

DM 24

F 20582

MIKROKOSMOS



URBAN & FISCHER

Januar 1999
88. Jahrgang
Heft 1
ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)
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

- 1** Beugungs-Interferenzkontrast –
Ein behelfsmäßiges Kontrastierungsverfahren im Eigenbau
Erhard Mathias
- 7** Plankton der Meere – Teil III: Metazoenlarven
Rudolf Drews
- 15** Ein Pseudoskorpion, *Lamprochernes nodosus*, als blinder Passagier mit der Stubenfliege auf der Reise zu neuen Lebensräumen
Gerhard Starnecker und Michael Burret
- 23** Die Anpassung einer Videokamera an das Mikroskop
Gerhard Göke
- 27** *Calypotricha pleuronemoides* – Ein Ciliat in einer Röhre
Martin Kreutz und Philipp Mayer
- 31** Auf dem Weg zu einer funktionell-biomechanischen Betrachtung von Mikroorganismen: Vitus Graber (1886)
Werner Nachtigall
- 39** Viel Verkehr im Netz: Eine erstaunliche retikuläre Amöbe
Ernst Hippe
- 43** Das Utrechter Leeuwenhoek-Mikroskop
Klaus Meyer
- 49** Mikro-Einsteiger: Beobachtungen an Protisten, die sich von Algen ernähren
I. Teil: Dinoflagellaten als Fresser mariner Kieselalgen
Eberhard Schnepf

Rubriken

- 6**
Mikro-Lyrik
- 12, 26, 30, 42, 56, 57**
Kurze Mitteilungen
- 14**
Mikro-Ufo
- 38, 40**
Nachrichten
- 41**
Mikro-Cartoon
- 38, 58**
Buchbesprechungen
- 60**
Aus der Industrie
- 61**
Aus den Arbeitsgemeinschaften
- 62**
Mikro-Markt
- 64**
Impressum

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

Umschlagabbildung: Der Pseudoskorpion *Lamprochernes nodosus* im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Siehe Artikel G. Starnecker und M. Burret, S. 15–22.

Beugungs-Interferenzkontrast – Ein behelfsmäßiges Kontrastierungsverfahren im Eigenbau

Erhard Mathias

Phasenkontrast oder gar differentieller Interferenzkontrast, davon kann der bescheidene Hobbymikroskopiker oder der mikroskopierende Schüler nur träumen! Um diesen Bereich der Mikroskopie attraktiver zu machen, habe ich das ebenso einfach einzurichtende wie auch wirkungsvolle Kontrastierungsverfahren entwickelt.

Zur Umrüstung eines normalen Durchlichtmikroskops benötigt man im Wesentlichen einige Stücke Kupferdraht verschiedener Dicke, etwas Bastelmaterial und ein wenig Geschick. Auf diese Weise habe ich ein älteres Leitz-Mikroskop mit den Objektiven 6×, 25×, 40× und 63× vollständig auf das von mir als Beugungs-Interferenzkontrast (BIC) bezeichnete Verfahren umgerüstet, was jedoch seiner weiteren Verwendung im Hell- oder Dunkelfeld nicht entgegensteht. Auch an anderen Mikroskopen (Zeiss, Eschenbach, Askania und Lomo) wurden gleich gute Ergebnisse erzielt.

Bauanleitung

Das umzurüstende Mikroskop sollte über einen abblendbaren Kondensator oder eine Leuchtfeldblende verfügen, andernfalls kann eine Loch- oder Spaltblende aus schwarzem Karton angefertigt werden. Um den Eigenbau nachvollziehbar zu machen, sei im folgenden die Anleitung für Objektiv 40× angegeben.

Material

Mikroskopobjektiv 40×, Holz-Zahnstocher, Lineal, Kupferdraht 0,3 mm dick (z. B. aus Telefonkabel), LötKolben, Lötzinn, Pinzette, Drahtschere, Unterlegscheibe (z. B. aus Messing, außen ca. 15 mm, innen ca. 8 mm Durchmesser), 2 Dachlatten-Stücke, Knetmasse, eventuell Hilfsmikroskop (oder Lupe mit Brennweite 20–25 cm).

Durchführung

Mit dem Zahnstocher wird die Tiefe des Objektivs (vom oberen Rand zur oberen Linse des Objektivs) vorsichtig ertastet und anschließend mit dem Lineal gemessen. Davon zieht man etwa 5 mm für den Anschlagsschutz des Objektivs ab (Frontlinse des Objektivs nicht anfassen!). Dann mißt man den Durchmesser der (oberen) Objektiv-Öffnung. Entsprechend der Abbildung 2 wird nun die Drahtblende geformt. Die Messingscheibe wird mittig auf die leicht geöffneten Holzlatten gelegt, die Draht-

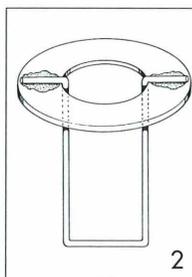


Abb 1: Verschiedene Objektive und ihrer Einschubtiefe entsprechende Konvergenzblenden. – Abb 2: Konvergenzblende aus Kupferdraht, aufgelötet auf eine Messingscheibe.

Bewertung des BIC

Ein Vergleich mit differentiellem Interferenzkontrast (Nomarski) ist im Grautonbereich möglich. Es fehlt das auf Polarisation beruhende Farbenspiel. Von der Kontrastwirkung her betrachtet, steht der BIC zwischen schiefer Beleuchtung (siehe z. B. Dunkelfeld-Keil) und Phasenkontrast. Während bei diesen der Kontrast bei offener Blende entsteht, geschieht das beim BIC durch Abblenden. Im Gegensatz zum meist verwendeten negativen Phasenkontrast, bei dem die optisch dichteren Strukturen dunkel abgehoben werden, handelt es sich beim BIC um einen positiven Kontrast. Die Kontrastwirkung ist besser als bei schiefer Beleuchtung und etwas schwächer, dafür in den Grautönen besser abgestuft als beim Phasenkontrast. Der

räumliche Bildeffekt ist geringer als bei schiefer Beleuchtung, dafür wesentlich ausgeprägter als beim Phasenkontrast, welcher eher plakativ wirkt. Sowohl bei Dunkelfeld/schiefer Beleuchtung als auch beim Phasenkontrast stören fremde Bildelemente und Schmutz auf dem Deckglas. Durch die beim BIC gegebene Möglichkeit des Suchens bestimmter Bildschärfen-Ebenen stören fremde Bildelemente nur wenig. Die erreichte Kontrastierung ist beim BIC durch Abblenden stufenlos einstellbar, die Wechselwirkungen der verschiedenen Faktoren sind in Abbildung 9 erfasst.

Außer den Kontrastbeeinflussenden Faktoren macht sich noch eine Abhängigkeit von der Richtung im Bildfeld erkennbar. Die größte Kontrastwirkung ergibt sich bei Strukturen parallel zur Drahtblende, die geringere senk-

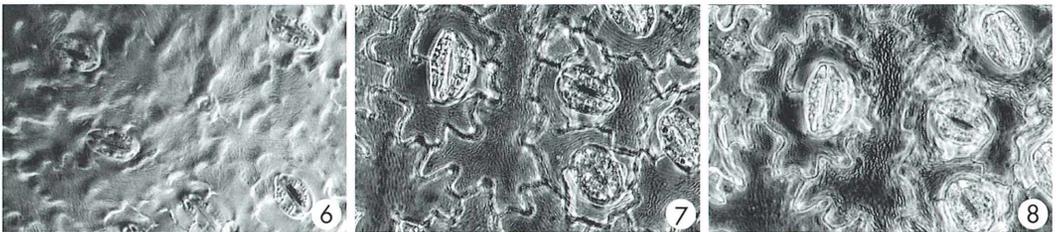


Abb 6–8: Alpenveilchen, untere Epidermis: Spaltöffnungen. Dunkelfeld-Keil, Objektiv 40 \times . – Abb 7: wie Abb. 6, jedoch im BIC. – Abb 8: wie Abb. 6 und 7, jedoch Phasenkontrast.

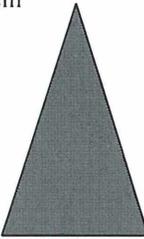
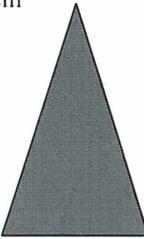
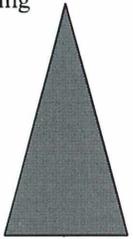
Objektiv-Vergrößerung	Drahtblenden-Dicke (Konvergenzblende)	Blendenöffnung (Divergenzblende)	Kontrastwirkung	Auflösung (Bildschärfe)
3,2 \times		klein		gering
100 \times	dünn			

Abb 9: Charakteristika des BIC. Das breite Ende des Pfeiles bedeutet starke, das spitze Ende schwache Wirkung. So entspricht beispielsweise einem Objektiv 100 \times ein dünner Draht; wird ein dickerer genommen, so steigert sich zwar der Kontrast, jedoch auf Kosten der Auflösung. Wird bei der vorgeschlagenen Drahtdicke (0,1 mm) stark abgeblendet, so wächst der Kontrast, dafür nimmt die Auflösung ab. Wird die Blende zunehmend geöffnet, so nimmt der Kontrast entsprechend ab und die Auflösung steigt; dabei ergibt sich ein Übergang zum normalen Hellfeld.

recht dazu. Reizvoll ist dabei der Einsatz eines drehbaren Tisches.

Beim Beobachten von Mikroorganismen im Wasser macht sich die Möglichkeit des schnellen und stufenlosen Übergangs vom BIC zum Hellfeld angenehm bemerkbar, im Gegensatz zum Phasenkontrast. (Außerdem verfügen Schulmikroskope kaum über letzteren.) Ähnlich wie beim Phasenkontrast geht etwas an Auflösung verloren, was dazu führt, daß z. B. Gehäusestrukturen bei Pleurosigma mit Objektiv 40x nicht mehr auflösbar sind. Aber Geißeln und Wimpern bei Mikroorganismen sowie Bakterien sind gut erkennbar.

Welches Kontrastierungsverfahren ist für welches Objektiv zu empfehlen? Da Dunkelfeld und schiefe Beleuchtung für Objektiv 40x und höher nur schwer einstellbar sind, eignet sich hierfür besonders gut der BIC. Für schwächer vergrößernde Objektive (3,2–10x) eignet sich der Dunkelfeld-Keil oder ein ähnlich wirkendes Kontrastierungsverfahren. Natürlich kann auch bei diesen Objektiven mit Erfolg auf BIC aufgerüstet werden, was ihre weitere Verwendung im Hellfeld, Dunkelfeld und bei schiefer Beleuchtung nicht beeinträchtigt.

Werden alle Objektive eines Mikroskops mit BIC ausgestattet und verfügt der Kondensor auch noch über eine die Apertur verändernde Klapplinse, so läßt sich der Kontrast allgemein

gültig einstellen: Mit ausgeklappter Kondensorlinse (geringe Apertur) wird beim am schwächsten vergrößernden Objektiv (z. B. 3,2x) die optimale Einstellung mit Hilfe der Leuchtfeldblende gesucht; die Kondensorblende wird nur noch für Feinkorrekturen benützt. Bei richtig abgestimmter Dicke der Konvergenzblende stimmt der Kontrast auch für das nächste Objektiv (z. B. 10x), da ja nun der Draht dünner ist und so dem unveränderten Blendendurchmesser entspricht. Beim Umschalten auf das nächste, stärker vergrößernde Objektiv (z. B. 25x) wird die Klapplinse in den Strahlengang des Kondensors eingeschwenkt. Diese Einstellung befriedigt in der Regel auch die folgenden Objektive (40x, 63x u.s.w.). Mit einem für Dunkelfeld, schiefer Beleuchtung und BIC ausgestattetem Kursmikroskop entfallen mühselige Färbungen in der Schule und die Mikroskopie wird (hoffentlich) zum genußvollen Erlebnis.

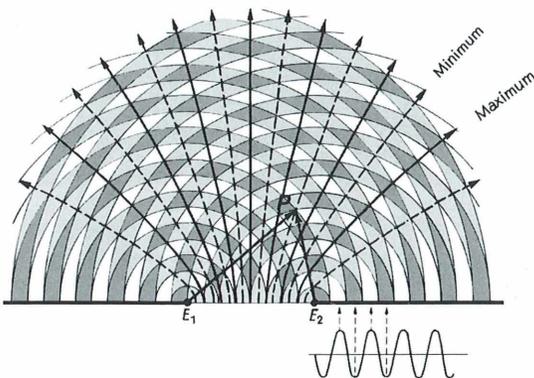


Abb 10: Beugung und Interferenz des Lichtes an einem Spalt. Im Falle von P kommt es zu einer Phasenverschiebung von einer halben Wellenlänge, wodurch sich die Lichtwellen aufheben (dunkel). Für die Bildentstehung wirksam sind die (hellen) Maxima.

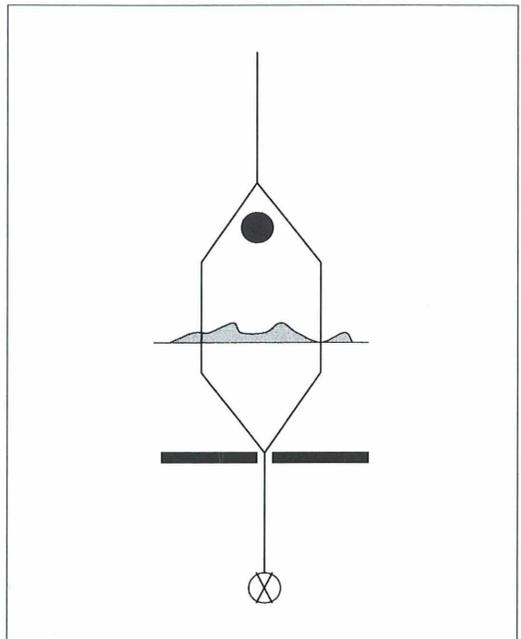


Abb. 11: Beugung-Interferenzkontrast, schematisch: Von der Lichtquelle ausgehend (⊗) folgt die Divergenzblende, danach die optisch wirksamen Strukturen des Objektes und schließlich die Drahtblende, die einerseits die Bildaufspaltung und andererseits die Konvergenz bewirkt.

Theoretische Grundlagen des BIC

Um den BIC besser zu verstehen, sollten Sie folgenden Versuch machen: Sie blicken zwischen zwei zu einem engen Spalt geformten Fingern hindurch auf ein helles Objekt. Auch wenn der Spalt enger als 1 mm ist, erscheint er weiter; in ihm erkennen Sie helle und dunkle Streifen.

Aus obigem Versuch läßt sich die Erkenntnis gewinnen, daß die sich wellenartig ausbreitenden Lichtstrahlen an dem engen Spalt nach außen, also divergent gebeugt werden, weshalb die untere Blende des BIC auch als Divergenzblende bezeichnet werden kann. Die Streifen entstehen durch anschließende Interferenz der vom Spalt ausgehenden Sekundärwellen, die sich überlagern. Ihre unterschiedlichen Laufzeiten führen zur Verstärkung oder zur Aufhebung. Stimmen die Phasen zweier interferierender Lichtwellen überein, so spricht man von einem (hellen) Maximum, sind sie jedoch um $\frac{1}{2}$ Wellenlänge verschoben, so entsteht ein (dunkles) Minimum.

Die ersten Versuche zum BIC wurden mit einer Spaltblende unter dem Kondensator gemacht, bis ersichtlich wurde, daß auch die stark verengte Kondensator- oder Leuchtfeldblende zum gleichen Ergebnis führt. Außerdem behebt sie weitgehend den Streifeneffekt im mikroskopischen Bild bei einer Spaltblende. Blickt man durchs Hilfsmikroskop auf ein stark abgeblendetes Objektiv, so erkennt man die konzentrischen Interferenzringe.

Von der abgeblendeten Leuchtfeld- oder Kondensatorblende gelangen also eng beieinander liegende Lichtmaxima zum Präparat. Sie durchlaufen ganz nahe beieinander liegende, optisch verschieden dichte Strukturen. Dadurch erfahren sie unterschiedliche Phasenverschiebungen. Je höher die optische Dichte, desto stärker werden die Lichtwellen abgebremst und um so größer ist die verursachte Phasenverschiebung. Anschließend geht es darum, die divergent gestreuten Lichtstrahlen

nach Durchlaufen des Präparats wieder (konvergent) zu sammeln. Das besorgt die Drahtblende (Konvergenzblende) im Objektiv. Dabei greifen die Sekundärwellen sozusagen um die Drahtblende herum, ihre Interferenz kompensiert die vorherige Wirkung der Divergenzblende. Außerdem wird durch die zentrale Drahtblende das alles überstrahlende Hauptmaximum ausgeblendet, so daß die Wirkung der Nebenmaxima voll zur Geltung kommen kann. Die beiden durch die Konvergenzblende bedingten mikroskopischen Teilbilder vereinigen sich zu einem Kontrastbild auf der Zwischenbildebene des Mikroskops. Die Interferenz der Lichtwellen nach der Drahtblende, besonders die durch die Präparatstrukturen verursachten Phasenverschiebungen, ergeben unterschiedliche Lichtintensitäten.

Kontrastwirkung durch Abblenden, stufenlose Änderung des Kontrasts, Aufspaltung und Wiedervereinigung des Strahlengangs und dadurch ermöglichte optische Schnittebenen im Präparat kennzeichnen das beschriebene Verfahren als der Interferenzmikroskopie zugehörig.

Literaturhinweise

- Dorn, F.: Physik Oberstufe. Schroedel Verlag, Hannover 1974.
- Drews, B., Eichel, J.: Der Dunkelfeld-Keil: eine Kombination aus schiefer Beleuchtung und Dunkelfeld. *Mikrokosmos* 86, 329–332 (1997) / 87, 57 (1998).
- Gerlach, D.: Das Lichtmikroskop. 2. Aufl. G. Thieme Verlag, Stuttgart 1985.
- Kapitza, H. G.: Mikroskopieren von Anfang an. Zeiss, Oberkochen 1994.
- Voß, H. J., Saake, E.: Phasenkontrast, Interferenzkontrast und schiefe Beleuchtung – ein Vergleich mit protistologischen Beispielen. *Mikrokosmos* 85, 257–263 (1996).

Verfasser: Erhard Mathias, Stämmesäckerstraße 19, D - 72762 Reutlingen

1685: Ein Gedicht auf das Mikroskop

Wenn man in alten Büchern herumstöbert, stößt man vielfach auf Dinge, die man eigentlich nicht erwarten würde. So erging es uns, als wir im Buch von R. J. Petri: *Das Mikroskop. Von seinen Anfängen bis zur jetzigen Vervollkommnung für alle Freunde dieses Instruments*, das er 1896 veröffentlichte, eine bestimmte Zeichnung eines van Leeuwenhoek-Mikroskopes suchten, das, wie wir aus einer anderen Publikation wußten, in diesem Buch zu finden sein müßte. So wurde das Buch von vorne beginnend durchgeblättert und die gesuchte Abbildung war auch bald gefunden. Da dieses Buch mit zahlreichen Mikroskop-Darstellungen ausgestattet ist, war es verlockend, weiterzublättern. Und dabei stießen

wir dann auf eine Fußnote, welche recht ungewöhnlich war. Im Lauftext war nämlich von Teleskopen und Mikroskopen die Rede, welche der seinerzeit sehr bekannte Prämonstratenser-Mönch Johannes Zahn in seinem Buch *Oculus artificialis teledioptricus* (1. Aufl. 1685, 2. Aufl. 1701) im Detail beschreibt. Die Fußnote lautet folgendermaßen:

Dass die Technik des Mikroskopbaus auch zur Poesie begeistern kann, beweisen nachstehende Distichen, welche Zahn auf das Mikroskop (und Fernrohr), als das "donum nobile vitrum magnificum, amoris candidi illustre symbolum" etc. verfasst und der Vorrede seines Werkes vorausgeschickt hat.

Dann beginnt das lateinisch geschriebene Gedicht:

Practica selectis Neptuni e litore arenis
Et minimo magnum pulvere format opus
Jam vitrum curvat lectis informe lapillis,
Perfectoque rudes aptat in aere globos
Jam calcem exusti stanni, Tripolisve terendo
Admouet et tenui vitra serenat humo.
Mox alia facit arte tubum, quem cingit eburnus
Cortex, aut caesi cornua trunca bovis.
Vel flavo buxus circumligat undique serto
Junctave viscoso glutine charta premit.
Dy! quanta in simili miracula clausa canali
Attonitos hominum mentem, oculosque tenent!
Namque ubi crystallo propiori lumine vultum
Aponis, coelum, terraque tota patet.

Die (damalige) deutsche Übersetzung liest sich folgendermaßen:

Emsig verfertigt die Kunst aus Sand vom Gestade des Meergott's
Aus unscheinbarem Staub kühn ein herrliches Werk!
Krümmung verleiht sie dem Glas, dem rohen, durch passenden Schleifstein,
Fügt die Linse dann ein sorgsam geglättetem Erz,
Fördert durch Asche von Zinn und durch Reiben mit Tripel die Glättung,
Gibt durch unfühlbaren Staub schliesslich dem Glas Politur.
Dazu wird der Tubus gemacht und mit Elfenbein aussen umrandet,
Oder mit Sämen von Horn, stammend vom Schädel des Rind.
Auch wird der Tubus umgürtet mit gelblichem Holze vom Buxbaum;
Fest hält dieses vereint Pappe mit Kleister und Leim.
Gott! welche Wunder erschliesst ein so verfertigtes Rohr nicht!
Staunen ergreift den Geist, bannet das menschliche Aug'.
Denn wenn das Auge du hältst an die oberste Linse des Rohres
Thut sich der Himmel dir auf, schaust du die Wunder des All!

Heutzutage dürfte man in aktuellen Fachbüchern mit einiger Gewissheit vergebens nach derartigen dichterischen Leistungen suchen!

Günther Zahrt, BMG, und Klaus Hausmann, Redaktion MIKROKOSMOS

Plankton der Meere – Teil III: Metazoenlarven

Rudolf Drews

Für den Hobby-Planktonologen ist es gar nicht so einfach, auf den ersten Blick Metazoenlarven von Wimperfierchen zu unterscheiden; denn beide sind mikroskopisch klein, tragen Cilien und sind gute Schwimmer. Jedoch gibt es (oft) einen Darmtrakt und – vor allem im späteren Entwicklungsstadium – weitere Organe.

Die meisten Meerestiere geben ihre Keimzellen (Gameten) in das freie Wasser ab, wo die Befruchtung erfolgt. Auch wenn Eizellen im Körper verbleiben und nur Spermien entlassen werden, welche die eizelltragenden Individuen einstrudeln, so entwickeln sich die befruchteten Eier doch nur selten im Muttertier bis zum Adulten.

Schon in einem sehr frühen Entwicklungsstadium, nämlich bereits als bewimperte einschichtige Hohlkugel (Blastula), beginnt ein selbständiges Leben. Aus der Blastula entwickelt sich bald ein zweischichtiges Stadium (Gastrula; Tafel I, 1, 3), das durch die Ausbildung eines einfachen Magen-Darm-Traktes zu selbständiger Ernährung übergeht. Beide Entwicklungsstadien sind zunächst rundum bewimpert, ihre Gestalt ist gewöhnlich eiförmig und infolge der Einlagerung von Nährstoffen, die aus dem Ei stammen, von Stoffwechselprodukten und Farbpigmenten sind diese Larven oft undurchsichtig.

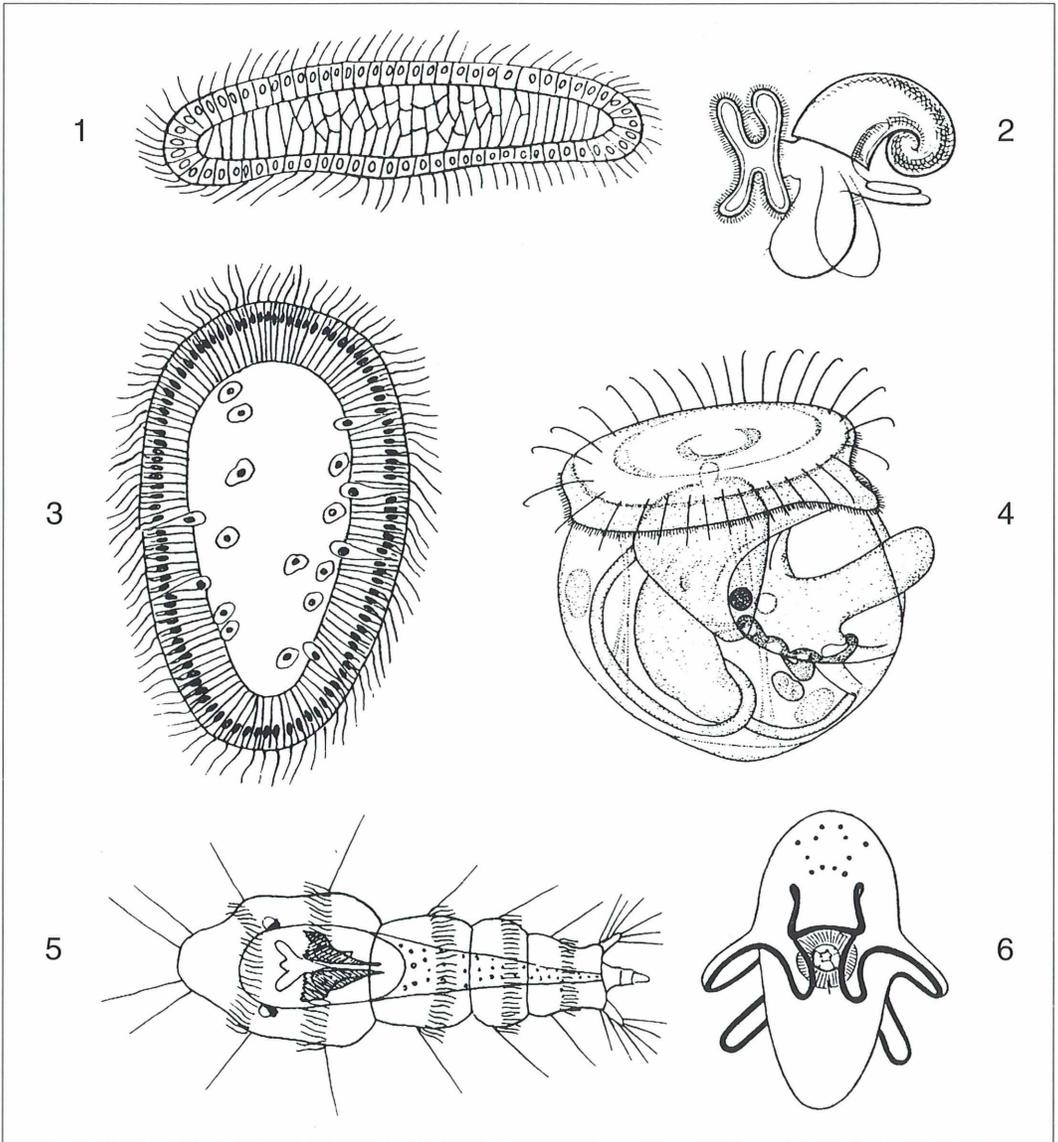
Die Ausbildung eines Darmtraktes geht mit der Auflösung der gleichförmigen Bewimperung in Wimpernfelder und -schnüre und einem Gestaltwandel infolge entstehender Körperanhänge in Form von Lappen und Tentakeln einher (Tafel I, 2, 6; Abb. 1, 5, 6). Blastula und frühe Gastrula, die als Planula-Larve bezeichnet werden, sind sich bei allen Tiergruppen noch ziemlich ähnlich, jedoch gibt es in den späteren Entwicklungsstadien eine Fülle unterschiedlicher Larvenformen, die mit besonderen Namen belegt werden (Tabelle 1). Bis heute ist es noch nicht gelungen, alle aufgefundenen Larven den entsprechenden Adultformen zuzuordnen.

Eine Larve kann als Entwicklungsstadium definiert werden, das frei beweglich ist und eine andere Lebensweise hat als das Adultstadium.

Im Zusammenhang damit steht das Auftreten spezieller Larvalorgane, die im Verlauf der Umgestaltung (Metamorphose) zur definitiven Form des adulten Tieres eingeschmolzen und durch entsprechende andere ersetzt werden.

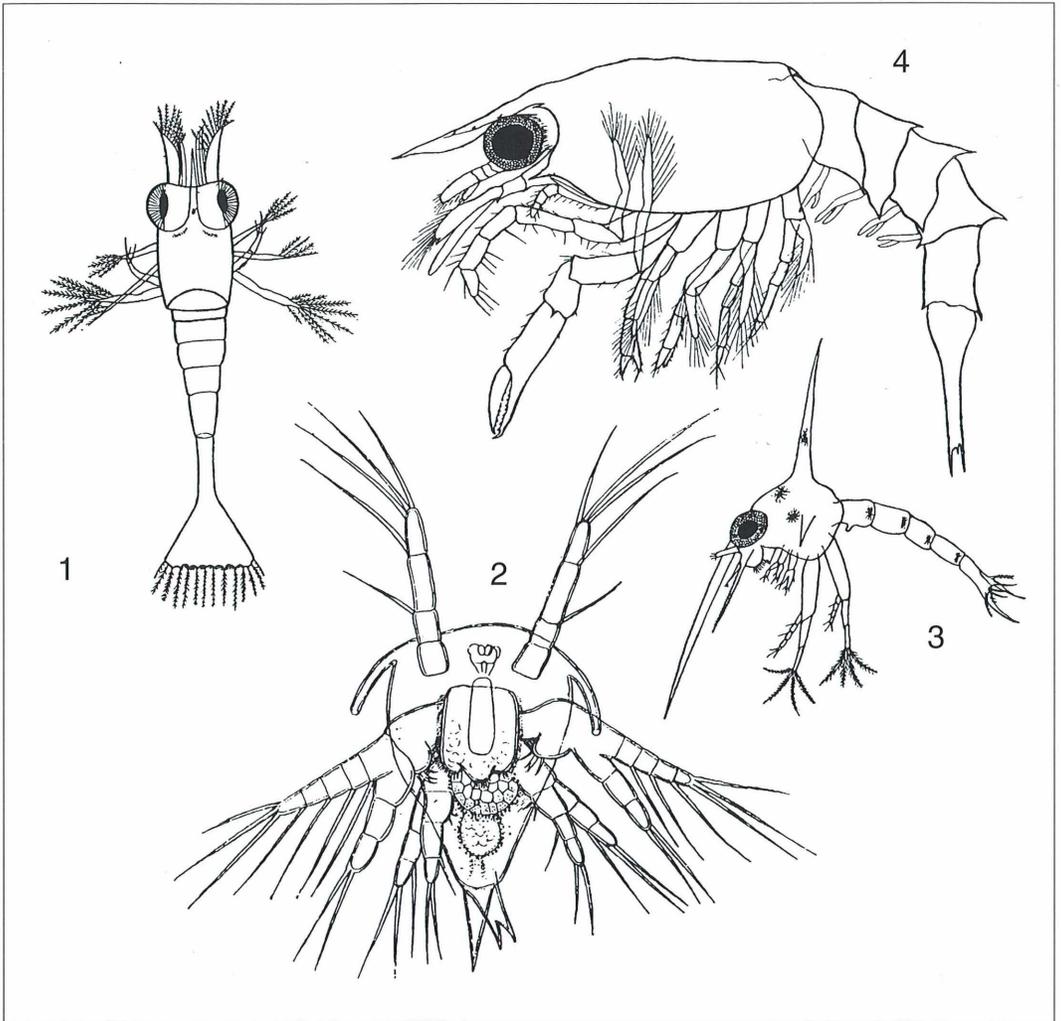
Tabelle 1: Marine Tiergruppen und die Namen ihrer planktonischen Larven, zum Teil in verschiedenen Entwicklungsstadien.

Tiergruppe	Larve
Poriferen	Amphiblastula → Parenchymula (Larveninneres mit Zellen ausgefüllt; keine Nahrungsaufnahme)
Coelenteraten	Planula; Parenchymula bei Siphonophoren
Ctenophoren	weit entwickelte Planula
Scyphozoen	Ephyra (medusenähnlich)
Phoroniden	Actinotrocha
Bryozoen	Kyphonautes (mit 2-klappiger Schale)
Polychaeten	Trochophora, Mitraria
Gastropoden	Veliger (mit Kalkschale)
Bivalvier	Veliger (mit 2-klappiger Schale)
Turbellarien	Müllersche Larve
Nemertinen	Pilidium (helmförmig)
Enteropneusten	Dipleurula (vollständig bewimpert) → Tornaria (mit Wimpernschopf und -schnur)
Echinodermen	
Holothurien	Dipleurula → Auricularia → Doliolaria
Crinoiden	Dipleurula → Doliolaria (tönnchenförmig, mit Wimpernschnurringen)
Asteroiden	Dipleurula → Auricularia → Bipinnaria → Brachiolaria
Ophiuroiden	Dipleurula → Ophiopluteus
Echinoiden	Dipleurula → Echinopluteus



Tafel I: Die Planula (1 Narcomeduse, 3 Schwamm) ist die typische Larve der Nesseltiere und Schwämme. Die Planula entspricht entwicklungsgeschichtlich einer Gastrula, jedoch gibt es auch schon bewimperte und umherschwimmende Blastulae. Die Planula schwimmt gewöhnlich mit dem animalen Pol voran, mit dem sie sich auch später festsetzt.

Der Veliger (2) entspricht ebenso wie die Larven 4 und 6 dem Typus einer Trochophora (Abb. 1). Im hier abgebildeten weit entwickelten Stadium ist davon nur noch wenig zu erkennen, denn die Schneckengestalt ist schon sichtbar. Gleiches gilt für die Larve der Auster (4). Trotz ihrer geringen Größe von nur 0,26 mm sind Fuß, Magen-Darm-Trakt, Schließmuskel, Mitteldarmdrüse und andere Organe bereits vorhanden. Ein junger Borstenwurm (5), bewimpert und noch frei schwimmend, geht ebenso wie die Müllersche Larve (6) aus einem Trochophora-Stadium hervor. Dicke schwarz ausgezogene Linie: Wimpernschnur. (1, 3, 5, 6 aus Korschelt, 1936; 2 aus Hertwig, 1910; 4 aus Lübbert/Ehrenbaum/Willer, 1950).



Tafel II: Krebslarven: 1 Zoea der Ostseegarnele, 1. Stadium. 2 Seepocken-Nauplius, 1. Stadium. 3 Zoea des Taschenkrebses. 4 Hummerlarve, Länge 11 mm. Sie entsteht aus dem Mysis-Stadium, dem noch die Hinterleibsfüße fehlen. (1, 3, 4 aus Havinga, 1929; 2 aus Apstein, 1964).

Während der Metamorphose finden außer Einschmelzung Einfaltungs-, Ausstülpungs- und Neubildungsprozesse statt, welche die Larve entweder kontinuierlich zum Adulten übergehen lassen (Polychaeten, Copepoden, Gastropoden; Abb. 3 und 4) oder abrupt zur Endform führen (Echinodermen). Alle Echinodermenlarven sind mit Wimpernbändern versehen, die mit zunehmendem Larvenalter länger und daher auch oft gewundener werden (Abb. 5 und 6) oder in Ringe um den Körper überge-

hen. Je nach Ausgestaltung der Larvenformen und ihrer Wimpernbänder tragen die Larvenstadien verschiedene Bezeichnungen. Es gibt grundsätzlich folgende sechs Typen: Dipleurula, Bipinnaria, Auricularia, Brachiolaria, Doliolaria und Pluteus. Bis zu vier davon können in der Individualentwicklung durchlaufen werden (Tabelle 1). Als evolutionsbiologisch ursprünglichste Larve gilt die Dipleurula mit einem großen bilateralen Wimpernfeld; die anderen Larvenformen lassen sich aus ihr ablei-

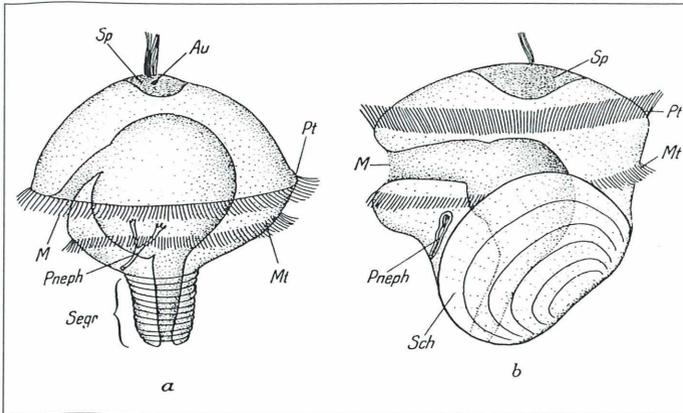


Abb. 1: Die Trochophora (a Ringelwurm, b Muschel) ist die typische Larve der Protostomier, speziell der Anneliden (Ringelwürmer). Die Trochophora der übrigen Protostomier ist oft stark abgewandelt und sie trägt daher besondere Namen (siehe Tabelle 1 und Tafeln I und II). Die Trochophora besitzt 1 bis 2 Wimpernkranze, die der Lokomotion dienen, ein Scheitelorgan (Anlage des Gehirns) sowie eine Larvalniere, dazu oft auch einen Darm mit Mund und After. Au Auge,

M Mund, Mt Metatroch (hinterer Wimperngürtel), Pt Protoch (vorderer Wimperngürtel), Pneph Proto-nephridium (Larvenniere), Sp Scheitelplatte, Sch Schale, Segr Segmentreihe des Wurmkörpers (aus Kühn, 1939).

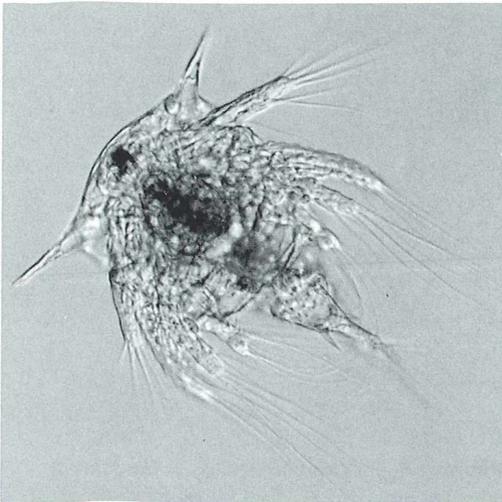


Abb. 2: Seepocken-Nauplius.

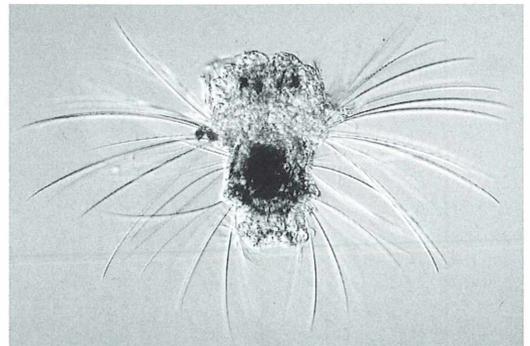


Abb. 3: Polychaetenlarve mit gut sichtbaren Augenanlagen. Sie geht aus einer Trochophora hervor. Die Segmentzahl wird durch eine im hinteren Teil der Larve liegende Knospungszone vermehrt (vergleiche mit Abbildung 5 in Tafel I).

ren. Die Entwicklung der Echinodermenlarve zum fertigen Stachelhäuter gilt als eine der kompliziertesten Metamorphosen im Tierreich.

Die Metamorphose der Krebstierlarven verläuft – abgesehen von einigen Ausnahmen, zum Beispiel den parasitären Arten – nicht so spektakulär. Krebstierlarven zeigen bereits die typischen Arthropodenmerkmale wie Körpersegmentierung und gegliederte Extremitäten (Tafel II). Eine Reihe von Häutungen bringt die

ursprüngliche Naupliuslarve (Abb. 2) über mehr oder weniger Larvenstadien dem adulten Tier schrittweise näher. Außer einer allgemeinen Gestaltveränderung werden dabei Segment- und Extremitätenzahl vermehrt. Zudem macht ein Teil der Extremitäten einen Form- und Funktionswechsel durch.

Der Nauplius (Tafel II, 2 und Abb. 2) besteht aus drei Segmenten, die denen einer Metatrochophora der Ringelwürmer homolog sind. Alle drei tragen ein Extremitätenpaar: 1. und

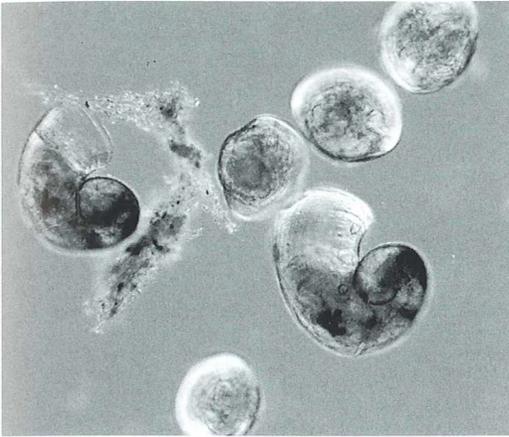


Abb. 4: Weit entwickelte Schnecken- und Muschel-Veliger. Trotz ihrer Schalen sind sie mit dem (auf dem Foto eingezogenen) Wimpernkranz frei schwimmende Plankter.

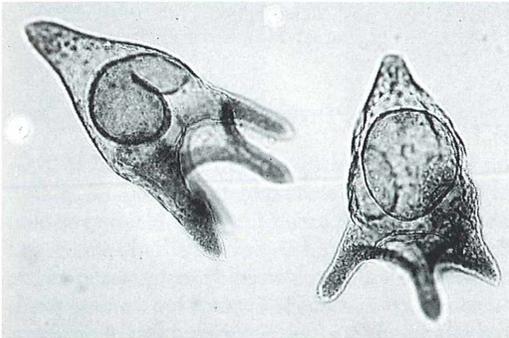


Abb. 5: Echinoplutei (Larven der Seeigel) mit großem Magen-Darm-Raum (gefärbtes Dauerpräparat).

2. Antennen und Mandibeln. Die Mandibel ist als Spaltfuß ausgebildet. Ein unpaares Auge (Naupliusauge) ist ein weiteres Kennzeichen der Naupliuslarve. Außer den auch im Süßwasser zahlreich anzutreffenden Copepoden-Nauplien sind in der Meeresplanktonprobe außer Copepodenlarven auch immer wieder Nauplien der Cirripedier (Rankenfüßler: Seepocken und Entenmuscheln) zu finden. Die Entwicklung der Copepoden (Ruderfußkrebse, Hüpfertlinge) verläuft über zwei Nau-

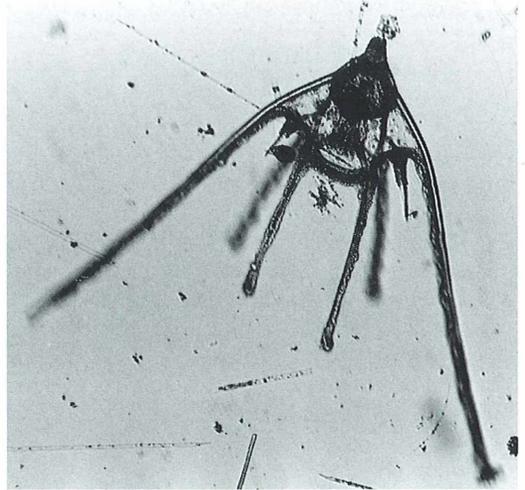


Abb. 6: Ophiopluteus (Larve eines Schlangenters). Das zarte Gewebe wird wie bei dem adulten Tier auch schon bei der Larve durch Skelettelemente gestützt.

plius- und mehrere Metanaupliusstadien, in deren Verlauf weitere Kopf- und Thoraxextremitäten entstehen. Nach dem vierten Metanaupliusstadium ist die typische Copepodengestalt erkennbar, weswegen dann die Larve Copepodit heißt. Im Verlauf mehrerer Stadien, zwischen denen jeweils – wie auch zuvor – eine Häutung liegt, komplementiert sich die Segmentzahl zu der eines ausgewachsenen Copepoden.

Die Rankenfüßler haben ebenfalls Metanauplien. Danach aber entsteht eine Muschelkrebs-ähnliche Larve mit einer zweiklappigen Schale, weshalb dieses Stadium als Cypris bezeichnet wird.

Einige Gruppen der Höheren Krebse (Malacostraca) beginnen ihre Entwicklung ebenfalls mit einem Nauplius. Die typische aus dem Ei schlüpfende Larve der Dekapoden (Zehnfüßkrebse) ist jedoch die Zoea, die zusätzlich zu den Kopfextremitäten noch Kieferfüße besitzt (Tafel II, 1 und 3). Die Zoea kann sich zum Mysis-Stadium, dessen Hinterleibsextremitäten noch nicht entwickelt sind, umbilden (bei den Natantia), kann aber auch, wie das bei den Krabben (*Brachyura*) geschieht, zur Megalopa werden, die bereits den flachen Cephalothorax (Kopfbreustück) der Adulten erkennen läßt

und einer winzigen Krabbe mit nach hinten gestrecktem Abdomen (Hinterleib) ähnelt. Das Größenwachstum von einer Larvenform zur anderen ist unerheblich: Alle sind noch kleine mikroskopische Plankter, die wie die übrigen Metazoenlarven eine bedeutende Stellung als Nahrung für Jungfische haben. Als frei bewegliche Stadien sessiler Tierarten sorgen die Metazoenlarven für deren Verbreitung in tiergeografischer Hinsicht. Sie haben eine wichtige Funktion bei der Neu- und Wiederbesiedlung diverser natürlicher und anthropogener Substrate (Korallenriffe, Felsen, treibendes Holz, Mangrovewurzeln, Schiffsböden, Hafengebiefestigungen), wobei sie stofflichen und mechanischen Besiedlungsdichte-Regulationsfaktoren unterliegen.

Literaturhinweise

- Apstein, C. (Hrsg.): Nördisches Plankton. Zoologischer Teil. Bd. 2, 4, 5. Neudruck A. Asher & Co. Amsterdam 1964.
- Dahl, F.: Die Tierwelt Deutschlands, Teil 4, Verlag Gustav Fischer, Jena 1928.
- Fioroni, P.: Evertbratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur & Wissenschaft, Solingen 1998.
- Fraser, J.: Treibende Welt. Springer-Verlag; Berlin, Heidelberg, New York 1968.
- Havinga, B.: Krebse und Weichtiere. (Aus Handbuch der Seefischerei Nordeuropas, Bd. III, H. 2, herausgegeben von Lübbert, Ehrenbaum und Willer). E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1929.
- Hertwig, R.: Lehrbuch der Zoologie. Gustav-Fischer-Verlag, Jena 1910.
- Johnstone, J., Scott, A., Chadwick, H. C.: The Marine Plankton. The University Press of Liverpool, London 1924.
- Korschelt, E.: Vergleichende Entwicklungsgeschichte der Tiere. B. 1. Gustav-Fischer-Verlag, Jena 1936.
- Kühn, A.: Grundriß der Allgemeinen Zoologie. Georg-Thieme-Verlag, Leipzig 1939.
- Kükenthal, W.: Handbuch der Zoologie. Bd. 3, 2. Hälfte, 15. und 16. Lieferung. Walter de Gruyter & Co., Berlin 1941.
- Lübbert, H., Ehrenbaum, E., Willer, A. (Hrsg.): Handbuch der Seefischerei Nordeuropas, Bd. 1, H. 5a. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1950.
- Schwartz, V.: Vergleichende Entwicklungsgeschichte der Tiere. Georg-Thieme-Verlag, Stuttgart 1973.
- Storch, V.: Meeresborstenwürmer. Neue Brehm-Bücherei. Wittenberg, Lutherstadt 1971.
- Woltereck, R.: Über den feineren Bau der Polygordius-Larve der Nordsee und die Entstehung des Annelids in derselben. Habilitationsschrift. Druck von August Hoffmann, Leipzig-Reudnitz 1901.

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

Kurze Mitteilung

Verzweigte Pollenschläuche

Die Samenpflanzen sind dadurch charakterisiert, daß ihre Befruchtung mit Hilfe eines Schlauches (Siphonogamie), dem Pollenschlauch, erfolgt. Die Befruchtung mittels Pollenschlauch beginnt mit der Keimung des Pollenkornes und damit der weiteren Entwicklung des männlichen Gametophyten. Aus einer oder mehreren Keimporen oder vorgebildeten dünnwandigen Stellen der äußeren Pollenkornwand wird die innere Wand des Pollenkornes ausgestülpt. In diesem Pollenschlauch, der auf der Narbe entsteht und durch die Gewebe des Griffels in Richtung auf die Samenanlagen im Fruchtknoten wächst, werden die beiden Spermazellen für die doppelte Befruchtung bei den Angiospermen transportiert. Der Pollenschlauch ist also die Leitbahn für die Spermazellen.

Von besonderem Interesse sind daher alle Fälle, in denen dieser Schlauch nicht wie eine Injektionsspritze die Spermazellen durch die Mikropyle zur Eizelle hin transportiert, sondern sich während seines Wachstums in mehrere Schläuche zerteilt, sich also verzweigt. In der Gattung *Genothera* (Nachtkerze; Familie Onagraceae) kommen solche Verzweigungen häufig vor. Verzweigte Pollenschläuche wurden aber auch beim Spinat beobachtet. Sie können auch bei anderen Pflanzenarten durch Colchizin oder Hormonbehandlung induziert werden. Die aus Nordamerika eingeschleppten Nachtkerzen kommen auch bei uns verbreitet an Wegrainen, auf Schotterfeldern und an Bahndämmen vor. Sie sind daher ein leicht zugängliches Untersuchungsmaterial. Die Pollenkörner

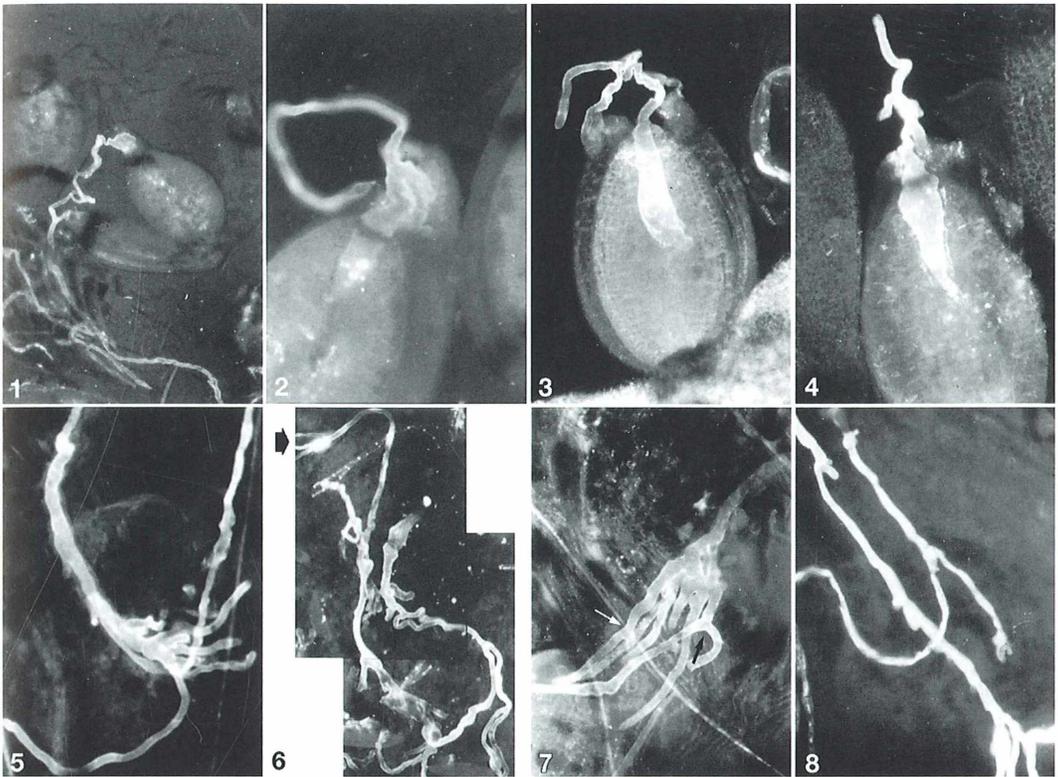


Abb. 1: Der Pollenschlauch wächst wieder auf der Plazenta und tritt in die Samenanlage ein. Das äußere Integument ist vom Nucellus weggedrückt, so daß nur noch das innere Integument die Samenanlage bedeckt. 2 oder 3 kurze Arme des Pollenschlauches schieben sich an der Spitze des inneren Integumentes in die Mikropyle hinein; der Embryosack ist nicht sichtbar. – Abb. 2: Samenanlage mit stark verzweigtem Pollenschlauch vor der Mikropyle. – Abb. 3: Befruchtete Samenanlage von *Genothera hookeri* mit einem Pollenschlauch, der sich vor der Mikropyle stark verzweigt hat; zwei der Äste wachsen in das innere Integument hinein, der mittlere Hauptast ist viel breiter und hat bereits das Innere des Nucellus erreicht und ist in den Embryosack eingedrungen. – Abb. 4: Befruchtete Samenanlage von *Genothera hookeri* mit verzweigtem Pollenschlauch, der Hauptast ist bereits in den Nucellus eingedrungen. – Abb. 5: Pollenschläuche von *Genothera hookeri* drehen sich in Richtung auf die Mikropyle auf der Oberfläche der Plazenta und sind so stark verzweigt, daß sie wie ein Pinsel aussehen. – Abb. 6: Zahlreiche, aus dem Plazentagewebe isolierte Pollenschläuche. Manche zeigen hell aufleuchtende Kallosepfropfen (Pfeil). – Abb. 7: Herauspräparierter Pollenschlauch-„Pinsel“ von *Genothera hookeri*. Es kommen auch mehrfach verzweigte Pollenschläuche vor (Pfeile). – Abb. 8: Verzweigter Pollenschlauch an der Oberfläche der Plazenta von *Genothera brevistylis* (fertile Pflanze). (Die Mikrophotographien wurden freundlicherweise von Professor Śniezko, Marie Curie-Skłodowska Universität, Lublin, zur Verfügung gestellt).

können zur *in vitro* Beobachtung leicht in einer 10%igen Zuckerlösung auf 0,2% Agar zum Keimen gebracht werden; sie sind dann lebend oder nach Fixierung mit Alkohol-Eisessig und anschließender Färbung mit Azetokarmin bei einer Vergrößerung von 200–500 \times gut zu beobachten. Auch die weiblichen Embryosäcke

lassen sich aus den Blütenknospen mit der Nadel einfach herauspräparieren. Sie werden nicht fixiert, sondern sogleich in 1 N Natronlauge in Wasser mazeriert und nach Spülen mit Wasser mit Anilinblau angefärbt. Die Beobachtung erfolgt im Fluoreszenzmikroskop bei einer Wellenlänge von 430 nm. Bei der *in vitro*

Keimung kommt es häufig vor, daß nicht nur aus einer Keimpore ein Schlauch entsteht, sondern aus mehreren Keimporen mehrere Schläuche herauswachsen. Auch die in vitro wachsenden Pollenschläuche können sich verzweigen. Häufiger aber werden verzweigte Pollenschläuche in vivo beobachtet (Abb. 1–8). Die Verzweigung kann bereits im Griffel erfolgen, kommt aber besonders häufig auf dem Weg in die Samenanlage vor (Abb. 1, 2), wobei sich der Schlauch oft bereits vor der Mikropyle in mehrere Äste aufteilt (Abb. 3). Umkehr der Wachstumsrichtung kommt auch vor (Abb. 1, 2, 5, 8). Auch in verzweigten Pollenschläuchen kommen Kallosepfropfen vor (Abb. 6). Sobald der Pollenschlauch in Richtung auf die Plazenta zuwächst, kann starke Verzweigung auftreten (Abb. 5), so daß ein ganzes Büschel von Nebenschläuchen den Eindruck eines Pinsels erweckt (Abb. 7). Es dringt aber stets nur eine Pollenschlauchspitze zwischen den Integumenten in die Mikropyle ein (Abb. 3, 4).

Man kann natürlich über die Funktion der verzweigten Pollenschläuche spekulieren. Oft ist die Verzweigung ein Befruchtungshindernis, da die beiden Spermakerne nicht immer in die

gleiche Schlauchspitze einwandern. Dann ist eine erfolgreiche Befruchtung ausgeschlossen. Die zahlreichen, oft dicht beieinanderliegenden Pollenschlauchzweige (z. B. Abb. 2, 5, 7) machen den Eindruck eines Haustoriums, so daß sich die Vorstellung ergibt, die Verzweigung der Schläuche könnten mit der Ernährung oder der Fixierung der Pollenschlauchspitze in Richtung auf die Mikropyle zusammenhängen. Die häufigen Richtungsänderungen während des Wachstums im Fruchtknoten, aber auch manchmal schon im Griffel, haben möglicherweise etwas mit der Suche nach dem Attraktionszentrum zu tun. So sind die Verzweigungen der Pollenschläuche Ausdruck der Wechselwirkung zwischen den männlichen und weiblichen Gametophyten, die der eigentlichen Befruchtung in der progamen Phase vorausgehen.

Śniezko, R.: Postulated interaction between branching pollen tubes and ovules in *Genothena bookeri* de Vries (Onagraceae). *J. Plant. Res.* 110, 411–416 (1997).

H. F. Linskens, Nijmegen

Mikro-Ufo

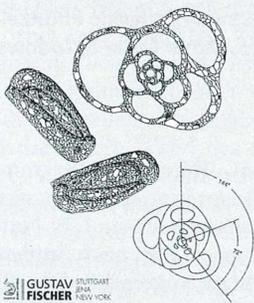
Algen im rosa Schlauch entlarvt

Bei den im letzten Mikro-Ufo von Ernst Hippe und Dr. Martin Kreutz dargestellten coccalen Grünalgen handelt es sich um die Gattung *Palmodyction*, wie Dr. Hilda Canter-Lund, Jan Kros und Dr. Joachim

Wygasch einmütig feststellen. Es ist schwierig, auf der Basis des vorliegenden Bildes und der mitgelieferten Beschreibung zu entscheiden, ob es sich um *P. viride* oder *P. varium* handelt.

Praktikum der Protozoologie

Rudolf Röttger (Hrsg.)



Tips und Tricks

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

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

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



Ein Pseudoskorpion, *Lamprochernes nodosus*, als blinder Passagier mit der Stubenfliege auf der Reise zu neuen Lebensräumen

Gerhard Starnecker und Michael Burret

Wer kennt sie nicht, diese lästigen Früchte und Fruchtstände des Waldmeisters, der Echten Nelkenwurz oder der Klette, die sich mit Widerhaken an die Kleidung heften, um unfreiwillig von uns mit nach Hause getragen zu werden? Daß sich jedoch Tiere von anderen Tieren allein transportieren lassen, um schneller neue, entfernte Standorte zur Besiedelung zu erreichen, ist weniger bekannt.

Klatsch! Mit Wucht saust ein weißes Plastik-Gitter auf eine Stubenfliege zu, die gerade noch auf einer Zeitung umherläuft, und läßt darauf einen Fleck zurück. Kaum wahrnehmbar löst sich scheinbar ein winziger, schwarzer Punkt aus den gedruckten Zeilen und läuft irritiert zwischen den Buchstaben schnell vorwärts und rückwärts umher. Ein Blick durch die Lupe lassen vier Laufbeinpaare und ein Paar mächtiger „Arme“ mit eindrucksvollen Scheren erkennen (Abb. 1). Ein Skorpion? – Jedoch fehlen dem Winzling eine schwanzartige Verlängerung des Hinterleibs mit Giftblase und Giftstachel. Ein Nachschlagen im Bestimmungsbuch weist den Scherenträger als einen Vertreter der Pseudoskorpione aus.

Die Pseudoskorpione, auch Afterskorpione genannt, bilden eine eigene Ordnung mit weltweit über 2000 Arten (in Deutschland mit 45 Arten) innerhalb der Spinnentiere (Arachnida). Die kleinen, zwischen 0,8 bis 7 mm langen Pseudoskorpione sind nur äußerlich, vor allem aufgrund der Scheren, den echten Skorpionen ähnlich, mit denen sie aber nicht näher verwandt sind. Der Körper der Pseudoskorpione läßt sich in 2 Abschnitte gliedern (Abb. 2, 3). Der Kopf und die Brustsegmente sind zu einem Vorderleib (Prosoma, Cephalothorax) verschmolzen, dem der deutlich gegliederte Hinterleib (Opisthosoma, Abdomen), bestehend aus 12 Segmenten (das letzte Segment ist stark reduziert), in voller Breite ansitzt. Der Vorderkörper trägt 6 Paar Gliedmaßen.

Der Verbreitungsschwerpunkt der Pseudoskorpione liegt in den Tropen und Subtropen, je-

doch finden sich zahlreiche Arten auch in den gemäßigten Klimazonen. Wenige Arten unter ihnen lassen sich von anderen Arthropoden (Gliederfüßern) transportieren. So klammert sich die auch bei uns vorkommende Art *Lamprochernes nodosus* mit ihren Scheren an die Beine von Stubenfliegen (Abb. 1), um als ungebetener Fluggast mit auf die Reise zu neuen Lebensräumen zu gehen.

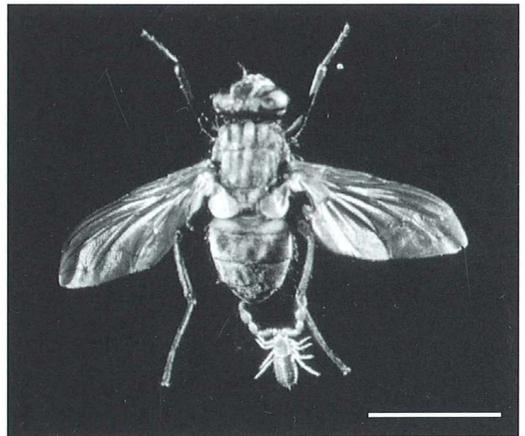
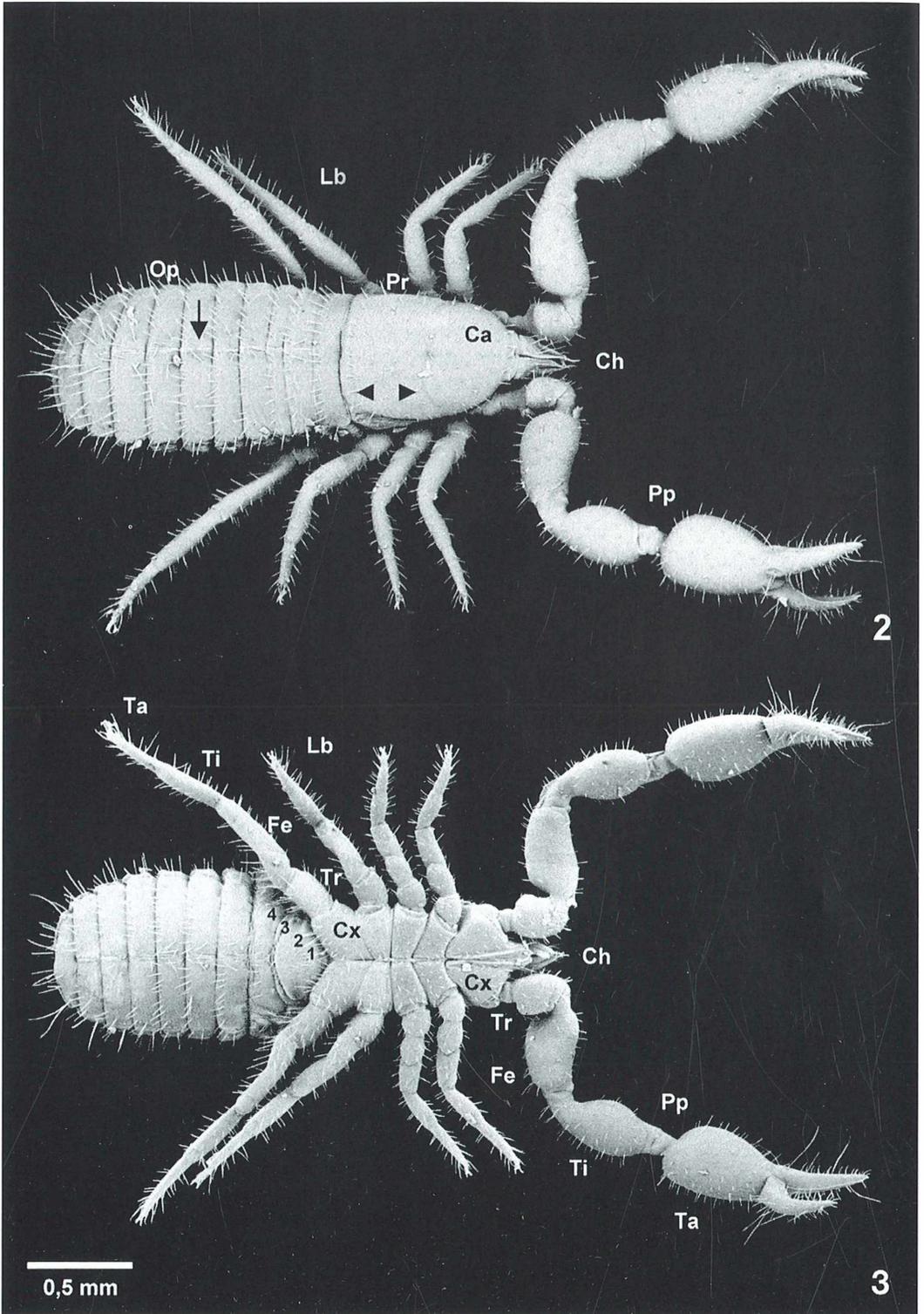


Abb. 1: Stubenfliege (*Musca domestica*) mit Pseudoskorpion *Lamprochernes nodosus* im Größenvergleich. Anheftung des Pseudoskorpions am Hinterbein der Fliege für die Aufnahme nachgestellt. Maßbalken 0,4 mm.



Der äußere Bauplan von *Lamprochernes nodosus*

Die Oberseite des Vorderkörpers ist bedeckt von einem einheitlichen Rückenschild (Carapax), das zwei Querfurchen (eine deutliche mittlere und eine undeutliche basale) aufweist (Abb. 2). Diese stellen aber keine Segmentgrenzen dar. Der Carapax ist vorn gerundet, oberseits glatt und nur seitlich schwach granuliert. Augen sind bei ihm nicht mehr vorhanden. Mit Ausnahme des ersten und letzten Segments sind die Rückenplatten des Hinterleibs in der Mitte deutlich durch ziehharmonikaartige Falten zweigeteilt (Abb. 2, 10). Seitlich zwischen den Rücken- und Bauchplatten befinden sich weiche Segmentwände (Pleura). Zusammen mit den Mittelfalten der Bauchplatten ermöglichen sie eine Ausdehnung des Hinterleibs nach einer Nahrungsaufnahme oder bei der Entwicklung der Eier. Die ersten beiden Bauchplatten sind verschmolzen, die dritte Platte ist schmal. Sie sind weniger sklerotisiert und im Gegensatz zu den übrigen Platten ohne Mittelfalte (Abb. 3). Am Hinterrand der 2. Platte liegen bei beiden Geschlechtern die Geschlechtsöffnungen in Form von Querspalten, die verdeckt und in den Abbildungen nicht erkennbar sind. Auch die Atemöffnungen (Stigmen) in der Pleuralhaut des 3. und 4. Segments liegen verdeckt unter der jeweiligen Bauchplatte. Der stark mit Borsten besetzte Körper kann eine Länge zwischen 1,8 und 2,5 mm erreichen.

Die Cheliceren bilden das erste Gliedmaßenpaar (Abb. 2, 3). Sie bestehen aus zwei scherenartigen Gliedern, je einem festen, kräftigen Finger und einem beweglichen, schlankeren Finger (Abb. 4). Die beweglichen Finger zeigen einen kammartig gezähnten Rand, der Serrula

exterior, deren dünnhäutige Lamellen dicht aneinandergereiht sind (Abb. 5). Sie dienen zum Putzen der Cheliceren und Pedipalpen. Die beiden festen Finger enden in einer hakenartigen Klaue, die genau in die Lücke der gegenüberliegenden Doppel-Klaue des beweglichen Fingers paßt (Abb. 4). Diese Klauen reißen eine Öffnung in das Beutetier. Das verlängerte Ende des beweglichen Fingers ist geweihartig in die sog. Galea verzweigt (Abb. 4, 5). Hier münden die Ausführgänge der Spinnrüden (Abb. 9) für den Bau von Nestern, worin die Tiere überwintern und die Jugendstadien sich häuten. In die Gespinste werden kleinste Pflanzen- und Bodenteile eingearbeitet.

Die Pedipalpen, das zweite Gliedmaßenpaar (Abb. 2, 3), entsprechen im Grundplan den Laufbeinen, sind jedoch deutlich länger und kräftiger ausgebildet. Sie sind so lang (2 mm) wie der Körper und bestehen aus Coxa (Hüfte), Trochanter (Schenkelring), Femur (Schenkel), Tibia (Schiene) und zwei Tarsal-(Fuß)gliedern. Diese letzten beiden Glieder bilden zusammen eine Schere, wobei das erste Glied sich aus einer kräftig ausgebildeten, rundlichen Hand und einem unbeweglichen Finger zusammensetzt, dem ein zweites Glied als beweglicher Finger gegenübersteht (Abb. 2, 3, 6). Die mächtigen Scheren dienen zur Abwehr von Feinden und zum Ergreifen von Beutetieren, die dann den Cheliceren zugeführt werden. Die Schneiden beider Scheren tragen eine Reihe dicht stehender, stumpfer Zähne (Abb. 6). Zu beiden Seiten der Zahnreihe befinden sich kleine, kegelartige Erhebungen, die sog. Nebenzähne, deren Funktion unbekannt ist. Die Enden der Scheren sind hakenförmig in eine Klaue umgebogen. Am beweglichen Finger mündet dort der Kanal (Abb. 8) einer in

◀ **Abb. 2–3: Körpergliederung von *Lamprochernes nodosus*. – Abb. 2: Dorsalseite des aus Kopf und Brustsegmenten verschmolzenen Vorderleibs (Prosoma, Pr) und in 12 Segmente gegliederten Hinterleibs (Opisthosoma, Op). Rückenschild (Carapax, Ca) mit 2 Querfurchen (Pfeilspitzen). Opisthosoma deutlich segmentiert. Jede seiner Rückenplatten (außer der ersten und letzten) durch Falten (Pfeil) in der Mittellinie zweigeteilt. – Abb. 3: Ventralseite des Prosomas und Opisthosomas. Prosoma mit Cheliceren (Ch), Pedipalpen (Pp) und Schere sowie 4 Paar Laufbeine (Lb). Pedipalpen und Laufbeine untergliedern sich in Coxa (Cx), Trochanter (Tr), Femur (Fe), Tibia (Ti) und Tarsus (Ta). Die Coxen bedecken vollständig die Unterseite des Prosomas. 1, 2, 3, 4, Erste von insgesamt 12 Segmenten des Opisthosomas, die mittleren durch eine Falte in 2 Hälften geteilt wie auf der Dorsalseite. Die 4 Laufbein-Paare sind zwar unterschiedlich stark entwickelt, da sie aber (vor allem die ersten 3 Paare) etwas angewinkelt sind, entsteht im Bild der Eindruck, sie seien deutlich kürzer. REM-Aufnahmen. Maßbalken jeweils 0,5 mm.**

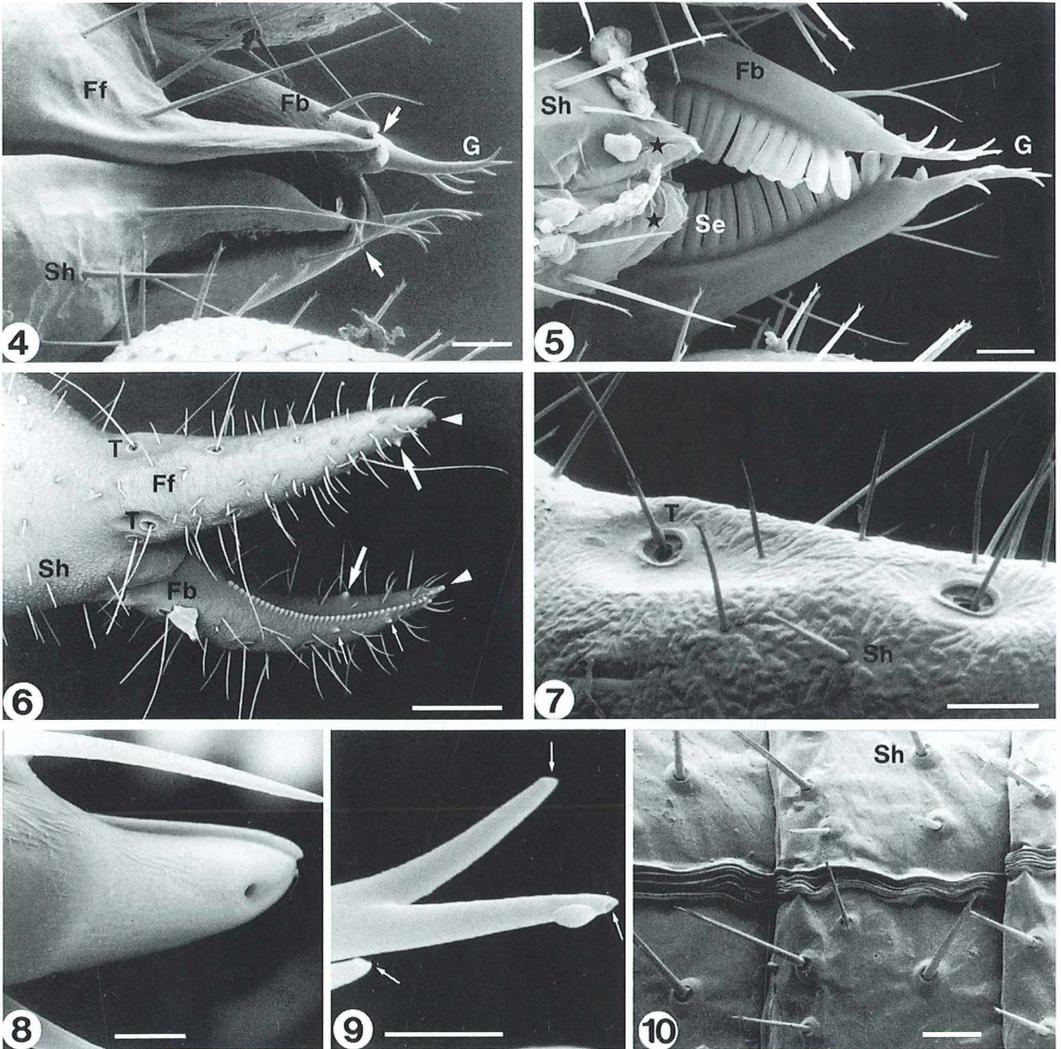


Abb. 4: Dorsalseite der scherenartigen Cheliceren mit hakenförmigen Klauen (Pfeile). Fb, beweglicher Finger; Ff, fester Finger; G, Galea; Sh, Sinneshaar. – Abb. 5: Ventralseite der Cheliceren mit beweglichem Finger (Fb) und Galea (G), sowie vorderes Zipfelpaar der Pedipalpen-Coxen (Sterne), die zum Kauladen beitragen. Se, Serrula exterior. – Abb. 6: Pedipalpen-Schere mit beweglichem (Fb) und festem (Ff) Finger. Innenseite des Fb mit Zahnreihe, Nebenzähnen (Pfeile) und endständiger Klaue (Pfeilspitzen). Beide Scheren mit Sinneshaaren (Sh) und Trichobothrien (T). – Abb. 7: Trichobothrien (T) und Sinneshaare (Sh) der Pedipalpen-Schere. – Abb. 8: Mündung der Giftdrüse an der Außenseite der Klaue des beweglichen Fingers. – Abb. 9: Enden der verzweigten Galea mit Öffnungen (Pfeile) der Spinndrüsen. – Abb. 10: Ausschnitt vom Hinterleibs-Rücken (3 Segmente). Rückenplatten durch mediane Falten zweigeteilt und mit zahlreichen Sinneshaaren (Sh) besetzt. Alles REM-Aufnahmen. Maßbalken (4, 5) 25 μm ; (6) 100 μm ; (7) 25 μm ; (8, 9) 5 μm ; (10) 25 μm .

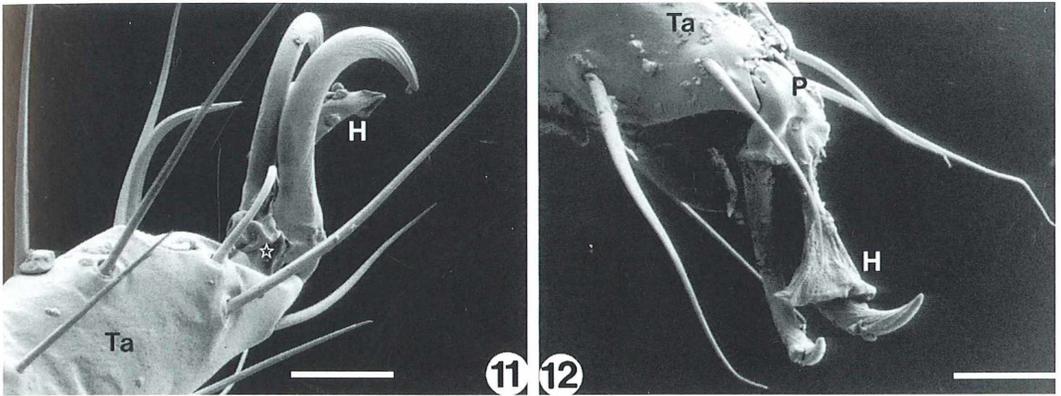


Abb. 11: Tarsus (Ta) eines Laufbeins mit paarigen, gebogenen Krallen und Haftlappen (H). Krallen leicht angewinkelt, weiche Gelenkverbindung (Stern) und lange Sinneshaare sichtbar. Dorsalansicht. **Abb. 12:** Obiger Tarsus (Ta) in Ventralansicht mit Praetarsus (P), Haftlappen (H), Krallen und Sinneshaaren. Beides REM-Aufnahmen. Maßbalken jeweils 20 µm.

der Schere befindlichen Giftdrüse. Die Öffnung liegt nicht direkt an der Spitze der Klaue, sondern ist etwas zurückverlagert, was vermutlich die Öffnung weniger verstopfen lässt und die Abgabe des Giftes nach dem Zugriff nicht behindert. Die Pedipalpen sind besetzt mit zwei Typen von Haarsensillen: vielen kurzen, einfachen Tasthaaren und wenigen Becherhaaren (Trichobothrien). Die nur auf den Scheren befindlichen Trichobothrien haben auffallend lange Haare, die beweglich in becherartigen Vertiefungen stehen (Abb. 7). Sie können geringste Luftbewegungen, ausgelöst durch andere Tiere, wahrnehmen. Die Zahl der Trichobothrien ist in der Regel 12, wovon sich 8 auf dem festen und 4 auf dem beweglichen Finger befinden. Ihre Position zueinander ist zum Teil außerordentlich charakteristisch und kann als Bestimmungsmerkmal herangezogen werden. Die Coxen der Pedipalpen sind stark verbreitert (Abb. 3) und laufen nach vorn in eine spitze, mit Sinneshaaren besetzte Kaulade aus (Abb. 5). Sie bilden zusammen mit der Oberlippe einen Mundvorraum und unterstützen die Nahrungsaufnahme in den Mund.

Die 4 Paar Laufbeine sind unterschiedlich groß entwickelt, wobei das 4. Paar das kräftigste ist. Durch Gelenke sind die einzelnen Glieder sehr beweglich. Die einzelnen Coxen schließen dicht aneinander und bedecken die Ventralseite des Prosomas völlig (Abb. 3). Der Trochanter ist kurz und kugelförmig, das in zwei

Abschnitte geteilte Femur und die Tibia sind schlank. Der Tarsus ist am Ende schräg abgestutzt (Abb. 11, 12). Am längeren Ende ist der kleine Praetarsus gelenkig angebunden. Er trägt zwei kräftige Krallen und einen gestielten, nach vorn verbreiterten Haftlappen (Arolium) (Abb. 12), womit die Pseudoskorpione an senkrechten, glatten Flächen hochlaufen können. Auch die Laufbeine sind mit zahlreichen Sinneshaaren bedeckt.

Die Lebensweise und Entwicklung der Pseudoskorpione

Die Pseudoskorpione sind typische Bewohner von Spalten und Ritzen, in die sie sich aufgrund ihres flachen Körperbaus zurückziehen können. Hier kommt ihnen die Fähigkeit zugute, auch rückwärts laufen zu können. So müssen sie einem Angreifer nie den Rücken zukehren, sondern können ihm stets die Pedipalpen-Scheren entgegenstrecken. Sie leben verborgen vor allem am Boden der Wälder in der Laubstreu, unter Steinen und Rinden abgestorbener Bäume, aber auch am Meeresstrand unter angeschwemmtem Tang und in Sanddünen. Die Arten *Chelifer cancroides* (Bücherskorpion) und *Cheiridium museorum* sind Mitbewohner von Häusern (in Bibliotheken wird zwischen verstaubten Büchern den Staubläusen nachgestellt), Ställen und Scheunen gewor-

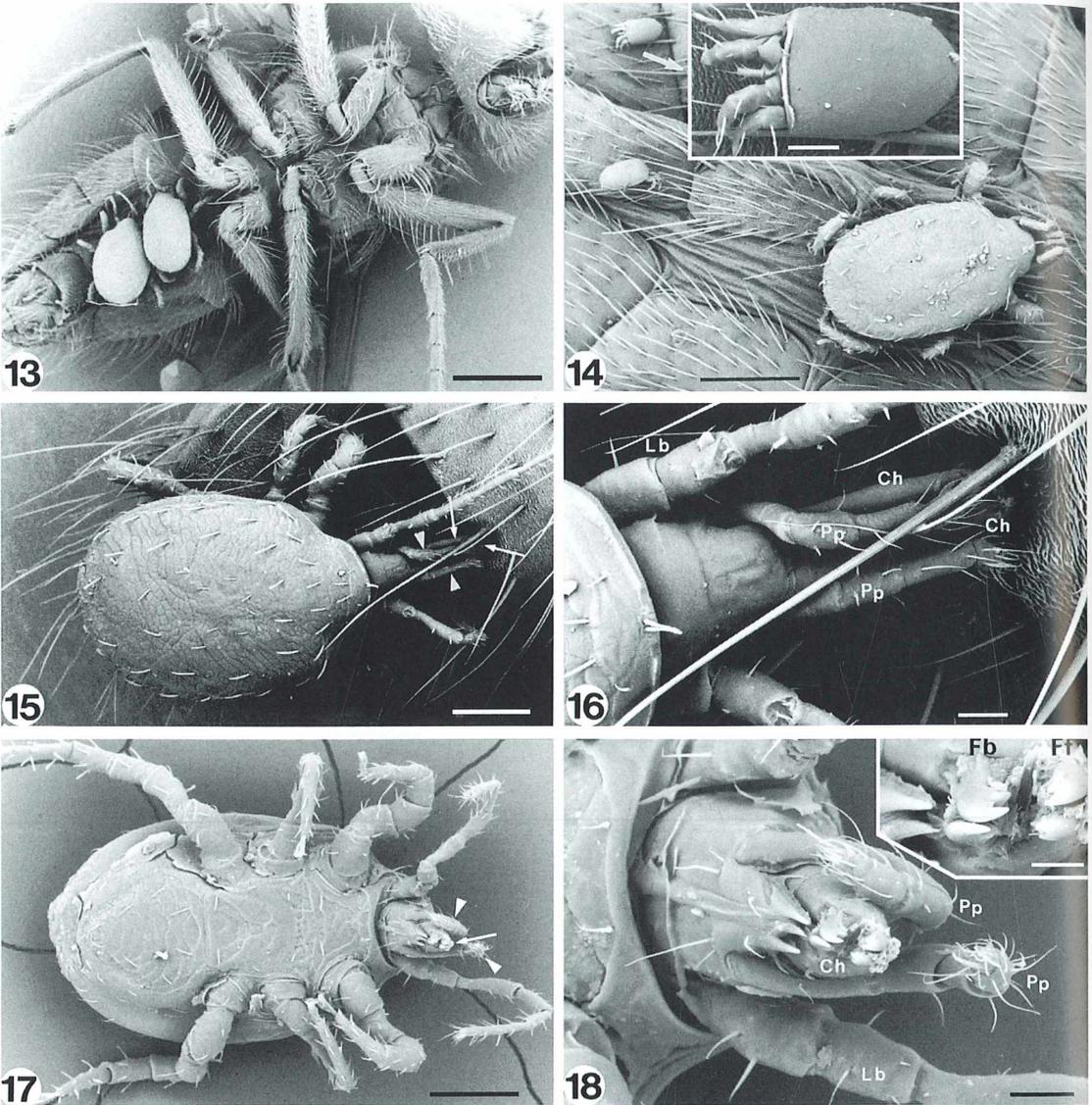


Abb. 13–18: Phoretische Milben an der Stubenfliege. – Abb. 13: Ventralseite einer Stubenfliege mit 2 anhaftenden Raubmilben der Art *Machrocheles muscaedomesticae*. – Abb. 14: Neben oberer Raubmilbe (rechts unten) fanden sich außerdem Wandernymphen (Hypopus-Stadium) der Art *Anoetus sapyromyzae* (links und kleines Bild) phoretisch an der Stubenfliege. Letztere Milbenart ernährt sich ausschließlich von totem, organischem Material (Saprophagie). – Abb. 15: Dorsalseite von *Machrocheles muscaedomesticae*, die sich mit den Klauen der Laufbeine und den Cheliceren (Pfeile) an einer Stubenfliege festhält. Pedipalpen (Pfeilspitzen). – Abb. 16: Vorderster Körperabschnitt (Gnathosoma) im ausgestülpten Zustand. Die Cheliceren (Ch), die mit einer Haut beweglich mit dem Körper verbunden sind, sind weit vorgestreckt. Die Zähne (nicht sichtbar) der Cheliceren haben sich in der Fliege festgebissen. Lb, 1. Laufbein-Paar; Pp, Pedipalpen. – Abb. 17: Ventralseite von *Machrocheles muscaedomesticae* mit 4 Laufbein-Paaren. Das erste Paar ist charakteristisch deutlich schwächer ausgebildet als die übrigen Beine. Die Cheliceren (Pfeil) sind zurückgezogen. Pedipalpen (Pfeilspitzen). – Abb. 18: Gnathosoma jetzt mit eingezogenen Cheliceren (Ch), Pedipalpen (Pp) und erstem Laufbein (Lb).

den. Alle Pseudoskorpione leben räuberisch von kleinen Insekten wie Springschwänzen, Rindenläusen, Larven von Kleinschmetterlingen und Käfern, aber auch von Fadenwürmern (Nematoden) und Milben. Die Beutetiere werden mit dem Gift der Pedipalpen gelähmt (über Gift und seine anscheinend nicht sehr schnelle Wirkung ist nur wenig bekannt) und von den Klauen der Cheliceren aufgerissen, so daß in die Öffnung der Verdauungssaft gepumpt werden kann. Der in Außenverdauung verflüssigte Nahrungsbrei wird dann anschließend aufgesaugt. Die Pseudoskorpione selbst haben keine speziellen Feinde, werden aber wohl von jenen Tieren erbeutet (z. B. Spinnen, Hundertfüßer und Laufkäfer), die ihrerseits von kleinen Tieren leben.

Die Pseudoskorpione haben eine indirekte Samenübertragung mittels Spermatophoren, da die Männchen keine Kopulationsorgane besitzen. Bei primitiven Arten werden die Spermatophoren vom Männchen wahllos, aber in großer Zahl am Substrat abgesetzt. Die Spermatophore ist lang gestielt und trägt am Ende ein Spermapaket. Die Weibchen bringen ihre Geschlechtsöffnung über die Spermatophore und nehmen das Spermapaket auf. Bei den höher entwickelten Arten (z. B. auch *Lamprochernes nodosus*) geht der Spermaübertragung ein artspezifischer Paarungstanz voraus, wobei das Männchen schließlich das Weibchen über die kurz vorher abgesetzte Spermatophore zieht oder das Weibchen dem Männchen folgt und dabei das Spermapaket aufnimmt. Die Eier der Pseudoskorpione werden nicht irgendwo abgelegt, sondern das Weibchen versorgt ihre Nachkommen in einer Gespinsthöhle. Zur Brutpflege bildet es eigens unter der Geschlechtsöffnung für die sich entwickelnden Embryonen einen Brutsack aus, in den Nährsekrete abgegeben werden. Zum Aufsaugen der Sekrete haben die Embryonen ein muskulöses Saugorgan. Erst nach der zweiten Häutung verlassen die Jungtiere das Weibchen und durchlaufen noch drei weitere Jugendstadien bis zur Geschlechtsreife.

Lamprochernes nodosus wird häufig in Gewächshäusern, Komposthaufen und gelegentlich in Behausungen beobachtet. Bei seiner geringen Größe stellen die Besiedlung isolierter Lebensräume und das Aufsuchen neuer Nahrungsquellen ein nahezu unüberwindliches, räumliches Hindernis dar, das über die zeitweilige Mitnahme als „blinder Passagier“ an Fliegen überwunden werden kann. Diese absichtliche, vorübergehende Mitnahme durch größere, mobilere Tiere über größere Strecken allein zu Transportzwecken für die passive Verbreitung wird als Phoresie bezeichnet. Bei *Lamprochernes nodosus* werden fast ausschließlich Weibchen überwiegend an der Stubenfliege in den Monaten Mai und von Juli bis September beobachtet, zu Zeiten, wenn sie trüchtig sind. Es werden nur wenige Männchen und nie Jugendstadien phoretisch angetroffen. Da die Stubenfliege dieselben Lebensräume anfliegt, werden die Weibchen und damit die Nachkommen gezielt zu neuen Nahrungsquellen gebracht und die Populationen in einem größeren Areal durchmischte. Zeitweise soll *Lamprochernes nodosus* sehr häufig an Fliegen angetroffen worden sein (Berichte aus den 20er Jahren sprechen von bis zu 40%). Wir konnten ihn während eines Sommers nur zweimal unter hunderten von Fliegen finden. Meistens hängt nur ein Tier mit ausgestreckter Pedipalpe am Bein der Fliege, selten werden mehrere gezählt, was der Fliege dann Mühe beim Fliegen bereitet. Der Klammergriff mit der Schere ist so fest, daß die Fliege den Mitflieger trotz Putzbewegungen nicht abstreifen kann. Außer diesem Putzstreß und dem vermehrten Energieaufwand im Flug werden der Fliege keine Schädigungen zugefügt. Verletzungen an der Fliege werden nicht beobachtet. Da außerdem der Pseudoskorpion eine getötete Fliege stets verläßt, ohne an deren Körperflüssigkeit zu saugen und fast ausschließlich Weibchen zu bestimmten Jahreszeiten nach den Fliegen greifen, erscheint die Annahme als wenig wahrscheinlich, daß aus Versehen ein zu großes Beutetier ergriffen wurde. Die Pseudo-

◀
Kleines Bild zeigt die paarigen Cheliceren mit beweglichem (Fb) und festem (Ff) Finger sowie Zähnen, die zum Festhalten aber auch zum Aufreißen der Beutetiere dienen. Alles REM-Aufnahmen. Maßbalken (13) 1 mm; (14) 0,5 mm; kleines Bild, 50 µm; (15) 250 µm; (16) 50 µm; (17) 250 µm; (18) 50 µm; kleines Bild, 20 µm.

skorpione haben gut entwickelte Sinneshaare, um die Größe potentieller Beutetiere genau unterscheiden zu können.

Pseudoskorpione werden ferner unter den Flügeldecken großer, tropischer Käfer und Wanzen angetroffen, jedoch männliche und weibliche Tiere in nahezu gleicher Zahl und unabhängig von der Jahreszeit. Da aber weder jugendliche Tiere noch eiertragende Weibchen beobachtet werden, ist eine Entwicklung auf den Transporttieren auszuschließen. Die Beziehung scheint hier jedoch nicht einseitig zum Vorteil der Ausbreitung auf Seiten des Pseudoskorpions zu liegen, sondern durchaus von beiderseitigem Nutzen zu sein. Die Pseudoskorpione ernähren sich von den Milben, die ihrerseits parasitisch auf den Käfern und Wanzen leben. Eine derartige als Phagophilie bezeichnete Beziehung liegt auch bei den Pseudoskorpionen vor, die in Nestern von Vögeln und Kleinsäugern sowie Ameisen und Bienen als geduldete Gäste leben. Auch hier stellen sie den jeweiligen Parasiten wie zum Beispiel Milben, Läusen und in den Bienenstöcken den kleinen Larven der Wachsmotte nach.

Phoresie ist besonders auch für die Milben von Bedeutung, die Aas und Dung besiedeln, da diese Kleinbiotope zeitlich und räumlich zufällig auftreten und weit verstreut liegen können. Da sich diese Nahrungsquellen zudem schnell erschöpfen oder austrocknen, ist für die Entwicklung dieser Milben ein ständiger schneller Ortswechsel notwendig. Die winzigen Milben stehen somit vor dem gleichen Problem wie *Lamprochernes nodosus*. Den Milben dienen Aaskäfer bzw. kottfressende Stutzkäfer sowie Dung- und Mistkäfer als Transporteure, aber auch Schmeiß- und Stubenfliegen.

So konnten wir an der Stubenfliege des öfteren die Raubmilbe *Macrocheles muscaedomesticae* (Abb. 13–18) beobachten (7mal häufiger als *Lamprochernes nodosus*), die sich in Dunghaufen, Komposterden und Exkrementen von Fadenwürmern, Fliegenlarven und den Eiern der Fliegen ernährt. Die Raubmilbe klammert sich mit den Laufbeinen und vor allem den ebenfalls scherenartigen Cheliceren (Abb. 17, 18) bevorzugt an die Bauchseite des Fliegen-Hinterleibs, teilweise läuft sie aber nach dem Fang auf ihr umher. Die befruchteten Weibchen von *Macrocheles muscaedomesticae* ergreifen somit die Stubenfliege nicht allein in der Absicht, als „blinder Passagier“ (wie *Lamprochernes nodosus*) bequem zu neuen, ge-

meinsamen Lebensräumen zu reisen, sondern schon etwas heimtückisch kommt darüberhinaus der eigene Nachwuchs in unmittelbare Nähe zu den Nachkommen der Stubenfliege und damit zur Beute.

Danksagung

Wir danken Herrn Professor Dr. Wolfgang Karg (Kleinmachnow) für die Bestimmung der beiden Milbenarten und die Hinweise zu deren Lebensweise.

Literaturhinweise

- Beier, M.: Phoresie und Phagophilie bei Pseudoskorpionen. *Österr. Zool. Z. I.*, 441–497 (1948).
- Beier, M.: Ordnung Pseudoscorpionida (Afterskorpione). Bestimmungsbücher zur Bodenfauna Europas. Akademie-Verlag, Berlin 1963.
- Bellmann, H.: Spinnen, Krebse, Tausendfüßer. Die farbigen Naturführer. Mosaik Verlag, München 1991.
- Gruner, H.-E. (Hrsg.): Lehrbuch der Speziellen Zoologie. Band I: Wirbellose Tiere, 4. Teil: Arthropoda. 4. Aufl., Fischer Verlag, Jena 1993.
- Hirschmann, W.: Milben (Acari). Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1966.
- Karg, W.: Bedeutung von Massenansammlungen und Lebensweise mikroskopisch kleiner Bodentiere in Treiberden unter Glas. *Mikrokosmos* 82, 343–348 (1993).
- Karg, W.: Raubmilben, nützliche Regulatoren im Naturhaushalt: Lebensweise, Artenbestimmung und Nutzung. Die Neue Brehm-Bücherei, 624. Westarp Wissenschaften, Magdeburg 1994.
- Karg, W.: Stammesentwicklung und Lebensweise von Raubmilben. *Mikrokosmos* 86, 199–203 (1997).
- Platen, R., Blick, T., Bliss, P., Droglä, R., Malten, A., Martens, J., Sacher, P., Wunderlich, J.: Verzeichnis der Spinnentiere (excl. Acarida) Deutschlands (Arachnida: Araneida, Opilionida, Pseudoscorpionida). *Arachnol. Mitt. Sonderber. I.*, 1–55 (1995).
- Renner, F., Schawaller, W.: Spinnentiere. Stuttgarter Beiträge z. Naturkunde, Serie C, 26, 1–64 (1988).
- Schaller, F.: Das Phoresie-Phänomen vergleichend-ethologisch gesehen. *Forsch. Fortschr.* 34, 1–32 (1960).
- Weygoldt, P.: Zucht und Beobachtung von Pseudoskorpionen. *Mikrokosmos* 50, 361–364 (1961).
- Weygoldt, P.: Moos- und Bücherskorpione. Die Neue Brehm-Bücherei, 365. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt 1966.

Verfasser: Dr. Gerhard Starnecker und Michael Burret, Allgemeine Zoologie, Universität Ulm, D - 89069 Ulm

Die Anpassung einer Videokamera an das Mikroskop

Gerhard Göke

Wie das Gehäuse einer handelsüblichen Videokamera anstelle einer Fotokamera zweckmäßig an ein Mikroskop adaptiert werden kann, ist eine häufig gestellte Frage, die bereits verschiedentlich im MIKROKOSMOS aufgegriffen wurde. Die Mikroskophersteller bieten hierfür verschiedene Adapter an, von denen nur wenige befriedigende Resultate liefern. Und wenn sie es tun, sind sie recht teuer. In diesem Beitrag möchte der Verfasser zeigen, wie man die zufriedenstellende Anpassung einer Videokamera an das Mikroskop auch mit relativ einfachen und preiswerten Bauteilen erreichen kann.

Die Verbindung einer Videokamera mit dem Mikroskop unterscheidet sich prinzipiell nur wenig von der Anpassung einer Fotokamera, bis auf den wesentlichen Unterschied, daß die Fläche des CCD-Sensors im Gegensatz zur Filmebene einer Fotokamera recht klein ist. Meistens besitzen die Videokameras, von teuren Spezialkonstruktionen abgesehen, einen 1/2- bis 2/3-Zoll CCD-Sensor. Diese technische Besonderheit muß bei ihrer Anpassung berücksichtigt werden. Würde man die Videokamera wie eine Fotokamera am Mikroskop benutzen, so läge der kleine Sensor in der recht großen vom Okular oder Projektiv projizierten Bildebene (= Filmebene). Das Ergebnis wären unverhältnismäßig stark vergrößerte Objektdetails und ein zu kleiner Ausschnitt aus der Objektebene auf dem Monitor. Dieser unerwünschte Effekt kann, wie im Folgenden erläutert wird, mit drei verschiedenen Methoden verhindert werden.

CCD-Sensor in der Ebene des reellen Zwischenbildes

Man legt die Fläche des Sensors in die Ebene des vom Objektiv erzeugten reellen Zwischenbildes und verzichtet auf ein Okular, Projektiv oder ein anderes Bildübertragungssystem. Die Nachvergrößerung des reellen Zwischenbildes auf dem Monitor übernimmt der Sensor in Abhängigkeit von der Größe seiner wirksamen Fläche. Bei den meisten mikrosko-

pischen Objekten genügt diese Methode den Anforderungen. Zum Beispiel wird die Schalenstruktur der Testdiatomee *Pleurosigma angulatum* von einem Objektiv 60x/0,85 bereits aufgelöst, wenn der Chip nur 290 000 Pixel hat (meistens sind es bis 450 000). Abbildung 1 zeigt den gerätetypischen Aufbau.

Eine achromatische Linse als Bildübertragungssystem

Wenn man einen größeren Ausschnitt aus dem Objektfeld auf den Monitor übertragen möchte, zum Beispiel großflächige histologische Schnitte, muß man das reelle Zwischenbild verkleinert auf den Sensor übertragen. Das entspricht etwa der Wirkung eines Okulars mit Kollektivlinse (Huygens- oder periskopisches Okular). Die Kollektivlinse überträgt das reelle Zwischenbild verkleinert in die Ebene der Sehfeldblende, so daß die Sehfeldzahl dieses Okulars größer ist als der Durchmesser der Sehfeldblende in mm. Bei der Anpassung einer Videokamera verwendet man am besten eine achromatische Linse, deren Brennweite 63 mm beträgt. Sie sollte einen Durchmesser von etwa 35 mm haben. Man kann sie dann problemlos in einen Gewin- dering mit M 42 Außengewinde einkitten. Hierbei handelt es sich um die gleiche Linse, die im MIKROKOSMOS für die Übertragung des reellen Zwischenbildes von Planobjektiven in die Filmebene empfohlen wurde (Göke, 1982).

Sie wird zwischen der Ebene des reellen Zwischenbildes und dem Sensor angeordnet. Am besten schraubt man sie in den für die Videokamera erforderlichen C-Mount-Adapter (Abb. 3). Dann wird eine um etwa 30%

größere Fläche des reellen Zwischenbildes auf den CCD-Sensor übertragen. Die Bildqualität genügt den Anforderungen. Die Abbildung 2 zeigt die Anordnung schematisch, Abbildung 3 den Aufbau.

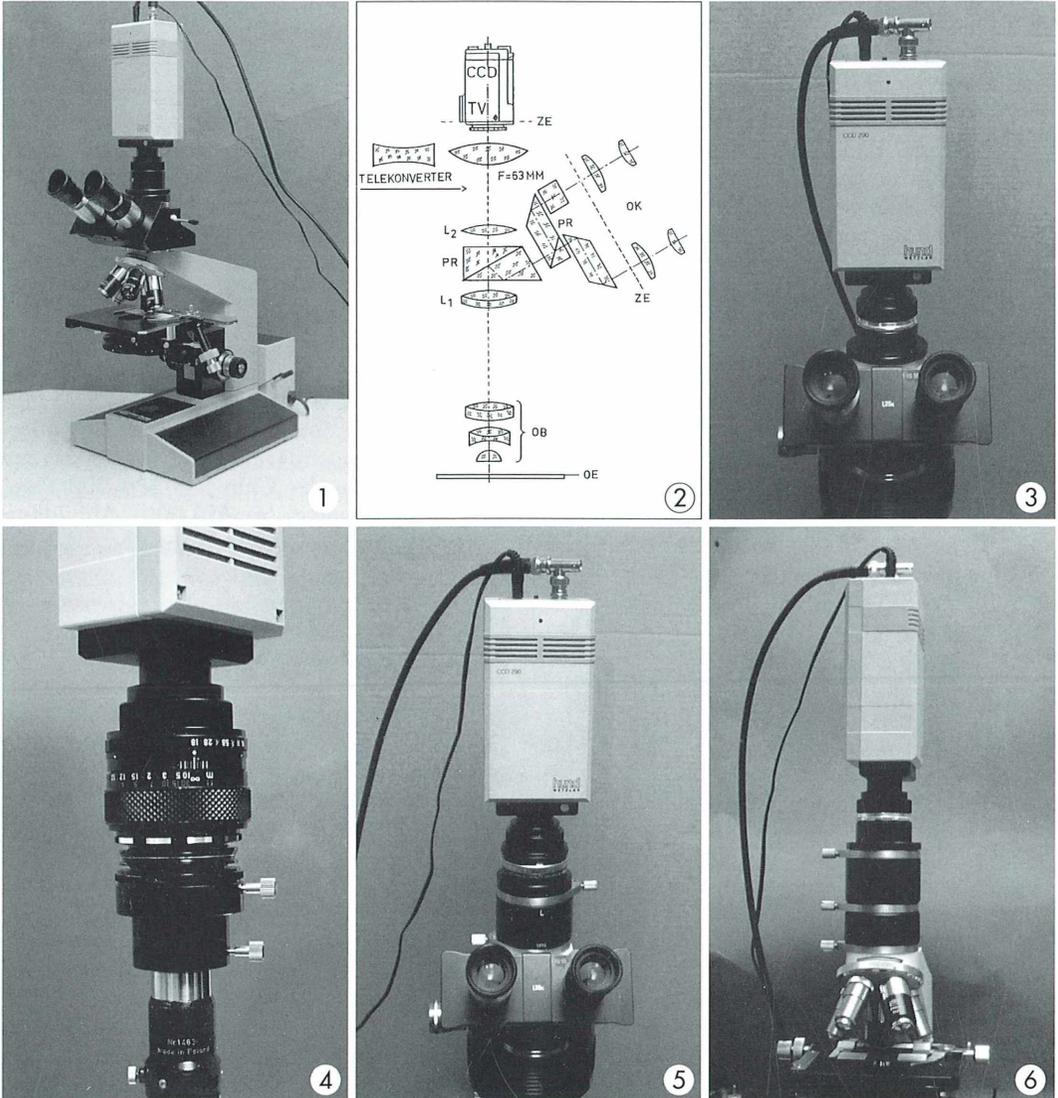


Abb. 1: CCD-Sensor in der Ebene des reellen Zwischenbildes. Auf ein Okular oder Projektiv wird verzichtet. – Abb. 2: Adaption der Videokamera an den trinokularen Vario-Fototubus. OE Objektebene, OB Objektiv, L 1 Tubuslinse, PR Prismensystem, L 2 Korrektilinse, F 63 positive Hilfslinse, ZE Zwischenbildebene, OK Okulare. – Abb. 3: Hilfslinse ($f = 63 \text{ mm}$) im Video-Adapter. Der helle Ring ist die Linsenfassung. – Abb. 4: Ein Foto-Objektiv als Bildübertragungssystem zwischen Okular und Sensor der Videokamera. – Abb. 5: Ein Telekonverter als Bildübertragungssystem zwischen Vario-Fototubus und Videokamera. – Abb. 6: Videokamera mit positiver Hilfslinse am geraden Tubus. Die Anordnung enthält kein Okular bzw. Projektiv.

Ein Foto-Objektiv als Bildübertragungssystem

Für die verkleinerte Übertragung des reellen Zwischenbildes in die Ebene des Sensors der Kamera ist auch ein Foto-Objektiv mit kurzer Brennweite geeignet. Gut bewährt haben sich Weitwinkelobjektive mit einer Brennweite von 28 mm. Diese sollten ein M 42-Einschraubgewinde und ein 49 mm-Filtergewinde besitzen, damit keine weiteren Anpassungen erforderlich sind. Solche Objektive werden heute preiswert angeboten. In das Filtergewinde wird ein sogenannter Umkehrring eingeschraubt. Das ist ein Ring mit 49 mm-Außengewinde und mit M 42-Innen- oder Außengewinde. Der Aufbau dieser Anordnung ist recht einfach. Im Fotostutzen des trinokularen Tubus befindet sich ein 5faches Okular genau dort, wo es auch bei der Mikrofotografie eingesetzt würde. Es genügt ein Hugen- oder periskopisches Okular. Kurz oberhalb des Okulars wird ein Ring mit M 42-Gewinde aufgekittet, auf den man das Foto-Objektiv mit seinem modifizierten Filtergewinde schraubt. Das M 42-Einschraubgewinde des Objektivs nimmt den C-Mount-Adapter für die Videokamera auf. Die Eintrittspupille des Foto-Okulars und die Austrittspupille des Okulars fallen ungefähr zusammen. Das reelle Zwischenbild wird von Okular und Foto-Objektiv stark verkleinert in die Ebene des Sensors übertragen. Würde sich dort die Filmebene einer Kleinbildkamera befinden, so wäre das Ergebnis ein kleines rundes Bild der Objektebene, in das man sich den CCD-Sensor als Rechteck projiziert vorstellen muß. Auf diese Weise wird auf dem Monitor ein großes Objektfeld abgebildet. Wenn man ein 10faches Okular verwendet, wird der Ausschnitt aus der Objektebene um 50% kleiner, das Objekt auf dem Monitor doppelt so groß dargestellt. Das gilt auch für den Fall, daß ein Foto-Objektiv mit 50–55 mm Brennweite verwendet wird. Diese Methode ist immer dort von Nutzen, wo es auf eine möglichst großflächige Darstellung der Objektebene auf dem Monitor ankommt (z. B. bei histologischen Schnitten).

Ein Telekonverter als Bildübertragungssystem

Bei kleinen Objekten oder sehr feinen Strukturen kann es manchmal wünschenswert sein,

das reelle Zwischenbild vergrößert in die Ebene des Sensors zu übertragen. Man könnte das einfach mit einem Okular oder Projektiv erreichen, aber schon ein 5fach vergrößerndes System überträgt in den meisten Fällen das Objektiv zu groß auf den Monitor. Hier schafft ein 2facher Telekonverter aus dem Fotohandel Abhilfe. Dieses System soll eigentlich die Brennweite eines Foto-Objektivs um den Faktor 2 verlängern. Bei der Videomikroskopie wirkt es jedoch wie ein schwaches negatives Projektiv und überträgt das reelle Zwischenbild 2fach vergrößert in die Ebene des Sensors. Über die Verwendung von Telekonvertern bei der Mikrofotografie wurde bereits früher im MIKROKOSMOS berichtet (Göke, 1988). Man braucht nicht zu befürchten, daß die fehlende optische Korrektur des Telekonverters eine Bildverschlechterung bewirken würde. In dieser Hinsicht ist die Videomikroskopie sehr tolerant. Abbildung 5 zeigt die Anordnung eines Telekonverters zwischen Vario-Fototubus und Videokamera. Telekonverter mit M 42-Gewinden sind für die Verwendung am Mikroskop besonders gut geeignet.

Einige technische Besonderheiten

Die beschriebenen Anordnungen können leicht realisiert werden, wenn man einen geraden Fototubus verwendet und den CCD-Sensor der Kamera genau dort wirksam werden läßt, wo das reelle Zwischenbild entsteht oder die positive Linse bzw. den Telekonverter an den geeigneten Stellen in den Strahlengang bringt (Abb. 6). Unterschiedlich lange Tubusrohre (= Zwischenringe) mit M 42-Gewinde sind dabei sehr hilfreich. Auf den Komfort des binokularen Sehens muß man allerdings verzichten.

Die Anpassung wird komplizierter, wenn man das mikroskopische Bild mit den Okularen betrachten und gleichzeitig auf dem Monitor scharf abbilden möchte. Fast alle trinokularen Tuben der Mikroskophersteller sind für die Mikrofotografie konstruiert. Wenn man eine Videokamera so anpassen will, daß auf dem Monitor ein Bildausschnitt erscheint, der nicht nur scharf ist, sondern auch dem visuellen Eindruck am Mikroskop entspricht, so ist ein optischer Adapter erforderlich. Dieser überträgt das reelle Zwischenbild mehr oder weniger stark verkleinert in die Ebene des Sensors. Ohne dieses Hilfsmittel erscheint das Objekt-

feld auf dem Monitor in einem zu großen Maßstab, es sei denn, man würde den Fotostutzen des trinokularen Fototubus entsprechend verkürzen. Ganz unkompliziert ist die Anpassung der Videokamera an einen trinokularen Tubus, dessen Fotostutzen abnehmbar oder wechselbar ist. Im MIKROKOSMOS wurde er bereits beschrieben (Göke, 1987). Die Abbildungen 1 bis 5 zeigen das Prinzip der Adaption an einen sogenannten Vario-Fototubus, wie er z. B. von PZO für eine ganze Reihe von Mikroskopen hergestellt wird.

Die Farbvideokamera der Firma HUND/Wetzlar wurde hier stellvertretend für alle Videokameras mit C-Mount abgebildet.

Linsen und optische Bauteile aller Art liefert die Firma Spindler & Hoyer GmbH & Co., Königsallee 23, 37081 Göttingen.

Literaturhinweise

- Göke, G.: Großfeld-Mikrofotografie mit einfachen Mitteln. *Mikrokosmos* 71, 250–254 (1982).
 Göke, G.: Ein Vario-Tubus mit negativem Projektionssystem. *Mikrokosmos* 76, 250–254 (1987).
 Göke, G.: Ein Foto-Aufsatz mit negativem Projektionssystem für Stereomikroskope. *Mikrokosmos* 77, 26–30 (1988).
 Göke, G.: Videomikroskopie. *Mikrokosmos* 80, 174–181 (1991).

Verfasser: Gerhard Göke,
 Bahnhofstr. 27, 58095 Hagen

Kurze Mitteilung

Erdbewohner

Der Erdboden ist ein bekannter Lebensraum für eine vielfältige Fauna. Dabei denkt man sicher zunächst an Regenwürmer, Milben und Nematoden. Dem Mikroskopiker bietet er aber noch viel mehr, und vom Waldboden bis zur Blumen-Torferde, vom Acker bis zum Feldweg ist manche Überraschung zu erwarten. Länger stehende erdige Pfützen sind natürliche Aufgüsse, Blumentopfuntersätze oft interessante Fundstellen. Strudelwürmer, Rädertiere, Ciliaten, Flagellaten, Sonnentierchen und Amöben überraschen oft mit Arten, die man aus dem freien Wasser nicht kennt, die vielleicht sogar selten oder nie beschrieben wurden.

Bringt man Erde zusammen mit Wasser in eine Petrischale, so sieht man oft unmittelbar die ersten Flagellaten und Nematoden, und nach Stunden und Tagen zeigt sich dann mehr. Beim Beobachten stört aber sehr der viele Mulm, feinste Partikel mineralischen und organischen Ursprungs, die sich nach dem Aufwirbeln absetzen und den Durchblick behindern. Um das weitgehend zu vermeiden, verwende ich eine einfache Durchlaufmethode, die einem Blumentopf mit Untersatz nachgebildet ist. Ein üblicher Plastik-Trinkbecher bekommt in den

Boden ein Loch von 1 mm Durchmesser. Die Erdprobe wird eingefüllt, dabei am Boden zuerst etwas angedrückt. Der gefüllte Becher steht dann in einer Petrischale und wird langsam von oben mit Wasser begossen, bis es unten wieder austritt. Nach Umsetzen in eine andere Schale kann man das Wasser erneut durchlaufen lassen und auch den befeuchteten Becher wiederholt zu weiteren Proben verwenden. Beim Durchlaufen werden die Organismen oder ihre Ruheformen aus dem Lückensystem der Erde in die Schale gespült und können sich dort entwickeln. Es lohnt sich, die Abgüsse ohne den Erdbecher mehrere Tage stehen zu lassen. Dann bekommt man bei systematischer Suche auch am Boden haftende Amöben, die Plasmodien oder netzförmige Pseudopodien bilden. Sie sind schwierig zu bestimmen, aber oft in Gestalt und Verhalten sehr interessant. Hier empfiehlt sich (wieder einmal) das eingetauchte Wasserimmersionsobjektiv 40× zum Beobachten. Jedenfalls ist dieses weite Betätigungsfeld auch dann verfügbar, wenn kein anderer Fundort erreichbar ist oder das Wetter nicht lockt.

E. Hippe, Neu-Isenburg

Calyptotricha pleuronemoides – Ein Ciliat in einer Röhre

Martin Kreutz und Philipp Mayer

Unter den Ciliaten gibt es viele gehäusebauende Arten, von denen jeder Mikroskopiker einige sicher schon zu Gesicht bekommen hat, wie z. B. das Vasentierchen *Vaginicola subcrystallina* oder die planktisch lebende Art *Tintinnopsis lacustris*. Die Gehäuse der Ciliaten können aus Schleim, chitinartigen Materialien oder aus Fremdkörpern bestehen, die in das Gehäuse integriert oder aufgelagert werden. Meist haben die Gehäuse ein becher- oder vasenförmiges Aussehen mit einer Öffnung. Eine Ausnahme bildet das Gehäuse von *Calyptotricha pleuronemoides*, das zwei Öffnungen besitzt, obwohl die Art sessil lebt.

Calyptotricha pleuronemoides gehört zur Familie der Pleuronematidae, zu der auch so bekannte Gattungen wie *Pleuronema* oder *Cyclidium* gehören (Kahl, 1935). In dieser Familie bildet *Calyptotricha* die einzige gehäusebildende Gattung.

Lebensbereich von *Calyptotricha*

Seit der Erstbeschreibung von *C. pleuronemoides* durch Phillips (1882) liegen nur sehr wenige Beschreibungen dieses charakteristischen Ciliaten vor, der praktisch mit keiner anderen Art verwechselt werden kann. Dabei läßt er sich in seinem röhrenförmigen Gehäuse gut beobachten. *C. pleuronemoides* scheint zwar nicht häufig, dafür aber weit verbreitet zu sein. Sein Gehäuse baut er bevorzugt an aufschwimmenden Algen oder Wasserpflanzen. Am häufigsten wurde er in einem Konglomerat von abgestorbenen Wasserpflanzen gefunden, das von Algen und Detritus durchsetzt war. Die hier beschriebene Population stammt aus einem Braunwasertümpel nordwestlich von Konstanz gelegen, wo *C. pleuronemoides* sein Abundanzmaximum im Sommer und Herbst hat. Erfahrungsgemäß kann die Population in entnommenen Proben mit Pflanzenmaterial nach einigen Wochen, an einem Standort mit indirektem Licht einfall, bis auf ca. 100 Expl./ml ansteigen.

Rotation weckt Aufmerksamkeit

Beim Durchmustern dieser Proben unter dem Mikroskop fällt *C. pleuronemoides* durch

seine rotierende Bewegung im Gehäuse schon bei kleinen Vergrößerungen sofort auf. Der eiförmige Ciliat dreht sich in dem 56–75 µm langen Gehäuse ständig rechts- und linksdrehend um seine Längsachse (Abb. 1). Das farblose, hyaline Gehäuse besitzt an beiden Enden gleichgroße Öffnungen, mit einem Durchmesser von 9–12 µm. In der Mitte ist das Gehäuse bauchig aufgeweitet und erreicht einen Durchmesser von 23–25 µm. In der Gehäusemitte verlaufen auch einige unregelmäßige Querrillen, die nur im Fokus auf den Gehäuselängsschnitt erkennbar sind (Abb. 5). Das Gehäuse ist immer lateral am Substrat, meist Algenfäden oder Detritus befestigt, wodurch die Öffnungen frei bleiben. Von dem Substrat läßt es sich mechanisch kaum ohne Zerstörung lösen.

C. pleuronemoides ist ähnlich geformt wie *Cyclidium*. Der Körper ist dorsoventral leicht abgeflacht, wobei die Ventralseite leicht eingestülpt ist. In dieser Einstülpung liegt der Oralapparat, der Dreiviertel der Körperlänge einnimmt und dessen auffälligstes Merkmal die L-förmige undulierende Membran ist, mit ca. 14 µm langen Wimpern (Abb. 2, 3). Am Hinterende sitzt eine auffällige Caudalcilie mit 10–12 µm Länge (Abb. 1). Die Pellicula erscheint bei hohen Vergrößerungen zart gefeldert und über den Zellkörper verlaufen ca. 16 Cilienreihen (Kineten) in einem Abstand von 2–3 µm. *C. pleuronemoides* besitzt 8–15 Zoochlorellen vom *Chlorella*-Typ (Abb. 2). Die Zoochlorellen sind leicht oval und 4 × 5 µm groß. Sehr selten findet man auch farblose

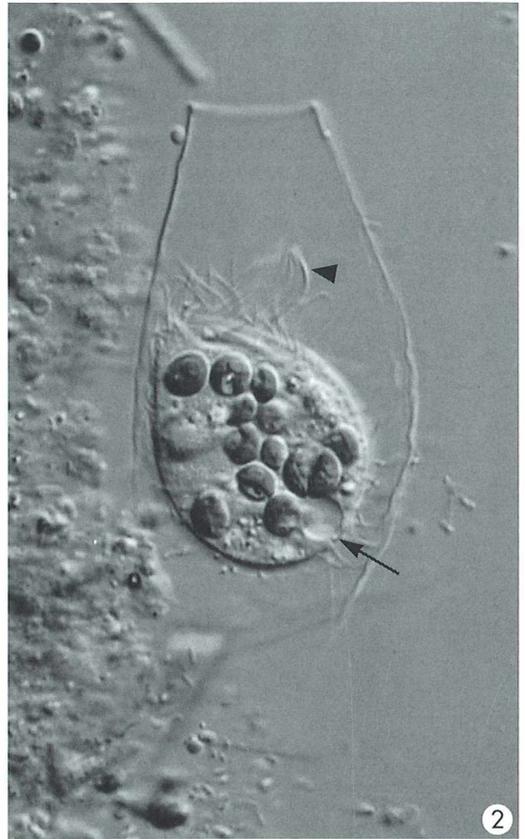
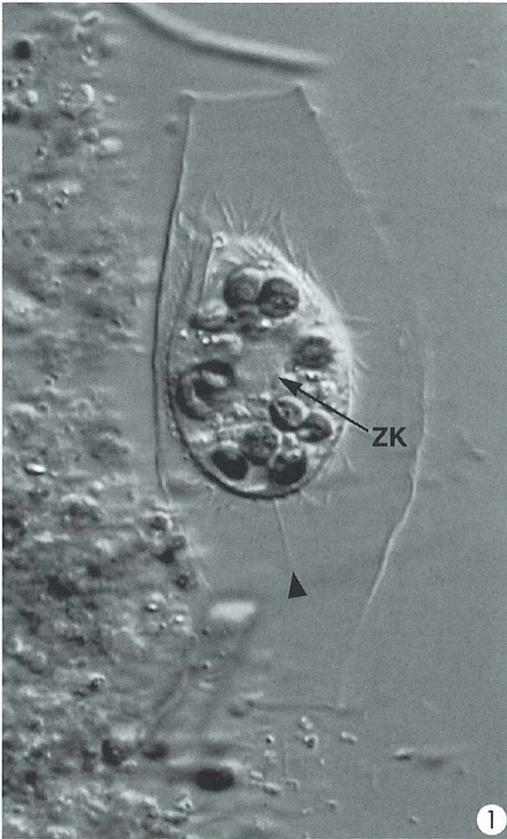
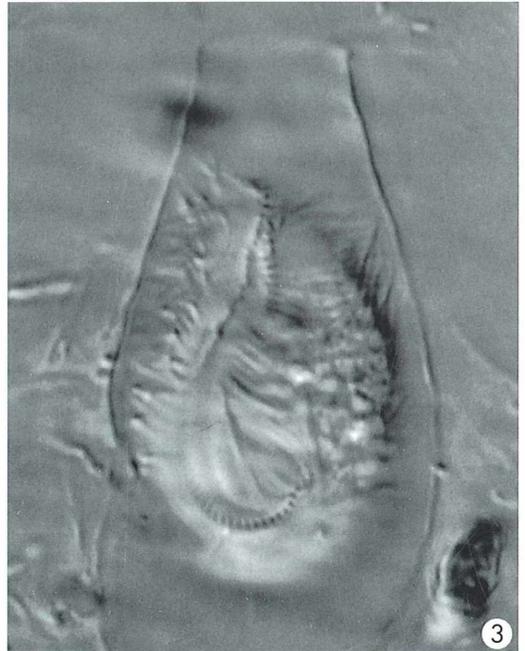


Abb. 1: *C. pleuronemoides* in seinem röhrenförmigen Gehäuse. Das Exemplar ist 29 µm lang. Der Pfeil markiert die Lage des Zellkerns (ZK). Deutlich sichtbar ist die Caudalcilie (Pfeilspitze) 1400×. – Abb. 2: Leicht gequetschtes Exemplar von *C. pleuronemoides*. Dieses Exemplar hat 14 Zoochlorellen. Die Pfeilspitze weist auf die ca. 14 µm langen Cilien der undulierenden Membran und der Pfeil auf die kontraktile Vakuole. 1400×. – Abb. 3: Ventrale Ansicht der Oralapparates von *C. pleuronemoides*. Man erkennt deutlich die L-förmige undulierende Membran. 1800×.



Exemplare (Abb. 3 und 4). Wahrscheinlich handelt es sich um Hungerformen, die ihre Zoochlorellen verdaut haben. Nach unseren Messungen ist *C. pleuronemoides* 15–24 µm breit und 22–35 µm lang. Dies stimmt nicht mit den Angaben von Kahl (1935) überein, der eine Länge von „durchweg“ 50 µm angibt und



Abb. 4: Farbloses Exemplar von *C. pleuronemoides* ohne Zoochlorellen. 2000 \times .

auch das Gehäuse mit 85 μm Länge größer beschreibt.

In der Zellmitte oder im vorderen Zelldrittel sitzt der 7 μm große ovale Zellkern mit einem kleinen kugeligen Mikronukleus (Abb. 1). Die kontraktile Vakuole liegt gut sichtbar terminal (Abb. 2). In den Nahrungsvakuolen von *C. pleuronemoides* befinden sich ausschließlich Bakterien, die der Ciliat durch ständiges schlagen mit der undulierenden Membran herbeistrudelt. Dabei verwendet er das röhrenförmige Gehäuse quasi als Strömungsrohr.

Das Gehäuse wird nur sehr selten verlassen, selbst bei zunehmendem Deckglasdruck. Freischwimmende Exemplare schwimmen schnell,

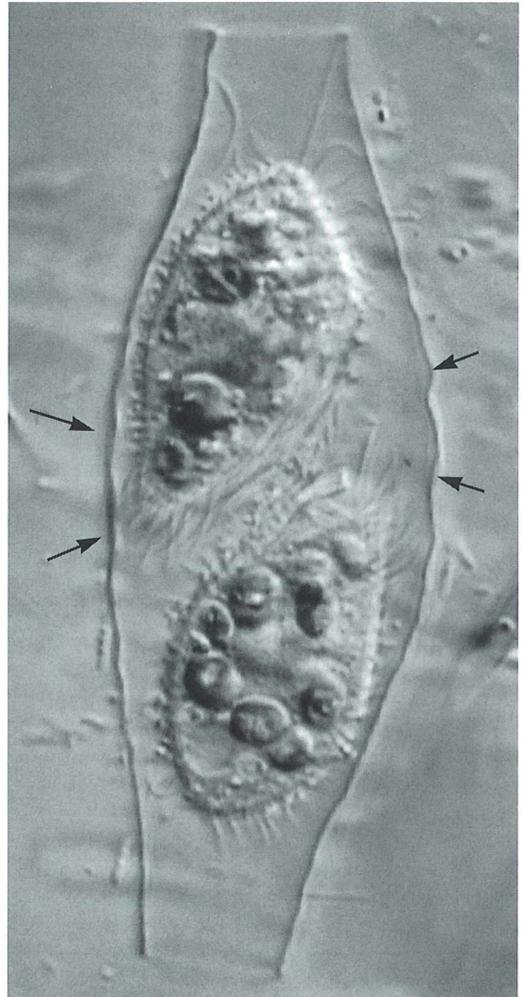


Abb. 5: Zwei Exemplare in einem Gehäuse nach einer erfolgten Teilung. An diesem Gehäuse erkennt man in der Mitte den Verlauf der Querrillen (Pfeile). 1560 \times .

aber nicht so ruckartig wie *Cyclidium*. Hin und wieder findet man Gehäuse mit zwei Exemplaren (Abb. 5). Offensichtlich bleiben die Tochterzellen noch einige Zeit nach der erfolgten Zellteilung im Gehäuse der Mutterzelle, bevor sie es verlassen und beginnen ein eigenes Gehäuse zu bauen. Der Vorgang des Gehäusebaus konnte leider nie beobachtet werden, ebensowenig wie eine Konjugation oder eine eventuelle Cystenbildung.

Literaturhinweise

- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems, Band III: Hymenostomata, Prostomatida, Nassulida. Informationsber. d. Bayer. Landesamt. f. Wasserw., München 1994.
- Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa (Infusoria). In: Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands, Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.

Phillips, F.W.: Note on a new ciliate infusorian allied to *Pleuronema*. J. Linnean. Soc. London 16, 476 (1882).

Verfasser: Dr. Martin Kreutz,
Magdeburger Str. 2, 78467 Konstanz, und
Philipp Mayer, Heimeckerstr. 2a, 79183 Waldkirch

Kurze Mitteilung**Unterscheidung lebender und toter Bakterien in Wasserproben**

Für das Verständnis der Rolle und Bedeutung der Bakterien in der Natur ist es wichtig zu wissen, ob die Zellen lebend oder tot, aktiv oder inaktiv sind.

Allgemein verwendet man Fluoreszenzfarbstoffe für die Unterscheidung von lebenden und abgestorbenen Zellen. Die wichtigsten sind Acridinorange (3,6-bis(Dimethylamino)-acridinchlorid; AO) und 4',6'-Diamidino-2-phenylindol; DAP I). AO färbt die Nucleinsäuren an, aber die resultierenden Fluoreszenzfarben im Mikroskop sind verschieden für lebende und für tote Zellen. Wenn das Farbstoffmolekül an die Doppelstrang-DNA angelagert wird, ergibt sich eine grüne Fluoreszenz; bei Anlagerung an die Einzelstrang-DNA ist die Fluoreszenz orange oder rot. DAP I ist der Fluoreszenzfarbstoff der Wahl bei der Ermittlung der Totalanzahl von Bakterien; er sagt aber nichts über den physiologischen Zustand der angefärbten Zellen aus. Hingegen reagiert Propidiumiodid (PI) auf die Integrität der Zellmembran. PI dringt nur in die Zelle ein und kann dann die Nucleinsäuren anfärben, wenn die Zellmembran durchlässig ist. Die mit PI gefärbten Zellen sind also nicht mehr lebensfähig, während DAP I alle Zellen anfärbt, ganz gleich ob sie lebend oder abgestorben, aktiv oder inaktiv sind.

So ergibt sich also folgendes Rezept für die Anfärbung von Bakterienproben aus wässrigem Milieu: Von DAP I und PI (beide von Sigma) werden Stammlösungen mit 50 bzw. 500 µg/ml in destilliertem Wasser hergestellt und über ein Millipore-Filter (0,2 µm Porendurchmesser) filtriert. Diese Lösungen werden im Dunkeln

bei 4 °C aufbewahrt. Die zu untersuchenden Zellen werden in 25%iger Glycerinlösung aufgenommen, worin sie bei -20 °C bis zu 30 Tage lang aufbewahrt werden können. Vor der Färbung werden die Zellen in 10 mM Magnesiumsulfat (pH 6,5) gewaschen und entsprechende Verdünnungen gemacht. Dann wird je Probe 3 µm/ml PI und 5 µg/ml DAP I (Endkonzentration) zugefügt. Die Proben bleiben 30 min lang im Dunkeln stehen. Sodann wird die Probe durch ein schwarzes Polykarbonatfilter (Porengröße 0,22 µm) unter schwachem Vakuum (<15 mmHg) filtriert. Das angetrocknete Filter wird sodann auf einem Objektträger in einem Immersionsöl mit geringer Eigenfluoreszenz eingebettet und mit einem Deckglas abgedeckt. Die Auszählung erfolgt mit Immersionsoptik bei einer Vergrößerung 1000× im Fluoreszenzmikroskop (Olympus BX-60, UPLANFL mit numerischer Apertur von 1,3). Wichtig ist die Temperatur während des Färbeprozesses: bei Extremtemperaturen (0 °C bzw. 70 °C) wird der höchste Färbungsgrad für PI erzielt. Während alle Zellen des Präparates mit DAP I angefärbt werden, sind die mit PI gefärbten Zellen tot. Durch Subtraktion kann der Anteil der lebenden und aktiven Zellen ermittelt werden.

Williams, S. C., Hong, Y., Danavall, D. C. A., Howard-Jones, M. H., Gibson, D., Frischer, M. E., Verity, P. G.: Distinguishing between living and non-living bacteria: Evaluation of the vital stain propidium iodide and its combined use with molecular probes in aquatic samples. J. Microbiol. Meth. 32, 225-236 (1998).

H. F. Linskens, Nijmegen

Auf dem Weg zu einer funktionell-biomechanischen Betrachtung von Mikroorganismen: Vitus Graber (1886)

Werner Nachtigall

Die systematische Durchforstung des Tier- und Pflanzenreichs beginnt immer mit einer Beschreibung der äußeren Formen. Bis etwa zur Mitte des 19. Jahrhunderts waren auch die häufigen und auffallenden Mikroorganismen beschrieben und klassifiziert. Die frühen Mikroskopiker haben sich wenig Gedanken über funktionelle Aspekte gemacht, es sei denn durch ganz offensichtliche Benennungen, wie sie sich etwa im Begriff „Ruderbein“ eines Wasserfloh ausdrücken. Der Weg zu einer quantitativ-physikalischen Beschreibung, wie sie heute gang und gäbe ist, begann mit qualitativen und analogen Vergleichen zwischen Biologie und Technik. So hat Vitus Graber (1886) zwei umfangreiche Zusammenstellungen über die „äußeren mechanischen Werkzeuge“ der Tiere publiziert. Damit hat er eine in dieser umfassenden Form neuartige Betrachtungsweise eingeführt und einen Weg beschriften, der recht geradlinig zur modernen Biomechanik führt.

Wie sieht Vitus Graber den Begriff der „äußeren mechanischen Werkzeuge der Tiere“? Im Vorwort seiner Zusammenstellung schreibt er:

„Wer je Gelegenheit hatte, einen größeren illustrierten Werkzeugekatalog durchzusehen, der dürfte die mannigfaltigen Gegenstände, die er dort abgebildet fand, wohl mit lebhaftem Interesse in ihren Einzelheiten betrachtet haben. Dies Interesse ... wird sich aber noch wesentlich steigern, wenn wir in irgendeine Werkstätte eintreten und uns den Gebrauch und den besonderen Vorteil, den die dort in Anwendung kommenden Werkzeuge gewähren, praktisch zeigen lassen. Wenn sich der Leser aber in der Tat für die künstlich erzeugten Werkzeuge interessiert, so darf ich wohl hoffen, daß er auch an den natürlichen Bildungen dieser Art, ich meine an den beweglichen Außenteilen oder Anhängen der Tiere, womit dieselben in ganz analoger Weise und zu ganz analogen Zwecken wie wir auf die Außenwelt einwirken und sich dieselbe dienstbar machen, ein gewisses Gefallen findet. An den in Rede stehenden Werkzeugen der Tiere ist aber vor allem etwas, was unsere größte Bewunderung erregen muß, und sie hoch über alle künstlichen Werkzeuge stellt, nämlich, um es kurz zu sagen, das innere

Getriebe oder der Mechanismus, durch den sie bewegt und in Aktion gesetzt werden.“

Graber sieht also bereits ganz klar den Begriff der „Analogieforschung“ – hier Analogien zwischen Biologie und Technik –, wie er in unserer Zeit erst durch die Disziplinen der Technischen Biologie und Bionik in seiner vollen heuristischen Potenz erkannt worden ist. Sehen wir einmal nach, was Vitus Graber zu Protozoen und anderen Planktonorganismen zu sagen hat.

Amöben

Über Amöben sagt der Autor: *„Das merkwürdigste daran, und woran wir zugleich erkennen, daß wir es mit einer selbständigen lebenden Wesenheit zu tun haben, ist aber die Bildung gewisser äußerer Werkzeuge, die allerdings so einfach sind, daß sie einfacher absolut nicht gedacht werden können. Wenn wir dieses Wesen längere Zeit ruhig fixieren, so bemerken wir, daß es nach und nach seinen Ort verändert oder nach einer bestimmten Richtung weiterkriecht. Dies geschieht, wie die mit fortlaufenden Zahlen 1, 2 etc. bezeichneten Punktlinien auf Abbildung 1A andeuten sollen, in*

der Weise, daß es an einer Stelle einen Fortsatz, eine Art Fuß ausstreckt, während gegenüber die Weichsubstanz nachfließt oder eingezogen wird. Unser Tierchen formt aber nicht nur, wie ein Bildhauer aus dem weichen Ton, je nach Bedarf aus seiner Masse fußartige Bewegungsorgane, sondern es macht sich auch jene Werkzeuge, die zum Ergreifen und zur Einverleibung der Nahrung nötig sind. Das Tierchen bildet, wie Abbildung 1B veranschaulicht, um das anliegende Nährobjekt eine Art Ringwall, der sich immer höher und höher erhebt und schließlich über die Beute zusammenwölbt.“

„Nun ist aber zu bemerken, daß die Zahl der verschiedenen Arten dieser Wesen eine ungeheure große ist. Eine echte Amöbe ist zunächst

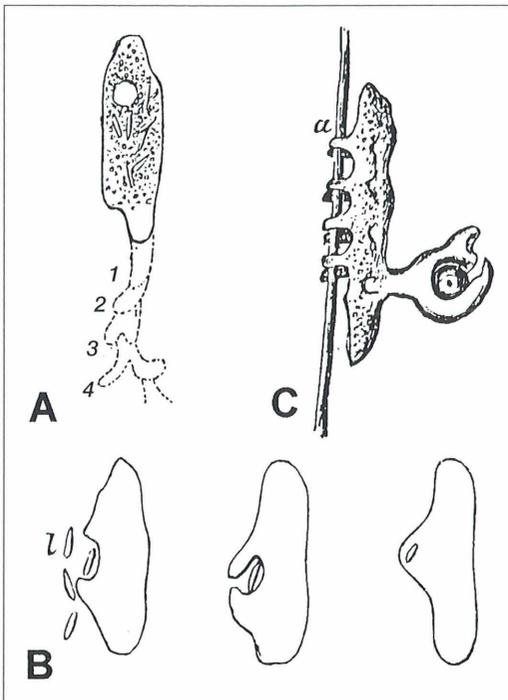


Abb. 1: A Ein Wechseltierchen (*Amoeba*) in verschiedenen Formstadien (Fortbewegung). B Ein Wechseltierchen (*Amoeba*) in verschiedenen Formstadien (Nahrungsaufnahme). C Kletternde Amöbe, nach Prof. Möbius. (Anm. d. Verf.: Die Abbildungslegenden und Artnamen sind hier aus der Graber'schen Originalarbeit von 1886 übernommen und nur dort, wo nötig, ergänzt.)

das höchst interessante Wesen in Abbildung 1B, das Prof. Möbius in Kiel entdeckt hat. Es ist in dem Stadium fixiert, in welchem es mit mehreren Paaren griffelartiger Fortsätze auf einem vertikalstehenden Pflanzenstengel (höchstens von der Dicke eines Haares) emporklettert und so beinahe an eine Raupe erinnert. Und doch werden diese weichen Hebel, wenn das Wesen auf eine breite Unterlage kommt, wieder eingezogen und durch andere, den geänderten Lageverhältnissen besser entsprechende Werkzeuge ersetzt.“

Foraminiferen, Radiolarien und Suktorien

„Die Abbildung 2A zeigt dann eine andere Wurzelfüßlerberühmtheit, die von M. Schultze im Meer entdeckte *Rotalia veneta*. Das eigentümliche ist hier, daß der Weichkörper ein zierliches mehrkammeriges Gehäuse abgsondert hat, dessen Wand wie ein feines Sieb von zahlreichen Öffnungen durchsetzt ist, weshalb die betreffenden Tiere auch Foraminiferen, das heißt Löcherträger heißen. Unsere Figur zeigt das Tierchen in dem Zustand, wo sein Weichkörper durch die eben erwähnten Gehäuse bohrt und nach allen Seiten zahlreiche Fadenfortsätze hervorgestreckt hat. Letztere sind hier oft von enormer Länge und bilden um das Tier eine förmliche Strahlenzone. Die Einrichtung ist wahrhaftig bewundernswert. Das Tierchen gleicht in diesem Zustand gewissermaßen einer Spinne, die nach allen Richtungen Fangfäden ausgespannt hat, nur hat es unter anderem noch das vor der Spinne voraus, daß es sich mit seinen Fühl- und Fangfäden zugleich auch fortbewegen kann, und zwar in jeder Richtung der Windrose.“

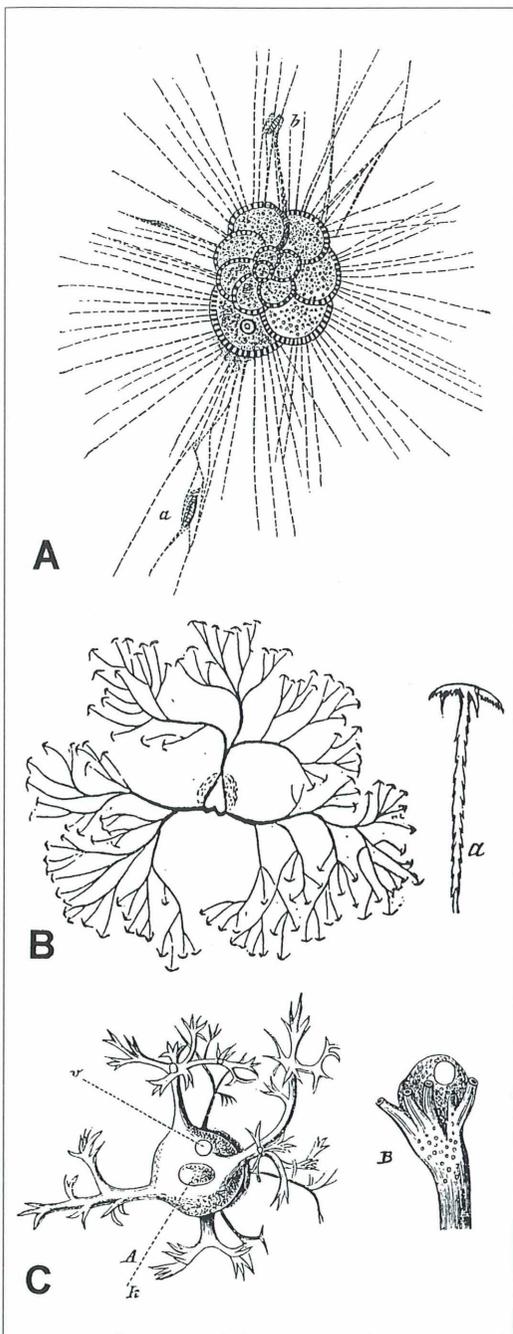
Der Autor spricht dann von Verteidigungs- und Angriffswaffen in Form von Stacheln und Dornen bei Säugern, Reptilien, Fischen und Insekten und fährt fort: „Werkzeuge dieser Art findet man nun auch bei den in Rede stehenden niedersten Tierformen und zwar bei jenen, die, wie die oft entzückend schönen Gittertierchen oder Radiolarien, aus ihrem Weichkörper Gerüste von Kieselsubstanz ausscheiden. In Abbildung 2B sieht der Leser ein solches von Davidoff in der Bucht von Villa Franca gefangenes Geschöpf, das auch durch seine relativ kolossale Größe – es hat 1,5 cm im Durchmes-

ser – interessant ist. Das Kieselskelett ist hier ein Stern, dessen Hauptstrahlen sich in unzählige Zweige auflösen, die, wie das vergrößerte Stück zeigt, mit einer ankerartigen Platte endigen. Leider ist es hier wie bei ähnlichen Bil-

dungen überhaupt schwer zu sagen, welchen besonderen Vorteil dieselben ihrem Besitzer gewähren – möglich ist es, daß die erwähnten Haken dem Tier zwischen diversen Meerewächsen Halt geben.“

„Manche Amöben stecken bekanntlich, wie wir bei *Rotalia* gesehen haben, zum Fangen der Beute Arme aus, welche oft sehr lang und wurzelartig verzweigt sind, die aber nach dem Gebrauche wieder vollständig eingezogen werden. Es gibt aber auch den Amöben nahestehende, gleichfalls einer Zelle entsprechende Urtiere, bei denen die verzweigten Fangarme oder Tentakeln gar nicht oder wenigstens nicht vollständig eingezogen werden, und damit kommen wir zu den ersten fixen oder bleibenden Außenwerkzeugen.

Ein solches und zwar zuerst von Stein entdecktes Tier (Abb. 2C) lebt auf den Kiemenplatten der dem Leser wohlbekannten Flohkrebse (*Gammarus*) und sieht in der Tat so abenteuerlich aus wie sein Name *Dendrocometes paradoxus* andeutet. Merkwürdig sind aber insbesondere die Arme desselben. Ein Arm endet in mehrere Zinken, die sich wie die Finger einer Hand zusammenbiegen. Mit diesen erfaßt nun das Tier eine nahe vorbeistreifende Beute, sagen wir ein kleines Infusor. Die Finger dieser Urtiere haben aber noch – und dies ist eben das merkwürdigste bei diesen Werkzeugen – die Eigenschaft, daß sie die umklammerte Beute zugleich aussaugen können. Wie nämlich ein anderer tüchtiger Infusorienforscher, Wrzesniowsky, auf das bestimmteste nachgewiesen, sind die Finger von einem äußerst feinen Kanal durchzogen, durch welchen die Körnchen der Beute ihren Weg in das Innere nehmen.“



◀ **Abb. 2:** A Eine vielkammerige Foraminifere (*Rotalia veneta* M.S.) mit ausgebreiteten Pseudopodien nach Max Schultze. Die Pseudopodien können relativ noch viel länger werden. B Radiolarie, *Coelothamnus davidoffii* nach Bütschli, a stärker vergrößerter Endzinken des Skeletts. C Saugendes Infusor (*Acinete*) *Dendrocometes paradoxus* Stein nach Wrzesniowski, k Kern, v Vacuole. B stärker vergrößerter Endteil eines Saugarms.

Flagellaten, Trypanosomen

„Manchem Leser dürfte es bekannt sein, daß bei gewissen höheren Wassertieren außer den Ruderbeinen oder dem Ruderschwanz noch gewisse Hautsäume am Rumpf vorkommen, die das Schwimmen erleichtern, und ich erinnere beispielsweise nur an den Wassermolch mit seinem hohen Rückenkamm. Man kennt auch ein paar Geißeltiere, deren Leib hauptsächlich auch mit einer Art beweglichen Hautkamms versehen ist. Solche sind die zwei in Abbildung 3A, B abgebildeten, von Mitrophanow entdeckten Formen, wobei die eine (A) im Blut des Schlammpeitzgers, die andere (B) im Blut der Karausche lebt. Da die betreffenden hautartigen Bildungen analog etwa wie die Rückenflossen ihrer Wirte wellenartige Bie-

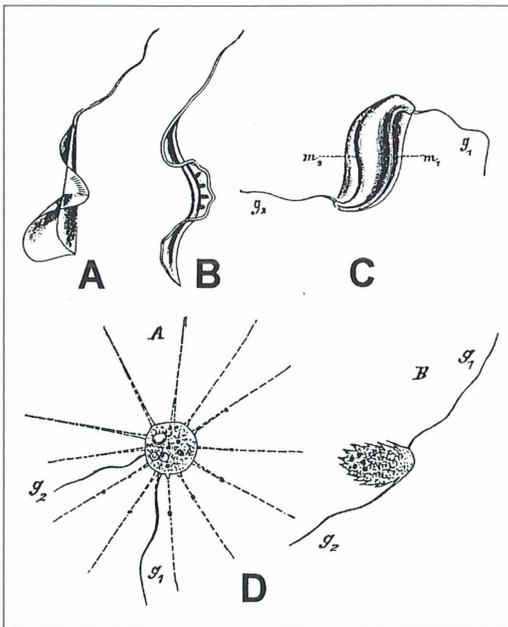


Abb. 3: Geißeltierchen aus Fischblut. Nach Mitrophanow. A *Haematomonas cobitis* aus dem Schlammpeitzger. B *Haematomonas carassii* aus der Karausche. Stark vergrößert. C Schiffschraubenartiges Geißeltierchen. *Drepanomonas* nach Bütschli. Stark vergrößert. D Eine Art Übergangsform zwischen Sonnen- und Geißeltierchen (*Dimorpha mutans*) nach Gruber. A kriechend, B schwimmend. Stark vergrößert.

gungen machen, steht es wohl außer Frage, daß sie die Bewegung der Geißel unterstützen. Ähnliche Hilfswerkzeuge besitzt dann unter anderem auch das von Bütschli's kundigem Auge entdeckte Tierchen in Abbildung 3C, das ohne Übertreibung ein mechanisches Kunstwerk par excellence genannt zu werden verdient. Wegen seiner eigentümlich gekrümmten Gestalt und des Umstandes, daß die beiderseitigen Membranen (m_1 , m_2) windschief gegeneinander gebogen sind, kann es nämlich mit einer Propellerschraube verglichen werden, die hier aber selbstverständlich nicht durch Dampfkraft, sondern, was viel merkwürdiger, durch die Bewegung der zwei Endgeißeln (g_1 , g_2) gedreht wird.

Unter den Geißel- und den Urtieren überhaupt gibt es nun zwar so gut wie bei den meisten anderen Tierstämmen keine, die mit Flugvermögen begabt sind, man kennt aber dafür mehrere, die den Amöben ähnlich kriechen und zugleich wie wahre Flagellaten schwimmen können. Ein solches Geschöpf (Abb. 3D) hat ein jüngerer, ausgezeichnete Protozoenforscher, Gruber, in einem träge fließenden Kanal entdeckt. Wenn das Tier auf einer festen Unterlage kriecht, so hat es die aus Fig. A ersichtliche Form, ist also eine langstrahlige Amöbe vom Typus der sogenannten Sonnentierchen (Heliozoa). Nur bemerkt man zwischen den langen und verzweigten Scheinfüßchen zwei wellig gekrümmte Fäden (g_1 , g_2), die auf ein Geißeltierchen hindeuten. Zu einem solchen wird es aber auch in der Tat, wenn es sich vom Boden erhebt und mittelst seiner zwei Ruderpeitschen (B, g_1 , g_2) frei durch das Wasser segelt. Das merkwürdigste bei diesem Wechsel des Mediums ist aber die Umwandlung, die es selbst erleidet. Es ist gerade so, als wenn ein Vogel, sobald er sich mit Hilfe der Flügel in die Luft erhebt, die Beine, mit denen er früher auf dem Boden herumließ, gänzlich verlore: es werden nämlich, was hier allerdings keine Schwierigkeit macht, die Pseudopodien eingezogen, und so ist der der diesem Tier verliehene Name *Dimorpha mutans*, das heißt doppelgestaltiges Wechselgeschöpf, wohl am Platze.“

Ciliaten

In seiner Sichtweise mußte dem Autor die Cilie als ein besonders hochentwickeltes „äußeres mechanisches Werkzeug“ erscheinen. Dement-

sprechend befaßt er sich auch ausführlich mit Gestalt und Fortbewegung der Wimpertiere.

„Würde ein Mechaniker einen wasserschwimmendes Fahrzeug konstruieren, das ringsum mit tausenden kleiner Ruder versehen wäre und das sich vermittels der letzteren beliebig bald in eine gerade fortschreitende, bald in eine schraubenförmige und bald wieder in eine rein rotierende Bewegung versetzen ließe, so würde unzweifelhaft Alt und Jung ein solches Werk anstauen und seinen Mechanismus kennenzulernen trachten. Ein solches Fahrzeug stellen aber in der Tat viele jene als Infusorien bezeichneten Urtiere dar. Die Abbildung 4A von einem im Froschdarm lebenden Infusor soll dem Leser zunächst den allgemeinen Habitus eines mit Cilien versehenen Urtiers veranschaulichen. Wie man sieht, trägt dasselbe eine förmliche Haarbekleidung. Die einzelnen Härchen sind aber nicht unregelmäßig zerstreut, sondern in meridionalen Reihen angeordnet, von denen indes nur die zu äußerst rechts und links gelegene deutlich gesehen wird. Was nun weiter die Bewegungsweise der Wimpern betrifft, so ist dieselbe ähnlich wie die der Geißeln eine sehr vielseitige und von ihrer jeweiligen Hauptrichtung hängt auch die der Ortsveränderung des Tieres ab.

Schlagen die Wimpern alle nach hinten, so geht das Tier nach vorwärts, schlagen sie dagegen nach vorwärts, so bewegt sich das Tier nach rückwärts, und nehmen dieselbe endlich eine zur Längsachse des Körpers schiefe Stellung ein, so kommen die schraubenförmigen bzw., wenn sich die Wimpern querstellen und nacheinander wie die Halme eines vom Wind wellenartig bewegten Kornfelds in Aktion treten, die rotierenden Bewegungen zustande.“

Zur einzelnen Cilie schreibt der Autor:

„Man hat zu bedenken, daß unsere Werkzeuge in der Regel wenigstens keine eigentliche Ruderfläche haben, die beim Rückschlag mit ihrer ganzen Breite wirkt, während sie beim Vorschlag nur mit der Kante das Wasser durchschneidet, sondern daß die Sache hier so liegt, als ob ein Schiffchen mit biegsamen Stäbchen oder Gerten vorwärtszubringen wäre. Letzteres kann aber bekanntlich entweder so geschehen, daß wir die Gerten nach rückwärts mit größerer Kraft als nach vorne bewegen, oder so, daß wir eine Einrichtung treffen, vermittelst welcher die Gerte, wenn sie in gestreck-

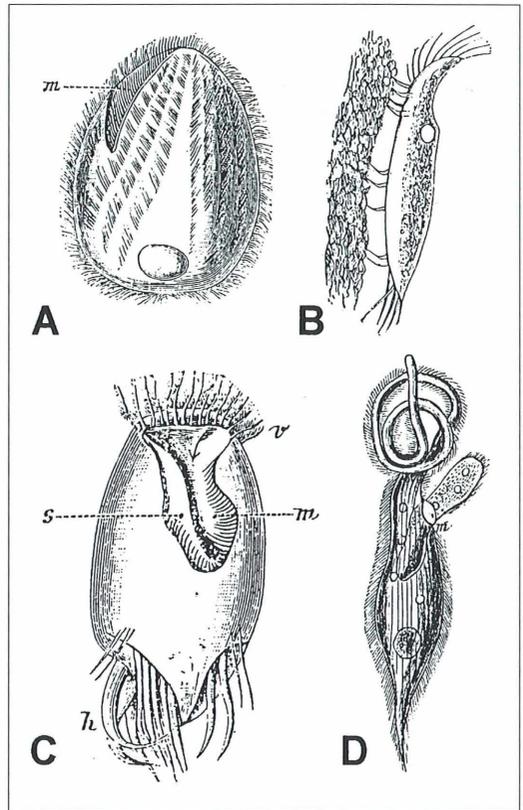


Abb. 4: A Ringsum bewimpertes Infusor, *Balanidium duodeni* nach Stein. m Mundspalte mit langen Wimpern. Stark vergrößert. B Nur unterseits bewimpertes (hypotriches) Infusor, *Oxytricha aeruginosa*, nach Wrzesniowski. Vergrößerung 300. C Gleichfalls nur unterseits mit Anhängen versehenes Infusor, *Uronychia transfiga* aus der Ostsee nach Stein. Die Vorderrandwimpern sind nach Analogie mit *Stylonychia* kammartig gezeichnet. m Mund, s Mundsegel. Stark vergrößert. D Ringsum bewimpertes Infusor *Dileptus gigas*, mit peitschenartig verlängertem Vorderteil. m Mund, in welchen ein kleines Infusor hineingezwängt wird. Stark vergrößert.

tem Zustand den wirksamen Schlag nach hinten ausgeübt hat, derartig gekrümmt wird, daß sie bei der Vorwärtsbewegung einen geringeren Widerstand hervorruft.“

Wir wissen heute, daß die zweite Denkmöglichkeit zutrifft.

Weiter wissen wir, daß Wimpern zu Zirren angeordnet sein können. Mit diesen läuft bei-

spielsweise ein hypotriches Infusor wie auf Beinchen.

„Bei einer Form (Abb. 4B) erblicken wir zunächst vorn einen Saum langer Wimpern, die ich etwas eigenmächtig als Fiederfächer bezeichnet habe, und dann hinten eine Gruppe feinerer und größerer Griffelbaken. Wie uns Stein in seinem großen Werke mitteilt, geschieht die Bewegung dieses Tierchens auf eine doppelte Weise. Zunächst gleichmäßig durch das Spiel der Vorderwimpern und dann stoß- oder ruckweise vermittelt der starken Hinterborsten.“

Über hypotriche Infusorien schreibt der Autor: „Letztere sind solche, deren oft etwas gewölbter Rücken, wie bei Abbildung 4B, ganz kahl ist, während die Bauchseite zum Teil auffallend starke griffelartige Anhänge trägt. Die in Rede stehenden Infusorien nehmen bezüglich ihrer Bewegungswerkzeuge überhaupt eine weit höhere Stellung als die übrigen ein. Wer zum ersten Male das in Abbildung 4B nach der Natur gezeichnete Wesen beobachtet, wie es durch abwechselnde Beugung und Streckung seiner zum Teil paarig angeordneten Beingriffel an Algenfäden u.d.g. dahinläuft, der glaubt ein kleines Krebschen vor sich zu haben und es ist in der Tat wunderbar zu sehen, welcher hohen Ausbildung eine Zelle – denn etwas anderes ist auch der Infusorienleib nicht – fähig ist.“

In diesem Zusammenhang weist der Autor auf die „noch unpublizierten schönen Studien von Möbius“ hin.

Geradezu hymnisch äußert sich Graber über den Wimperapparat und die Kontraktionsfähigkeit von Glockentieren.

„Am bequemsten läßt sich die Erscheinung an jenen merkwürdigen glockenartigen Infusorien sehen, die (Abb. 5A) mittelst eines langen Stieles an irgendeinem Gegenstand, wie zum Beispiel einem Algenfaden festsitzen. Der mit einem scharnierartig bewegten Deckel (d) verschließbare Mund, welcher sich in einem tiefen Schlundtrichter (s) fortsetzt, ist von einem aufgewulsten Rand umgeben, der, sowie auch der Schlund, lange und in beständiger Bewegung begriffene Wimperborsten trägt. Schneidet man den Stiel durch, so wird das befreite Tier vermöge der vorwiegend nach hinten schlagenden Wimpern fortgetrieben. Gerade den umgekehrten Effekt bringen letztere aber am feststehenden Tiere hervor. Sie wirken nämlich wie die Schaufeln eines in rasche Umdrehung versetzten Wasserrads, das bekanntlich einen star-

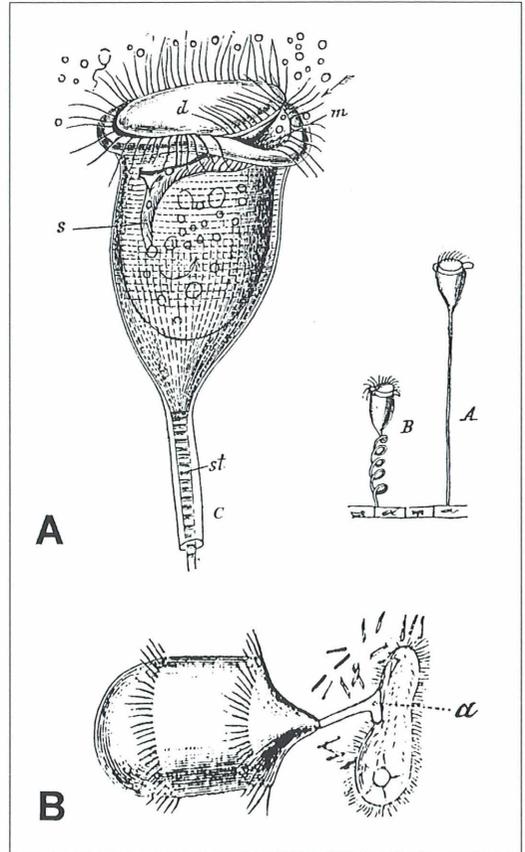


Abb. 5: A Glockentierchen. *Vorticella nebulifera* nach Evers. A Mit ungestrecktem, B mit eingezogenem Stiel, C Stärker vergrößert; m Mund, d Munddeckel, s Schlund, st Stielmuskel. B Infusor mit zwei Wimperreifen und einem zungenartigen Fortsatz a (*Didinium nasutum*) Stein. Nach Balbiani. Stark vergrößert.

ken Strom oder Wirbel erzeugt, in den leichtere im Wasser suspendierte Gegenstände mit hineingerissen werden. Daß aber faktisch auch das Wimperrad unseres Infusors einen heftigen Strudel hervorbringt, das sehen wir an den zahlreichen kleinen Körnchen und Kügelchen, die mit unwiderstehlicher Gewalt in die Scylla getrieben werden. Unser Tierchen braucht sich also gar nicht vom Flecke zu rühren, braucht keine Arme oder Zangen auszustrecken und lebt doch in Hülle und Fülle, ja der von seinen Wimpern erzeugte Strudel führt ihm häufig

viel mehr zu, als es zu verschlingen imstande ist.

Die Eigenschaft des Stieles der Glockentierchen, sich mit überraschender Schnelligkeit zusammenzuziehen, gibt uns die beste Gelegenheit, auf eine gewisse bisher ganz unerwähnt gelassene Einrichtung aufmerksam zu machen, die speziell auch für die bisher besprochenen mechanischen Werkzeuge von Wichtigkeit ist.“

Der Autor führt dann aus, daß die Stiele kontraktile Fasern enthalten die er „als die Anfänge wahrer Muskelfasern“ sieht. Wir wissen heute, daß die Kontraktionsvorgänge in diesen Myonemen – speziell Spasmonemen – im Prinzip nicht den der Muskelfasern ähnlich sind, und können daher dem Autor nicht folgen, wenn er schreibt, daß diese „nach den neuesten Untersuchungen alle wesentlichen Eigenschaften eines echten quergestreiften Muskels“ zeigen. Auch Infusorien mit langen, peitschenartig bewegten Vorderkörpern besitzen Myoneme.

„Nunmehr wird es uns auch begreiflich, warum der Infusorienleib fast ebenso kräftiger Zusammenziehungen und Verdrehungen wie ein Wurm fähig ist, und daß er infolge dessen auch vielfach in toto als Werkzeug dient. Wie letzteres aber zu verstehen ist mag unter anderem das in Abbildung 4D abgebildete Infusor mit dem langen peitschenartigen Vorderteil erraten lassen.“

Zum Beweise, daß wir mit dem Vorstehenden das reiche Inventar der äußeren Infusorienwerkzeuge noch lange nicht erschöpft haben, stelle ich dem Leser zum Schlusse noch in Abbildung 5B eine interessante Form vor Augen. Sie ist von Balbiani in der Situation dargestellt, wo sie mit einem an die klebrige Zunge des Chamäleons erinnernden Fortsatz (a) ein kleines Pantoffeltierchen erhascht. Dieses merkwürdige Geschöpf mit seinen zwei Wimperkränzen flößt uns aber von der Infusorienorganisation auch insofern Respekt ein, als es zugleich im Besitze kleiner, in seiner Haut fabrizierter stäbchenförmiger Pfeile ist, die es auf seine Beute schleudert.“

Die lebhaften „funktionellen“ Schilderungen Vitus Grabers an Protozoen lassen erahnen,

daß es in seiner Zeit nicht mehr so sehr um die Beschreibung und Klassifizierung neuer Formen als vielmehr um erste Versuche ging, die äußeren und inneren Lebenserscheinungen physikalisch und chemisch zu beschreiben. Demgemäß entwickeln sich aus Ansätzen dieser Zeit auch die Forschungsrichtungen der Biophysik und Biochemie. Beide beginnen zunächst mit qualitativen Beschreibungen, unabdingbare Voraussetzungen für eine spätere Ausbreitung auf das Quantitative und auf kausale Zusammenhänge.

Auch für die Mikroorganismen haben Graber's klassische Zusammenstellungen eine Forschungsrichtung mitbegründet, die wir heute als „Technische Biologie“ bezeichnen.

Danksagung

Ich danke Frau I. Stein für das Schreiben des Manuskripts und Frau A. Gardezi für die Zusammenstellung der Repro-Tafeln.

Literaturhinweise

- Bütschli, O.: Beiträge zur Kenntnis der Radolarianskelette, insbesondere der Cyrtida. Zeitschrift für Wissenschaftliche Zoologie 36, 485–540 (1891).
- Graber, V.: Die äußeren mechanischen Werkzeuge der wirbellosen Tiere. Freytag (Leipzig) und Tempsky (Prag) (1886).
- Mitrophanow, P.: Beitrag zur Kenntnis der Hämatozoen. Biologisches Zentralblatt 3, 35–44 (1883).
- Nachtigall, W.: Technische Konstruktionselemente in der Biologie. Umschau 26, 966–970 (1971).
- Nachtigall, W.: Technische Biologie und Bionik 1. 1. Bionikkongreß Wiesbaden, BIONA-Report 8, Fischer, Stuttgart 1992.
- Schultze, M.: Über den Organismus der Polythalamien. Leipzig, 1854.
- Stein, F.: Neue Beiträge zur Entwicklungsgeschichte und des feineren Baues der Infusionstiere. Zeitschrift für Wissenschaftliche Zoologie 1, 475–509 (1849).
- Wrzesniowski, A.: Beiträge zur Naturgeschichte der Infusorien. Zeitschrift für Wissenschaftliche Zoologie 29, 267–323 (1877).

Verfasser: Prof. Dr. Werner Nachtigall,
Zoologie/Technische Biologie und Bionik,
Universität des Saarlandes,
Postfach 15 11 50, D - 66041 Saarbrücken

Nachricht

Lebenswunder: Vom Ursprung des Lebens zur Gentechnik Ausstellung im Linzer Schloßmuseum bis zum 6. 4. 1999

Die Naturwissenschaften haben in den letzten 150 Jahren Veränderungen erfahren, die man sich nie erträumt hätte und die heute vom einzelnen in ihrer Gesamtheit nicht mehr faßbar sind. Galt damals noch die biblische Schöpfungsgeschichte als Erklärung für die Vielfalt aller Lebewesen, glaubt heute der Mensch die Rolle des Schöpfers übernehmen zu können. Die mit rasendem Tempo fortschreitende Entwicklung der Gentechnik soll dies möglich machen. Zentral für die Entwicklung des naturwissenschaftlichen Denkens unseres Jahrhunderts war dabei – schon vor der Entstehung der modernen Physik – die Entwicklung der Darwinschen Evolutionstheorie. Der wichtigste Verfechter dieser Lehre war der Jenaer Zoologe Ernst Haeckel. Er wirkte weit über den Rahmen seines Faches hinaus. Seine Weltanschauung, die ihm die Welträtsel biologisch zu lösen versprach, und seine Anschauung der Lebenswunder, die ihm die Natur als Künstlerin erscheinen ließ, war um 1900 von enormer Wirkung. Haeckel prägte übrigens auch den heute so aktuellen

Begriff „Ökologie“. Die Ausstellung stellt den damaligen Stand der Forschung den heutigen biologischen Kenntnissen gegenüber. Anhand zahlreicher Originale, Präparate, Modelle, Computeranimationen und lebender Tiere in Aquarien und Terrarien, werden die unterschiedlichsten Themen dargestellt. Die Palette reicht von der Entwicklung des Lebens bis zur Evolution des Menschen, vom Mikrokosmos im Meer bis zu den Kunstformen der Natur und der Gentechnik.

Schloßmuseum Linz, Tummelplatz 10, A-4010 Linz;
Öffnungszeiten:
Di–Fr 9–17 Uhr
Sa, So, Fei 10–16 Uhr
Mo geschlossen
Ein spezielles Vermittlungsprogramm für Schüler (VS, HS und AHS) wurde erarbeitet.

Information und Anmeldung zur Führungen:
Tel. (+43)07 32/77 44 19-31 oder 77 44 19-21.

Buchbesprechung

Aescht, R., Aubrecht, G., Krauß, E. (Red.): Welträtsel und Lebenswunder. Ernst Haeckel - Werk, Wirkung und Folgen. Ö. Landesmuseum, Linz 1998, 506 Seiten, zahlreiche, teils farbige Abbildungen, gebunden, öS 380,00, ISBN 3-85474-029-8.

Wieder einmal ist es – man möchte fast sagen, erwartungsgemäß – weit mehr als lediglich ein Katalog zu einer aktuellen Linzer Ausstellung, was dem Rezensenten in Form eines solide gebundenen, großformatigen Buches hoher fertigungstechnischer Qualität vorliegt. Aber

nicht primär die beeindruckende Verpackung ist es, was erwähnenswert ist, sondern der Inhalt des Werkes zur Ausstellung **WELTRÄTSEL UND LEBENSWUNDER – WERK, WIRKUNG UND FOLGEN ERNST HAECKELS**. In den drei großen, zwar nicht konträren, so doch deutlich divergierenden Kapiteln **ZOOLOGISCHE ASPEKTE**, **PHILOSOPHISCHE ASPEKTE** sowie **BEZIEHUNGEN HAECKELS ZU ÖSTERREICH** kommen führende Autoren zur jeweiligen Thematik zu Wort. Sachkompetent werden die ausgewählten Themen referiert und diskutiert. Natürlich gibt es, wie immer, hier und da Kritikpunkte. So irritiert in dem Artikel des Amerikaners J. O. Corliss die völlige Ignorie-

rung der verschiedensten deutschen, durchaus international anerkannten Beiträge zum aktuellen Verständnis des phylogenetischen Systems der Einzeller, ein Manko, das allerdings durch die Ausführungen des Leipziger Zoologen M. Schlegel zumindest partiell wettgemacht wird. Dieser möglicherweise eher subjektiv empfundene Schwachpunkt soll dem Werk, das offenbar mit sehr viel Engagement und großem Energieeinsatz verwirklicht wurde, keinen Abbruch tun. Im Gegenteil: Ich hoffe, daß diese Buchpublikation weit über die aktuelle Ausstellungszeit hinaus ihren Platz in den entsprechenden Bücherregalen einnehmen wird.
Klaus Hausmann, Berlin

Viel Verkehr im Netz: Eine erstaunliche retikuläre Amöbe

Ernst Hippe

Waldwegpfützen können sich als Fundorte für Organismen lohnen, denen man sonst kaum begegnet, wie etwa retikulären (netzförmigen) Amöben. Diese Biotope verdienen mehr Beachtung.

Seit einiger Zeit sind an der Amöbe *Reticulomyxa filosa* umfangreiche Untersuchungen angestellt worden; auch im MIKROKOSMOS wurde hierüber berichtet (Gothe, 1994; Ostwald, 1988). Immer handelte es sich dabei um sehr große Netze von mindestens mehreren cm Durchmesser mit Plasmasträngen von 30 μm Dicke und mehr. Um so erstaunlicher ist es dann, wenn man auf einen Organismus trifft, der sehr viel kleiner ist, sonst aber ganz ähnliche Merkmale aufweist: ein stark verzweigtes anastomosierendes Netz mit einzelnen größeren Plasmakörpern und starker Strömung zugleich in beiden Richtungen der Stränge. Ich fand diese Amöbe zuerst im Wasser aus einem zu viel gegossenen Kaktustopf Anfang 1998, im folgenden August dann in einer Pfütze neben einem oft besonnenen Waldweg.

Die farblosen Netze sind mit einem Phasenkontrastobjektiv 10 \times gut zu erkennen. Da die zarten Gebilde oft am Boden haften, verbietet sich ein Herauspippettieren, aber das in die Petrischale eingetauchte Wasserimmersionsobjektiv 40 \times 0,75 zeigt dann die Einzelheiten. Freilich sind die feineren Stränge im Hellfeld nur durch ständiges Umfokussieren deutlich zu sehen, denn ihr Kontrast ist recht schwach. Optimal ist sicher ein gutes derartiges Objektiv mit Phasenkontrast, auch für brauchbare Fotos. Versuche, einem Phasenkontrast-Trockenobjektiv 40 \times 0,65 eine Haube zum Eintauchen anzupassen, gelangen zwar mechanisch, ergaben aber ein zu undeutliches Bild. Die Skizze (Abb. 1) soll daher wenigstens eine Übersicht geben, wobei die Netzstruktur noch weitaus komplexer sein kann als dargestellt, auch sehr unterschiedlich in Länge und Breite.

Typisch ist für das bis 1,5 mm große, enorm verzweigte Netz mit Strängen von 3 μm Dicke (und Ausbeulungen) bis zu fast unsichtbar dünnen Enden, daß größere Plasmakörper (bis 150 \times 50 μm) oder Knollen (20–60 μm) nur selten längere Zeit bestehen und sich bei ihrem raschen Transport durchs Netz immer wieder verändern. Ein zentraler Plasmakörper ist nicht immer auszumachen. Die schnelle Strö-

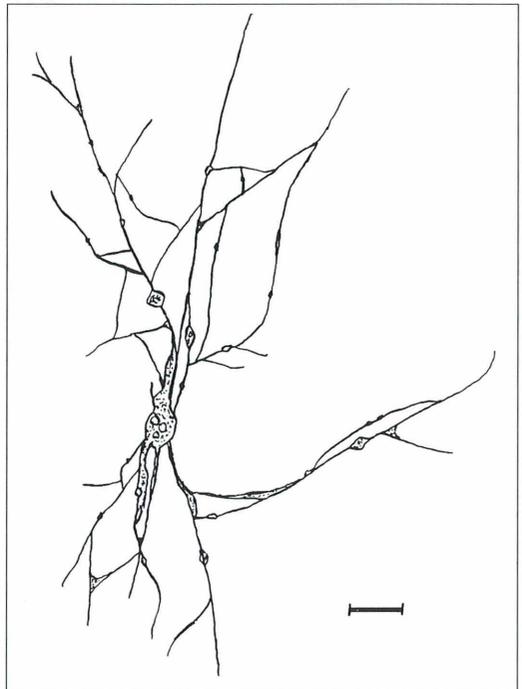


Abb. 1: Retikuläre Amöbe. Die Netzstruktur ist sehr variabel, Plasmakörper können stärker verteilt sein. Balken = 100 μm .

mung von Körnchen, Nahrungs- und kleinen kontraktilen Vakuolen läuft meist in beiden Richtungen des Stranges gleichzeitig. Das ganze Netz verschiebt sich nur langsam, ist aber intern in ständiger Veränderung. Manchmal verfangen sich kleine Flagellaten und zeitweise sogar Nematoden im Netz. Die Strangenden machen gelegentlich schlängelnde Bewegungen; ein aktiver Beutefang scheint aber nicht gegeben. Fütterungsversuche mit Weizenkeimpulver blieben ohne Erfolg. Ein Netz hält sich jeweils kaum mehr als einen Tag, bevor es zu einem unscheinbaren Klümpchen einschrumpft. Später kann man aber durchaus in der gleichen Probe ein neues Netz finden.

Ich hatte Gelegenheit, ausführliche Videoaufnahmen von großen *Reticulomyxa filosa*-Exemplaren zu sehen. Struktur und Bewegung entsprachen in vielem meinen Beobachtungen, die sich eben nur auf eine viel kleinere Form beziehen. Andere derart ausgedehnte Amöben wie *Gymnophrys cometa* sind viel weniger vernetzt und zeigen nicht die schnellen Veränderungen. *Biomyxa vagans* hat eine ähnliche Struktur, aber ohne die langen Ausläufer und mit nicht so heftiger Strömung. Eine kleine Art der Gattung *Reticulomyxa* wurde bisher nicht beschrieben. Sicher scheint daher nur, daß es sich um eine Angehörige der Klasse Granuloreticulosea handelt, vielleicht auch (wegen der kurzen Lebensdauer) nur um Bruchstücke.

Auch wenn man sie nur selten findet, dürfte es sich doch lohnen, in Pfützen nach dieser interessanten Form zu suchen. Man muß freilich solche Proben sehr systematisch absuchen, um z. B. ein einzelnes Exemplar in einer Petrischale zu finden.

Dank

Für die Überlassung eines Videobandes, von Fotos und Literaturauszügen bin ich Frau Gislinde Gothe, Jena, sehr verbunden.

Literaturhinweise

- Gothe, G.: *Reticulomyxa filosa*, ein interessanter plasmodialer Rhizopode des Süßwassers. *Mikrokosmos* 83, 301–306 (1994).
- Ostwald, H.: Ein Riese unter den Wurzelfüßern: *Reticulomyxa filosa*. *Mikrokosmos* 77, 123–125 (1988).
- Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In: Matthes, D. (Hrsg.): *Protozoenfauna* Bd. 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.
- Siemensma, F. J.: *De Nederlandse Naaktamoeben*, Kon. Ned. Vereniging 1987.

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

Nachricht

Mikroskopierkurs im Volkshochschulheim Inzigkofen

Vom 22.–27. März 1999 findet im Volkshochschulheim Inzigkofen wieder ein Mikroskopierkurs unter der Leitung von Dr. Dieter Krauter und Dr. Heinz Streble von der Universität Hohenheim statt. Angesprochen sind einerseits Teilnehmer, die noch wenig oder gar keine Erfahrung im Umgang mit dem Mikroskop haben; ihnen werden die Arbeit mit dem Mikroskop und grundlegende mikroskopische Präparationsverfahren gezeigt und sie haben ausgiebig Gelegenheit, selbst mikroskopische Präparate herzustellen, die dann gemeinsam untersucht und interpretiert werden. Fortgeschritteneren Teilnehmern werden Anregungen für selbständige Untersuchungen vermittelt. Damit verbunden ist eine Einführung in die Pflanzenanatomie, die Gewebekunde (Histologie) der Tiere sowie den Bau und die Lebensweise von Einzellern. Die Teilnehmer sollten ihre Mikroskope und – soweit vorhanden – Handmikrotome mitbringen. In

begrenzter Anzahl können Mikroskope und mikrotechnische Hilfsmittel (Pinzetten, Präpariernadeln, Pipetten etc.) zur Verfügung gestellt werden.

Der Kurs kostet 260,- DM, Unterkunft und Vollpension 275,- DM im Doppelzimmer, 325,- DM im Einzelzimmer.

Das Volkshochschulheim Inzigkofen liegt sehr reizvoll im Naturpark Obere Donau am Südrand der Schwäbischen Alb und ist in einem ehemaligen Frauenkloster aus dem 17. Jahrhundert untergebracht. Außer dem Mikroskopierkurs finden das ganze Jahr über Kurse zu naturkundlichen und vielen anderen Themen statt.

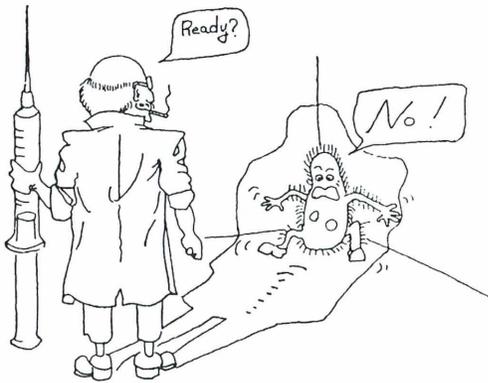
Das umfangreiche Programmheft und weitere Informationen erhalten Sie kostenlos beim Volkshochschulheim Inzigkofen, Parkweg 3, 72514 Inzigkofen, Tel.: 07571/73980, Fax: 07571/739833.

Mikro-Cartoon

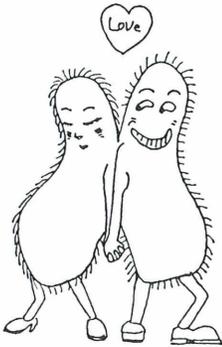
Daß es in der Wissenschaft nicht immer nur
bier-ernst und staub-trocken zugeht, belegen
untenstehende Karikaturen, die (mit Genehmi-
gung des Autors) einem japanischen Protozoo-

logie-Zellbiologie-Lehrbuch entnommen sind
(vergleiche zu dieser Thematik auch MIKRO-
KOSMOS 83, 277-279, 1994).

micro injection



Preconjugant
Cell-Cell interaction



Kurze Mitteilung

Der Tintenstift als Hüllenmarkierer

Zur Darstellung von Schleimhüllen, die man im Hellfeld praktisch nicht sieht, wird häufig Tuschezusatz empfohlen. Die Tusche färbt die Umgebung schwarz (im mikroskopischen Bild allerdings eher strukturiert-braungrau), und eventuelle Schleimhüllen von Desmidiaceen, Blaualgen, Diatomeen u. a. werden als weiße Höfe sichtbar. Man kann aber auch auf umgekehrte Weise vorgehen und die Hüllen selbst anfärben.

An die eine Seite eines Deckglas-Präparats wird ein Wassertropfen pipettiert. In diesen hält man für einige Sekunden die lange Spitze eines schräg eingetauchten Tintenstifts (solche altertümlichen Gesellen bekommt man gelegentlich noch im Schreibwarenhandel). Auf der anderen Seite des Deckglases wird mit einem Filtrierpapierstück abgesaugt. Die Tintenstift-Lösung (Metylenblau) färbt Schleimhüllen – und alle anderen Objekte – blauviolett. Nachdem genügende Farbtiefe erreicht ist, werden 1–3 Tropfen reinen Wassers zum Ausschwemmen der Farbstofflösung durchgesaugt. Resultat: Deutlich blauviolett konturierte Hüllen (Abb. 1 A). Nachteil: Die Lösung ist stark toxisch und tötet Kleinlebewesen rasch ab. Beim Durchsaugen von Frischwasser entfärben sich die Schleimhüllen in 1–2 Minuten wieder vollständig (Abb. 1B, C).

W. Nachtigall, Saarbrücken

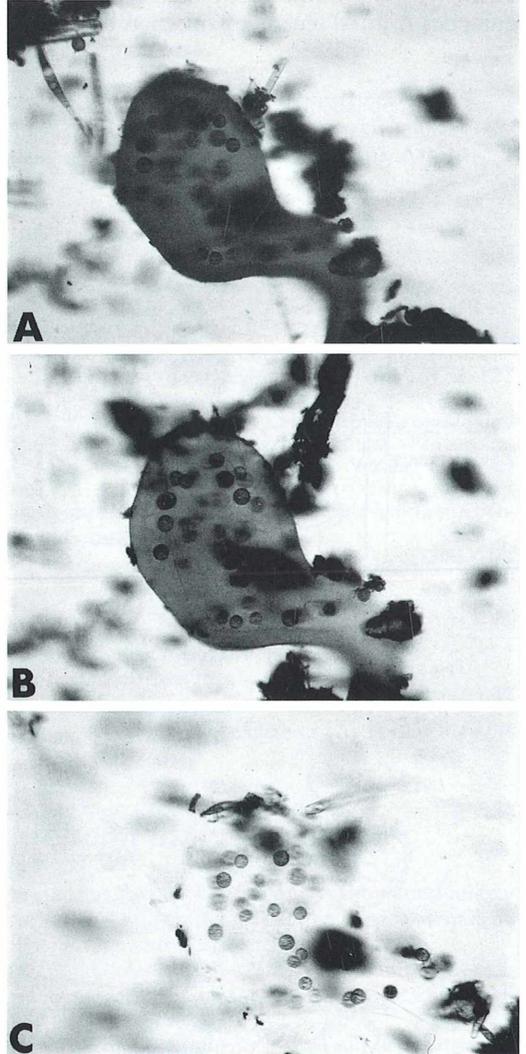


Abb. 1: Darstellung der Schleimhülle einer kokkalen Grünalge (vielleicht *Dictyosphaerium pulchellum*) nach der Tintenstift-Methode. A Hülle sattgefärbt (30 s; anschließend Wasserdurchzug 10 s). B Hülle teilentfärbt (nach weiteren 0,5 min Wasserdurchzug). C Hüllen voll entfärbt (nach knapp 2 min Wasserdurchzug; noch angefärbte Partikelchen markieren ungefähr den Randverlauf).

Das Utrechter Leeuwenhoek-Mikroskop

Klaus Meyer

Antoni van Leeuwenhoek und seine Mikroskope sind den Lesern des MIKROKOSMOS so gut bekannt, daß ich mich hier auf eine ganz kurze Vorstellung beschränken darf: Er besaß an die 500 primitiv gebaute Handmikroskope; jedes bestand aus einer einzigen, sehr kleinen, stark vergrößernden Bikonvexlinse, die zwischen zwei grob gearbeitete Bleche von etwa ein mal zwei Zoll Größe geklemmt war. Das Beobachtungsobjekt wurde auf einer der Linse gegenüber stehenden Nadel befestigt, deren Abstand über eine kleine Fokussierschraube reguliert wurde (Abb. 1).

Leeuwenhoeks Briefe und Biographien enthalten zahlreiche Berichte, wie er seine Gäste mit seinen mikroskopischen Demonstrationen in Erstaunen versetzte. Über die Vorbereitung dieser Demonstrationen, die Herstellung der Präparate, also über die eigentliche mikroskopische Forschungsarbeit wissen wir nur wenig, durch Augenzeugen beobachtet wurde sie niemals.

Wo immer auch in der Literatur von diesen Leeuwenhoek-Mikroskopen die Rede ist, wird eines der noch neun vorhandenen Exemplare ganz besonders gewürdigt: das Utrechter Mikroskop, welches als Lupe 267fach vergrößert. Es gilt allgemein als Spitzenwerk von Leeuwenhoeks Mikroskop-Produktion. Über die technisch-optischen Maße dieses Instruments wie auch über seine Abbildungsqualität sind

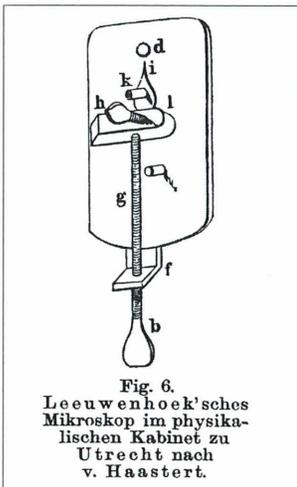


Abb. 1: Leeuwenhoek'sches Mikroskop (aus Petri, 1896).

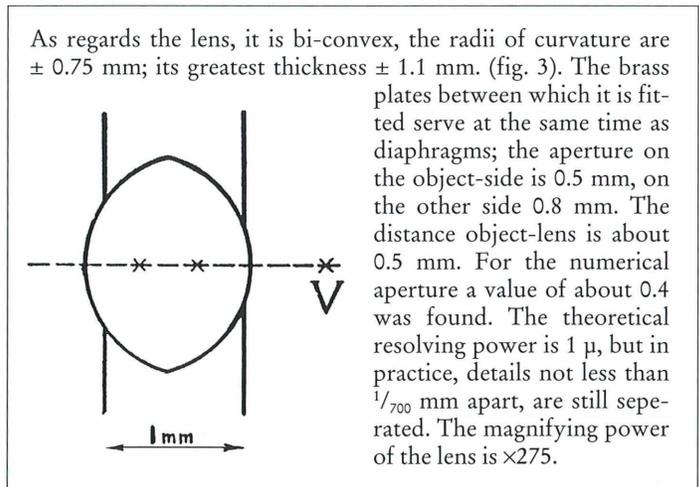


Abb. 2: Van Cittert's Skizze seines Leeuwenhoeks-Mikroskops mit dem entsprechenden englischen Text. Er betrachtet die Linse als bikonvex und suggeriert diese bikonvexe Form durch die Zeichnung einer Ellipse. Man muß aber bedenken, daß er – ebenso wie van Zuylen – die Linse nur durch das Schlüsselloch der Öffnungen in der Blechfassung gesehen hat, ein Loch von 0,5 bis 0,8 mm Weite. Die Ellipse illustriert also van Cittert's Vermutung, beweist aber nichts über die wahre Form der Linse (aus van Cittert, 1934).

wir aus wenigstens zwei Quellen sehr genau unterrichtet: Erstens durch van Cittert (1934), weiland Direktor des Utrechter Museums, das diese Kostbarkeit beherbergt – und zweitens durch van Zuylen (1980), der vor einigen Jahren alle noch vorhandenen neun Leeuwenhoek-Mikroskope in ihren Museen aufgesucht und auf das genaueste ausgemessen hat (Abb. 2). Außerdem sind mehrfach Diatomeen-Mikrofotos mit dieser Utrechter Linse aufgenommen worden, welche die hohe Auflösung von $1,35\ \mu\text{m}$ beweisen. Diese Unterlagen sind so zuverlässig, daß ich mich vollkommen darauf verlassen; ich vermag und brauche keine neuen Messungen durchzuführen. Wohl aber lohnt es sich, die vorhandenen noch einmal zu interpretieren.

Natürlich haben alle Untersucher die Pietät geübt, dies einzigartige und kostbare Instrument nicht zu beschädigen und nicht zu öffnen. Das heißt: Wir kennen die Linsenoberfläche nur durch die winzigen Löcher in den Blechplatten; den eigentlichen Linsenkörper aber hat seit Leeuwenhoek niemand gesehen.

Ich habe in Abbildung 3 die von Cittert und die von van Zuylen mitgeteilten Maße 100:1 auf Millimeterpapier aufgetragen und zwar nur den bekannten, sichtbaren Teil der Linse – nicht den zwischen den Blenden verborgenen. Die Zeichnung suggeriert eine Kugelform; um zu beweisen, daß sie wirklich (fast) kugelförmig ist, wollen wir noch eine Rechnung anstellen. Da uns die Vergrößerung der Utrechter Linse gut bekannt ist, können wir ihre Brennweite leicht errechnen: Nach der Lupenformel (Brennweite $f = 250\ \text{mm} : \text{Vergrößerungszahl}$) finden wir $f = 250 : 267 = 0,94\ \text{mm}$.

Wir können die Brennweite aber auch auf einen zweiten Weg errechnen, nämlich nach der Gullstrand-Formel (siehe Box). Dazu brauchen wir den Abstand der beiden brechenden Flächen (gleich der Dicke der Linse) und die Brennweiten beider Wölbungen, die sich aus den uns bekannten Krümmungsradien ergeben. Wir setzen voraus, daß Kronglas verwendet wurde, was damals selbstverständlich war. Durch diese Rechnung ergibt sich eine Gesamtbrennweite der dicken Linse von $0,95\ \text{mm}$, was die vorige Rechnung bestätigt. Aus dieser einfachen nachprüfbaren Berechnung kann ich keinen anderen Schluß ziehen, als den, daß die Utrechter Linse eine leicht gedrückte Kugelform besitzt.

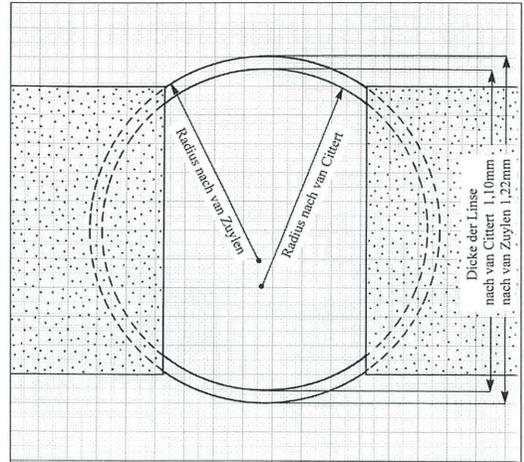


Abb. 3: Die Zeichnung auf Millimeterpapier zeigt die Utrechter Linse im Maßstab 100:1. Die inneren Bögen sind nach den Maßen van Citterts gezeichnet, also $1,1\ \text{mm}$ Linsendicke und Krümmungshalbmesser $0,75\ \text{mm}$. Die äußeren Bögen entsprechen den Maßen van Zuylen: Linsendicke $1,22\ \text{mm}$ und etwas kleinere Krümmungsradien von $0,703$ und $0,715\ \text{mm}$. Die in der Blechfassung verborgenen Teile der Linse, die seit Leeuwenhoek niemand mehr gesehen hat, sind nicht gezeichnet.

Diese maßstabgerechte Skizze suggeriert keineswegs die Form einer Ellipse bzw. einer bikonvexen Linse. Eher nähert sie sich einem Kreise als dem Durchmesser einer Kugellinse. Die Messungen der beiden Untersucher stimmen recht gut überein, vorausgesetzt, man billigt ihnen eine Toleranz von etwa 10% zu. Gleichgültig, ob man die so ausgemessene Linse nun als eine leicht abgeflachte Kugel oder als ungewöhnlich dicke Bikonvexlinse bezeichnet, in ihrer optischen Eigenschaft muß sie einer Kugellinse wenn nicht gleich, so doch sehr ähnlich sein.

Herstellung einer Kugellinse

Nun fragt sich, wie Leeuwenhoek diese Kugel hergestellt hat. Aus van Zuylen's eleganter Analyse der Linsenoberfläche wissen wir, daß diese – und nur diese – Leeuwenhoek-Linse nicht geschliffen und poliert ist, sondern erschmolzen. Leeuwenhoek selbst soll gegenüber seinem Besucher Uffenbach geäußert haben, er könne Linsen auch blasen, was Uffenbach ihm

Berechnung der Brennweite der Utrechter Linse aus den durch van Zuylen ermittelten Maßen der Krümmungsradien und Dicke.

Es liegt die Gullstrand-Formel über die Brechkraft eines Systems aus 2 Linsen bzw. einer dicken Linse zugrunde. Dabei ist die Brennweite f ersetzt durch $1:D$ (Dioptrie); e ist gleich d (Dicke der Linse) : Brechungsindex des Glases.

$$D_{\text{ges}} = D1 + D2 - (d : 1,5 \times D1 \times D2).$$

Für eine Kugellinse von 1 mm Durchmesser:

$$D_{\text{ges}} = 1000 + 1000 - (0,001 : 1,5 \times 1000 \times 1000)$$

$$D_{\text{ges}} = 1000 + 1000 - (0,001 \times 1000 \times 1000 : 1,5)$$

$$D_{\text{ges}} = 2000 - 666 = 1333$$

$$F_{\text{ges}} = 1000 : 1333 = 750$$

Das bedeutet: Die Brennweite einer Kugel beträgt nach Gullstrand $3/4$ ihres Durchmessers vom Mittelpunkt an gerechnet.

Für die Utrechter Linse gilt: Krümmungsradien 0,71 und 0,717 mm. Die Brennweite einer Kugelfläche beträgt das Doppelte ihres Krümmungsradius. Demnach ist $f1 = 1406$ und $f2 = 1430$. Umgerechnet in Dioptrien: $f1 = 711$; $f2 = 699$ Dioptrien.

Die Dicke der Linse hat van Zuylen zu 1,2 mm gemessen. Nach Gullstrand:

$$D_{\text{ges}} = 711 + 699 - 711 \times 699 \times 0,001 : 1,5 = 3313$$

$$= 1410 - 331 = 1079 \text{ D.}$$

$$1079 \text{ D.} = 1000 : 1079 = \text{Brennweite } F_{\text{ges}} = 0,935 \text{ mm}$$

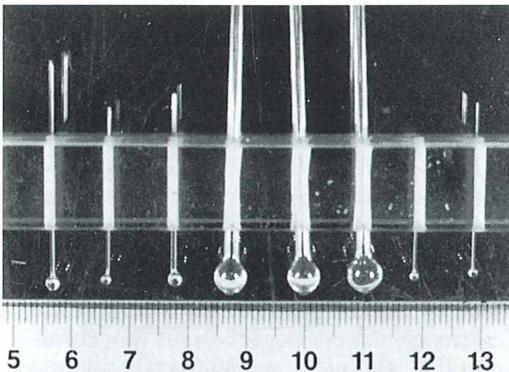
Die nach Gullstrand (basierend auf den Maßen von van Zuylen) errechnete Brennweite von 0,935 mm stimmt überein mit der aus der Vergrößerung dieser Linse errechneten Brennweite von $250 : 267 = 0,936 \text{ mm}$.

freilich nicht glaubte, sondern für einen holländischen Scherz hielt.

Van Zuylen zeigt uns nun genau, daß es tatsächlich möglich ist, eine kleine Kugellinse durch Glasbläsertechnik zu gewinnen: Man schmilzt ein dünnes Glasröhrchen am Ende zu, glüht dann dieses Ende und bläst ein wenig in das Röhrchen. Es entsteht eine Glaskugel, die eine Warze trägt (Abb. 4). Diese Warze trägt etwa die Form einer Linse. Van Zuylen hat einen Glasbläser mit dieser Aufgabe betraut und es sind diesem tatsächlich brauchbare Linsen gelungen – freilich mit viel Ausschuß.

Ich kann diese Aussage van Zuylens nur bestätigen. Vor Jahren habe ich ähnliche Experimente angestellt. Natürlich sind mir alle Kugeln schief geraten, eine linsenähnlich Warze trugen sie aber tatsächlich, und man konnte damit auch vergrößern, wenn auch verzerrt. Jahre später konnte ich schließlich auch einen holländischen Glasbläser bitten, mir einige Warzen-Kügelchen nach van Zuylens Art herzustellen – es gelang ihm sofort. Die andere Möglichkeit, Kugellinsen herzustellen, ist einfacher und sie war auch im 17. Jahrhundert schon weit

bekannt: Man zieht in der Flamme einen dünnen Glasfaden, bricht ihn ab und hält das Ende in die Flamme. Momentan bildet sich ein Kügelchen, das am Faden hochzuklettern scheint (Abb. 4). Es ist ein Kinderspiel. Freilich sollte



◀ **Abb. 4:** Kugellinsen: Über dem Maßstab 5 Glaskügelchen mit Schwänzchen und 3 Glasbläser-Hohlkugeln mit Warze. Man erkennt, daß die Glaswarzen linsenähnliche Form annehmen, nicht aber Kugelform.

man sich nicht zu früh freuen. Unter dem Stereomikroskop betrachtet finden sich recht viele deformierte Kugeln mit Gasblasen oder anderen Unregelmäßigkeiten, die man verwirft. Kleine Abweichungen von der exakten Kugelform – eine gewisse Abplattung – sind geradezu charakteristisch für die Entstehung der Kugel aus einem erstarrten Tropfen. Sie stören die optische Qualität nicht ernstlich.

Anwendung der Kugellinse

Die Leistung selbst geschliffener Linsen an selbst hergestellten Einfachmikroskopen des Leeuwenhoekschen Typs zu prüfen, ist mir seit Jahren geläufig; dabei erreicht man mit einer plankonvexen Linse von 2,5 mm Brennweite leicht 100fache Vergrößerung und gute Auflösung, weit bessere Bilder, wenn man das Einfachmikroskop durch einen aufgesetzten Okulartubus zum Compoundmikroskop erweitert. Mit einer Kugellinse von 1 mm Brennweite ergibt sich eine 250fache Vergrößerung, prinzipiell auch am Einfachmikroskop. Es funktioniert, ist aber, weil man die winzige Kugellinse sehr dicht ans Auge halten muß, höchst unbequem im Gebrauch. Vorzuziehen ist es, eine solche Linse am Tubusmikroskop zu betreiben. Nachdem das an meinem selbst hergestellten Experimentiermikroskop funktionierte, wurde das Verfahren auf handelsübliche, ältere Tubusmikroskope übertragen.

Das ist prinzipiell denkbar einfach: Man braucht ja nur das Objektiv des vorhandenen Mikroskops durch das Kügelchen zu ersetzen. Zu dieser Manipulation gehört eigentlich Erfahrung, Geschick und Werkzeug eines professionellen Linsenfassers. Das Problem besteht darin, daß die ungemein kleine Kugel dem Objekt auf etwa 0,2 mm genähert werden muß; das Deckglas also fast berührt. Der Scheitel des Kügelchens muß den Rand der Fassung überragen – das ist mit Laienmitteln schwierig zu bewerkstelligen.

Zum Glück sind die Kügelchen ja fast kostenlos in beträchtlicher Menge herzustellen. Man darf also Verluste riskieren. Ich mache es so (Abb. 5): Ein sogenannter Revolververschlußstopfen wird durchbohrt und es wird ein etwa 2 cm langes, ebenfalls durchbohrtes Holzstück daran geleimt. Unser Kügelchen wird einfach mitten über das untere Loch dieser Bohrung gelegt und sein Schwänzchen wird mit einem

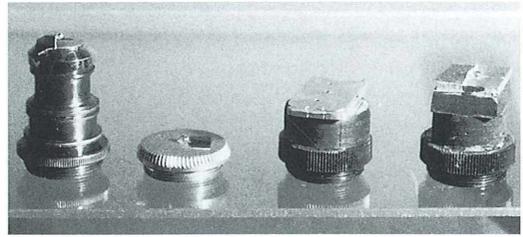


Abb. 5: Einige Fassungen für Kugellinsen. Links eine alte Objektivfassung; es wurde nur deren Öffnung ein wenig trichterförmig erweitert, eine 1 mm Kugellinse hineingelegt und ihr Schwänzchen angeklebt. Daneben drei Revolverstopfen, mit einem Holzring und Metallplättchen verlängert; die Kugel ist angeklebt oder durch eine Alufolie festgehalten.

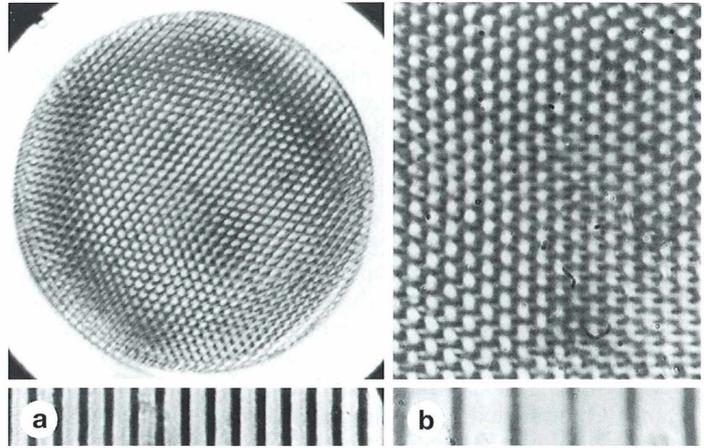
Stückchen Tesaband festgeklebt. Wahrscheinlich wird das Schwänzchen, falls das Kügelchen auf das Deckglas drückt, abbrechen. Das ist kein Unglück – man hat ja genügend Kugellinsen in Reserve. Natürlich kann man auch eine solidere Fassung bauen; es ist aber, wie oben dargestellt, etwas umständlich. Im Grunde kann man zu diesen Versuchen jedes ältere Mikroskop benutzen; es muß nur Spiegelbeleuchtung haben. Man braucht eine recht helle Lampe wegen der sehr engen Apertur unseres Kügelchens.

Meine ersten Experimente gelangen verblüffend gut. Da ich in der Mikrofotografie unerfahren bin, bat ich Erich Saake aus Bochum, mit meinen Kügelchen Mikrofotos herzustellen. Es gelang ihm sofort und er schickte mir eine ganze Anzahl von Diatomeen-Bildern, die er mit meinen Kügelchen und seiner professionellen Apparatur hergestellt hatte (Abb. 6). Dadurch ermutigt, habe ich es dann mit eigener, improvisierter Apparatur nachgemacht – auch das gelang über Erwarten einfach (Abb. 7). Ich benutze dazu das selbst gebaute Experimentiermikroskop und die Olympus OM2.

Die Utrechter Linse

Nach van Zuylens Befunden und nach meinen hier dargelegten Erwägungen darf man als gesichert annehmen, daß die Utrechter Linse eine leicht abgeplattete Kugel von 1,1 mm Dicke ist und daß sie nicht geschliffen, sondern er-

Abb. 6: Mikrofotos der Diatomee *Coscinodiscus* hergestellt unter Verwendung einer Kugellinse und mit Hilfe einer professionellen Mikro-Foto-Einrichtung; Abstand der Maßstriche = 10 μm (Fotos: Erich Saake, Bochum).



schmolzen wurde. Ob diese Kugel auf so einfache Weise entstand wie alle anderen bekannten Glaskügelchen, nämlich durch Schmelzen eines Glasfadens, oder auf die sehr viel umständlichere Methode durch Glasblasen, ist im Grunde gleichgültig. Wenn ich eine Vermutung äußern darf, warum van Zuylen die komplizierte Methode bevorzugte, so denke ich an Leeuwenhoeks Äußerung gegenüber Uffenbach, er habe Linsen geblasen. Er soll auch bei anderer Gelegenheit einmal geäußert haben, Kugellinsen habe er nie benutzt. Ich möchte

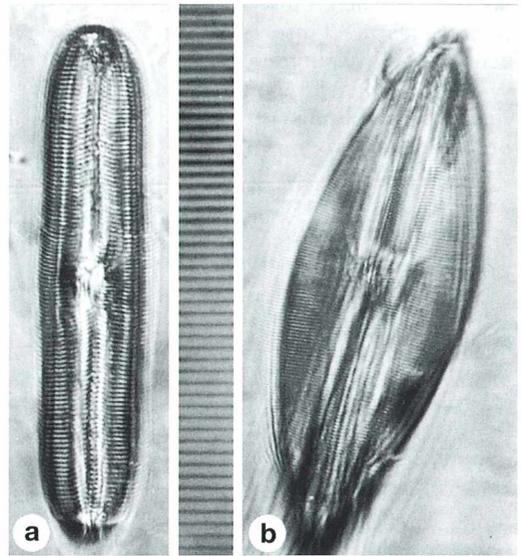
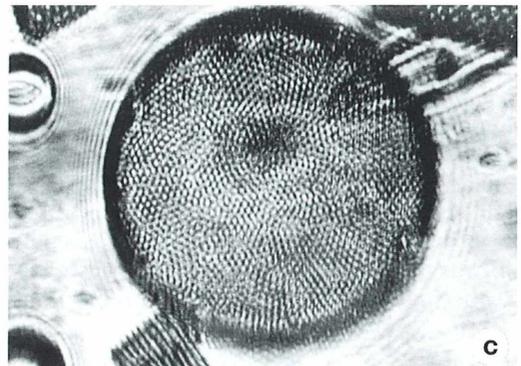


Abb. 7: Mikrofotos von *Pinnularia* (a), *Navicula* (b) und *Coscinodiscus* (c) mit einer Kugellinse hergestellt unter Anwendung einfachster Technik, nämlich mit je einer einzigen, kugeligen Linse von 1 bis 1,2 mm Durchmesser ohne jede weitere Optik. Die optische Tubuslänge des Experimentiermikroskops wurde mit 100 mm auf genau das gleiche Maß gebracht wie die Tubuslänge der Kamera einschließlich Anschlußstutzen. Die Scharfeinstellung des Bildes am Tubus brauchte an der Kamera nicht korrigiert zu werden. Die Abstände der Maßstriche des gleichzeitigen aufgenommenen Maßstabes betragen 10 μm . Bei *Pinnularia* kommen 4–5 Teilstriche, bei *Navicula* 8 Teilstriche auf 10 μm . Das entspricht einer numerischen Apertur um 0.3.



beide Bemerkungen nicht gerade als Evangelium betrachten. Was man in einem 92jährigen Leben einmal äußert, muß nicht unbedingt ewig gelten. Wir dürfen die Frage offen lassen. Sicher ist, daß die Linse erschmolzen war, daß sie vortrefflich vergrößert und auflöst und daß man den gleichen optischen Effekt sehr einfach und zuverlässig mit jeder Kugellinse erzielen kann.

Ich würde sehr bedauern, wenn dieser Aufsatz als Polemik gegen Herrn van Zuylens aufgefaßt würde. Seine fachgerechte, subtile Messung der neun noch existierenden Leeuwenhoek-Mikroskope ist ein Muster korrekter Forschung. Ohne sie hätte ich mit einem laienhaften Mitteln diesen Beitrag gar nicht schreiben können. Ich bestätige auch gerne, daß mit der durch van Zuylens beschriebenen Glasbläsermethode optisch brauchbare Linsen gefertigt werden können, wie Leeuwenhoek es gegenüber Uffenbach angedeutet hat. Nur ausgerechnet die Utrechter Linse ist kein gutes Beispiel einer geblasenen Linse. Nach van Zuylens eigenen Maßen (Krümmungsradien 0,703 und 0,715 mm, Dicke 1,2 mm) muß sie die Form einer leicht gedrückten Kugel von 0,94 mm Brennweite besitzen. Ein solches Kügelchen zu erzeugen, ist mit der besagten Schmelzfaser-methode ein Kinderspiel. Auf Glasbläserart aber kann man sehr wohl linsenförmige, bikonvexe oder auch konkav-konvexe Gläserformen, schwerlich aber Kugeln mit beidseits gleichem Krümmungsradius.

Daß die selbst hergestellten kleinen Kugellinsen praktisch die gleiche Leistung an Vergrößerung und Auflösung erbringen wie die Utrechter Linse und van Zuylens Glasbläserlinse, konnte ich mit den Mikrofotos von Erich Saake und mir zeigen.

Facit

Nach allem, was ich über Antoni van Leeuwenhoek gelesen, selbst experimentell geprüft und auch geschrieben habe, brauche ich nicht zu beteuern, daß ihm meine größte Achtung gehört. Er ist eine herausragende Persönlichkeit unter den Autodidakten; mit Recht hat man ihn den Vater der Mikroskopie genannt. Er war nicht nur der beste und originellste Linsenhersteller; er war, gemessen an seiner Zeit,

seinen Mitteln und seiner Vorbildung, ein Experimentator, wie es in der Weltgeschichte der Wissenschaft nur wenige gab. Jedoch, ausgerechnet das Utrechter Mikroskop an die Spitze seiner Instrumenten-Erfindungen zu stellen, erscheint mir nicht angemessen.

In jener Frühzeit der Mikroskopie haben wohl alle Mikroskopiker mit den geschmolzenen, winzigen Kugellinsen experimentiert, haben ihre enorme Vergrößerungsfähigkeit bewundert, aber auch ihre evidenten Nachteile erkannt und sie wieder verworfen. Leeuwenhoek hat zwar einmal geäußert, er arbeite nie mit Kugellinsen. Aber sollen wir deshalb annehmen, er habe es nie versucht und geprüft?

Ich halte es für ganz selbstverständlich, daß auch er Versuche mit den Kügelchen angestellt hat. Er muß deren verblüffende Qualitäten ebenso erkannt haben wie ihre Tücken. An welchen Geräten aber hat er sie ausprobiert? Zunächst wahrscheinlich einmal an seinen Handmikroskopen, von denen er ja zahlreiche besaß. Er nahm also ein Paar dieser vorhandenen Bleche, legte das Kügelchen dazwischen und nietete es zusammen. Der Versuch, damit zu mikroskopieren, dürfte ihn enttäuscht haben. Es wird ihm nur schwer gelungen sein, auch nur die Objekthalterspitze der Linse auf Sichtentfernung zu nähern; mit aufgespießtem Präparat ging es erst recht nicht befriedigend. Also brach er den Versuch ab und legte die Instrumente beiseite. Allem Anschein nach ist ausgerechnet dieses Instrument auf uns gekommen, gibt uns so hübsche Rätsel auf und bringt uns Leeuwenhoeks Freunde und Bewunderer noch heute in Versuchung, es zum Mythos hochzustilisieren.

Literaturhinweise

- Petri, R. J.: Das Mikroskop. Von seinen Anfängen bis zur jetzigen Vervollkommnung für alle Freunde dieses Instruments. Verlag von Richard Schoetz, Berlin 1896.
- van Cittert, P. H.: Descriptive catalogue of the collection of microscopes in charge of the Utrecht University Museum with an introductory historical survey of the resolving power of the microscope. Nordhoff, Groningen 1934.
- van Zuylens, J.: On the microscopes of Antoni van Leeuwenhoek. Janus 68, 159–198 (1980).

Verfasser: Dr. Klaus Meyer, Kolkstraße 4, D - 59494 Soest

Mikro-Einsteiger

Beobachtungen an Protisten, die sich von Algen ernähren

I. Teil: Dinoflagellaten als Fresser mariner Kieselalgen

Eberhard Schnepf

Kieselalgen, Diatomeen, sind die wichtigsten Primärproduzenten im Phytoplankton der Nordsee. Sie dienen nicht nur Kleinkrebsen und Muscheln als Nahrung, sondern auch verschiedenen Protisten. Die Bedeutung dieser Protisten als Konsumenten im Nahrungsnetz wurde lange unterschätzt. Oft hat man sie übersehen oder nicht zur Kenntnis genommen, vor allem, weil man meist nicht lebendes, sondern fixiertes Plankton mikroskopisch untersucht hat. Dabei können sie eine Algen-Population sehr stark beeinflussen.

Vor allem durch Lebendbeobachtungen wurden in den letzten Jahren in der Nordsee weit über ein Dutzend bisher unbekannter Protisten beschrieben, die sich als Parasiten (oder Parasitoide) oder Räuber (es ist problematisch, diese Begriffe, die für Vielzeller geprägt wurden, auf Einzeller zu übertragen) von Diatomeen ernähren. Eine ganze Reihe von weiteren „parasitischen“ Protisten wurde zwar beobachtet, konnten aber bislang noch nicht sicher identifiziert werden. Es gibt also auch jetzt noch gute Chancen, mehr von solchen bisher unbekanntem Organismen zu entdecken, sie zu charakterisieren und ihren Lebenslauf zu studieren. Dazu soll diese Artikelserie im MIKROKOSMOS anregen.

Bei der angesprochenen Thematik ist es besonders interessant herauszufinden, wie die Parasiten es schaffen, an die Nahrung, den Protoplasten, zu kommen, der ja bei den Diatomeen durch die Kieselschale umschlossen ist. Vieles, was für marine Organismen gilt, kann man auch im Süßwasser beobachten, wie im Kapitel über pilzliche Algenparasiten geschildert werden wird.

Untersuchungsmethoden

Im folgenden sollen die Methoden, die für die ganze Artikelserie wichtig sind, im Detail beschrieben werden.

Die Beobachtung

Wie findet man die Algen-Parasiten? In frischen Plankton-Proben, aber auch in Rohkul-

turen, die man einige Zeit stehen läßt (s. u.). – Wann findet man die meisten Algen-Parasiten? Besonders dann, wenn die Wirte in Massen auftreten, wenn es sich um Diatomeen handelt also im Frühling und, vor allem, im Spätsommer und Frühherbst. Viele Parasiten bevorzugen Temperaturen über 15 °C, auch dann, wenn ihre Wirte das ganze Jahr über zu finden sind. Aber auch kälteliebende Diatomeen wie *Odontella aurita* haben ihre Parasiten, und das bei Temperaturen um den Gefrierpunkt.

Wie beobachtet man Algen-Parasiten? Möglichst im lebenden Zustand, in Kulturschalen, also quasi in situ, mit Wasserimmersions-Tauch-Objektiven, auch wenn man dann spezielle optische Verfahren nicht anwenden kann. Sehr bewährt haben sich die Leitz Seewasser-Tauchobjektive 25×, A = 0,60, 50×, A = 1,00 und 100×, A = 1,2. Sie sind sehr schlank und man kommt mit ihnen deshalb bis dicht an den Rand der Kulturschale. Behelfen

kann man sich, indem man vor die Frontlinse eines normalen „Trocken“-Objektives ein kleines, rundes Deckgläschen klebt und, bei Beobachtungen im Seewasser, das eintauchende Metall der Objektivfassung mit Paraffin überzieht, um es vor Korrosion zu schützen. Für Mikrofotografien sollte man möglichst Blitzlicht verwenden. Umkehrmikroskope sind ebenfalls geeignet, haben aber den Nachteil, daß man mit ihnen bei der Erschließung der Wassertiefe eingeschränkt ist. Natürlich sollte man auch andere mikroskopische Methoden verwenden, wenn es darum geht, spezielle Probleme zu untersuchen.

Die direkte Beobachtung in Kulturschalen hat den Vorteil, daß man die natürliche Entwicklung der Organismen und des parasitischen Verhältnisses gut verfolgen kann und daß Neuinfektionen untersucht werden können. Bei längerer Kultur entwickeln sich oft interessante Sukzessionen von Organismen.

Die Lebendbeobachtung ist deshalb so wichtig, weil durch die Fixierung oft der Kontakt zwischen Wirt und Parasit verloren geht und Nanoflagellaten meist nicht mehr identifizierbar sind.

Die Kultur

Als Kulturgefäße haben sich Petrischalen aus Plastik bewährt. Sie haben einen relativ dünnen Boden, was für das Mikroskopieren von Vorteil ist. Sie werden mit nicht zu dichten Plaktonproben gefüllt, aus der größere Planktonfresser wie Ruderfußkrebse und Muschelkrebse mit einer Pipette entfernt werden, und hell, aber nicht sonnig, aufgestellt, z. B. an einem Nordfenster, im Winter kühl. Wenn die Untersuchungsreihen voraussichtlich länger als ein paar Tage dauern, sollte eine Nährlösung zugegeben werden. Rezepte von Kulturmedien (besonders für Süßwasser-Organismen) findet man bei Schlösser (1994). Für viele marine Algen ist das f/2-Medium geeignet (Schlösser, 1994, S. 179).

Eine einfach herzustellende Kulturlösung für marine Algen ist das Erdschreiber-Medium:

100 ml filtriertes Seewasser
0,02 g NaNO_3
0,003 g $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$
5 ml Erdextrakt

Für die Kultur von Diatomeen empfiehlt sich die Zugabe von 0,1 ml einer 3% Lösung von $\text{NaSiO}_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ (zum Lösen erhitzen). Zur Herstellung des Erdextraktes füllt man ein Reagenzglas 2 cm hoch mit Garten- oder abgelagerter Komposterde, die frei von Dünger und Pflanzenschutzmitteln sein muß, füllt mit destilliertem Wasser auf und kocht das zweimal im Abstand von 24 h auf. Sterilität sollte man nicht anstreben; Bakterien in der Kultur nützen mehr als sie schaden.

Um den Wirkkreis eines Parasiten zu testen, sollte man Reinkulturen der Wirte anlegen. Dazu saugt man mit einer Mundpipette unter (präparier-) mikroskopischer Kontrolle eine Algenzelle aus der Rohkultur und wäscht sie mehrfach, in dem man sie in eine Schale mit Kulturmedium einbringt, wieder herausaugt und in eine nächste Schale gibt. Das macht man zwei- bis dreimal.

Eine Mundpipette besteht aus einem dünnen, pipettenförmig ausgezogenem Glasrohr, das mit einem weichen Plastik- oder Gummischlauch verbunden ist. Den nimmt man in den Mund und kann so den Saugdruck gezielt und bequem regulieren.

Klassifizierung der Parasiten

Zu welchen Gruppen von Protisten gehören die Algenparasiten?

Dinoflagellaten: Die beweglichen Stadien haben eine Längs- und eine Quergeißel, die in einer Längs- bzw. Querrinne verlaufen. Der Zellkern ist auffällig groß und läßt in der Regel auch in der Interphase die Chromosomen erkennen. Viele Dinoflagellaten haben einen aus Zellulose-Platten bestehenden Panzer.

Euglenozoen: Zellkörper mehr oder weniger spindelförmig, aber stark formveränderlich („metabol“); (meist) mit 1 oder 2 Geißeln.

Phagotrophe Nanoflagellaten: Eine Gruppe von kleinen Flagellaten, die z. T. nicht miteinander verwandt sind. Körper spindelförmig, oval oder etwas amöboid, aber nicht metabol; motile Stadien mit 1 oder 2 Geißeln. Bei vielen dieser Protisten ist die systematische Zugehörigkeit noch völlig ungeklärt.

Pilze: Ebenfalls eine uneinheitliche Gruppe. Ernährung durch Resorption, nicht pha-

gotroph. Motile Stadien mit 1 oder 2 Geißeln, in Zoosporangien gebildet, die von einer Zellwand umgeben sind.

Rhizopoden: Zellkörper amöboid, keine Geißeln. Sie werden im folgenden nur kurz abgehandelt. Algenfressende Ciliaten werden nicht berücksichtigt.

Zur Identifizierung der Wirts-Diatomeen im Nordsee-Plankton eignet sich sehr gut das Buch von Drebes (1974) über die Phytoplankton-Organismen der Nordsee. Es muß jedoch darauf hingewiesen werden, daß sich unterdessen die Namen der Algen in einigen Fällen geändert haben.

Um das Problem zu verstehen, das die Diatomeen-Parasiten bei der Nahrungsaufnahme zu bewältigen haben, muß man wissen, daß der Protoplast der Kieselalgen, an den die Parasiten heran wollen, von einer Schale aus Kieselsäure geschützt ist. Sie besteht, wie bei einer Creme-Dose, aus einem Deckel und einem Unterteil, den überlappenden Valven, die oft noch durch ebenfalls überlappende Zwischenbänder voneinander getrennt – und verbunden – sind.

Dinoflagellaten

Einige Dinoflagellaten können, auch wenn sie einen Panzer haben, kleinere Diatomeen verschlingen und in einer Nahrungsvakuole verdauen. Andere Dinoflagellaten haben raffinierte Mechanismen entwickelt, um an den Zellinhalt zu kommen.

Verdauung im Pallium

Protoperidinium, *Diplopsalis* und einige andere Dinoflagellaten stülpen aus der Region des Geißelansatzes ein Pallium aus, ein dünnes, fast tuchartiges Pseudopodium, mit dem sie ihre Beute umhüllen und dann quasi außerhalb des Körpers verdauen. Die Beutediatomeen sind oft sehr viel größer als die Dinoflagellaten (Abb. 1). Sogar ganze Ketten von Kieselalgen können vom Pallium eingeschlossen werden (Jacobson und Anderson, 1986).

Saugende Dinoflagellaten

Paulsenella hat einen Saugrüssel. Er ist dem Pallium homolog und wächst wie dieses an der Geißelbasis aus. Er dient bei *Paulsenella* dazu,

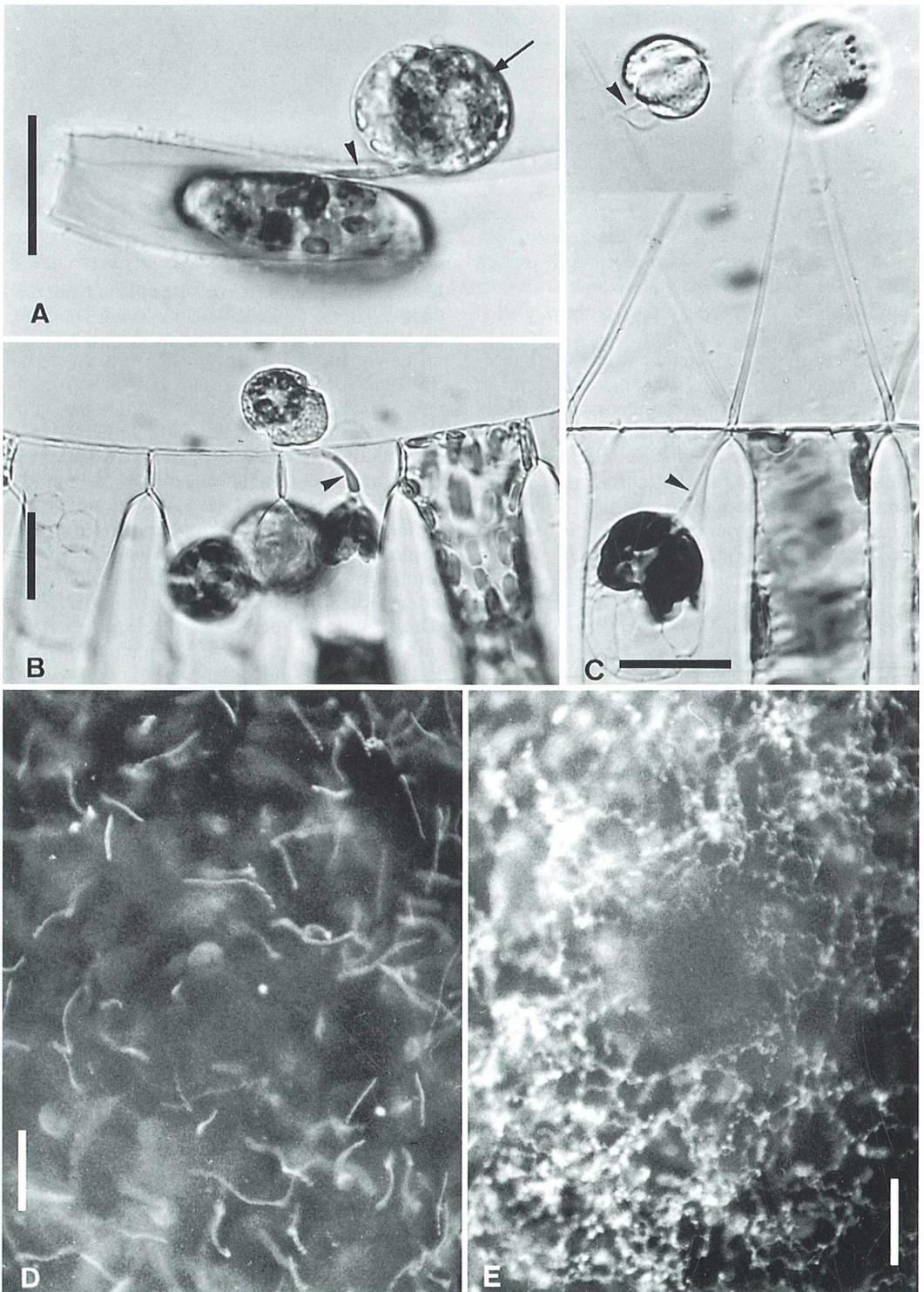


Abb. 1: *Protoperidinium* sp.: Das Pallium hat die Beutediatomee (*Rhizosolenia shrebsolei*) umhüllt; die Verdauung hat eingesetzt. Maßstrich 20 µm.

den Inhalt von Diatomeenzellen auszusaugen. Im Sommer und Frühherbst findet man in der Nordsee regelmäßig drei Arten der Gattung *Paulsenella*. *P. vonstoschii* befällt *Streptotheca thamesis* (Abb. 2A), *P. kornmannii* befällt *Eucampia zodiacus* (Abb. 2B) und *P. chaetoceratis* befällt *Chaetoceros decipiens* (Abb. 2C) (Drebes und Schnepf, 1988). Alle drei Arten sind recht wirtsspezifisch. *P. chaetoceratis* und *P. kornmannii* sind seltener als *P. vonstoschii*, die auch Masseninfektionen verursachen kann. Wie wohl die meisten wirtsspezifischen Parasiten finden die Paulsenellen ihre Wirte chemotaktisch (Schnepf und Drebes, 1986). Das läßt sich gut erkennen, wenn man in eine Kultur von hungrigen Paulsenellen einige Wirtszellen einbringt. Während sie vorher in langen Bahnen schwammen, bewegen sie sich nun wie aufgeregt in engen Schrauben.

Man kann die Bewegungsbahnen dokumentieren, wenn man die Schwimmspuren im Dunkelfeld bei Langzeit-Belichtung (0,5–2 Sekunden) abbildet (Abb. 2D und E) (Hausmann, 1984). Dunkelfeld-Bedingungen erhält man, wenn man bei einer Phasenkontrasteinrichtung die Ringblende für ein Objektiv mit hoher Apertur und ein Objektiv mit niedriger Apertur kombiniert.

Wenn eine *Paulsenella* eine Wirtszelle erreicht hat, setzt sie sich an ihr fest, bei *Streptotheca* und bei *Eucampia* mit Hilfe eines klebrigen Materials (Abb. 3A) nahe der Stelle, wo sich Ober- und Unterschale überlappen (Abb. 2A, 2B), bei *Chaetoceros* an das Ende eines noch



nicht voll ausgewachsenen Stachels (Seta) (Abb. 2C). Dann wächst der Saugrüssel aus (Abb. 2C, Einsatz) und dringt durch die Überlappungszone in die Zelle ein. Hier ist er von einer Scheide umgeben (Abb. 3A), die Zellulose oder ähnliches Material enthält, was man durch eine Färbung mit Calcofluor White nachweisen kann (Abb. 3B).

Calcofluor White ist ein Fluoreszenzfarbstoff, der an fibrilläre Polysaccharide bindet und bei Anregung mit UV-Licht weißlich fluoresziert. Man verwendet ihn in einer Konzentration von etwa 0,5 mg pro ml.

Bei *P. chaetoceratis* fehlt die Rüsselscheide. Hier kann der Saugrüssel über 100 µm lang werden. *Paulsenella* saugt mit dem Saugrüssel den Zellinhalt der Diatomee aus, was oft über eine halbe Stunde dauert. In günstigen Fällen kann man sehen, wie größere Nahrungspartikel, z. B. Chloroplasten, den Saugrüssel passieren, die dabei stark verformt werden (Abb. 2B) (Drebes und Schnepf, 1982; Schnepf *et al.*, 1985; Schnepf *et al.*, 1988). Manchmal überlebt eine große Diatomee-Zelle den Angriff. Nach Abschluß der Nahrungsaufnahme wird der Saugrüssel eingezogen, *Paulsenella* enzymiert sich (Abb. 3A) und teilt sich dann in meist 2–4 Sekundärzysten, aus denen je zwei Dinoflagellaten schlüpfen, die bald wieder zu

einer Attacke bereit sind. Der Entwicklungszyklus dauert etwa 1 1/2 Tage. Abbildung 3C zeigt zwei Sekundärzysten, die schon wieder zwei Kerne enthalten. Durch eine Färbung mit Karminessigsäure sind die Chromosomen sichtbar gemacht, die bei den Dinoflagellaten ja auch in der Interphase gut erkennbar sind.

Zur Herstellung der Karminessigsäure mischt man 45 Vol.-Teile konzentrierte Essigsäure mit 55 Vol.-Teilen Wasser. Dieser Mischung gibt man Karmin im Überschuß zu (etwa 5 g auf 100 ml) und kocht sie 30–60 Min unter Rückflußkühlung (Siedesteine!). Nach dem Abkühlen filtrieren. Gut verschlossen ist die Farblösung unbegrenzt haltbar. Durch die Zugabe einer Spur eines Eisen-III-Salzes wird die Farbkraft verstärkt. Zur Färbung versetzt man das Objekt, auf dem Objektträger oder nach Zentrifugation im Reagenzglas, mit der Farblösung und erhitzt vorsichtig, ohne zu kochen. Die Präparate werden meist klarer, wenn man sie in einer 85% Phenol-Lösung betrachtet, nachdem die Farblösung durch 45% Essigsäure ausgewaschen wurde.

Gelegentlich kann man sehen, wie in einer Kultur mehrere normal aussehende Dinoflagellaten eine gleichartige Zelle eng umkreisen. In Abbildung 3D ist das in einer Dunkelfeld-Aufnahme sichtbar gemacht worden. Mit diesem „Balztanz“ beginnt der Sexual-Prozess, die Fusion von Isogameten. Bei aufmerksamer Beobachtung findet man auch immer wieder Cysten mit einem auffälligen großen Kern, in dem sich die Chromosomen und die Nukleolen kreisend bewegen (Abb. 3E, 3F). Diese Kernzyklose leitet bei Dinoflagellaten die Meiose ein; sie dauert mehrere Stunden (Drebes und Schnepf, 1988).

Gyrodinium undulans saugt mit einem Phagopod. Eine typische Winter-Diatomee ist die Ketten bildende *Odontella aurita*. Sie wird regelmäßig von *Gyrodinium undulans* befallen und ausgesaugt (Drebes und Schnepf, 1998). Im Februar 1997 waren 85% der *O. aurita*-Population von *G. undulans* getötet. Diese „Leichen“ zeichnen sich durch eine charakteristische Zusammenballung der Chloroplasten aus, die nicht mit aufgenommen werden (Abb. 4A). Außerdem erkennt man in den befallenen Zellen einen dünnen, aber rigiden Schlauch, das Phagopod (Abb. 4A–C) bzw. seine Wand.

◀ **Abb. 2: *Paulsenella*. A *P. vonstoschii* auf *Streptotheca thamesis*; der Saugrüssel (Pfeilspitze) ist durch den Spalt zwischen Epi- und Hypovalva in die Wirtszelle gedrungen. Im Dinoflagellaten bildet sich eine Nahrungsvakuole (Pfeil). B *P. kornmanii* auf *Eucampia zodiacus*; ein stark verformter Chloroplast passiert gerade den Saugrüssel (Pfeilspitze). C *P. chaetoceratis* auf *Chaetoceros decipiens*; der Dinoflagellat sitzt am Ende einer Seta, der sehr lange Saugrüssel (Pfeilspitze) zieht durch die Seta bis an den kollabierten Proto-plasten der Wirtszelle. Einsatz: Eine *P. chaetoceratis*, die sich gerade an eine Seta ansetzt; der Saugrüssel (Pfeilspitze) tritt hervor. D Schwimmspuren von *P. vonstoschii* in einer Hungerkultur; Dunkelfeldbeleuchtung, Belichtungszeit 0,5 Sekunden. E Wie Abb. 2D; kurz nach dem Einbringen von Futterdiatomeen (*Streptotheca thamesis*) ändert sich das Schwimmverhalten. Maßstrich 20 µm bei Abb. 2A–C, 200 µm bei Abb. 2D und E.**

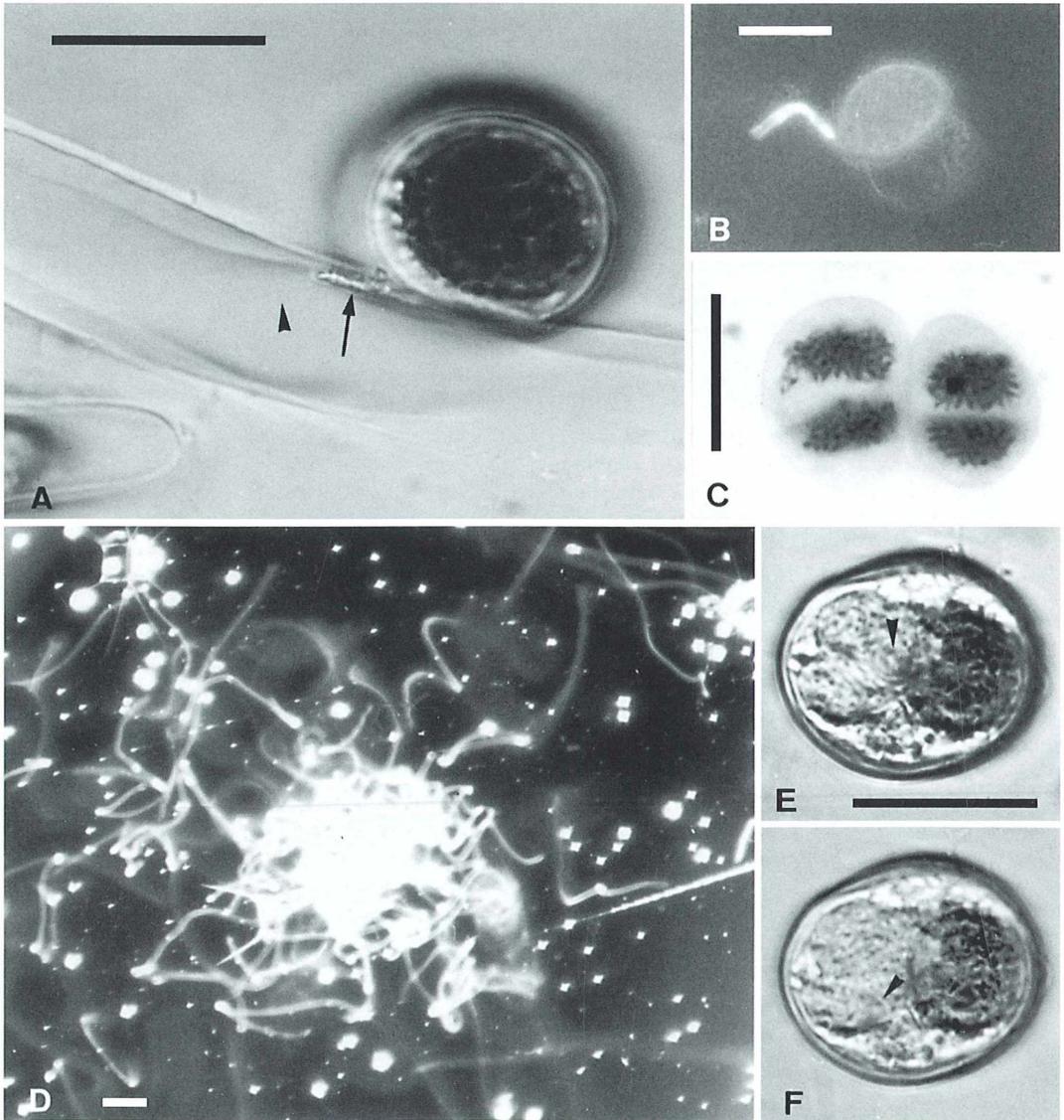


Abb. 3: *Paulsenella*. A *P. vonstoschii* nach Abschluß der Freßphase, enzystiert und von einer großen Nahrungsvakuole erfüllt. Im Spalt zwischen Epi- und Hypovalva der Wirtsdiatomee (*Streptotheca thamesis*) stark lichtbrechendes „Klebmateriale“ (Pfeil) und die Scheide des Saugrüssels, die bis in das Lumen der Diatomeen-Zelle reicht (Pfeilspitze). B *P. vonstoschii*, Fluoreszenzmikroskopie nach Färbung mit Calcofluor White; geteilte Zyste, die Scheide des Saugrüssels ist deutlich gefärbt. C *P. vonstoschii*, Sekundärzysten, in denen sich die Kerne nochmals geteilt haben. Durch die Anfärbung mit Karminessigsäure sind die typischen Dinoflagellaten-Chromosomen auch in der Interphase gut sichtbar. D *P. chaetoceratis*, „Balztanz“, Dunkelfeldaufnahme, Belichtung 0,5 Sekunden. E und F *P. vonstoschii*, Kernzyklose in einer Zyste, der Nukleolus ist mit einer Pfeilspitze markiert. Abstand zwischen den beiden Aufnahmen: 5 Sekunden. Maßstreich 20 µm.

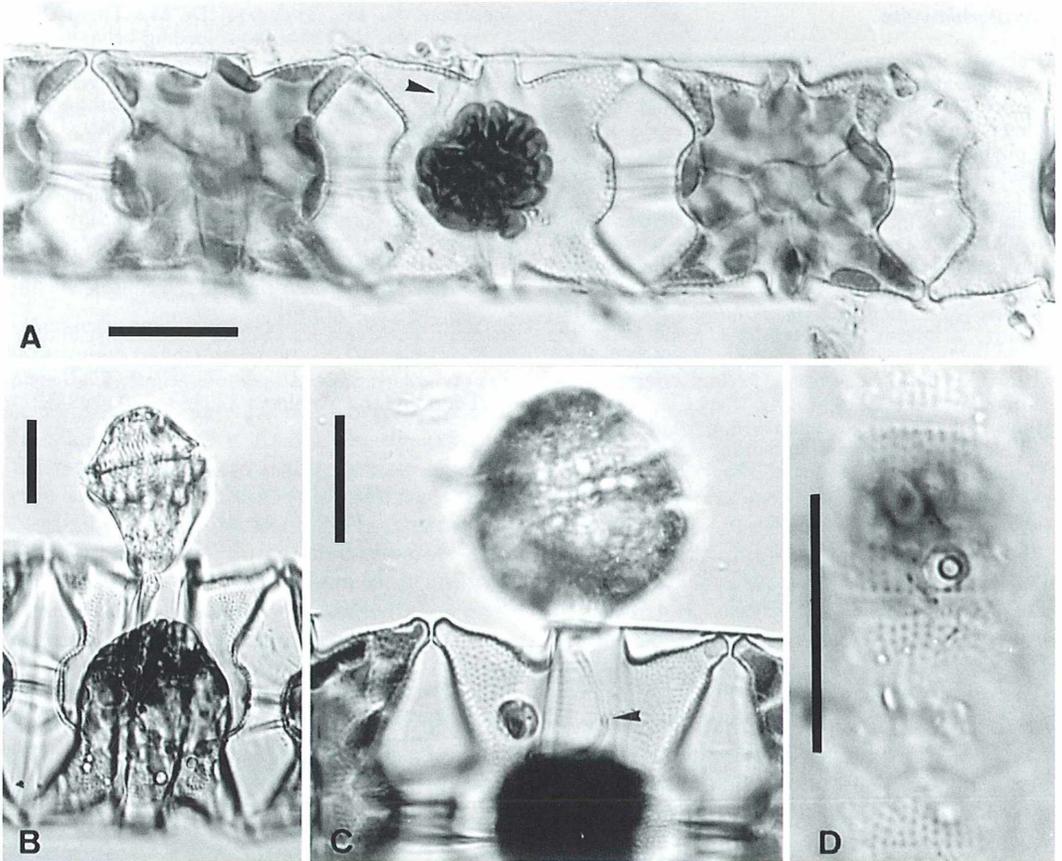


Abb. 4: *Gyrodinium undulans* auf *Odontella aurita*. A Diatomeen-Kette mit einer durch *G. undulans* getöteten Zelle, in der die Wand des Phagopods noch sichtbar ist (Pfeilspitze); die Chloroplasten sind verklumpt, aber nicht mit aufgesaugt. B Dinoflagellat mit Phagopod, dessen Spitze gerade den zurückgewichenen Protoplast der Wirtszelle erreicht hat; die Nahrungsaufnahme hat noch nicht begonnen. C *G. undulans* am Ende der Nahrungsaufnahme, die Zelle ist rundlich geworden, das Phagopod in der Wirtszelle sichtbar (Pfeilspitze). D Appressorium eines Phagopods in Aufsicht. Man erkennt im Zentrum die Areole, durch die das Phagopod in die Wirtszelle eingedrungen ist. Maßstrich 20 μm .

Es entsteht im Gegensatz zum Saugrüssel am Hinterende des Dinoflagellaten (Abb. 4B), ist ihm also nicht homolog. Mit dem Phagopod setzt sich *G. undulans* auf die Diatomeenschale, bildet dort eine Haftscheibe, das Appressorium, und durchstößt die Schale in einer Areole (Abb. 4D). Areolen sind winzige Kammern in der Schale, die auf der einen Seite offen und auf der anderen Seite mit einer siebartig durchbrochenen Wand verschlossen sind. Wenn der Zellinhalt aufgesaugt wird, bleiben die Chloroplasten zurück. Sie passen nicht durch die enge Areole und würden das Phago-

pod verstopfen, wenn sie nicht von der Phagopod-Öffnung am Eindringen in den Schlauch gehindert würden.

So leicht es ist, die getöteten *O. aurita*-Zellen zu erkennen, so schwierig war es, *G. undulans* als Mörder zu entlarven; wir brauchten dazu mehrere Jahre. Zu unserer Überraschung stellte sich dann heraus, daß *G. undulans*, das außer *O. aurita* keine andere Kieselalge befällt, sich auch von den Eiern von Copepoden und Rädertieren ernähren kann. – Nach dem Abschluß der Nahrungsaufnahme teilt sich *G. undulans* mehrfach, ohne sich dabei zu enzystieren.

Literaturhinweise

- Drebes, G.: Marines Phytoplankton. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1974.
- Drebes, G., Schnepf, E.: Phagotrophy and development of *Paulsenella* cf. *chaetoceratis* (Dinophyta), an ectoparasite of the diatom *Streptotheca thamesis*. Helgoländer Meeresuntersuch. 35, 501–515 (1982).
- Drebes, G., Schnepf, E.: *Paulsenella* Chatton (Dinophyta), an ectoparasite of marine diatoms: development and taxonomy. Helgoländer Meeresuntersuch. 42, 563–581 (1988).
- Drebes, G., Schnepf, E.: *Gyrodinium undulans* Hurlburt, a marine dinoflagellate feeding on the bloom forming diatom *Odontella aurita* and on copepod and rotifer eggs. Helgoländer Meeresuntersuch. 52, 1–14 (1998).
- Hausmann, K.: Die Dunkelfeld-Langzeitbelichtung: Eine Methode zur Darstellung schneller Bewegungsvorgänge. Mikrokosmos 73, 161–165 (1984).
- Jacobson, D. M., Anderson, D. M.: Thecate heterotrophic dinoflagellates: feeding behavior and mechanisms. J. Phycol. 22, 249–258 (1986).
- Schlösser, U. G.: SAG – Sammlung von Algenkulturen at the University of Göttingen. Catalogue of strains 1994. Bot. Acta 107, 113–186 (1994).
- Schnepf, E., Deichgräber, G., Drebes, G.: Food uptake and the fine structure of the dinophyte *Paulsenella* sp., an ectoparasite of marine diatoms. Protoplasma 124, 188–204 (1985).
- Schnepf, E., Drebes, G.: Chemotaxis and appetence of *Paulsenella* sp., an ectoparasite of the marine diatom *Streptotheca thamesis* Shrubsole. Planta 157, 337–434 (1986).
- Schnepf, E., Meier, R., Drebes, G.: Stability and deformation of diatom chloroplasts during food uptake of the parasitic dinoflagellate, *Paulsenella* (Dinophyta). Phycologia 27, 283–290 (1988).
- Verfasser: Prof. Dr. Eberhard Schnepf, Dürerweg 11, D-69168 Wiesloch

Kurze Mitteilung**Ersatz für Hohlschliff-Objektträger**

Als Ersatz für einen Hohlschliff-Objektträger kann die transparente Hülle einer Pharmatablette aus der Durchdrückpackung verwendet werden (Abb. 1a). Die Aluminiumfolie auf der Rückseite wird weggekratzt und die Durchdrückpackung gründlichst gewaschen. Die Hülle dient als Einsatz in einem gelochten Objektträger. Der Objektträger (75/25 mm) kann aus Acrylglas, Sperrholz oder Karton sein. Die Dicke entspricht der Hüllentiefe. In den Objektträger wird ein Loch gebohrt, das dem Durchmesser der runden Hülle entspricht (Abb. 1b und c). Da genügend Hüllen zur Verfügung stehen, können sie nach dem Gebrauch weggeworfen werden.

P. Siegrist-Schnetz, Basel

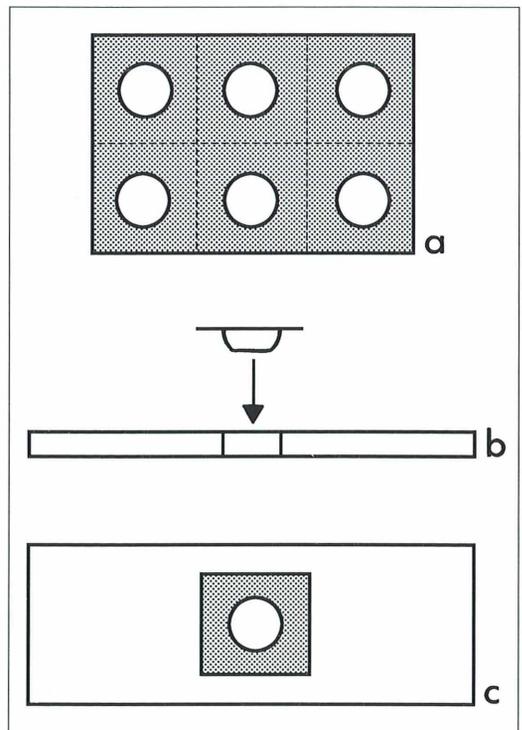


Abb. 1: Verwendung von Tablettenhüllen als großvolumige Objektträger.

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 64 21

Kurze Mitteilung

Überleben im Ballastwasser

Der globale Transport von Organismen mit dem Ballastwasser von Tankern hat in den letzten Jahrzehnten stark zugenommen. Daraus sind ernste ökonomische und ökologische Probleme erwachsen. Bekannte Beispiele sind: die Übersiedlung der europäischen Zebrauschel (*Dreissena polymorpha*) in die Grossen Seen in Nordamerika; die Einschleppung des toxischen Dinoflagellaten *Gymnodinium catenatum* aus Japan nach Australien; die ständige Erweiterung des Verbreitungsgebietes der europäischen Strandkrabbe (*Carcinus maenas*) in Nordamerika (Kalifornien) und in Australien. Der Arteneintrag durch Ballastwasser von Schiffen und deren Sedimenten ist grundsätzlich bekannt. Es fehlten bislang jedoch Detailuntersuchungen zu dieser Problematik. Diese Wissenslücke wurde nun (zumindest punktuell) geschlossen.

So wurde im Rahmen einer deutsch-israelischen Kooperation vom April bis September 1996 in einer ausführlichen Analyse von Proben aus 17 verschiedenen Ballastwassertanks von Schiffen, die weltweite Routen befahren und dabei die israelischen Häfen Heifa und Ashdod anlaufen, das Protozoenaufkommen ermittelt. Es konnte die unerwartet hohe Zahl von 198 Protozoenspezies, die 88 heterotrophen Gattungen angehören, nachgewiesen werden (Galil und Hülsmann, 1997). Inwieweit sich diese Einzeller in den für sie ungeeigneten Ökosystemen einnischen können, ist Ziel weiterer Untersuchungen.

Englische Ozeanographen haben das Ballastwasser eines 46.000 BRT-Chemikalientankers untersucht (Hamer *et al.*, 1998) und dabei ein besonderes Augenmerk auf Copepoden gelegt. Dieser Tanker hatte sein Ballastwasser im Hafen von New York an Bord genommen und nach einer 17tägigen Atlantik-Überquerung in England wieder gelöscht. Im Ballastwasser konnten aber zahlreiche Copepoden-Arten sowie die Larven der amerikanischen Felsenkrabbe (*Cancer irroratus*) lebend nachgewiesen werden. Das Ballastwasser hatte eine Tem-

peratur von 18 °C und eine Salinität von 29‰; es war damit der Wasserqualität des Anknüpfungshafens mit 14 °C und einem Salzgehalt von 32‰ ähnlich. Die Larvendichte im Ballastwasser war 0,68 Larven/m³, so daß die Ladung des Tankers etwa 32.000 Larven der Felsenkrabbe in das Wasser des britischen Flusses entlassen hatte. Im Laboratorium wuchsen die Larven bei Fütterung mit mazerierter Miesmuschel innerhalb von 5 Monaten auf eine Länge von 58 mm heran. Die Larven von *Cancer irroratus* sind ein normaler Bestandteil des Zooplanktons an den Küsten von Nordamerika, von Labrador bis Florida, vom Frühling bis in den Herbst hinein; sie wurden bis zu einer Tiefe von 750 m beobachtet. Die Felsenkrabbe ist ein wichtiger Bestandteil der benthischen Lebensgemeinschaften und ein Prädator der Epifauna-Organismen, u. a. auch für die kommerziell genutzte Kamm-Muschel (*Placopecten magellanicus*).

Die Untersuchung hat nun gezeigt, daß die Larven sowohl die Pumpprozesse als auch die abnormalen Bedingungen der Ballastwassertanks während einer transatlantischen Reise von 17 Tagen leicht überleben. Auch behalten die Larven ihre Neigung, sich aus dem Plankton abzusetzen.

Es ist noch stets die Gewohnheit um „fremdes“ Ballastwasser bei der Ankunft in oder vor den Häfen mit ähnlichen ökologischen Bedingungen zu löschen. Diese Gewohnheit bleibt daher eine Möglichkeit für die Einführung nicht-heimischer Arten. Diese können eine Bedrohung für die natürliche autochthone Flora und Fauna werden.

Galil, B. S., Hülsmann, N.: Protist transport via ballast water – biological classification of ballast tanks by food web interactions. *Europ. J. Protistol.* 33, 244–253 (1997).

Hamer, J. P., McCollin, T. A., Lucas, I. A. N.: Viability of decapod larvae in ship's ballast water. *Mar. Poll. Bull.* 36, 646–647 (1998).

H. F. Linskens, Nijmegen

Buchbesprechungen

Meyer, Klaus: Geheimnisse des Antoni van Leeuwenhoek. Ein Beitrag zur Frühgeschichte der Mikroskopie. Papst Science Publishers, Lengerich, Berlin 1998, 647 Seiten, zahlreiche Abbildungen im Text, 8 Farbtafeln, broschiert DM 60,-, ISBN 3-931660-89-3

Antoni van Leeuwenhoek (1632–1723) gilt allgemein als Begründer der wissenschaftlichen Mikroskopie. Über ihn wurde viel geschrieben, und sein Leben wurde sogar verfilmt. Aber keine dieser Veröffentlichungen enthält so umfangreiche Berichte von Leeuwenhoek selbst wie das jetzt vorliegende Werk des Arztes Dr. Klaus Meyer aus Soest. Leeuwenhoek hat nie beabsichtigt, ein Buch zu verfassen. Im Laufe seines langen Lebens schrieb er jedoch an die 300 Briefe in lateinischer Sprache, von denen die meisten an die Royal Society in London, viele aber auch an interessierte, größtenteils prominente Persönlichkeiten gerichtet sind. Zweimal hat er etwa drei Dutzend seiner Briefe als Buch herausgebracht: 1685 unter dem Titel „ARCANA NATURAE DETECTA“ und 1718 (bereits 85 Jahre als) „EPISTOLAE PHYSIOLOGICAE“. Klaus Meyer hat im Laufe von vielen Jahren Leeuwenhoeks Briefe übersetzt, die darin beschriebenen Experimente nachvollzogen und Kommentare dazu verfaßt. So entstand allmählich das jetzt vorliegende umfangreiche Werk. Im ersten Teil „Leeuwenhoek und seine Zeit“ beschreibt der Autor auf 59 Seiten die Lebensumstände Leeuwenhoeks und stellt Überlegungen an, wie dieser zur Mikroskopie und zur Konstruktion seiner Mikroskope gekommen sein könnte. Besonders interessant sind die Originaltexte aus dem Vorwort zu Robert

Hookes „Micrographia“ aus dem Jahre 1665 und dem schwer zugänglichen Bericht des deutschen Reisenden Uffenbach über seine Besuche in Delft im Jahre 1710. Im zweiten Teil des Buches übersetzt und kommentiert der Autor 36 Briefe Leeuwenhoeks, die natürlich auch viele langatmige und umständliche Beschreibungen seiner Experimente enthalten. Der Leser sollte zunächst die Kommentare lesen. Es fällt ihm dann leichter, die wichtigen und interessanten Stellen zu finden, obgleich Leeuwenhoek fast jedem seiner Briefe eine Zusammenfassung vorausgestellt hat. Der heutige Mikroskopiker findet in den meisten Briefen Leeuwenhoeks viele Experimente, die leicht wiederholbar sind, zum Beispiel in den „chemischen Briefen“ (Nr. 61 und 62). So gesehen ist das Buch nicht nur für den an der Geschichte der Mikroskopie interessierten Leser von Bedeutung, sondern gleichzeitig eine Fundgrube für den Hobby-Mikroskopiker. Das Buch endet mit dem „optisch-experimentellen Anhang“, kurzen Auszügen aus zeitgenössischen Schriften von Sturmius und Baker, sowie einigen Formeln und Berechnungen. Dazu muß man wissen, daß der Autor nicht nur die Leeuwenhoek-Mikroskope nachbaute, sondern auch Repliken anderer berühmter Mikroskope aus dem 17. Jahrhundert, zum Beispiel von Campani und Wiesel, hergestellt hat. Leeuwenhoek war einer der ersten, die erkannten, daß die feinsten mikroskopischen Strukturen nur im Durchlicht gesehen werden können. Die Hypothese des Autors geht dahin, daß die berühmten kleinen Handmikroskope Leeuwenhoeks nicht seine einzigen waren und er seine Forschungen mit einem Arbeitsmikroskop betrieben hat, das möglicherweise mit einem Spiegel und einem Tubus ausgerüstet war. Warum man es nach seinem

Tode nicht gefunden hat, bleibt eine offene Frage.

Gerhard Göke, Hagen

Frohne, D. und Jensen, U.: Systematik des Pflanzenreichs. Unter besonderer Berücksichtigung chemischer Merkmale und pflanzlicher Drogen. 5. Auflage, Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart 1998, 371 Seiten, 165 Abbildungen, 29 Baupläne, 292 Formelbilder, kartoniert, DM 89,00, ISBN 3-8047-1584-2

Sechs Jahre sind seit der letzten Auflage dieses auch schon als Standardwerk zu bezeichnenden Buches verflossen, und wer der Meinung ist, die Systematik sei eine verstaubte Schubladenwissenschaft, die im Vergleich mit „modernen“ Zweigen der Biologie keine wirklich neuen Konzepte und Ideen zu entwickeln vermag, wird schon nach wenigen Seiten vom Gegenteil überzeugt sein. Das durch einen Verlagswechsel bedingte völlig veränderte äußere Erscheinungsbild findet seine Entsprechung im völlig überarbeiteten Inhalt. Von alten Auflagen übernommen scheint lediglich, daß das Buch dem Titel zum Trotz auch die Prokaryoten und Pilze behandelt. Einer kurzen Einführung in die Ziele und Methodik der Systematik, folgt ein 65-seitiger Abriss der „Kryptogamen“, bevor sich die Autoren auf mehr als 250 Seiten dem Schwerpunkt des Buches, den Samenpflanzen, widmen. Ein chemisches Glossar und ein Register runden das Werk ab. Obwohl die europäische Flora naturgemäß im Vordergrund steht, wird ungefähr die Hälfte aller weltweit bekannten Familien behandelt. Die großen Veränderungen zur Voraufgabe ergeben sich hauptsächlich aus den molekular-

biologischen Untersuchungen der letzten Jahre und betreffen nahezu alle systematischen Ebenen. Einige Beispiele müssen zur Illustration genügen: Die Magnoliatae und Liliatae sind den drei Klassen Magnoliopsida, Rosopsida und Liliopsida gewichen. Fünf der „alten“ Unterklassen finden sich hier nicht mehr wieder; wie umfassend die Neugliederung in diesem Bereich ist, zeigen beispielhaft die gewaltigen Veränderungen im Umfeld der Hamamelididae. Die Polygalaceae mit ihren den Fabaceae ähnlichen Blüten stehen nach neuen Befunden tatsächlich den Leguminosen nahe. Auch die systematische Gliederung einzelner Familien fällt zum Teil erheblich detaillierter aus als in der Voraufgabe; den Ranunculaceae sind fast sechs Seiten gewidmet. Ganz in der Tradition dieses Buches messen die Autoren neben makromolekularen auch (Sekundärstoff-)chemischen Merkmalen weiterhin großen Wert bei. Für Mikroskopiker erfreulich ist, daß aber auch mit anatomischen, karyologischen oder palynologischen Angaben nicht geizt wird. Einige Details ließen sich in einer zukünftigen Auflage sicherlich verbessern. Bisweilen bemerkt man Inkonsistenzen in Text und Abbildungen. Gehört die Gattung *Sciadopithys* nun den Taxodiaceae oder den Sciadopityaceae an? Molekulare Befunde scheinen *Ginkgo* als isolierte Gruppe neben allen anderen Samenpflanzen auszuweisen. Im Text wird die Gattung gleichwohl mit den Pinopsida in einer Unterabteilung geführt. Inkonsistent ist auch die (richtige) Einbeziehung der Ordnung Lecanorales in das System der Pilze und die nachfolgende Behandlung der Flechten als Anhang zu dieser Gruppe. Bei Verweisen auf Abbildungen oder Tabellen wären Seitenangaben sehr nützlich. Die auf S. 7 zitierte Tab. 6 findet sich nach zeitraubendem Blättern erst auf S. 86.

Trotz dieser Kritikpunkte erscheint der Erwerb dieses Buches für alle Interessierten fast schon als Pflicht, die allerdings vielen Studierenden bei einem um DM 20,00 gestiegenen Preis recht anstrengend gemacht wird.

Christian Printzen, Köln

Dezsö Varju: Mit den Ohren sehen und den Beinen hören.

C. H. Beck München, 1998, 285 Seiten, 35 Abbildungen, davon 9 farbig, DM 44,-, ISBN 3-406-43448-7

Wie orientieren sich Tiere im Raum? Wie kann eine Schleiereule in völliger Dunkelheit punktgenau auf eine Maus zufliegen? Wie merken Tiere, wo oben und unten ist? Wie finden Vögel verstecktes Futter wieder? Wie finden Brieftauben heim? Auf diese und zahlreiche weitere Fragen geht Dezsö Varju in seinem Buch „Mit den Ohren sehen und den Beinen hören“ ein. Es ist ein faszinierender Exkurs in die Welt der Sinne. Varju ist als Biologe und Physiker Fachmann auf dem Gebiet der Orientierung, dementsprechend reichhaltig und detailliert sind die Informationen des Buches. Neben einer Fülle von Fakten und Befunden bietet das Buch einen guten Einblick in die Arbeitsweise der Wissenschaften: Wie gehe ich eine Fragestellung experimentell an, wie deutete ich die Beobachtungen? Insbesondere die Experimente werden unterhaltsam dargestellt; was zum Beispiel haben Geschirrspüler mit der Duftortung bei Schmetterlingen zu tun oder wie foppt man Haarmücken mit Erbsen? In den Kapiteln behandelt Varju diverse Fälle von Orientierungsleistungen, grob kreisend um die drei Schwerpunkte: Wie werden Informationen über ein Ziel gewonnen und wie wird dieses Ziel angesteuert? Wie wird Information über die Körperstellung (z. B. aufrechter Gang) gewonnen? Wie finden Tiere zu einem Ausgangs-

punkt zurück? Natürlich finden wir den Stand der Forschung zum Heimfindervermögen von Tauben, zur Echo-Orientierung von Fledermäusen, aber auch unbekanntere Themen wie z. B. die Orientierung von Wasserläufern auf der Wasseroberfläche.

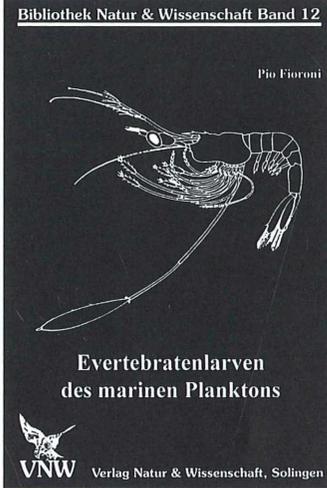
Ein Manko des Buches ist stilistischer Art: Trotz deutlicher Bemühungen des Autors haben die Kapitel weitgehend das dröge Flair eines Lehrbuchs. Zu oft verfällt Varju in eine trockene wissenschaftliche Sprache, die dem interessierten Laien stellenweise eine erhebliche Konzentration abverlangt. Ein Satz wie „Das linke Auge alleine hat also ein Attraktivitätsprofil mit einem starken Nulldurchgang von links unten nach rechts oben bei $\alpha = 0$ Grad“ (Seite 33) soll als Charakteristikum genügen. In dieser fachlichen Sprache wirken die eingestreuten Erlebnisberichte oder gar Witze etwas fremd. Am gelungensten sind da die Schilderungen von Versuchsbedingungen oder Versuchsabläufen. Im Verlauf des Buches ist allerdings eine deutliche Besserung zu spüren, der Lesefluß wird runder und lockerer.

Etwas dürrt wirkt die Qualität der Abbildungen, die offenbar von Originalen eingescannt und wiedergegeben wurden. Eine Neuzeichnung und stilistische Vereinheitlichung oder hier und da Vereinfachung hätten hier sicher gut getan.

Varju betont in seinem Vorwort die von Helmut Schmidt 1996 angemahnte „Bringschuld“ der Wissenschaften gegenüber der interessierten Öffentlichkeit, die mit ihren Steuergeldern einen wesentlichen Teil der Forschung finanziert. Daß Varju diesen Schritt tut, ist lobenswert und vorbildlich, und wer sich an dem bisweilen etwas anstrengenden Stil des Buches nicht stört, wird um interessante Einblicke in die Forschung auf dem Gebiet der Orientierung bereichert werden.

Andreas Schmidt-Rhaesa,
Hamburg

Fioroni, P.: Evertibratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur & Wissenschaft, Solingen 1998, 158 Seiten, 39 Abbildungstabellen, broschiert, DM 29,80, ISBN 3-927889-59-8.



Das Plankton mariner Bitotope ist zum einen sehr abwechslungsreich und vielgestaltig und bereitet somit dem Mikroskopiker sicherlich viel Freude, weiß es doch mit einer üppigen Formenvielfalt einzelliger wie vielzelliger Organismen in mikroskopischer Dimension aufzuwarten. Dies wird unter anderem durch die derzeitige in unserer Zeitschrift laufende Artikelserie von Rudolf Drews anschaulich belegt. Andererseits ist aber gerade diese Vielfalt oft Grund für Probleme und Frustrationen bei der Bestimmung der vorgefundenen Organismen. Insbesondere die vielfältigen Larvenformen geben bei der Determination knifflige Rätsel auf und zusammenfassende, einen Überblick vermittelnde Literatur fehlt auf dem Buchmarkt. „Fehlte“, muß man nun sagen, denn genau diese Lücke füllt das vorliegende Bestimmungswerk, zumindest für die Evertibraten.

Das Buch bietet sicherlich keine

ganz einfache Anleitungen zur Bestimmung der fraglichen Tiere. Man muß sich schon etwas anstrengen bei dem Bestreben, die exakte Zuordnung zu treffen. Aber das darf und kann auch bei der Komplexität der betreffenden Organismen nicht anders erwartet werden. Umso motivierender dürfte ein letztendlich erfolgreiches Bestimmungsergebnis sein. Dem Autor muß gedankt werden, daß er sich der schwierigen Aufgabe unterzogen hat, dem redlich bemühten Mikroskopiker diese Facette der marinen Welt zu erschließen. Sicherlich haben seine jahrzehntelangen universitären Lehrerfahrungen dazu beigetragen, ein nicht oberflächlich leicht lesbares, sondern ein in die Tiefe gehendes, seriöses Werk zusammenzustellen. Hoffen wir, daß in absehbarer Zeit auch ein vergleichbares, dann die Vertebratenlarven erschließendes Werk auf dem Markt erscheint.

Klaus Hausmann, Berlin

Aus der Industrie

Kamera-Kits für die Bildanalyse

Der deutsche Bildverarbeitungshersteller Matrix Vision erweitert sein Produktangebot um eine Serie mit kompletten Kamera-Kits für Bildanalyseanwendungen auch im mikroskopischen Bereich. Damit komplettiert das Unternehmen die bekannte Bildanalyse- und Bilddatenbank-Software Image-Pro Plus zu einer vollintegrierten und leistungsfähigen Bildverarbeitungslösung. Der Anwender erhält somit aus einer Hand eine Kombination aus optimal aufeinander abgestimmten Hard- und Software-Komponenten. Die Kamera-Kits basieren auf Frame Grabbern von Matrix Vision und hochwertigen Kameras namhafter Hersteller.

Die Leistungsdaten der Systeme erfüllen auch höchste Ansprüche an die Aufnahmequalität. Eine einfache Bedienung ohne Hardware- und Programmierkenntnisse ist gewährleistet. Wahlweise können die Systeme mit analogen oder digitalen Grauwert- und Farbkameras ausgerüstet werden.

Einsatzgebiete finden sich in Bereichen Medizin, Biotechnologie, Materialforschung, Qualitätssicherung und weiteren Anwendungen, in denen hoch-

wertige Bilder verarbeitet werden. Insbesondere lassen sich die Kits in der Hellfeld-, Dunkelfeld-, Phasenkontrast- und Polarisations-Mikroskopie sowie zur Dokumentation und Reprografie einsetzen. Eine spezielle Option, die Langzeitintegration, erweitert den Einsatzbereich für die Aufnahme von lichtschwachen Vorlagen, z. B. Gel-Dokumentation, Fluoreszenzmikroskopie und Chemolumineszenz.

Die Kamera-Kits sind komplett funktionsfähige Einheiten und bestehen aus Frame Grabber, Kamera, Kabel und Software. Die mitgelieferte Software unterstützt die direkte Einbindung in die Bildanalyse-Pakete Image-Pro Plus, Gel-Pro oder ImageCompact sowie über eine TWAIN-Schnittstelle die Verbindung zu anderen Standard-Software-Paketen. Die ebenfalls im Lieferumfang enthaltene Software MV-Pilot erlaubt die Echtzeitdarstellung, Erfassung und Speicherung in verschiedenen Bildformaten.

Weitere Informationen sind verfügbar von: MATRIX Vision GmbH, Talstraße 16, 71570 Oppenweiler, Tel. 07191/9432-0, Fax 07191/9432-88, oder über Internet: <http://www.matrix-vision.de>

Aus den Arbeitsgemeinschaften



Mikroskopische Gesellschaft Wien

Programm
April bis September 1999

- | | |
|---|--|
| <p>6. 4.: Osterferien: Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen</p> <p>13. 4.: Vorweisungsabend. Die Mitglieder der Gesellschaft werden ersucht, Präparate zur Besprechung mit der Mikroskop-Videoeinrichtung mitzubringen</p> <p>20. 4.: Stefan Pfeiffer: Schönheit, die vom Himmel fällt (Schneekristalle – mit Dias)</p> <p>27. 4.: Univ.-Doz. Dr. Walter Hödl: Pfeilgiftfrösche im Amazonas-Urwald (mit Dias und Tonbandbeispielen)</p> <p>4. 5.: Dr. Otto Cichocki: Anatomie einheimischer Hölzer (mit Dias)</p> <p>8. 5. Dr. Hans Frey: Exkursion zur Greifvogel- und Eulenstation Haringsee. Treffpunkt und Zeit werden noch rechtzeitig bekannt gegeben</p> <p>11. 5.: Dr. Otto Cichocki: Hölzer (Präparationsabend)</p> <p>18. 5.: Mag. Erich Eder: Lebende Fossilien in den Lacken des Seewinkels (mit Dias)</p> <p>25. 5.: Pfingstferien: Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen</p> <p>1. 6.: Herbert Fidi: Botanik (Präparationsabend)</p> | <p>8. 6.: Prof. Peter Schulz: Botanik (Präparationsabend)</p> <p>15. 6.: Friedrich Posch: Mikroskopische Untersuchungen von Meteoriten und Gesteinen (mit Dias)</p> <p>22. 6.: Hermann Hochmeier: Diatomeen (Präparationsabend)</p> <p>29. 6.: Urlaubsvorbereitungen, Berichte, Vorweisungsabende</p> <p>Juli-August: Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen</p> <p>7. 9.: Mikroprojektion – Besprechung von Präparaten, Kurzvorträge, Vorweisungen, Berichte</p> <p>14. 9.: Friedrich Wertl: Botanik (Präparationsabend)</p> <p>21. 9.: Mag. Susanne Steinböck: Reiseberichte über Südostasien (Thailand, Burma – mit Dias)</p> <p>29. 9.: Dr. Gabriele Hrauda: Korallenfische (mit Dias)</p> |
|---|--|

Alle Vorträge und Kurse finden in den Räumen der Gesellschaft in Wien 2, Marinellgasse 10a an Dienstagen statt und beginnen um 19.15 Uhr. Gäste sind willkommen.

Mikro-Markt

Preise für Fließsatzanzeigen (pro mm/Spaltenbreite): privat DM 3,50; geschäftlich DM 5,-;
Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift (nur Privatanzeigen) DM 2,-
Chiffregebühr DM 10,-. (Preise zzgl. gesetzl. MwSt.).
Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an den: GUSTAV FISCHER VERLAG,
Anzeigenleitung, Postfach 10 05 37, 07705 Jena
Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe ist der 14. 01. 1999

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

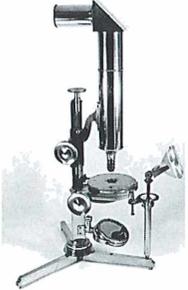
Biete: Vollständig erhaltene, schön gebundene Jahrgänge des „**Mikrokosmos**“ (1907–1930) im Büchergestell gegen Gebot. Ebenso div. Jahrgänge (ab 1938) des „**Kosmos**“. Nähere Informationen u. Absprachen unter Tel. (089)140 32 21 (Dr. Fehrerger)

Verkaufe: Umgekehrtes Zeiss **Aufflichtmikroskop** (Optische Bank) aus den 30er Jahren, bestehend aus Mikroskop-Kohlelichtbogenlampe und Balgenplattenkamera, mit 3 Objektiven, 3 Photookularen und 2 Makroobjektiven. Voll funktionsfähig. Preis: 3500,- DM.-

Verkaufe: 30 gebundene Jahrgänge der Zeitschrift „**Quarterly Journal of Microscopical Science**“, London 1884-1914 mit vielen Lithos und Holzschnitten. Es fehlen die Jahrgänge 27-30, 33/54-56. Preis 2500,- DM

Verkaufe: Mikrokosmos Jahrgänge 1975-1998. Preis: Angebot.

Angebote an: Ludwig Winkler, Spitzwegstr. 17
70192 Stuttgart. Tel.: 0711-851505



**Historische
Mikroskope
Björn Kambeck**

Fotoliste auf Anfrage

Tel. 0 51 21/87 80 76
Fax 0 51 21/87 80 77

Hobbychemiker, -biologen, -mikroskopiker aufgepaßt! Wegen Aufgabe meines Privatlabors verkaufe ich **Chemikalien in Kleinmengen** (ab 1 Gramm), solange die Vorräte reichen. **Riesenauswahl, auch seltene Chemikalien und Farbstoffe.** Liste anfordern gegen DM 3.- in Briefmarken bei Dr. K.-P. Klotz, Brühlstr. 6, D-73491 Neuler.

Suche Drehtisch Nr. 23 (Codewort ehem. PEETR) zu Mikroskop LEITZ SM (1965). E. Woessner, Kirchensteig 19, CH-8152 Glattbrugg
Tel.: 0041 1810 71 81

Verkaufe: für Zeiss Jena Neophot 2 Spezial Illuminator für polarisiertes Licht kompl. mit Pol Objektiven.

Zeiss Jena variabler Phasenkontrast kompl.
Fluoreszenzaufflichtkondensator für Zeiss Universal (West).

1,4 Phasenkontrastkondensator für Zeiss Universal.
Mikroskop **Zeiss Standard** Modell 14.

PZO Universalmikroskop Biolar und Zubehör (Interferenzkontrast, negativer Phasenkontrast, variabler Phasenkontrast)

Suche: 5er oder 7er Objektivrevolver für Zeiss Standard Modell 18 oder Universal.
Tel.: 0211/490462

Probleme beim Ausbau des Mikroskops?

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

Wir liefern auch Präparate von Diatomeen, Radiolarien und Foraminiferen.

R. Göke, Bahnhofstraße 27, 58095 Hagen, Telefon + Fax 02331/3 17 54

Wir liefern zu günstigen Preisen:

Mikroskope und
Mikroskopzubehör
Stereomikroskope
Mikroskopische Optik
Lichtfilter für die Mikroskopie
Glaswaren (Objektträger,
Deckgläser usw.)
Präparatekästen

Spezielle Präparate
von Diatomeen, Radiolarien
und Foraminiferen

R. Göke
Bahnhofstraße 27
D-58095 Hagen
Telefon + Fax 0 23 31/3 17 54

Verkaufe Leitz Zubehör: PLAN APO 100, PLAN APO 16, NPL 100 Diff. Interf. Kontr. incl. Prisma, POL 20 Oel Aufl. Interf. Kontr. incl. Prisma, NPL Fluotar 10, NPL Fluotar 63, 2 Okulare PP GF 10x, Objektivführer f. großen Kreuztisch, Revolver und großes Spiegelhaus f. ORTHOLUX-2, Revol f. DIALUX-20, Lampenhaus 100, div. Phaco Objektive. Umrüstsatz f. SM-LUX auf ext. Lampenhaus, Mikroskop ORTHOPLAN neuwert. Aufflichtversion incl. Aufflicht-Illuminator.
Tel.: 0214-95377

Biete: Wild M 400 Photomakroskop mit Kleinbild/Polaroid/schwarz-weiß, Videokamera, Monitor und Steuergerät MPS 55 sowie anderem Zubehör, mit zweifacher Beleuchtung/Kaltleiterlicht und Zeiss-Halogen. Sehr guter Zustand mit allen Betriebsanleitungen, Abdeckung, Kabeln etc. für 10000 DM. Biete auch noch Zeiss und Leitzoptiken und Zubehör ab. Tel./Fax: +32-12-237481, e-mail: bs133521@skynet-be

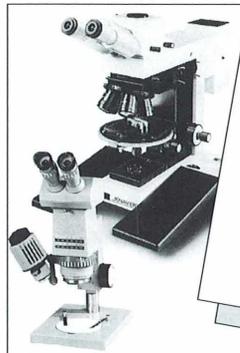
NEU**Der Große BW-OPTIK Versandkatalog ist da!**

200 DIN A4 Seiten MICRO/MACRO Optiken!

- ☆ Sonderoptiken
- ☆ Astronomie
- ☆ Mikroskopie
- ☆ Militäroptiken
- ☆ Bausätze
- ☆ Restposten
- ☆ Neuentwicklungen
- ☆ Auslaufoptiken
- ☆ Naturwissenschaftl. Optiken

**BW-OPTIK Langner-Voss**

Bussardweg 19/b · D-48683 Ahaus · Tel. + Fax (025 61) 67269

**Verkäufe**

1. WILD M-40 Umgekehrtes Mikroskop mit Objektiven PH 10x, PH 20x, PH 40x, Phasencond./Hellfeld, lange Schnittweite 0.52 NA mit Binokular 10x und Hilfsmikroskop. Alles in perfekter Lage. DM 1.750,-
2. WILD einfach PH-cond. langer Schnittweite 0.52 NA Ø 1 39,5 mm für PH Obj. 10-20-40x. DM 175,-
3. WILD PH Kondensator NA 0.90 mit Blendenrevolver für Hellfeld und PH, einschließl. PH 10x, PH 20x, PH 40x und PH 100x. DM 375,-
4. WILD Zeichenspiegel M-5, neu, für Stereomikroskop M5. DM 350,-
5. LEITZ stabilen Schlittenmikrotom Typ 1300 mit Messer 2x Typ C, 2x Typ A, 1x Typ D und Zubehör. DM 1.250,-
6. LEITZ Ultrapakwezlar u. o. 6.5x, u. o. 75x W, u. o. 22x J. A. Kammer, u. o. 50x22 - 100x, u. o. 6.5x mit Perspexobjektivspitze. DM 350,-
7. LEITZ Discussionokular mit Pfeil, no. 1390 D. R. G. M., Zeichenokular (beide in Dose und altmodisch). DM 200,-
8. ZEISS Auflichtkondensator III/Fl mit Revolver für 5 Objektive für großes Fluoreszenzmikroskop Universal und Fomi. Einschließl. Erregerfilter UG-1, BG-12, KP-500, FL 546 Grün, Reflektor FL400, FL450 und Sperrfilterhalter (3 Schieber). DM 550,-

9. ZEISS Filterschiebereinsatz no. 477218 für Durchlichtfluoreszenz. Erregerfilter: BG38, BG12, BG3, UG5, UG1 (für Sonderbeleuchtung).

DM 125,-

10. ZEISS Anpassungsringe mit fest eingestelltem Kollektor für Lampengehäuse no. 472510.

DM 150,-

11. ZEISS Objektive (Oberkochen) Pl.Achr. 2.5x/0.08, neu: DM 275,-, Achr. 6.3x/0.16, neu: DM 175,-, Neofluar 25x/0.60: DM 150,-. Zeiss Kpl-Okular 20x, neu: DM 75,-

12. WILD-Obj. PH 100x/1.3: DM 75,-. Obj. Cooke Baker Microplan 40x/0.7: DM 125,-

13. Altes Mikrotom Cambridge nr. C689451, wie neu: DM 750,-

N.B.: Alles exclusiv Versandkosten!

Suche: Zeiss Gleitisch nr. 473454.

R. A. Wieringa, Rijksweg-West 87, NL-9608 PB Westerbroek

Carl Zeiss-Mikroskope:

WL-Standard mit kompletter DIC-Einrichtung – 2 Revolver DIC mit Planachromaten und Planneofluoren, 100 W Leuchte.

Phthomik. III mit DIC, 100 W Leuchte. Auf- u. Durchlicht. Mikroblitz II, Drehtisch. Details auf Anfrage Tel.: 07234-40 33

Verkaufe: Historische Mikroskope, antiquar. Mikr.zubehör, Reisemikroskop (1939). Zeiss: Planapo 63/1,4 Ol, Invertmikrosk. ID 02. neuw., m. Klarnetzsucher-Spiegelrefl.kamera 2300,-, Klapp-linsenkondensator f. Standard. Broschüre „Mikroskope 1860–1900“ m. vielen, teils farb. Abb., Geräte- u. Preislisten 45,-. E. Haeckel: Radiolarienmonografie, 15 großform. Farbfaksim. 85,-, RD LABOR, Str. 366,3; 13503 Berlin, Tel.: 030/4315909

Gelegenheit! Wg. Umzugs z. verk. ZEISS-Ultraphot II (Bj. ca. 1960) mit Arbeitstisch und integr. Beleuchtg. Hellf./Dunkelf., Phako Aufl./Durchl., 12 Objektive z. T. fabrikneu, Mikroskop Heiztisch, Polaroidaufsatz u. v. m. sowie Ersatzteile, für CCD geeignet. 8500,- DM + Transp.-k. Tel.: 02151/470885

Suche: Zeiss-Standard-WL/Stativ auch ohne Tisch und Kondensorträger. Tel.: 0931/52880 tags., 0931/409376 abds., Sa., So.

Suche Klein(Exkursions)mikroskop z. B. Protami (Hensoldt), Minor (Leitz), Heimdal (Reichert) o. ä. Angebote an Matthias Burba, 040-880 21 75

Suche: Unterteile für **Leitz Orthoplan-Pol.** Tel.: 003171 5218822, Fax: 003171 5219999 (NL)

Verkaufe CZ Plan-Neofluar Trockenobjektiv 63/0,90, 160/0,11–0,23, VB 1500,- DM. CZ Mikroskopkamera C 35, Verschluss CS, Belichtungsmesser Ikophot M, VB 1400,- DM. Mikrokosmos Jg. '58-'69, '72-'94, VB. Tel.: 05121/876498.

Hund/Will Mikroskop, Binokular, Phasenkontrast, neu!! NP 3200,- DM für DM 1950,-, Gefermiktrotom „American opt. comp.“ DM 1200,-. Tel.: 02592-7293

Suche: Leitz Mikrotom 1512/1516. Tel./Fax: 040-5607606

Suche Olympus Endlich Optiken S-Plan- bzw. S-Plan Apo, 4x, 10x, 20x sowie Fl 2x und Olympus Fototubus LH oder BH TR 45 sowie P20 Biolar oder Stativ BHS, **Verkaufe** neuerdiges D-Plan 10x 0,25. Peter Woitschikowski, Hüssengarten 6, 33332 Gütersloh, Tel.: 05241/46379

Suche: Zeiss-Standard-WL/Stativ auch ohne Tisch und Kodensorträger. Tel.: 0931/52880 tags., 0931/409376 abds., Sa., So.

Köhler Stativ!leuchte mit oder ohne Trafo zu kaufen gesucht. Tel.: 02056-69282, Fax:02056-57952

Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann (Berlin).

Verlag: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, PF 100 537, D - 07705 Jena.

Telefon (03641)626-3, Fax (03641)62 65 00; e-mail: office.j@gfischer.de

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

Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 1999.

Abonnementsverwaltung und Vertrieb: SFG Servicecenter Fachverlage Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, PF 10 05 37, 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 (1999): 1 Jahrgang mit 6 Heften.

Abo-Preise (1999): 118,- DM* (zzgl. Versandkosten); Einzelheftpreis (1999): 24,- DM* (zzgl. Versandkosten); Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten (1999): 79,- DM* (zzgl. Versandkosten). *Unverbindlich empfohlene Preise. Preisänderungen vorbehalten.

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

Bankverbindung: Deutsche Bank AG Jena, Konto-Nr. 6 284 707, BLZ 820 700 00 und Postbank Stuttgart, Konto-Nr. 923 727 04, BLZ 600 100 70.

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 Magnettonverfahren oder ähnlichem Wege bleiben vorbehalten. Fotokopien für den persönlichen oder sonstigen Gebrauch dürfen nur von einzelnen Beiträgen oder Teilen daraus als Einzelkopien hergestellt werden.

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

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

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

alterungsbeständigem Papier gedruckt.

Printed in Germany

© 1999 Urban & Fischer Verlag

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



1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Erfahrungsberichte, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie. Beiträge, die zur Veröffentlichung angeboten werden, dürfen nicht gleichzeitig anderweitig zum Druck eingereicht werden.
2. Die Redaktion bittet, Manuskripte grundsätzlich nur auf einseitig beschriebenen, fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden und jeweils 30 Zeilen mit höchstens 60 Anschlägen pro Zeile umfassen. Bitte am rechten Rand des Manuskriptes die ungefähre Platzierung der Abbildungen und Tabellen angeben. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy als 3,5"-Diskette (nur DOS-Formate) mit der oben angegebenen Formatierung eingereicht werden.
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 Sonderdrucken des Beitrages wieder zurückgesandt.
6. Literaturzitate bitte in alphabetischer Reihenfolge nach folgendem Schema anordnen:
Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:
Kreutz, M., Mayer, Ph.: *Calyptotricha pleuronemoides* – Ein Ciliat in einer Röhre. Mikrokosmos 88, 27–30 (1999).
Buchzitate:
Fioroni, P.: Evertrebratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur & Wissenschaft, Solingen 1998.
Zitate von Buchbeiträgen:
Hausmann, K., Hülsmann, N.: Einzellige Eukaryota, Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Einzeller und Wirbellose Tiere, S. 1–72. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
7. Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck 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
Prof. Dr. Klaus Hausmann
Redaktion MIKROKOSMOS
Institut für Zoologie der Freien Universität
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

Mikrokosmos
510543
Bibliothek des Öö.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

1 (6)

300229

- Präzise Auskunft über alle wichtigen bzw. häufigen Fachwörter aus den jeweiligen Teilgebieten
- Mit Querverweisen zu Gegenwörtern und Begriffsfamilien
- Herkunft und Geschichte der wichtigsten Begriffe, ergänzt durch Angaben zur Entdeckung der Phänomene
- Literaturverzeichnis
- Lexikon und Nachschlagewerk zugleich!

Wörterbücher der Biologie

Schaefer

Ökologie
3. Auflage



Gustav
Fischer

Ökologie

- Ausgewählte Stichwörter aus der theoretischen, angewandten und mathematischen Ökologie und der Bodenkunde sowie aus Kernbereichen der Botanik, Zoologie und Mikrobiologie
- Inhalte und Konzepte der Ökologie
- Mit englisch-deutschem Register

3., überarb. u. erw. Aufl. 1992. 433 S.,
38 Abb., 7 Tab., kt. DM 38,80
ISBN 3-334-60362-8 (UTB 430)

Hentschel/Wagner

Zoologisches
Wörterbuch

6. Auflage



Gustav
Fischer

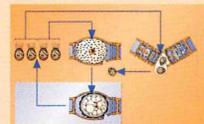
Zoologie

- 15.000 Stichwörter: Tiernamen, allgemeinbiologische und anatomische Termini
- Kurzbiographien bedeutender Zoologen, Anatomen und Physiologen
- Überblick über das „System des Tierreichs“
- Angaben zu ca. 1.500 wichtigen Autorennamen

6., überarb. u. erw. Aufl. 1996.
677 S., kt. DM 42,-
ISBN 3-334-60960-X (UTB 367)

H. Weber (Hrsg.)

Wörterbuch der Mikrobiologie



GUSTAV FISCHER

Mikrobiologie

- Über 4.000 Begriffe aus der Allgemeinen, medizinischen, Industriellen und Umwelt-Mikrobiologie, der Bakteriologie, Mykologie und Virologie
- Mit englisch-deutschem Register

1997. 652 S., 112 Abb., 19 Tab., kt.
DM 44,80
ISBN 3-437-35040-4

<http://www.gfischer.de>



GUSTAV
FISCHER

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 1999

Band/Volume: [88_1](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 88_1_1](#)