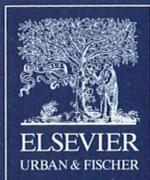


II 90372/97,2

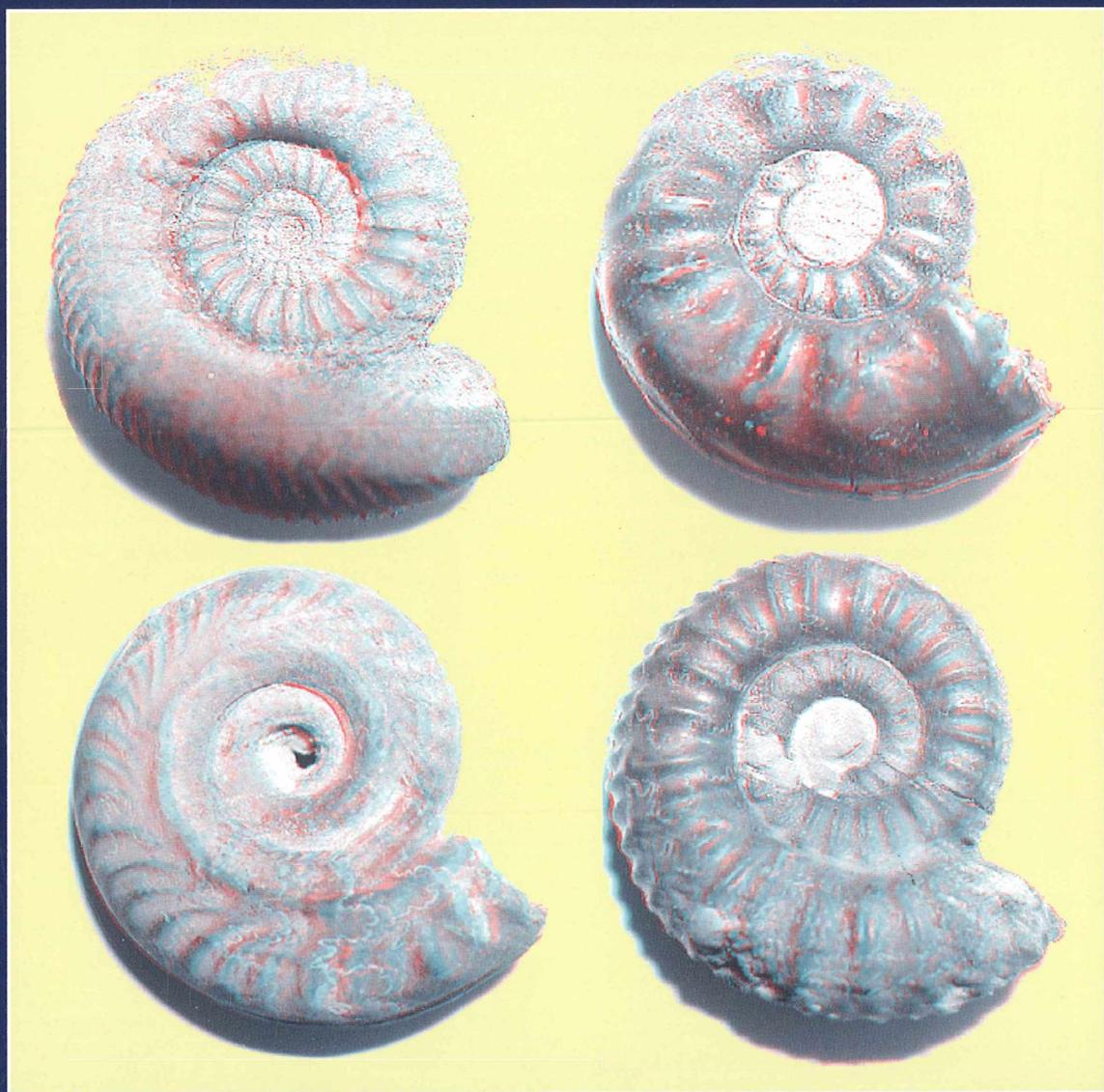


MIKROKOSMOS

Heft 2
97. Jahrgang
März 2008

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin) v.i.S.d.P.
Redaktionsassistentin: Renate Radek (Berlin)

Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Arbeitskreis Rhein-Main-Neckar, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Mikroskopie-Gruppe Bodensee, Mikroskopischer Freundeskreis Göppingen im Naturkundeverein Göppingen e.V., Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart, Mikrobiologische Vereinigung im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikroskopische Gesellschaft Wien, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V., Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart, Mikroskopische Gesellschaft Zürich, Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Inhalt

Artikel

- 65** *Puytoraciella dibryophryis* –
Ein afrikanischer Flaggsschiff-Ciliat,
aufgefunden in Idaho (Nordwesten USA)
William A. Bourland
- 71** Eine Sedimentprobe aus der Kaiserzeit
Joachim Hormann
- 75** Faszination 3D-Stereomikrofotografie
von fossilen und rezenten Weichtiergehäusen
Robert Sturm
- 79** Von welchem Baum stammt das Holz? Teil 2: Laubbäume
Siegfried Hoc
- 83** Eine Alge mit Kappe – Beobachtungen an der Grünalge
Oedogonium
Gunnar Jeserich
- 87** *Protodriloides symbioticus* –
Ein Vertreter der Annelida im marinen Sandlückensystem
Ole Riemann und Alexander Kieneke
- 97** Kristalle in Wasserflöhen
Ernst Hippe
- 101** Isolierung und Darstellung von intranukleären Parasiten
aus *Thecamoeba quadrilineata* und *Saccamoeba limax*
Rolf Michel
- 108** Inkohärent, kohärent, partiell kohärent –
Zum mikroskopischen Auflösungsvermögen
Teil 1: Einleitung und einige Grundlagen
Hinrich Husemann
- 115** Wenn Detektive doppelt sehen –
Zur Geschichte des Vergleichsmikroskops
Erich Lüthje

Rubriken

- 121–123**
Buchbesprechungen
- 70, 82, 100**
Kurze Mitteilung
- 73, 86**
Nachricht
- 74**
Mikro-Cartoon
- 93**
Mikro-Lyrik
- 94, 107**
Aus der Industrie
- 123, 125, 126**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 127**
Mikro-Markt

Das jeweils neueste Inhaltsverzeichnis können Sie jetzt auch kostenlos per e-mail (ToC Alert Service) erhalten.
Melden Sie sich an: www.elsevier.de/mikrokosmos

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

Mehr Informationen zum MIKROKOSMOS und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet:
www.elsevier.de

Umschlagabbildung: Fossile Ammonitengehäuse in stereografischer Darstellung. Siehe Artikel R. Sturm,
S. 75–78 (■ ■ ■).

Puytoraciella dibryophryis – Ein afrikanischer Flaggschiff-Ciliat, aufgefunden in Idaho (Nordwesten USA)

William A. Bourland

Seit etlichen Jahren wird über die beiden Konzepte Protisten-Endemismus und Protisten-Kosmopolitismus eine heiße Debatte geführt. So genannte Flaggschiff-Arten sind bedeutende Indikatoren für die biogeographische Verbreitung von Einzellern (Finlay und Fenchel, 2004; Foissner, 2006). Flaggschiff-Arten sind solche Spezies, die auf Grund ihrer außergewöhnlich großen Dimensionen und/oder wegen ihrer einzigartigen Morphologie leicht zu erkennen sind. Diese Eigenschaften sorgen dafür, dass die entsprechenden Taxa in jedem Habitat leicht und schnell zu identifizieren sind. Der Ciliat *Puytoraciella dibryophrys* (Njine, 1979) ist eine solche Art.

Entdeckt in Ngoakélé, Kamerun (Zentralafrika) schien *P. dibryophrys* in diesem Gondwanaland-Habitat endemisch zu sein. Seit der Originalbeschreibung von 1979 gibt es in der wissenschaftlichen Literatur keine weitere Publikation über diesen Ciliaten. Offenbar wurde diese Art bislang nirgendwo sonst gefunden. Im Folgenden wird nun von einem neuen Fundort des besagten Ciliaten in einem laurasischen Habitat (Nordamerika) berichtet.

Puytoraciella dibryophrys wurde im Mai 2006 in einem stehenden, schattenlosen, ephemeren (= nur kurzzeitig existierenden) Tümpel auf einer Wiese eines öffentlichen Parks in Boise, Idaho, USA (43° 36' 49,63" N, 116° 13' 23,31"

W) in einer Höhe von 816 Meter über dem Meeresspiegel gefunden (Abb. 1). Der Tümpel bedeckt eine Fläche von rund 50 m² bei einer Maximaltiefe von 20 cm. Hin und wieder wird er durch normale Niederschläge gefüllt. Die meiste Zeit des Jahres ist er ausgetrocknet. Somit kann man ihn als ein semiterrestrisches Biotop einstufen. Eine große Population von Kanadagänsen (*Branta canadensis*) besucht regelmäßig diesen Park. Diese großen Vögel kommen zusammen, um Gras zu fressen. Folglich ist die Wiese stark durch deren Kot verschmutzt. Der hohe Grad an Stickstoffabfällen macht das Wasser des Tümpels sehr alkalisch (pH 9,31). Die Wassertemperatur betrug zur Zeit der Beprobung 31,1 °C. Diese Parameter



Abb. 1: Fundort von *Puytoraciella dibryophrys* in Boise, Idaho, USA.

sind optimal für eine heftige Entwicklung von Cyanobakterien, hauptsächlich Arten der Gattung *Oscillatoria*, die als eine bevorzugte Nahrungsquelle für *P. dibryophryis* gelten (Njine, 1979). Die Idaho-Population ernährt sich zusätzlich noch von Grünalgen und Diatomeen.

Methoden

Die Untersuchungsobjekte wurden unmittelbar aus frischen Proben isoliert. Kulturversuche blieben erfolglos. Zur Darstellung der Zellgestalt wurden lebende Ciliaten bei 200facher Vergrößerung untersucht. Um Störungen zu vermeiden, wurden deckglasfreie Präparate bevorzugt. Morphologische Details lebender Organismen wurden zwischen 200facher und 1.000facher Vergrößerung (Ölimmersion) studiert. Silberimprägnationen und Kernfärbungen wurden nach Foissner (1991) durchgeführt. Die somatische und orale Bewimperung wurden mit der Silberkarbonattechnik studiert. Makro- und Mikronucleus wurden mit Methylgrün-Pyronin Y gefärbt. Die Darstellung des Silberliniensystems mit Hilfe der trockenen Silbernitratimprägnation nach Klein und Foissner (1991) erbrachte keine zufriedenstellenden Ergebnisse. Alle Untersuchungen wurden mit einem Zeiss Axioskop 2 unter Anwendung der Hellfeld- (HF), Phasenkontrast- (Phako) und differentieller Interferenzkontrastmikroskopie (DIK) durchgeführt. Die Fotos wurden mit einer 2 MG-Pixel CCD Kamera (Diagnostic Instruments, USA) aufgenommen. Für die Bild-

bearbeitung wurde Adobe Photoshop CS eingesetzt.

Allgemeine Morphologie

Puytoraciella dibryophryis ist ein großer, circa 250 µm langer und rund 175 µm breiter Ciliat. Der Zellkörper ist breit-ellipsoid bis verkehrt eiförmig. Beide Pole sind breit gerundet (Abb. 2 und 3). Im Querschnitt ist die Zelle ellipsoid. Im Plasma finden sich stets zahlreiche Nahrungsvakuolen mit Cyanobakterien in verschiedenen Verdauungszuständen. Das hat eine strahlend-orange bis violette Färbung der Ciliaten zur Folge. Oft finden sich im Cytoplasma lange Fäden von Cyanobakterien in frisch abgeschnürten Nahrungsvakuolen. Die Ciliaten schwimmen stetig und schnell umher, wobei sie sich um ihre Längsachse drehen. Der große, kugelige Makronucleus befindet sich in der vorderen Hälfte der Zelle. Eine circa 4,5 µm dicke Kernhülle umgibt das grob granuliert makronucleäre Chromatin. Njine beschreibt 1979 sechs runde, nur 2 µm große Mikronuclei, welche den Makronucleus umgeben. Ich konnte in meinen Proben nur fünf Mikronuclei finden. Möglicherweise habe ich den sechsten übersehen. Die große kontraktile Vakuole liegt am posterioren Pol und entleert sich über einen einzigen Expulsionsporus. Unterhalb der Plasmamembran findet sich im Cortex eine deutliche Schicht von elliptischen, im Durchmesser etwa 5 µm großen Extrusomen, wahrscheinlich Mucocysten. Die Cytopyge findet sich nahezu am Ende der Zelle (Abb. 3).

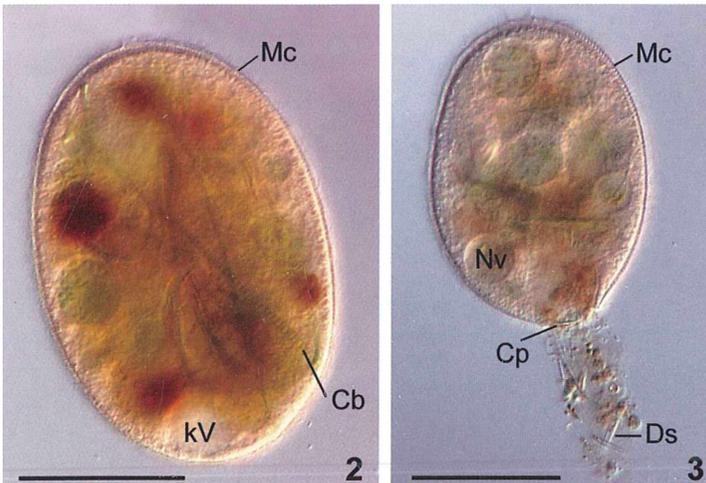


Abb. 2: Lebendaufnahme von *P. dibryophryis*. Im Cytoplasma liegen phagozytierte fädige Cyanobakterien (Cb). kv kontraktile Vakuole, Mc Mucocysten. – Abb. 3: Ausscheidung unverdaulichen Materials über die posterior gelegene Cytopyge (Cp). Ds Diatomeenschalen, Mc Mucocysten, Nv Nahrungsvakuole. Differentieller Interferenzkontrast (DIK). Maßstriche 100 µm.

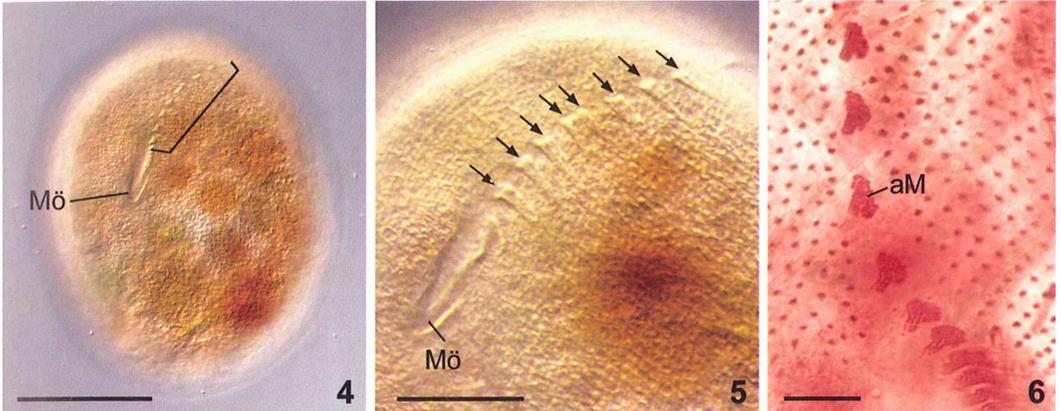


Abb. 4: Mundöffnung (Mö) und sich nach links erstreckendes adorales Membranellenband (Klammer) von *P. dibryophryis* in Oberflächenansicht. Die letzten zwei bis drei Membranellen erstrecken sich bis auf die Dorsalseite. DIK, Maßstrich 100 μm . – **Abb. 5:** Linke ventrolaterale Ansicht. Zu erkennen sind adorale Membranellen (Pfeile) sowie die Mundöffnung (Mö). DIK, Maßstrich 50 μm . – **Abb. 6:** Detailansicht der pfeilkopfförmigen adoralen Membranellen (aM). Rechts und links neben den adoralen Membranellen somatische Kineten. Silberkarbonat-Imprägnation. Hellfeld (HF), Maßstrich 10 μm .

Die enge, elliptische Mundöffnung ist im vorderen Zelldrittel zu finden. Sie biegt sich leicht nach links (Abb. 4).

Wimpernmuster

Die somatische Infraciliatur besteht aus ungefähr 160 Kineten (Cilienreihen), die aus Dikinetiden (Wimpernpaaren) zusammengesetzt sind. Die Kineten verlaufen spiralig von rechts hinten nach links vorne. Auf der Ventralseite umrunden die rechten Reihen die Mundöffnung und enden auf der rechten Seite der adoralen Organellen. Die linken Kineten verlaufen nahezu waagrecht zu den adoralen Organellen.

Es gibt rund 25 postorale Kineten. Die dorsalen Kineten verlaufen leicht spiralig von hinten rechts nach vorne links. Die Darstellung der somatischen Ciliatur ist in Njines Originalbeschreibung von 1979 ebenso wie in Foissners Reproduktion von 1993 etwas verwirrend, weil die dorsalen Kineten so dargestellt sind, als ob man von der Ventralseite durch die Zelle hindurch sieht.

Der Oralapparat von *P. dibryophryis* weist die komplexe dreidimensionale Struktur auf, wie sie in Njines Originalarbeit gezeichnet ist. Die Mundöffnung ist ungefähr 50 μm lang und 15 μm breit. Die ungewöhnlichsten Eigentümlichkeiten der oralen Infraciliatur sind zum ei-

nen eine lange schaufelförmige Lage von bewimperten Basalkörpern (Kinetosomen), welche das „rechte Cilienfeld“ bilden, und einzigartige adorale Organellen (Abb. 4–6). Hierbei handelt es sich um rund 20 rechteckige, jeweils aus drei Reihen von Basalkörpern bestehende Strukturen, welche die linke Seite der Mundöffnung flankieren (Abb. 7 und 8). Darüber hinaus findet sich eine Reihe von circa 14 pfeilkopfförmig geformten Membranellen zwischen dem linken vorderen Ende der Mundöffnung und der linken Seite des Zellvorderendes. Dieses Band erstreckt sich mit bis zu drei Einheiten über das Zellvorderende hinweg auf die Dorsalseite. Eine U-förmige Reihe von corticalen Rippen begrenzt das hintere Ende der Mundöffnung. Unmittelbar daneben erstreckt sich eine aus Dikinetiden bestehende Kinete (undulierende Membran) vom Mittelteil der rechten Seite der Mundöffnung um das Hinterende bis zu Mitte der linken Seite. Die linke vordere Begrenzung des Cytopharynx ist unbewimpert. Wenngleich Njine separate rechte und linke Cilienfelder beschreibt, konnte ich feststellen, dass das rechte Cilienfeld sich um den hinteren Teil des Oralapparates zur linken Seite zieht, wo es auf den hintersten Teil der adoralen Organellen auf der linken Seite des Oralapparates stößt. In der Tat zeigt sich das ganze Cilienfeld in Silberkarbonat-Präparationen als eine Einheit. Dieses gefaltete Basalkörperfeld erstreckt

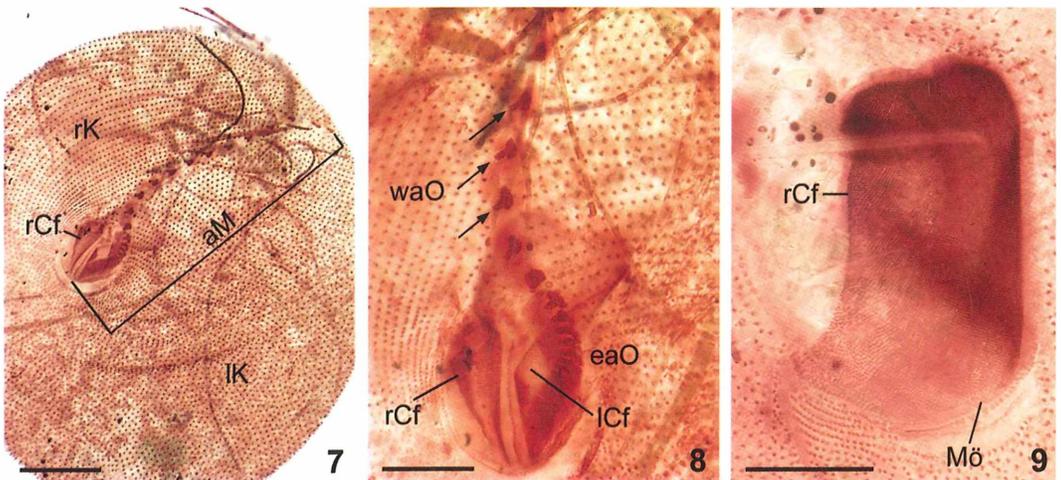


Abb. 7: Ventralansicht von *P. dibryophryis*. Positionierung des rechten Cilienfelds neben der Mundöffnung (rCf). Adorale Membranellen (aM) am hinteren Ende der linken Seite der Oralöffnung beginnend und sich nach vorne bis auf die Dorsalseite erstreckend. Rechte und linke somatische Kineten (rK, IK) neben dem Mundapparat. Maßstreich 50 μm . – Abb. 8: Höhere Vergrößerung des Mundapparates mit untereinander relativ weit auseinander stehenden, pfeilkopfförmigen (waO) und eng stehenden, winkelförmigen adoralen Organellen (eaO) sowie rechtem und linkem oralen Wimpernfeld (rCf, ICf). Maßstreich 25 μm . – Abb. 9: Hohe Vergrößerung des rechts der Mundöffnung (Mö) gelegenen Cilienfelds (rCf). Maßstreich 25 μm . Abb. 7–9 Silberkarbonat-Imprägnation, HF.

sich tief in die Zelle, nahezu rechtwinklig zur Zelloberfläche, zum innersten Zellende hin spitz zulaufend. So denke ich, dass das von Njine beschriebene rechte und linke Cilienfeld in Wirklichkeit eine durchgehende Lage dicht gepackter Kineten ist (Abb. 8).

Reproduktion

Leider konnte ich in meinem Material die Art der Reproduktion nicht beobachten. Cysten wurden von mir nicht gefunden. Allerdings ist es aufgrund von Beobachtungen anderer Autoren (Tsukii, 2003) möglich, dass Teilungen in Cysten erfolgen. Reproduktion in Teilungscysten ist für die meisten colpodiden Ciliaten typisch (Akarsu und Hausmann, 2007; Foissner, 1993).

Diskussion

Aufgrund seiner Größe, seines unverwechselbaren Oralapparats sowie seiner einzigartig geformten anterioren adoralen Membranellen (Njine, 1979; Foissner, 2005) kann *Puytoraciella*

ciella dibryophryis als Flaggschiff-Ciliat angesehen werden. Diese Charakteristika sind gleichermaßen in Lebendpräparaten wie in Silberimprägnationen zu sehen. Der Habitus lebender Zellen sowie die Details der somatischen und oralen Bewimperung der Idaho-Population sind identisch mit jenen der afrikanischen Population.

Njine berichtet über das Auftreten von *Puytoraciella dibryophryis* in ephemeren Tümpeln während der frühen Regenzeit in Ngoakélé, Kamerun, Zentralafrika (3° 2' 60" N; 11° 13' 0" E; alt. 757 m). Das offenbare Fehlen von weiteren Berichten seit der Erstbeschreibung legt die Möglichkeit nahe, dass *P. dibryophryis* eine auf die südliche, tropische Hemisphäre (Gondwanaland) begrenzte Verbreitung hat. Tsukii stellt Bilder von *P. dibryophryis*, den er in Konosu (36° 03' 05,4" N; 139° 31' 57,19" E; alt. 16 m), Japan, gefunden hat, ins Netz, wobei allerdings nur Lebendbilder gezeigt werden. Obgleich keine Silberimprägnationen vorliegen, sind die DIK-Abbildungen der lebenden Zellen von so guter Qualität, dass die Identität mit *P. dibryophryis* als gesichert gelten kann. Details zum Habitat (aquatisch/terrestrisch) liegen leider nicht vor.

Boise, Idaho (43° 36' 49,63" N; 116°13' 23,31" W; alt. 816 m) im Nordwesten der USA ist eine lauratische (= holarktische) Ökozone, welche sich gänzlich vom *locus classicus* von *P. dibryophryis* unterscheidet. Die Tatsache, dass dieser Ciliat in einem solchen Habitat auftritt, belegt, dass er offenbar in nichttropischen Gebieten zu leben in der Lage ist, wenn entsprechende Lebensbedingungen gegeben sind. Eine solche Bedingung ist wohl, dass genügend der als Nahrung bevorzugten Cyanobakterien vorhanden sind.

Es ist erwähnenswert, dass ich in dem kleinen, heimischen Tümpel, in dem ich *P. dibryophryis* entdeckt habe, zwei weitere Flaggschiff-Ciliaten gefunden habe, nämlich *Rostrophrya camerounensis*, (Njine, 1979; Foissner, 1993) und *Kuklikophrya ougandae* (Dragesco, 1972; Foissner, 1993). Diese beiden Arten bevorzugen auch alkalische, semiterrestrische Habitats und ernähren sich vorwiegend von Cyanobakterien (Foissner, 1993; Foissner et al., 2002). Da sich derzeit nur wenige Experten mit der Erforschung der Protisten in verschiedenen Habitats beschäftigen, ist es wahrscheinlich, dass die Verbreitung von einzigartig erscheinenden Arten wie *P. dibryophryis* unterschätzt wird. Daher können die Berichte von Amateuren zur derzeitigen Debatte um die kosmopolitische oder endemische Verbreitung von Arten wesentlich beitragen. Internetquellen wie Micro*scope (<http://microscope.mbl.edu>) und Protist Information Server (<http://protist.i.hosei.ac.jp/>) sind in diesem Zusammenhang für Amateure wie auch für Profis außerordentliche wichtige Informations- und Kommunikationsquellen.

Danksagung

Ich möchte Prof. Dr. Wilhelm Foissner, Zoologisches Institut der Universität Salzburg, und Dr. Martin

Kreutz, Privatlabor, Konstanz, herzlich für ihre freundlichen und hilfreichen Hinweise während der Manuskripterstellung sowie für die sorgfältige Manuskriptdurchsicht danken.

Literaturhinweise

- Akarsu, S., Hausmann, K.: Lebenszyklus des colpodiden Ciliaten *Bresslauides australis* – Eine chromomorphologische Studie. *Mikrokosmos* 96, 25–32 (2007).
- Dragesco, J.: Ciliés libres de l'Ouganda. *Ann. Fac. Sci. Univ. féd Cameroun.* 9, 87–126 (1972).
- Finlay, B. L., Fenchel, T.: Cosmopolitan metapopulations of free-living microbial eukaryotes. *Protist* 155, 237–244 (2004).
- Foissner, W.: Basic light and scanning electron microscopic methods for taxonomic studies of ciliated protozoa. *Europ. J. Protistol.* 27, 313–330 (1991).
- Foissner, W.: Colpodea (Ciliophora). In: Matthes, D. (ed.): *Protozoenfauna*, Vol. 4/1. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1993.
- Foissner, W.: Two new "flagship" ciliates (Protozoa, Ciliophora) from Venezuela: *Sleighophrys pustulata* and *Luporinophrys micelae*. *Europ. J. Protistol.* 41, 9–117 (2005).
- Foissner, W., Agatha, S., Berger, H.: Soil ciliates (Protozoa, Ciliophora) from Namibia (Southwest Africa) with emphasis on two contrasting environments, the Etoша region and the Namib Desert. *Denisia* 5, 1–1459 (2002).
- Foissner, W.: Biogeography and dispersal of microorganisms: a review emphasizing protists. *Acta Protozoologica* 45, 111–136.
- Njine, T.: Compléments à l'étude des ciliés libres du Cameroun. *Protistologica* 15, 343–354 (1979).

Internet

Micro*scope: <http://microscope.mbl.edu>

Tsukii, Y.: http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Ciliophora/Puytoraciella/sp_1.html

Verfasser: William A. Bourland, M.D., 141 Skylark Drive, Boise, Idaho 83702, USA



Friedensstifter

Sie für Ihr Patenkind.
Ihr Patenkind für seine Welt.
Eine Patenschaft bewegt.
Werden Sie Pate!

Rufen Sie uns an: 0180 33 33 300

(9 Cent/Min. aus dem dt. Festnetz;
ggf. abweichender Mobilfunktarif)



www.kindernothilfe.de

Kurze Mitteilung

Drüsenhaare des Salbei

Die Drüsenhaare (glanduläre Trichome) sind in der Pflanzenfamilie der Lippenblütler (Lamiaceae) das primäre Sekretionsorgan. Sowohl die vegetativen als auch die reproduktiven Organe sind an der Oberfläche mit Drüsenhaaren besetzt. Diese produzieren lipophile sekundäre Produkte (essentielle Öle), die eine große ökologische und ökonomische Bedeutung haben. In der Natur dienen diese bioaktiven Öle als

Schutz vor Pathogenen und vor Tierfraß, aber auch gegen extreme Temperaturen, Trockenheit und UV-Strahlung. Sie können auch die Transpiration reduzieren und bestäubende Insekten anlocken. Die Zusammensetzung dieser Öle variiert innerhalb einer Art, aber auch zwischen nah verwandten Arten, sowie in Abhängigkeit vom Standort. Darum ist die mikroskopische Analyse von Bedeutung und ein Hilfsmittel beim Züchtungsprozess.

Der Quirlblättrige Salbei (*Salvia verticillata*) stammt aus Südeuropa bis zum Kaukasus, hat sich aber bei uns vor allem in wärmeren Landesteilen eingebürgert. Er wird auch angebaut, um daraus die Öle zu extrahieren.

Serbische Untersucher haben die verschiedenen Drüsenhaare untersucht (Abb. 1), die bei der Unterscheidung der Arten und Herkünfte von Interesse sind. Ihr Blatt- und Kelchblatt-Material stammt zum Teil aus der Steppe und dem Gebirge. An 25 µm dicken Handschnitten werden die Trichome identifiziert und ausgezählt, sowie deren Öle hinsichtlich ihrer Zusammensetzung mit Hilfe der Gaschromatographie untersucht.

In der Population aus der Steppe war die Dichte der Trichome je Flächeneinheit des Blattes niedriger als auf den Pflanzen im Gebirge. Der Ölgehalt variiert zwischen 0,40% und 0,42% der Trockenmasse. Es wurden 39 verschiedene Komponenten gefunden. Die Hauptbestandteile des Öls der Drüsenhaare waren Germacrene D und Caryophyllene. Da der Gehalt in den wild wachsenden Sorten an den verschiedenen Standorten so niedrig ist, kommt eine industrielle Nutzung kaum in Frage. Man wird Sorten selektieren und züchten müssen, die ertragreicher sind, wobei die mikroskopische Analyse hilfreich ist.

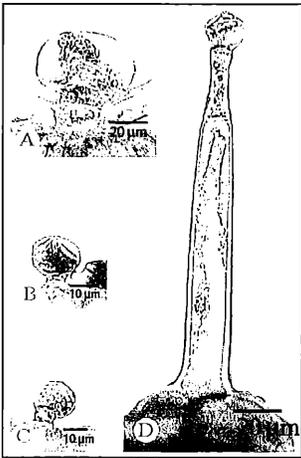


Abb. 1: Die verschiedenen Typen der Drüsenhaare (Trichome) vom Quirlblättrigen Salbei. Das (peltate) Schildhaar, das nur auf der abaxialen Epidermis gefunden wird, besteht aus einer Basalzelle, einer kurzen Stielzelle und einem breiten, runden Köpfchen, das aus fünf Drüsenzellen zusammengesetzt ist (A). Die dicke Kutikula kann sich ablösen, sodass ein subkutikularer Raum entsteht, in welchem sich das Sekretmaterial ansammelt und nach Zerstörung der Kutikula freigesetzt wird. Die (capitaten) Köpfchenhaare kommen auf beiden Blattoberflächen vor, vor allem entlang der Blattnerven. Es können drei Typen unterschieden werden: Typ I (B) hat einen kurzen Stiel und ein zweizelliges Köpfchen. Typ II (C) besitzt eine kurze, einzellige Stielzelle und eine einzellige Köpfchenzelle. Der Typ III (D) kommt selten vor und ist größer als Typ I und II, hat eine verlängerte Stielzelle und eine kurze, verengte Nackenzelle, auf der eine einzellige, birnenförmige Sekretzelle sitzt (aus Krstic et al., 2006).

Literaturhinweis

Krstic, L., Malenic, D., Anackov, G.: Structural investigations of trichomes and essential oil composition of *Salvia verticillata*. *Botanica Helvetica* 116, 159–168 (2006).

H. F. Linskens, Nijmegen

Eine Sedimentprobe aus der Kaiserzeit

Joachim Hormann

In den Sammlungen der Museen und Institute liegen seit den Zeiten der Challenger-Expedition viele Grundproben aus fast allen Meeresteilen und Wassertiefen. Deutsche Forschungsschiffe waren im 19. Jahrhundert unter anderem die Dampfer *Valdivia* und *Gazelle*. Alle haben sie reiches Material nach Hause gebracht. Der interessierte Laie kommt allerdings selten dazu, eine solche Probe bearbeiten zu können.

Auf Umwegen habe ich ein Glas mit einer kleinen Grundprobe *Seiner Majestät Schiff Planet* aus dem Jahre 1907 erhalten. So lautet jedenfalls das aufgeklebte Etikett (Abb. 1).

Seiner Majestät Schiff Planet

Das kombinierte Vermessungs- und Forschungsschiff *Planet* wurde 1905 auf der Werberwerft in Bremen gebaut (Abb. 2). Es hatte bei einer Länge von 49 m, einer Breite von

9,6 m und einem Tiefgang von 3,3 m eine Wasserverdrängung von 650 t. Die Besatzung wird mit etwa 100 Mann angegeben. Das Schiff stand unter Allerhöchster Kabinetts-Ordre von Kaiser Wilhelm II, am 4. November 1905 zu Berlin unterschrieben. Der 6. Punkt dieser Ordre lautete: *Die Befehle für den Kriegsfall werden dem Kommandanten durch den Chef des Admiralstabes der Marine zugeben.* Das war wohlgermerkt 1905! Obwohl S.M.S. *Planet* nominell ein Kriegsschiff war, war es für den Kriegsfall jedoch nicht gerüstet. Es wurde von der Besatzung nach Kriegseintritt am 7. Ok-

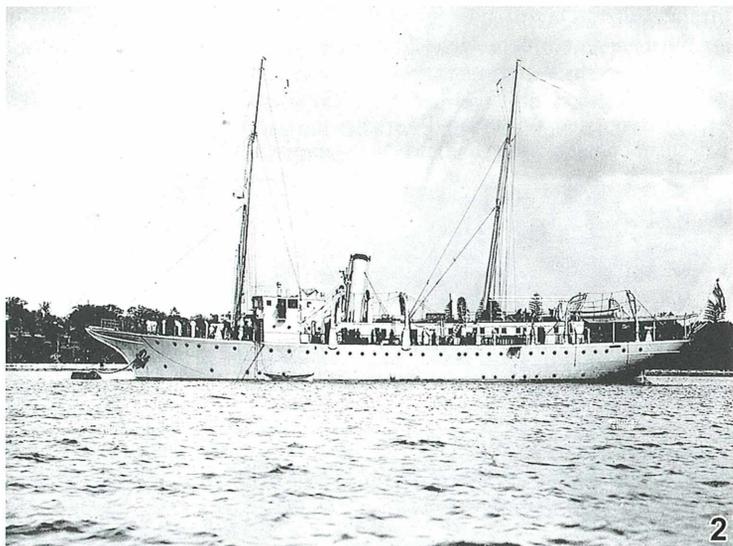
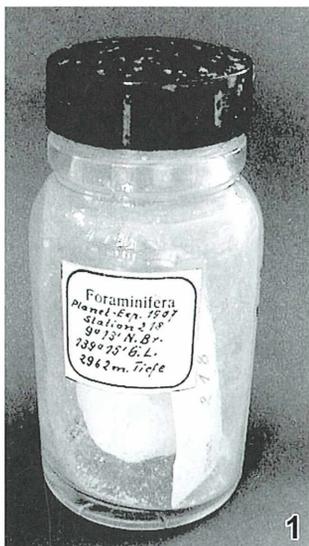


Abb. 1: Das Etikett der Probenflasche entspricht dem innen liegenden Fundort-Zettel und ist offenbar neueren Datums. – Abb. 2: S.M.S. *Planet* im Hafen von Sydney, Australien (mit freundlicher Genehmigung der Sächsischen Landesbibliothek-, Staats- und Universitätsbibliothek/Deutsche Fotothek, Dresden).

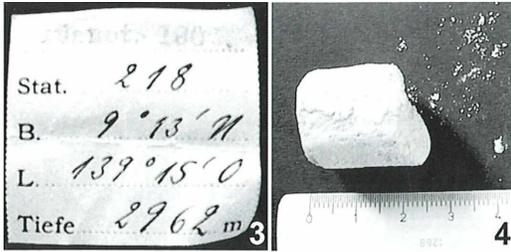


Abb. 3: Der Original-Fundort-Zettel der Station 218 mit geografischer Ortsbestimmung und Wassertiefe. Ganz oben sind noch schwach der Name Planet und eine Zahl zu erkennen (Gummistempel?). – Abb. 4: Die kleine weißliche Sedimentprobe von 2 cm ist vermutlich nur ein Teil einer größeren Probe.

tober 1914 vor der Insel Yap versenkt, das Wrack später von den Japanern gehoben und abgewrackt.

Interessant ist die mehrseitige, detaillierte Auflistung wissenschaftlicher Ausrüstungsgegenstände, unter anderem 1.500 Objektträger. Aber auch zwei Kraftwagen waren damals schon an Bord. Während der gesamten Reise 1906/07 von Kiel durch den Atlantik um das Kap der Guten Hoffnung bis in den Indischen und Stillen Ozean wurden 364 Lotungen durchgeführt. Davon wurden auf 328 Stationen Proben gewonnen, viele davon im Schutzgebiet Deutsch-Neuguinea, zu dem auch der Bismarckarchipel und weite Teile Mikronesien gehörten. Die tiefste Probe wurde dabei im

Philippinengraben vor Mindanao in 8.500 m Tiefe gehoben. Dabei kamen Bachmann-Schlammröhren mit 1,5 cm oder 2 cm Durchmesser und Längen von 30 cm, 50 cm und 100 cm zum Einsatz, zusammen mit Sinkgewichten von 15 kg und 25 kg. Daneben wurden auch Drachenaufstiege bis in mehrere tausend Meter Höhe für meteorologische Messungen durchgeführt.

Station 218 und Aufbereitung dieser Probe

Der Fundort-Zettel der mir vorliegenden Probe enthält die genaue geographische Bestimmung und die Wassertiefe des Entnahmeorts (Abb. 3). Die Station 218 lag etwas westlich der Insel Yap und südlich des Ulithi-Atolls der damaligen deutschen West-Karolinen, Teil der heutigen Föderierten Staaten von Mikronesien. Die leicht zerfallende Probe (Abb. 4) wurde lediglich in Wasser aufgeköcht und über einem Sieb von 55 μm Maschenweite geschlämmt.

Resultat

Nach dem Trocknen waren unter dem Binokular große Mengen von zumeist zerbrochenen Foraminiferen-Schalen zu erkennen (Abb. 5). Es handelt sich um Globigerinenschlamm, der immerhin etwa 37% des Bodens aller Weltmeere bedecken soll. Mit leicht angefeuchtetem, sehr dünnem Pinsel lassen sich die intakten Schalen leicht herauslesen (Abb. 6) und

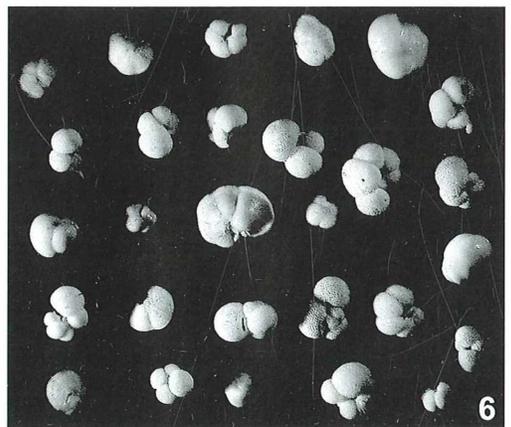
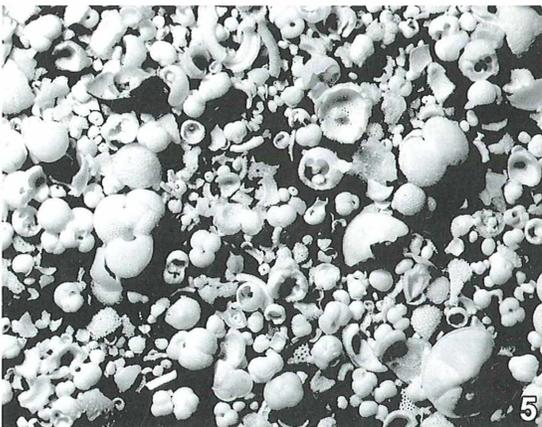


Abb. 5: Übersichtsaufnahme der geschlämmten Probe. Objektiv 2,5 \times . – Abb. 6: Ausgelesene Plankton-Foraminiferen des Globigerina- und Globorotalia-Formenbereiches. Objektiv 6,3 \times .

dann weiter verarbeiten, wie beispielsweise von Göke (1963) oder Vangerow (1981) beschrieben.

Literaturhinweise

Göke, G.: Methoden der Mikropaläontologie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1996.
Reichs-Marine-Amt (Hrsg.): Forschungsreise S.M.S. „Planet“ 1906/07, 5 Bände. Verlag von Karl Siegmund, Berlin 1909.

Vangerow, E.-F.: Mikropaläontologie für jedermann – Bestimmung und Bearbeitung von Kleinfossilien. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1981.

Internetseiten

www.springerlink.com/content/x672327152151m44/
www.tsingtau.info/index.html?schiffe/planet.htm
www.deutsche-schutzgebiete.de/default.htm

Verfasser: Joachim Hormann, Arndtstr. 34, 70197 Stuttgart, E-Mail: johormann@t-online.de

Nachricht

Mikroskopie-Wochenende der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft vom 16.–18. 11. 2007

Zu einer zoologisch-botanischen Kompaktveranstaltung hatte die Berliner Mikroskopische Gesellschaft ihre Mitglieder im November 2007 eingeladen. Als Referenten begrüßte Professor Klaus Hausmann – nicht zum ersten Mal – Robin Wacker, Güntersleben, zum Thema „Polychromatische Färbung von Pflanzenschnitten“ sowie Dr. Erich Lüthje, Kiel, mit einem Vortrag und praktischen Übungen über das Thema „Kompostierung“

Die Umwandlung tierischer und pflanzlicher Bestandsabfälle in Leben spendende Pflanzennähr-

stoffe macht einen Komposthaufen fast zum biologischen Mysterium. Erich Lüthje stellte am 16. 11. den im Erdreich tatkräftig mitwirkenden „kleinen weißen Bruder des Regenwurms“ näher vor: Enchyträen, welche der Leser bereits aus dem MIKROKOSMOS (85, 55–58, 1996) kennt. Diesmal konnten die Berliner die nützlichen Komposttiere selber aus einer Materialprobe herausammeln und untersuchen. Der Referent hatte außerdem mehrere Vitalfärbungen angesetzt und lebende Würmer mit neutralroten beziehungsweise methylenblauen Schleimdrüsen, eosinfarbenem Adersystem und bismarckbraunem Innenleben (insbesondere Samenblasen) zur näheren Betrachtung bereitgestellt. Die Vitalfärbung mit Methylenblau gelang auch den Teilnehmern auf Anhieb.

Der Sonnabend und Sonntag (17./18. 11.) waren wie in den Vorjahren den farbenprächtigen Präparaten Robin Wackers gewidmet. Mitmachen beziehungs-



Abb. 1: Arbeit an Streckbad und Wärmeplatte.



Abb. 2: Die Mikroskopiker hören gebannt den Erläuterungen von Robin Wacker zu (Fotos: Günther Zahrt, Berlin).

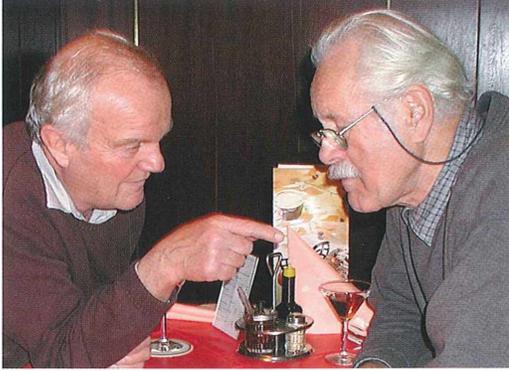


Abb. 3: Erich Lüthje und Robin Wacker bei der Diskussion um asiatische Geflügelrasen.

weise selber machen hieß die Parole. So waren etliche Teilnehmer mit schwerem Gerät angerückt (zum Teil auf Sackkarre!) und installierten Mikrotom, thermoregulierte Streckwanne und Heizplatte zum Trocknen, um eigene Paraffinschnitte herstellen und färben zu können (Abb. 1). Robin Wacker hielt überdies färbefertiges Material bereit.

Als bald drängte sich die emsige Schar der Adepten um eine Serie von Küvetten, mit jener magischen Tricolore Acridinrot-Acridinrot-Acridinrot in die histologische Färbelösung (Abb. 2). Hatten die Präparate den als Fließ(papier)-diagramm ausgewiesenen Instanzen-

weg vom Wärmeschrank zur Wärmeplatte durchlaufen, konnte das Ergebnis mikroskopisch begutachtet werden. Man muss ein solches Produkt – etwa den Schnitt durch eine junge Weinbeere – selber im Mikroskop gesehen habe, um zu ermessen, in welch farbenreiches Feuerwerk das Verfahren „W-3A“ die unterschiedlichen Pflanzengewebe verzaubern kann.

Der aus der Provinz angereiste Unterzeichnete beschränkte sich auf die Rolle des Bewunderers und „Abstaubers“. Ein reichliches Vierteljahrhundert hat er für den gymnasialen Broterwerb zuhause an einer 0,90 × 1,50 Meter großen Tischplatte Handschnitte angefertigt und mikroskopiert. Wollte er, so wurde ihm angesichts der virtuosen und relativ aufwändigen Technik an diesem Wochenende bewusst, jetzt daheim auch noch „W 3A“ in Szene setzen, würde seine Frau wohl die Koalitionsfrage stellen – non omnia possumus omnes! Tröstlicherweise ist immer noch eine schlichte Astrablau-Safraninfärbung für Schüler und Studenten der gegebene Einstieg in die histologische Färbelösung, als deren Vollendung man die Polychromfärbung W-3A betrachten kann.

Dennoch hatte Robin Wacker auch für den provinziellen Zaungast beim Mittagessen im China-restaurant einen wertvollen Hinweis parat (Abb. 3): *Hier isst man Shanghai-Ente!* Und tatsächlich – wieder einmal hatte der Kenner gesprochen!

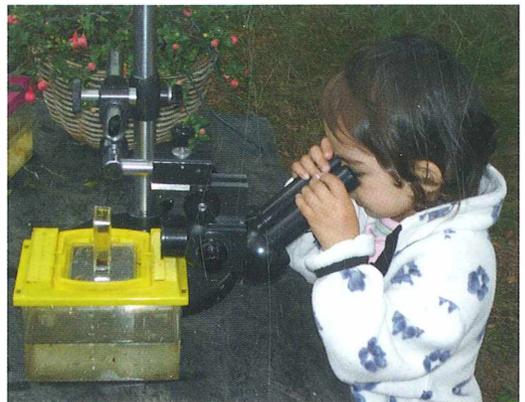
Erich Lüthje, Kiel

Mikro-Cartoon

Jugend forscht!

Jeder hat schon einmal von diesem Wettbewerb gehört. Dass dieser bereits im Kindergartenalter beginnt, belegt Klein-Lilo, dreieinhalbjährige Enkeltochter unseres Autors Dr. Gerhard Teichert, Berlin, indem sie intensiv das muntere Hopsen der Wasserflöhe in einer Küvette beobachtet.

Wie sagt man doch so schön? Früh krümmt sich, was ein Haken werden willen. In Anlehnung daran könnte man hier sagen: Früh übt sich im Fokussieren, wer ein guter Mikroskopiker werden will.



Faszination 3D-Stereomikrofotografie von fossilen und rezenten Weichtiergehäusen

Robert Sturm

In den Naturwissenschaften besteht häufig der Wunsch, räumliche Information eines Objektes in die bildliche Darstellung mit einfließen zu lassen. Die Stereografie, deren Ursprünge in die Mitte des 19. Jahrhunderts zurückdatieren, leistet für dieses Problem in nahezu idealer Weise Abhilfe und erfuhr deshalb in den vergangenen Jahren eine Renaissance in einzelnen biologischen und erdwissenschaftlichen Disziplinen. Gerade im Zeitalter des digitalen Fotos erfordert diese Technik ein Minimum an zusätzlichem Zeit- und Kostenaufwand und gilt demzufolge auch für den Hobbyfotografen als interessantes Betätigungsfeld. In diesem Beitrag sollen die Vorzüge der Stereofotografie kleiner Objekte vorgestellt werden, wobei Gehäuse fossiler und rezenter Weichtiere als Bildbeispiele zur Dokumentation gelangten.

Heutzutage ist die Fotografie aufgrund ihrer rasanten technischen Entwicklung, welche vor allem im mikroskopischen Bereich zu einer stetigen Steigerung der Bildqualität geführt hat, nicht mehr aus den Naturwissenschaften wegzudenken. In den biologischen und geologischen Disziplinen besteht seit eh und je die Notwendigkeit, wissenschaftliche Ergebnisse durch Bilder zu belegen. Mittlerweile hat die naturwissenschaftliche Fotografie – sei es nun die Freilandfotografie oder die Mikrofotografie – auch ausreichende Würdigung in einschlägigen Lehrbüchern erfahren.

Die herkömmliche Fotografie verfügt freilich über einen nicht unbedeutenden Nachteil, da sich mit ihr keine oder nur unzureichende räumliche Information über das Untersuchungsobjekt festhalten lässt. Dieses Manko wird in der Regel dadurch ausgemerzt, dass man entsprechenden Gegenstand aus mehreren Blickwinkeln fotografiert und die daraus gewonnenen Ansichten nebeneinander stellt. Bei komplexer Formgebung des Objektes führt diese Methode oftmals zu einem unbefriedigenden Resultat, so dass sich gerade hier stereografische Techniken als zusätzliche Formen der Bilddarstellung anbieten.

In der Tier- und Pflanzenfotografie findet die Stereografie bereits eine rege Anwendung, wie vor allem Publikationen in populärwissenschaftlichen Magazinen belegen (Russ und Russ, 2005; Sturm, 2005). Auch der Eingang in wissenschaftliche Journale scheint lediglich noch eine Frage der Zeit zu sein, wobei sich die kostenintensivere Darstellung von Farbinformation, welche als Basis moderner stereografi-

scher Techniken (z. B. Anaglyphen-Methode = Erhalt eines 3-dimensionalen Bildes durch übereinander projizierte, seitlich verschobene Halbbilder in Komplementärfarben) gilt, bislang als wesentliches Hindernis erwiesen hat.

Im vorliegenden Beitrag soll der stetig steigenden Popularität stereografischer Abbildungstechniken in den Naturwissenschaften mittels ausgewählter Motive aus dem Bereich der Malakologie (Weichtierkunde) Rechnung getragen werden. Dabei gelangten mit den Gehäusen von fossilen Ammoniten und rezenten Gastropoden bewusst solche Objekte zur Darstellung, bei welchen die Anwendung der Stereografie zu faszinierenden Ergebnissen führt. Als stereografische Methode wurde das aus zwei farblich getrennten Halbbildern bestehende anaglyphische Bild gewählt, dessen Betrachtung durch Anwendung einer entsprechenden Farbbrille (links rot, rechts blau) erfolgen kann.

Grundprinzip und geschichtlicher Werdegang der Stereofotografie

Die der Raumfotografie zugrunde liegende Stereoskopie stellt ein Verfahren zur Raumgebung dar, bei welchem räumliche Information mit Hilfe zweier stereoskopischer Halbbilder, die über geringfügige Unterschiede in der Bildperspektive verfügen (Deviation), wahrgenommen werden kann. Nach dem klassischen Verfahren werden die gewonnenen Bilder nebeneinander angeordnet und durch eine Spezialbrille (Stereobrille) betrachtet, bei der mittels Speziallinsen der Blick jedes Auges auf das jeweils schräg

gegenüberliegende Einzelbild fokussiert wird. Mit etwas Übung beim Überkreuzen der Sehachsen der Augen (Schiel- oder Kreuzblick) lässt sich jedoch auch auf ein entsprechendes Hilfsmittel verzichten. Gemäß modernerer Verfahren werden die erzeugten Halbbilder übereinander gelegt, wobei zur Erhaltung des stereoskopischen Grundprinzips darauf zu achten ist, dass jedes Bild nur für jenes Auge des Betrachters sichtbar ist, für welches es bestimmt ist. Dem leistet man unter anderem durch Einfärbung der Bilder in Rot und Grün und nachfolgende Betrachtung mit einer anaglyphischen Brille Abhilfe. Alternativ dazu kann man sich auch die unterschiedliche Polarisation des Lichtes für den stereografischen Effekt zunutze machen und zur Betrachtung eine Brille mit Polarisationsfiltern heranziehen.

Die hinter der Herstellung von stereografischen Bildern stehende Faszination entstand etwa zeitgleich mit der Erfindung der Fotografie selbst. Die erste Zweiobjektivkamera zur Erstellung stereoskopischer Halbbilder und das dazugehörige Stereoskop zur Bildbetrachtung datieren in das Jahr 1849. Von diesem Zeitpunkt an nahm die Stereografie einen rasanten Aufschwung, wobei vor allem London als Zentrum dieses räumlichen Abbildungsverfahrens galt, und von dort ausgehend Punkte in aller Welt bereist und fotografisch festgehalten wurden. In der zweiten Hälfte des 20. Jahrhunderts begann die Entwicklung oben genannter Innovationen in der Stereografie, als deren vorläufiger technischer Höhepunkt die Anwendung der Lichtpolarisation zu betrachten ist. Eine ausführliche historische Aufarbeitung des Verfahrens mit zahlreichen Bildbeispielen kann im British Museum in London bestaunt werden. In Zukunft wird sich die Stereografie vermehrt den bewegten Bildern widmen, da das 3D-Kino trotz jener nicht gerade berauschenden Ergebnisse in den frühen 1980er Jahren nach wie vor eine erstrebenswerte Zukunftsvision darstellt.

Methodik – Anfertigung von Stereogrammen kleiner Objekte

Im Zeitalter der digitalen Fotografie mit sofortiger Bearbeitung der Aufnahmen am Computer ist die Herstellung von Raumbildern denkbar einfach und zudem nur durch einen geringfügig höheren Zeit- und Kostenaufwand gekennzeichnet. Je nach Größe der Objekte ist für die Aufnahmen entweder eine herkömmliche

Kamera mit Makromodus oder ein Auflichtmikroskop mit fotografischem Aufsatz zu verwenden. Im ersten Fall wird zur Erzeugung der stereoskopischen Halbbilder die Kameraposition geringfügig verändert, wobei der Abstand der Aufnahmepositionen idealerweise dem mittleren Augenabstand von 65 mm entspricht. Im zweiten Fall hingegen erfolgt eine leichte Drehung des Objektes relativ zur optischen Achse der Kamera (Abb. 1) unter Befolgung ähnlicher Regeln für die Parallaxe (Abweichung der Richtung). Zur Erzeugung eines räumlichen Effektes werden die Teilbilder mit Hilfe spezieller, aus dem Internet frei erhältlicher Software oder – im Falle einer professionelleren Bearbeitung – mit dem Grafikprogramm Adobe Photoshop© entsprechend monochrom verfärbt und übereinander gelegt. Eine detaillierte Beschreibung dieses nicht ganz unkomplizierten Arbeitsvorganges kann bei Russ und Russ (2005) nachgelesen werden. Die auf diese Weise erzeugte Anaglyphe lässt sich nun mit einer Spezialbrille, welche diesem Heft beiliegt, betrachten. Als essentielle Forderungen für ein brauchbares Raumbild gelten die Anordnung der Halbbilder in einer Ebene, die parallele Orientierung der aneinander grenzenden Bildkanten sowie die Einhaltung einer konstanten Bildhöhe. In besonderer Weise hängt die Qualität des Stereogramms jedoch von der erzielten Tiefenschärfe ab, das heißt, je größer

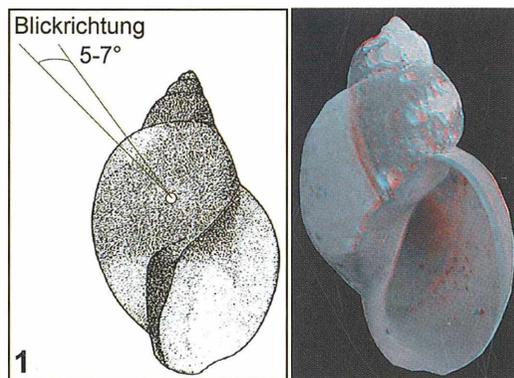


Abb. 1: Schema zur Verdeutlichung des Grundprinzips der Stereofotografie. Demnach wird ein Objekt aus zwei verschiedenen Perspektiven, welche einen Winkel von 5° bis 7° einschließen, aufgenommen. Nach Überlagerung der farblich differenzierten stereologischen Halbbilder erhält man ein Stereogramm, dessen Betrachtung im vorliegenden Fall mit einer anaglyphischen Stereobrille erfolgt (■ ■).

die Tiefenschärfe der Aufnahmen ist, desto ausgeprägter tritt der räumliche Effekt hervor.

Für die vorliegende Studie wurden die Ammonitengehäuse und größeren Schneckenschalen mit einer Nikon Digitalkamera fotografiert, während für die kleineren Schneckengehäuse ein Wild-Mikroskop mit digitaler Fotografieeinrichtung zum Einsatz gelangte.

Beispiele aus der Biologie – Stereografische Darstellung fossiler und rezenter Weichtierschalen

Die im Rahmen dieser Arbeit vorgestellten Raumbilder sind in den Tafeln der Abbildungen 2, 3 und 5 zusammengefasst. Zu Beginn stehen dabei ausgewählte Gehäuse fossiler Ammoniten, welche in ihrer Gesamtheit aus den nördlichen Kalkalpen stammen. Die versteinerten

Schalen besitzen einen Durchmesser zwischen 1,5 und 5 cm (Abb. 2 und 3) und zeigen zudem ein unterschiedlich starkes Relief mit der Ausbildung regelrechter Grate, Knoten und Einkerbungen. Neben diesen Merkmalen sind die Größe, Gehäuseform und insbesondere die Form der so genannten Lobenlinien (lappenförmige Linien), welche sich bei dem einen oder anderen abgebildeten Exemplar sehr deutlich erkennen lassen (Abb. 2d–f, Abb. 4), von besonderer Bedeutung für die Identifizierung der Art. Einige Beispiele sind zu diesem Zweck auch nochmals in Abbildung 4 zusammengefasst.

Das dreidimensionale Bild hilft im konkreten Falle bei der Betonung der gehäusespezifischen Merkmale, gibt jedoch in erster Linie einen sehr guten Eindruck über die Tiefe der Objekte, wie sie im Normalbild nur anhand des Schattenschattens erahnt werden kann. Dieser räum-

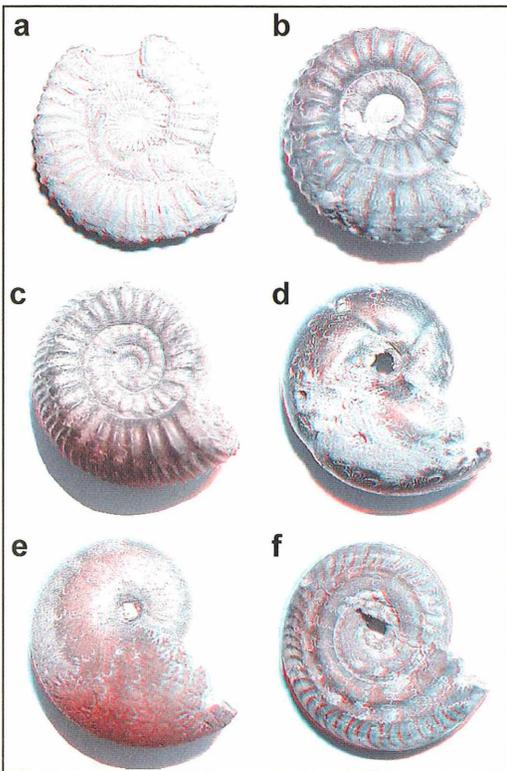


Abb. 2: Ausgewählte fossile Ammonitengehäuse in stereografischer Darstellung. a *Amaltheus* sp. (Dicke D: 3,5 cm), b *Catacoeloceras* sp. (D: 1,5 cm), c *Dactylioceras* sp. (D: 2 cm), d *Joannites* sp. (D: 1,5 cm), e *Staufenia* sp. (D: 2,5 cm), f *Hildoceras* sp. (D: 3,5 cm) ().

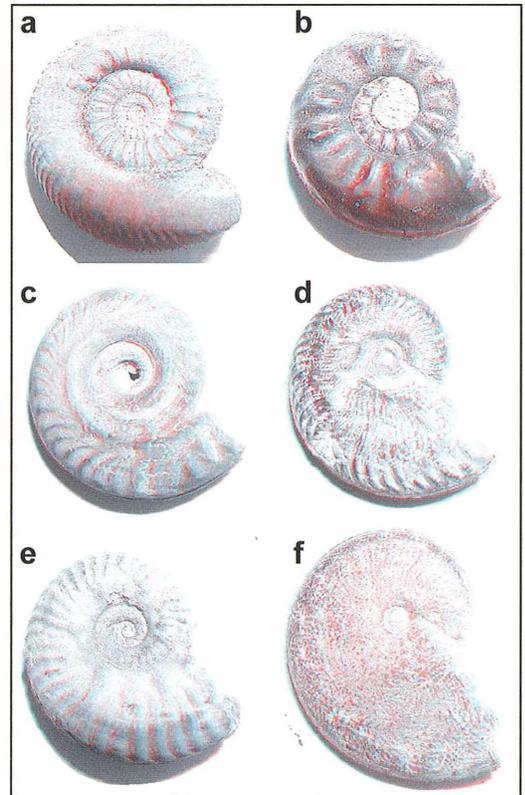


Abb. 3: Weitere fossile Ammonitengehäuse in stereografischer Darstellung. a *Crossouvria* sp. (Dicke D: 1,4 cm), b *Oppelia* sp. (D: 1 cm), c *Hildoceras* sp. (D: 3 cm), d *Harpoceras* sp. (D: 3 cm), e *Pseudothurmannia* sp. (D: 2,3 cm), f *Grammoceras* sp. (D: 3 cm) ().

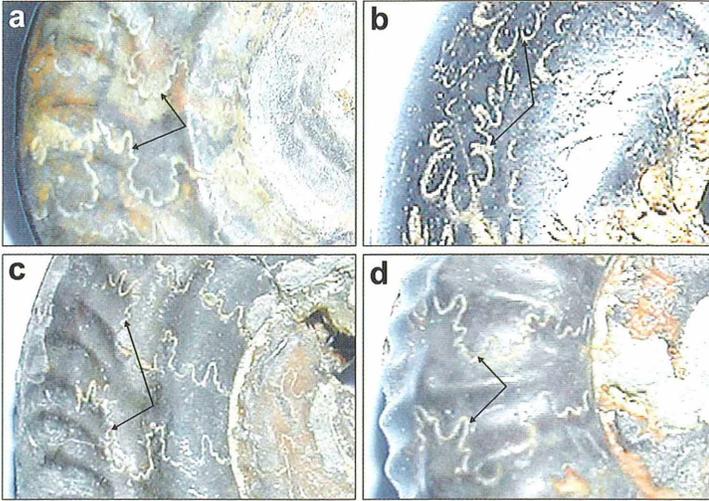


Abb. 4: Lobenlinien von ausgewählten Kleinammoniten, deren Form der näheren Artbestimmung dient. **a** *Hildoceras* sp., **b** *Joannites* sp., **c** *Hildoceras* sp., **d** *Catacoeloceras* sp. Pfeile weisen auf die Lobenlinien (horizontale Bildkante: 5 mm).

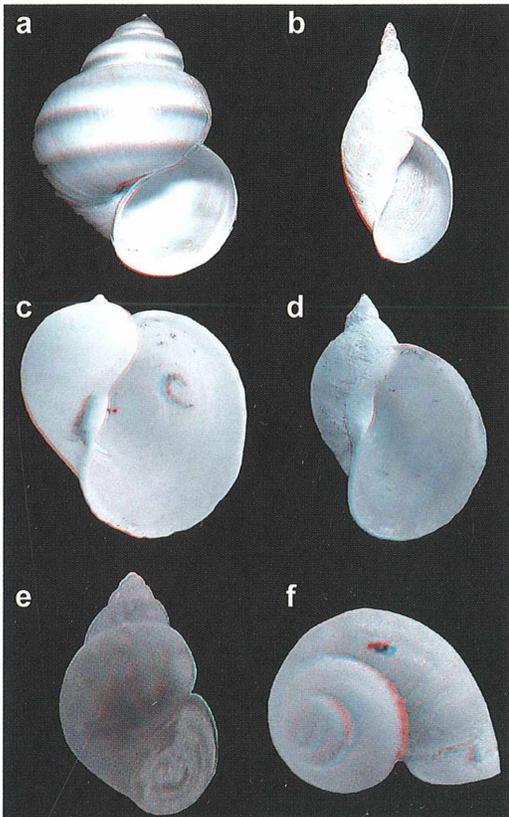


Abb. 5: Gehäuse ausgewählter rezenter Süßwassermollusken in stereografischer Darstellung. **a** *Viviparus contectus* (Höhe H: 5 cm), **b** *Lymnaea stagnalis* (H: 5,5 cm), **c** *Radix ampla* (H: 2,5 cm), **d** *Radix balthica* (H: 1,8 cm), **e** *Bithynia tentaculata* (H: 0,6 cm), **f** *Valvata piscinalis piscinalis* (H: 0,4 cm) ().

liche Eindruck wird durch das regelrechte Heraustreten der letzten Windung beziehungsweise der Mündung aus der Bildebene noch zusätzlich verstärkt.

In Abbildung 5 kommen schließlich noch die Gehäuse ausgewählter rezenter Gastropoden zur stereografischen Darstellung. Gezeigt werden die Schalen heimischer Süßwasserschnecken, welche im Zuge vergangener Forschungsaktivitäten aufgesammelt und archiviert wurden. Für die Artbestimmung der Weichtiere sind unter anderem die Gehäuseform, -größe, -windung und Öffnungsform von besonderer Bedeutung. Darüber hinaus spielen zusätzlich Farben und Farbmuster eine wichtige Rolle. Die Stereofotografie erzeugt auch hier teilweise imposante räumliche Effekte und stellt vor allem bei Gehäusen mit starker Wölbung einen zusätzlichen Reiz dar, da sich deren räumliche Eigenschaften in besonderer Weise abbilden lassen (Abb. 5a). Die Farbinformation bleibt bei den Anaglyphenbildern allerdings auf der Strecke, da sich bei der Zusammenfügung Grauwerte ergeben.

Literaturhinweise

- Russ, J. C., Russ, J. C.: Assembling stereo anaglyph images with Photoshop. *Mod. Microsc. J.* 6, www.modernmicroscopy.com (2005).
 Sturm, R.: Fossile shells of marine gastropods and bivalves from the Paratethys. *Micscape*, October 2005, www.microscopy-uk.org.uk (2005).

Verfasser: Mag. mult. Dr. Robert Sturm, Brunnleitengeweg 41, A-5061 Elsbethen, Österreich

Von welchem Baum stammt das Holz?

Teil 2: Laubbäume

Siegfried Hoc

Das Holz der bedecktsamigen Pflanzen (Angiospermae), also der Laubbäume, ist histologisch differenzierter aufgebaut als das der nacktsamigen Nadelhölzer (Gymnospermae). Die Laubgehölze haben strukturell und funktionell spezialisierte Gewebe entwickelt. Dennoch sind Laubbäume anhand von Holzproben mikroskopisch gut zu bestimmen.

Das Wasserleitungssystem der Laubbäume besteht nicht mehr nur aus Tracheiden wie das der Nadelbäume, sondern überwiegend aus Tracheen. Tracheen bestehen im Gegensatz zu den Tracheiden nicht aus toten Zellen, sondern sind Zellstränge mit reich getüpfelten, verholzten Wänden. Dabei sind verschiedene Organisationsstufen erreicht worden. Im Stammquerschnitt zeigen sich die Tracheen als Poren. Sind die Frühholzporen in einem oder mehreren Kreisen angeordnet, so spricht man von einem ringporigen Holz. Bei zerstreutporigen Laubhölzern fehlt die Frühholzporzone.

Eine Besonderheit vieler Laubhölzer sind Holzfasern oder Libriform-Fasern, die in der höchsten Organisationsstufe die Tracheen ersetzen. Sie dienen als Festigungselemente. Der Transpirationsstrom der Laubbäume mit drei bis sechs Metern in der Stunde erfordert einen größeren Gefäßdurchmesser. Die mikroporen Laubhölzer haben einen Gefäßdurchmesser von bis zu 100 µm, die makroporen Arten wie die Eiche, einen Gefäßdurchmesser von 100 bis 400 µm (Abb. 1).

Beispiele für ringporige Laubhölzer

Das Holz der Eiche (*Quercus spec.*) zeigt bis 160 µm weite Frühjahrstracheen, die Spätholztracheen sind dagegen englumig. Die Holzfasern sind septiert. Die Markstrahlen können einreihig, aber auch bis 20 Zellen breit sein (Abb. 2 und 3).

Das Holz der Esche (*Fraxinus excelsior*) zeigt im Frühholz bis zu 300 µm weite Tracheen, die in mehreren Reihen angeordnet sind. Die dickwandigen Tracheen des Spätholzes sind dagegen nur rund 50 µm weit. Die Markstrahlen liegen häufig dreireihig vor (Abb. 4).

Beispiele für zerstreutporige Laubhölzer

Das Holz der Pappel (*Populus spec.*) weist feine, einschichtige Markstrahlen und die durch dichteres Fasergewebe hervorgerufenen Jahresringe auf (Abb. 5). Das Holz der Birke (*Betula spec.*) zeigt enge Tracheen, die einzeln

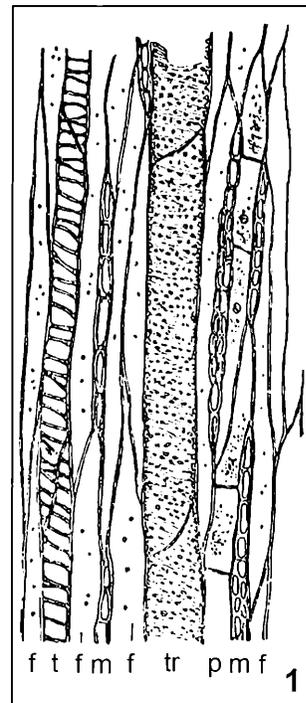


Abb. 1: Tangentialer Längsschnitt durch ein Laubbaumholz. f Holzfasern, m Markstrahlen, t englumige Tracheiden im Spätholz, tr weite Tüpfeltracheen im Frühholz, p Holzparenchym (aus Strasburger, 1971).

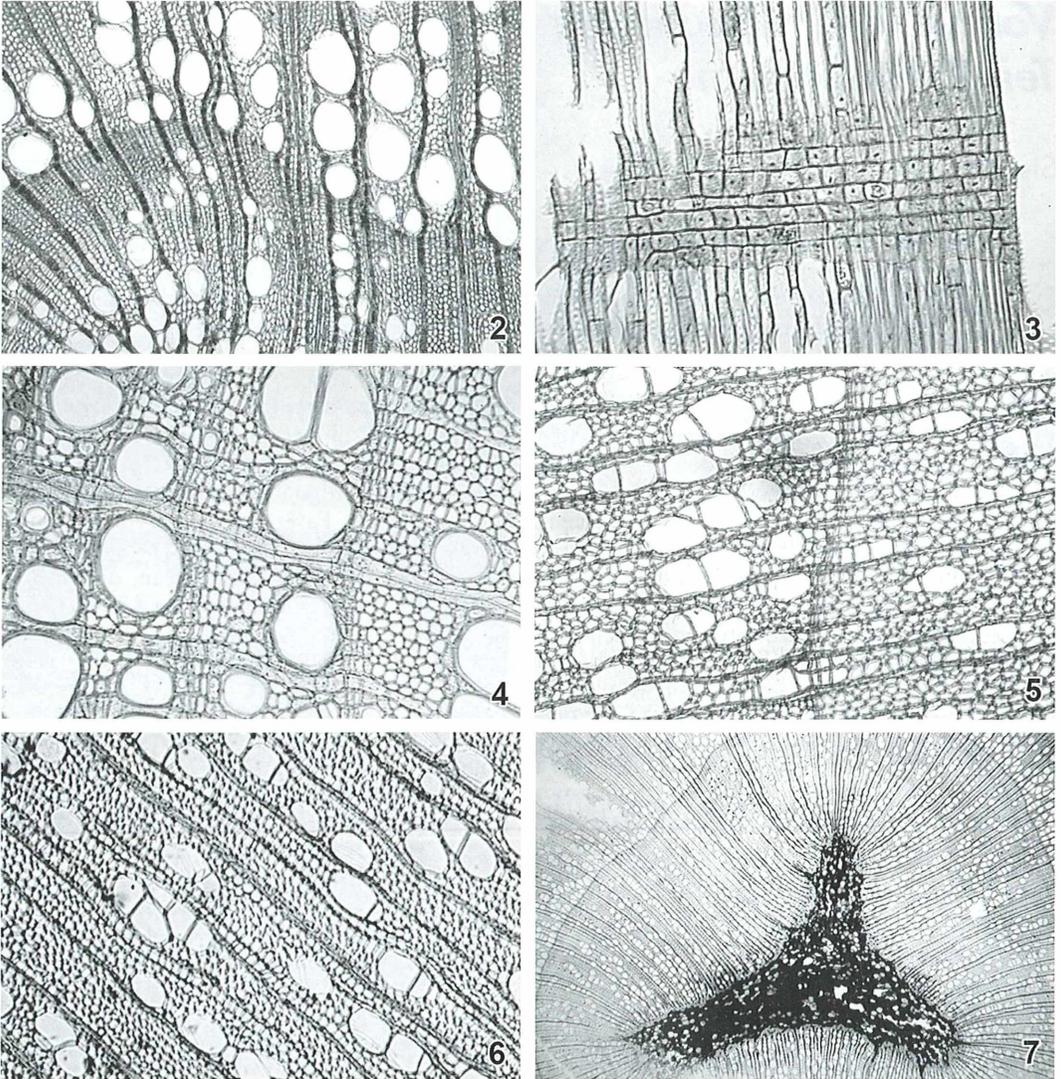


Abb. 2-7: Handschnitte von Laubholz gefärbt nach Etzold. – Abb. 2 und 3: Eiche. – Abb. 4: Esche. – Abb. 5: Pappel – Abb. 6: Birke. – Abb. 7: Schwarzerle.

oder in Gruppen stehen. Sie lassen leiterförmige Durchbrechungen erkennen. Der deutliche Jahresringabschluss wird von drei bis vier Reihen Späthholzfasern mit dicken Wänden gebildet. Die bis zu vierreihigen Markstrahlen enthalten auffallend dickwandige kleine Zellen (Abb. 6).

Im Holz der Schwarzerle (*Alnus glutinosa*) erweitern sich die Markstrahlen trichterartig in der Rinde, und der Markraum im Zentrum

(z.B. eines Zweiges) hat einen dreieckigen Querschnitt (Abb. 7).

Das Holz der Linde (*Tilia spec.*) weist enge Tracheen auf, die oft in unregelmäßigen Nestern angeordnet sind. Sie sind mit spiraligen Verdickungen ausgestattet. Die Jahresringe sind deutlich ausgebildet (Abb. 8 und 9).

Für den Bergahorn (*Acer pseudoplatanus*) sind Holzfasern und Tracheen typisch, die mit Parenchymzellen ausgestattet sind (Abb. 10).

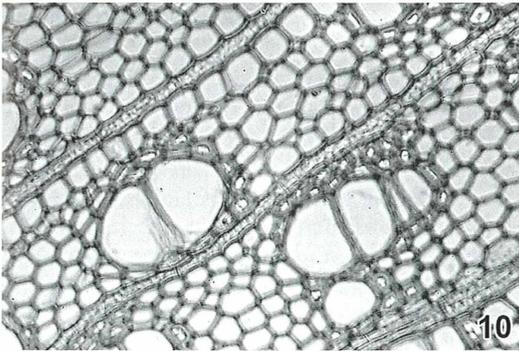
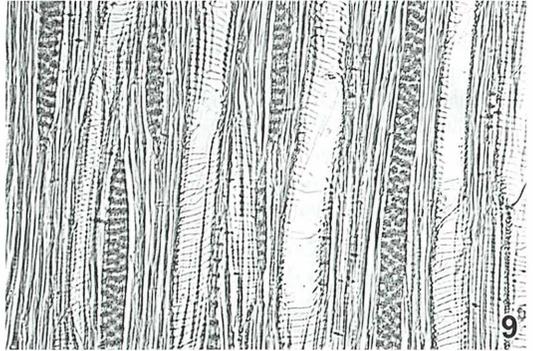
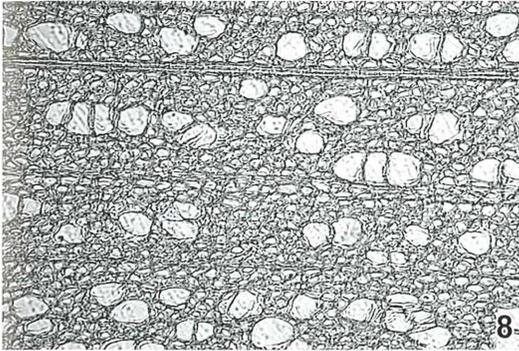


Abb. 8–10: Handschnitte von Laubholz gefärbt nach Etzold. – Abb. 8 und 9: Linde. – Abb. 10: Bergahorn.

Präparatives Vorgehen

Um alle anatomischen Details eines Holzes mikroskopisch erfassen zu können, sind drei Schnittrichtungen notwendig: quer, radial und tangential. Um eine Holzprobe zu bestimmen, genügen in den meisten Fällen Handschnitte, die von bleistiftdicken Stücken mit einem stabilen Rasiermesser angefertigt werden. Nach einiger Übung ist zumindest der auskeilende Teil des Schnittes dünn genug, um anatomische Merkmale gut zu erkennen.

Ganz frisches, noch saftiges Holz ist in der Regel gut zu schneiden. Ist das Holz schon älter, was für die meisten Holzproben zutreffen wird, so muss es vor dem Schneiden aufgeweicht werden. Bewährt hat sich ein Gemisch von gleichen Teilen destilliertem Wasser, Glycerin und Brennspiritus, in dem die Proben gut eine Stunde gekocht werden. Neben dieser von E. Strasburger, dem Altmeister der Botanik, eingeführten Methode sind eine Reihe anderer Verfahren erfolgreich erprobt worden, so die Wasserstoffperoxid-Methode nach J. Kisser: Die Holzstücke werden aus Wasser in schwach alkalisches, 5%iges H_2O_2 gelegt und darin für 24 Stunden bei 70 °C belassen. Eine gute Methode ist auch

die von L. F. Burkart mit Triäthylenglykol: Die Holzstücke von etwa 1 cm Kantenlänge werden zuerst in Wasser gelegt und darin belassen, bis sie untersinken. Beschleunigt wird dieser Vorgang durch abwechselnde Bäder aus siedendem und kaltem Wasser. Das mit Salzsäure (wenige Tropfen auf 100 ml) angesäuerte Triäthylenglykol wird in einem Becherglas auf 120–130 °C erhitzt, die Holzprobe eingebracht und sie darin etwa 30 Minuten bei der hohen Temperatur belassen. Danach können die Hölzer geschnitten oder in Präparatgläsern aufbewahrt werden.

Um die einzelnen Gewebestrukturen besser differenzieren und zuordnen zu können, sollten die Schnitte gefärbt werden. Zahlreiche Ein- und Mehrfachfärbungen sind publiziert worden. Eine schöne, einfache und sehr gut haltbare Färbung ist die mit Alizarinviridin-Safranin. Sie und andere erprobte Holzfärbungen wurden im MIKROKOSMOS von Gerhard Göke (2000) beschrieben.

Eine sehr gut geeignete und vor allem einfache und schnelle Holzfärbung gelingt mit der Farbstofflösung nach Etzold. Mit ihr wurden alle in dieser Übersicht abgebildeten Holzschnitte gefärbt. Die Färbung dauert maximal 5 Minuten. Unverholzte Zellwände färben sich blau, ver-

holzte rosa bis rot, Zellkerne rot. Das sehr haltbare Farbstoffgemisch besteht aus 10 mg basischem Fuchsin, 40 mg Safranin und 150 mg Astrablau auf 100 ml. Zuerst wird das Fuchsin in 50 ml kochendem Wasser gelöst. Die beiden anderen Farbstoffe werden in 50 ml kaltem Wasser gelöst. Nun werden beide Farblösungen gemischt und schließlich werden 3 ml Eisessig zugefügt.

Literaturhinweise

- Beckmann, H.: Ein reizvolles Hobby: Die Holzsammlung. Mikrokosmos 53, 197–203 (1964).
- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum I und II. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1987.
- Esau, K.: Pflanzenanatomie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1969.
- Gerlach, D.: Schnitte durch sehr harte Hölzer. Mikrokosmos 89, 359–363 (2000).
- Göke, G.: Die Verarbeitung von Holzproben zu Mikropräparaten. Mikrokosmos 89, 309–314 (2000).
- Hagemann, F., Hurdelbrink, L., Frey, W., Haller, B.: Programmierte Studienhilfe Botanik zu Strasburger-Lehrbuch der Botanik, 30. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.
- Jung, J., Bukatsch, F.: Einheimische Hölzer: Mikroskopische Untersuchung. 1. Nadelhölzer: Douglasie, Fichte und Tanne: Mikrokosmos 66, 69–72 (1977).
- Jung, J., Bukatsch, F.: Einheimische Hölzer: Mikroskopische Untersuchung: 2. Nadelhölzer: Lärche und Kiefer. Mikrokosmos 66, 97–98 (1977).
- Jung, J., Bukatsch, F.: Einheimische Hölzer: Mikroskopische Untersuchung: 3. Ringporige Laubhölzer: Eiche, Esche, Ulme. Mikrokosmos 66, 129–132 (1977).
- Jung, J., Bukatsch, F.: Einheimische Hölzer: Mikroskopische Untersuchung: 4. Zerstreutporige Laubhölzer: Rotbuche, Pappel, Birke und Linde. Mikrokosmos 66, 169–172 (1977).
- Nultsch, W.: Allgemeine Botanik. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1968.
- Rupp, P.: Das Holz der Rotbuche *Fagus sylvatica* und des Silberahorns *Acer saccharinum* im Mikrofoto. Mikrokosmos 74, 4–16 (1985).
- Rupp, P.: Das Holz der Stieleiche *Quercus robur* und der Gemeinen Robinie *Robinia pseudoacacia* im Mikrofoto. Mikrokosmos 74, 302–312 (1985).
- Schweinsgruber, F. H.: Anatomie europäischer Hölzer. Verlag Paul Haupt, Bern 1990.
- Strasburger, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.
- Wagenführer, R.: Anatomie des Holzes. VEB Fachbuch-Verlag, Leipzig 1983.
- Verfasser:* Dipl.-Biol. Siegfried Hoc, Mikrobiologische Vereinigung München e.V., Donaustraße 1a, 82140 Olching.

Die Mikrofotografien fertigte Josef Häckl, Bruckerstraße 16A, 82275 Emmering, an.

Kurze Mitteilung

Bewegung der Mikrotubuli

Mikrotubuli sind Teile des Zytoskeletts der Zellen, das außerdem noch Mikrofilamente umfasst, die aus Aktinketten und Intermediären Filamenten bestehen. Das Zytoskelett ist verantwortlich für die Form der Zelle, seine Stabilität, sorgt aber auch für die Bewegungserscheinungen innerhalb der Zelle. Dabei spielen Transportproteine eine Rolle. Die Bündelung der Mikrotubuli ist ein wichtiger Schritt in der Interphase und in den mitotischen Zellen. Es kommt dabei zu einem lateralen Kontakt zwischen den Mikrotubuli. Auch bilden die Mikrotubuli Netzwerke, die bei verschiedenen Strukturen, wie Spindelbildung, Entwicklung von Muskelzellen, Cilien und Epithelzellen, sowie für die Regulation der Polarität und den gerichteten Transport innerhalb der Zelle entscheidend sind. Bei der Bildung dieser Netzwerke spielen zwei verschiedene Eiweiße eine Rolle: Das eine, klp2p (auch Kinesin-14 ge-

nannt), ist ein Motor-Protein. Das andere, ase1p, sorgt für die Querverbindungen, die antiparallel zur Richtung der Mikrotubuli verlaufen. Im Zusammenwirken dieser beiden Proteine werden die Mikrotubuli aneinander vorbei geschoben und helfen bei der Organisation des Netzwerkes. Diese Transporteiweiße sind für die Verschiebung von Organellen innerhalb der Zelle bei der Teilung der Hefezellen und auch für die Bildung stabiler bipolarer Stränge verantwortlich.

Literaturhinweis

- Janson, M. E., Loughin, R., Loidice, I., Fu, C., Brunner, D., Nédélec, F. J., Tran, P. T.: Crosslinkers and motors organize dynamic microtubules to form stable bipolar arrays in fission yeast. *Cell* 128, 357–368 (2007).

H. F. Linskens, Nijmegen

Eine Alge mit Kappe – Beobachtungen an der Grünalge *Oedogonium*

Gunnar Jeserich

Die Grünalge *Oedogonium* gehört zu den eigentümlichsten Vertretern dieser Algengruppe. Sie bildet unverzweigte Fäden, die häufig an einem Substrat festgewachsen sind. Ein untrügliches Unterscheidungsmerkmal, das es auch dem Anfänger leicht macht, diese Algengattung sicher zu bestimmen, ist die so genannte Kappenbildung an den Zellgrenzen.

Eine genauere Zuordnung zu einer der circa 400 bislang beschriebenen Arten ist wesentlich schwieriger und für den Amateurmikroskopiker verzichtbar. Sie ist an Hand der vegetativen Stadien nicht möglich, sondern erfolgt im Wesentlichen auf Grund der sexuellen Vermehrungsstadien (Oogamie). Der Name der Gattung ist übrigens von der auffällig vergrößerten Eizelle abgeleitet, und bedeutet so viel wie „angeschwollener Nachkomme“

Zellteilung

Die eigenartige kappenartige Wandstruktur (Abb. 1) entsteht während der Zellteilung, die in einmaliger Weise verläuft. Ich konnte sie an einer frisch aus einem kleinen Weiher entnom-

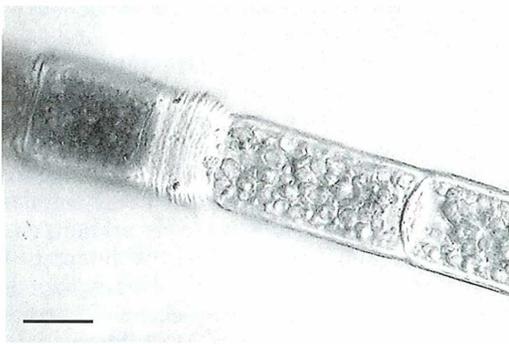


Abb. 1: Zelle eines *Oedogonium*-Fadens mit zahlreichen Ringen an einem Zellende. Im Zellinneren ist eine Vielzahl von Pyrenoiden (Orte der Stärkebildung) zu erkennen. Balken 20 µm (alle Fotos mit Schrägbeleuchtung nach Kreutz (1995)).

menen Algenprobe beobachten, die ich für einige Tage bei guter Beleuchtung in Standortwasser hielt. Während es bei den meisten Algen vor der Kernteilung (Mitose) zu einer deutlichen Zellstreckung kommt, ist es bei *Oedogonium* genau umgekehrt. Während der Kernteilung entsteht an einem Zellende zunächst ein stark lichtbrechender Ringwulst aus Zellwandmaterial (Abb. 2a). Unmittelbar darauf bildet sich ungefähr in der Zellmitte zwischen den Tochterkernen ein feines Septum aus, das die Zelle quer unterteilt, aber noch nicht die endgültige Zellwand darstellt. Die helle Zone auf beiden Seiten des Septums zeigt, dass sich zu diesem Zeitpunkt auch der Chloroplast bereits geteilt hat. Nun bricht die innere Schicht des Ringwulstes von der Zellwand ab und die seitliche Zellwand kann sich zylinderartig ausdehnen, so dass die obere Tochterzelle beträchtlich gestreckt wird (Abb. 2b und c). Da die Ausdehnung der neuen Zellwand sehr schnell und plötzlich verläuft, dürfte es sich um eine so genannte Turgorbewegung handeln, die durch einen schnellen Anstieg des osmotischen Druckes in der Zellvakuole ausgelöst wird. Tatsächlich lässt sich der Vorgang durch Anwendung eines hyperosmotischen Mediums experimentell unterdrücken (Hill und Machlis, 1968). Während der Zellstreckung verschiebt sich das zuvor gebildete Septum entlang der alten Zellwand nach oben, bis es an die Grenze zur neu gebildeten Wand der oberen Tochterzelle stößt. Daraufhin bildet sich eine neue Zellwand um das Septum herum, und die Teilung in zwei Tochterzellen ist abgeschlossen. Die Reste des aufgespaltenen Ringwulstes bleiben auf beiden Seiten der neu entstandenen (oberen) Tochterzelle

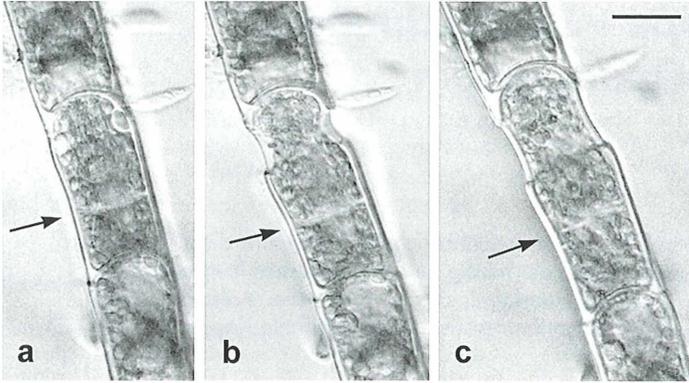


Abb. 2: Stadien der Zellteilung bei der Grünalge *Oedogonium*. a Ringwulstbildung und Entstehen eines Septums (Pfeil). b Nach Aufbrechen des Ringwulstes beginnt sich die Wand der Tochterzelle ausdehnen. c Die Zellwandgrenze zwischen oberer und unterer Tochterzelle (oben) ist deutlich zu erkennen. Balken 20 µm.

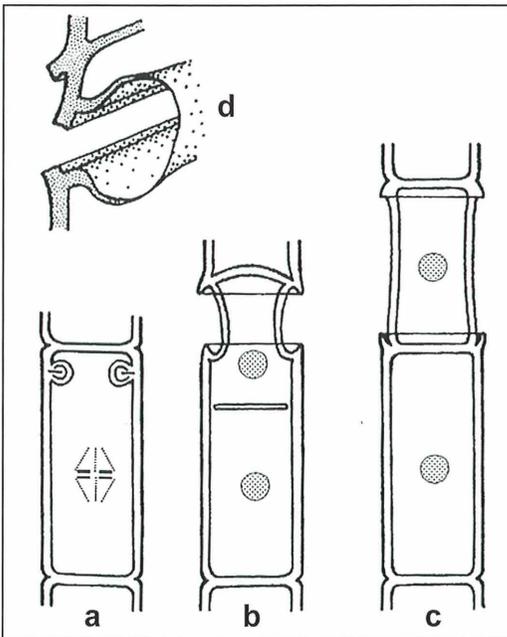


Abb. 3: Schematische Darstellung der Zellteilung bei *Oedogonium*. a Bildung des Ringwulstes. b und c Streckung. d Aufreißen der Zellwand am Wulst (nach Strasburger et al., 1983).

zurück, so dass man aus der Anzahl der Ringe auf die Häufigkeit zurückliegender Zellteilungen schließen kann. Abbildung 3 zeigt eine schematische Darstellung des Vorganges. Pickett-Heaps (1972b) vermutet, dass der Prozess der Ringbildung eine modifizierte Art der Wundheilung beschädigter Algenzellen darstellt und sich bei *Oedogonium* im Laufe der Evolution zu einem Element der Zellteilung entwickelt hat.

Schwärmerbildung und Keimung

Auch die zweite Variante der vegetativen (asexuellen) Fortpflanzung, die Zoosporenbildung, verläuft bei *Oedogonium* ungewöhnlich. Im Gegensatz zu den meisten anderen Grünalgen, bei denen aus jeder Zelle eine Vielzahl winziger Zoosporen hervorgeht, bildet eine *Oedogonium*-Zelle jeweils nur einen einzigen großen Schwärmer. Für den Mikroskopiker hat das den Vorteil, dass er den Vorgang der Schwärmerbildung schon bei mittlerer Vergrößerung bequem verfolgen kann.

Zu den frühesten Anzeichen der Schwärmerbildung gehört das Ablösen des Zellinhaltes an einigen Stellen der Zellwand sowie eine Verdichtung der Chloroplastenstruktur (Abb. 4a). An einem Ende der Zelle kommt es nun zur Ausbildung zahlreicher Flagellen. Elektronenmikroskopische Untersuchungen (Pickett-Heaps, 1971, 1975) zeigen, dass die Centriolen die Bildung etlicher Basalkörper induzieren, die sich in zwei parallelen Reihen anordnen und schließlich in die Nähe der Plasmamembran wandern. Dies ist der Bereich, der sich nach dem Ausschlüpfen des Schwärmers als hyaliner (durchscheinender), plastidenfreier Zellpol darstellt. Das nächste im Lichtmikroskop erkennbare Ereignis ist das ringförmige Aufbrechen der Zellwand, das es dem Schwärmer erlaubt, das Zoosporangium zu verlassen. Abbildung 4 zeigt mehrere Stadien, in denen der Schwärmer buchstäblich aus der aufgebrochenen Zelle herausquillt, um danach erst seine charakteristische rundlich-ovale Form anzunehmen. In günstigen Präparaten kann man in diesem Stadium auch den Geißelkranz erkennen, der kreisförmig um die hintere, durchsichtige Zellkuppel herum liegt.

Abb. 4: Stadien der Zoosporengese (Schwärmerbildung) bei *Oedogonium*. a Frühstadium mit von der Zellwand abgelösten Zellbereichen.

b und c Der Schwärmer beginnt die aufgebrochene Zelle zu verlassen. d Freigesetzter Schwärmer kurz vor dem Davonschwimmen. Am linken Zellrand ist ein Teil der hyalinen Zone zu erkennen. Balken 20 µm.

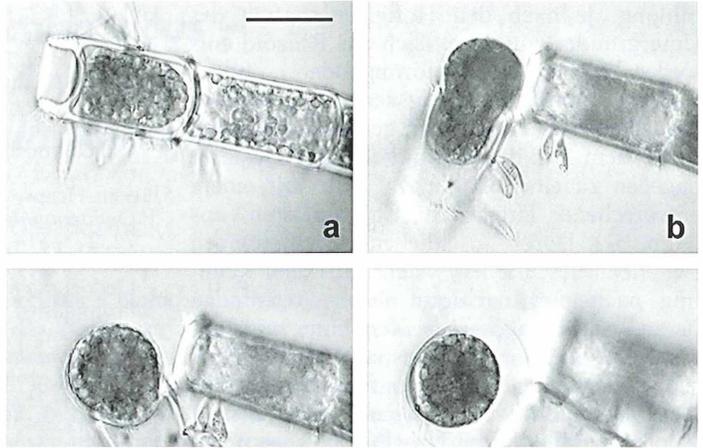
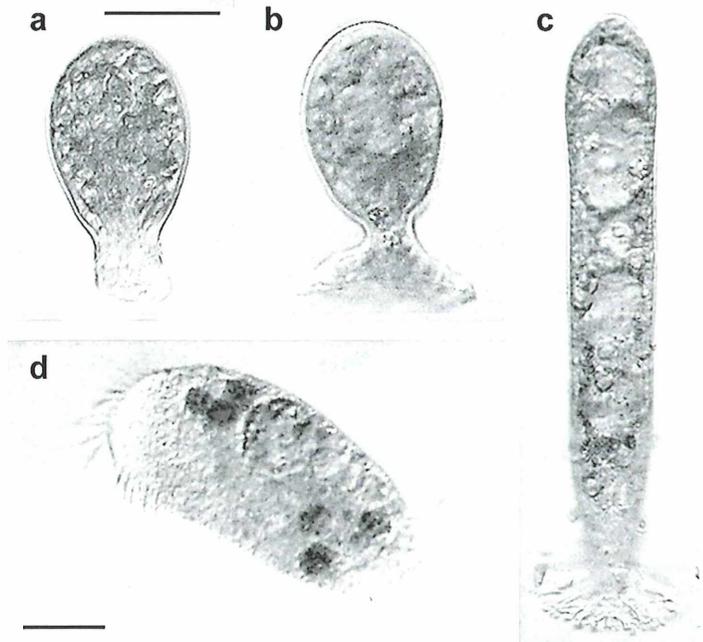


Abb. 5: Keimung der Schwärmer. a Ausbildung eines hyalinen Rhizoids kurz nach Anheftung der Zoospore. b Weiter fortgeschrittenes Keimungsstadium mit fächerförmigem Rhizoid. c Keimling mit stark verlängertem Chloroplasten. d Wimpertier *Stylonychia*, das einige Schwärmer gefressen hat. Balken 20 µm in a-c und 30 µm in d.



Ab jetzt geht es sehr schnell. Der Schwärmer saust los und schwimmt in bisweilen taumelnd-schaukelnder Weise weiter, bis er ein geeignetes Substrat gefunden hat, wo er sich mit dem begeißelten Pol festsetzen und anschließend auskeimen kann. In dieser mobilen Phase, die von wenigen Minuten bis zu Stunden dauern kann, fallen die Schwärmer leicht räuberischen Ciliaten zum Opfer. Abbildung 5d zeigt im Zellinneren einer *Stylonychia* mehrere *Oedogonium*-Schwärmer in unterschiedlichen Stadien der Verdauung.

In meiner Probe sammelten sich die Schwärmer überwiegend an der Gefäßwand an der Grenze zur Wasseroberfläche und bildeten dort einen grünen Ring aus Keimlingen. Gelegentlich diente auch ein Algenfaden derselben Art als Unterlage. Nachdem sie die Flagellen abgebaut hat, bildet die Zelle als nächstes von der hyalinen Zellkuppel aus ein spezielles Haftorgan, das so genannte Rhizoid (Pickett-Heaps, 1972a, 1975). Gleichzeitig bildet der zunächst „nackte“ Keimling eine Zellwand aus. Abbildung 5 zeigt die frühesten Stadien der Rhizoid-

bildung. Je nach den Hafteigenschaften des Untergrundes entwickelt sich das Rhizoid entweder länglich-schlauchförmig oder es bildet mehrere kurze, fächerartig verzweigte Ausläufer (Abb. 5b und c). Der gegenüberliegende, meist dem Licht zugewandte Zellpol wächst dagegen zu einer länglichen Zelle mit einem entsprechend länglichen Chloroplasten aus (Abb. 5c). Durch anschließende Zellteilungen (wie oben beschrieben) wächst aus dem Keimling nach und nach ein neuer Algenfaden heran. Nicht angeheftete Keimlinge mit zum Teil sehr langen und transparenten Rhizoid-schläuchen können sich zu frei flottierenden Algenfäden entwickeln oder sofort erneut Zoosporen bilden (Fritsch, 1902).

Hill, G. J. C., Machlis, L.: An ultrastructural study of vegetative cell division in *Oedogonium borisianum*. *J. Phycol.* 4, 261–271 (1968).
 Kreuzt, M.: Eine modifizierte schiefe Beleuchtung. *Mikrokosmos* 84, 197–199 (1995).
 Strasburger E., Noll, F., Schenck, H., Schimper, A. F. W.: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1983.
 Pickett-Heaps, J. D.: Reproduction by zoospores in *Oedogonium*. I. Zoosporogenesis. *Protoplasma* 72, 275–314 (1971).
 Pickett-Heaps, J. D.: Reproduction by zoospores in *Oedogonium*. III. Differentiation of the germling. *Protoplasma* 74, 169–194 (1972a).
 Pickett-Heaps, J. D.: Reproduction by zoospores in *Oedogonium*. IV. Cell division in the germling and possible evolution of the wall rings. *Protoplasma* 74, 195–212 (1972b).
 Pickett-Heaps, J. D.: Green algae. Sinauer Associates, Sunderland, MA 1975.

Literaturhinweise

Fritsch, F. E.: The germination of zoospores in *Oedogonium*. *Ann. Bot.* 16, 412–417 (1902).

Verfasser: Dr. Gunnar Jeserich, Bergerort 20, 49086 Osnabrück

Nachricht

Planktonkurs am Heiligen Meer vom 3.–4. 6. 2008

In der Außenstelle des Museums für Naturkunde des Landschaftsverbandes Westfalen-Lippe (LWL) findet unter der Leitung von Wolfgang Berlemann (Ibbenbüren), Dr. Christine Leutbecher (Osnabrück) und Dr. Jürgen Pust (Recke) ein Planktonkurs statt. Die Außenstelle liegt im Naturschutzgebiet „Heiliges Meer“ im Kreis Steinfurt (Nordrhein-Westfalen) an der Landstraße 504, circa 4,5 km südlich von Hopsten. Im Schutzgebiet finden sich mehrere größere und kleinere Gewässer, welche durch Erdabsenkungen (Erdfälle) entstanden sind. Die Gewässer sind verschieden alt. Daher können nährstoffarme, nährstoffreiche und Gewässer mittleren Nährstoffgehaltes vorgestellt werden. Auch der dystrophe Gewässertyp (nährstoffarm und sauer) ist vorhanden. Entsprechend den verschiedenen Trophiestufen findet sich auch ein unterschiedlich zusammengesetztes Phyto- und Zooplankton.

Der Kurs bietet eine Einführung in den Fang und das Mikroskopieren von Zoo- und Phytoplankton. Behandelt wird das Plankton der verschiedenen Ge-

wässer des Naturschutzgebietes, ein Schwerpunkt dieses Kurses werden die Rädertiere sein. Gemeinsam wird die Beziehung der Planktonarten zu den Umweltfaktoren in den Gewässern erarbeitet. Die Demonstration quantitativer Methoden zur Planktonuntersuchung verweist auf gewässerökologische Fragestellungen.

Die Unterbringung der Kursteilnehmer erfolgt in der Außenstelle „Heiliges Meer“ des LWL-Museums für Naturkunde. Die Kursgebühr inklusive Unterbringung beträgt 37,00 Euro beziehungsweise ermäßigt 27,00 Euro. Die Kurse sind anerkannt nach dem Arbeitnehmerweiterbildungsgesetz und werden in Kooperation mit der SGV-Wanderakademie (Arnsberg) angeboten.

Weitere Informationen:

LWL-Museum für Naturkunde, Außenstelle Heiliges Meer, Bergstr. 1, 49509 Recke, Tel.: 054 53/996 60, E-Mail: heiliges-meer@lwl.org, Internetseite: www.lwl-heiliges-meer.de

***Protodriloides symbioticus* – Ein Vertreter der Annelida im marinen Sandlückensystem**

Ole Riemann und Alexander Kieneke

Manchmal muss der aufmerksame Naturbeobachter weder in tropische Regionen fahren noch in die Tiefen der Weltmeere abtauchen, um eine faszinierende Vielfalt verschiedenster Lebensformen aufzuspüren. Unsere vertraute, unmittelbare Umgebung, die wir alle so gut zu kennen meinen, ist voll unerwarteter Wunder und komplex organisierter Schönheit. Wer würde ahnen, dass sich in dem scheinbar so einförmigen Sand eines Nordseestrandes eine verborgene, hoch diverse Lebensgemeinschaft mikroskopisch kleiner Tiere und Pflanzen befindet, deren Erforschung längst noch nicht abgeschlossen ist?

ies ahnte auch der Kieler Zoologe Adolf Remane nicht, als er in den zwanziger Jahren des 20. Jahrhunderts den Meeressand zu untersuchen begann. In der Erwartung, im Sand mit seinem wassergefüllten Lückensystem zwischen den einzelnen Sandkörnern einen artenarmen Lebensraum zu finden, plante Remane, in einem eng umgrenzten Gebiet möglichst alle Glieder einer Lebensgemeinschaft zu beschreiben und so diese Lebensgemeinschaft in ihrer Gesamtheit zu erfassen.

Lebensraum Interstitial

Diese Absichten erwiesen sich allerdings als nicht umsetzbar, denn Remane hatte in Form des wassergefüllten Lückensystems zwischen den Sandkörnern (dem Interstitium, lat. zwischen den Körnern) einen bisher gänzlich unbeachteten Lebensraum entdeckt, der von einer Vielzahl mikroskopisch kleiner Organismen besiedelt wird. Einige der Organismen, die in dem von Remane aufgespürten Lebensraum leben, findet man in keinem anderen Habitat. Hierzu gehören die rätselhaften Gnathostomulida (Kiefermünder), die durch zahnbewehrte Kiefer im Pharynx (Schlund) und durch eine charakteristische, monociliär bewimperte Epidermis gekennzeichnet sind. Daneben findet man – besonders in schlammigen Sanden – Vertreter der Kinorhyncha (von griech. kinein =

bewegen, rhynchos = Rüssel), deren von Stacheln (Scaliden) umgebener Kopf (Introvert) in einen durch cuticularisierte Platten versteiften Rumpf zurückgezogen werden kann. In den achtziger Jahren beschrieb der dänische Zoologe R. M. Kristensen die winzigen Loricifera (Korsetträger), die ebenfalls ein mit Scaliden umstandenes Introvert aufweisen und vor allem in kalkigen Grobsanden vorkommen. Über die rätselhaften Loricifera wurde unlängst im MIKROKOSMOS ausführlich berichtet (Gad, 2005 a, b). Neben Vertretern dieser ausschließlich im Sandlückensystem lebenden Tiergruppen wird das Interstitium von einer verwirrenden Vielfalt unterschiedlicher Fadenwürmer (Nematoden), Bauchhärlinge (Gastrotrichen), Ruderfußkrebse (Copepoden), Rädertiere (Rotiferen), Bärtierchen (Tardigraden), Milben (Halacariden), Plattwürmer (Plathelminthen) und Wimpertierchen (Ciliaten) bewohnt.

Anneliden als Bewohner des Interstitials

Zu den größeren (mehrere hundert Mikrometer bis einige Millimeter) und daher auffälligeren Bewohnern des Sandlückensystems gehören auch verschiedene Vertreter der Ringelwürmer (Annelida). Die Annelida stellen eine große Tiergruppe dar, zu der so bekannte Arten wie der Regenwurm (*Lumbricus terrestris*) und der heimische Wattwurm (*Arenicola marina*) gehö-

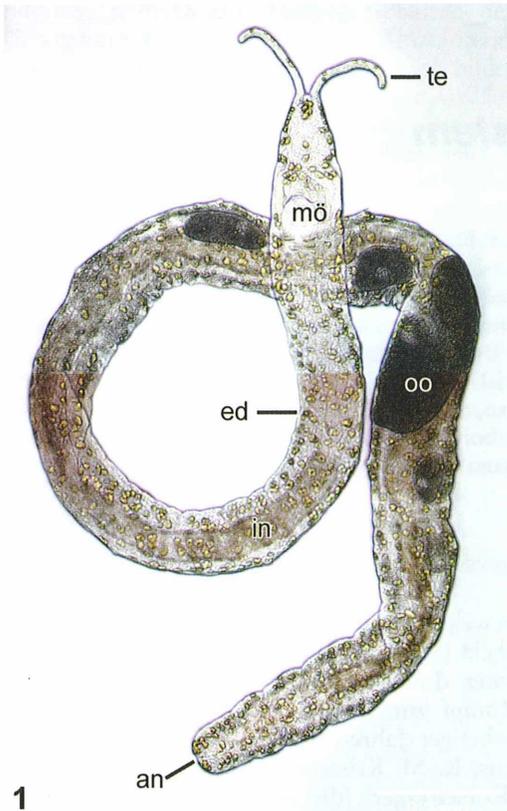


Abb. 1: *Protodriloides symbioticus*, Habitus; Hellfeld. an After, ed epidermale Drüsen, in Intestinum, mö Mundöffnung, oo Einzellen, te Tentakel.

ren. Die an den Stränden der Nordsee zu findende Art *Protodriloides symbioticus* (Abb. 1) ist ein typischer interstitieller Vertreter der Annelida. An ihm kann man eine Vielzahl von Merkmalen studieren, die sich als Anpassungen an das Leben im Lebensraum Sandlückensystem deuten lassen.

Material und Technik

Für unsere Untersuchungen der Bewohner des Interstitials wurden bei Niedrigwasser unterschiedliche Bereiche des Sandwatts im Eulitoral bei Wilhelmshaven beprobt. Da die Organismen in diesem Lebensraum trotz seiner scheinbaren Gleichförmigkeit nicht immer in der gleichen Dichte auftreten, nahmen wir mit einem Löffel an verschiedenen Stellen jeweils wenige

cm³ Sandwatt aus der obersten, mit Sauerstoff reich durchlüfteten Schicht. Im Labor wurden die Bewohner des Sandes mit Hilfe von gefrorenem Seewassereis (Uhlig-Methode; Uhlig, 1964) aus dem Sediment in eine Petrischale ausgetrieben. Ausgewählte Anneliden wurden unter dem Binokular mit einer ausgezogenen Kapillarpipette ausgelesen und unter dem Mikroskop determiniert. Die Bestimmung erfolgte nach Westheide (1990). Exemplare für die Schnittpräparate (semidünn, 0,5 µm Schnittdicke) wurden mit 2,5% Glutaraldehyd, gepuffert in 0,1 M Natriumcacodylat-Lösung, fixiert. Die Anfärbung der Schnitte erfolgte mit Toluidinblau.

Charakteristische Habitatparameter des Sandlückensystems und Anpassungsphänomene der Interstitialfauna

Ein charakteristisches Merkmal des Lebensraumes Sandlückensystem ist die beschränkte Spaltweite des von kapillar gehaltenem Wasser erfüllten Lückensystems zwischen den einzelnen Sandkörnern. Organismen, die sich in diesem unübersichtlichen, kleinräumigen Lebensraum ungehindert zwischen den Sandkörnern bewegen wollen, müssen allesamt klein sein. Neben geringer Größe ist es für die rasche Fortbewegung von Vorteil, wenn die Körpergestalt schlank und lang gestreckt ist und ein Passieren auch besonders verengter Abschnitte zwischen den Sandkörnern erlaubt (Giere, 1993). Diese Anforderungen an die Fauna des Interstitiums finden wir bei *Protodriloides symbioticus* auf eindrucksvolle Art verwirklicht. Während auf dem Sediment, zwischen Steinen oder Tangen lebende Polychaeten (Vielborstenwürmer) stattliche Größen von mehreren bis vielen Zentimetern erreichen können (Westheide, 1996), misst der schlanke *Protodriloides symbioticus* kaum einige Millimeter bei einem Körperdurchmesser von maximal 100 µm (Abb. 1, 3a–d).

Lokomotion

Als Anpassung an die Fortbewegung in der Enge des Lückensystems zwischen den Sandkörnern finden sich bei Vertretern verschiedener Tiergruppen ausgedehnte bewimperte Bereiche der Epidermis, die eine gleitende Bewe-

gung über die Oberflächen der Sandkörner und kurze Schwimmbewegungen innerhalb des wassergefüllten Porenraumes erlauben (Giere, 1993). Hier sind insbesondere freilebende

Vertreter der Plathelminthen, Gnathostomuliden und Gastrotrichen zu nennen, deren Epidermis ausgedehnte Cilienfelder aufweist. Auch der hier betrachtete Annelide *Protodriloides*

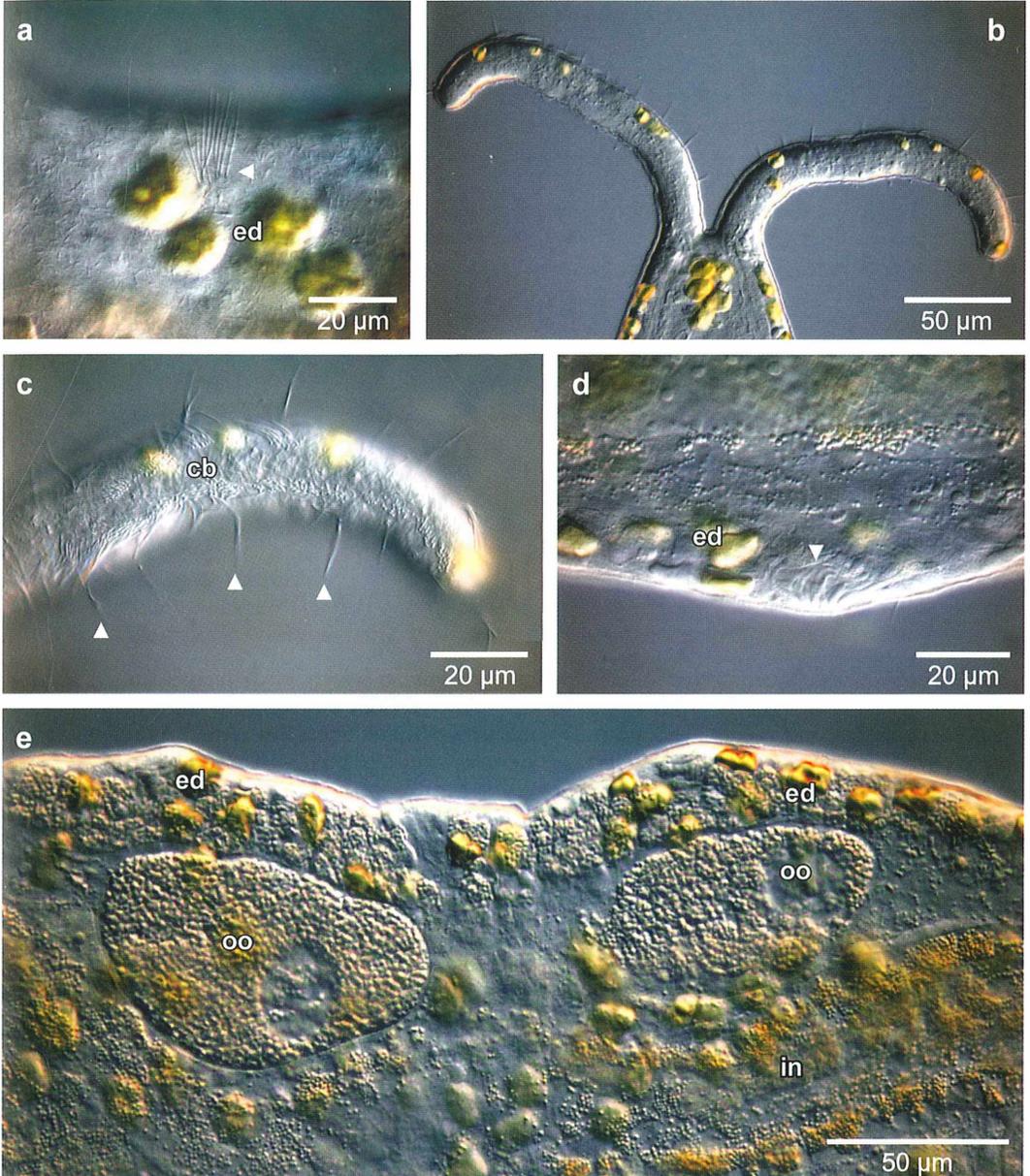


Abb. 2: *Protodriloides symbioticus*; Differenzieller Interferenzkontrast. a Dorso-laterales Cilienbündel des Rumpfes (Pfeilspitze). Beachte auch die epidermalen Drüsen. b Kopf mit Tentakeln. c Detail eines Tentakels mit sensorischen Cilien (Pfeilspitzen). d Epidermaler Haftdrüsenkomplex (Pfeilspitze). e Ausschnitt aus Rumpfsegmenten mit reifen, dotterreichen Eizellen (oo). cb Cilienband, ed epidermale Drüsen, in Intestinum.

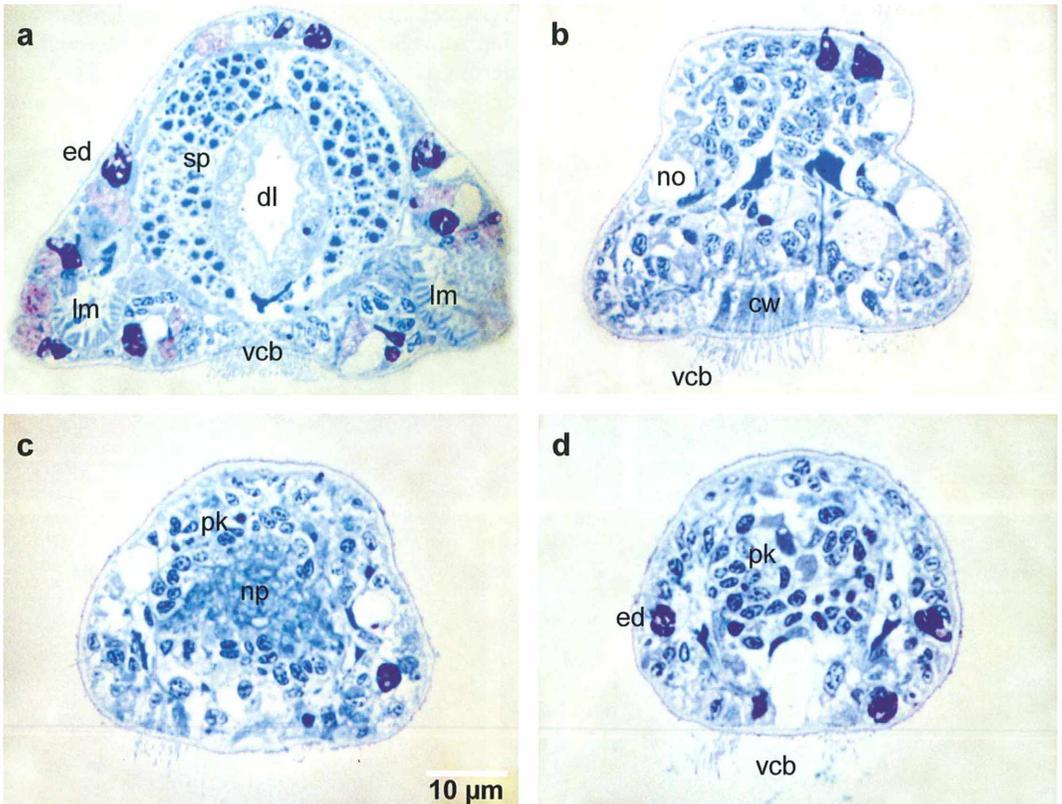


Abb. 3: *Protodriloides symbioticus*; Semidünnschnitte, Hellfeld. a Schnitt durch Rumpfsegment, Leibeshöhle mit Spermatozoen erfüllt. b Schnitt durch Kopfregion auf Höhe der Nuchalorgane. c Schnitt durch Oberschlundganglion mit Neuropil und Perikaryen. d Schnitt durch Oberschlundganglion. cw Cilienwurzeln, dl Darmlumen, ed Epidermisdrüsen, lm Längsmuskeln, no Nuchalorgan, np Neuropil, pk Perikaryen, sp Spermatozoen, vcb ventrales Cilienband.

symbioticus ist in dieser Hinsicht ein typischer Bewohner des Interstitials: Auf seiner Bauchseite finden sich in der Mundregion zwei Bänder von Cilien, die frontal bis in die paarigen Tentakel (Abb. 2b, c) ziehen und caudal zu einer einheitlichen Wimpersohle fusionieren (Abb. 3a–d).

Haftorgane

Der Lebensraum des wassergefüllten Lückensystems zwischen den Sandkörnern ist ein hochdynamischer. Im Eulitoral und erst recht im noch weiter landwärts gelegenen Supralitoral wird das Sediment durch die Kraft des Wellenschlages einem andauernden Umlagerungs-

prozess ausgesetzt. Das Sediment des Sublitorals wird umgeschichtet durch größere Benthosorganismen, die als Bioturbatoren ihren Lebensraum durchwühlen, aber auch durch die zum Teil starken Gezeitenströme in den sublitoralen Rinnen, Prielen und Tiefs. Insofern sind die Organismen des Sandlückensystems ständig mit der Gefahr konfrontiert, in das freie Wasser und somit aus dem Schutz der Sandkörner verdriftet zu werden. Als Anpassung haben fast alle Bewohner des Sandlückensystems hocheffektive Kitt- und Drüsensysteme entwickelt, die es ihnen erlauben, sich blitzschnell an den Sandkörnern festzukleben und somit bei Störung des Sedimentes nicht in das freie Wasser gespült zu werden (Giere, 1993). Diese erstaunliche Leistung der Interstitialbewohner

kann allerdings auch zur Geduldprobe des Experimentators werden, wenn er interessante und seltene Arten, die nur in geringer Individuenzahl auftreten, unter dem Binokular ausliest und feststellen muss, dass die Tiere nicht in der Untersuchungsschale landen, sondern angeheftet in der Kapillarpipette kleben bleiben. Klebmechanismen und Drüsen, welche die Klebsekrete produzieren, sind bei den unterschiedlichen Bewohnern des Interstitials unterschiedlich realisiert. Manche Gastrotrichen zum Beispiel weisen eine Vielzahl lateraler Haftröhren auf, die jeweils mit einer zweizelligen Klebdrüse gekoppelt sind. Interstitielle Nematoden zeigen Klebdrüsen im Schwanzabschnitt, deren Mündungen auf der Schwanzspitze liegen. Auch unser Annelide *Protodriloides symbioticus* zeigt sich als typischer Interstitialbewohner. In regelmäßigen Abständen lassen sich in der Epidermis unter dem Lichtmikroskop bei höherer Vergrößerung epidermale Drüsenkomplexe erkennen (Abb. 2d), deren Sekret haftende Eigenschaften aufweist (Westheide, 1990). Neben diesen Klebdrüsen weist *Protodriloides symbioticus* eine Vielzahl weiterer epidermaler Drüsen auf, die dem lebenden Tier eine grünlich-gelbe Färbung geben und früher fälschlicherweise als Symbionten gedeutet wurden (Abb. 2a, d, e; 3a, d).

Reproduktion

Angesichts der geringen Körpergröße der meisten Bewohner des Sandlückensystems ist es nicht verwunderlich, dass diese Organismen nur begrenzte Ressourcen für die Produktion von Keimzellen (Gameten) aufbringen können. Fertile Tiere produzieren meist nur eine geringe Anzahl von dotterreichen Eizellen und Spermatozoen. Aufgrund der geringen Anzahl von Spermatozoen und der Tatsache, dass das strömungsberuhigte Porenwasser kaum als Verbreitungsmedium für Gameten über größere Distanzen dienen kann, findet man bei vielen Taxa die Bildung von lose gebündelten Spermatozoen oder komplizierter gebauten Spermatophoren (Giere, 1993). Diese Spermatophoren werden entweder direkt in die Region der weiblichen Geschlechtsöffnung übertragen oder an Sedimentpartikeln abgesetzt und durch die weibliche Geschlechtsöffnung aufgenommen. Bisweilen werden Spermato-

phorenbündel auch auf der Körperwand des Geschlechtspartners abgesetzt und die Keimzellen durch einen im Detail wenig verstandenen gewebsauflösenden (histolytischen) Prozess durch die Epidermis aufgenommen (Westheide, 1996). Derjenige Reproduktionsmodus, der den höchsten Befruchtungserfolg und damit die effizienteste Nutzung der Gameten garantiert, ist die Kopulation und innere Befruchtung. Viele Bewohner des Sandlückensystems zeigen genau diese Fortpflanzungsweise. Hier sind neben Gastrotrichen und manchen Polychaeten vor allem interstitielle Plathelminthen zu nennen, deren Geschlechts- und Kopulationsorgane zu den kompliziertesten des gesamten Tierreiches gehören.

Der hier betrachtete Annelide *Protodriloides symbioticus* weicht in seiner Fortpflanzungsweise teilweise von den geschilderten Verhältnissen ab. Zwar sind die Eizellen groß und dotterreich (Abb. 1 und 2e), aber es tritt keine innere, sondern eine äußere Befruchtung auf. Die unbegeißelten Spermatozoen (Abb. 3a) treten in großer Menge auf, was dem Modus der äußeren Befruchtung dienlich ist. Aus den befruchteten Eizellen gehen den Adulti ähnelnde Larven hervor (Worsaae und Kristensen, 2005).

Archianneliden – Eine natürliche Einheit?

Die meisten der kleinen, morphologisch einheitlich organisierten Anneliden des Sandlückensystems wurden traditionell unter dem Namen Archiannelida, den Hatschek schon im Jahre 1878 prägte, zusammengefasst. Hierbei handelt es sich – je nach zugrunde gelegter Systematik – um bis zu acht Familien im traditionellen Sinne. Es ist allerdings durch eine Vielzahl vergleichend morphologisch-ultrastruktureller, neuerdings auch auf DNA-Sequenzdaten beruhender Untersuchungen sehr wahrscheinlich geworden, dass es sich bei den Archiannelida erstens nicht um eine natürliche, gemeinsam evolvierte Gruppe handelt. Zweitens wurde deutlich, dass die Archianneliden nicht etwa – wie der Name suggeriert – besonders ursprünglich organisiert sind, sondern in Anpassung an ihren Lebensraum mit hochspezifischen Habitatparametern unabhängig voneinander hochgradig spezialisierte Merkmale entwickelt haben.

Die Untersuchungen der letzten Jahrzehnte haben ergeben, dass zwei unterschiedliche Prozesse für die evolutionäre Herkunft derjenigen Taxa verantwortlich gemacht werden können, die früher unter dem Namen Archiannelida zusammengefasst wurden (Worsaae und Kristensen, 2005). Zum einen lassen sich kleine interstitielle Anneliden durch zunehmende Verzweigung von systematisch nahe verwandten, größeren Taxa ableiten. Zum anderen vermutet man einen progenetischen Ursprung interstitieller Anneliden. Progenesis bedeutet, dass die Geschlechtsreife in einem Larval- oder Jugendstadium einsetzt und larvale oder juvenile Merkmale im fertilen, adulten Tier erhalten bleiben. Gerade die Annahme progenetischer Entwicklung erklärt, warum viele der rezenten interstitiellen Anneliden durch typische Larvalmerkmale wie ventrale Cilienbänder und Protonephridien gekennzeichnet sind. Wenn man annimmt, dass die Besiedelung des Interstitials durch sekundär verzweigte Nachfahren ursprünglich größerer Stammarten erfolgte,

muss man die relative Merkmalsarmut vieler rezenter Interstitialarten nicht als ursprünglich, sondern als sekundär entstanden betrachten. Die Abwesenheit bestimmter Strukturen wie zum Beispiel der Parapodien und der für Anneliden typischen Beborstung sind nicht als primäre, sondern als sekundäre, im Verlauf der Stammesgeschichte entstandene Verlustmerkmale zu beurteilen. Dies stellt die Zoosystematiker vor große Schwierigkeiten. Denn stammesgeschichtliche Verwandtschaft muss über gemeinsame, abgeleitete Merkmale (Synapomorphien) begründet werden. Hier kommt die auf Merkmalsvergleich beruhende Suche nach synapomorphen Übereinstimmungen an ihre Grenzen, da keine Möglichkeit besteht, a priori zwischen primärer Abwesenheit und sekundärem Verlust von Strukturen zu unterscheiden. Neuere Versuche bestehen darin, mit Hilfe von Übereinstimmungen und Unterschieden in der Basensequenz bestimmter Gene die stammesgeschichtliche Herkunft der interstitiellen Anneliden zu klären.



Mikroskope
Stereomikroskope
Mikrotome
Kaltlichtbeleuchtung
Refraktometer

- neueste Technologien
- hochwertige Optik
- präzise Metallverarbeitung
- sorgfältige Montage
- relativ niedrige Preise



Fordern Sie unseren Prospekt an

euromex microscopen b.v.
 Papenkamp 20, 6836 BD Arnheim, Niederlande
 Tel.: +31.26.323.4473, Fax +31.26.323.2833
 email: euromex@tref.nl, web: http://www.euromex.nl

Literaturhinweise

- Gad, G.: Die Loricifera (Korsettträgerchen) – Winzlinge aus den Sandböden der Ozeane. Teil 1: Die Nanaloriciden. Mikrokosmos 94, 46–61 (2005a).
- Gad, G.: Die Loricifera (Korsettträgerchen) – Winzlinge aus den Sandböden der Ozeane. Teil 2: Die Pliciloricidae. Mikrokosmos 94, 104–116 (2005b).
- Giere, O.: Meiobenthology. The microscopic fauna in aquatic sediments. Springer Verlag, Berlin 1993.
- Hatschek, B.: Studien über die Entwicklungsgeschichte der Anneliden. Ein Beitrag zur Morphologie der Bilaterien. Arb. Zool. Univ. Wien 1, 277–404 (1878).
- Uhlig, G.: Eine einfache Methode zur Extraktion der vagilen, mesopsammalen Mikrofauna. Helgoländer Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen 11, 178–185 (1964).
- Westheide, W.: Polychaetes: Interstitial families. Keys and notes for the identification of the species. Universal Book Services, Backhuys, Oegstgeest 1990.
- Westheide, W.: Annelida. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Spezielle Zoologie. Teil 1: Einzeller und wirbellose Tiere, S. 353–410. Gustav Fischer, Stuttgart 1996.
- Worsaae, K., Kristensen, R. M.: Evolution of interstitial polychaeta (Annelida). Hydrobiologia 535/536, 319–340 (2005).

Verfasser: Ole Riemann und Alexander Kieneke, Institut für Biologie und Umweltwissenschaften, Fakultät V, Carl von Ossietzky Universität Oldenburg, 26111 Oldenburg, E-Mail: o1Riemann@gmx.net

Mikro-Lyrik

Amöbenjagd: Ein Fall von Kannibalismus?

Wie ein spannender Krimi liest sich der Bericht, den uns Herr Brantner aus Wien zugeschickt hat. Was sich unter seinem Mikroskop zugetragen hat, können Sie hier mitverfolgen.

Eine Wasserprobe unter dem Mikroskop, Durchmusterung bei kleiner Vergrößerung. Ein paar Algen, *Spirogyra* und andere Gattungen, Rädertiere, einige Ciliaten, die man immer wieder sieht wie etwa *Halteria*. Und da eine größere Amöbe dahinziehend, und davor eine kleinere, zunächst nicht besonders auffällig.

Kurz darauf aber das gleiche Bild, eine kleinere Amöbe und eine größere, die hinter ihr nachzieht. Da wird man aufmerksam. Und tatsächlich, die kleinere Amöbe wird von der größeren Amöbe, die mehr als doppelt so groß ist, verfolgt. Sexualität in diesem Sinne gibt es bei den

Amöben nicht. Also kann die große Amöbe die kleinere wohl nur zum Fressen gern haben. Und so sieht's auch aus.

Die kleinere Amöbe ist etwas langsamer als die große. Und obgleich alles nach Amöbenart langsam geht, gelingt es dem großen Tier sich doch bald an einer Seite vorzuschieben und dann auf beiden Seiten (Abb. 1). Schließlich kommt der Moment, die kleine Amöbe kann nicht mehr weiter, der Weg ist versperrt. Und was macht sie? Die Kleine, sie kriecht zurück in den kleinen Hohlraum der ihr noch zur Verfügung steht. Und kaum zu glauben, es gelingt ihr durch eine noch bestehende Lücke unter dem großen Tier auszubrechen (Abb. 2). Die große Amöbe verharret kurz wie verdutzt.

Aber schon bald beginnt sie sich umzustellen, was bei der großen Amöbe vielleicht etwas länger dauert. Schließlich handelt es sich um eine Richtungsänderung um etwa neunzig Grad, und so versucht sie wieder sich über die Beute zu schieben, und die Kleine setzt die Flucht fort. Die große Amöbe scheint nicht mehr rasch genug zu sein und so gelingt es der kleinen nach Überwindung von einigen Zwischenfällen schließlich zu entkommen.

Bei Durchsicht der Videoaufnahmen – der ganze Vorgang wurde ja gefilmt – entsteht der

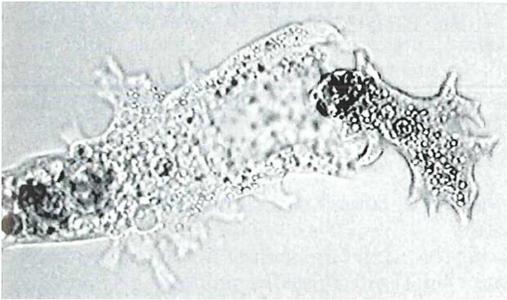


Abb. 1: Eine große Amöbe beim Versuch, eine kleinere, flüchtende Amöbe zu phagozytieren.



Abb. 2: Die kleinere Amöbe ist fast eingeschlossen (a). Ihr gelingt es, zu entkommen (b), wird aber sofort wieder verfolgt (c) (Einzelbilder aus einer Videosequenz).

Eindruck, dass die Angreiferin, schon nahe seinem Opfer, sich durch Streckung rascher an ihrer Beute vorschleichen konnte. Dafür spricht einerseits das hinterher schließlich langsamere Werden der angreifenden Amöbe und die bei einem kurzen Kamaschwenk sichtbaren, fest an die Unterlage gepressten Unterpseudopodien, der nötige Halt für ein rasches Vorstrecken des Pseudopodiums.

Das Ganze spielt sich hier natürlich in einem künstlichen mehr oder weniger zweidimensionalen Milieu ab. Im freien Gewässer läuft das vermutlich etwas anders ab. Der Angreifer hätte es weniger leicht. Es bleiben aber natürlich einige Fragen offen. Etwa, wie erkennt die Amöbe ihre Beute und vor allem wie erkennt diese, dass sie angegriffen wird, nämlich ohne körperlichen Kontakt, denn bei solchem käme es kaum mehr zu einer längeren Verfolgungsjagd. Und welche Rolle spielt die Art der Beute? Und schließlich, um welche Amöben handelt es sich eigentlich? Nun ist das Bestimmen von Amöben meist nicht einfach. Laut Page und Siemensma (1991) ist das oft bei Einzelexemplaren – also ohne Kultivierung – unmöglich.

Die Form der Amöben ist wechselnd, sie heißen ja auch Wechseltierchen. Ich halte beide Exemplare für Arten der Gattung *Majorella* und zwar auf Grundlage der Angaben von Page. Die Grundform der ruhig dahinziehenden Amöben dieser Gattung ist häufig die Keilform, vorne breiter als hinten. Die Amöbe ist mono-

podial. Sie hat zwar Unterpseudopodien, die aber nicht der Fortbewegung dienen. Ein Hauptmerkmal, das sonst bei keiner anderen Gattung angegeben wird, sind die zahlreichen Doppelkörperchen, die im Pollicht aufleuchten und in lebhafter Bewegung sind. Laut Literatur sind das Kristalle, die mit einem kugeligen Körperchen verbunden sein sollen. Ein hübscher Anblick. Wer es noch nicht gesehen hat und eine Poleinrichtung besitzt, sollte es bei fraglichen Amöben versuchen.

Nun das Ganze ein spektakuläres Ereignis? Ich habe so etwas weder vor noch nachher wieder gesehen. Page aber berichtet im „Allgemeinen Teil“ seines Buches über die Nahrungsaufnahme der Amöben. In Frage kommen demnach ganz allgemein Bakterien, Hefen, Wimpertiere, Flagellaten und auch andere Amöben, gelegentlich Mitglieder der selben Art. In unserem Fall waren es nicht artgleiche Amöben, aber doch Arten der gleichen Gattung. Wie ich meine, eben doch eine Art Kannibalismus.

Literaturhinweis

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

Verfasser: Dr. Karl Brantner, Baumeistergasse 47/20/3, 1160 Wien, Österreich

Aus der Industrie

LED-Technologie mit Zentrierkühlkörpern für Carl Zeiss Jena Mikroskope von BW-OPTIK

Mit den folgenden Ausführungen soll eine Einsatzmöglichkeit der LED-Technologie für die meisten Carl Zeiss Jena Mikroskope auf Zentrierkühlkörper dargelegt werden. Die neue Technologie soll die Halogenbeleuchtung nicht unbedingt überflüssig machen. Allerdings haben sich mittlerweile Power-LEDs der Mikroskopie als Hauptbeleuchtung

sehr gut bewährt und mögen auf lange Sicht den konventionellen Beleuchtungssystemen den Rang ablaufen.

Ein immer wieder gehörter Einwand ist: Zu wenig Licht. Weit gefehlt! Die neue Technologie wird bereits in Medizin, Technik und Wissenschaft mit Erfolg eingesetzt, gerade wegen der hohen Leucht-

dichte der LEDs. Die großen Mikroskophersteller reagieren daher bereits mit fest eingebauten LEDs oder LED-Zusatzmodulen für die Durch- und Auflichtmikroskopie auf diese Entwicklung, allerdings auch mit großen Preisen!

LED ist nicht gleich LED

Und Lichtführung ist nicht gleich Lichtführung, kann man ergänzen. Die besondere Lichtführung von Carl Zeiss Jena Mikroskopen – in ihrem Prinzip von August Köhler entwickelt – ist weltweit gelobt und geradezu für den Einsatz von LEDs prädestiniert.

Die von der Firma BW Optik entwickelte LED Soul 240 LM, die in etwa der Lichtintensität einer 25 Watt Halogenlampe entspricht, liefert weißes, Kontrast steigerndes Licht, das auch bei Dimmung die Farbtemperatur unvermindert beibehält. Sie gehört zurzeit zu den hellsten LEDs. Es sind keine Konversions- oder Blaufilter mehr erforderlich, welche zu einem Helligkeitsverlust von bis zu 50% führen können. Erfreulich ist die hohe Lebensdauer aller Power-LEDs, die mit 50.000 Stunden und mehr angegeben wird.

Bei 500facher Mikroskopgesamtvergrößerung und mit 1/3 geschlossener Aperturblende ist eine Abdimmung des Lichts von 40% bei visueller, normaler Durchlichtbeobachtung vorzunehmen, um nicht geblendet zu werden. Auch Besitzer älterer Carl Zeiss Jena Mikroskope wie beispielsweise dem Ampival werden die neue Technologie begrüßen und die Umrüstmöglichkeit der alten T-P5-Beleuchtung auf die neue LED Soul nutzen.

Zentrierkühlkörper für die Power-LED Soul

Was wird für eine Umrüstung benötigt? Zunächst die LED und das abgestimmte Netzteil mit Dimm-Potentiometer. Ganz wichtig ist ein Kühlkörper mit entsprechender Dimensionierung und Positionierung, um die LED vor dem Hitzetod oder einer Schädigung zu bewahren. Denn die Power-LEDs haben die Eigenschaft, recht heiß zu werden. Daher wurden von BW Optik für die meisten Carl Zeiss Jena Mikroskope spezielle LED-Zentrierkühlkörper entwickelt (Abb. 1). Sie wurden unter Berücksichtigung des Abstrahlwinkels der LED zum Kollektorsystem mit höchster Lichtausbeute bei Erhaltung des Fix- oder Köhler-Prinzips konzipiert. Der speziell berechnete Kühlkörper garantiert optimale Wärmeabstrahlung, beste Kühlung sowie korrekte Positionierung des LED-Sterns.

Die Kühlkörper sorgen für eine sichere Kabelführung und können montagefreundlich gegen die vorhandene Lampenfassung ausgetauscht werden (Keramikkühlkörper, Zentriersockel, Einschubmodul). Die

Umrüstung inklusive externem Netzteil ist in circa einer halben Stunde durchgeführt. Bei allen eigenverantwortlichen Arbeiten mit den Power-LEDs kann verständlicherweise von den Herstellern bei unsachgemäßer Ausführungen keine Haftung übernommen werden.

Es sollte unter keinen Umständen direkt in den Schein einer Power-LED geschaut werden, da Netzhauschädigungen möglich sind (Gefahrenklasse 3A) – genauso, wie es beim ungeschützten Blick in eine 50/100 Watt Halogenlampe oder unmittelbar in die Sonne zu gravierenden Augenschäden kommen kann.

Umrüstung auf die LED Soul

Zur Umrüstung wird vom Mikroskop das Netzkabel dauerhaft entfernt, denn der LED-Betriebsstrom erfolgt bei diesem Vorschlag über ein separates Netzteil (Abb. 2). An der LED-Netzzuleitung wird die LED angelötet und mit Pertinaxscheiben unterlegten Schrauben auf den mit Wärmeleitpaste versehenen Kühlkörper montiert. Der komplette Originallampensockel ist nun einfach gegen diese Lichtquelle auszutauschen. Der Kühlkörper wird auf Wunsch auch mit vormontierter LED geliefert. Beim Jenalab/Laboval muss außerdem der Fixköhlersockel gelöst sowie das Kühlrippenelement entfernt werden, um die neue Lichtquelle montieren zu können.



Abb. 1: Verschiedene Ausführungen der LED Soul. a Alter Lampensockel (rechts) im Vergleich zum LED-Sockel (links). b Kühlsockel, alter Lampensockel, Kühlsockel mit LED-Element, alter Lampensockel (von links nach rechts).



Abb. 2: Hightechnetzteile für die Ostar LED 1000 LM/9,8 Watt incl. Lüfter und für die Soul LD 240 LM/3,5 Watt.

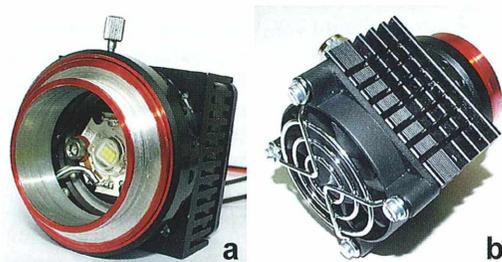


Abb. 3: Hochleistungs-LED OSTAR 1000 LM in Front- (a) und Rückansicht mit Kühlventilator (b).

Sollte man sich nach Anschaffung eines Netzteils später für den festen Einbau im Mikroskop entscheiden, können die Netzbauteile für den internen Einbau im Mikroskopfuß verwendet werden.

Zentrierkühlkörper für OSTAR Lighting Power LED 1000 LM

Für die meisten mikroskopischen Anwendungen wird sicherlich die oben beschriebene Soul 240 mehr als ausreichen. Wird allerdings höchste Lichtintensität benötigt, muss eine andere LED-Generation eingesetzt werden – wie beispielsweise die OSTAR 1000 Lumen. Sie entspricht einer 100 Watt Halogenlampe mit Konversionsfilterdämpfung. Hier ist für die blendfreie Beobachtung des Mikroskopbilds eine Abdimmung um etwa 80% erforderlich. Der Einsatz der OSTAR ist daher nur dort sinnvoll, wo mikroskopische Anwendungen höchste Lumenausbeute fordern. Derzeitig wird ein serienmäßiger Einbau der OSTAR 1000 LM in der Mikroskopie – zweifelsohne aus Kostengründen – noch nicht durchgeführt. Somit ist eine Nach- oder Umrüstung auf diese LED-Lichtquelle ein absolutes Novum.

Für die OSTAR 1000 LM wurden spezielle LED-Zentrierkühlkörper entwickelt, die unter Berücksich-

tigung des Abstrahlwinkels und höchster Lichtausbeute auf das Kollektorsystem abgestimmt sind. Die Kühlkörper sind zusätzlich mit einem zwingend notwendigen Lüfter ausgestattet (Abb. 3). Für diese Lichtquellen steht ein externes Netzteil mit speziell entwickelten Stromversorgungsmodulen für die LED sowie für den Lüfter zur Verfügung.

Die neuen Lichtquellen sind alle durch die abgestimmte Mechanik an den Gewindeüberwurf für ältere und neuere Auflicht- und Zusatzrichtungen geeignet. Es ist eine schnelle und bequeme Umrüstung in Minuten möglich. Somit steht jetzt allen Anwendern endlich auch im Auflicht mehr Lichtintensität zur Verfügung.

Eine breite Produktpalette und kundenfreundlicher Service

Es sind weitere Zentrierkühlkörper-Typen und Netzteile für andere Mikroskope wie zum Beispiel das Jenamed, Jenaval, Laboval sowie Jenalab lieferbar. Je nach Mikroskop-Typ ist anstelle des Kollektorsystems ein Justierpositionierer mit Lüfter-LED-Modul vorgesehen, der individuell zu jedem Gerät berechnet ist und ein- oder aufgeschraubt wird.

Die Firma BW-Optik liefert neben den LED-Zentrierkühlkörpern auch die Bauelemente für einen Netzteilselbstbau, übernimmt auf Wunsch aber auch alle Ein- oder Umbauten am Mikroskop vor und liefert ausführliche Anleitungen zum Umbau auf LED-Lichtquellen. Selbstverständlich steht das Aschendorfer Unternehmen für Auskünfte jeder Art auch telefonisch zur Verfügung.

Kontakt: Firma BW-Optik Langner-Voss, Blücherstr. 5, 26871 Aschendorf, Tel.: 049 62/99 64 84, Fax: 049 62/99 67 17, Internet: www.bw-optik.de

Kristalle in Wasserflöhen

Ernst Hippe

Kristalle sind ein beliebtes Objekt im polarisierten Licht, sowohl selbst gezüchtete als auch natürliche in mineralischen und biologischen Objekten. Dass es größere farblose Kristallbildungen auch in manchen Cladoceren gibt, war für den Autor eine Überraschung. Sie sind offenbar bisher nicht beachtet worden, und deshalb und wegen ihres ästhetischen Reizes ist er ihnen nachgegangen.

Einige technische Anmerkungen sollen vorangestellt werden. Doppelbrechende Objekte wie viele Kristalle erkennt man bei gekreuzten Polfiltern durch Aufhellung, auch wenn ihr Gangunterschied klein ist. Einen Farbkontrast bringen zusätzliche Hilfsobjekte wie das Rot I. Ordnung (550 nm). Mit höheren Gangunterschieden lassen sich auch bei nicht genau gekreuzten oder sogar parallelen Polfiltern besonders gute Hintergrund- und Objektfarben erreichen (Hippe, 1988). Mit einiger Geduld kann man sich solche Hilfsobjekte selbst herstellen, beispielsweise aus breiten, glasklaren Klebebändern oder Einmach-Cellophan (mit Gangunterschieden bis etwa 1.300 nm). Sie werden drehbar zwischen Polarisator und Objekt eingesetzt, wobei etwaige Trübungen nicht stören. Damit erscheinen beispielsweise Kristallgrenzen deutlicher, aber auch die Ästhetik gewinnt dabei. In den Legenden zu den folgenden Abbildungen ist der Gangunterschied des jeweiligen Hilfsobjekts mit + ... nm vermerkt.

Die Aufnahmen im weißen LED-Licht wurden mit einer Canon PowerShot A95 durch das Mikroskop-Okular 10× angefertigt, und zwar mit achromatischen Objektiven 4×, 10× und 40×, letzteres als Wasserimmersion in der Petrischale direkt eingetaucht. Gelegentlich wurden Hintergrund, Schärfe und Kontrast elektronisch nachbearbeitet.

Fundorte

Im Juli 2007 fand ich in einer Probe aus dem betonierten und stark verkrauteten Lösch-

wasserbecken der Botanischen Institute der TU Darmstadt auffällige Bildungen in den Schalen des Wasserfloh *Simocephalus*. Auf Abbildung 1 sieht man zwei Kristalltypen: Kleine mit einem zusätzlichen Kristallkorn innen sowie größere Flächen. Die kleinen (Abb. 2) traten nur in diesem Biotop auf und hielten sich auch nach Austrocknen der Probe und späterem Neuansatz mit Wasser. Schon in lebenden Tieren sieht man die meist lappig-dendritischen Kristallflächen; bequemer betrachten kann man sie in noch fast intakten Exemplaren (Abb. 3) und in den abgelegten Schalen nach der Häutung der Cladoceren (Abb. 4 und 5). Sie verändern sich dann auch nach längerer Zeit nicht, zerfallen nur schließlich. Im gleichen Biotop gab es noch *Chydorus*, *Scapholeberis* und *Peracantha*, aber alle ohne Kristalle. Zehn Wochen später fehlten diese auch bei *Simocephalus*.

Ein zweiter Fundort mit lebenden *Simocephalus* war im August 2007 ein Waldteich der Fasanerie bei Fulda, dort auch mit Kristallen in *Pleuroxus* (Abb. 6), aber nicht in *Daphnia longispina*. Einige Wochen später fanden sich nur noch Reste dieser Kristalle. Drei Monate nach den ersten Funden war *Simocephalus* verschwunden und durch mehrere *Daphnia*-Arten ersetzt. Auch sie zeigten teilweise Kristallbildungen, wenn auch in geringerem Umfang.

Weitere Funde ergaben sich in einer Laborzucht in Hamburg bei *Daphnia magna*, in älteren Exemplaren mit mehr und größeren Kristallen als bei jungen Individuen. Das Gleiche zeigte sich bei ebenfalls lebenden Exemplaren aus einer dortigen Zoohandlung. In der Laborzucht

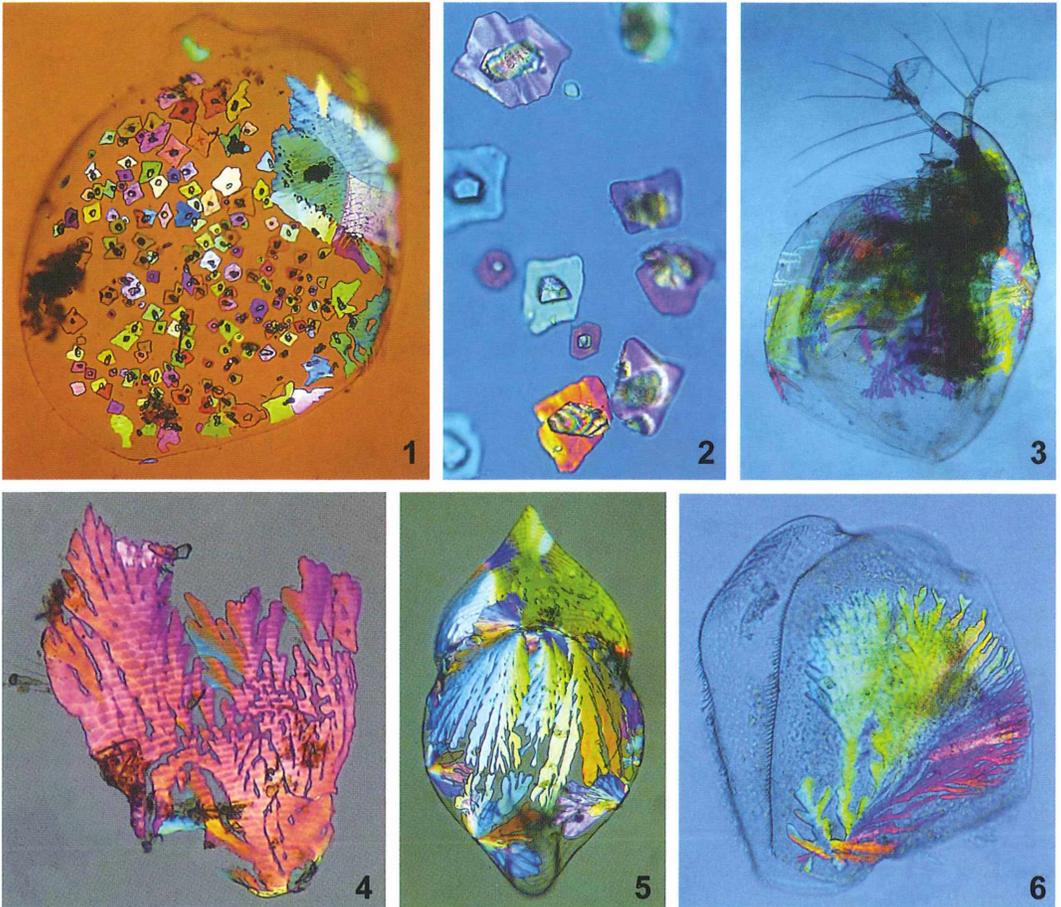


Abb. 1–6: Kristalle in *Simocephalus* (1–5) und *Pleuroxus* (6). + ... nm = Gangunterschied des jeweiligen Hilfsobjekts. – Abb. 1: Abgelegte Schale mit kleinen Kristallen und Kristallflächen, Länge 1.250 μm (+945 nm). – Abb. 2: Kleine Kristalle mit Innenkorn, bis 50 μm groß (+960 nm). – Abb. 3: Ganzer Organismus mit Kristallen (+960 nm). – Abb. 4: Dendritische Kristalle, teils mit Mauersteinstruktur (+900 nm). – Abb. 5: *Simocephalus*-Schale voller Kristalle (+960 nm). – Abb. 6: *Pleuroxus* mit Kristallen (+900 nm).

waren die Kristalle in nachfolgenden Generationen wieder fast verschwunden. Schließlich fand ich sogar in *Daphnia longispina*, als Fischfutter eingefroren, überall Kristalle (Abb. 7–9), auch in den großen Antennen und im Endstachel. Die Kristalle ließen dort die rechtwinklig-wabige Struktur der Schalen erkennen, wo sie an den Kreuzungen der Wabengrenzen ansetzen (Abb. 9). Dagegen ist diese Struktur mauersteinartig bei *Simocephalus* (Abb. 10). Und manchmal sieht man Strukturgefüge, die man als Wachstumsringe interpretieren könnte (Abb. 11). Kontrollen in anderen

Gewässern ergaben keine Kristalle in *Ceriodaphnia*, *Bosmina* und einigen kleineren Gattungen.

Andere Kleinkristalle

Unabhängig von den Schalenkristallen und ihren verstreuten Resten bildeten sich nach einiger Zeit in den Petrischalen teilweise sehr kleine Kristalle, manche als Nadelbüschel oder doppelappig bis zu kleinen Rosetten. In einem Fall fand sich ein Gebiet von circa 300 μm

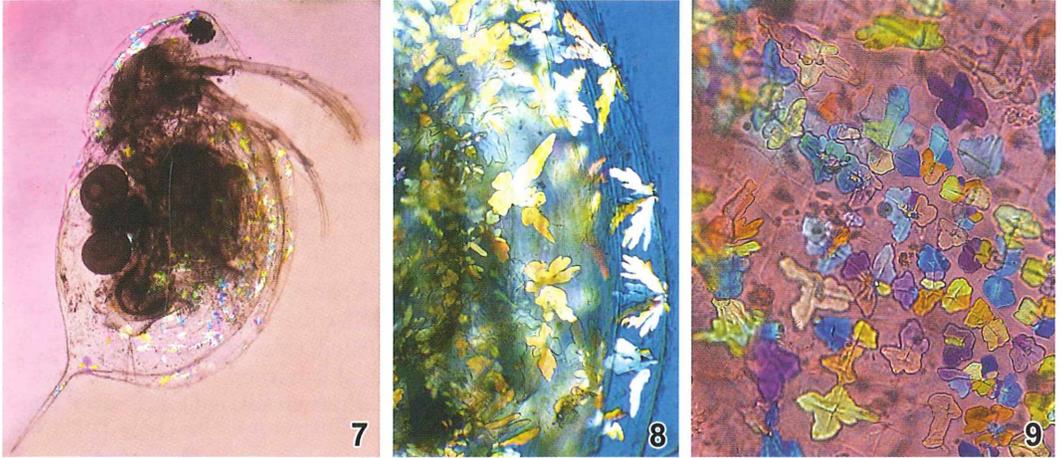


Abb. 7–9: *Daphnia longispina*, tiefgefroren. – Abb. 7: Kristalle im Körper (+740 nm). – Abb. 8: Kristalle am Schalenrand (+960 nm). – Abb. 9: Rechtwinklige Waben (+740 nm).

Durchmesser mit Massen winziger doppelbrechender Partikel in tanzender Bewegung (vermutlich Brown'sche Molekularbewegung), ähnlich wie die Kristalle an den Enden der Jochalge *Closterium*. Erst nach etwa zwei Stunden lagen sie still, gerieten aber wieder in Bewegung, sobald ein vorbei schwimmender Organismus sie aufwirbelte. Überraschenderweise waren sie nach sechs Stunden nicht mehr aufzufinden.

Diese Bildungen zeigen, dass im Wasser verschiedenste chemische Prozesse ablaufen. Wie weit sie aber mit den Schalenkristallen zu tun

haben, ist offen. Diese Kristalle sehen deutlich anders aus als die in den Schalen.

Entstehung

Da die Kristalle der Tiere nur am Carapax (der Schale), seltener auch am Körper, auftreten, lassen sie sich vermutlich auf Ausscheidungen der Tiere zurückführen. Vielleicht hat auch das Fundortwasser einen Einfluss oder die Nahrung. Anderenfalls gäbe es nicht die gleichen Arten einmal mit und einmal ohne Kris-

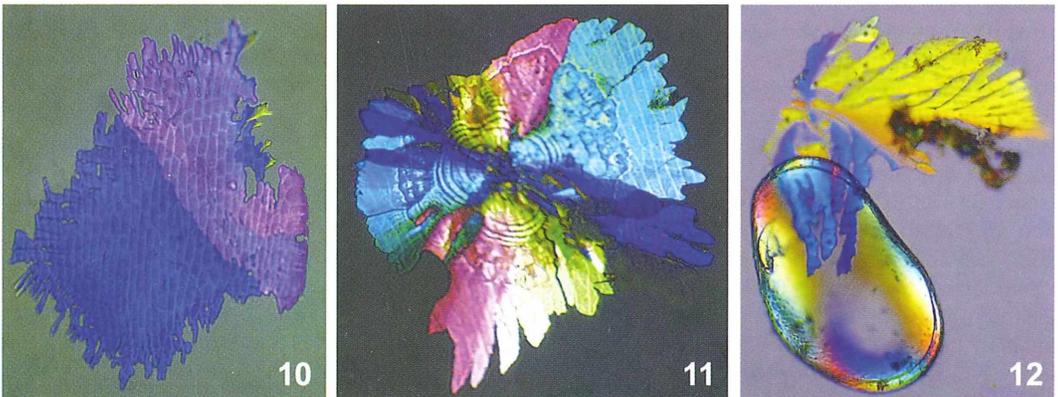


Abb. 10–12: Weitere Kristallformen in *Simocephalus*. – Abb. 10: Wabenstruktur der Schale, Wabenlänge ca. 30 μm (+960 nm). – Abb. 11: Kristalle, vermutlich mit Wachstumsringen (+1.110 nm). – Abb. 12: Schale eines Muschelkrebsses (unten links) und *Simocephalus*-Kristalle (oben) (+740 nm).

talle. Aus ihren Formen kann man auf die chemische Zusammensetzung kaum schließen. Möglicherweise sind es organische Verbindungen, da in den Exkreten Ammoniak vorkommt. Auffällig sind freilich die sehr unterschiedlichen Biotope mit Kristallfunden, was einen geringeren Einfluss der Inhaltsstoffe des Wassers nahelegt.

Nicht zu verwechseln sind diese Kristalle mit den doppelbrechenden Schalen der Muschelkrebse (Abb. 12), im Gegensatz zu denen der Wasserflöhe. Außerdem erscheinen im polarisierten Licht auch oft die Muskelfasern vieler Kleinkrebse und Insektenlarven in leuchtenden Farben. Dazu kommen noch häufig Quarzkörnchen, frei oder auf Schalenamöben.

Ich habe bisher vergeblich in der Literatur, im Internet, über das Forum Mikroskopie und bei Experten nach einer Erklärung der Wasserfloh-Kristalle gesucht. So kann dies nur ein vorläufiger Bericht sein, der vielleicht doch zu Kommentaren anreizt, aber auch sonst zur Nutzung der Polarisation animiert. Es dürfte sich loh-

nen, das behandelte Thema weiter zu verfolgen, zumal die Ästhetik dabei nicht zu kurz kommt.

Dank

Ich danke Frau Jeanette Bierwolf, Hamburg, für die Mitteilung ihrer Beobachtungen, und Herrn Dietrich Flößner, Jena, für wertvolle Hinweise.

Literaturhinweise

- Dumont, H. J., Negrea, S. V.: Branchiopoda. Backhuys Publ., Leiden 2002.
 Flößner, D.: Die Haplopoda und Cladocera (ohne Bosminidae) Mitteleuropas. Backhuys Publ., Leiden 2000.
 Herbst, H. V.: Blattfußkrebse. Franckh'sche Verlags-handlung, Stuttgart 1962.
 Hippe, E.: Streckbilder. Kunststoffolien im polarisierten Licht. Mikrokosmos 77, 103–111 (1988).

Verfasser: Ernst Hippe, Meisenstr. 10, 63263 Neu-Isenburg, E-Mail: ernst.hippe@gmx.de

Kurze Mitteilung

Spektrine

Spektrine sind Membranproteine. Das Membranzytoskelett der Erythrozyten besteht im Wesentlichen aus Spektrin und Actin. Das Spektrin ist an der intrazellulären Seite angeordnet und macht circa 25% der Membrangerüstproteinmasse aus. Es besteht aus Stäbchen von 100 nm Länge. Spektrine sind nun besonders interessant geworden, da einige neue Fungizide (Pilze abtötende Chemikalien, z. B. Fluopicolide) ihre Wirkung an den mit dem Zytoskelett assoziierten Spektrin-artigen Eiweißen (spectrin-like proteins) ausüben. Es kommt in den phytopathogenen Pilzen der Oomyzeten nach Behandlung mit Fluopicoliden zu einer veränderten Verteilung der Spektrine an der Zellmembran. Sowohl in den Zoosporen als auch in den Hyphen von *Phytophthora infestans* (Kraut- und Knollenfäule von Kartoffel und Tomate), als auch *Phytophthora viticola* (Falscher Mehltau des Weins) kommt es zu einem neuartigen Wirkungsmechanismus: Die Zoosporen werden immobil, schwellen bei

Kontakt mit Fluopicoliden an und platzen schnell auf. Mikroskopische Untersuchungen an infizierten Weinblättern ergaben, dass auch keine Sporangiothoren mehr gebildet werden. Spektrine sind für die Membranstabilität bei Säugetierzellen wichtig, jedoch bislang bei Pilzen (mit Ausnahme bei Hefen) kaum charakterisiert.

Literaturhinweise

- Braun, M.: Association of spectrin-like proteins with the actin-organized aggregate of endoplasmic reticulum in the Spitzenkörper of gravitropically up-growing plant cells. Plant Physiology 125, 1611–1619 (2001).
 Toquin, V., Barja, F., Sirvan, C., Gamet, S., Latorse, M. P., Zundel, J. L., Schmitt, F., Boffa, R.: A new mode of action for fluopicolide: Modification of the cellular localization of spectrin-like protein. Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer 59, 171–184 (2006).

H. F. Linskens, Nijmegen

Isolierung und Darstellung von intranukleären Parasiten aus *Thecamoeba quadrilineata* und *Saccamoeba limax*

Rolf Michel

Verschiedene freilebende Amöben (FLA) werden gelegentlich sowohl von Endoparasiten als auch von Endosymbionten befallen, die sich teils im Cytoplasma und teils in Vakuolen vermehren. Solange man noch nicht unterscheiden kann, ob es sich bei derartigen sich intrazellulär vermehrenden Organismen um Angehörige einer dieser Gruppen handelt, empfiehlt es sich, den neutralen Begriff Endocytobionten zu verwenden.

Die meisten Isolate ließen sich bisher als Bakterien mit intracytoplasmatischer Vermehrung, wie beispielsweise *Legionella pneumophila* oder Verwandte von Chlamydien (Gattung *Parachlamydia*) identifizieren. Daneben wurden jedoch auch seit langem schon intranukleäre Parasiten beschrieben, die von Dangeard (1886) als *Nucleophaga*-Arten in verschiedenen freilebenden Amöben wie *Endolimax nana* und *Jodamoeba bütschlii*, von Doflein-Reichenow (1929) aber auch in *Entamoeba histolytica* beobachtet wurden. Wegen der relativen Größe und der Ausbildung von Sporen wurden sie phänotypisch als Pilze innerhalb der Chytridiales angesehen. Da es zu der damaligen Zeit weder die Elektronenmikroskopie noch molekularbiologische Methoden gab, kann man davon ausgehen, dass es sich hier zwar um eukaryotische Organismen handelt, die jedoch vermutlich unterschiedlichen taxonomischen Gruppen angehören. Intranukleäre Parasiten, die sich in *Vannella*-Arten vermehren, wurden zum Beispiel nicht als Pilze, sondern aufgrund charakteristischer ultrastruktureller Merkmale als Angehörige von Mikrosporidien beschrieben, was jedoch noch einer molekularbiologischen Bestätigung bedarf (Hoffmann et al., 1998). Kürzlich wurden nun bei zwei weiteren Amöbenarten sporenbildende Parasiten mit Vermehrung im Zellkern beobachtet, die hier vorgestellt werden sollen.

Methoden

Sedimentproben mit zum Teil mazeriertem Pflanzenmaterial wurden auf „non-nutrient Agarplatten“ (NNA) nach Page (1988) mit *Enterobacter cloacae* als Futterbakterien verteilt und bei Zimmertemperatur bei täglicher Inspektion bis zu 10 Tagen gehalten. Zeigten sich nach 3–5 Tagen einzelne infizierte Trophozooten, wurden entsprechende Agarblöckchen ausgestochen und mit der Oberseite nach unten auf frische Nährböden übertragen, auf denen sich dann die Infektion in Form von Sporen auf weitere bisher nicht infizierte Thecamöben beziehungsweise Saccamöben innerhalb von 3–6 Tagen übertrug.

Herkunft der Isolate

Thecamoeba quadrilineata, Stamm Tq-2 mit dem intranukleären Endoparasiten KTq-2 wurde aus dem Wurzelgeflecht von Moos isoliert, das vom Eingang der Felsengrotte bei Tannheim stammte. Die ebenfalls mit einem intranukleären Parasiten (Stamm KSL-3) befallenen Saccamöben SL-3 vermehrten sich in einer Sedimentprobe aus einem Teich bei Eggestorf/Lüneburger Heide. In beiden Fällen wurden die Proben auf NNA gebracht, die mit *Enterobacter cloacae* als Futterbakterien bestrichen waren, bei Zimmertemperatur für 10–14 Tage gehalten und täglich auf die Ver-

mehrung von FLA untersucht wurden. Für die Überlassung des Acanthamoeben-Stammes HLA aus der Hornhaut (Cornea) eines Keratitis-Patienten sei Herrn Prof. Dr. H. Aspöck aus Wien gedankt.

Kokultivierungsversuche von Sporen der beiden Endoparasiten mit anderen Kulturamöben

NNA-Platten mit infizierten Amöben der beiden Gattungen wurden bis zum Absterben der Wirtsamöben mit dem Freiwerden der Sporen gehalten. Von sporenhaltigen Arealen wurden kleine Blöckchen ausgeschnitten und mit der Oberseite nach unten auf frische Platten gestrichen. Dazu wurden ebensolche Blöckchen von optimalen Kulturen der als mögliche Wirte zu untersuchenden Amöbenarten gegeben. Eine erfolgreiche Infektion zeigte sich in der Regel nach 3–5 Tagen.

Endoparasit im Kern von *Thecamoeba quadrilineata*

Nach wenigen Tagen entwickelte sich eine Mischkultur unterschiedlicher Amöbenarten im Umfeld der aufgebrauchten Moosproben. In einigen größeren Trophozoiten, die später als *Thecamoeba quadrilineata* bestimmt wurden, fielen einzelne oder unterteilte kompakte Aggregate auf (Abb. 1), die nach dem Absterben und Zerfall der Wirtsamöbe als Sporen frei

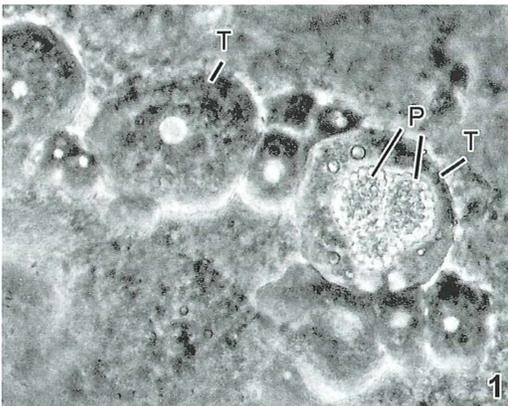


Abb. 1: Zwei Vertreter von *Thecamoeba quadrilineata* (T) in Gesellschaft mit kleineren Amöben im Originalisolat. Die rechte Amöbe weist drei auffällige Aggregate von Parasiten (P) auf. Phasenkontrast, Vergr. 450fach.

wurden. Über mehrere Subkulturen und Behandlung mit Nystatin-Plättchen gelang es, die *Thecamoeben* von Begleitamöben und vor allem von Pilzen zu befreien, eine Voraussetzung, um weitere Studien durchführen zu können. Die mit dem Antimykotikum Nystatin getränkten Papierplättchen wurden dazu auf die Agaroberfläche aufgelegt und verhinderten das Pilzwachstum in einer sie umgebenden Hemmzone. Mit etwas Glück wanderten die gewünschten Amöben in den Hemmhof der Plättchen ein, ohne dass ihnen die Hyphen der unerwünschten Pilze folgen konnten.

Aus solcherart isolierten *T. quadrilineata* konnte dabei an frisch infizierten Trophozoiten anstelle des Kernes einer nicht infizierten Amöbe (Abb. 2a) ein deutlich vergrößertes Jugendstadium des Endoparasiten beobachtet werden (Abb. 2b und c), wodurch der Befall des Kernes offenbar wurde. Von diesem Stadium entwickelte sich im Verlauf von 2–3 Tagen unter starker Größenzunahme das reife Parasitenstadium, das sich darauf in einzelne Sporen von 1,5–2,0 µm Durchmesser differenzierte. Das Ergebnis ist am deutlichsten in Amöben nach leichter Quetschung unter dem Deckglas erkennbar (Abb. 3). Für eine Amöbe bedeutet die Aufnahme eines oder mehrerer Sporen und deren Einschleusung in den Kern das sichere Todesurteil.

Da nun in der Population der Anteil nicht infizierter Trophozoiten im Verlauf mehrerer Subkulturen ständig abnahm, bestand die Gefahr des Zusammenbruchs der gesamten Kultur und damit vor allem der Verlust des Originalwirtes. Von verschiedenen Versuchen, die Amöbenpopulation parasitenfrei zu bekommen, hatte eine Haltung bei 28 °C über fünf Tage Erfolg. Die Endoparasiten stagnierten in ihrer Entwicklung und starben schließlich innerhalb der Wirtszelle ab, was meist mit einer starken Vakuolisierung des Endoparasiten einherging (Abb. 4). Zwar starben trotzdem ihre Wirtsamöben nach unterschiedlichen Zeiten ab. Da jedoch die Parasiten keine Sporen mehr bilden konnten, vermehrten sich die wenigen bisher nicht infizierten Amöben, ohne eine neue Infektion zu erwerben. Diese parasitenfreie Kultur von *T. quadrilineata* diente nun als Reserve für den Fall, dass besonders nach verlängerter Standzeit die infizierte Population ausstürbe. Es ist in solchen Fällen sehr einfach, diese Amöben aus der Reservekultur mit den freigewordenen Sporen erneut zu infizieren.

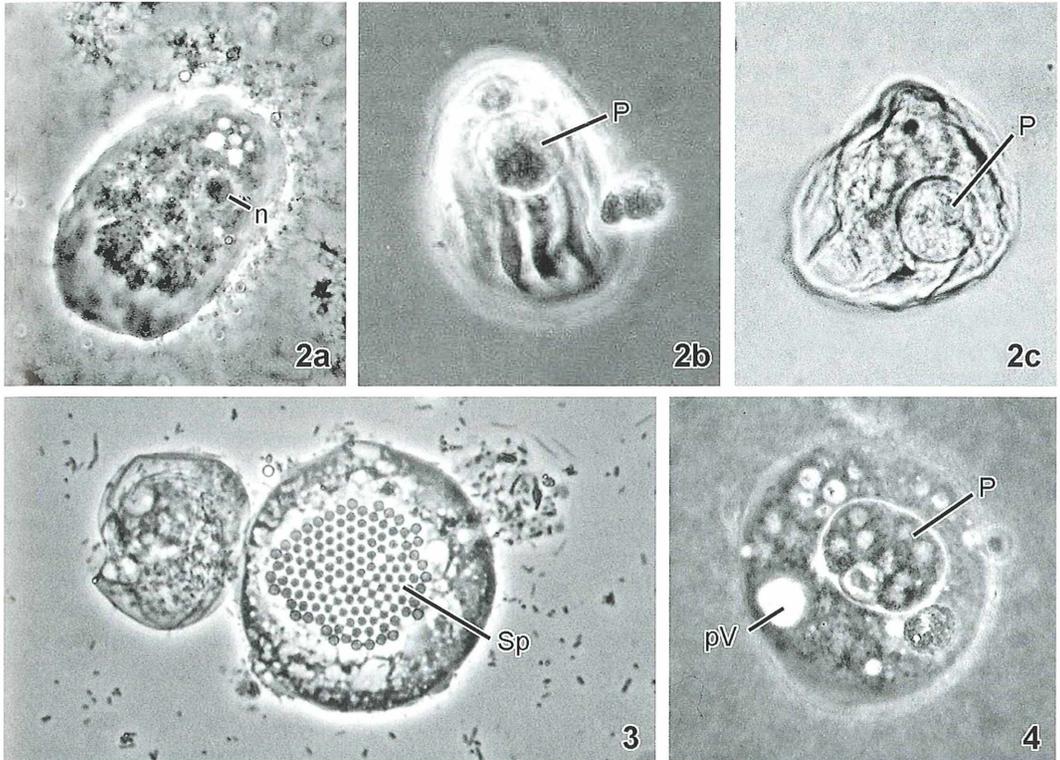


Abb. 2–4: *Thecamoeba*. a Nicht infizierte Zelle mit normalem Zellkern mit großem, ungeteiltem Endosom (n). Phasenkontrast. b Infizierte Zelle mit jungem intranukleären Parasiten (P) im erweiterten Zellkern zeigt normale gerichtete Lokomotion mit Ausbildung der typischen dorsalen Rippen. Phasenkontrast. c Wie in a, aber mit weiter gewachsenem Endoparasiten. Hellfeld, Vergr. a–c: 520fach. – Abb. 3: Ausgereiftes Sporenaggregat (Sp) nach leichter Spreizung unter dem Deckglas, so dass die einzelnen Sporen sichtbar werden. Die Kernhülle ist hier nicht mehr nachweisbar. Phasenkontrast. Vergr. 620fach. – Abb. 4: Stark vergrößerter Endoparasit (P), der nach Wärmebehandlung eine Vakuolisierung als Zeichen seiner Degeneration aufweist. Wirt und Endoparasit sterben ab, ohne dass es zur Ausdifferenzierung von Sporen kommt. pV pulsierende Vakuole. Phasenkontrast, Vergr. 520fach.

Ermittlung des Wirtsspektrums durch Kokultivierung

Solche nach dem Absterben infizierter Amöben freigewordenen Sporen dienen auch für Kokultivierungsversuche mit anderen Amöbenstämmen zur Ermittlung eines eventuellen Wirtsspektrums. Dazu wurde die jeweilige Kultur des zu testenden Amöbenstammes mit den Sporen von Stamm Tq-2 in der oben beschriebenen Art und Weise zusammengebracht und bei 20 °C gehalten. Aus nahe liegendem Grund wurde zunächst unser *T. quadrilineata* Stamm dch-1 verwendet, der bereits früher isoliert wurde, infiziert mit *Cochlonema euryblastum*,

dem schneckenförmig gewundenen endoparasitischen Pilz (Michel und Wylezich, 2005). Auch dieser Stamm war empfänglich – der Ablauf der Infektion und das morphologische Bild entsprach dem mit dem Originalwirt dargestellten Verlauf. Als nächstes erschien es sinnvoll, andere Spezies der gleichen Gattung auf ihre Eignung als potentielle Wirte zu testen. Obwohl sich nun die beiden mir zur Verfügung stehenden Arten *T. striata* und *T. terricola* durch ihren morphologisch andersartigen Kern deutlich von *T. quadrilineata* unterscheiden, erwiesen sich beide Arten als empfänglich für eine Infektion mit dem Endoparasiten. Ihre normalen Kerne weisen anstelle des kompakten zentralen

Endosoms bei *T. quadrilineata* an der inneren Kernmembran verteilte Bröckchen der Nuklearsubstanz auf (Abb. 5 und 6a). Trotz dieses markanten Unterschieds entwickelten sich die Endoparasiten im Kern der Wirtsamöbe bis zur

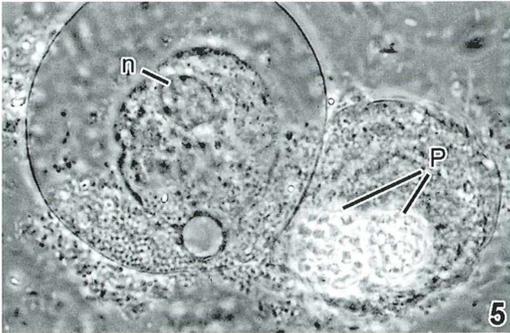


Abb. 5: Zwei *Thecamoeba striata* 3–5 Tage nach Kokultivierung mit Sporen aus dem Originalwirt *T. quadrilineata*, Stamm Tq-2. In der rechten Amöbe sind anstelle des Zellkerns (n) zwei große Parasitenaggregate (P) zu erkennen. Phasenkontrast, Vergr. 670fach.

Ausbildung reifer Sporenaggregate (Abb. 5 und 6d). Wegen der Größe von *T. terricola* ließen sich besonders gut schon nach einem Tag junge Parasiten im kaum vergrößerten, bläschenförmigen Kern erkennen (Abb. 6b), gefolgt von heranwachsenden Endoparasiten in einem bereits deutlich vergrößerten Kern am nächsten Tag (Abb. 6c).

Dimensionen der Sporenaggregate in Abhängigkeit der Wirtsgröße

Bemerkenswert ist auch, dass offenbar in Abhängigkeit von der Wirtsgröße unterschiedlich große Sporenaggregate entstehen, die entsprechend große Unterschiede in der Anzahl später frei werdender Sporen aufweisen. Während *T. quadrilineata* und *T. striata* wegen etwa gleicher Größen auch etwa gleichgroße Sporenpakete hervorbringen (vgl. Abb. 3 mit Abb. 5), können die Sporenaggregate, die sich zunächst aus dem Kern im Cytoplasma der sehr viel größeren *T. terricola* entwickeln, wesentlich um-

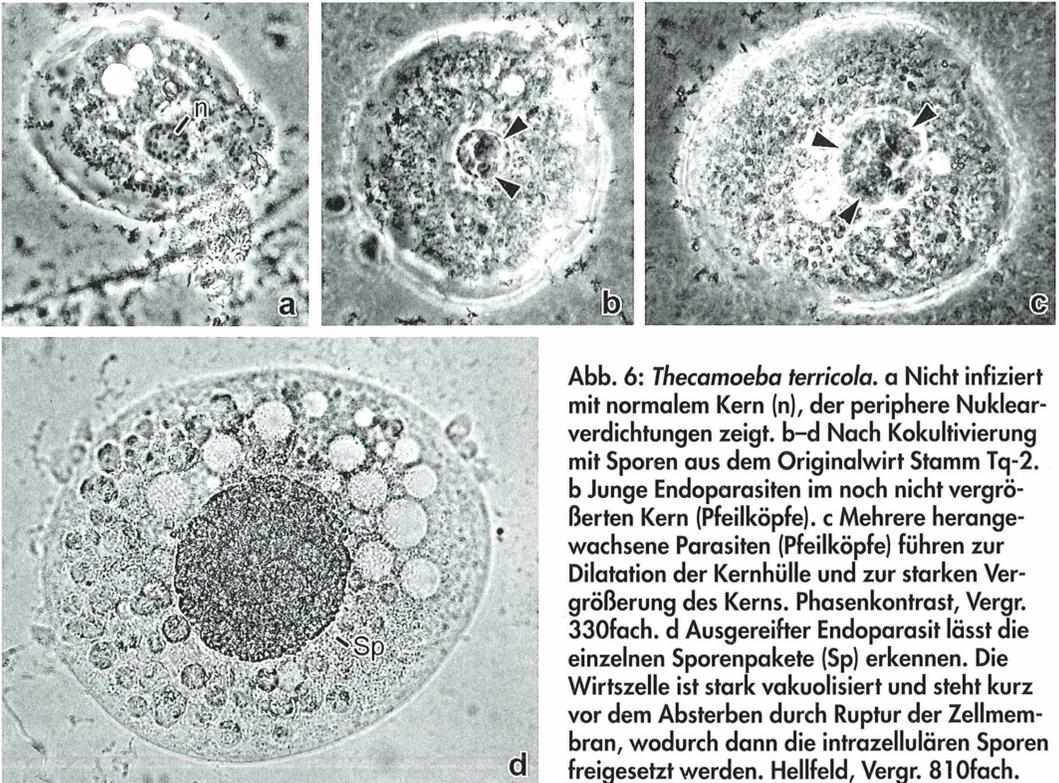


Abb. 6: *Thecamoeba terricola*. a Nicht infiziert mit normalem Kern (n), der periphere Nuklearverdichtungen zeigt. b–d Nach Kokultivierung mit Sporen aus dem Originalwirt Stamm Tq-2. b Junge Endoparasiten im noch nicht vergrößerten Kern (Pfeilköpfe). c Mehrere heranwachsende Parasiten (Pfeilköpfe) führen zur Dilatation der Kernhülle und zur starken Vergrößerung des Kerns. Phasenkontrast, Vergr. 330fach. d Ausgereifter Endoparasit lässt die einzelnen Sporenpakete (Sp) erkennen. Die Wirtszelle ist stark vakuolisiert und steht kurz vor dem Absterben durch Ruptur der Zellmembran, wodurch dann die intrazellulären Sporen freigesetzt werden. Hellfeld, Vergr. 810fach.

Tabelle 1: Untersuchung eines möglichen Wirtsspektrums des intranukleären Endoparasiten KTq-2 nach Kokultivierung mit verschiedenen Amöbenstämmen aus der eigenen Stammsammlung. * Wegen starker Schädigung der Wirtszellen zeigten die Endoparasiten keine Ausdifferenzierung in Sporen. + Erfolgte Infektion, – keine Infektion.

Amöbenarten für die Kokultivierung	Stamm	Herkunft	+/-
<i>Thecamoeba quadrilineata</i> (Originalwirt für Endoparasit KTq-2)	Tq-2	Moos-Wurzelgeflecht bei Tannheim	+
<i>Acanthamoeba</i> sp.	HLA	Cornea eines Keratitispatienten	–
<i>Naegleria clarki</i>	NDMLGo	Gartenteich in Bad Hönningen	–
<i>Platyamoeba placida</i>	P-pl	Oberflächenwasser	–
<i>Saccamoeba limax</i>	SL-3	Teich in Lüneburger Heide	–
<i>Saccamoeba limax</i>	SL-2	Teich in Biotop Hardert	–
<i>Sappinia diploidea</i>	Busnog	Moos auf gestürzter Buche, Südschweden	+*
<i>Sappinia diploidea</i>	SapplV	See im Westerwald	+*
<i>Thecamoeba quadrilineata</i>	Dch1	Dachrinne am Haus in Melsbach	+
<i>Thecamoeba striata</i>	T-str	Grotte bei Tannheim, Österreich	+
<i>Thecamoeba terricola</i>	LEMO	Lebermoos im Blumentopf	+
<i>Vannella miroides</i>	DentG1	Zahnärztliche Behandlungseinheit	–
<i>Willarta magna</i>	A1PW1	Nil in Ägypten	–

fangreicher werden mit einer erheblich höheren Sporenausbeute, wie es in Abbildung 6d dargestellt wird (statt 28 µm in dem hier dargestellten Wirt ca. 72 µm). Zu einer Infektion kam es auch bei beiden für die Kokultivierung eingesetzten *Sappinia*-Stämmen. Da die Wirtszellen jedoch wegen starker Schädigung durch die heranwachsenden Parasiten sehr früh abstarben, wurden keine Sporen mehr ausgebildet. Obwohl sie sich demnach als empfänglich erwiesen, können diese Sappinien nicht als adäquate Wirte angesehen werden, da die Endoparasiten ihre Entwicklung nicht vollenden konnten. Vorgesehen sind ergänzende Studien, die zeigen sollen, ob ein oder beide Kerne dieser doppelkernigen Amöben befallen werden.

Weitere Kokultivierungsversuche mit sowohl zwei Stämmen von *Saccamoeba limax* als auch mit Acanthamöben, Naeglerien und anderen (Tab. 1) verliefen ohne eine erkennbare Infektion dieser Amöbenarten, die zum Teil die zugeetzten Sporen zwar phagozytierten, aber im Unterschied zu den Thecamöben als willkommene Zusatznahrung verdauten. Als Fazit kann man also vorläufig von einer Gattungsspezifität dieser aus einer Thecamöbenart isolierten intranukleären Parasiten sprechen, wenn man die Sappinien als inadequate Wirte ausklammert, da es bei ihnen nicht mehr zur Ausreifung der für die Übertragung unerlässlichen Sporen kommt.

Endoparasit im Kern von *Saccamoeba limax*

In einer Schlammprobe aus einem Teich in der Lüneburger Heide ließen sich nach wenigen Tagen innerhalb einer sich aus dem Substrat vermehrenden Amöbenmischpopulation mittelgroße Saccamöben mit intrazellulären Parasitenaggregaten (Abb. 7a) erkennen, die an die erst kürzlich beschriebenen Saccamöben aus einem Biotop-Gewässer erinnerten. Diese enthielten sehr ähnliche intracytoplasmatische Aggregate, geformt von Chlamydien-ähnlichen Bakterien, wie durch elektronenmikroskopische Untersuchungen gezeigt werden konnte (Michel et al., 2006). Die nähere Beobachtung junger Stadien zu Beginn einer Infektion ließ erkennen, dass es sich im Gegensatz dazu im vorliegenden Fall wieder um einen Endoparasiten handelte, der jedoch seine Entwicklung nicht im Cytoplasma, sondern im Kern der Wirtszelle beginnt. Die Wirte mit reifen Sporenaggregaten zerfallen auch hier und entlassen zahlreiche Sporen von circa 1 µm Durchmesser in die Umgebung (Abb. 7b), die ebenso wieder für Kokultivierungsversuche mit verschiedenen Amöbenarten verwendet werden können.

Aus dem gleichen Probenmaterial entwickelte sich interessanterweise auch ein nicht näher bestimmter amöbophager Pilz (Michel et al., 2007), der nicht nur „gesunde“ Amöben einfindet, sondern ebenso infizierte Saccamöben mit

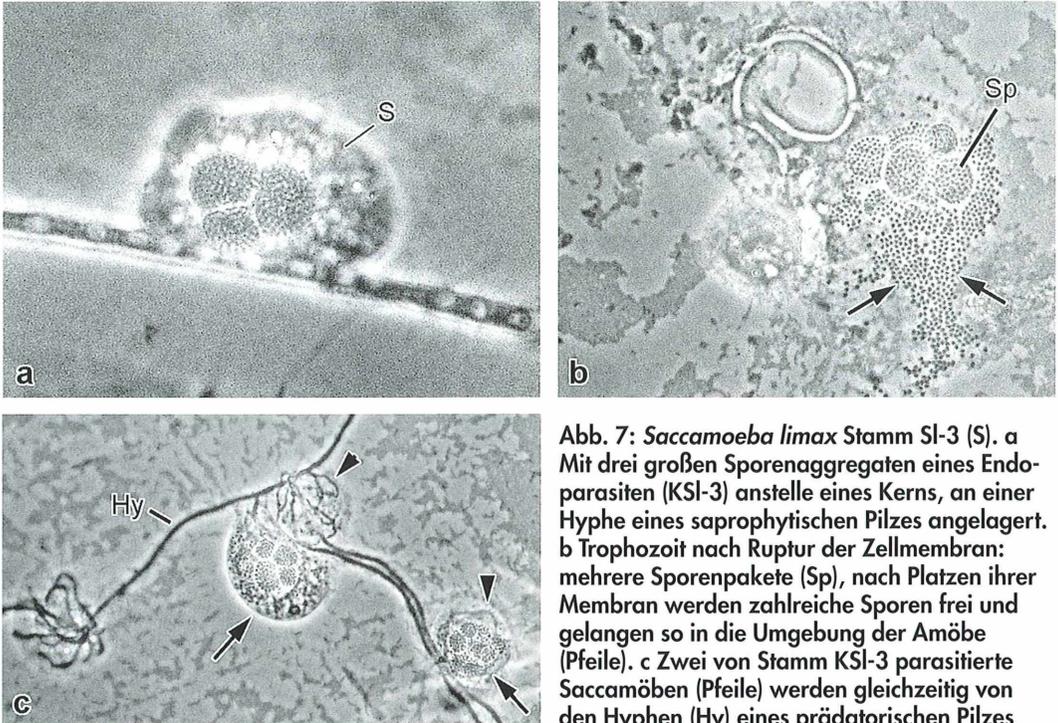


Abb. 7: *Saccamoeba limax* Stamm SL-3 (S). **a** Mit drei großen Spore aggregaten eines Endoparasiten (KSL-3) anstelle eines Kerns, an einer Hyphe eines saprophytischen Pilzes angelagert. **b** Trophozoit nach Ruptur der Zellmembran: mehrere Sporenpakete (Sp), nach Platzen ihrer Membran werden zahlreiche Sporen frei und gelangen so in die Umgebung der Amöbe (Pfeile). **c** Zwei von Stamm KSL-3 parasitierte Saccamöben (Pfeile) werden gleichzeitig von den Hyphen (Hy) eines prädatatorischen Pilzes

festgesetzt sowie von dessen Haustorien durchdrungen (Pfeilkopf). Zwei weitere von diesem Pilz erbeutete und mit Haustorien durchwachsene Amöben sind nur noch schemenhaft zu erkennen. Phasenkontrast, Vergr.: a 630fach, b 450fach, c 330fach.

Parasitenaggregaten (Abb. 7c). Der Pilz versenkte seine Haustorien auch in diese bereits von einem Endoparasiten befallenen Amöben, um sie anschließend abzutöten und auszubeuten. Erfolgt die Abtötung der Wirtsamöbe bevor es zur Ausreifung der Sporen des Endoparasiten gekommen ist, könnte der prädatatorische Pilz sogar als unbeabsichtigten Nebeneffekt die Vermehrung und Ausbreitung des konkurrierenden Endoparasiten hemmen. Dieses Beispiel zeigt, wie stark Einzeller den Nachstellungen durch Parasiten und Prädatoren ausgesetzt sein können – eine in ökologischer Hinsicht nicht ganz unwichtige Feststellung.

Kokultivierungen von Sporen aus Saccamöben in der beschriebenen Form führten nur zur Infektion der stets mitlaufenden Kontrolle mit dem Originalwirtsstamm SL-3. Selbst der Saccamöbenstamm SL-2, der als möglicher alternativer Wirt zuerst getestet wurde, erwies sich als resistent gegenüber einer Infektion durch Stamm KSL-3. Ebenso resistent erwiesen sich *Thecamoeba quadrilineata*, *T. striata*, *T. terri-*

cola, *Sappina diploidea* (2 Stämme), *Platyamoeba stenocephala*, *P. placida* und *Hartmannella cantabrigensis*. Während man bei KTq-2, dem Endoparasiten von *T. quadrilineata*, noch von Gattungsspezifität sprechen konnte, ließen sich mit diesem zweiten Endoparasiten bisher ausschließlich Amöben des gleichen Stammes erfolgreich infizieren.

Es ist noch die Frage nach der taxonomischen Gruppenzugehörigkeit der beiden Endoparasiten offen. Der erste Zugang wird durch die Elektronenmikroskopie ermöglicht. Erste Aufnahmen der aus Thecamöben isolierten Parasiten lassen einen echten Zellkern erkennen und somit die Zugehörigkeit zu eukaryotischen Organismen, wodurch die Annahme einer möglichen Zugehörigkeit dieser „*Nucleophaga*“-Art zu den Pilzen wahrscheinlicher wird. Für den sich im Kern von Saccamöben entwickelnden Endocytobionten liegen noch keine elektronenmikroskopischen Aufnahmen vor; die mögliche Zugehörigkeit zu Pro- oder Eukaryoten ist damit noch nicht entschieden.

Literaturhinweise

- Doflein, F., Reichenow, E.: Lehrbuch der Protozoenkunde. Fischer Verlag, Jena 1929.
- Hoffmann, R., Michel, R., Schmid, E. N., Müller, K. D.: Natural infection with microsporidian organisms (KW19) in *Vannella* spp. (Gymnamoebia) isolated from a domestic tapwater supply. Parasitol. Res. 84, 164–166 (1998).
- Michel, R., Wylezich, C.: Beitrag zur Biologie und Morphologie von *Cochlonema euryblastum*, einem endoparasitischen Pilz von *Thecamoeba quadrilineata*. Mikrokosmos 94, 75–79 (2005).
- Michel, R., Müller, K.-D., Hauröder, B., Zöller, L.: Isolation of *Saccamoeba limax* simultaneously

- harboring both a *Chlamydia*-like endoparasite and a rod-shaped bacterium as endosymbionts. Endocytobiosis Cell Res. 17, 1–9 (2006).
- Michel, R., Zöller, L.: Beobachtungen zum Beutefangverhalten verschiedener amöbophager Pilze der Gattung *Acaulopage* (Zoopagaceae). Mikrokosmos 96, 151–156 (2007).
- Page, F. C.: A new key to freshwater and soil Gymnamoebae. Freshwater Biological Association, Amleside, GB 1988.

Verfasser: Dr. Rolf Michel, Wiedhöhe 2, 56581 Melsbach

Aus der Industrie

Leica Microsystems präsentiert auf der BIOTECHNICA neue Mikroskopsysteme für Biowissenschaften: Das Stereomikroskop Leica M205 C

Leica Microsystems stellte auf der BIOTECHNICA eine ganze Reihe von brandneuen Mikroskopsystemen für Biowissenschaften vor. Eine kleine Sensation präsentiert der international agierende Optikerhersteller im Bereich der Stereomikroskopie: Das neue Leica M205 C (Abb. 1) sprengt die bisher geltenden optischen Auflösungsgrenzen der Stereomikroskopie, indem sich die neu entwickelte Leica FusionOptic™ (zum Patent angemeldet) ein neurologisches Phänomen zunutze macht. Der linke Strahlengang liefert hohe Schärfentiefe, während der rechte Strahlengang ein Bild großer Auflösung bereitstellt. Das menschliche Gehirn kombiniert die besten Informationen aus beiden Kanälen zu einem stereomikroskopischen Bild bislang nicht erreichter Auflösung und Schärfentiefe. Das Leica M205 C ist das erste Stereomikroskop der Welt mit einem voll apochromatisch korrigierten 20.5:1 Zoom. Im Zoombereich von 0.78x–16x steigt die Auflösung kontinuierlich bis auf 1050 Lp/mm (Planapo-Objektiv 2x) an. Diese Leistungsklasse blieb Stereomikroskopen bisher aufgrund optischer Gesetze verschlossen.

Weitere Neuheiten umfassen verschiedenste Anwendungen der Fluoreszenzmikroskopie (MultiColor-TIRF, konfokales FCM1000, Inversmikroskop für Lebendzelloforschung DMI3000 B), die automatisierten Digitalmikroskope DM4000 B bis DM6000 B,

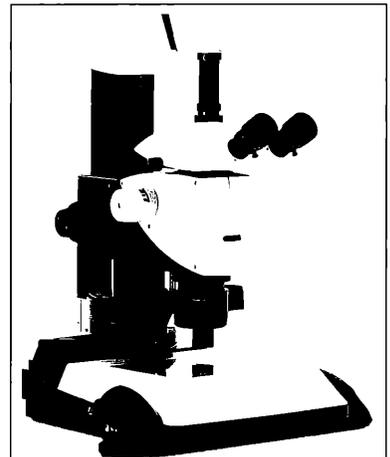


Abb. 1: Das Stereomikroskop Leica M205 C kombiniert hohe Schärfentiefe mit hoher Auflösung.

das Lasermikrodissektionssystem LMD6000 zum Selektieren von kleinsten Objekten und das hochauflösende Spektalkonfokalsystem TCS SPE.

Weitere Informationen im Internet unter: www.leica-microsystems.com

Inkohärent, kohärent, partiell kohärent – Zum mikroskopischen Auflösungsvermögen Teil 1: Einleitung und einige Grundlagen

Hinrich Husemann

Immer mal wieder diskutieren Mikroskopiker über das Auflösungsvermögen. Bei genauerer Betrachtung ein recht komplexes Thema. Der Verfasser hat anhand der Literatur versucht, es – beschränkt auf die klassischen Ansätze für die konventionelle Lichtmikroskopie – mit möglichst geringer mathematischer Befrachtung elementar nachvollziehbar zu entwickeln. Nur Grundvorstellungen von der Abbildung im Mikroskop und auch etwas Wellenoptik werden vorausgesetzt.

Das Auflösungsvermögen abbildender und verdeutlichender optischer Instrumente – Kameras (Auge eingeschlossen), Fernrohre und hier speziell Mikroskope – gibt an, in wieweit diese den Benutzer sehr kleine Winkelabstände oder eng benachbarte Details beobachteter Objekte noch als getrennt erkennen lassen, also „auflösen“ können. Wegen der durch seine Wellennatur bedingten so genannten Beugung des Lichtes an den Aperturblenden der abbildenden Systeme beziehungsweise den Objekten selbst ist diese Fähigkeit jedoch prinzipiell beschränkt.

Beim Mikroskop versteht man darunter im Allgemeinen das auf Strukturen in der Objektebene bezogene laterale Auflösungsvermögen (das axiale in Richtung der optischen Achse ist mehr in der modernen konfokalen Mikroskopie von Interesse). Meist wird dazu der Abstand kontrastreicher, feiner, gerade noch getrennt erkennbarer Objektdetails – das heißt eine Strecke – als Auflösungsgrenze d in μm angegeben. Als Auflösungsvermögen bezeichnet man deren Kehrwert $1/d$, gemessen zum Beispiel in Linienpaaren pro Millimeter (Lp/mm). Der Auflösungsgrenze $d = 1 \mu\text{m}$ entspricht damit das Auflösungsvermögen 1000 Lp/mm.

Beispiele: Auge bei realer Winkelauflösung von circa $2'$ ($1/30$ Grad) in konventioneller Sehweite (250 mm) – ausreichender Kontrast vorausgesetzt – circa 6–7 Lp/mm; normales Lichtmikroskop bis $d \approx 0,2 \mu\text{m}$ entsprechend ungefähr 5000 Lp/mm.

Während man es bei Kamera und Fernrohr allgemein nur mit selbstleuchtenden oder quasi all-

seitig und damit praktisch inkohärent beleuchteten Objekten zu tun hat, kommen beim Mikroskop alle Modi der Objektbeleuchtung von kohärent bis inkohärent in Betracht, was mit jeweils etwas unterschiedlichem Auflösungsvermögen verbunden ist. Die üblichen Physik-Lehrbücher gehen hierauf wenig ein. Genaueres dazu findet sich nur in der meist stärker mathematisch betonten Spezialliteratur. Wenn es auch „nur“ um einen Faktor von höchstens 2 geht, ist dieses zum Teil recht Theorie-lastige Thema vielleicht doch von allgemeinem Interesse.

Kurzer historischer Rückblick

Fußend auf den Erkenntnissen des frühen 19. Jahrhunderts zu Beugung und Interferenz des Lichtes haben später Ernst Abbe (1873) und Hermann von Helmholtz (1874) voneinander unabhängig zwei vom Ansatz her verschiedene wellenoptische Theorien zum Auflösungsvermögen von Mikroskopen formuliert. Deren Grundgedanken seien zur Einleitung kurz skizziert.

Abbe nahm als mikroskopisches Modell-Objekt ein einfaches Liniengitter an, das von einem monochromatischen Parallel-Bündel – erzeugt zum Beispiel aus einer praktisch punktförmigen Lichtquelle im unteren Brennpunkt des Kondensors – durchleuchtet wird. Letzteres fächert dabei am Objekt infolge Beugung auf in die untereinander kohärenten Parallel-Bündel der gerade durchgehenden 0. Ordnung („direktes“ Licht) und der abgebeugten aufsteigenden

Ordnungen. Soweit sie vom Objektiv eingefangen werden, entwirft es aus ihnen in seiner hinteren Brennebene zunächst Bilder der Lichtquelle. Die von diesen weiter laufende Strahlung beleuchtet die Zwischenbildebene des Mikroskops, und die dort aus ihrer Überlagerung resultierende Interferenzfigur stellt das Bild des Objektes dar. Bei senkrechter Beleuchtung sind dafür außer der 0. mindestens noch die ± 1 . Ordnungen nötig. Deren Beugungswinkel darf dazu den Aperturwinkel des Objektivs nicht überschreiten. Letzterer bestimmt also – zusammen mit der Wellenlänge – das Auflösungsvermögen des Objektivs. Ein Bündel allein (hier die 0. Ordnung) beleuchtet die Bildebene nur noch strukturlos gleichförmig.

Von Helmholtz nahm dagegen als Modell-Objekt ein Paar benachbarter selbstleuchtender Punkte an. Nach ihm wird das Auflösungsvermögen begrenzt infolge der Beugung, welche die von diesen ausgehenden Lichtbündel an der kreisförmigen Aperturblende des Objektivs erfahren. In dessen Bildebene ergeben sich deshalb anstelle von Punkten jeweils runde, von Ringen abnehmender Intensität umgebene Lichtscheibchen endlichen Durchmessers. Nach dem Mathematiker und Astronomen G. B. Airy, der erstmals solche Intensitätsverteilungen für die Abbildung von Sternen (auch leuchtenden „Punkten“) durch Fernrohrobjektive berechnete, heißen sie allgemein Airy-Scheibchen. Da die erzeugenden Punktquellen als unabhängig leuchtend – also inkohärent – angenommen werden, tritt keine Interferenz ein. Die Intensitäten der Airy-Scheibchen addieren sich bei Überlappung einfach. Ist zwischen ihren Zentren ein trennendes Intensitätsminimum nicht mehr vorhanden beziehungsweise nicht mehr erkennbar, ist auch für die Objektpunkte die Auflösungsgrenze erreicht.

Beide Theorien widersprachen sich bezüglich des die Beugung bewirkenden Strahlungshindernisses (Objekt hier, Aperturblende des Objektivs dort). Abbe ging zudem von einer „kohärenten“, von Helmholtz von einer „inkohärenten“ Abbildung aus. Dennoch fanden beide die gleiche Abhängigkeit der Auflösungsgrenze d von der Vakuum-Wellenlänge λv des Lichtes und dem Aperturwinkel u , genauer der Numerischen Apertur (NA) des Objektivs $NA = n \times \sin u$ (n = Brechzahl des Mediums zwischen Objekt und Objektiv)

$$d = f \times (\lambda v / NA) \quad (\text{Gleichung 1})$$

Lediglich im reinen Zahlenfaktor f unterscheiden sich die Ergebnisse beider Theorien etwas. Er variiert aber nur im Bereich von etwa 0,5 bis 1, bleibt also in gleicher Größenordnung. Selbstleuchtende Objekte, wie bei von Helmholtz angenommen, treten in der Mikroskopie praktisch nur bei den – heute allerdings sehr wichtigen und hoch entwickelten – Fluoreszenzverfahren auf. Abbe hingegen ging von praktisch paralleler Durchleuchtung (Beleuchtungsapertur $\rightarrow 0$) der Objekte aus. Zweckmäßig beleuchtet man jedoch meist (schon Robert Koch hat darauf hingewiesen) mit Lichtkegeln höherer Apertur.

Diese Diskrepanzen haben dann auch zu Diskussionen darüber geführt, welcher der beiden Ansätze der mikroskopischen Realität am ehesten entspricht, zumal zwischen kohärenter und inkohärenter Beleuchtung auch noch gewisse Unterschiede im Auflösungsvermögen bestehen. Wie mit dem Konzept der partiellen Kohärenz von H. P. van Cittert (1934) und F. Zernike (1938) später unter anderem von H. H. Hopkins (1950) gezeigt werden konnte, nimmt der Kohärenzgrad der Beleuchtung mit zunehmender Apertur ab, und mit genügend hoher Apertur beleuchtete Objekte verhalten sich praktisch wie Selbstleuchter inkohärent.

Etwas zu Kohärenz, Inkohärenz und Interferenz

Lichtbündel (und damit auch ihre Quellen) heißen untereinander kohärent, wenn bei ihrer gegenseitigen Durchdringung Interferenz eintritt. Diese zeigt sich zum Beispiel in Form von Hell-Dunkel-Streifen-Systemen auf einem gemeinsam beleuchteten Schirm. Voraussetzung dafür sind gleiche Wellenlängen, ausreichende Überlappung und zeitlich konstante Phasenbeziehungen zwischen ihren Wellenzügen. Letztere dürfen auch nicht senkrecht zueinander polarisiert sein. Ihre Amplituden überlagern sich dabei je nach Phasenlage von konstruktiv (sich addierend) bis destruktiv (sich gegenseitig löschend). Hierbei bleibt die Strahlungsenergie (der Lichtstrom) aber insgesamt erhalten, sie wird nur räumlich umverteilt. Die Einzelintensitäten (Intensität = Energiestromdichte, proportional zum zeitlichen Mittelwert der Quadrate der Amplituden) der Bündel im gemeinsam durchstrahlten Raum addieren sich damit nicht einfach, sondern es ergeben sich dort

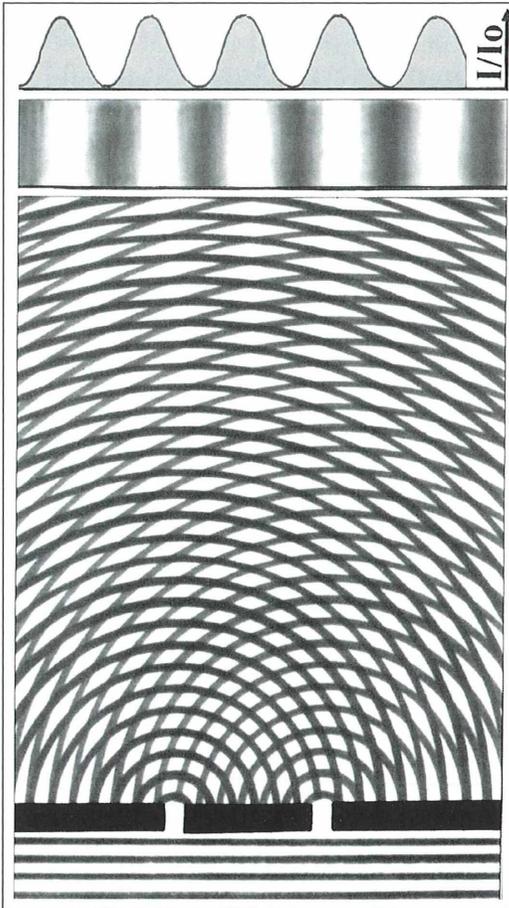


Abb. 1: Interferenz hinter zwei kohärent beleuchteten, engen Spalten.

räumlich strukturierte Verteilungen, zum Beispiel der Beleuchtungsstärke. Sie werden Interferenzfiguren oder -muster genannt und sind umso kontrastreicher, je vollkommener die genannten Voraussetzungen erfüllt sind.

Abbildung 1 veranschaulicht das modellartig idealisierend. Von unten treffen ebene Wellenfronten – die sinusförmigen Maxima und Minima werden vereinfachend durch helle und dunkle Streifen imitiert – zum Beispiel von einer weit entfernten Punktquelle kommend senkrecht auf eine von zwei engen Öffnungen (Durchmesser $\ll \lambda$) durchbrochene Wand. Letztere wirken dann entsprechend dem Huygens'schen Prinzip als im Takt der Wellenfronten erregte Punktquellen. Die aus ihnen nach oben sich ausbreitenden und überlagernden (im Bild kreisförmigen) Wellen sind stets in Phase und

damit kohärent. Kreuzung von hell und dunkel bedeutet hier destruktive, von hell und hell beziehungsweise dunkel und dunkel konstruktive Überlagerung der Amplituden. Das Entstehen der Interferenzfigur mit ihrer periodischen Intensitätsverteilung $I(x)$ und dem hohen Kontrast (hier $V = 1$, siehe unten) ist aus dem das Wellenfeld imitierenden Moirée-Muster unmittelbar verständlich.

Wenn – auch bei gleicher Wellenlänge! – beide Punktquellen nicht wie im Bild angenommen synchron kontinuierlich (es könnte real auch synchron intermittierend sein), sondern in zeitlich ungeordneten Intervallen jeweils unabhängig voneinander emittieren, sind konstante Phasenbeziehungen zwischen ihren Wellenzügen als notwendige Voraussetzung für Interferenz nicht mehr gegeben. Die Überlagerungen fluktuieren deshalb statistisch und kompensieren sich in ihrer Wirkung insgesamt so schnell, dass die trägen Lichtempfänger wie beispielsweise Auge und Film nur den zeitlichen Mittelwert der Intensität registrieren können. Dieser ergibt sich einfach als Summe der von den beteiligten Quellen stammenden Einzelintensitäten; es ist also keine Interferenzfigur erkennbar. Solche Bündel (und damit auch ihre Quellen) werden dann als inkohärent bezeichnet. Zwischen beiden Grenzfällen gibt es Übergänge, was sich in kontrastärmeren Interferenzfiguren äußert; die beteiligten Bündel sind dann nur noch partiell kohärent.

Interferenz ist also das eigentliche Kriterium für Kohärenz. Deren Ausmaß äußert sich im Kontrast der Interferenzfigur, auch Sichtbarkeit oder Kohärenzgrad V genannt (Abb. 2). Er berechnet sich aus den messbaren Intensitäten nach

$$V = (I_{\max} - I_{\min}) / (I_{\max} + I_{\min}) \quad (\text{Gleichung 2})$$

I_{\max} und I_{\min} sind die jeweils höchste und niedrigste Intensität (zum Beispiel Bestrahlungsstärke) benachbarter Abschnitte der Interferenzfigur. Für $I_{\min} = 0$ ergibt sich $V = 1$ als Maximalwert.

Bei den üblichen thermischen Lichtquellen (meist Glühlampen) und auch bei Fluoreszenz entsteht das Licht durch so genannte spontane Emission. Ihre einzelnen Punkte (Atome, Moleküle) strahlen voneinander unabhängig in sehr kurzen Zeitintervallen (kürzer 10–8 s) statistisch intermittierend. Das heißt zwischen ihren Wellengruppen bestehen – auch bei gleicher

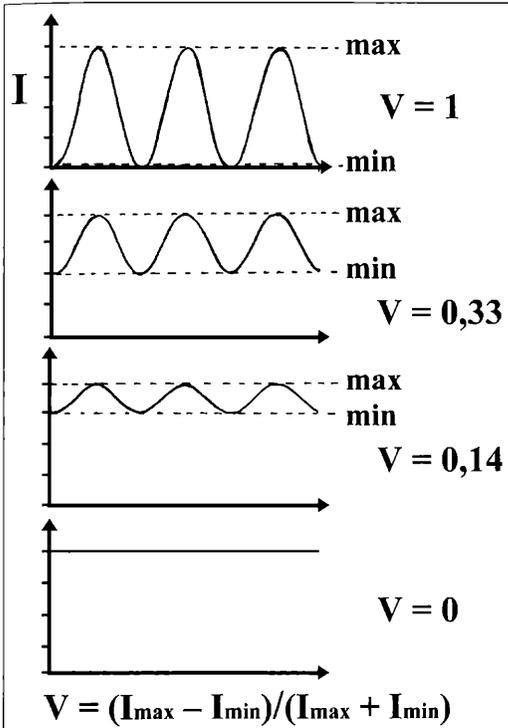


Abb. 2: Beispiele für unterschiedlichen Kontrast V .

Wellenlänge – keine festen Phasenbeziehungen. Thermische Lichtquellen lassen sich somit als Ansammlung untereinander inkohärenter Punktquellen beschreiben. Auf von ihnen beleuchteten Flächen – zum Beispiel bei zwei Kerzen vor einer Wand – sind deshalb keine Interferenzerscheinungen zu beobachten.

Fazit: Bei Beleuchtung durch inkohärente Quellen errechnet sich die Verteilung der Intensität – zum Beispiel der Bestrahlungsstärke auf einer Empfängerfläche – einfach durch Addition der von diesen stammenden Einzelintensitäten. Bei kohärenten Quellen muss dagegen zunächst über die Amplituden der interferierenden Wellen (vektoriell) summiert werden; hier sind also deren Amplituden additiv. Die Intensitäten auf der beleuchteten Fläche errechnen sich dann aus dem Quadrat der summierten Amplituden.

Allgemeines zur Ermittlung des Auflösungsvermögens

Die klassischen Ansätze zur Berechnung des Auflösungsvermögens gehen von einfachen,

idealisierten Modell-Objekten, zum Beispiel leuchtenden Punktpaaren auf dunklem Untergrund, durchleuchteten Liniengittern sowie monochromatischem Licht und aberrationsfreier Optik aus. Die Intensitätsverteilungen im mikroskopischen Zwischenbild lassen sich damit rechnerisch ermitteln. Für eine Auflösung müssen diese mindestens noch die Grundstruktur des Objektes – zum Beispiel die Periodizität eines Gitters – in Form durch Minima erkennbar getrennter Maxima wiedergeben. Die registrierenden Strahlungsempfänger von beispielsweise Auge, Digital- oder Fotokamera müssen diese dazu selbst noch auflösen, das heißt die jeweiligen Intensitätsgebirge mittels ihrer Sehzellen, Pixel und Körnungen punktuell genügend eng abtasten können. Das erfordert gegebenenfalls eine ausreichende Nachvergrößerung des Zwischenbildes – zum Beispiel durch ein Okular – bis zur so genannten förderlichen Vergrößerung (Danz, 2006; Göke, 1988; Gerlach, 1985). Zudem muss zwischen benachbarten Maxima und Minima ein ausreichender, vom jeweiligen Strahlungsempfänger noch auflösbarer Intensitätsunterschied, also ein Mindestkontrast bestehen. Die Ergebnisse für den Zahlenfaktor f in Gleichung 1 können schon deshalb unter sonst gleichartigen Voraussetzungen etwas differieren. Generell sind deshalb die so berechneten, meist auf $\lambda_v = 550 \text{ nm}$ (Empfindlichkeitsmaximum unseres Auges beim Tagessehen) bezogenen Auflösungsvermögen mehr als konventionelle Richt- und Vergleichswerte zu betrachten. Wegen nicht völlig aberrationsfreier Optik sowie komplexerer und kontrastärmerer Strukturen realer Objekte sind sie praktisch nicht leicht zu erreichen.

Zur experimentellen Bestimmung des Auflösungsvermögens benötigt man Testobjekte mit bezüglich ihrer Abmessungen und Kontraste sehr genau definierten Strukturen. Da das bis unter die jeweiligen Auflösungsgrenzen gegeben sein muss, sind sie nicht leicht herzustellen. Die klassischen Testverfahren bedienen sich deshalb geeigneter Diatomeen-Präparate mit meist gitterartigen Strukturelementen passender Abmessungen (Göke, 1983, 1988). Letztere unterliegen aber einer natürlichen Schwankebreite, sind also für die einzelnen Individuen meist nicht genau bekannt (oder müssten mittels anderer Methoden bestimmt werden). Die Verfahren eignen sich eher für Vergleiche, da sie wohl nur orientierende Werte liefern können.

Im Folgenden werden die beiden klassischen Konzepte zur Berechnung des Auflösungsvermögens und ihre Weiterentwicklungen genauer behandelt: In den Teilen 1 und 2 dieser Artikelserie geht es um die Auflösung zweier eng benachbarter Objektpunkte (engl.: Point Pair Resolution) und in den Teilen 3 und 4 um die Abbe'sche Theorie.

Zur Punktabbildung (Airy-Figur)

Im Bilde der Zweipunkt-Auflösung besteht das Objekt aus Punktquellen. Diese werden vereinfachend als monochromatisch, gleich hell und in dunkler Umgebung befindlich angenommen. Infolge der Beugung an der Aperturblenne des Objektivs werden sie in der Zwischenbildebene nicht wieder als Punkte, sondern wie schon einleitend erwähnt als flächenhafte so genannte Airy-Figuren abgebildet. Kriterium für die Auflösung benachbarter Objektpunkte ist ein erkennbares Minimum zwischen den Intensitätsmaxima über ihren geometrisch-optischen Punktbildern. Dieser Abstand stellt die Auflösungsgrenze d dar. Im zweiten Teil dieser Serie soll das vergleichend für inkohärent und kohärent leuchtende Punktpaare betrachtet werden.

Voraussetzung hierzu ist die Kenntnis der Amplituden- und Intensitätsverteilungen in der Bildebene bei der Abbildung eines Punktes. Allgemein ergibt sich erstere als so genannte Fourier-Transformierte der Leuchtdichte-Verteilung in der beugenden Apertur (Fraunhofer-Beugung). Da letztere hier kreisförmig ist und als homogen durchleuchtet angenommen wird, resultiert für die Amplituden-Verteilung in der Bildebene eine Besselfunktion 1. Ordnung. Das zugehörige Intensitäts-„Gebirge“ ergibt sich dann aus deren Quadrat.

Für das Verständnis der wesentlichen Aspekte reicht aber hier die im Prinzip ja gleichartige eindimensionale Fraunhofer-Beugung an einem langen geraden Spalt als Modell vollkommen aus (auch von Helmholtz behandelte ursprünglich statt der runden eine quadratische Apertur). Die Punktabbildung sei demgemäß vereinfacht – zunächst mehr beschreibend – anhand von Abbildung 3 erläutert: Von einem leuchtenden oder beleuchteten Punkt der Objektebene OE gehen kugelförmige, monochromatische Lichtwellen aus. Das Objektiv Ob erfasst davon einen Kegel mit dem Aperturwinkel u

und konzentriert dieses Bündel – bei der hier dargestellten ∞ -Optik mit Hilfe der Tubuslinse TL – in der Zwischenbildebene BE des Mikroskops. Wegen der Beugung an seiner Aperturblenne AB entsteht dort als Bild statt eines Punktes eine Airy'sche Beugungsfigur (Abb. 4). Die Kurve A/A_0 über BE stellt einen Radialschnitt durch deren rotationssymmetrische Amplitudenfunktion dar. Die zugehörige Intensitätsverteilung I/I_0 – Intensitäten sind proportional zum Quadrat der Amplituden – wird dort durch die grau ausgefüllte so genannte Punktbildfunktion beschrieben. Das kreisförmige

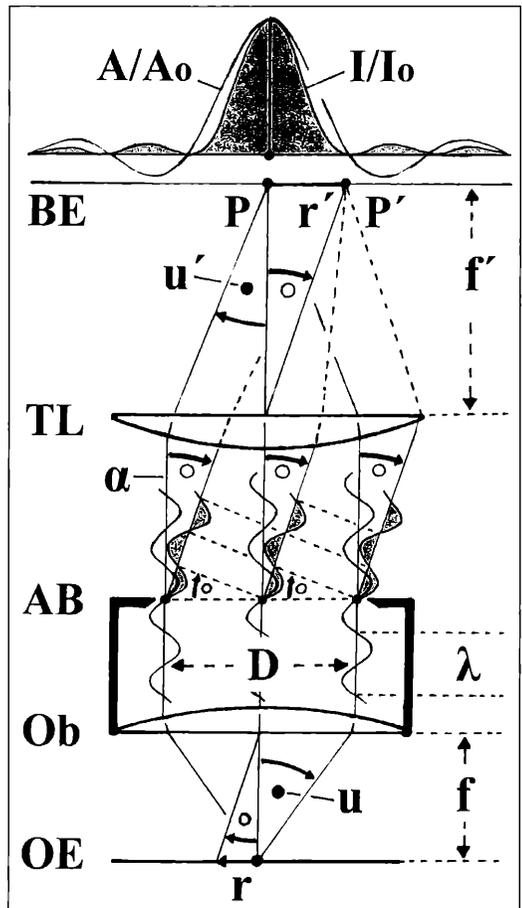


Abb. 3: Punktabbildung. α Winkelabstand des 1. Minimums zum Maximum, A/A_0 Amplitudenfunktion, AB Aperturblenne, BE Bildebene, D Durchmesser von AB, f und f' Brennweiten, I/I_0 Intensitäts-Punktbildfunktion, λ Wellenlänge, Ob Objektiv, OE Objektebene, r und r' Radien, TL Tubuslinse, u und u' Aperturwinkel.

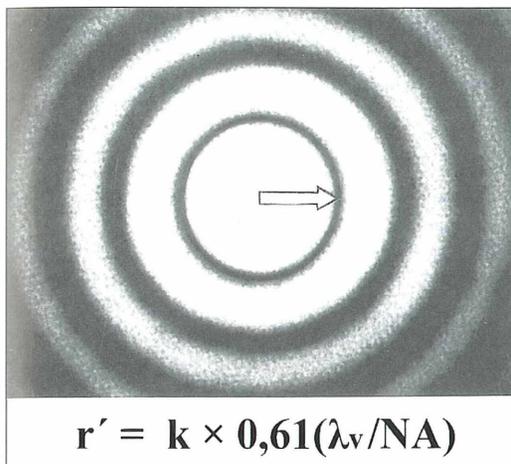


Abb. 4: Airy'sche Beugungsfigur.

mige 1. Minimum (1. Nullstelle der Amplituden- und damit auch der Intensitätsverteilung) begrenzt den zentralen Lichtfleck, das eigentliche Airy-Scheibchen. Da hier (im Idealfall) circa 84% des Lichtstromes einer Punktabbildung konzentriert sind, kann man es als Bild des leuchtenden Punktes betrachten. Sein Radius r' bestimmt im Wesentlichen das Auflösungsvermögen. Man erhält ihn aus folgenden wellenoptischen Überlegungen.

Das Objektiv Ob verwandelt die vom Objektpunkt in seiner unteren Brennebene OE kommenden Kugelwellen der Wellenlänge λ in ebene Wellenfronten. Diese treffen auf seine Aperturblende AB. Zur vereinfachten Behandlung der Beugung wird diese als gerader Spalt der Breite D angenommen (Längsausdehnung senkrecht zur Papierebene). Nach dem Huygens'schen Prinzip gehen, angeregt durch die einfallenden Wellenfronten, von allen seinen Punkten synchrone Elementarwellen aus. Das ist für drei repräsentative Punkte auf seiner Mittellinie und den Rändern – jeweiliger Abstand $D/2$ – angedeutet. In achsenparalleler Richtung sind die Wellen über die ganze Spaltbreite phasengleich und werden durch die Tubuslinse TL im zentralen Punkt P ihrer Brennebene BE vereinigt. Alle ihre Amplituden überlagern sich dort deshalb konstruktiv, und es resultiert das Maximum der darüber gezeichneten Amplituden- und Intensitätsverteilung.

In der um den Winkel α dazu geneigten Richtung schwingen dagegen alle Wellen, deren Quellpunkte im Spalt einen Abstand $D/2$ haben, im Gegentakt. Das ist wieder an den von

den drei oben genannten Punkten ausgehenden Wellen erkennbar. Sie haben also paarweise (zu jedem Punkt in der linken gibt es einen um $D/2$ entfernten in der rechten Spalthälfte) einen Gangunterschied von $\lambda/2$ und löschen sich deshalb bei Vereinigung in zur Richtung von α gehörigen Bildpunkt P' in der Ebene BE gegenseitig vollständig aus. Es resultiert dort das den hellen Kern der (beim Spalt natürlich linearen) Beugungsfigur begrenzende 1. Minimum. Für dessen Winkelabstand α zum Intensitätsmaximum ergibt sich geometrisch $\sin \alpha = (\lambda/2)/(D/2) = \lambda/D$.

Für Beugung an der real kreisförmigen Aperturblende mit dem Durchmesser D ergibt die (viel aufwändigere) Rechnung als Winkelabstand zwischen Maximum und (kreisförmigem) 1. Minimum mit $\sin \alpha = 1,22 (\lambda/D)$ ein davon nicht sehr verschiedenes, in den folgenden Betrachtungen weiter verwendetes Ergebnis.

Letzteres beschreibt jedoch nur die Winkelauflösung. Bei Mikroskopen ist dagegen die lineare Auflösung im Objekt gefragt. Hierzu interessiert zunächst der Radius r' (Strecke PP') des 1. Minimums der Airy-Figur in der Zwischenbildebene BE des Mikroskops. Bei seiner Berechnung ist zu berücksichtigen, dass wegen der hier vorausgesetzten aberrationsfreien Abbildung die in diesem Rahmen nicht herleitbare (dazu zum Beispiel Michel, 1964; Haferkorn, 2002) Abbe'sche Sinus-Bedingung gelten muss. Diese lautet für Abbildung 3: $r \times n \times \sin u = r' \times n' \times \sin u'$; wobei r und r' , u und u' sowie n und n' jeweils die Radien, Aperturwinkel und Brechzahlen bedeuten. Ungestrichen im Objektraum vor dem Objektiv, gestrichen im Bildraum hinter diesem (da dort – im Gegensatz zum Objektraum – stets Luft als Medium vorliegt, gilt praktisch $n' = 1$).

Anstelle der üblichen – in Abbildung 3 wegen der Übersichtlichkeit fortgelassenen – Hauptebenen der Linsensysteme erfordert die Sinus-Bedingung bei der Bildkonstruktion zu Objekt- und Bildpunkten zentrische Kugelflächen, dort mit den Radien f und f' . Die Quotienten $(D/2)/f$ und $(D/2)/f'$ stellen dann nicht mehr wie in Abbildung 3 die Tangens-, sondern die Sinus-Funktionen der Aperturwinkel u und u' dar, was im Weiteren zu beachten ist. Unabhängig davon gilt für genügend kleine Winkel x – gemessen im Bogenmaß – stets näherungsweise $x \approx \text{tg } x \approx \sin x$.

Da der Winkel α real sehr klein ist, gilt in der Abbildung 3 bildseitig: $\sin \alpha' = 1,22 (\lambda'/D)$

$\approx r'/f'$; für das gesuchte r' folgt damit: $r' \approx 1,22 (f'/D) \lambda'$. Für den bildseitigen Aperturwinkel u' gilt entsprechend der oben genannten Sinus-Bedingung (statt $\text{tg } u'$): $\sin u' \approx (D/2)/f' = (1/2)/(f'/D)$. Eliminieren von (f'/D) aus beiden Gleichungen ergibt $r' = 0,61 (\lambda'/\sin u')$.

Wellenlängen hängen auch vom Brechungsindex n des jeweiligen Mediums ab. Man drückt sie deshalb eindeutiger nach $\lambda = \lambda v/n$ durch die Vakuum-Wellenlänge λv aus und erhält hier $r' = 0,61 \lambda v/(n' \times \sin u')$. Der Nenner stellt die bildseitige(!) Numerische Apertur NA' der Abbildung (hier bei „∞“-Optik in Verbindung mit der Tubuslinse TL) dar: $NA' = n' \times \sin u'$. Damit ergibt sich $r' = 0,61 (\lambda v/NA')$.

Bei Mikroskop-Objektiven wird aber stets die objektseitige Numerische Apertur $NA = n \times \sin u$ angegeben. Aus der Abbe'schen Sinus-Bedingung folgt auch $NA = k \times NA'$, wobei $k = r'/r$ der Abbildungsmaßstab von der Objektzur Zwischenbildebene ist. Damit erhält man für den Radius des 1. Minimums der Airy-Figur:

$$r' = k \times 0,61 (\lambda v/NA) \quad (\text{Gleichung 3}).$$

Da benachbarte Airy-Scheibchen, deren Zentren diesen Abstand merklich unterschreiten, nicht mehr als getrennt erkannt werden können, bestimmt r' maßgeblich das Auflösungsvermögen. Dieses bezieht sich natürlich auf die Objektebene. Bildet man dazu die Airy-Figur aus der Bildebene rückwärts in diese ab, ergibt sich dort wegen $r = r'/k$ aus deren Minimum ein Kreis um den Objektpunkt mit dem Radius

$$r = 0,61 (\lambda v/NA) \quad (\text{Gleichung 4}).$$

Entsprechend werden benachbarte Objektpunkte, die mit innerhalb dieses Kreises liegen, von ersterem nicht mehr als getrennt erkennbar abgebildet.

Anmerkung

Insgesamt ist die Beugungsfigur eine räumliche, ellipsoid-förmige Lichterscheinung um die geometrische Punkt-Abbildung. Das Airy-Scheibchen stellt deren Schnitt mit der Bildebene dar; ihre Ausdehnung senkrecht dazu (axial) bestimmt die hier nicht behandelte beugungsbedingte Tiefen-Auflösungsgrenze; nach Rayleigh $\Delta z = 0,5 (n \lambda v/NA^2)$.

In Teil 2 wird die Zweipunkt-Auflösung (Two Point Resolution) behandelt.

Literaturhinweise

- Abbe, E. Beiträge zur Theorie des Mikroskops und der mikroskopischen Wahrnehmung. Schulzes Arch. für mikroskopische Anat. 9, 413–468 (1873).
- Bergmann, L., Schäfer, C.: Lehrbuch der Experimentalphysik, Band 3 Optik. Walter de Gruyter, Berlin 2004.
- Beyer, H., Riesenberg, H.: Handbuch der Mikroskopie. VEB Verlag Technik, Berlin 1988.
- Born, M., Wolf, E.: Principles of optics. Pergamon, New York 1980.
- Claussen, H. C.: Mikroskope. In: Handbuch der Physik Band 29, Optische Instrumente. Springer Verlag, Berlin 1967.
- Danz, R.: Numerische Apertur, Immersion und förderliche Vergrößerung. Mikrokosmos 95, 376–379 (2006).
- Den Dekker, A. J., van den Bos, A.: Resolution: a survey. J. Opt. Soc. Am. A 14, 547–557 (1997).
- Flügge, J.: Studienbuch zur Technischen Optik. Vandenhoeck & Ruprecht, Göttingen 1976.
- Francon, M.: Einführung in die neueren Methoden der Lichtmikroskopie. Verlag G. Braun, Karlsruhe 1967.
- Gerlach, D.: Das Lichtmikroskop. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1985.
- Göke, G.: Moderne Methoden der Lichtmikroskopie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.
- Göke, G.: Prüfung der Bildübertragungsleistung von Mikroskopen. 2. Das Auflösungsvermögen. Mikrokosmos 72, 247–252 (1983).
- Gross, H. (ed.): Handbook of optical systems, Vol. 2: Physical image formation. Wiley-VCH-Verlag, Weinheim 2005.
- Haferkorn, H.: Optik. Wiley-VCH-Verlag, Weinheim 2003.
- Hecht, E.: Optik. Oldenbourg, München 2001.
- Helmholtz, H.: Die theoretische Grenze der Leistungsfähigkeit der Mikroskope. Ann. d. Phys., Jubelband 1874, S. 557–584.
- Hofmann, C.: Die optische Abbildung. Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig, Leipzig 1980.
- Hopkins, H. H., Barham, P. M.: The influence of the condenser on microscopic resolution. Proc. Phys. Soc. B 63, 734–744 (1950).
- Husemann, H.: Bestimmung Numerischer Aperturen, Teil 1: Geometrisch-optisch. Mikrokosmos 94, 275–282 (2005).
- Husemann, H.: Bestimmung Numerischer Aperturen, Teil 2: Mittels der Abbe'schen Theorie. Mikrokosmos 94, 337–344 (2005).

Wenn Detektive doppelt sehen – Zur Geschichte des Vergleichsmikroskops

Erich Lühje

Am 15. April 1920 tragen zwei Wächter der Schuhfabrik Slater & Morrill in South Braintree (USA) 16.000 Dollar in Metallkisten über eine Straße. Zwei Fremde schießen beide Männer nieder und entkommen mit ihrer Beute in einem Fluchtwagen. Ein Wächter stirbt auf der Straße, neben dem anderen findet man vier leere Patronenhülsen ...

Wie aus diesem Überfall des Nicola Sacco und Bartolomeo Vanzetti ein Sensationsprozess wurde, wie ungezählte Millionen in der ganzen Welt in den Jahren 1926/27 gegen die Vollstreckung der Todesstrafe protestierten, das kann man bei Jürgen Thorwald (1964) nachlesen. Als ich unlängst in unserer Schulbibliothek auf den zerlesenen und ausgemusterten Schmöcker stieß, fand ich darin auch eine ausführliche Geschichte der kriminalistischen Mikroskopie, insbesondere des Vergleichsmikroskops. Sie sei hier kurz referiert und durch einschlägige Berichte in frühen Jahrgängen des MIKROKOSMOS ergänzt. Eine maßgebliche Rolle bei den Ermittlungen gegen Sacco und Vanzetti spielte Calvin H. Goddard (1891–1955), der Pionier der forensischen Schusswaffenkunde. Ausgehend von Vorarbeiten der Amerikaner Waite und Gravelle entwickelte Goddard ein Vergleichsmikroskop, das zum wichtigsten Instrument der forensischen Ballistik werden sollte (Abb. 1). Darüber später mehr!

Es begann mit Intuition

Bereits 1835 überführte ein (anderer!) Henry Goddard in London einen Mörder, indem er einen „Auswuchs“ an der tödlichen Bleikugel auf einen Fehler beim Gießen zurückführte. In der Wohnung des Verdächtigen fand er eine Form mit einer Vertiefung, in welche der Auswuchs der Kugel genau hineinpasste. Überraschenderweise stand der Besitzer der Form den Mord. Das einzige Hilfsinstrument des findigen Kriminalisten war damals noch seine Intuition.

1898 wurde der Berliner Chemiker Paul Jeserich, der sich in besonderem Maße für kriminalistische Arbeit interessierte, als Experte vor das Landgericht in Neuruppin gerufen. Dort untersuchte und fotografierte er eine Mord- und eine Probekugel *unter dem Mikroskop*, wie Thorwald hier ausdrücklich vermerkt. Beim Vergleich der beiden Fotos fanden sich Übereinstimmungen, welche zur Verurteilung des Angeklagten beitrugen. Man darf aus dem Bildervergleich schließen, dass Jeserich noch kein Vergleichsmikroskop einsetzte.

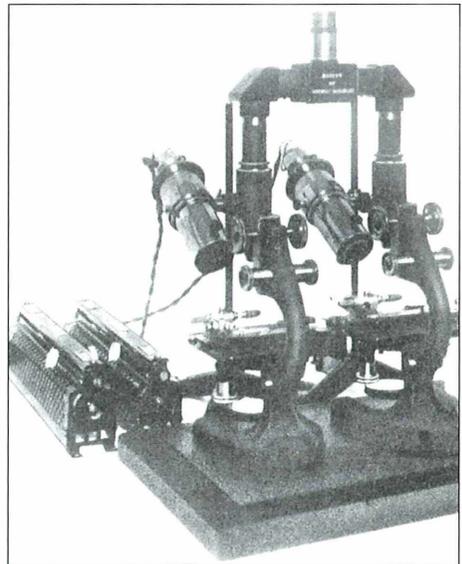


Abb. 1: Vergleichsmikroskop von Calvin H. Goddard (aus Thorwald, 1964).

1902 saß in Massachusetts Oliver Wendell Holmes – *einer der wirklich großen Männer der amerikanischen Rechtsprechung*, so Thorwald – über einen Angeklagten namens Best zu Gericht. Mit Gespür für die wissenschaftlichen Neuerungen in der Kriminalistik gestattete er, dass ein Büchsenmacher, *der sich aufs Mikroskop verstand*, als Experte geladen wurde. Mit Vergrößerungsglas und Mikroskop gelangte dieser zu dem Ergebnis, dass die Mordkugel aus Bests Pistole stammen könne.

Kopf ab?

So glatt ging es nun freilich nicht immer zu in der amerikanischen Justiz jener Tage. 1915 wurde in der Ortschaft West-Shelby im Staate New York der gebürtige Deutsche Charles E. Stielow eines Doppelmordes beschuldigt, den er unter verschärften Verhörmethoden schließlich gestand, dann aber vor Gericht wieder abstritt. Ein Sachverständiger sollte nunmehr klären, ob die drei Mordkugeln des Kalibers 22 aus der Waffe des Angeklagten stammten: Damals begnügten sich amerikanische Richter mit der Erklärung eines „Sachverständigen“, dass er Experte sei. So auch im Stielow-Prozess, wo ein (falscher) „Dr.“ Hamilton sich unter anderem als Sachverständiger in Chemie, Mikroskopie, Fotografie und Kugelidentifizierung an die (50 Dollar plus Spesen pro Tag waren damals der übliche Honorarsatz). Er legte die Kugeln unter sein billiges Mikroskop und schloss, sie seien aus Stielows Revolver abgefeuert worden. Im Anschluss daran fotografierte er die Kugeln, um damit Richter und Jury zu beeindrucken. Als Stielows Verteidiger auf diesen Fotos keine kennzeichnenden Kratzer erkennen konnte, erklärte „Dr.“ Hamilton: *Oh, die Fotografien sind durch ein Mißgeschick verwechselt worden. Die Bilder zeigen die Seite der Kugeln, die dem Kratzer abgewandt sind.* So erfüllte Hamiltons Gutachten alle Wünsche der Jury, die an einem Schuldigen, nicht aber an weiteren Gerichtskosten interessiert war. Stielow kam nach Sing-Sing, um dort auf seine Hinrichtung zu warten. Ausgerechnet der dortige Gefängnisdirektor, Spencer Miller, setzte sich derart nachdrücklich für den tierhaft hilflos wirkenden Todeskandidaten ein, dass er die Hinrichtung hinauszögern konnte, bis der tatsächliche Mörder gefasst wurde und ein Geständnis ablegte – und widerrief (man lese die

Einzelheiten im fesselnden Originaltext!). Nunmehr wurde ein gewisser Captain Jones aus der Detektivabteilung der Stadt New York um sachkundige Hilfe gebeten. Da Jones über kein Mikroskop verfügte, wurden die Mord- und Testkugeln nach Rochester gebracht. Dort arbeitete in den berühmten Werken Bausch & Lomb Optical Company ein erprobter Fachmann für angewandte Optik und Mikroskopie: Max Poser. Dieser konnte nun auch *mit den schärfsten Instrumenten* (so Thorwald) keine belastenden Kratzspuren finden. Dagegen stellte er Abdrücke fest, die Stielows Revolver als Tatwaffe ausschlossen. Der tatsächliche Mörder wiederholte sein Geständnis. Stielow wurde nach dreijähriger, unschuldig verbüßter Haft freigelassen.

Vergleichsmikroskopie zum Erkennen von Projektilspuren

Als sich nach dem ersten Weltkrieg die Erkenntnis durchzusetzen begann, dass jede Waffe auf den von ihr abgefeuerten Projektilen unverwechselbare Spuren hinterließ (ähnlich wie jede Rasierklinge unter dem Mikroskop an ihrer Schneide eine individuelles Muster von Zacken besitzt), nahm der bereits mit dem Stielow-Prozess befasste Charles E. Waite aus dem Amt des Generalstaatsanwaltes von New York verstärkte Bemühungen auf, diese Spuren nachzuweisen. Er hatte sich noch niemals mit Mikroskopie beschäftigt. Die von ihm gesuchten Spuren ließen sich aber nur unter einem Mikroskop erkennen. Waite eilte zu Max Poser in Rochester (Bausch & Lomb) und wünschte das beste Gerät, das auf dem Markt war. In kürzester Zeit entwickelte der Optiker ein Spezialmikroskop mit Kugelhalter und Messskalen, welche die Feststellung auch der feinsten Zeichen und Veränderungen ermöglichten. Weil Waite, inzwischen ein alter Mann, sich wegen seiner schwachen Augen und seiner zittrigen rechten Hand den Anforderungen mikroskopischer Arbeit nicht mehr gewachsen fühlte, suchte und fand er in Philipp O. Gravelle einen geeigneten Partner. Gravelle hatte sich schon als Student in den Nachtstunden mit Mikroskopie und Fotografie beschäftigt. Die Mikrofotografie war ihm zur Leidenschaft geworden. Die Londoner Mikrofotografische Gesellschaft hatte den 45-jährigen soeben durch ihre Barnard-Goldmedaille ausgezeichnet. In

New York gründete er mit Waite das „Bureau of Forensic Ballistic“, das erste Institut dieser Art auf der ganzen Welt. Aber solange man durch das Mikroskop nur eine Kugel inspizieren konnte und sich ihr Bild einprägen musste, bis die Vergleichskugel unter dem Mikroskop lag, war keine wissenschaftliche Genauigkeit erreicht. Zuviel hing von der Aufnahmefähigkeit des einzelnen Beobachters ab. 1925 schuf Gravelle ein Vergleichsmikroskop, welches es ermöglichte, zwei Kugeln gleichzeitig bei vielfacher Vergrößerung in einem Bild zu sehen. Zwei Mikroskope, unter denen je eine der Vergleichskugeln lag, fasste er durch eine sinnreich konstruierte Optik zusammen. Die Unzulänglichkeit des menschlichen Gedächtnisses war ausgeschaltet. Vor seinen Augen sah Gravelle nun dicht nebeneinander zwei Kugeln und vermochte beide so lange zu drehen, bis sich Übereinstimmung oder Verschiedenheit unwiderlegbar festlegen ließ.

Waite, schon vom nahen Tode gezeichnet, fand noch einen weiteren Mitarbeiter: Calvin Goddard (vgl. Abb. 1). Nach kurzer Einarbeitung beherrschte dieser in Waites Büro das von Gravelle konstruierte Vergleichsmikroskop mit vollendeter Meisterschaft. Neben den Spuren auf dem Projektil fand er nun auch am Boden der Patronenhülsen unverwechselbare Zeichen, welche die Identifikation der benutzten Waffe erlaubten. *Mit dieser Gewissheit im Herzen und dem Vergleichsmikroskop in der Hand machte Goddard sich daran, Polizei und Gerichtshöfe für eine auf exakten wissenschaftlichen Grundlagen beruhende forensische Ballistik zu erobern* (Thorwald).

Mörderische Erkenntnis

Und damit sind wir wieder beim Sacco-Vanzetti-Prozess im Jahre 1920. Ich schließe Thorwalds mitreißende Erzählung kurz, um gleich zum Höhepunkt (besser: zur Gipfelkette) der Ereignisse zu kommen. Ein erster Sachverständiger, Staatspolizeichef Captain Proctor, befand, dass die relevanten Spuren mit Saccos Pistole *vereinbar* seien. Proctor aber besaß weder Kenntnisse noch Erfahrungen in der einfachen Mikroskopie. Ein zweiter Gutachter, Charles van Amburgh, war kein Amateur wie Proctor, hatte aber erst begonnen, sich mit der Mikrofotografie zu beschäftigen. Sein Fazit: „*Ich neige zu der Ansicht, daß die Kugel aus dieser*

(= Saccos) *automatischen Colt-Pistole abgefeuert worden ist.*“ Nun kam die Stunde der Verteidigung: Zwei Sachverständige sahen genau das Gegenteil als erwiesen an. *Aus dem Blickwinkel späterer Erfahrung betrachtet, war das Ganze ein bedrückendes Schauspiel* (Thorwald). Schließlich (nach einer Diskussion der Täterschaft Vanzettis) rief der Verteidiger mit hektischer Stimme den Geschworenen zu: *Wenn die Zeit gekommen ist, in der ein Mikroskop benutzt werden muss, um über Menschenleben zu entscheiden, und wenn die Benutzer des Mikroskops sich nicht einigen, sondern Experten der Anklage und Experten der Verteidigung sich schroff widersprechen, dann sollten einfache Männer wie Sie zögern, bevor sie ein Menschenleben zerstören.* Die zwölf Geschworenen verlangten schließlich (am 14. Juli 1921 zur Beratung und Urteilsfindung einge-

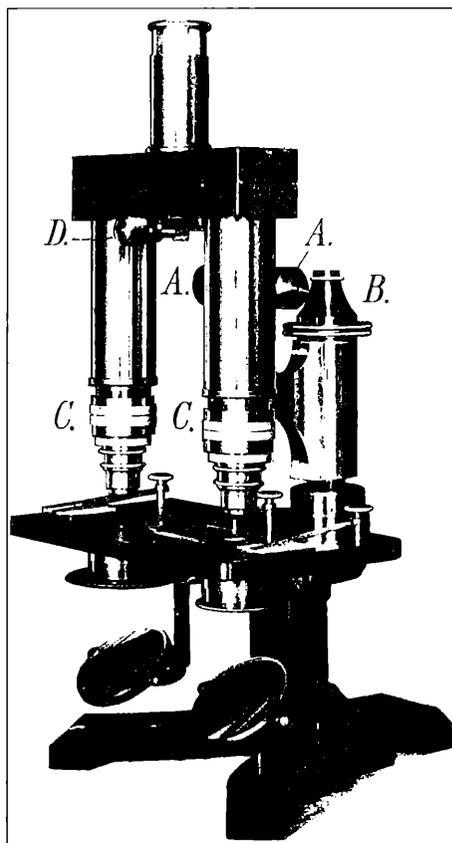


Abb. 2: Vergleichsmikroskop nach Thörner (Konstruktion W. und H. Seibert, Wetzlar) (aus Thörner, 1912/13).

geschlossen) nach einem Vergrößerungsglas, um Kugeln und Patronen selber begutachten zu können, und erklärten einstimmig Sacco und Vanzetti des *Mordes ersten Grades* für schuldig.

Expertenstreit um Mordkugeln

Weltweit erhoben sich Proteste. Und man glaubt es kaum: „Dr.“ Hamilton erschien abermals auf der Szene und befand 1923 mit gewohnter Selbstsicherheit, dass Sacco und Vanzetti nicht die Todesschützen gewesen seien. Seine so genannte neue Methode bestand ausschließlich darin, dass er jetzt ein besseres Mikroskop (von Bausch & Lomb) benutzte. Nun schien es auch geboten, den Sachverständigen van Amburgh erneut zu befragen. Auch er hatte sich inzwischen ein neues Mikroskop zugelegt und eingehender mit Mikrofotografie befasst. Er fotografierte jetzt die Mord- beziehungsweise Testkugeln von allen Seiten. Von jedem Geschoss machte er zwölf Aufnahmen und klebte sie zu einem Streifen zusammen. Die Streifen verglich er miteinander. Sein Urteil: *Ich bin sicher, daß die Patrone in Saccos Pistole abgefeuert wurde. Ich bin ebenso sicher, dass die tödliche Kugel aus Saccos Revolver kam.* Wiederum Gutachten gegen Gutachten!

Streichen wir erneut fesselnde Episoden und lassen jetzt, 1927, Goddard auftreten. Er stand

dem Gutachter der Verteidigung, August Gill, Professor an der Technischen Hochschule von Massachusetts, gegenüber (denn „Dr.“ Hamilton hatte abgelehnt, als Zeuge aufzutreten). Zum ersten Mal erschien das Vergleichsmikroskop auf der Bühne eines gewaltigen Prozesses. Keiner der Anwesenden, außer Goddard, hatte bisher davon gehört. Schon als Goddard seine Geräte vorführte, sprach Gill fassungslos aus, das Vergleichsmikroskop sei von solcher Einfachheit und Genauigkeit, dass er sich den Untersuchungsergebnissen unterwerfen werde, auch wenn seine bisherigen Anschauungen völlig entwertet würden. Vor aller Augen untersuchte Goddard nun ruhig und gründlich die vorgelegten Kugeln und Patronen. Dann gab er sein Urteil bekannt: *„Die Kugel III wurde aus Saccos Pistole abgefeuert und kann niemals aus einer anderen Pistole abgefeuert worden sein. Die Kugeln der sechs Winchester-Patronen, die bei Sacco gefunden wurden, entsprechen in ihrer Konstruktion der Kugel III. Die Patronenhülse stammt unzweideutig aus Saccos Pistole. Die übrigen Kugeln und Patronenhülsen wurden aus anderen Waffen abgefeuert.“* Als Gill sich über das Vergleichsmikroskop beugte und die Ergebnisse Goddards überprüfte, stieß er mit bleichem Gesicht hervor: *Was kann ich dazu noch sagen!* Sein Gutachten von 1923 bezeichnete er der Verteidigung gegenüber daraufhin als Irrtum. Sacco und Vanzetti wurden am 23. August 1927 hingerichtet. Noch einmal rauschte ein Sturm der Empörung um die ganze Welt. Vierunddreißig Jahre später, im Oktober 1961, überprüften zwei amerikanische Ballistiker erneut Goddards Untersuchungsbefunde aus dem Jahre 1927 und gelangten zu dem gleichen Ergebnis: *Es gab nicht den Deut eines Zweifels.*

Vergleichsmikroskopie in Europa

Überfliegen wir Thorwalds weitere Darstellung, um nur noch festzuhalten, dass in Europa den Pionieren der Ballistik der Schritt bis zum echten Vergleichsmikroskop versagt blieb. Otto Mezger schuf zwar einen Pistolen-Atlas mit 100 Waffentypen und wandte sich im Verlauf seiner Arbeiten an die Firma Leitz, ob es möglich sei, eine Apparatur zu entwickeln, in der zwei Kugeln gleichzeitig inspiziert werden könnten. Aber bevor seine Gedankengänge zur Reife gelangten, kam Gravelles Erfindung über

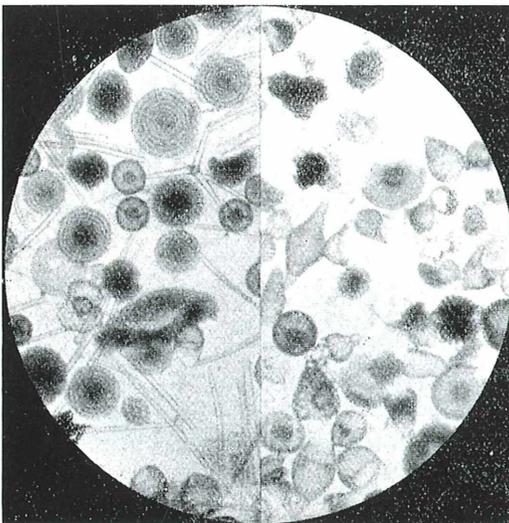


Abb. 3: Radiolarien-Plankton von den Bermuda-Inseln (aus Thörner, 1912/13).

den Atlantik, aus der Neuen in die Alte Welt. Freilich machte das Vergleichsmikroskop auf diesem Wege einen Schlenker über Ägypten! Dort leitete seit 1917 der Schotte Sydney Smith die Gerichtsmedizinische Abteilung des ägyptischen Justizministeriums. 1924 las er durch Zufall einen kleinen Bericht darüber, dass in New York Waite und Gravelle zwei Mikroskope zusammengebaut hatten, um Kugeln zu vergleichen. Smith bastelte sich daraufhin sein erstes Vergleichsmikroskop. *Glücklicherweise zur rechten Zeit*, wie Thorwald feststellt, denn bald darauf (1925) konnte er ein Attentat auf den britischen Oberbefehlshaber der ägyptischen Armee aufklären.

Von Kairo aus kam das Vergleichsmikroskop über London nach Europa. Dort las Robert Churchill, Büchsenmacher von Beruf und Schießsachverständiger bei Mordverfahren, Smiths Bericht über die Aufklärung des Attentats. Als bald ließ auch er sich ein Vergleichsmikroskop bauen. Überdies suchte er Goddard in New York auf. 1927 konnte er mit seinem Gerät einen spektakulären Mordfall klären. *Zum ersten Mal hielt die moderne forensische Ballistik Einzug in das traditionsbeladene alte Haus (Old Bailey). Das Vergleichsmikroskop lieferte Schlagzeilen. Über seine erfolgreiche Anwendung wurde noch gesprochen, als die beiden*

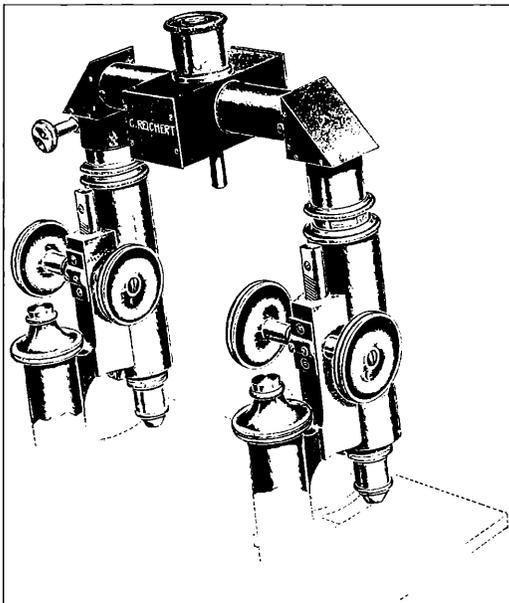


Abb. 4: Das Reichert'sche Vergleichsokular im Einsatz (aus Günther, 1913/14).

Angeklagten – zum Tode verurteilt – am 31. Mai 1928 (...) starben (Thorwald, 1964).

Von London führte der Weg des Vergleichsmikroskops über Schweden. Dort baute Södermann ein derartiges Gerät. Dann folgten Edmond Lacard in Lyon, Mezger in Stuttgart, Kraft in Berlin. Im Jahre 1930 wurden in Europa vorübergehend mehr Vergleichsmikroskope verwendet als in Amerika, wo die Methode zwar entstanden war, die wissenschaftliche Kriminalistik aber noch nicht den Stand der Entwicklung in Europa erreicht hatte.

Soweit Thorwald in seinem Buch von 1964. Sicher ist es über den Internet-Antiquitätenmarkt noch aufzutreiben. Ich kann es nur bestens empfehlen!

Und was weiß der MIKROKOSMOS von alledem?

Ich schlug Hans Müllers *Mikroskopisches Quellenbuch, Vollständiges Verzeichnis nach Stichworten aller in der Zeitschrift ‚Mikrokosmos‘, Jahrgang I–XIII erschienenen Arbeiten aus allen Gebieten der theoretischen und angewandten Mikroskopie* (1921) auf und fand unter dem Stichwort „Vergleichsmikroskop“ Hinweise auf Band VI 123f*, 173 und unter „Vergleichsokular“ Hinweise auf Band VII 301f* sowie Band XII 126f*. Das Sternchen verhielt eine *Abbildung des betr. Objektes oder eines Teiles desselben*.

Und wie die Sternchen funkelten! Findet sich doch gleich in Heft 5 des VI. Jahrganges (1912/13) ein Vergleichsmikroskop abgebildet (Abb. 2). Über ein Vergleichsmikroskop berich-

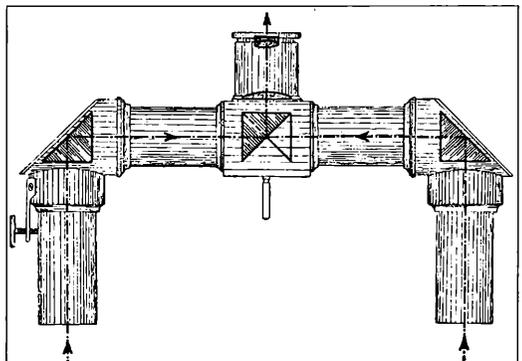


Abb. 5: Die Prismenanordnung und der Strahlengang im Reichert'schen Vergleichsokular (aus Günther, 1913/14).

tet dazu Dr. Wilhelm Thörner, Osnabrück, unter anderem: *Seltsamerweise haben die optischen Institute jedoch bislang noch kein Instrument konstruiert, das die gleichzeitige Beobachtung von zwei Präparaten, also die direkte Vergleichung zweier Objekte gestattet. Ein solches Instrument, ein Vergleichsmikroskop, würde aber bei vielen wissenschaftlichen Untersuchungen die wichtigsten Dienste leisten können.* Nach Thörners Angaben fertigte die optische Anstalt W. und H. Seibert in Wetzlar im vergangenen Jahr ein solches Vergleichsmikroskop. Zwei Präparate können in Gestalt zweier dicht nebeneinander liegender Halbkreise verglichen werden (Abb. 3). Das Instrument ist gewissermaßen ein Doppelmikroskop, mit dem auch alle Beobachtungen anzustellen sind, die mit einem guten einfachen Mikroskop ausgeführt werden können. Eine einfache Prismenverschiebung bringt ein Vergleichspräparat neben dem fraglichen Präparat ins Gesichtsfeld. Thörners Mitteilung rief wenig später im selben VI. Jahrgang (1912/13) die Optische Anstalt C. Reichert (Wien) auf den Plan: *Wir bitten Sie, als Berichtigung ... aufzunehmen, dass unsere Firma nach den Angaben des berühmten Mikroskopikers Dr. H. Van Heurck zu Beginn der neunziger Jahre des vorigen Jahrhunderts ein Mikroskop hergestellt hat, das den gleichen Zwecken dient und in der optischen Ausstattung mit dem Vergleichsmikroskop der Firma W. u. H. Seibert in Wetzlar nahezu identisch ist.* Bereits im folgenden Jahrgang VII (1913/14) lernen die Leser des MIKROKOSMOS dieses Gerät in Wort und Bild kennen. Hanns Günther, Zürich, beschreibt *Das Reichertsche Vergleichsokular* (Abb. 4 und 5), mit welchem sich zwei gewöhnliche Mikroskope, die nicht einmal gleiche Bauart zu haben brauchen, in ein Vergleichsmikroskop umwandeln lassen. *Darin sehe ich einen wesentlichen Vorzug der Reichertschen Konstruktion.* Bei Thörner also eine Art Doppelmikroskop mit zwei vereinigten Objektiven, zwei Beleuchtungsapparaten und zwei an einem gemeinsamen Stativ befestigten Tuben mit zwei Objektiven, bei Reichert hingegen ein spezielles Okular für zwei beliebige Mikroskope. Auch dieses Vergleichsokular erlaubt es, das rechte beziehungsweise das linke Objekt allein im Gesichtsfeld erscheinen zu lassen, also sowohl Vergleichs- als auch Einzeluntersuchungen anzustellen.

Im XII. Jahrgang des MIKROKOSMOS (1918/19) schließlich wendet Prof. Dr. A. Her-

zog den Reichert'schen Vergleichsaufsatz zu Messzwecken an (Abb. 6), vorausgesetzt, daß nur gleiche Mikroskopobjektive benutzt werden und unter das eine der beiden miteinander verbundenen Mikroskope ein gewöhnliches Objektmikrometer gelegt wird. (...) Zweckmäßig wird hierbei der Maßstab, wie aus der Abbildung ersichtlich, etwas exzentrisch gestellt, damit ein größerer Teil des Gesamtsehfeldes dem eigentlichen Präparat zugute kommt. (...) Der Vorteil dieser Art von Messungen liegt hauptsächlich darin, daß die wahre Größe mikroskopischer Objekte unmittelbar, d. h. ohne vorherige Auswertung eines Okularmaßstabes und ohne lästige Umrechnungen erfolgen kann. (...) Auch dürfte es in manchen Fällen als angenehm empfunden werden, daß die Maßabteilung mittels einer einfachen Bewegung an dem unter dem mittleren Prismenaufsatz angebrachten Knopfe sehr rasch aus dem Gesichtsfeld gebracht werden kann, so daß nunmehr das Präparat allein, ohne jede Störung durch Teilstriche abgesucht werden kann.“

Ohne Thorwalds Ausführungen kritisieren zu wollen, wird man sagen dürfen, dass das Vergleichsmikroskop bereits seit längerem – etwa 30 Jahre früher – in Europa hergestellt und eingesetzt wurde, bevor Goddard es 1925 für seine Zwecke bauen ließ. Schon Jeserich hätte

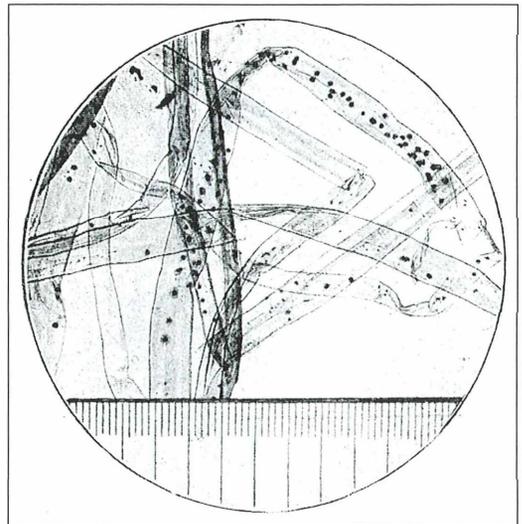


Abb. 6: Ungebleichter Sulfitzellstoff und Objektmikrometer (Teilwert 0,01 mm) mit dem Reichert'schen Vergleichsokular dargestellt (aus Herzog, 1918/19).

es 1898 in Neuruppin rein theoretisch zur Verfügung stehen können. Wenn Otto Mezger etwa Mitte der zwanziger Jahre bei Leitz offenbar ergebnislos nach der Möglichkeit einer solchen Konstruktion anfragte, mögen auch patentrechtliche Hindernisse entgegengestanden haben: Thörners Seibert-Gerät (aus Wetzlar!) war durch D.R.G.M. geschützt.

Goddards Gerät (Abb. 1) gleicht dem Reichert'schen Fabrikat bis in Einzelheiten. Offenbar verwendete Goddard zwei baugleiche Mikroskope, was bei Reichert nicht erforderlich, indes mitnichten ausgeschlossen war. In den MIKROKOSMOS-Beschreibungen der Wiener beziehungsweise Wetzlarer Geräte findet sich freilich kein ausdrücklicher Hinweis auf die Untersuchung von abgeschossenen Kugeln oder Patronenhülsen. So mag eine gewisse Originalität des Goddard'schen Geräts in seiner Auflichtbeleuchtung und der optimierten Manipulation der Objekte (Kugeln, Patronenhülsen) gelegen haben. Vielleicht weiß ein MIKROKOSMOS-Leser mehr darüber?

Literaturhinweise

- Günther, H.: Das Reichertsche Vergleichsokular. *Mikrokosmos* 7, 301–303 (1913/14).
 Herzog, A.: Über die Verwendbarkeit des Reichertschen Vergleichsaufsatzes zu Meßzwecken. *Mikrokosmos* 12, 126–127 (1918/19).
 Müller, H.: Mikroskopisches Quellenbuch. Vollständiges Verzeichnis nach Stichworten aller in der Zeitschrift „Mikrokosmos“, Jahrgang I–XIII erschienenen Arbeiten aus allen Gebieten der theoretischen und angewandten Mikroskopie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1921.
 Reichert, C. (Optische Anstalt, Wien): Kleine Mitteilung. *Mikrokosmos* 6, 173 (1912/13).
 Thörner, W.: Über ein Vergleichsmikroskop. *Mikrokosmos* 6, 123–126 (1912/13).
 Thorwald, J.: Das Jahrhundert der Detektive. Bd. I, Das Zeichen des Kain. Droemersch Verlagsgesellschaft A.G., Zürich 1964.

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

Buchbesprechungen

Bachofen, R., Brandl, H., Schanz, F.: **Mikroskopisch klein, aber doch sichtbar! Ein Feldführer für Mikroorganismen.** Neujahrsblatt der Naturforschenden Gesellschaft in Zürich auf das Jahr 2007, Zürich 2006, 148 Seiten, 198 Abbildungen (meist farbig), SFr 45,00, ISSN 0379-1327.



Mikroskopisch klein, aber doch sichtbar!
Ein Feldführer für Mikroorganismen

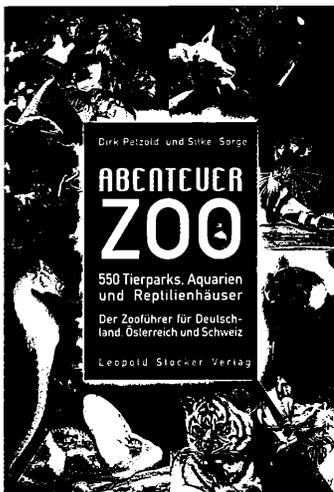
Das Vorwort dieses Feldführers beginnt mit der Feststellung: *Mikroorganismen sind überall* – wovon man sich im weiteren Verlauf überzeugen kann. Obwohl die Einzelorganismen mikroskopisch klein sind, kommen Bakterien, Pilze und Algen an machen Standorten in solchen Mengen vor, dass man deutliche makroskopische Ansammlungen erkennen kann. Ein zusammenfassender Führer für solche Phänomene fehlte bisher. Die drei Autoren – zwei Pflanzenbiologen und ein Umweltwissenschaftler der Universität

Zürich – haben diese Lücke nun geschlossen. Nach einem einleitenden Teil zur Mikrobiologie (z. B. Biologie von Mikroorganismen, ausgewählte Gruppen, Verwandtschaftsbeziehungen) und Untersuchungsmethoden werden im Hauptteil Mikroorganismen aus verschiedensten Lebensräumen vorgestellt. Wer bisher achtlos oder rätselnd an solchen Ansammlungen vorbeigegangen ist, dem

werden nun die Augen geöffnet. Ob Algenteppiche, gammelige Schichten auf der Wasseroberfläche („Krötenhäute“), rot gefärbte Weihwasserbecken auf Friedhöfen, grünliche Baumrinden, dunkle Krusten auf feuchten Mauern, roter Schnee, Farbschichten im Boden, im Dunkeln leuchtender (Gammel-)Fisch, Schimmel auf Käse, Schadbilder an Pflanzen – für alles gibt es eine mikrobielle Erklärung. Eindrucksvolle Bilder und kompetente Erläuterungen klären auf und wecken das Interesse, selber auf Entdeckungssuche zu gehen. Ein Blick ins Mikroskop – eine Kleinigkeit für viele MIKROKOSMOS-Leser – entlarvt oft die Verursacher der Effekte. Wer tiefer in einzelne Themen einsteigen will, kann dies mithilfe der aktuellen, weiterführenden Literaturangaben tun. Über diesen hochwertigen Feldführer für Mikroorganismen kann man sich nur freuen.

Renate Radek, Berlin

Petzold, D., Sorge, S.:
**Abenteuer Zoo. 550 Tierparks,
 Aquarien und Reptilienhäuser.
 Der Zooführer für Deutsch-
 land, Österreich und Schweiz.**
 Leopold Stocker Verlag,
 Graz 2007, 437 Seiten,
 durchgehend farbig bebildert,
 broschiert, € 24,90,
 ISBN 978-3-7020-1151-2.



Über 500 große und kleine Anlagen für Tiere wie Zoologische Gärten oder spezialisierte Tierhaltungen wie Aquarien, Reptilienhäuser, Schmetterlingsfarmen, Haustier- oder Vogelparks werden in diesem Zooführer nach Regionen geordnet vorgestellt. Nach einer übersichtlichen Kurzcharakterisierung mit prägnanten Symbolen und Angaben zu Öffnungszeiten, Eintrittspreisen, Spielplätzen etc. folgt eine nähere Beschrei-

bung. Die Begeisterung, mit der sich die beiden Biologen Dirk Petzold und Silke Sorge für die Belange von Zootieren einsetzen, spiegelt sich in diesem gelungenen Führer vielfach wider. Individuell werden die Besonderheiten und Attraktionen der Zooanlagen hervorgehoben, einzelne Tiergruppen näher beschrieben oder an bekannte Tierpersönlichkeiten erinnert. Wer kann sich beispielsweise noch an den Nilferdibullen Knautschke aus dem Berliner Zoo erinnern oder kennt das 4,5 m lange Leistenkrokodil Max, das seit 50 Jahren im Dresdner Zoo wächst und gedeiht? Das Wachsen und Gedeihen der Tiere ist den Autoren ein besonderes Anliegen. Gute Haltungs- und Zuchterfolge der Tieranlagen werden hervorgehoben, der Beitrag der zoologischen Gärten zur Arterhaltung seltener Tiere gewürdigt. Ein echter Blickfang sind die zahlreichen Farbbilder, die nicht nur die „üblichen“ Zootiere in üblicher Position zeigen, sondern auch viele ausgefallene Arten und ungewöhnliche Ansichten. So sieht man eine Wildkatze im Sprung zur Beute, einen tauchenden Elefanten, verschlafene Nacktmulle und Vieles mehr. Tierfreunde, Familien mit Kindern und alle, die sich an der Vielfalt der Tierwelt erfreuen wollen, können sich mit diesem Zooführer umfassend informieren und schon mal den nächsten Sonntagsausflug planen.

Renate Radek, Berlin

**Nouvian, C.: The Deep –
 Leben in der Tiefsee.**

Knesebeck Verlag,
 München 2006,
 256 Seiten, 206 Farbfotos,
 gebunden, Großformat, € 45,00,
 ISBN 978-9660-376-0.

An anderer Stelle wurde es schon zu diesem Buch pointiert festgestellt: *Das Auge liest mit!* Das ist in der Tat der Fall. Denn dieses Werk – aus gutem Grund ein Großformat – lebt vom opti-

mal wiedergegebenen Bildmaterial. Atemberaubend sind die Bilder der Wesen, die man in der Tiefsee finden kann. Beschreiben kann man das nicht. Man muss sie eigentlich selbst gesehen haben.

Es wird eine Übersicht der gesamten in der Tiefsee lebenden Organismenwelt geboten. Vom Einzelner (zugegebenermaßen etwas dürftig, dann aber doch sehr eindrücklich repräsentiert) bis hin zum Vertebraten ist alles vertreten. Was durch das Buch nicht vermittelt wird, ja nicht vermittelt werden kann, sind die aktuellen Realgrößen der abgebildeten Lebewesen, da in den Bildern aus dem alltäglichen Sehen bekannte Bezugsgrößen fehlen. Ich muss eingestehen, dass ich, als ich bei meiner ersten METEOR-Expedition Tiefseefische in ihrer Realität sah, doch recht überrascht, eigentlich enttäuscht war. Ich kannte diese Geschöpfe bis dahin nur von Bildern und sah meterlange Organismen vor meinem geistigen Auge. Dass ich dann bestenfalls dezimetergroße Lebewesen vor mir erblickte, hatte ich nicht erwartet. So wird es vielleicht dem einen und anderen Leser/Seher ergehen, wenn er sich die Bilder aus dem vorliegenden Buch anschaut und später irgendwann und irgendwo einmal die realen Tiere vor Augen hat. Sieht man sich dann allerdings die Details an, wird diese zunächst vorläufige Enttäuschung wieder wettgemacht. Denn es sind einfach bizarre Geschöpfe, auch in ihrer relativen Kleinheit.

Abgesehen von dieser mehr subjektiv empfundenen Limitation ist das Werk in seiner Art einmalig. Ein ausgesprochen edles Layout und Design sowie ein außergewöhnlich hoher Herstellungsstandard lassen den Betrachter, obgleich er vorweg wahrscheinlich niemals aktuell mit der Tiefsee konfrontiert wurde, genau dahin abtauchen und schließlich das Gefühl entwickeln, selbst schon einmal dort unten gewesen zu sein.

Klaus Hausmann, Berlin

**Welt verbessern
 Pate werden**

**Sichern Sie mit 31 Euro im
 Monat das Leben eines
 Kindes. Werden Sie Pate!**

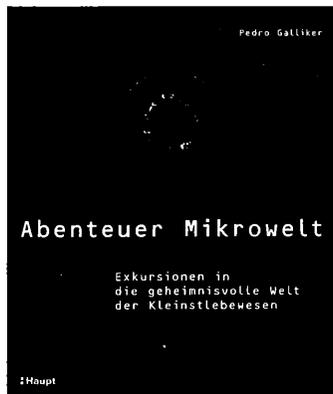
Rufen Sie uns an: **0180 33 33 300**
(9 Cent/Min. aus dt. Festnetz; ggf. abweichender Mobilfunktarif)

Kindernothilfe e. V.
 Düsseldorf Landstr. 180
 47249 Duisburg
 www.kindernothilfe.de



Galliker, P.: Abenteuer Mikrowelt – Exkursionen in die geheimnisvolle Welt der Kleinstlebewesen. Haupt Verlag, Bern 2007, 175 Seiten, 250 farbige Abbildungen, mit DVD, gebunden, € 34,90, ISBN 978-3-258-07234-0.

Das vorliegende Buch ist nicht das erste seiner Art – und wird auch nicht das letzte sein. Jedes dieser Werke, welche das Interesse für die mikroskopische Dimension wecken wollen, tut es auf seine ganz besondere Art. So auch das *Abenteuer Mikrowelt* von Pedro Galliker. Es werden Einblicke in die unsichtbare Welt der kleinsten Dimensionen vermittelt mit dem Ziel, den Leser nicht nur zu unterhalten, sondern ihn zu begeistern und letztendlich neugierig zu machen, ihn möglicherweise gar zu eigenem Tun zu animieren.



Kennt man Pedro Gallikers verschiedene Ansätze, die Mikrowelt fassbar und verständlich zu machen, wird es nicht verwundern, dass man in diesem Buch die volle Bandbreite seiner Darstellungsalternativen findet: Beginnend mit Zeichnungen und Lebendaufnahmen geht es über elektronenmikroskopische Bilder bis hin zu

groß dimensionierten Modellen der mikroskopisch kleinen Organismen. Eine beigefügte DVD schließlich zeigt eine Vielzahl der zuvor im Buch mit verständlichen Worten und eingängigen Mikrofotos und Modellen vermittelten Aspekte in Bewegung, eben im Leben.

Die vielen verschiedenen Aspekte, welche das Buch behandelt, aufzulisten und zu besprechen, würde an dieser Stelle nicht nur zu weit führen, es nähme dem Leser auch die Spannung und Freude, die ihn erwarten, wenn er sich in das Buch vertieft, wenn er in die mikroskopische Dimension eintaucht. Eines ist gewiss: Jeder wird auf seine Kosten kommen.

Denn Pedro Galliker schafft es wieder einmal, ein facettenreiches, vielschichtiges Bild des Mikrokosmos zu zeichnen.

Klaus Hausmann, Berlin

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Kontaktadressen der Mikroskopischen Vereinigungen

Wie in jedem Jahr, so möchten wir auch im Jahr 2008 die im deutschsprachigen Raum existierenden Mikroskopischen Gesellschaften in aktualisierter Form auflisten. Neu hinzugekommen sind bei etlichen Vereinigungen eigene Internetseiten. Falls den Lesern Fehler oder Unvollständigkeiten auffallen, wäre die Redaktion für eine kurze Mitteilung dankbar.

Berliner Mikroskopische Gesellschaft e. V.
 Kontaktadressen: Günther Zahrt, Kyllmannstr. 7a, 12203 Berlin, Tel.: 0 30/8 33 69 17,
 E-Mail: gm.zahrt@t-online.de,
 und Prof. Dr. Klaus Hausmann, FU Berlin,
 Institut für Biologie/Zoologie,
 Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin,
 Tel.: 0 30/83 85 64 75,
 E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de,
 Internet: www.berliner-mikroskopische-gesellschaft.de
 Treffpunkt: Johannes-Müller-Saal des Instituts für Biologie/Zoologie
 (Parterre, Neubau, Eingang Haderslebener Str. 1–3)
 Termine: Siehe Programm (jede 2. Woche freitags, 19.30 Uhr)

Mikroskopie-Gruppe Bodensee (MGB)
 Kontaktadresse: Günther Dorn, Mennwangen 13, 88693 Deggenhausertal,
 E-Mail: info@dorn-konzeption.de,
 Internet:
www.mikroskopie-gruppe-bodensee.de
 Treffpunkt: Bei verschiedenen Mitgliedern oder in der freien Natur
 Termine: Circa alle 4 Wochen nach Absprache

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

124 Aus den Arbeitsgemeinschaften

Arbeitskreis Mikroskopie
im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen
Kontaktadresse: Klaus Albers, Rennstieg 31,
28205 Bremen, Tel.: 04 21/49 04 62,
E-Mail: kg_albers@gmx.de,
Internet: www.nwv-bremen.de
Treffpunkt: Raum B 3236, 3. Stock,
Universität Bremen NW 2,
Eingang Leobener-Straße/James-Watt-Straße
Termine: 2. Donnerstag im Monat um 18.15 Uhr

Mikroskopischer Freundeskreis Göppingen
im Naturkundeverein Göppingen e. V.
Kontaktadresse: Andreas Klemm,
E-Mail: AndrKle@gmx.de,
Internet:
people.freenet.de/mikroskopie-goepingen.de
Treffpunkt: Schulungsraum der Firma Leonhard
Weiß, Leonhard-Weiß-Str. (vormals Fabrikstraße) 40
in Göppingen
Termine: Einmal monatlich um 19.00 Uhr,
siehe Programm

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft
der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e. V.
Kontaktadresse: Jürgen Stahl Schmidt, Haferkamp
60, 58093 Hagen, Tel.: 0 23 31/5 75 09,
Internet: www.mikroskopie-hagen.de
Treffpunkt: Umweltzentrum Hagen (NWV-Raum),
Boeler Str. 39, 58097 Hagen
Termine: Siehe Programm

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

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover
(MAH)
Kontaktadresse: Karl Brüggemann, Woltmannweg 3,
30559 Hannover, Tel.: 05 11/81 33 33,
Internet: www.kg-brueggemann.de
Treffpunkt: Schule für Medizinisch-Technische
Assistenten, Bissendorfer Str. 11, 30625 Hannover
Termine: nach Verabredung

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

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken
Kontaktadresse: Joachim Stanek,
Am Moosrangen 28, 90614 Ammerndorf,
Tel.: 0 91/88 32,
E-Mail: info@stanek.name,
Internet: www.Stanek.name
Termine: Nach Ankündigung.
Die Treffen finden im BIO-Zentrum der Universität
Würzburg in Gerbrunn (Am Hubland) statt.

Mikrobiologische Vereinigung München
Kontaktadressen: Siegfried Hoc, Donaust. 1A,
82140 Olching, Tel./Fax: 0 81 42/24 52,
E-Mail: Siegfried-Hoc@t-online.de;
Klaus Henkel, Auf der Scheierlwiese 13,
85221 Dachau, Tel.: 0 81 31/73 64 04,
E-Mail: Klaus.Henkel@weihenstephan.org,
Internet: www.mikroskopie-muenchen.de
Treffpunkt: Seminarraum 04 (Kellergeschoss des
Neubaus), TU München, Lothstr. 17,
Haltestelle Lothstraße der Straßenbahnlinie 20,
Zugang von der Dachauer Straße oder Heßstraße
Termine: Siehe Programm

Arbeitskreis Rhein-Main-Neckar
Kontaktadresse: Dr. Detlef Kramer, Institut für
Botanik der TU Darmstadt, Schnittspahnstr. 3–5,
64287 Darmstadt, Tel.: 061 51/16 34 02
E-Mail: kramer@bio.tu-darmstadt.de,
Internet: [http://www.tu-darmstadt.de/fb/
bio/bot/akm-rmn/index1.html](http://www.tu-darmstadt.de/fb/bio/bot/akm-rmn/index1.html)
Treffpunkt: Seminarraum B1 02/1 oder
Kursraum B2 03/148 der TU Darmstadt,
Fachbereich Biologie, je nach Programm

Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft
Stuttgart e. V.
Kontaktadresse: Dr. Dieter Krauter, Landhausstr.
269, 70188 Stuttgart, Tel.: 07 11/46 65 78

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart e. V.
Kontaktadresse: Dipl. Biol. Klaus Kammerer,
Hauffstr. 11, 71732 Tamm, Tel.: 0 71 41/60 15 48,

E-Mail: Klaus_Kammerer@web.de
 Treffpunkt: Universität Hohenheim, Übungsraum U150 der Genetik und Mikrobiologie im Gebäude BIO 1, Garbenstr. 30, Hintereingang
 Termine: Jeden 2. Freitag im Monat, 19.00 Uhr (auch in den Schulferien)

Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e. V.

Kontaktadressen:
 PD Dr. Alfons Renz (Vorsitzender),
 Zoologisches Institut, Morgenstelle 28,
 72074 Tübingen,
 Tel.: 0 70 71/2 97 01 00, Fax: 0 70 71/8 38 01,
 E-Mail: Alfons.Renz@uni-tuebingen.de;

Dr. Udo Neumann (2. Vorsitzender),
 Institut für Geowissenschaften, Wilhelmstr. 56,
 72074 Tübingen, Tel.: 0 70 71/2 97 26 00,
 Fax: 0 70 71/29 30 60,
 E-Mail: Udo.Neumann@uni-tuebingen.de;

Erhard Mathias (Geschäftsführer),
 Stämmesäckerstr. 19, 72762 Reutlingen,
 Tel.: 0 71 21/29 09 08,
 E-Mail: mathias@schwaben.de,
 Internet: www.tmg-tuebingen.de

Mikroskopische Gesellschaft Wien
 Kontaktadresse: Prof. Erich Steiner,
 Aßmayergasse 11/6, 1120 Wien, Österreich,
 Tel./Fax: 00 43 (0) 1/8 13 84 46,
 E-Mail: mikroskopie-wien@chello.at,
 Internet: www.mikroskopie-wien.at
 Treffpunkt: Räume der Mikrographischen
 Gesellschaft, Marinelligasse 10a, Wien 2
 Termine: Dienstags um 19.15 Uhr

Mikroskopische Gesellschaft Zürich
 Kontaktadresse: Felix Kuhn, Waldmeisterstr. 12,
 8953 Dietikon, Schweiz,
 Tel.: 00 41 (0) 44/742 06 56,
 E-Mail: Felix.Kuhn@surfEu.ch,
 Internet:

www.mikroskopie-muenchen.de/mgz/mgz.html
 Treffpunkt: Kurs- und Arbeitslokal im Kantons-
 schulhaus Freudenberg, Gutenbergstraße 15,
 8002 Zürich (Lokal E 226).
 Kurse, Praktika und Vorträge finden jeden Mittwoch
 von 19.30 bis 22 Uhr statt, ausgenommen während
 der Schulferien. Das Lokal ist ab 19 Uhr offen.
 Änderungen und Ausnahmen werden im Blatt
Mikroskopische Nachrichten publiziert.

Mikroskopische Gesellschaft Wien

**Programm
April bis Juni 2008**



- 01. 04.: Herbert Fidi: Präparationsabend Botanik
- 08. 04.: Univ.-Prof. Dr. Wilhelm Foissner: Mikroben im Hegne-Moor (mit LCD-Beamer)
- 15. 04.: Prof. Alfred Ratz: Präparationsabend Botanik
- 22. 04.: Dr. Susanne Steinböck: Stockholm und die Schären (mit Dias)
- 29. 04.: OStR. Prof. Peter Schulz: Präparationsabend Botanik
- 06. 05.: Vinzenz Ondrak: Impressionen im Mikrokosmos (mit LCD-Beamer)
- 09.–12. 05.: 6. Internationales Mikroskopiker Pfingsttreffen mit Workshop „Der Neusiedler See“ im Saal des Hotel-Café Waitz, in 2442 Unterwaltersdorf, Hauptplatz 9
- 20. 05.: Herbert Csadek: Astronomische Filme

- 27. 05.: Mag. Walter Ruppert: Fazinierende Unterwasserwelt (mit Dias)
- 03. 06.: Hermann Hochmeier: Präparationsabend Diatomeen
- 10. 06.: Dr. Hans Frey: Zur Sicherung einer Metopopulation für den Bartgeier in Europa (mit Dias)
- 17. 06.: DI Zena Zobl: Digitale Aufnahmeformate in der Mikroskopie (mit LCD-Beamer)
- 24. 06.: Urlaubsvorbereitungen, Berichte, Vorweisungsabend

Die Räume der Gesellschaft bleiben im Juli und August geschlossen.

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

Alle Vorträge und Kurse finden in den Räumen der Gesellschaft in Wien, Marinelligasse 10a an Diens- tagen statt und beginnen um 19:15 Uhr. Gäste sind willkommen.

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

Treffen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

Die Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken lädt ein zum Treffen im Bio-Zentrum der Universität Würzburg in Gerbrunn. Gäste sind immer herzlich willkommen.

Termin: Samstag 5. April 2008, pünktlich um 10 Uhr.

Vorgesehene Themen: Hans Peter Kelber: Photoshop in der Praxis, Joachim Stanek: Über unsere bisherigen Treffen, Priv. Doz. Dr. Rainer

Wolf: Wahrnehmungstäuschungen, Betrachtung von Radiolarien im REM und anderes nach Absprache.

Treffpunkt: Am Hubland, letzte Einfahrt links, letzter Parkplatz an der Rückseite des Gebäudekomplexes des Bio-Zentrums.

Anfragen an: Joachim Stanek, Am Moosrangen 28, 90614 Ammerndorf, Tel.: 091 27/88 32, E-Mail: info@stanek.name

Berliner Mikroskopische Gesellschaft



Programm
April bis September 2008

- 04. 04.: Dr. Jochen Reetz, Bundesamt für Risikobewertung Berlin:
Licht- und Elektronenmikroskopie in der Diagnostik – Beispiel Mikrosporidien
- 18. 04.: Dr. Harald Hausen, Freie Universität Berlin:
Borstenbildung bei Borstenwürmern (Polychaeten)
- 09. 05.: geplant: Prof. Dr. Wilhelm Foissner, Universität Salzburg: Wasserspeichernde Bromelien und andere sonderbare Biotope für Einzeller
- 10. 05.–11.05.: Prof. Dr. W. Foissner, Universität Salzburg:
Praktische Übungen zu Silberlinienimprägnationstechniken bei Ciliaten
- 16. 05.: Pfingstferien

- 30. 05.: Prof. Dr. Christoph Herm, Hochschule für Bildende Künste Dresden:
Mikroskopische Methoden in der Kunstuntersuchung
- 13. 06.: Dr. Martin Körber, Freie Universität Berlin:
Aufbau und Wirkung von Depotmedikamenten
- 27. 06.: Rudolf Drews, BMG, Berlin:
Planktonbestimmung mit Übungen (1)
- 11. 07.: Rudolf Drews, BMG, Berlin:
Planktonbestimmung mit Übungen (2)
- 12. 07.–13. 07.: Rudolf Drews, BMG, Berlin:
Planktontage – Heiligensee
- 05. 09.: Prof. Dr. Wolfgang Dohle, Freie Universität Berlin:
Rädertierchen
- 19. 09.: Prof. Dr. Bernd Walz, Universität Potsdam:
Mikrofotografie: Geschichte und Ästhetik
- 21.–28. 09.: Hiddensee-Exkursion

Die Übungsabende beginnen jeweils um 19.30 Uhr im Institut für Biologie/Zoologie (Johannes-Müller-Saal, Parterre) der FU-Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3 (Eingang Haderslebener Straße 1–3), 14195 Berlin.

**MOMENT BITTE,
SIE HABEN SICH MIT
SCHULBÜCHERN
EINGECREMT.**

PFLEGEPRODUKTE KAUFEN ODER KINDERN IN AFRIKA
ZUKUNFT SCHENKEN.

Sichern Sie mit 31 Euro im Monat
das Leben eines Kindes. Werden Sie Pate!
Rufen Sie uns an! 0180 33 33 300 (9 Cent/Min.)
www.kindernothilfe.de

Kindernothilfe e.V. · Düsseldorf Landstraße 180 · 47249 Duisburg



Mikro-Markt

Mikro-Markt Online
 75,- € je Monat
 Nähere Infos unter
www.elsevier.de/journals
 oder Tel.: 03641/62 64 48

Anzeigenschluss für die nächste Ausgabe (3/2008): 25.3.2008

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

Privat	€ 1,80	Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift	
Geschäftlich	€ 2,60	(nur Privatanzeigen)	€ 1,30
Chiffregebühr	€ 8,00	Preise zzgl. gesetzlicher MwSt.	

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:

Elsevier GmbH, Anzeigenleitung: Postfach 10 05 37, D-07705 Jena
Telefon: 0 36 41/62 64 48 · Fax: 0 36 41/62 64 21 · E-Mail: e.baier@elsevier.com

www.mikroskopier-bedarf.de
 online-shop & Service/Reparaturen
 Tel./Fax: 0341/4 61 65 96

Mikroskop. Präparate aus Zoologie und Botanik **in bester Qualität direkt vom Hersteller.** Liste anfordern, (Rückporto von EUR 1,12 in Briefmarken). Labor für mikroskop. Technik. Volker Neureuther, Brentanostr. 7a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53

Welche Wechselbeziehungen bestehen zwischen Mikroskopie und den Künsten?

Aus Anlass des hundertjährigen Bestehens der Zeitschrift MIKROKOSMOS hat der Deutsche Kulturrat, der Spitzenverband der Bundeskulturverbände, ein Dossier veröffentlicht, das unter <http://www.kulturrat.de/mikrokosmos.pdf> kostenlos heruntergeladen werden kann.

Gute gebrauchte **Zeiss-West-Objektive / -Okulare / -Zubehör.** Gewährleistung und 4-wö. Rückgaberecht. www.thilo-immel-optics.de, Tel. 0551/632804.



LED-Technik von 250 - 1000 LM
 mit den neuen
BW-Optik LZKK 1-8
 für alle Mikroskope von
CARL ZEISS JENA

Prospekte + ausführliche Informationen anfordern oder unter www.bw-optik.de

SONDEROPTIK
 ASTRONOMIE
 MIKROSKOPIE

BW-OPTIK
 DIREKTVERSAND LANGNER-VOSS

Telefon: 04962/996484 • Fax: 04962/996717
 Blücherstr. 5 • D-26871 Aschendorf
www.bw-optik.de • shop@bw-optik.de

AUGEN BLICK



Vererbte Netzhaut-Degeneration:
Makula-Degeneration, Retinitis pigmentosa, Usher-Syndrom,
Alters-Makula-Degeneration...jeder 40. in Deutschland.
Restsehen und Erblindung sind immer noch die bitteren Folgen.

Hinnehmen? Nein. Handeln? Ja.

PRO RETINA arbeitet aktiv als anerkannte Selbsthilfegruppe:
Praktische Lebenshilfe - von der Kindheit bis ins Alter. Gezielte
Unterstützung sinnvoller Forschung.

LICHT INS DUNKEL. PRO RETINA.

...UND SIE:

Konto-Nr. 54 800-605, BLZ 500 100 60, Postgirokonto Frankfurt.
PRO RETINA Deutschland e.V., Vaalser Str. 108, 52074 Aachen

Impressum

Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1-3, 14195 Berlin, Telefon: +49(0)30/83 85 64 75, Telefax: +49(0)30/83 85 64 77, E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de; Redaktionsassistentin: Dr. Renate Radek, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Str. 1-3, 14195 Berlin, Tel.: +49(0)30/83 85 63 73, E-Mail: rradek@zedat.fu-berlin.de

Verlag: Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Postfach 10 05 37, 07705 Jena, Deutschland.

Tel.: +49(0)36 41/62 63, Fax: +49(0)36 41/62 65 00, E-Mail: journals@elsevier.com

Anzeigenleitung: Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Deutschland, Ansprechpartner: Erika Baier, Löbdegraben 14a, 07743 Jena.

Tel.: +49(0)36 41/62 64 48, Fax: +49(0)36 41/62 64 21; E-Mail: e.baier@elsevier.com

Anzeigenpreise: Gültig ist die Preislise vom 1. Januar 2008.

Lieferkonditionen (2008): Band 97 (1 Band mit 6 Ausgaben)

Abpreise* (2008):

Land	Bandpreis	Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten	Einzelheft
D, A, CH, FL*	82,00 EUR	51,00 EUR	17,00 EUR

* Deutschland, Österreich, Schweiz, Liechtenstein

*Die Preisangaben sind unverbindliche Preisempfehlungen. Preisänderungen müssen wir uns vorbehalten. Alle Preise verstehen sich inklusive Versandkosten und exklusive Umsatzsteuer. Bei der Rechnungsstellung wird Umsatzsteuer gemäß der zum Rechnungszeitraum geltenden Richtlinien erhoben. Versand per Luftpost ist möglich, Preise auf Anfrage. Kunden in den EU-Ländern werden gebeten ihre Umsatzsteuer Nummer anzugeben.

Der Verlag behält sich das Recht vor, Zusatzbände im Abonnementzeitraum zu publizieren. Erscheinende Supplement-Bände zu einzelnen Zeitschriften sind in den genannten Preisen enthalten.

Kündigung von Abonnements: Abonnements laufen jeweils für ein Kalenderjahr und werden automatisch verlängert, falls nicht bis zum 31. Oktober des Jahres gekündigt wird.

Abonnements: Bitte richten Sie ihre Bestellung an Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Aboservice/Vertrieb, Postfach 10 05 37, 07705 Jena, Deutschland. Tel.: +49(0)36 41/62 64 47, Fax: +49(0)36 41/62 64 43, E-Mail: k.ernst@elsevier.com

Bankverbindung: Deutsche Bank AG Reutlingen, Kontonummer 159 9950 (BLZ 640 700 85), IBAN DE54 6407 0085 0159 9950 00; BIC DEUTDE33HAN

Postbank Stuttgart, Kontonummer 6930-706 (BLZ 600 100 70), IBAN DE80 6001 0070 0006 9307 06, BIC PBNKDE33HAN

Bitte geben Sie bei der Zahlung ihre vollständigen Daten an.

Copyright: Alle Artikel, die in dieser Zeitschrift veröffentlicht werden, sind urheberrechtlich geschützt, alle Rechte vorbehalten. Ohne schriftliche Erlaubnis des Verlages ist es verboten, Teile der Zeitschrift in irgendeiner Form zu reproduzieren. Dies beinhaltet ebenso die Digitalisierung, als auch jede andere Form der elektronischen Weiterverarbeitung, wie Speichern, Kopieren, Drucken oder elektronische Weiterleitung des digitalisierten Materials aus dieser Zeitschrift (online oder offline).

Für den allgemeinen Vertrieb von Kopien für Anzeigen- und Werbezwecke, für die Neuzusammenstellung von Sammelbänden, für den Wiederverkauf und andere Recherchen muss eine schriftliche Erlaubnis vom Verlag eingeholt werden.

Satzstudio: SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, 07743 Jena.

Druck/Bindung: Stürtz GmbH, Alfred-Nobel-Straße 33, 97080 Würzburg.

(∞) Seit Band 85, Ausgabe 1 (1996) erfüllt das Papier, das für diese Zeitschrift genutzt wurde, die Anforderungen von ANSI/NISO Z39.48-1992 (Beständigkeit von Papier).

Hergestellt in Deutschland

Alle Rechte vorbehalten.

© Elsevier GmbH

Für weitere Informationen gehen Sie bitte auf unsere Website <http://www.elsevier.de/mikrokosmos>

Hinweise für Autoren

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie.

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte auf fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Zugunsten der Themenvielfalt in einem Heft können keine überlangen Artikel berücksichtigt werden. Ein Manuskript darf bei 1,5fachem Zeilenabstand und einer 12-Punkt-Schriftgröße einschließlich der Literaturhinweise und Bildlegenden nicht länger als 10 Seiten sein; der Abbildungsanteil darf insgesamt vier Druckseiten nicht überschreiten (Platzbedarf der Abbildungen gemäß der vorgegebenen Bildgrößen berechnen). Der Text wird durch Zwischenüberschriften untergliedert. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy auf einer 3,5"-Diskette (kein Macintosh) oder CD als Word-Dokument ohne spezielle Formatierung eingereicht werden (Arial 12 pt). Bitte keine Trennungen einfügen.

3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend nummerieren) nicht in den Haupttext einbauen, sondern als Anhang auf eigene Manuskriptseiten schreiben. Auch alle Abbildungen fortlaufend im Text zitieren, aber nicht in den laufenden Text einfügen, sondern gesondert beilegen.

4. Als Bildvorlagen sind Farbdias, Schwarzweiß- oder Farbfotos sowie druckfertige Strichzeichnungen und Graphiken geeignet. Alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen keine Beschriftungen vornehmen, sondern nur auf Kopien. Elektronische Abbildungen nur als Tiff-Dateien (300 dpi bei 14 cm Bildbreite) auf CD-R einreichen. Bei digitalen Bildern unbedingt auch eine unbeschriftete Version einreichen. Wenn Beschriftung in digitalen Vorlagen vorgenommen wird, bitte Arial 10 pt normal verwenden; die Nummerierung der Abbildungen in Arial 12 pt fett einfügen. Die Abbildungen so abspeichern, dass die Beschriftung nachträglich verändert werden kann (z.B. in Photoshop die Ebenen nicht vereinen, sondern getrennt belassen).

Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten reproduziert: 7 cm (1-spaltig), 9,5 cm (1,5-spaltig) und 14 cm (2-spaltig = seitenbreit). Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden. Vergrößerungen sollten erst anhand der Bildandrucke berechnet werden, die vor Drucklegung zusam-

men mit den Korrekturandrucken der Artikel den Autoren zugeschickt werden. Anstelle einer Vergrößerungsangabe können auch Maßstriche in die Abbildungen eingefügt werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors.

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

Schnepf, E.: Optische Aufheller: Leuchtende Werkzeuge für die Mikroskopie. Teil 1: Mechanismen und Substrate der Fluochromierung. *Mikrokosmos* 94, 175–180 (2005).

Kudryavtsev, A., Smirnov, A.: *Cochliopodium gallicum* n. sp. (Himatismenida), an amoeba bearing unique scales, from cyanobacterial mats in the Camargue (France). *Europ. J. Protistol.* 42, 3–7 (2006).

Buchzitate:

Larink, O., Westheide, W.: Coastal plankton. Photo guide for European seas. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2006.

Zitate von Buchbeiträgen:

Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: „Einzellige Eukaryota“, Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): *Einzeller und Wirbellose Tiere*, 2. Auflage, S. 1–65. Elsevier Verlag, München 2007.

7. Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck einen Andruck zum Gegenlesen. Korrekturen müssen sich auf Satzfehler beschränken. Umfangreiche Textnachträge oder Umstellungen sind aus Kostengründen nicht möglich.

8. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke. Zusätzliche Sonderdrucke können auf Nachfrage vom Verlag auf eigene Kosten bezogen werden.

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit € 30,00 und ein Foto, das auf der Titelseite erscheint, mit € 60,00.

10. Manuskripte bitte einsenden an:

Prof. Dr. Klaus Hausmann
Redaktion MIKROKOSMOS
Institut für Biologie/Zoologie
Freie Universität Berlin
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2008

Band/Volume: [97_2](#)

Autor(en)/Author(s): diverse

Artikel/Article: [Mikrokosmos 97/2 1](#)