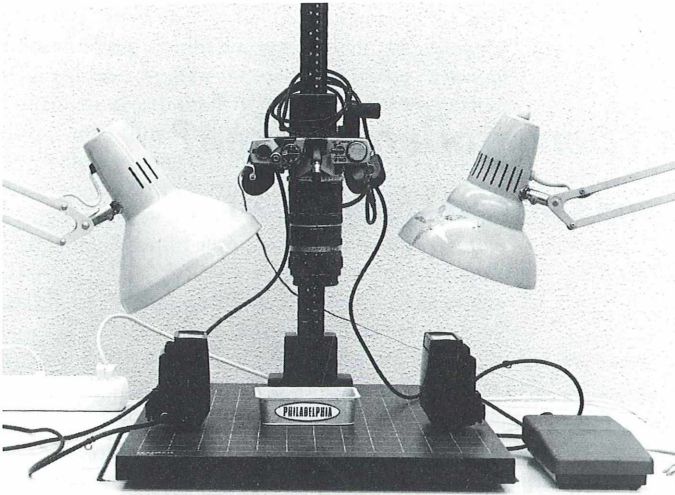


Abb. 1: Einrichtung für Makroaufnahmen von Wassertieren (rechts: Schalter für Fußauslösung).

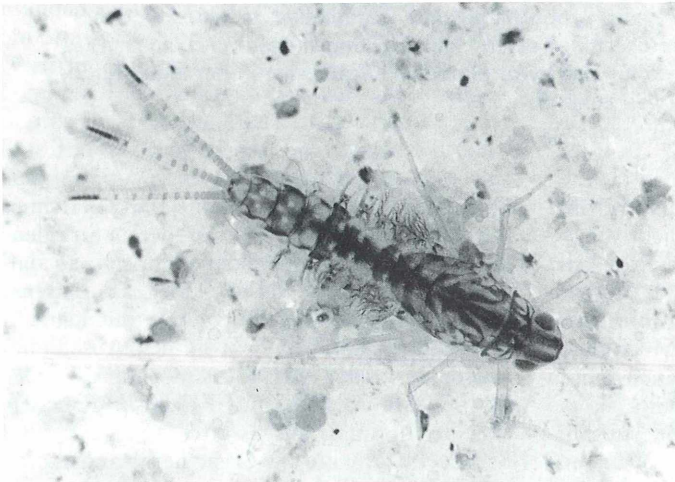


Abb. 2: Eintagsfliegenlarve (schwimmender Larventypus; *Cloëon spec.*) in einem Miniaquarium mit eingeklebtem Sandboden. 3 haarbesetzte Schwimmborsten am Hinterende des Körpers dienen dem Antrieb. ca. 10×

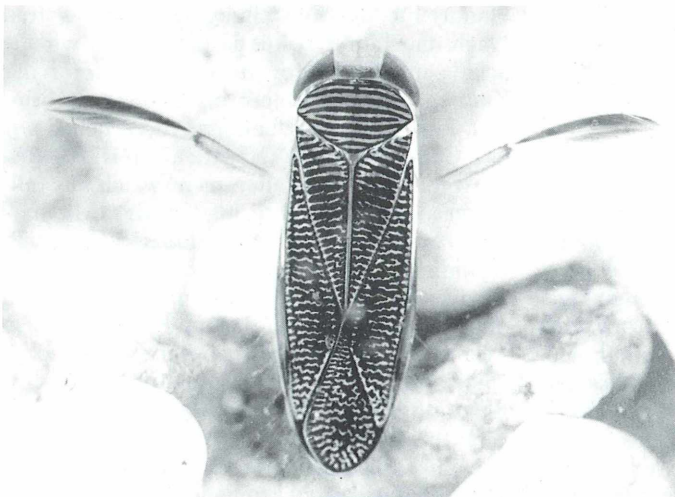
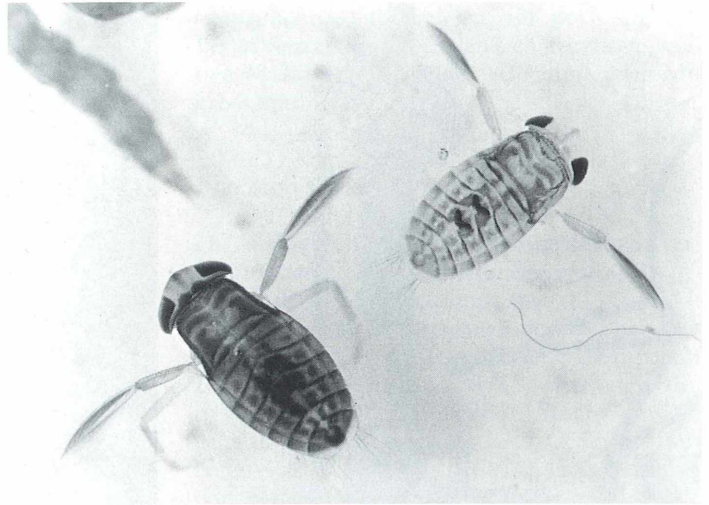


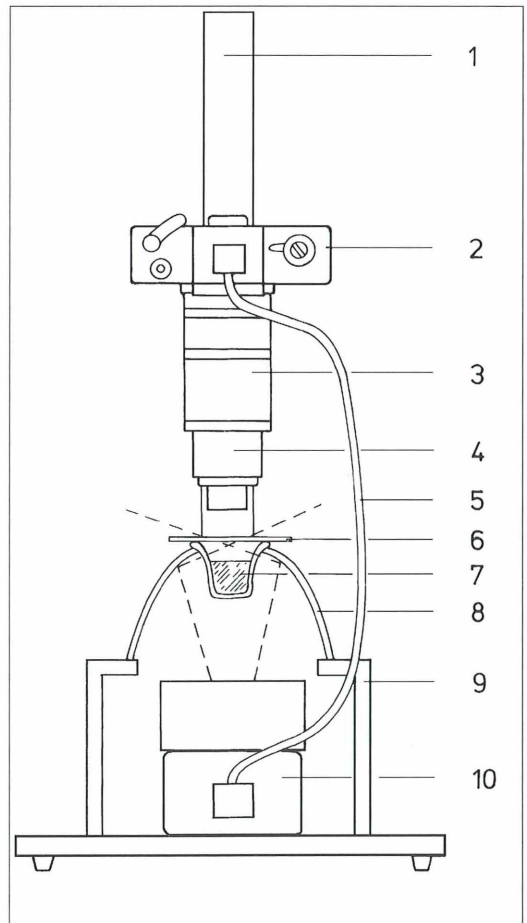
Abb. 3: Ruderwanze (Corixidae) in einem Miniaquarium mit eingeklebtem Steinchenboden: Am Vorderkörper schimmert Atemluft, die auf der Bauchseite von feinen Haaren, auf dem Rücken von den Flügeln festgehalten wird. ca. 6×



**Abb. 4:** Zwei Ruderwanzen-Larven in einem Miniaquarium mit unbelegtem Boden (weiß). Man sieht die Hinterbeine, die als kräftige Ruder dienen. Damit können erwachsene Tiere sich sogar aus der Tiefe des Wassers in die Luft schnellen, um fortzufliegen. ca. 3×



**Abb. 5:** Makrofotografie im Dunkelfeld. 1 Reprostativ, 2 Kamera, 3 Zwischenringe oder Balgengerät, 4 Objektiv, 5 TTL-Blitzkabel, 6 Objektträger, 7 lichtdurchlässiges Gefäß, unten geschwärzt, 8 umgedrehter Quarkbecher, 9 Tisch mit Öffnung, 10 Blitzgerät (nach IPTS 1996). Zeichnung: Cornelia Falk, Recklinghausen.



Kondensor für größere Bildfelder. Vor Jahren mußte noch ein Milcheimer als Basisgerät erhalten (Lüthje, 1990); nunmehr ist die fortschreitende Minimierung aller High-tech-Produkte schon beim Quarkbecher angelangt (Albert, 1996; Abb. 5 und 6). Diese verkleinerte Vorrichtung besteht aus dem umgedrehten Fruchtquarkbecher, in dessen Boden ein kreisrundes Loch geschnitten wurde. In dieses hängen wir ein kleineres, durchsichtiges Gefäß (Schnappdeckelgläschen, Filmdose, Flaschenverschluß). Bei Plastikmaterial kann der Rand mit erhitzten Metallwerkzeugen verbreitert werden, so daß sie im Kreisausschnitt des Bechers sicher halten. Die Innenseite dieses Gefäßes wird bis auf einen etwa 5 mm breiten Rand unter der Einhängeebene geschwärzt. Außer diesem Streifen werden seine Außenseite sowie die Innenseite des Quarkbechers mit Alufolie beklebt (Steigerung der Lichtausbeute). Insgesamt sollte der Kondensor nicht zu hoch sein (Lichtverlust). Das Gerät wird auf einen kleinen Tisch gestellt, der unter dem

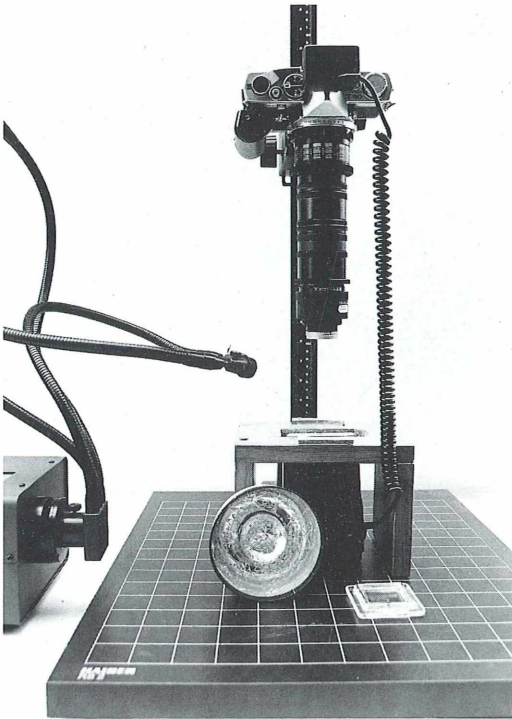


Abb. 6: Einrichtung für Makroaufnahmen im Dunkelfeld.

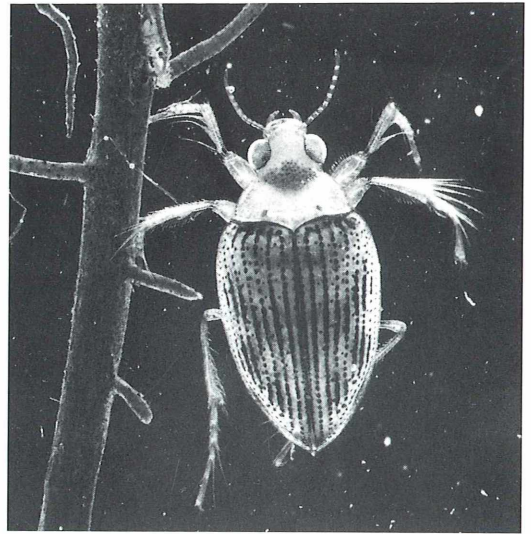
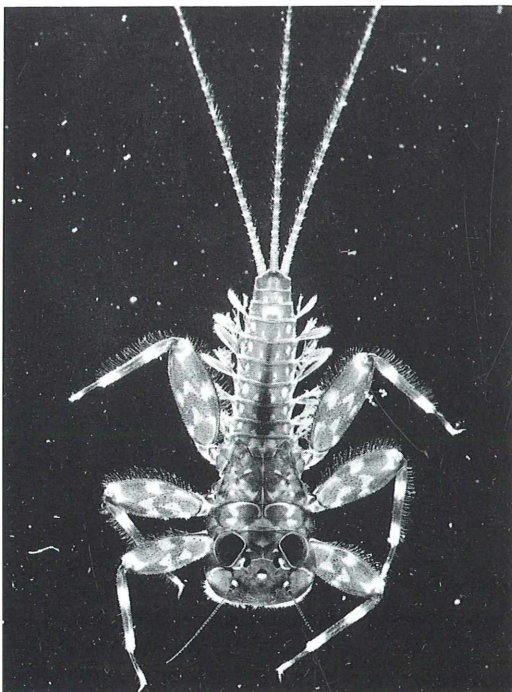


Abb. 8: Wassertreter (*Haliphus spec.*). Die 2–4 mm langen Käfer bewegen beim Schwimmen alle Beine, aber nicht gleichzeitig. An ihrer Unterseite speichern sie zwischen plattenartigen Hinterhüften und Bauchfläche einen Luftvorrat. ca. 15×



Quarkbecher eine Öffnung besitzt. Darunter legen wir das Blitzgerät. Dessen Licht gelangt durch den transparenten Ring seitlich zu den Organismen, die sich auf einem Objektträger oder in einer Petrischale im Zentrum über der Bodenöffnung des Bechers befinden. Optimale Belichtungen ergeben sich durch Abzug von 0,7–2 Blendenstufen vom Meßwert. Eine flach einfallende seitliche Hilfsbeleuchtung erleichtert die Scharfeinstellung. Die Aufnahmen fallen äußerst brillant aus (Abb. 7–9). Als Optik benutzen wir ein 50 mm Objektiv. Hervorragend eignet sich auch ein Vergrößerer-Objektiv wie z. B. das Anaret S 4,5/50 mm von Meopta für knapp über 100 DM (in Retrostellung am Umkehrring). Ein Abbildungsmaßstab von 5:1

Abb. 7: Eintagsfliegenlarve (strömungsliebender Larventypus; *Heptagenia sulphurea*). Diese abgeplatteten Formen sitzen fast stets auf der Unterseite von Steinen. Sie laufen nach Krabbenart seitlich, schwimmen aber vermutlich nicht freiwillig. ca. 8×





**Abb. 9: Grundwanze (*Aphelocheirus aestivalis*).** Ein „Pelz“ aus vielen Millionen Härchen von 2–4  $\mu\text{m}$  Länge hüllt diese Wasserwanze in einen Luftmantel, der im Wasser als Gaskieme wirkt und das Auftauchen zum Atmen erübrigt. Mit ihrem Rüssel saugt sie Wasserinsekten und Kugelmuscheln aus. ca. 6 $\times$

ist problemlos zu erzielen; für noch stärkere Vergrößerungen empfehlen sich kurzbrennweitige Makroobjektive (12,5–38 mm) oder Mikroskopobjektive.

### **Wie man seinen Fang versilbert**

Für die Durchführung der vorgestellten Verfahren bietet sich – unter Einbezug des Mikroskops – folgendes Programm an:

Wir fangen mit Küchensieb oder Kescher Eintagsfliegenlarven aus einem stehenden, pflanzenreichen Gewässer (z. B. Cloëon- oder Baëtis-Arten; Engelhardt, 1989). Wahrscheinlich geht uns noch manch anderes Getier mit ins Netz – gerade richtig für eine Experimental- oder Fotoserie! Bei unserer Arbeit mit der Makrokamera sehen wir auf dem Rücken der genannten Larven Tracheenkiemen schlagen (Abb. 2 und 7). Sie dienen dem Gaswechsel (Sauerstoff/Kohlendioxid) bei der Atmung des Tieres. Das ist jedoch nicht ihre einzige Funktion – und nun kommt unser Mikroskop zum Einsatz. Bei 10–20facher Objektiververgrößerung betrachten und fotografieren wir die Kiemen, wobei wir deutlich die gasführenden Tracheen erkennen können. Darüber hinaus



**Abb. 10: Kiemenblättchen einer Eintagsfliege (*Baëtis spec.*).** Die mikroskopische Aufnahme läßt zahlreiche Chloridzellen punktförmig hervortreten, die der Salzaufnahme aus dem Wasser dienen. ca. 200 $\times$

fallen uns auf diesen Körperanhängen zahlreiche Pünktchen auf (Abb. 10). Wozu mögen sie dienen? Süßwassertiere wie Eintagsfliegenlarven nehmen durch ihre halbdurchlässige Körperoberfläche fortwährend Wasser in die höher konzentrierte Körperflüssigkeit auf. Dieses Wasser wird über den Enddarm wieder ausgeschieden, wobei die Tiere einen Verlust an Körpersalzen (vor allem Kochsalz = Natriumchlorid) erleiden. Zum Ausgleich nehmen sie aus dem Süßwasser über sog. Chlorid-Zellen oder Chlorid-Epithelien wieder Salze in die Körperflüssigkeit auf. Die Lage dieser Zellen oder Hautabschnitte ist auf einfache Weise darzustellen (nach Wichard 1993, 1995): Die Larven werden im Dunkeln etwa 10–15 Minuten in 10 ml einer 0,1–0,2%igen Silbernitratlösung gelegt (Mikro-Einsteiger kennen sie bereits als Nachweismittel für Vitamin C; Lühje, 1996). Danach werden sie – immer noch im Dunkeln – mehrmals in 70%igem Alkohol (Ethanol/Brennspiritus) gewaschen und schließlich in dem zuletzt aufgefüllten Alkohol – ebenfalls in der Dunkelheit – konserviert. Auf den Chloridzellen/-epithelien der lebenden Larven bildet sich im Dunkeln ein weißer Niederschlag von Silbernitrat. Im Tageslicht wechselt die Farbe infolge photochemischer Reduktion schnell ins Violette oder Dunkelbraune. Hier liegen also die Stellen, an denen die Larven Ionen – u. a. auch Chloridionen – aus dem Süßwasser ansammeln!

**Beobachtungsanregung:** Andere Insektenlarven des Süßwassers, z. B. Köcherfliegen, besitzen ebenfalls derartige Chloridzellen und -epithelien (Wichard et al., 1995). Wir können sie auf dieselbe Weise sichtbar machen und fotografieren. Die Redaktion sieht Ihren Experimentalergebnissen mit Interesse entgegen!

### Literaturhinweise

- Engelhardt, W.: Was lebt in Tümpel, Bach und Weiher? 13. Aufl., Franck'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1989.
- Landesinstitut Schleswig-Holstein für Praxis und Theorie der Schule (IPTS) (Hrsg.): Fließgewässeruntersuchung und Datenfernübertragung. Krons- hagen 1996.
- Lühje, Erich: Makrofotos im Dunkelfeld – „eimer- weise“! Mikrokosmos 79, 156–159 (1990).
- Lühje, Erich: Sauerkraut – auf dem Objektträger angerichtet. Mikrokosmos 85, 115–120 (1996).
- Wichard, W.: Das Experiment: Osmoregulation der Köcherfliegenlarven. Biologie in unserer Zeit 23, 192–196 (1993).
- Wichard, W.: Lebensstrategien der Wasserinsekten. Praxis der Naturwissenschaften – Biologie 44, 1–5 (1995).
- Wichard, W., Arens, W., Eisenbeis, G.: Atlas zur Biologie der Wasserinsekten. Gustav Fischer Ver- lag, Stuttgart 1995.

**Verfasser:** Dr. Erich Lühje, Kruppallee 13, D-24146 Kiel, und Rolf Albert, Werderstraße 17–19, D-23566 Lübeck

## Nachricht

### 6. Pfingsttreffen 1997 des ZKE

Der Zieralgen-Arbeitskreis Esternberg veranstaltet vom Freitag, dem 16. Mai bis einschl. 19. Mai 1997, unter Leitung von Herrn Prof. Rupert Lenzenweger sein diesjähriges Treffen von Mikroskopiefreunden am Wolfgangsee in Österreich.

#### Programmablauf

- Freitag, 16. Mai 1997: Anreise  
Treffpunkt ab 17.00 Uhr in der Hauptschule in Strobl
- Samstag, 17. Mai 1997: Exkursion zu den Mooren der Postalm, dem zweit- größten Hochplateau Eu- ropas  
Nachmittag: Mikroskopie  
Abend: Vorträge

- Sonntag, 18. Mai 1997: Alpenflora – Exkursion un- ter Führung von Prof. Grims, einem der besten Kenner der dortigen Pflan- zenwelt  
Nachmittag: Mikroskopie  
Abend: Vorträge
- Montag, 19. Mai 1997: Mikroskopie + Erfahrungs- austausch  
Nachmittag: Heimreise

Der Unkostenbeitrag beläuft sich auf 50,- DM. Zimmerbestellungen sind von den Teilnehmern selbst vorzunehmen. Anmeldung und ausführliches Programm fordern Sie bitte an bei: Bruno Ortner, Pyrawang, A - 4092 Esternberg, Tel. 0 77 14/68 27.



# Mikro-Markt

Rubrikanzeigen im MIKRO-MARKT kosten DM 2,- pro mm, Spaltenbreite 65 mm.  
Chiffregebühr DM 5,-. Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an den: GUSTAV FISCHER VERLAG,  
Anzeigenleitung, Postfach 10 05 37, 07705 Jena

**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, Brentanostr. 7a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 0841/5 43 98, Fax: 0841/5 68 53

**Original Histor. Messing-Mikroskope zu verk.** Informative Fotoliste auf Anfrage. Björn Kambeck, Tel.: 05121/87 80 76, Fax: 05121/87 80 77.

**Probleme beim Ausbau des Mikroskops?** In unserer Liste M 19 finden Sie Objektive, Okulare, Kondensoren, Lichtfilter, Abgleichringe, Objektträger, Deckgläser, Präparatkästen und -mappen. R. Göke – Mikroskopie, Bahnhofstr. 27, 58095 Hagen, Tel.+Fax: 02331/3 17 54.

**Verkaufe** diverse hochwertige Mikroskope, binokular, m. Zubeh., alle mit Phasenkontr.-Einrichtung, neuwertig, Preis VB. Tel. 09452/27 40.

**Sammlerstück Leitz-Mikroskop Typ „G“** Rahmen schwarz lackiert, Optik Messing, in sehr gutem Zustand, lt. Fa. Leitz 1925 gefertigt, für DM 1500,- z. verk. Tel. 06851/7 08 14.

**Verkaufe** Mikroskop, fabrikneu, binokular, eingeb. Regelbel. 980,- (NP 1500,-), dazu Mikroblick u. Kamera 250,-. Monok.mikr. m. Kreuztisch u. Kasten, wie neu, 380,-, Kamera dazu 100,-. Plankton-(Invers-)mikroskop (gr. Forschungsgerät v. OLYMPUS) 4500,- VB. Zeiss-Messing-Mikr. 480,-, Deco-Farbmikrofotos (15 Stück 18 × 27 mit Text) 50,-, Messingmikr. (SCHIECK, Berlin, um 1870, Rarität!) g. Geb. **Suche** Messingmikr. u. -objektive. 030/4 31 59 09.

**Verkaufe** Stereomikr. (schwenkbar, Horizontalbeob.) 800,-, Inversmikr. (HF, Ph, Fototub.) 3500,-, Binok.mikr. (neu, nicht LOMO) 950,-, einf. mikrofot. Ausrüstung (Kamera, Mikroblick, Bel.m.) 300,-, 15 orig. Deko-Farbmikrofotos (17,7 × 27,7) mit Text, 75,-. Prospekt anfordern! 030/4 31 59 09.

## IMPRESSUM

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](mailto: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 01. 02. 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 (1997): 1 Jahrgang mit 6 Heften.

Abo-Preise (1997): 112,- DM / 817,60 ÖS / 107,52 SFr (zuzüglich Versandkosten); Einzelheftpreis 23,- DM / 167,90 ÖS / 22,08 SFr (zuzüglich Versandkosten); Vorzugspreis für Schüler und Studenten 79,- DM / 576,70 ÖS / 75,84 SFr.

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

Bankverbindung: Postbank Leipzig, Konto-Nr. 149 249-903, BLZ 860 100 90;

Deutsche Bank AG Jena, Konto-Nr. 3 907 656, BLZ 820 700 00;

Commerzbank AG, Filiale Jena, Konto-Nr. 2 581 122, BLZ 820 400 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 Fernsehendung, im Magnetonverfahren 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, Tübingen.

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 Anreibe-buchstaben (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 2/97

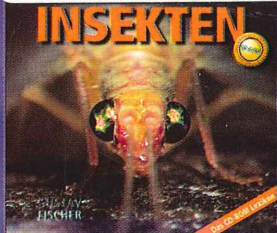
1 Bote(6)

300229

Bibliothek des OÖ.Landesmuseum

Museumstraße 14

4020 Linz



### Faszinierende Welt der Insekten Mitteleuropas - jetzt auf CD-ROM!

1996. CD-ROM  
DM 98,-  
ISBN 3-437-25020-5

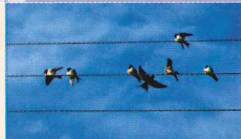
Für dieses spannende Programm wurde das klassische Insektenlexikon von Jacobs/Renner völlig überarbeitet und aktualisiert. Brillante Farbbilder, Video- und Tonsequenzen machen die CD zu einem multimediale Ereignis.

Systemvoraussetzungen:  
Hardware: PC ab 386er mit 4 MB Arbeitsspeicher, 5 MB-freie Festplattenkapazität, VGA-Karte mit 256 Farben oder True Color, Soundkarte, CD-ROM Laufwerk, MS-kompatible Maus.

Software: MS-Windows ab Version 3.1 bzw. Windows '95.

### Ökologie der Vögel

Physiologische Ökologie - Populationsbiologie  
Vogelgemeinschaften - Naturschutz



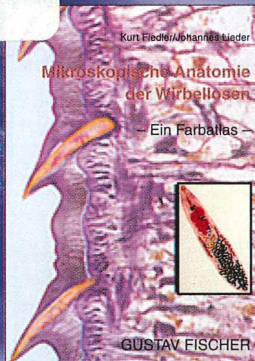
GUSTAV FISCHER

### Alles Wissenswerte zur Biologie der Vögel

1996. 149 S., 185 Abb., 8 Tab., kt.  
DM 44,-  
ISBN 3-437-25018-3

- Populationsbiologie
- Physiologische Anpassungen
- Stellung der Vögel im Gefüge der Lebensgemeinschaften

Anhand vieler Beispiele, Zeichnungen und Schemata wird die Ökologie der Vögel von einem der renommiertesten Ornithologen Deutschlands beschrieben.



### Mikroskopierhilfe und Farbatlas

1994. 233 S., 246 farb. Abb., kt.  
DM 54,-  
ISBN 3-437-20493-9

Farbbildungen zur mikroskopischen Anatomie der Wirbellosen erlauben den unmittelbaren Vergleich mit eingefärbten mikroskopischen Präparaten.

- Mit Standardobjekten zoologisch-mikroskopischer Praktika wie *Ascaris*, *Lumbricus*, *Hirudo*, *Helix* *Astacus* oder *Branchiostoma*
- Von jedem Objekt werden mehrere Organe behandelt
- Kurzbeschreibungen der Baupläne der entsprechenden Taxa erleichtern die Orientierung



### Guinness-Buch der Humanbiologie

1996. 344 S., zahlr. Tab. u. Abb., kt.  
DM 48,-  
ISBN 3-437-25200-3

Wie groß? Wie schwer? Wie schnell? Wie oft? ...Solchen und anderen Fragen können Sie mit rekordverdächtigen Antworten begegnen. Diese Sammlungen erfassen Zahlenwerte, Daten und Fakten des jeweiligen Themenbereiches in tabellarischer Form.

- Einzelwerte zu Bau und Funktion des menschlichen Körpers sowie zur Gesundheit und Evolution des Menschen
- Eine umfangreiche Informationsquelle für Studierende, Lehrer und Dozenten
- Ausführliche Register und Inhaltsverzeichnisse ermöglichen den schnellen Zugriff

Wissen, wo's langgeht.

GUSTAV  
FISCHER