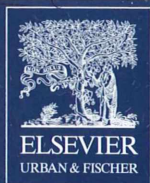


II 90372/97,6

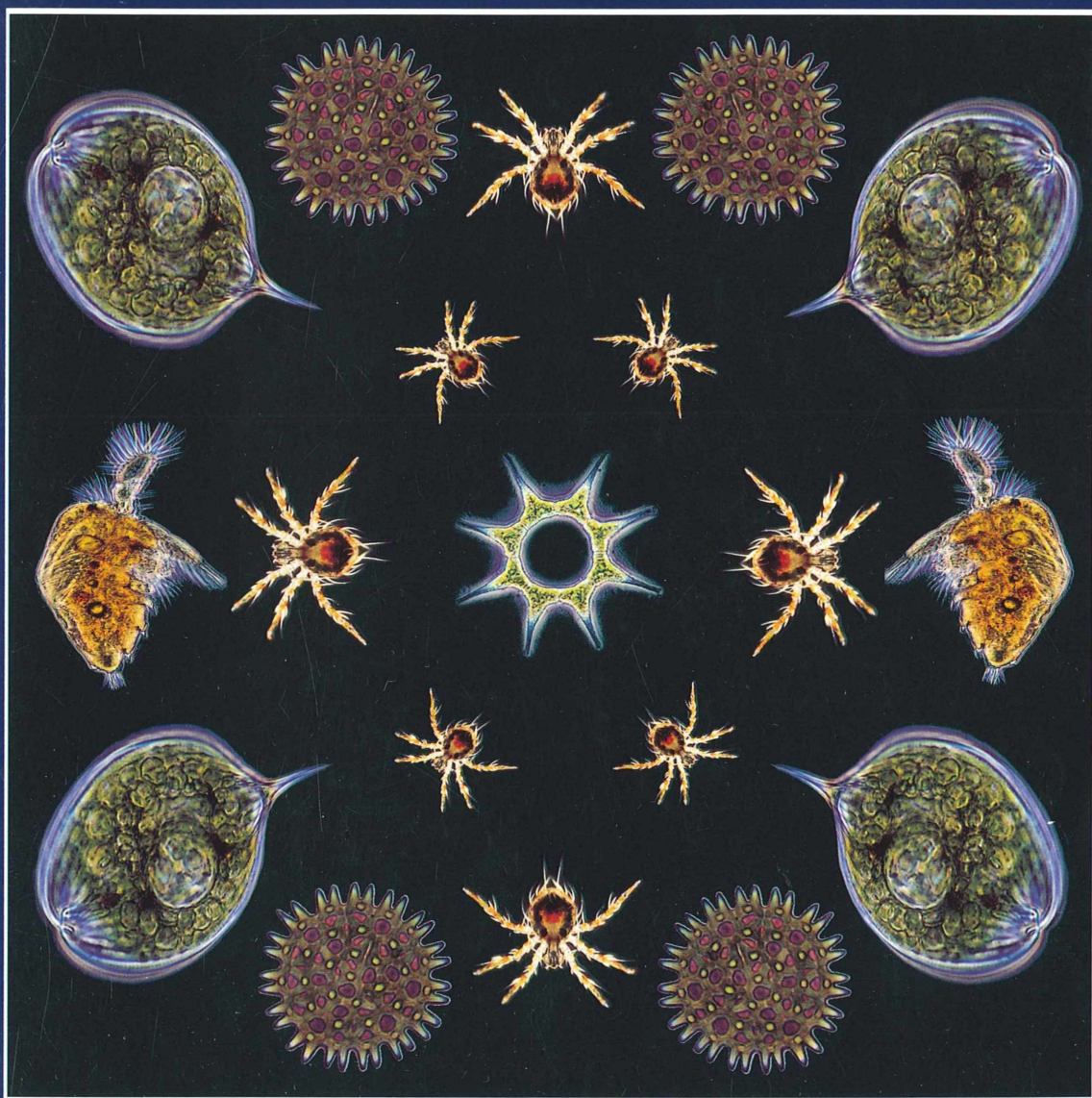


MIKROKOSMOS

Heft 6
97. Jahrgang
November 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

- 321** Die größte Typenplatte der Welt und ihre Herstellung
Matthias Burba
- 328** *Psilotricha viridis* – Ein Ciliat mit außergewöhnlichen Zoochlorellen
Martin Kreutz
- 334** Spinnentiere aus der Nähe betrachtet – Mikroskopie von Sinnesorganen ausgewählter Spinnenarten
Robert Sturm
- 340** Bild-Composings mit Mikroorganismen
Roland Birke
- 341** Dinoflagellaten mit bizarren Auswüchsen
Klaus Hausmann
- 346** Eine bemerkenswerte Fehlbildung der zweiten Antenne bei der Assel *Idotea balthica*
Jörg Sareyka und Nils Brenke
- 350** Kratzerbefall beim Igel
Dora Lambert
- 355** *Micrasterias* – Die kleinen Sterne
Teil 2: Dictyosomen
Wolfgang Bettighofer
- 362** Ich esse – Also bin ich! Beobachtungen zur Phago- und Pinocytose bei *Amoeba proteus*
Hans-Jürgen Voß
- 369** Abgelöst und doch aktiv: Die Randzellen der Wurzelhaube
Eberhard Schnepf
- 375** Verbesserte Darstellung hoher Kontrastumfänge in der Mikrofotografie (HDR- und DRI-Techniken)
Jörg Piper

Rubriken

- 354**
Aus der Industrie
- 327, 333, 345, 360**
Kurze Mitteilung
- 368, 374**
Buchbesprechungen
- 382**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 383**
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: Bild-Composing von tierischen und pflanzlichen Planktonorganismen.
Siehe Artikel R. Birke, S. 340.

Die größte Typenplatte der Welt und ihre Herstellung

Matthias Burba

Im MIKROKOSMOS (Burba, 2007) wurde ein Überblick über das Leben und den Werdegang des Präparators von Diatomeen, J. D. Möller, gegeben. Dieser Aufsatz beschäftigt sich mit einem seiner Meisterwerke, dem *Universum Diatomacearum Moellerianum* (*Universum*) mit mehr als 4.000 Diatomeen, gelegt auf einem Objektträger in neun Segmenten in der Form einer Typenplatte. Zur Vorbereitung einer Ausstellung im Zoologischen und Botanischen Museum der Universität Hamburg wurde dieses Präparat einer genaueren Untersuchung unterzogen, und darüber hinaus eine Anleitung Möllers zur Herstellung gelegter Präparate aufgefunden.

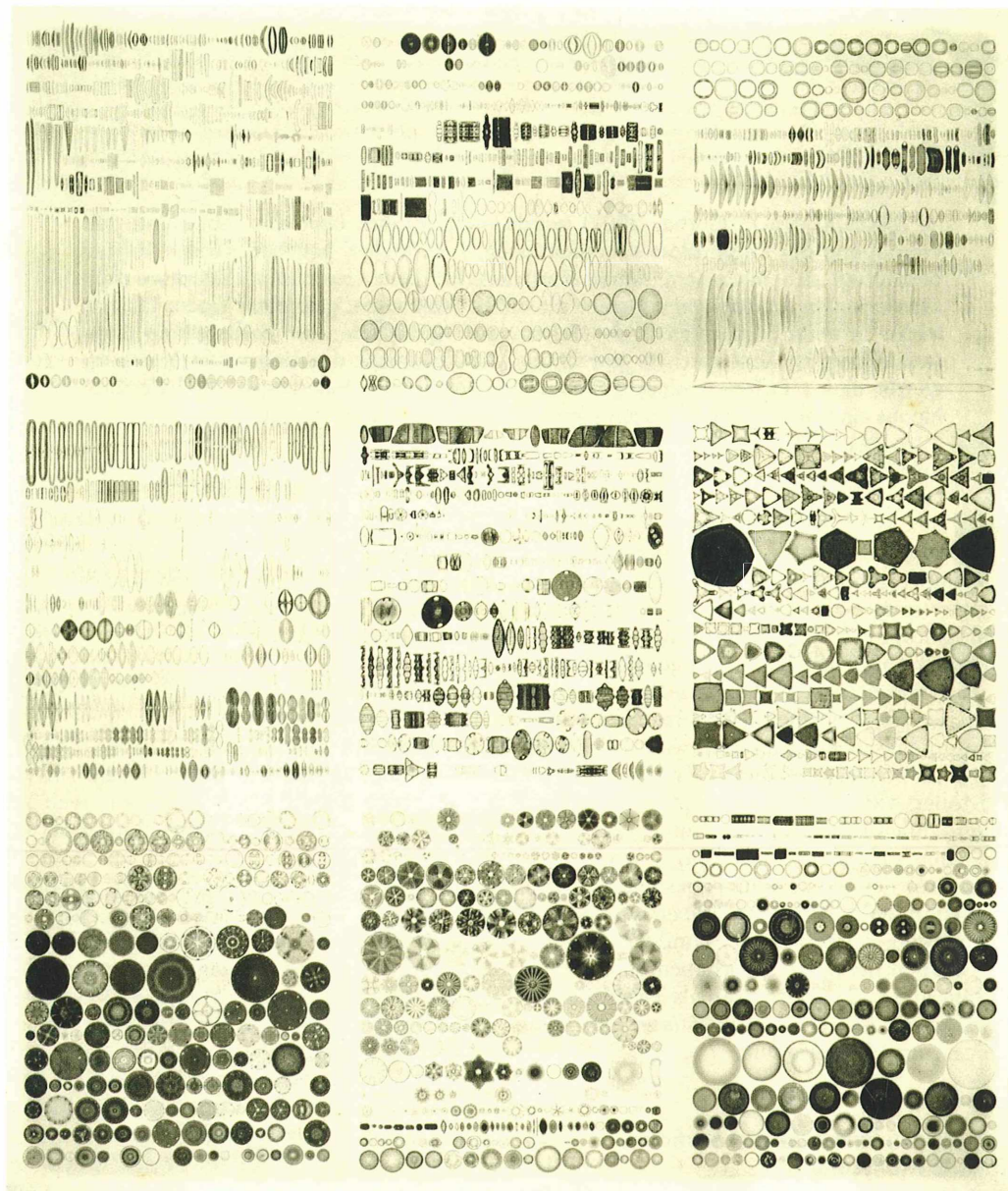
Nach einer mehrjährigen Pause hatte J. D. Möller sich 1885/86 entschlossen, noch einmal eine große, sein gesamtes Diatomeenmaterial umfassende Typenplatte zu legen. Er konnte hierzu auf sein in Jahrzehnten aufbereitetes und strukturiert abgelegtes Material zurückgreifen, das Diatomeen aus allen Teilen der Welt enthielt. Weiteres, bis dahin nicht durchgesehenes Material, wurde von ihm und seinen Brüdern für diesen Zweck aufbereitet (Möller, 1892). Die speziellen Vorbereitungen einschließlich der Bestimmung der Arten erstreckten sich über einen Zeitraum von 3–4 Jahren. Aus dem so zusammengestellten Material entstanden neben dem *Universum* weitere Typenplatten ausgewählter Fundorte. Insgesamt wurden bei diesem Vorhaben auf 52 Objektträgern 21.321 Diatomeen als Typenplatten gelegt, davon 4.026 allein im *Universum Diatomacearum Moellerianum*.

Was war die hinter diesem Vorhaben stehende Motivation?

Aus seiner jahrzehntelangen Beschäftigung mit Diatomeen und deren Bestimmung im Zusammenwirken mit bekannten Diatomisten wie Grunow und Cleve, aber auch durch Korrespondenz mit Ehrenberg hatte J. D. Möller den Eindruck einer gewissen Beliebigkeit, insbesondere bei der Namensgebung bei Diatomeen gewonnen (Möller, 1891). Insbesondere die Vorgehensweise Diatomeen, die einer beschriebenen sehr ähnlich waren, als Varietät zu bezeich-

nen, wurde von ihm kritisch betrachtet. Die Namensgebung war darüber hinaus auch deshalb schwierig und unübersichtlich, weil zwischen 1830 und 1885 eine Vielzahl von Diatomeen erstmals beschrieben wurde und aktuelle umfassende Gesamtdarstellungen der bereits bekannten Diatomeenarten um 1885 fehlten. Man musste zur Bestimmung häufig neben älterer Standardliteratur und aktuellen Gesamtwerken über die in bestimmten Regionen vorkommenden Diatomeen in eine sehr weit zersplitterte, schwer zugängliche Literatur von Einzelveröffentlichungen einsteigen.

Eine weitere Erschwerung bei der korrekten Bestimmung von Diatomeen in der Zeit von 1830–1887 war – so sonderbar dies auf den ersten Blick erscheinen mag – die rasante Steigerung des Auflösungsvermögens mikroskopischer Optiken (von N.A. 0,57 bis 1,63) (Frison, 1954). Dies führte bei einer Reihe von Arten dazu, dass mit älteren Optiken gefertigte Erstbeschreibungen und Zeichnungen von Diatomeen bei der erneuten Beobachtung unter Verwendung neuerer Optiken gelegentlich nur schwierig nachzuvollziehen waren. Diese neuen Optiken zeigten nämlich häufig taxonomisch relevante Details, mit denen sich die Erstbeschreiber noch nicht auseinandersetzen konnten. Die Benennung als Varietät einer Art, war ein häufiger gewählter Ausweg aus diesem Dilemma bei der Artbestimmung, zumal die Typen, die Grundlage der Erstbeschreibung waren, häufig nicht ohne weiteres Dritten zur Verfügung standen. Von daher hielt Möller auch nichts von der Überlegung, alle bekannten



Tafel 1.

UNIVERSUM DIATOMACEARUM MOELLERIANUM.

Vergrößerung 38 lin.

Das Recht der Beschreibung der noch unbenannten Formen ist für den Besitzer der Präparate reserviert.

Präparat und Photographie von J. D. Möller, Wedel in Holstein.

Aufgenommen bei Lampenlicht vermittelst Kupfer-Chrom Lichtfilter auf gelbempfindlicher Erythrospinplatte.

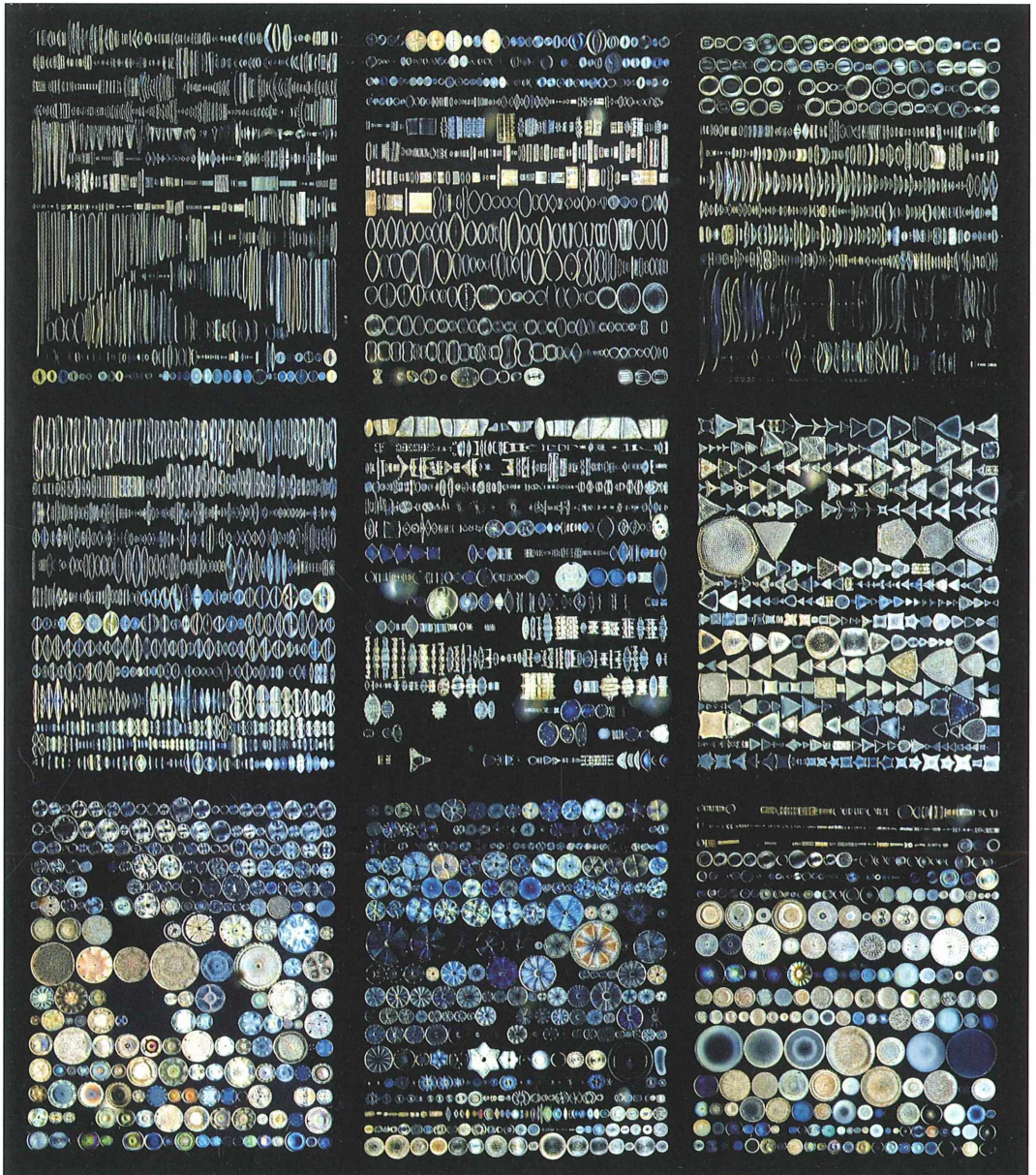


Abb. 2: Mikrofotografie des *Universums* 2007, montiert aus neun Einzelaufnahmen.

◀ Abb. 1: Eine Lichtdrucktafel des *Universums* (aus Möller, 1891).

Veröffentlichungen und Zeichnungen durch Zusammenfassung in einem einheitlichen Druckwerk zusammenzuführen, da die grundsätzlichen Schwächen der Abbildungen, Beschreibungen sowie der Namensgebung dadurch nicht gemildert werden konnten (Möller, 1892).

Typenplatten als Bestimmungshilfe

Seine Idee war es deshalb, so viele Diatomeen wie erreichbar auf einer Typenplatte nach systematischen Gesichtspunkten geordnet zu legen und die Arten – soweit eindeutig identifizierbar – zu bestimmen. Es sollte durch diese Typenplatte – ein wenig dem Gedanken der Enzyklopädie folgend – in einem Präparat eine Gesamtübersicht quasi als Referenz entstehen. Im heutigen, taxonomischen Sinne enthalten diese Typenplatten allerdings nur wenige Typen von Diatomeen, da sie im Regelfall nicht Grundlage der Erstbeschreibung waren.

Daneben spielte sicherlich eine bedeutende Rolle, sein Lebenswerk, die Entwicklung der Herstellungstechnik für Typenplatten, mit einem furiosen Abschlusswerk zu krönen.

Über das Präparat und seine Herstellung berichtet J. D. Möller (Möller, 1890) selbst wie folgt: *Die Diatomaceen Gruppe der letzten Platte hat eine Ausdehnung von 6 mm in der Breite und 6,7 mm in der Tiefe, ist geteilt in 9 Abteilungen und enthält in 133 fortlaufenden Reihen 4026 einzelne Nummern. Sämtliche Diatomeen sind auf das exakteste gelegt und ist jede Spezies mit Hilfe des Verzeichnisses aufzufinden. Die Platte ist eingeschlossen in einem Gemische von Canadabalsam und Monobromnaphthalin, was sich seit einer Reihe von Jahren vorzüglich bewährt hat und selbst die zarsten Sachen sichtbar macht. Die Platte ist daher nicht nur sehr zweckmäßig, sondern auch von hoher Schönheit. Obwohl ich an Arbeiten ähnlicher Art gewöhnt war, mussten doch für die Herstellung die umfassendsten Vorsichtsmassregeln getroffen werden, um die Arbeit nach Möglichkeit zu erleichtern. Trotzdem waren die Schwierigkeiten so groß, dass ich während der Arbeit, namentlich wenn Missgeschicke sich einstellten, ernstlich daran zweifelte, dass das Werk überhaupt fertig werden würde und oft geglaubt, Unüberwindliches angefangen zu haben. Volle 40 Tage hat allein das Legen der Diatomeen gedauert, in der ganzen war*

eine aufreibende Tätigkeit nötig, und schwebte ich stets zwischen Furcht und Hoffnung. Nun die Platte so herrlich gelungen, ist die Freude allerdings auch groß, aber nichts könnte mich veranlassen, ähnliches wieder zu beginnen.

Möller präsentierte dieses und die übrigen in diesem Zusammenhang entstandenen Präparate mit regionalem Bezug auf verschiedenen Ausstellungen zum Beispiel in Antwerpen (Rapport du Jury, 1891) wohl auch mit dem Ziel, sie zu verkaufen. Allerdings waren die Preisvorstellungen mit zunächst 40.000 Mark für die ganze Sammlung so hoch, dass sich niemand zum Kauf entschließen konnte. Letztendlich wurde das *Universum* wohl zu einem „Freundschaftspreis“ von vermutlich 6.000 Mark (Gegenwert von drei Einfamilienhäusern) an den belgischen Unternehmer, Diatomeenforscher und Sammler von Diatomeenpräparaten van Heurck um 1900 verkauft. Zur Verbreitung der Kenntnis der Präparate hatte Möller Mikrofotografien der Platten hergestellt, die er in einem Tafelwerk nebst einem Artenkatalog veröffentlichte (Möller, 1890, 1892; Abb. 1).

Problem: Verlust der Klebefähigkeit des Einschlussmittels

Um 1905 stellte van Heurck fest, dass sich einzelne Diatomeen im *Universum* vom Klebegrund zu lösen begannen. Die Diatomeen veränderten dadurch die Position im Präparat. Dies lag daran, dass das verwandte Einschlussmittel (Mischung 6:4 Kanadabalsam und Monobromnaphthalin) nicht fest wird, sondern in einem flüssigen bis gelartigen Zustand verbleibt. Das Monobromnaphthalin begann 15 Jahre nach der Herstellung des Präparates den Klebegrund, auf dem die Diatomeen befestigt waren, aufzulösen. Möller sah sich altersbedingt nicht mehr in der Lage, die Diatomeen erneut einzuordnen oder das Einschlussmittel auszutauschen. Van Heurck, der Möllers Methode zur Herstellung der Präparate kannte, öffnete dann das Präparat und tauschte das Einschlussmittel Monobromnaphthalin/Canadabalsam gegen das von ihm entwickelten Styrax aus (Hoover, 1977). Die gelösten Diatomeen wurden von ihm nicht erneut befestigt, sondern zum Teil offenbar mit dem Einschlussmittel entfernt. Man findet aber auch noch Diatomeen in anderen Teilen des Präparates. Den

heutigen Zustand des *Universums* dokumentiert Abbildung 2.

J. D. Möllers Herstellungstechnik

Die Herstellungstechnik hat Möller bis auf die bereits im MIKROKOSMOS (Burba, 2007) publizierten Teile geheim gehalten, allerdings an andere, sorgfältig ausgewählte Amateure (bekannt sind: Thum, Weissflog, van Heurck, Kinker) unter der Bedingung der Geheimhaltung weitergegeben. Nachdem die langwierige Durchsicht Möller'scher Unterlagen nicht zum Auffinden einer Anleitung führte, waren diese Amateure und deren Veröffentlichungen und Nachlässe Ausgangspunkt für meine Suche nach der Möller'schen Legeanleitung. Es erwies sich, dass in allen erreichbaren Veröffentlichungen der bekannten Geheimnisträger zwar gelegentlich berichtet wurde, man kenne die Technik (z.B. Heurck, 1899). Alle haben aber zu Lebzeiten die Details nicht veröffentlicht, so dass Schmidt (Schmidt, 1937/38) zusammenfassen konnte, dass eine Anleitung Möllers nicht hinterlassen ist.

Als letzte Möglichkeit, doch noch das Herstellungsverfahren aufklären zu können, blieb die Recherche in den Nachlässen der Genannten – rund 100 Jahre nach deren Tod ein scheinbar aussichtsloses Unterfangen. Der Nachlass Thums erwies sich als mir nicht zugänglich. In den Nachlässen Möllers und van Heurcks fanden sich keine Hinweise. Beide, sowie der Nachlass Weissflogs in Dresden, sind soweit das zu ermitteln war, in Folge des 2. Weltkrieges zu großen Teilen zerstört oder in den Wirren verloren gegangen, zum Teil aber noch weit verstreut aufzufinden (z.B. Kruyfhoof, 1978 für den Nachlass van Heurcks).

Damit blieb der Nachlass Kinkers, eines holländischen Amateurs, als Anknüpfungspunkt übrig. Weissflog war auf Initiative van Heurcks um 1880 bei Möller vorstellig geworden mit dem Ziel, auch ihn, Kinker, in die Legetechnik einzuweisen (Heurck, 1900). Diesbezügliche Recherchen führten zu einer Veröffentlichung (Sterrenburg und Wolf, 2004) über den 1994 wiederentdeckten Nachlass Kinkers. Mit Unterstützung von Hein de Wolf gelang es, in einem Notizbuch Kinkers zu Präparationstechniken auch Hinweise auf die Möller'sche Legetechnik zu finden. Mit diesen Hinweisen konnte dann zielgerichtet im Nachlass Kinkers,

der unter anderem etwa 20.000 (!) Briefe mit Diatomisten des 19. Jahrhunderts umfasst, gesucht, und die Korrespondenz mit J. D. Möller und seine Anleitung aufgefunden werden. Diese war als eine Art Fernkurs in Legetechnik ausgestaltet. Entlang der gleichfalls erhalten gebliebenen Typenplatten Kinkers und der Möglichkeit, diese zeitlich genau einordnen zu können, kann man den unglaublichen Fortschritt Kinkers in der Legetechnik unter der brieflichen Fernbetreuung Möllers nachvollziehen.

Allerdings hatte sich Möller mit der Übersendung der Anleitung zunächst viel Zeit gelassen. Aus der Korrespondenz Weissflogs mit Kinker in der Zeit von 1881 bis 1884 ergibt sich, dass ersterer immer mal wieder bei Möller vorsichtig nachgefasst hatte, ob er nicht Kinker das Geheimnis, Diatomeen zu legen, mitteilen wolle. Gleichzeitig ermahnte Weissflog den in der Korrespondenz mit ihm immer ungeduldiger werdenden Kinker, durch zu forsches Vorgehen bei Möller nicht alles zu verderben. Am 13.2.1884 war es dann soweit. Möller bedankt sich in einem Schreiben für die Bestellung der zum Legen notwendigen Utensilien und deren Bezahlung. Im Anschluss an diesen Brief findet sich dann die folgende, mit „Verfahren betreffend Herstellung sog. geordnete Diatomaceen Präparate“ überschriebene Anleitung, die ich aus Platzgründen zusammengefasst habe.

1. Reinigen der Deckgläser mit Salpetersäure, waschen in Regenwasser, abtrocknen mit Leinen/Lederlappchen.
2. Befestigen der Diatomeen mit rohem, ungebleichtem Schellack. Dazu wird guter, ungebleichter Schellack in absolutem Alkohol aufgelöst und die Lösung sorgfältig filtriert, ein Tropfen auf das Deckglas aufgetragen und
3. erwärmt bis der Schellack nicht mehr milchig ist, sondern die ausgetrocknete Schicht klar bleibt.
4. Weitere Erwärmung etwa 1 Minute lang bei Temperaturen, die einen Wassertropfen stark zischen lassen. Legt man das Deckglas auf weißes Papier, und erscheint es leicht gelblich, wurde zuviel erwärmt.
5. Putzen des Deckglases mit einem Lappen, der ein wenig eingefettet ist, z.B. mit dem Fett der eigenen Haare.
6. Deckglas auf Glasunterlage legen, auf der sich z.B. eine Mikrofotografie der Entwurfszeichnung befindet.

7. Legen der Diatomeen unter einem Mikroskop mit angeschliffenen Pferdehaaren. Das Fett erleichtert durch seine Haftwirkung das Arrangieren der Diatomeen und erschwert die ungewollte Verschiebung durch Luftzug oder Anstoßen.
8. Erhitzen des Deckglases in einer kleinen Muffel über der Spirituslampe bei Temperaturen, so dass ein Wassertropfen auf dem Deckglas fast rotiert; abkühlen.
9. Falls nicht alle Diatomeen fest sind, erneute Erhitzung; die Diatomeen dürfen aber nicht einsinken.
10. Einschluss in Monobrombalsam (Mischung Canadabalsam/Monobromnaphthalin etwa 9:1 bis 6:4 in Abhängigkeit von der Konsistenz des natürlichen Ausgangsproduktes; das Einschlussmittel muss gut flüssig sein).
11. Lackring aus Schellack auf den Objektträger auftragen und fest werden lassen (mehrfach).
12. Ausfüllen der so entstandenen „Vertiefung“ mit Monobrombalsam.
13. Tropfen auch auf den Legebereich des Deckglases auftragen.
14. Rasches Umdrehen und auf Objektträger auflegen, der erwärmt wird, bis der Schellack zu schmelzen beginnt.
15. Druck mit Nadel auf Deckglasmitte ausüben, bis es leicht konkav ist. So halten bis es sich abgekühlt hat (etwa 1 Minute).
16. Überschüssiges Monobrombalsam entfernen.
17. Lackring.

Die Legeeinrichtung (Burba, 2007) findet in dieser Anleitung von 1884 noch keine Erwähnung. Eine Konstruktionszeichnung der Möller'schen Einrichtung findet sich erst in der Korrespondenz zwischen Kinker und Weissflog von 1889.

Schlussbemerkung

Nachdem ich die Legeanleitung gefunden hatte, habe ich zunächst gezögert, sie zu veröffentlichen. Der Respekt vor der Lebensleistung gebietet insoweit eine überlegte Entscheidung, hat Möller selbst doch großen Wert darauf gelegt, diese nicht allgemein bekannt zu machen (Heurck, 1899).

Die Gründe hierfür können kaum im Konkurrenzdenken liegen, denn seine mit ihm befreundeten, wirtschaftlichen Hauptkonkurrenten Thum und Weissflog kannten es. Im nationalen Gedankengut konnte es auch nicht liegen, da van Heurck Belgier und Kinker Holländer war.

Bleibt die Überlegung, dass der ausgebildete Maler Möller, wie seine Malerkollegen des 19. Jahrhunderts häufiger, die von ihnen entwickelten Techniken als etwas Eigenes, Höchstpersönliches empfanden, das nur enge Vertraute erfahren sollten. Für diese Annahme spricht die sorgfältige Auswahl und lange Vorlaufzeit, bis Möller einige wenige Interessenten in die Technik eingewiesen hat.

Auch wenn er damit dokumentierte, dass er eine weite Verbreitung der Kenntnis seiner Legetechnik offensichtlich nicht wollte, habe ich mich 100 Jahre nach seinem Tod doch zu einer Veröffentlichung entschlossen, vor allem deshalb, um der Kunst, Diatomeen zu legen, eine neue Chance zu geben.

Dank

Dieser Artikel konnte so nicht ohne die Unterstützung Dritter entstehen. Für großzügige Arbeitsmöglichkeiten danke ich dem National Botanic Garden of Belgium, insbesondere auch Bart Van de Vijver für die Hilfestellung bei der Suche nach den in einer der größten Sammlung von Diatomeenpräparaten verstreuten Typenplatten. Hein de Wolff danke ich für die Hinweise auf das Notizbuch Kinkers über Präparationstechniken, insbesondere über die von J. D. Möller. Das Museum Naturalis, Leiden, hat die Arbeit durch die Einräumung der Möglichkeit, mit dem Nachlass Kinkers zu arbeiten, dankenswerterweise unterstützt. Mein Dank gilt auch der Firma Möller Wedel GmbH und einer Reihe von ungenannten Privatpersonen, die mir Auskunft über den Verbleib und den Einblick und Nutzung von Nachlässen und privaten Unterlagen ermöglichten.

Literaturverzeichnis

- Burba, M.: Johann Diedrich Möller (1844–1907) – Über die Kunst, Diatomeen zu legen. *Mikrokosmos* 96, 7–17 (2007).
- Frison, Ed.: *L'Évolution de la partie optique du microscope au cours du dixneuvième siècle*. Leyde, Anvers 1954.
- Heurck van, H.: *Traité des Diatomées*. Édité aux frais de l'auteur, Anvers 1899.
- Heurck van, H.: J.-J. Kinker. *Le Micrographe Préparateur* 8, 225–226 (1900).

- Hoover, R. B.: Johann Diedrich Möller: Master mounter of diatoms. *Ward's Bulletin* 16, 1–4 (1977).
- Kinker, J.-J.: Aantekeningen Prepareren van Diatomeen, handschriftlich über einen längeren Zeitraum geführtes Notizbuch Kinkers. *Kinkercollection*, Naturalis, Leiden.
- Kruijthoof, C.: H. v. Heurck and the H. v. Heurck Diatom Collection. Manuskript des gleichnamigen Vortrags auf dem 5th International Symposium on Living and Fossil Diatoms, Antwerpen, August 1978.
- Möller, J. D.: Verfahren betreffend Herstellung sog. geordneter Diatomaceen Präparate, Beilage zum Brief an Kinker vom 13.2.1884. *Kinkercollection* Naturalis, Leiden.
- Möller, J. D.: Beschreibung einer hervorragend schönen und vollständigen Sammlung von Diatomaceen-Typen-Platten etc., angefertigt in den Jahren 1886 bis 1890 von J. D. Möller, Wedel in Holstein, September 1890.
- Möller, J. D.: Lichtdrucktafeln hervorragend schöner und vollständiger Möller'scher Diatomaceen-Präparate. J. D. Möller, Wedel in Holstein, 1891.
- Möller, J. D.: Verzeichnis der in den Lichtdrucktafeln Möllerscher Diatomaceenpräparate enthaltenen Arten. J. D. Möller, Wedel in Holstein, 1892.
- Rapport du Jury de l'exposition de microscopie général et rétrospective, 9 Août – 23 Septembre Anvers, 1891, zitiert nach Frison, 1954; eine Urkunde dieser Jury liegt bei der Fa. Möller GmbH vor.
- Schmidt, K. E.: Wie stellt man Diatomeen-Reihen- und Kreispräparate her. *Mikrokosmos* 31, 57–60 (1937/38).
- Sterrenburg, F. A., de Wolf, H.: The Kinker diatom collection: discovery – exploration – exploitation. *Scripta Geologica Special Issue* 4, 253–260 (2004).

Verfasser: Matthias Burba, Friedensallee 268, 22763 Hamburg

Kurze Mitteilung

Nachbarschaftshilfe durch Mycorrhiza-Pilze

Die Wurzelsysteme von benachbarten Pflanzen sind oft durch ein Netzwerk von Mycorrhiza-Pilzen miteinander verbunden. Das können – je nach Pflanzenart – Hyphen von Ektomycorrhiza-Pilzen oder von arbusculären Mycorrhiza-Pilzen sein. Es ist schon seit einiger Zeit bekannt, dass diese Hyphen Nährstoffe wie Kohlenstoffverbindungen, Stickstoff und Phosphat von einer gut versorgten Spender-Pflanze zu einer eher hungernden Empfänger-Pflanze transportieren, wobei Spender und Empfänger artgleich, aber auch artverschieden sein können.

Egerton-Warburton et al. (2007) haben nun kürzlich gezeigt, dass auch Wasser in einer solchen Nachbarschaftshilfe von einer Pflanze zu einer anderen gelangt. So kann ein tief wurzelnder und gut mit Wasser versorgter Baum Pflanzen helfen, deren Wurzeln nur in oberflächlichen und leicht austrocknenden Bodenschichten wachsen. Indirekt geschieht das so, dass Pilzhypen einer Spender-Pflanze von dieser Wasser aufnehmen und in den Boden ausscheiden, wo es von Empfänger-Pflanzen oder deren Mycorrhiza-Pilzen aufgenommen wird.

Es gibt aber auch einen direkten Transport. Dazu haben Egerton-Warburton et al. (2007) Kulturanlagen konstruiert, in denen der untere Teil des Wurzelsystems einer Spender-Pflanze mit Wasser, das Deuterium enthielt, versorgt wurde. Der obere Teil des Wurzelsystems des Spenders, völlig getrennt vom unteren, war durch Mycorrhiza-Pilze und nur durch deren Hyphen mit dem Wurzelsystem einer Empfänger-Pflanze verbunden. Deuterium ließ sich dann in der Empfänger-Pflanze nachweisen, war also durch die Pilzhypen geleitet worden. Auch der Transport von Fluoreszenzfarbstoffen zeigte, dass die verbindenden Pilze für das Überleben des Empfängers bei Trockenheit wichtig sein können.

Literaturhinweis

- Egerton-Warburton, L. M., Querejeta, J. I., Allen, M. F.: Common mycorrhizal networks provide a potential pathway for the transfer of hydraulically lifted water between plants. *J. Exp. Bot.* 58, 1473–1483 (2007).

Eberhard Schnepf, Wiesloch

Psilotricha viridis – Ein Ciliat mit außergewöhnlichen Zoochlorellen

Martin Kreutz

Obwohl die kleinen, hypotrichen Vertreter unter den Ciliaten nicht immer ein Augenmagnet sind, wurde ich in einer artenreichen Probe auf eine Art aufmerksam, welche durch ihre Zoochlorellen hervorstach. Trotz aller Bemühungen wollte sich der Ciliat nicht als *Euplotes* identifizieren lassen, wodurch mein Ehrgeiz einer genauen Identifizierung geweckt war. Nach einigen Sackgassen landete ich schließlich bei *Psilotricha viridis*. Diese Art wurde zuletzt von Kahl (1935) beschrieben.

Aus einer gewissen Besorgnis heraus etwas übersehen zu haben, sammle ich alte, „abgegraste“ Proben aus meinem Fundgebiet Simmelried (Kreutz und Foissner, 2006) in einem 10-Liter-Aquarium, statt sie wegzugießen. Durch diesen Umstand hat sich die Gelegenheit ergeben, *P. viridis* über 70 Jahre nach der letzten Erwähnung genauer untersuchen zu können. In diesem begrenzten Ökosystem kommt es zyklisch zu Massenentwicklungen mit immer unterschiedlichen Artenspektren, besonders wenn

man von Zeit zu Zeit eine handvoll trockenes Laub vom Fundort hinzugibt. Im Dezember 2007 konnte ich einen weiteren Zyklus induzieren, indem ich das Aquarium bei drohendem Frost vom Balkon auf meinen Schreibtisch transferierte, wo sich innerhalb von 48 h eine große Population von *P. viridis* bildete, welche bereits nach weiteren 48 h wieder völlig zusammengebrochen war. Dass *P. viridis* im Winter auftrat, deckt sich mit den Angaben von Kahl, der für diese Jahreszeit die größte Häufigkeit angibt.

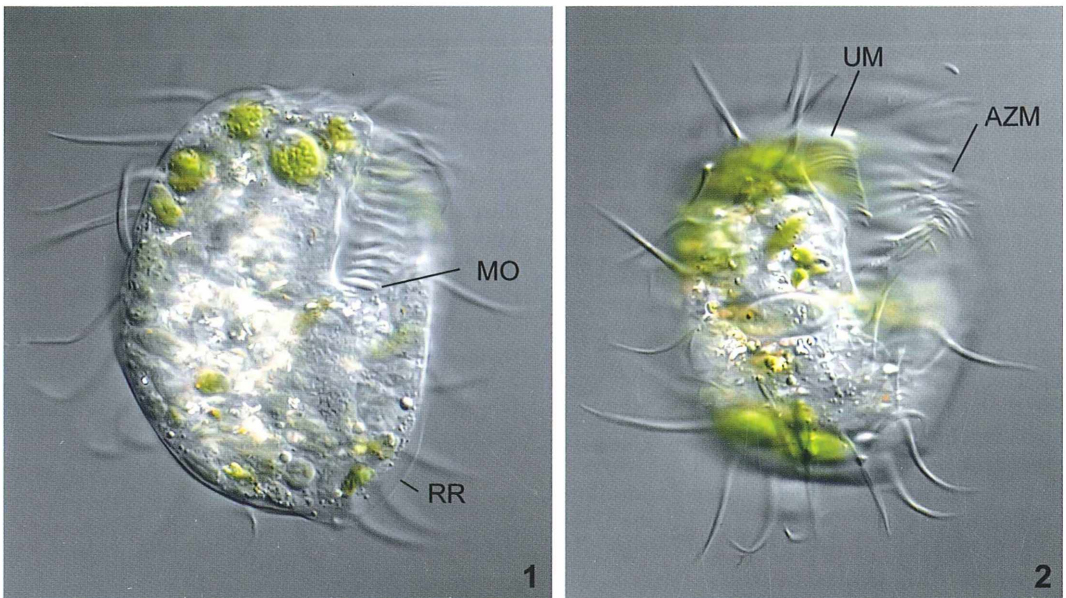


Abb. 1 und 2: *Psilotricha viridis*. – Abb. 1: Ventrale Ansicht, Länge 95 µm. MO Mundöffnung, RR rechte dorsale Rippe. – Abb. 2: Fokus auf die Mundbewimperung. AZM adorale Membranellenzone, UM undulierende Membran.

Dem Licht entgegen

Die gesamte Population sammelte sich auf der dem Licht zugewandten Scheibe des Aquariums. Dieses positiv phototaktische Verhalten ist in Anbetracht der zahlreichen Zoochlorellen dieser Art zu erwarten gewesen. Die Form und Fortbewegung von *P. viridis* (Abb. 1–3) erinnern an *Euplotes affinis*, welcher zeitgleich im Aquarium anzutreffen war. Jedoch schließen nicht nur die Zoochlorellen diese Zuordnung aus, sondern auch die Tatsache, dass *Psilotricha* zwei Makronuklei besitzen, statt einen C-förmigen Makronukleus wie *Euplotes*. Bei höherer Vergrößerung erkennt man zudem, dass *Psilotricha* sehr lange Cirren besitzt, mit einer Länge von 25–32 μm . Meine Population hatte eine durchschnittliche Körperlänge von 90 μm (83–95 μm , $n = 6$) und war damit circa 35% größer als von Kahl angegeben (45–50 μm). Auffälligstes Merkmal sind jedoch die Zoo-

chlorellen, die in einem ungequetschten Exemplar nur schemenhaft zu erkennen sind und erst einmal unspezifisch blieben. Fokussiert man durch ein festgelegtes, aber ungequetschtes Exemplar hindurch, so kann man sich ein Bild der äußeren Organisation des Ciliaten machen. Die flach gewölbte Dorsalseite weist drei deutliche Rippen auf (Abb. 5), die nicht hoch, jedoch scharf sind, wie Kahl sie beschreibt. Während die beiden marginalen Rippen recht gerade verlaufen und vom vorderen Drittel bis zum Hinterende laufen, scheint die mittlere Rippe erst am Zelläquator zu beginnen und biegt zudem im hinteren Drittel nach links ab, bevor sie am Hinterende mündet. Zwischen den Rippen und an den dorsalen linken und rechten Rändern verlaufen longitudinale Reihen von etwa 8 μm langen, borstenartigen Cilien (Abb. 4–5). Die genaue Zahl und Anordnung konnte ich am lebenden Ciliaten nicht genau erkennen.

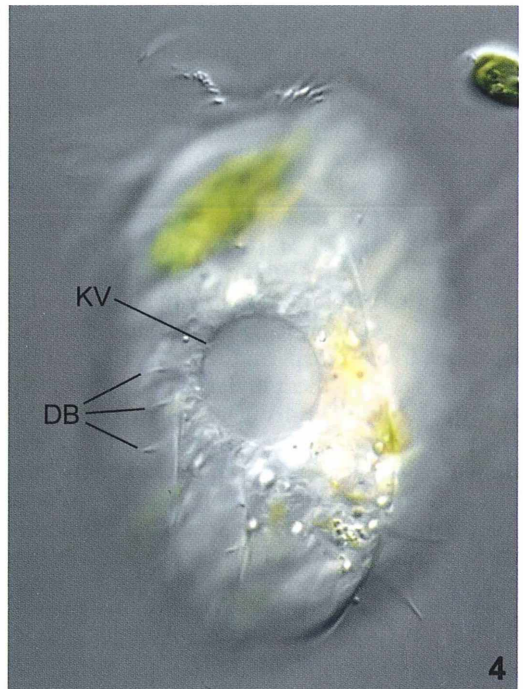
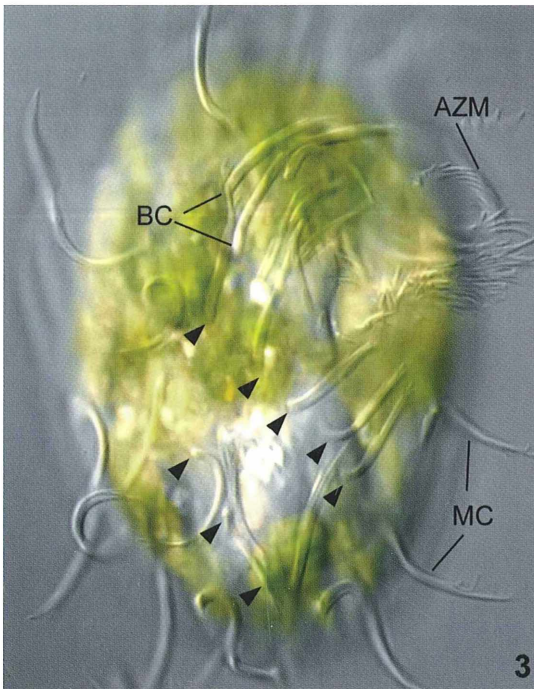


Abb. 3: Das Muster der Ventralcirren ist ohne Silberimprägnierung nur unzureichend zu erkennen. Jedoch kann man im differentiellen Interferenzkontrast (DIK) einige Strukturen identifizieren. Fast das gesamte Ventralfeld wird von zwei Reihen von Cirren beherrscht, die von hinten links nach oben rechts ziehen (Pfeilköpfe). Frontal- und Transversalcirren scheinen zu fehlen. AZM adorale Membranellenzone, BC Buccalcirren, MC Marginalcirren. – **Abb. 4:** Dorsale Ansicht mit der zentral gelegenen kontraktile Vakuole (KV). Auf dem Rücken entspringen zarte Borsten (DB).

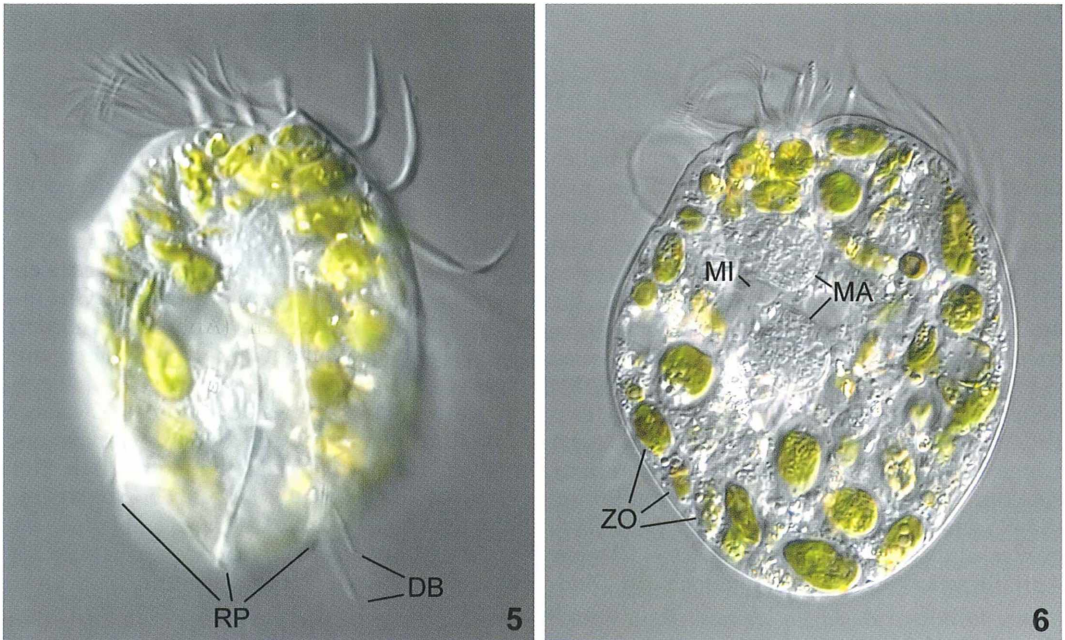


Abb. 5: In der dorsalen Ansicht erkennt man drei scharfe Rippen (RP), die jedoch nicht hoch sind. Parallel zu diesen entspringen an ihren linken Seiten die dorsalen Borsten (DB), welche circa 8 μm lang sind. – **Abb. 6:** In einem leicht gequetschten Exemplar von *Psilotricha viridis* erkennt man einen breit ovalen Mikronukleus (MI), der zwischen zwei ebenfalls breit ovalen Makronuklei (MA) lokalisiert ist. ZO Zoochlorellen.

Die Ventralseite

Legt man den Fokus weiter ventralwärts, wird die adorale Membranellenzone sichtbar, welche sich am linken Körperperrand fast bis zum Zelläquator zieht und dort in der Mundöffnung endet (Abb. 1–2). Auf der Ventralseite schließlich wird die Bewimperung sichtbar (Abb. 3), mit dessen Hilfe sich *P. viridis* auf dem Untergrund fortbewegt. Sie weist einige charakteristische Merkmale auf, welche sie von der Ciliatur der Euplotidae und Oxytrichidae unterscheidet. Zum Beispiel fehlen bei *P. viridis* die Transversalcirren, soweit ich erkennen konnte. Durch die 30 μm langen Cirren läuft der Ciliat wie auf Stelzen über den Untergrund. Der durch die adorale Membranellenzone erzeugte Wasserstrom scheint daher nicht zum Abgrasen des Substrates zu dienen, sondern eher um oberflächennahes Wasser zu filtrieren. Soweit man es ohne Silberimprägnierung beurteilen kann, befinden sich an den linken und rechten Rändern der Ventralseite je eine Reihe von 4–5

marginalen Cirren und zwei Reihen von vorne links nach hinten rechts verlaufende Ventralcirren, bestehend aus je 5–6 Cirren.

Die Kernverhältnisse

Der innere Aufbau von *P. viridis* ist bei einem frei beweglichen Exemplar durch die dicht gepackten Zoochlorellen schwierig zu interpretieren. In Exemplaren mit etwas weniger Zoochlorellen, lässt sich jedoch die kontraktile Vakuole identifizieren, welche dorsal in der Zellmitte lokalisiert ist und sich über die Mundöffnung nach außen entleert (Abb. 4). Um weitere Details zu erkennen, muss man den Ciliaten flach pressen. Im leicht gequetschten Zustand (Abb. 6) erkennt man zwei runde bis breit ovale Makronuklei (Durchmesser 20–22 μm), welche an einem zentralen Mikronukleus angelagert sind (Durchmesser 5–7 μm). Dieser Befund widerspricht der Beschreibung von Kahl, welcher zwei Mikronuklei angibt, jeweils einen

pro Makronukleus angelagert. Um diese Abweichung von der Originalbeschreibung zu verifizieren, habe ich neun weitere Exemplare auf ihre Kernverhältnisse hin untersucht, und alle Exemplare hatten zwei Makronuklei und einen Mikronukleus. Diese Abweichung wurde mir auch 2008 von Prof. Foissner bestätigt, dem ich fixierte Exemplare meiner *P. viridis* Population zur Silberimprägnierung geschickt habe. In den Präparaten, welche im Linzer Landesmuseum hinterlegt sind, ließ sich auch nur ein Mikronukleus feststellen. Interessanterweise hat Prof. Foissner eine *P. viridis* Population in Brasilien gefunden, welche ebenfalls nur einen Mikronukleus aufweist. Detaillierte Untersuchungen der brasilianischen und Simmelrieder Populationen zur Klärung der Frage, ob es sich um die gleiche Art handelt, stehen jedoch noch aus (Foissner, 2008, mündliche Mitteilung).

Die Zoochlorellen

In den stark gequetschten Exemplaren ließen sich auch die Zoochlorellen des Ciliaten genau studieren (Abb. 7–8). Sie sind ganz außergewöhnlich, denn sie scheinen nicht vom sonst verbreiteten *Chlorella*-Typus zu sein, da sie größtenteils länglich oval sind und einen deutlichen, orangeroten Augenfleck besitzen, der seitlich lokalisiert ist, wie es von Penard (1922) und Kahl (1935) auch schon beschrieben wird.

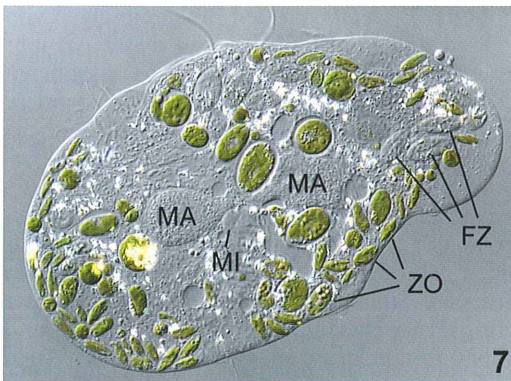


Abb. 7: In einem stark gequetschten Exemplar von *Psilotricha viridis* erkennt man die große Diversität an Größe und Form der Zoochlorellen. Die meisten davon weisen einen Augenfleck auf. Neben den grünen Zoochlorellen finden sich auch zahlreiche farblose Zellen (FZ), welche jedoch noch ihren Augenfleck besitzen.

Man fragt sich, von welcher Gattung diese Algen ursprünglich abstammen, bevor sie ein Symbiontenverhältnis mit *Psilotricha* eingegangen sind. Der Augenfleck lässt vermuten, dass es sich um eine volvocale oder tetrasporale Alge handelt, eventuell um eine *Chlamydomonas*-Art. Kahl beschreibt auch vierzellige Teilungsstadien, die ich trotz intensiver Suche nicht finden konnte. In neun untersuchten Exemplaren von *P. viridis* fand ich pro Zelle 22–60 Zoochlorellen, mit auffälligen Größen- und Formunterschieden (Abb. 7). Insgesamt ließen sich nach meinen Beobachtungen vier Typen von Zoochlorellen unterscheiden (Abb. 8). Es gibt zwei Typen von länglich ovalen Zoochlorellen, von denen der Typ I zwischen 7–13 μm lang ist (Mittelwert = MW = 11,2 μm , $n = 18$) und ein Länge/Breite-Verhältnis von 1:0,38 aufweist. Er macht circa 60% des Besatzes mit Zoochlorellen aus und weist stets den orangeroten Augenfleck auf. Außerdem konnte ich feststellen, dass die Zellen vom Typ I eine abgeflachte und eine leicht gewölbte Körperseite besitzen. An der gewölbten Seite ist auch der Augenfleck lokalisiert. Daneben ließen sich deutlich größere, 14–20 μm lange (MW = 16 μm , $n = 11$) Varianten vom Typ I erkennen, die ich als Typ II bezeichnen möchte, und welcher nur in 50% der Fälle einen Augenfleck erkennen ließ. Er war zu etwa 30% vertreten. Bei vielen dieser ovalen Zoochlorellen ließ sich am Vorderende eine niedrige, hyaline Papille erkennen. Aus bestimmten Betrachtungswinkeln erscheint der ovale Typ sehr schlank, oft mit parallelen Seiten. Neben diesen ovalen Zellen ließen sich noch runde Algenzellen vom Typ III identifizieren, deren Durchmesser von 5–23 μm reicht (MW = 11,2 μm , $n = 23$). Bei den größeren Symbionten, mit einem Durchmesser von 13–23 μm , konnte man oft einen glockenförmigen Chloroplasten erkennen, wie er für *Chlorella* typisch ist. Diese kugelförmigen Zelltypen waren nur zu etwa 10% vertreten. In einigen der Zoochlorellen vom Typ III konnte ich einen Augenfleck erkennen, in anderen jedoch nicht. Es war für mich nicht zu klären, ob diese Typ III Algen ebenfalls Zoochlorellen darstellen oder als Nahrung ingestiert wurden.

Farblose Symbionten

Interessanterweise fanden sich in allen untersuchten Exemplaren von *P. viridis* auch Sym-

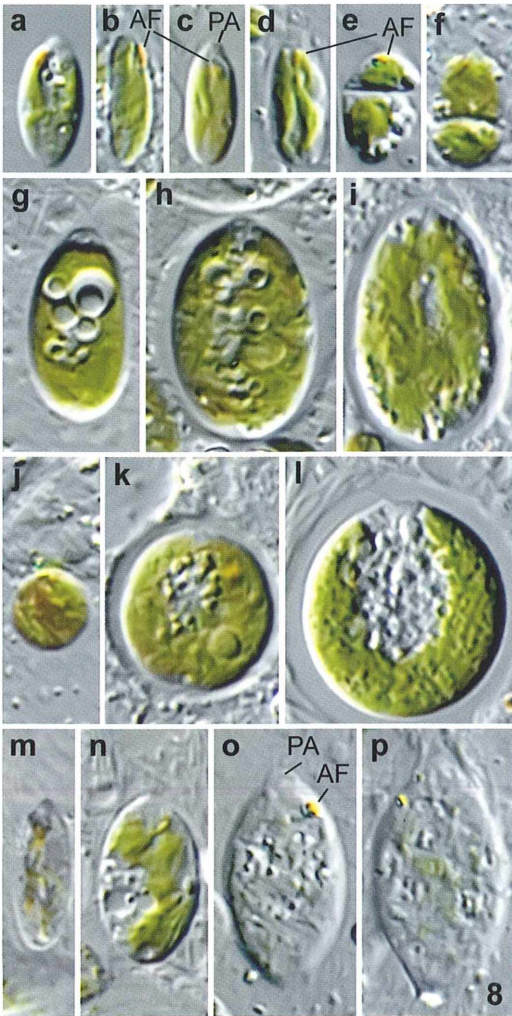


Abb. 8: Darstellung der Zoochlorellen-Diversität von *P. viridis* im realen Größenverhältnis. a–f: Länglich ovale Typ I Zoochlorellen ($L = 7\text{--}13\ \mu\text{m}$) mit Augenfleck (AF) und oft mit einer hyalinen Papille (PA), e und f stellen eventuell Teilungsstadien dar. g–i: Ovale Typ II Zoochlorellen ($L = 14\text{--}20\ \mu\text{m}$), welche nur selten einen Augenfleck aufwiesen, aber oft mit einer Papille versehen waren. j–l: Kugelförmige Typ III Zoochlorellen ($\varnothing = 5\text{--}23\ \mu\text{m}$), gelegentlich mit Augenfleck und einem becherförmigen Chloroplasten (l). m–p: Ovale bis spindelförmige Typ IV Zoochlorellen mit Augenfleck ($L = 14\text{--}22\ \mu\text{m}$), n und p mit rudimentären Resten des Chloroplasten. Viele dieser entfärbten Zellen zeigten eine Papille. Eventuell handelt es sich um Zoochlorellen, welche verdaut werden (Populationskontrolle).

bionten mit stark verblassten Chloroplasten oder sogar solche, die ganz farblos waren. In diesen farblosen Zellen war der Augenfleck noch deutlich zu erkennen (Abb. 7–8). Diese farblosen Symbionten möchte ich Typ IV nennen. Sie waren durchweg $14\text{--}22\ \mu\text{m}$ lang ($MW = 18\ \mu\text{m}$, $n = 16$) und entsprachen damit in Zellform und -dimension weitgehend den Zoochlorellen vom Typ II, oft jedoch mit auffällig zugespitzten Enden, wodurch sie spindelförmig erschienen.

Insgesamt scheinen die Zoochlorellen-Populationen in *P. viridis* sehr komplex zusammengesetzt zu sein, wobei einzelne Typen möglicherweise ineinander umwandelbar sind. Das bietet noch viel Raum für weitere Untersuchungen.

Diskussion

Die Population von *P. viridis* aus dem Simmelried weicht zwar bezüglich Körpergröße und Kernverhältnissen von der von Kahl beschriebenen Spezies ab, jedoch gibt es Hinweise, dass bei der Gattung *Psilotricha* eine gewisse Variabilität sowohl bei den Zelldimensionen als auch den Kernverhältnissen auftreten kann. So sind für *P. acuminata* Formen mit einem oder zwei Mikronuklei und zwei oder drei Makronuklei beschrieben worden, und es wird eine Varianz von $40\text{--}116\ \mu\text{m}$ für die Zelllänge angegeben (Esteban et al., 2001). Ansonsten stimmen alle Merkmale der Simmelrieder Population von *P. viridis* mit den Beschreibungen von Penard und Kahl überein. Von dieser Art gibt es keinen Typus, da früher keine geeigneten Präparationsmethoden zur Verfügung standen. Daher werden Prof. Foissner und ich die Simmelrieder Population an Hand von Silberpräparaten neu definieren und als Neotyp festlegen. Zu klären wäre noch, ob die von Prof. Foissner (2008, mündliche Mitteilung) in Brasilien gefundene *P. viridis* identisch ist mit der aus dem Simmelried. Auch diese Frage kann nur durch weiterführende Untersuchungen und Silberimprägnierungen geklärt werden. Auch die einzigartigen Zoochlorellen dieser Art geben noch Stoff für weitergehende Untersuchungen. Gehören die verschiedenen Typen von Zoochlorellen alle zur gleichen Art? Wie erfolgen Vermehrung und Bestandskontrolle? Nicht zuletzt wäre die taxonomische Einordnung der Zoochlorellen interessant, und ob die Algen noch fähig sind, ohne Wirt zu überleben. An

diesen Fragestellungen erkennt man, dass *P. viridis* ein interessantes Untersuchungsobjekt bleibt für das nächste Wiedersehen.

Literaturhinweise

Esteban, G. F., Olmo, J. L., Finlay, B. J.: Redescription of *Psilotricha acuminata* Stein, 1859 and revision of the genera *Psilotricha* and *Urospinulina* (Ciliophora, Hypotrichida). *J. Eukaryot. Microbiol.* 48, 280–292 (2001).

Foissner, W.: Morphologie und Morphogenese von *Psilotricha succisa* (O. F. Müller, 1786) nov. comb.

(Ciliophora, Hypotrichida). *Protistologica* 19, 479–493 (1983).

Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa (Infusoria). In: Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands. Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.

Kreutz, M., Foissner, W.: The *Sphagnum* ponds of Simmelried in Germany: A biodiversity hot-spot for microscopic organisms. *Protozoological Monographs* 3, Shaker Verlag, Aachen 2006.

Penard, E.: Études sur les Infusoires d'eau douce. Georg & C^{ie}, Genève 1922.

Verfasser: Dr. Martin Kreutz, Magdeburger Str. 2, 78467 Konstanz, E-Mail: makreu@gmx.de

Kurze Mitteilung

Exocytose und Endocytose in Pflanzenzellen mit Spitzenwachstum

Pollenschläuche, Wurzelhaare, Pilzhypen und Protonema-Zellen von Moosen und Algen wachsen nur an den Zellspitzen. Hier wird der Inhalt (Wandmaterial) von sekretorischen Vesikeln ausgeschieden (Exocytose) und die Membran von Vesikeln in die Plasmamembran eingebaut. Das ist notwendig, weil die Zellen ja wachsen, länger werden, aber auch deshalb, weil durch Vesikelmembranen Enzyme wie Zellulose-Synthase-Komplexe in die Plasmamembran inkorporiert werden. Die Menge der eingebauten Membranen übersteigt aber den durch die Zellvergrößerung entstehenden Bedarf. Deshalb wird auch Membranmaterial in Form von Vesikelmembranen wieder recycelt (Endocytose). Zonia und Munnik (2008) haben kürzlich an Tabak-Pollenschläuchen und Limbach et al. (2008) an *Chara*-Rhizoiden neue, interessante Befunde über diesen Vesikel-Verkehr und seine räumliche Organisation publiziert.

Limbach et al. (2008) fixierten die *Chara*-Rhizoide mit einer Hochdruck-Gefriertechnik und analysierten die Schnitte konventionell elektronenmikroskopisch und elektronentomographisch. Sie fanden, dass die Exocytose von sekretorischen Vesikeln überall in der ganzen Zellkuppe stattfindet. Endocytotische „clathrin coated vesicles“ (Stachelsaumbläschen) sind hingegen um spezialisierte apikale Einstülpungen der Plasmamembran konzentriert. Mehrere

andere Vesikeltypen sind wohl am intrazellulären Membranverkehr beteiligt.

Zu etwas anderen Ergebnissen kommen Zonia und Munnik (2008). Sie markierten exocytotische und endocytotische Vesikel in Pollenschläuchen vom Tabak und verfolgten ihre Wanderung mit hochauflösender Differential-Interferenzkontrast-Mikroskopie. Sie beobachteten, dass die Exocytose vorwiegend an den Flanken der Zellspitze stattfindet, die Endocytose hingegen in der Kuppe. Das war so nicht erwartet. Ein hypertonisches Medium (mit erhöhtem osmotischem Wert) lässt die Zellen schrumpfen, die Endocytose wird stimuliert, die Exocytose reduziert. Ein hypotonisches Medium (erniedrigter osmotischer Wert) stimuliert die Exocytose und reduziert die Endocytose; die Zellen schwellen.

Literaturhinweise

Limbach, C., Staehelin, L. A., Sievers, A., Braun, M.: Electron tomographic characterization of a vacuolar reticulum and of six vesicle types that occupy different cytoplasmic domains in the apex of tip-growing *Chara* rhizoids. *Planta* 227, 1101–1114 (2008).

Zonia, L., Munnik, T.: Vesicle trafficking dynamics and visualization of zones of exocytosis and endocytosis in tobacco pollen tubes. *J. Exp. Bot.* 59, 861–873 (2008).

Eberhard Schnepf, Wiesloch

Spinnentiere aus der Nähe betrachtet – Mikroskopie von Sinnesorganen ausgewählter Spinnenarten

Robert Sturm

Spinnen stellen in vielerlei Hinsicht außergewöhnliche Lebewesen dar. Im terrestrischen Bereich besiedeln sie nahezu jedes ihnen gebotene Biotop, wodurch ihnen eine Verbreitung in beinahe allen Höhenlagen zueigen ist. Manche Vertreter der Spinnentiere machten im Laufe der Evolution das Wasser zu ihrem Lebensraum und konnten sich dort gegenüber konkurrierenden Organismen behaupten. Spinnen gelten ob ihres ubiquitären Auftretens als wichtige Glieder der Nahrungsketten, wobei sie ihre hauptsächlich aus Insekten bestehende Nahrung zumeist auf räuberische Art und Weise erbeuten. Besonders hervorzuheben sind jedoch die Sinnesleistungen der Spinnentiere, die es ihnen ermöglichen, auch die schwächsten Signale aus ihrer Umgebung wahrzunehmen, und die sie deshalb zu besonders effizienten Jägern werden lassen. Im folgenden Beitrag sollen ausgewählte Sinnesorgane der Arachniden zu einer detaillierten Betrachtung gelangen.

Spinnen zählen gemeinsam mit den Skorpionen, Pseudoskorpionen, Weberknechten und Milben zur großen Tiergruppe der Arachniden (Spinnentiere), die wiederum dem Stamm der Arthropoda (Gliederfüßer) zugeordnet werden kann. Insgesamt kennt man gegenwärtig etwa 30.000 Spinnenarten, von denen die meisten in den Tropen und Subtropen beheimatet sind. In unseren Breiten leben immerhin noch ca. 800 Arten, welche in ihrer Größe, ihrem Aussehen und ihren Jagdgewohnheiten mitunter deutlich variieren (Bellman, 1984).

Wenn man sich die Biologie der Spinnen etwas näher vor Augen führen möchte, so sind hinsichtlich ihres Körperbaus vor allem die Zerteilung des Körpers in Prosoma (Vorderkörper) und Opisthosoma (Hinterkörper) sowie der Besitz von acht Beinen zu nennen. Diese Merkmale sind es, welche eine rasche und sichere Abtrennung der Spinnen von den Insekten, zu denen sie gerade vom Laien sehr häufig gezählt werden, ermöglichen. Der Vorderkörper verfügt nicht nur über die den Spinnen besondere Wendigkeit verleihenden Laufbeine, sondern zusätzlich noch über zwei weitere Extremitätenpaare, nämlich die Cheliceren (Klauen) zum Erfassen der Beute und die Pedipalpen (Kiefer-taster) zum Manipulieren der Beute und zur

Durchführung der Reproduktion (Foelix, 1992). Ein kurzer Blick in das Körperinnere zeigt recht deutlich, dass im Vorderkörper Teile des Verdauungsapparates sowie mit Ober- und Unterschlundganglion die neuronalen Zentren lokalisiert sind. Im Hinterkörper nimmt der Verdauungstrakt mit Mitteldarm und Kloake seine Fortsetzung, und er enthält Herz, Reproduktionstrakt, Buchlung und Spinndrüsen.

Als besonders auffällig sind die Sinnesorgane der Spinnen zu bewerten, welche zur Wahrnehmung von optischen, mechanischen und chemischen Umgebungssignalen dienen. Die optischen Sinnesorgane sind an der Front beziehungsweise an den Seiten des Vorderkörpers positioniert und lassen sich in Haupt- und Nebenaugen mit jeweils spezifischer Morphologie unterteilen. Die Verarbeitung mechanischer Signale, wie sie etwa durch Betastung, Luftströmungen und Substratvibrationen entstehen, erfolgt durch die Mechanorezeptoren. Zu diesen zählen neben verschiedenen Formen von Haarsensillen auch die so genannten Spalt-sinnesorgane zur Rezeption von vibrations- oder schwerkraftbedingten Eigenbewegungen und schließlich die Propriozeptoren zur Wahrnehmung der Gelenkstellung und -bewegung. Die Wahrnehmung chemischer Signale, welche unter anderem zur Auffindung der

Beute und des Geschlechtspartners dient, unterliegt den Chemorezeptoren, von denen die Tarsalorgane (an den Extremitäten) und Geschmackshaare am bedeutendsten sind (Foelix, 1992).

Optische und mechanische Rezeptoren bei Spinnen

Der optische Sinn gestaltet sich bei den Spinnen besonders interessant, weil sie in den meisten Fällen über acht Augen verfügen, welche zumeist in zwei Reihen angeordnet sind beziehungsweise eine spezifische Positionierung auf dem Prosoma besitzen. Grundsätzlich kann zwischen Haupt- und Nebenaugen unterschieden werden, welche beide vom Typus her der Ocelle (Einzelaug) entsprechen. Diese setzt sich aus einer cuticulären Linse, dem Glaskörper sowie einer Retina (Netzhaut) mit lichtempfindlichen Seh- und Pigmentzellen zusammen (Abb. 1a). Worin besteht nun aber der wesentliche Unterschied zwischen Haupt- und Nebenaug? Das Hauptauge stellt ein everses optisches Sinnesorgan dar, bei dem also die licht-

sensitiven Teile der Sehzellen, die Rhabdomere, dem Licht zugewandt sind, das heißt direkt unterhalb des Glaskörpers liegen. Neben diesem Spezifikum verfügen Hauptaugen auch über keine reflektierende Schicht (Tapetum), sind zumeist relativ klein und besitzen zudem keine Befähigung zur Akkomodation (Anpassung an die Sehentfernung). Bei den Nebenaugen handelt es sich in der Regel um inverse Augen, deren Rhabdomere ganz ähnlich wie beim Wirbeltierauge vom Lichteinfall abgewandt sind. Diese optischen Sinnesorgane sind mit einem Tapetum ausgestattet, als dessen Funktion die Verstärkung von geringstem Restlicht verstanden werden kann (Storch und Welsch, 1991). Trotz der hohen Anzahl an Augen und ihrer teils spektakulären Anordnung auf dem Vorderkörper spielen die optischen Sinne bei den Spinnen nur eine untergeordnete Rolle und werden von den Mechano- und Chemorezeptoren an Bedeutung übertroffen. Besonders deutlich tritt dieser Fall bei den Netzspinnen auf. Von erhöhter Wichtigkeit sind die optischen Sinnesorgane erwiesenermaßen bei aktiven Räubern wie etwa den Springspinnen, welche zwei signifikant vergrößerte, an der Vorder-

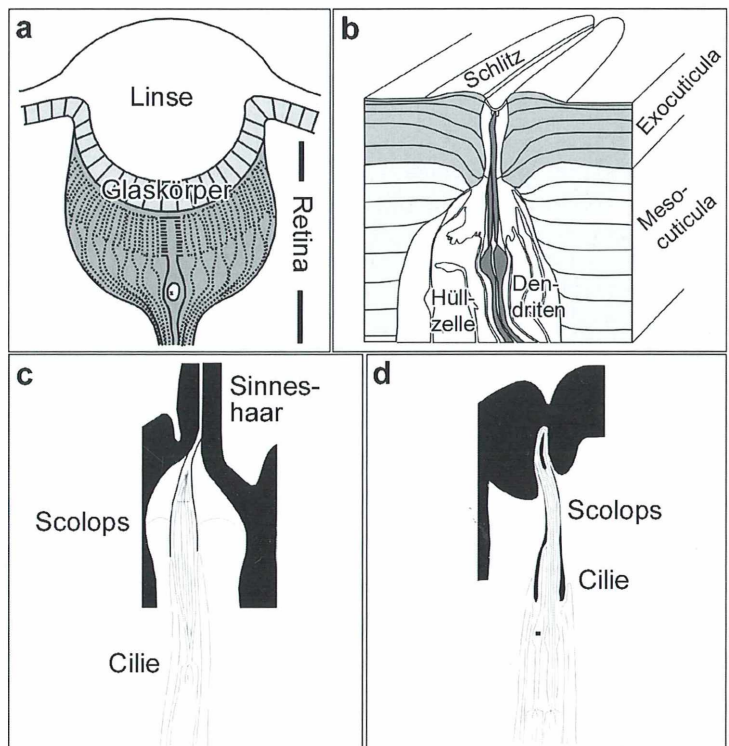


Abb. 1: Optische und mechanische Sinnesorgane der Spinnentiere im Überblick. a Schematische Darstellung des Hauptauges. b Spaltsinnesorgan. c und d Sinnesshärchen.

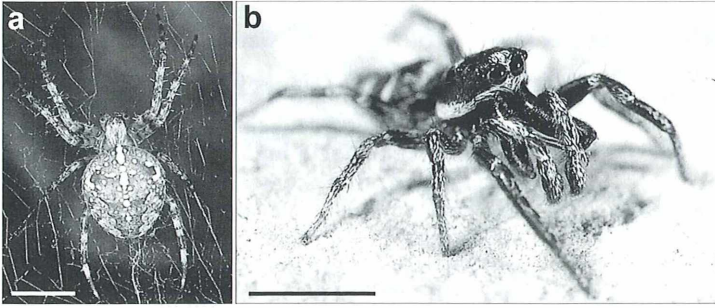


Abb. 2: Makroaufnahmen der Garten-Kreuzspinne (a) und der Zebra-Springspinne *Salticus scenicus* (b). Maßstriche 1 mm.

front angeordnete Hauptaugen besitzen (siehe unten). Orientierung, Beutefang, Balz und Flucht werden bei diesen Tieren von den visuellen Reizen kontrolliert. Wie schon in sehr frühen Forschungen festgestellt werden konnte, dienen die Hauptaugen der Springspinnen primär dem Formensehen, während die Nebenaugen zur Wahrnehmung von Bewegungen herangezogen werden (Foelix, 1992).

Mechanischer Sinn

Der mechanische Sinn ist bei Spinnen durch eine wahre Vielfalt an Organtypen repräsentiert (Abb. 1b–d). Die Tasthaare sind über den gesamten Spinnenkörper, insbesondere jedoch über die langen Beine verteilt und setzen sich aus einem exocuticulären Haarschaft und einem Haarsockel zusammen. Der Haarschaft steht mit drei Dendriten (Nervenzellfortsätzen) in Verbindung, welche kleinste Bewegungen des Haares registrieren können. Auch die Spaltsinnesorgane sind über die gesamte Körperoberfläche verteilt, wobei die Mehrzahl dieser Mechanorezeptoren wiederum auf den Beinen liegt. Treten diese Sinnesorgane in gruppierter Weise auf, so werden sie als lyraförmige Organe bezeichnet. Morphologisch setzen sich die Spaltsinnesorgane aus einem ein bis zwei Mikrometer breiten und acht bis 200 Mikrometer langen Schlitz zusammen, der beiderseits von einer Cuticulalippe eingerahmt ist und über den eine dünne, mit Dendriten in Verbindung stehende Deckmembran gespannt ist (Abb. 1b). Jegliche Deformationen des Schlitzes und der Deckmembran, wie sie etwa bei der Lokomotion oder der Erschütterung des Untergrundes auftreten, werden in empfindlicher Art und Weise wahrgenommen.

Die zuletzt noch zu erwähnenden Propriozeptoren dienen in der Hauptsache zur Wahrnehmung körpereigener Information (z. B. Stellung und Bewegung der Gelenke). Einer der Haupttypen dieser Sinnesorgane ist das Borstenfeld, bei welchem kurze Tasthaare mit einer Pleuralmembran derart in Interaktion treten, dass sie bei jeglicher Laufbewegung von der Membran niedergedrückt werden und somit einen Nervenimpuls erzeugen (Foelix, 1992).

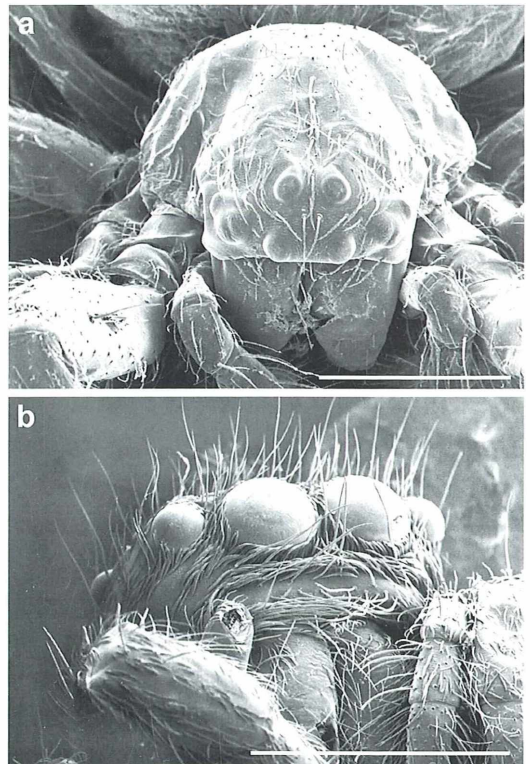


Abb. 3: Rasterelektronenmikroskopische (REM) Übersichtsdarstellung der beiden untersuchten Spinnenarten.

a Garten-Kreuzspinne *Araneus diadematus*.
b Zebra-Springspinne. Maßstriche 1 mm.

Mikroskopie ausgewählter Spinnentiere

Im Rahmen dieses Beitrages gelangten die optischen und mechanischen Sinnesorgane der Garten-Kreuzspinne *Araneus diadematus* und der Zebra-Springspinne *Salticus scenicus* zur mikroskopischen Untersuchung (Abb. 2). Da hier vor allem die äußere Morphologie der jeweiligen Organe dargestellt werden soll, erfolgte die Dokumentation ausgewählter Objekte mit Hilfe der Rasterelektronenmikroskopie (REM). Zu diesem Zweck wurden die Tiere eingefangen, im CO₂-Strom abgetötet und der elektronenmikroskopischen Präparation zugeführt. Der präparative Aufwand beschränkte sich dabei auf die Trocknung der Spinnen, ihre Aufbringung auf einen zylindrischen Probenträger mit einem Durchmesser von etwa 3 cm und die abschließende Bedampfung der Proben mit

Kohlenstoff oder Besputterung mit Gold. Die Dokumentation der Proben wurde mit Hilfe eines Cambridge EM-250 am Institut für Zoologie der Universität Salzburg durchgeführt, wobei einheitlich eine Beschleunigungsspannung von 15 kV eingestellt war.

Ergebnisse

Die Resultate der elektronenmikroskopischen Studie sind in den Abbildungen 3 bis 5 zusammengefasst. Aus den beiden Übersichtsdarstellungen der Abbildung 3 lässt sich in sehr deutlicher Weise die Position der Augen bei Kreuz- und Springspinne vergleichen. Während die Kreuzspinne über etwa gleich große Haupt- und Nebenaugen verfügt, welche sich in zwei Reihen um den Vorderbereich des Prosomas

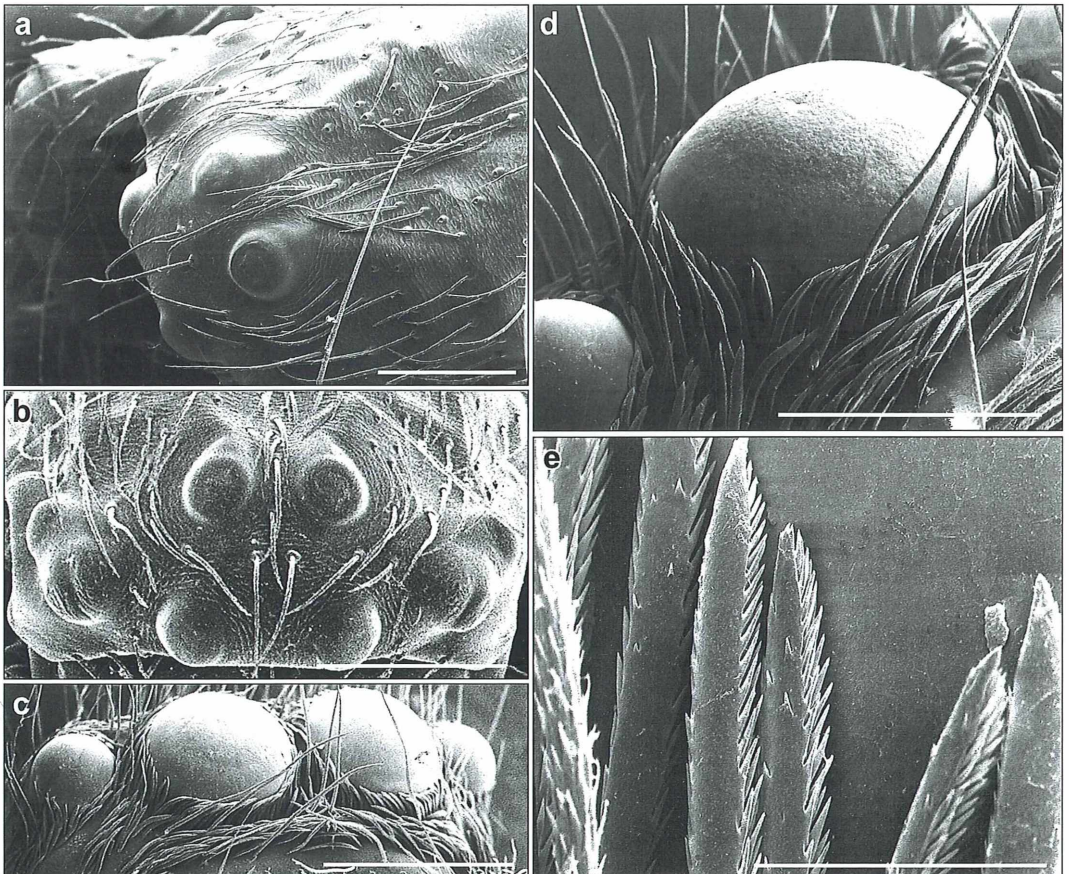


Abb. 4: REM-Detaildarstellungen der Haupt- und Nebenaugen. a und b *Araneus diadematus*. Maßstriche 0,3 mm. c und d *Salticus scenicus*. Maßstriche 0,2 mm. e Detail der um das Hauptauge gruppierten Sinneshärchen. Maßstrich 0,1 mm.

gruppieren, liegt bei der Springspinne ein deutlicher Größenunterschied zwischen den frontalen Hauptaugen und den seitlich anschließenden Nebenaugen vor (Abb. 3 und 4). Hier wird die Spezialisierung der Augen, wie sie bei aktiven Räubern zur Entwicklung gelangte, deutlich.

Nicht nur die Augen üben auf den Betrachter eine gewisse Faszination aus, sondern auch die zahlreichen Sinneshärchen, welche an den Beinen und auf dem Vorderkörper in besonders hoher Konzentration auftreten. Bei der Springspinne werden vor allem die Augen von den Mechanosensoren umgeben (Abb. 3b, 4c–e). Dies hat zur Folge, dass der optische Reiz eine zusätzliche Unterstützung durch die Rezeption mechanischer Impulse erfährt. Insgesamt lässt sich aus der oberflächlichen Studie der Augen

nur deren Form und Größe darstellen, jedoch keine Aussage über deren Aufbau treffen. Dazu wäre es notwendig, eine histologische Präparation mit Schnitten für die Licht- und Transmissionselektronenmikroskopie herzustellen.

Wirft man einen etwas genaueren Blick auf die mechanischen Sinnesorgane, so können bei den beiden vorgestellten Spinnenarten im Elektronenmikroskop neben den zahlreichen, über den gesamten Körper verteilten Tasthaaren auch lyraförmige Organe identifiziert werden, welche sich – wie im hier dargestellten Falle (Abb. 5a) – vor allem auf den lokomotorischen Extremitäten befinden. Wie sich sehr gut beobachten lässt, variiert die Länge der einzelnen Schlitze zwischen etwa 10 und 100 Mikrometer. Vergleicht man die Mechanosensoren der Garten-Kreuzspinne (Abb. 5a und b) mit jenen

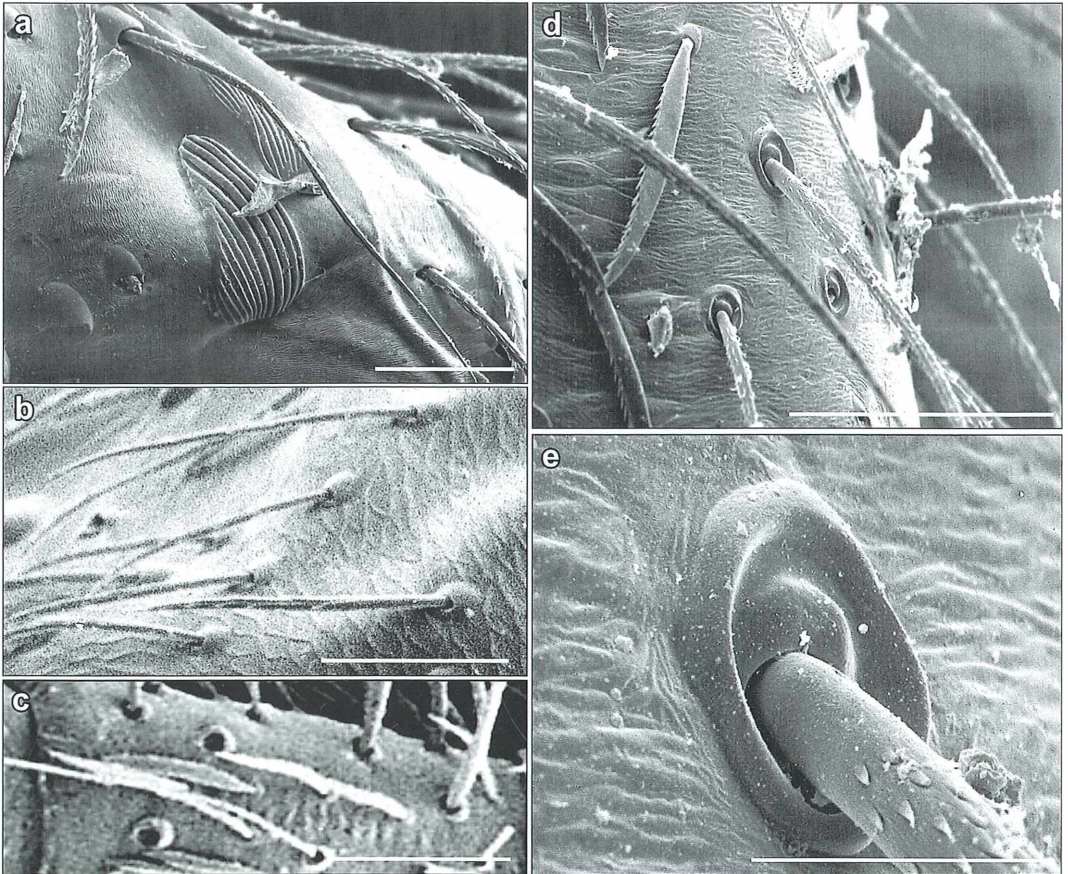


Abb. 5: REM-Detailabbildungen von verschiedenen mechanischen Sinnesorganen. a Lyraförmiges Organ am Femur (Oberschenkel) von *Araneus diadematus*. Maßstrich 0,1 mm. b Prosomale Sinneshärchen von *Araneus diadematus*. Maßstrich 50 µm. c–e Sinneshärchen bei *Salticus scenicus*. Maßstriche c und d 50 µm, e 10 µm.

der Zebra-Springspinne (Abb. 5c–e), so kann aufgrund des Bildmaterials bei der Kreuzspinne ein Überwiegen von so genannten Trichobothrien oder Becherhaaren, bei der Springspinne hingegen eine Dominanz der Tasthaare festgestellt werden. Trichobothrien sind besonders lange und dünne Haare, deren Sockel zu einer Art Becher umgestaltet ist, wodurch sich eine vermehrte Richtungssensitivität ergibt. Die Tasthaare, welche sich unter anderem an den Beinen der Springspinne konzentrieren, wurden hinsichtlich ihrer Funktion bereits weiter oben beschrieben. Die Detaildarstellung des Haarsockels (Abb. 5e) zeigt recht deutlich die ausge dünnte Kutikula zwischen Haarbasis und äußerem Sockelring.

Resümee

Zusammenfassend lässt sich festhalten, dass Spinnen mit ihren morphologischen Besonder-

heiten als besonders geeignete Anschauungs- und Forschungsobjekte für den Mikroskopiker gelten können. Die Elektronenmikroskopie liefert sicherlich sehr spektakuläre Bilder und dient der Aufklärung kleinerer morphologischer Details, ist aber für Tiere dieser Größe nicht zwingend erforderlich.

Literaturhinweise

- Bellman, H.: Spinnen: Beobachten, bestimmen. Neumann-Neudamm, Berlin 1984.
 Foelix, R. F.: Biologie der Spinnen. Thieme-Verlag, Stuttgart 1992.
 Storch, V., Welsch, U.: Systematische Zoologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

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



„Ein Schlaganfall bedeutet nicht sofort das Ende. Erst der Zeitverlust kostet Leben.“

Verona Probst, Botschafterin der Stiftung Deutsche Schlaganfall-Hilfe

Achten Sie auf plötzlich auftretende Schlaganfall-Symptome:
 • Lähmungen • Sehstörungen • Sprachstörungen
 Jede Minute zählt: Jeder Schlaganfall ist ein Notfall!
 Symptome erkennen und richtig handeln. **Sofort Notruf 112!**
 Infos • Spenden unter www.schlaganfall-hilfe.de

STIFTUNG
 DEUTSCHE SCHLAGANFALL-
 HILFE

euromex
 MICROSCOPES HOLLAND

**Mikroskope
 Stereomikroskope
 Mikrotome
 Kaltlichtbeleuchtung
 Refraktometer**

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



STEREOMIKROSKOP E-REIHE



MIKROSKOP F-REIHE

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>

Bild-Composings mit Mikroorganismen

Roland Birke

Dank unserer Mikroskope können wir Mikroorganismen als bildhafte Schönheit wahrnehmen. Der Ordnungsliebe unserer visuellen Wahrnehmung entsprechen Figuren, die sich vor einem Hintergrund abheben und als Formen durch klar erkennbare Symmetrieebenen und Symmetrieachsen auszeichnen. Folgender Bericht beschreibt das Erstellen von Composings mit Aufnahmen von lebenden Mikroorganismen mittels digitaler Bildverarbeitung.

Durch die Errungenschaften von Mikroelektronik und der Entwicklung innovativer Algorithmen kann man der Kunst am Bildschirm nachgehen, ohne mit Klebstoff und ohne in einer Dunkelkammer mit Chemikalien hantieren zu müssen. Fotos sind das Rohmaterial für unsere kreativen Veredlungsformen. Erforderlich ist, dass die Bilder in digitaler Form vorliegen. Analoge Bilder, Dias und Negative können hierzu gescannt werden.

Herstellungsweise von Composings

Um Composings erstellen zu können, werden die Motive zunächst durch Freistellen vom Hintergrund isoliert. Hierzu bieten die Bildbearbeitungsprogramme verschiedene Möglichkeiten, wie zum Beispiel durch Kontrastunterschiede, Farbkanäle oder Ausschneidwerkzeuge freizustellen. Erforderliche Retuschearbeiten werden mit weiteren speziellen Werkzeugen ausgeführt – so kann man im Vergrößerungsmodus auf der Pixelebene am genauesten feine Details bearbeiten. Die freigestellten Motive werden durch Speichern zwischengelagert.

Digitale Filter gehören zu den wichtigsten Werkzeugen bei der Manipulation von Bilddaten. Hierbei werden selektierte Pixel umgerechnet und beispielsweise durch Verzerrungsfilter ihre Lagen verändert. Weich- und Scharfzeichnungsfilter beeinflussen die Relation ihres Wertes zur näheren oder weiteren Umgebung und ermöglichen weiche oder harte Kanten. Um mehrere Bilder miteinander kombinieren zu können, werden diese durch Bearbeitung der Farbverteilung und Detailzeichnung angepasst. Oft ist es ratsam, nach geeigneteren Fotografien zu suchen, als am Ende an unüberwindlichen Aufgaben zu scheitern.

Die Erstellung von Bild-Composings erfolgt über Ebenen. Die Ebenen dienen dazu, in einer Datei mehrere Bildelemente jeweils unabhängig voneinander bearbeiten zu können. Die Mi-

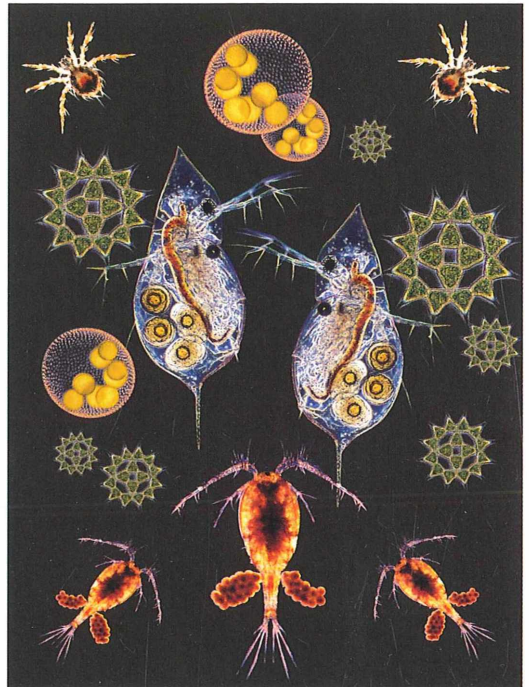


Abb. 1: Composing verschiedener Planktonorganismen.

schung der Ebenen ergibt erst das vollständige Bild. Man kann in den Ebenen alle Einzelbilder in ihrer Größe, Farbigkeit, Transparenz und Position so lange getrennt voneinander verändern, bis man das endgültige Composing arrangiert hat. Dann kann man alles zur Endversion zusammenrechnen lassen.

Auf der Suche nach gestalthaft Erfassbarem können unsere Sinne Ästhetiken in solchen Composings erkennen (Abb. 1 und Titelbild), Gründe, die mit der Existenz dieser Organismen nichts zu tun haben.

Verfasser: Roland Birke, Graubergstr. 7a, 63897 Miltenberg, E-Mail: rolandbirke@t-online.de

Dinoflagellaten mit bizarren Auswüchsen

Klaus Hausmann

Jedem, der sich einmal mit Planktonproben aus Süßgewässern oder dem Meer beschäftigt hat, werden wegen ihrer weiten Verbreitung die Dinoflagellaten bekannt sein, die in der Literatur auch unter den Bezeichnungen Dinophyten, Feualgen, Panzergeißler, Peridineen, Pyrrhophyten oder Wirbelflagellaten anzutreffen sind. Spontan mögen vor dem geistigen Auge Arten aus den Gattungen *Gymnodinium*, *Peridinium* oder *Ceratium* erscheinen (Abb. 1). Damit sind dann auch gleich drei recht unterschiedliche, aber auch typische Gruppen angesprochen. *Gymnodinium*-Arten werden, wie die Gattungsbezeichnung feststellt, als nackt umschrieben. Das heißt, dass sie nicht die ansonsten typische Panzerung aufweisen. Diese wird deutlich bei Arten aus den Gattungen *Peridinium* und *Ceratium*. Vertreter der Gattung *Ceratium*, mit Trivialnamen Hornalgen genannt, zeigen typische hornförmige Fortsätze, in der Regel einen nach vorne gerichteten und drei nach hinten weisende Auswüchse.

Um derartige und andere Auswüchse soll es im folgenden Bericht gehen. Zuvor sei allerdings kurz auf die generelle Unterscheidung zwischen nackten und gepanzerten Dinoflagellaten eingegangen.

Was ist gepanzert, und was ist nackt?

Die gepanzerten Formen lassen relativ mühelos eine mehr oder minder große Felderung ihrer Oberfläche erkennen (Abb. 2). Hierbei handelt es sich allerdings nicht etwa um der Zelloberfläche aufgelagerte Panzerplatten, wie man spontan vermuten könnte, und wie es auch oft in der Literatur falsch dargestellt wird, sondern um Celluloseplatten, welche innerhalb der Zelle unmittelbar unter der Plasmamembran in abgeflachten Vesikeln liegen, die man Amphiesmata (botanische Nomenklatur) oder Alveolen (zoo-logische Nomenklatur) nennt. Das bedeutet

also, dass die Panzerung nicht nur intrazellulär, sondern intravakuolär angelegt ist (Abb. 2). Bei den nackten Formen fehlen in den Alveolen/

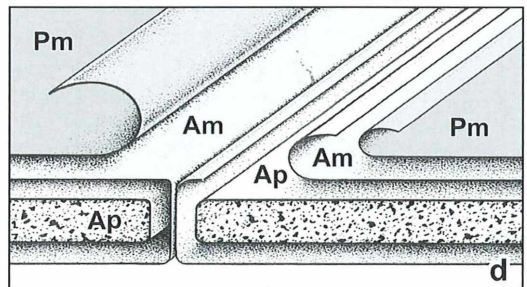
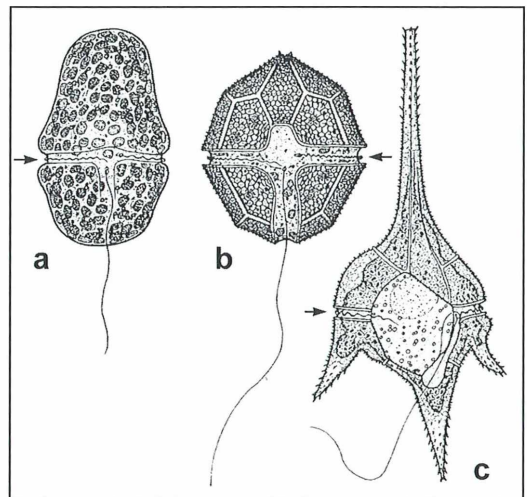


Abb. 1: Verschiedene Ausgestaltungen von Dinoflagellaten. a *Gymnodinium palustre*. b *Peridinium tabulatum*. c *Ceratium hirundinella*. Die Pfeile weisen auf das Flagellum in der Ring- oder Äquatorialfurche (Cingulum). Die Schleppgeißel verläuft in einer Längsfurche (Sulcus) nach hinten (nach Streble und Krauter). d Unter der Plasmamembran (Pm) gelegene Amphiesmata (Am) mit Amphiesmalplatten (Ap) (nach verschiedenen Autoren).

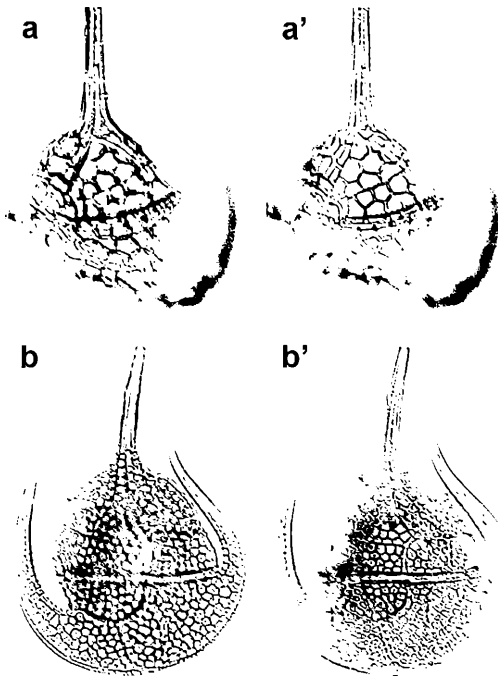


Abb. 2: Verschiedene Fokusebenen lassen deutlich die Panzerung bei *Ceratium hexacanthum* (a und a') sowie bei *C. paradoxoides* (b und b') erkennen.

Amphiesmata lediglich die Celluloseplatten. Die entsprechenden Vakuolen sind da, aber in diesen Fällen optisch leer und somit lichtmikroskopisch nicht erkennbar. Durch das Fehlen der Platten sind natürlich die nackten Dinoflagellaten verglichen mit den gepanzerten Arten flexibler und zu einem gewissen Grad formveränderlich.

Hörner nach vorne oder nach hinten?

Richten wir nun unser Augenmerk auf die Auswüchse. Eine der bekanntesten Gattungen dürfte *Ceratium* sein. Die große, weit verbreitete und daher gut bekannte Süßwasserart *C. hirundinella* (Abb. 1c) besitzt, wie oben erwähnt, typischerweise einen nach vorne gerichteten Dorn und drei nach hinten weisende Dorne. Bei bestimmten Arten – beispielsweise bei *Ceratium fuscum* (Abb. 3a) – können die Hörner auf nur zwei reduziert sein, nämlich auf ein nach vorne gerichtetes Scheitelhorn und ein nach hinten weisendes Basalhorn. Solche Formen sind nicht sonderlich spektakulär, und auch *C. teres* (Abb. 3b) beeindruckt auf Grund seiner relativ kurzen, nach hinten weisenden Basalhörner nicht unbedingt. Da sind schon Arten wie *C. eucarvatum* (Abb. 3c) und *C. massiliense* (Abb. 3d) eindrucksvoller, da sie die Basalhörner nach vorne biegen. Bei der Art *C. contrarium* sind die Basalhörner nicht nur nach vorne gebogen, sondern überdies deutlich verlängert (Abb. 3e).

All diese Formen haben eine im Prinzip ankerförmige Zellgestalt. Schaut man sich die entsprechende Spezialliteratur an, wird man schnell feststellen, dass die Organismen vielfach genau umgekehrt dargestellt sind, also mit dem Vorderpol nach unten weisend. Irgendwie scheint es dem menschlichen Empfinden angenehmer zu sein, diese Flagellaten genau umgekehrt darzustellen. Auch der berühmte Zoologe Ernst Haeckel hat in seinen *Kunstformen der Natur* (1899–1904) zumindest einen Teil der Dinoflagellaten gewissermaßen auf dem Kopf stehend dargestellt, allerdings nicht ohne im Begleittext unmissverständlich darauf aufmerksam zu machen.

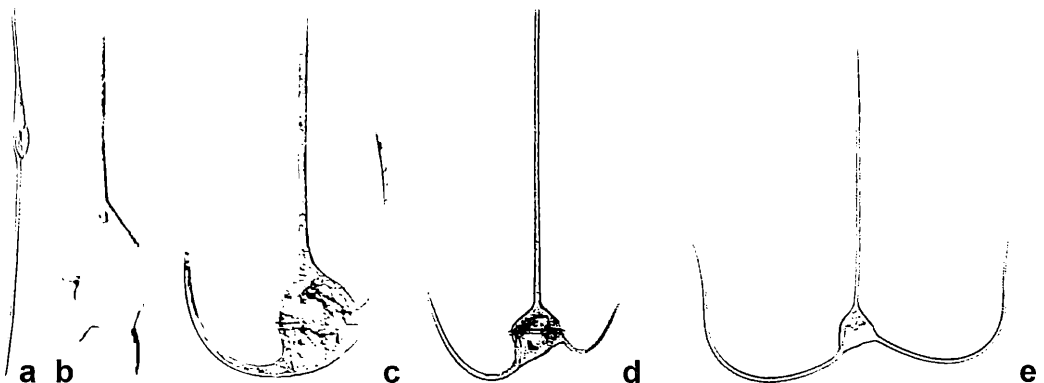


Abb. 3: Ausgestaltung und Ausrichtung der Hörner bei *Ceratium cf. fusus* (a), *C. teres* (b), *C. cf. eucarvatum* (c), *C. massiliense* (d) und *C. cf. contrarium* (e).

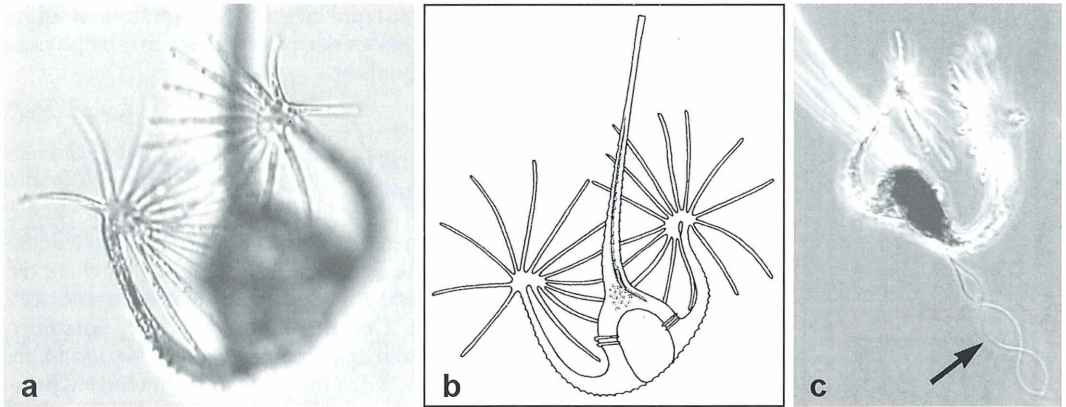


Abb. 4: Fingerförmige Auffiederung der nach vorne gebogenen Basalhörner von *Ceratium ranipes*. Dass die stets in Einzahl auftretende Schleppgeißel doppelt erscheint (c, Pfeil), ist ein optisches Artefakt, das durch die relativ lange Belichtungszeit dieses Mikrofotos entstanden ist (b nach verschiedenen Autoren).

Auswüchse: Wozu überhaupt?

Verblüffend mag es sein, wenn man in den Proben erstmalig Formen wie *Ceratium ranipes* sieht. Hier sind die Hörner nicht nur nach vorne gebogen, sondern am Ende zusätzlich noch aufgefiedert, was zu der Artbezeichnung *ranipes*, zu Deutsch froschfüßig (lat. rana = Frosch, pes = Fuß) geführt hat (Abb. 4). Spätestens jetzt tut sich die Frage auf: Welche biologische Funktion haben denn diese Fortsätze überhaupt? In der Literatur findet man schnell eine plausibel erscheinende Erklärung: Es sind Schwebefortsätze, die ein zu schnelles Absinken der Organismen in der Wassersäule verhindern sollen. Das ist auf Anhieb nachvollziehbar, muss aber nicht zwangsläufig einzig und allein so interpretiert werden. In neuerer Zeit geht man der Frage nach, ob die durch die Fortsätze resultierende Oberflächenvergrößerung der Plasmamembran dazu dient, hierüber effektiver gelöste Stoffe aus dem umgebenden

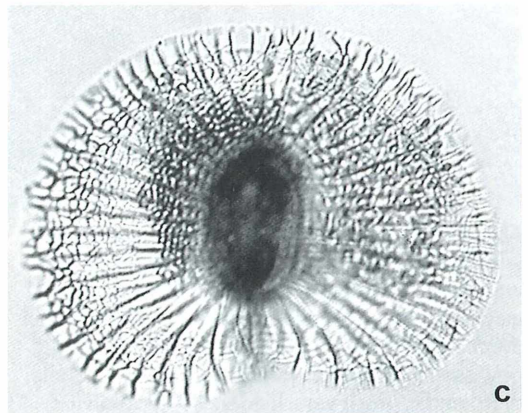
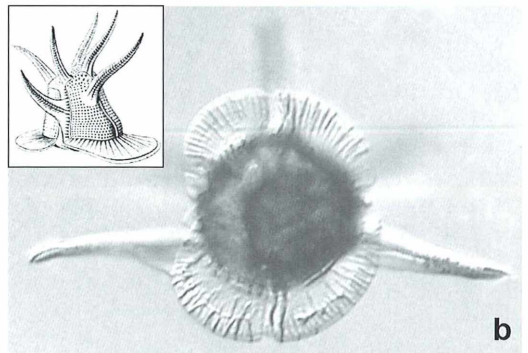
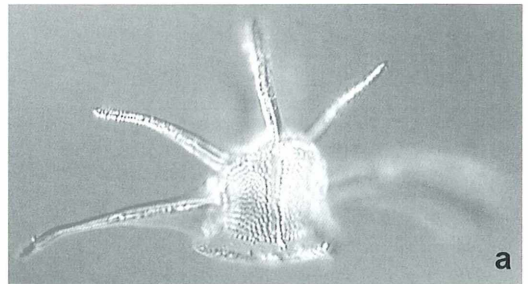


Abb. 5: Die bizarren Auswüchse bei *Ceratocorys horrida* (a und b) führten zu den deutschen Bezeichnungen Geißelhütchen, Ritterhelm und Schützenhut (Inset in b aus Ritter von Stein, 1883). c Apikalansicht von *Ornithocercus splendidus* mit weitflächigen seitlichen Auswüchsen.

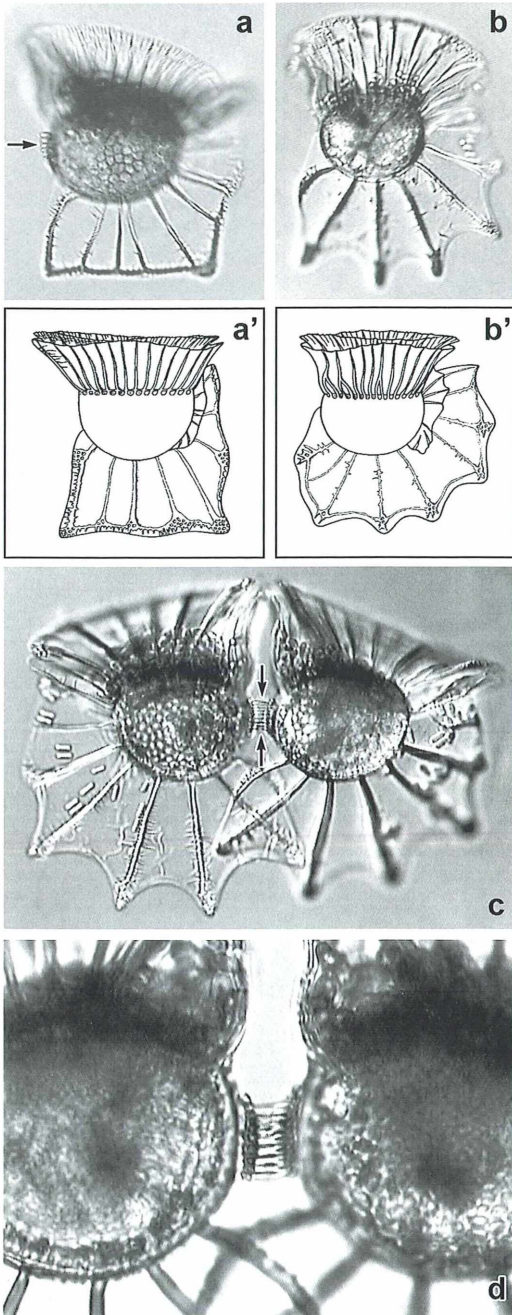


Abb. 6: *Ornithocercus quadratus* (a und a') sowie *O. steinii* (b und b') mit ausgeprägten Auswüchsen. Im Endstadium der vegetativen Vermehrung von *O. steinii* werden die beiden Zellen durch eine kammartige Struktur über einen gewissen Zeitraum zusammengehalten (c, Pfeile, d) (a' und b' nach verschiedenen Autoren).

Medium aufzunehmen. Damit erhalten diese Fortsätze neben der physikalischen eine physiologische Qualität.

Abenteuerliche und vorübergehende Auswüchse

Bei manchen Dinoflagellaten treten Auswüchse auf, welche es geradezu unmöglich machen, die Zellen so zu fotografieren, dass man sich ihre räumliche Gestalt ohne Probleme vorstellen kann. Hierzu gehört *Ceratocorys horrida* (Abb. 5a und b). Wäre man ein so begnadeter Künstler wie Friedrich Ritter von Stein (1818–1885) oder Ernst Haeckel (1834–1919) es waren, könnte einem eine solche Zeichnung gelingen, wie sie als Inset in Abbildung 5b zu sehen ist. Haeckel nennt diesen Panzergeißler das Geißelhütchen und vergleicht es mit einem Ritterhelm oder einem Schützenhut mit sechs Federn. Bei der Zeichnung muss man sich im Klaren darüber sein, dass die Zelle auf dem Kopf steht. Die Fortsätze müssten nach unten weisen. Damit wäre dann aber der schöne Vergleich mit den diversen Kopfbedeckungen hinfällig.

Ornithocercus splendidus wird in Abbildung 5c auf den Zellapex geschaut. Man ist zu Recht von den seitlichen Auswüchsen beeindruckt. Es dürfte klar sein, dass ohne eine aufwändige Präparation (Ausrichtung) der Zelle wohl keine Seitenansicht möglich ist, da der Flagellat kaum auf seinen Seitenflügeln balancierend stehen könnte, sondern stets umfallen würde.

Weitflächige Auswüchse finden sich auch bei weiteren Arten der Gattung *Ornithocercus* (Abb. 6). Natürlich denkt man auch hier spontan an Schwebefortsätze. Bei genauem Hinsehen findet sich hin und wieder an einzelnen Zellen seitlich eine kleine, kammartige Struktur (Abb. 6a, Pfeil). Und mit etwas Glück findet man zwei Zellen, die über diese Struktur zusammengehalten werden (Abb. 6c und d).

Was zunächst als etwas ganz Besonderes angesehen werden könnte, stellt sich bei einem Blick in die Literatur als ein ganz normales Endstadium der vegetativen Längsteilung heraus (Taylor 1971, 1973). Offenbar ist es so, dass alle Dinophysiales, denen unter anderem die Gattung *Ornithocercus* zugeordnet wird, nach fast beendeter Zellteilung über eine seitliche Struktur zusammengehalten werden. Bei ruhigen Wasserverhältnissen ohne große Turbulenzen kann diese Verbindung über einige Tage

aufrechterhalten bleiben. Nach erfolgter Trennung scheint sie resorbiert zu werden.

Danksagung

Herrn Dr. Malte Elbrächter, Wattenmeerstation Sylt, Alfred Wegener-Institut für Polar- und Meeresforschung, sei für wichtige Hilfen bei der Bestimmung der Organismen gedankt.

Literaturhinweise

Haeckel, E.: Kunstformen der Natur. Verlag des Bibliographischen Instituts, Leipzig und Wien 1899–1904.
Stein, F. Ritter von: Der Organismus der Infusionsthiere nach eigenen Forschungen in systematischer

Reihenfolge bearbeitet. III. Abtheilung, II. Hälfte. Die Naturgeschichte der arthrodelen Flagellaten: Einleitung und Erklärung der Abbildungen. Verlag von Wilhelm Engelmann, Leipzig 1883.
Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers, 10. Auflage. Kosmos Verlag, Stuttgart 2006.
Taylor, F. J. R.: Scanning electron microscopy of thecae of the dinoflagellate genus *Ornithocercus*. J. Phycol. 7, 249–258 (1971).
Taylor, F. J. R.: Topography of cell division in the structurally complex dinoflagellate genus *Ornithocercus*. J. Phycol. 9, 1–10 (1973).

Verfasser: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, AG Protozoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin, E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de

Kurze Mitteilung

Ein Entkoppler-Protein erwärmt die Blütenkolben von Aronstab-Gewächsen

Wenn ein Säugetier friert, beginnt es zu zittern. Die Muskelbewegungen verbrauchen ATP. Dabei entsteht Wärme als Abfallprodukt. Das ist allerdings eine wenig perfekte Methode zur Wärmerzeugung. Neugeborene Säugetiere, Winterschläfer und an Kälte angepasste Säugetiere, die sich stark oder schnell erwärmen müssen, haben einen spezifischeren Stoffwechselweg entwickelt. Im so genannten braunen Fettgewebe werden Fettsäuren veratmet. Der dabei in den Mitochondrien gebildete Protonengradient wird aber hier nicht über die ATP-Synthase in der inneren Mitochondrien-Membran zur Gewinnung von chemischer Energie abgebaut, sondern die Protonen werden an ihr vorbei geleitet. Dadurch entsteht Wärme. Das ermöglicht ein Protein der inneren Mitochondrien-Membran, das Entkoppler-Protein UCP1. Es entkoppelt den Protonengradient von der ATP-Bildung. Bei an Kälte adaptierten Ratten macht das UCP1 bis 5% der Mitochondrien-Proteine aus.

Auch Pflanzen können sehr schnell viel Wärme produzieren. In den Kolben der Blütenstände von Aronstab-Gewächsen wird in wenigen Stunden eine große Menge von Stärke veratmet, wobei sich der Kolben recht stark er-

wärmt (vergl. Schnepf, 2007, im MIKROKOSMOS). Man hat deshalb auch bei Pflanzen nach Entkoppler-Proteinen gesucht – und hat welche gefunden. Kürzlich gelang es Ito-Inaba et al. (2008) ein Protein, SrUCPA, in den Kolben der Aracee *Symplocarpus renifolius* zu identifizieren und zu charakterisieren, das zusammen mit dem Protein SrAOX nur im Wärme erzeugenden Gewebe und nur während der Wärmeerzeugung nachzuweisen ist. Drei Prozent der Mitochondrien-Proteine bestehen dann aus SrUCPA. Es sitzt in der inneren Mitochondrien-Membran und durchzieht diese sechs Mal. Höchstwahrscheinlich haben also Ito-Inaba et al. (2008) damit den „Heizofen“ der Araceen-Kolben entdeckt.

Literaturhinweise

Ito-Inaba, Y., Hida, Y., Ichikawa, M., Kato, Y., Yamashita, T.: Characterization of the plant uncoupling protein, SrUCPA, expressed in spadix mitochondria of the thermogenic skunk cabbage. J. Exp. Bot. 59, 995–1005 (2008).
Schnepf, E.: Der Blütenstand des Aronstabs – Osmophor und Kesselfalle mit Kamin. Mikrokosmos 96, 65–74 (2007).

Eberhard Schnepf, Wiesloch

Eine bemerkenswerte Fehlbildung der zweiten Antenne bei der Assel *Idotea balthica*

Jörg Sareyka und Nils Brenke

Fehlbildungen von Extremitäten sind aus dem ganzen Tierreich bekannt. Gerade im Bereich der Gliederfüßer (Arthropoden), speziell der Krebstiere (Crustacea), treten immer wieder bemerkenswerte Sonderbildungen der Gliedmaßen auf. Leider werden diese Fehlbildungen häufig als Kuriositäten abgetan und nicht weiter beachtet. Dabei sind die unterschiedlichen Ursachen, die zu solchen Fehlbildungen führen können, diskussions- und die Ausprägungen dokumentationswürdig.

Im Folgenden wird die besonders komplex fehlgestaltete 2. Antenne einer *Idotea balthica* beschrieben, und es werden die möglichen Faktoren, die zur Entstehung einer solchen Doppelbildung führen können, diskutiert. Die vorliegende fehlgebildete 2. Antenne ist vermutlich verletzungsbedingt entstanden.

Fehlbildungen bei Arthropoden

Arthropoden können beschädigte oder verlorene Körperteile regenerieren, solange noch regelmäßige Häutungen stattfinden (Przibram, 1909; Bohn, 1965; Matthes, 1970). Im Zuge der Häutung (Ecdysis) beziehungsweise bei der Regeneration nach Verletzung können – induziert durch verschiedenste Faktoren – Fehler im Prozess der Gestaltgebung auftreten. Individuen mit abnorm ausgebildeten Körperteilen oder Doppelbildungen von Extremitäten sind im Taxon Arthropoda aus nahezu allen Klassen bekannt (Penzlin, 1965). Die fehlerhafte Konstruktion kann durch Parasiten (Wülker, 1978; Alibert et al., 2002), genetische Defekte sowie

chemische (Popoff und Dimitrova, 1937) oder bakterielle Einflüsse induziert werden. Missbildungen sind auch nach Häutungsschwierigkeiten von verschiedenen Copepoden (z. B. *Eurytemora hirundoides*) des Brackwasserplanktons beschrieben (Buchholz, 1950). Häufig treten Doppelbildungen der Extremitäten während der Regeneration nach einer Verletzung auf, da dem Ort der Beschädigung eine fehlerhaft komponierte Extremität entwächst (Bateson, 1894; Bethe, 1896; Klintz, 1907; Abzhinov und Kaufmann, 1999). Bei Vertretern der Gattung *Drosophila* (Diptera) sind viele genetische Missbildungen bekannt. Die wohl bekannteste ist die „Antennapedia-Mutante“, bei der sich zwei Beine mit Mittelbeinstruktur anstelle der Antennen ausbilden. Dies wird durch die Mutation des Antennapedia-Gens im 3. Chromosom (entsprechend Gen-Abschnitt 84B) hervorgerufen (Wagner-Bernholz et al., 1991; Deutsch und Mouchel-Vielh, 2003). Das hier vorgestellte Individuum der Asselart *Idotea balthica* (Isopoda) weist eine starke Missbildung an der zweiten Antenne der linken Seite auf.



Abb. 1: Missgebildete Assel *Idotea balthica*, Habitus, Dorsalansicht.

Material und Methoden

Das untersuchte Weibchen der Art *Idotea balthica* (Pallas, 1772) (Valvifera: Idoteidae) entstammt einer Isopodenzucht (35 psu Nordseewasser; 14 °C) der Ruhr-Universität-Bochum und hat eine Körperlänge von 18 mm (Abb. 1). Als Nahrung wurden den Tieren Braunalgen der Gattung *Fucus* angeboten.

Bei der Durchsicht von 91 in Ethanol konservierten Individuen (Länge: 15–30 mm) wurde nur ein Tier mit einer fehlgebildeten 2. Antenne aufgefunden (Abb. 2). Zur Dokumentation wurde das Tier unter dem Stereomikroskop (Leica MZ9.5) mit einer Digital-Kamera (Leica DFC480) fotografiert. Die Bilder wurden nachbearbeitet, der Hintergrund abgedunkelt, aber nicht inhaltlich verändert. Des Weiteren wurden Detailzeichnungen (Kamera-Lucida-Verfahren) der Kopfregion angefertigt. Das Individuum wurde in der Abteilung „Niedere Tiere II“ im Zoologischen Institut und Museum der Universität Hamburg unter der Archivnummer K-41942 hinterlegt.

Beschreibung

Die Antenne der Idoteiden ist normalerweise wie folgt aufgebaut: Die 1. Antenne ist relativ kurz, mit dreigliedrigem Stamm und einer Geißel, die zu einem Glied verschmolzen ist. Die 2. Antenne verfügt über fünf proximale Glieder, entsprechend Coxa, Basis und einem dreigliedrigen Endopoditen (Innenast). Das erste Glied des Endopoditen ist etwa nur halb so lang wie die beiden gleichlangen zweiten und

dritten Glieder. Distal am Endopoditen ist eine Geißel mit 12–18 Gliedern lokalisiert.

Das untersuchte Individuum der Art *Idotea balthica* zeigt deutliche Fehlbildungen an den Antennen (Abb. 3). Die rechte 1. Antenne des Individuums besitzt den dreigliedrigen Stamm, eine Geißel ist aber nicht ausgebildet. Die rechte 2. Antenne endet nach dem Endopoditen und trägt ebenfalls keine Geißel. Die linke 1. Antenne weist keine Veränderung auf. Sie hat nach dem dreigliedrigen Stamm ein normales Geißelglied, an dessen Ende Aesthetasken (Sinnesrezeptoren) sitzen (Abb. 3a und b).

Die linke 2. Antenne zeigt sieben proximale Glieder. Der Stamm der Antenne weist nach dem 2. Endopoditen-Glied eine Spaltung auf. Am Ende des 2. Gliedes gabelt sich der Endopodit in ein drittes Glied, beziehungsweise ein drittes und viertes Glied. Am Ende des jeweiligen Endopoditen-Astes sitzen dann eine kleine, innere Geißel mit acht Gliedern (auf einem dreigliedrigen Endopoditen) und eine große, äußere Geißel mit 13 Gliedern (auf einem viergliedrigen Endopoditen) (Abb. 3c). Ansonsten ist das Tier normal bilateralsymmetrisch und weist keine weiteren Deformationen auf.

Mögliche Ursachen der Fehlbildung

Die Ausbildung der Doppelantenne (Abb. 3c) kann durch viele Faktoren ausgelöst worden sein. Recht unwahrscheinlich scheint der Befall von Parasiten, da diese sich in der Zucht durch ein gehäuftes Auftreten ähnlicher Veränderungen bemerkbar gemacht haben müssten. Da es sich bei dem untersuchten Tier um ein Individuum aus einer Serie von 91 Individuen handelt, bei denen keine Missbildungen nachgewiesen werden konnten, deutet hier nichts auf einen Befall mit Parasiten oder Bakterien hin. Mit dem gleichen Argument lassen sich Einflüsse von Chemikalien oder eine Strahlenbelastung nahezu ausschließen.

Die Missbildung der Antenne könnte auch als genetisch bedingte doppelte Anlage für das 2. und 3. Glied des Endopoditen gedeutet werden. Es könnte sich um eine Mutation beziehungsweise Verdoppelung eines „head homeotic complex (Hox)“ Gens oder einer ähnlichen Mutation handeln. Dies würde aber eine Aufspaltung am Ende des 1. Endopoditen-Gliedes hervorrufen und nicht in der Mitte des 2. Endopoditen-Gliedes. Das Fehlen von Teilen der An-



Abb. 2: *Idotea balthica* mit fehlgebildeter 2. Antenne, Kopfregion, Dorsalansicht.

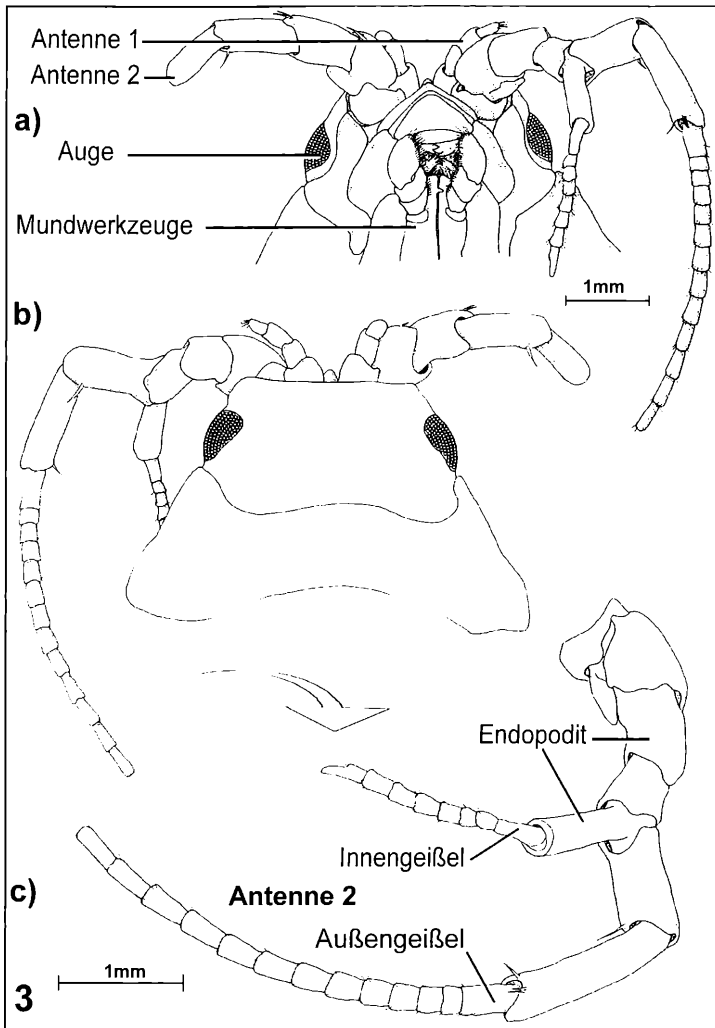


Abb. 3: Kopfregion der *Idotea balthica* mit missgestalteten Antennen. a Ventralansicht, b Dorsalansicht, c Detailansicht der stark modifizierten Antenne.

tennen der rechten Seite, deutet zudem eher auf eine massive Beschädigung aller Antennen hin. Die Entstehung der Doppelbildung durch eine Verletzung scheint wahrscheinlicher als ein genetischer Defekt.

Die Entstehung der Doppelbildung durch eine Verletzung wird auch durch die Versuche von Varese (1960) nahe gelegt. Bei Regenerationsversuchen an Antennen von *Idothea balthica* traten häufig fehlgebildete Regenerate nach der Neubildung auf. Klintz (1907) konnte außerdem nachweisen, dass es nach Amputationen zur Bildung weißer Stümpfe an den Antennen kam, aus denen sich später – bei der nächsten Häutung – die Regenerate entwickelten. Da die rechten Antennen des untersuchten Tieres sol-

che weißen Stümpfe aufzeigen (Abb. 2), ist auch hier eine Verletzung wahrscheinlich, nur dass es dort noch nicht zur Neubildung gekommen ist.

Vermutlich kam es nach einer Verletzung zentral am 2. Glied des Endopoditen zur Bildung einer Wundfläche, welche die Entstehung einer gelenkartigen Einkerbung am 2. Glied und die Bildung eines Regenerates auslöste, obwohl die ursprüngliche Antenne (die große, äußere) nicht komplett abgetrennt wurde. Das 2. Glied wurde im Zuge der Regeneration in zwei entsprechend kurze Segmente getrennt. Das Regenerat entspringt der neuen gelenkartigen Einkerbung am 2. Glied des Endopoditen und wurde mit einem vollständigen 3. Endopodi-

ten-Glied ausgestattet. Das Regenerat ist insgesamt aber deutlich kleiner. Dies entspricht den Ergebnissen von Maruzzo et al. (2007). Bei Versuchen an *Asellus aquaticus* waren die Geißeln der regenerierten 2. Antennen kürzer als die der nicht regenerierten Antennen.

Die 2. linke Antenne des untersuchten Individuums von *Idothea balthica* weist eine Doppelbildung auf, die bei genauer Betrachtung erstaunlich kompliziert und nach ihrem Bau zu urteilen beweglich und funktionstüchtig zu sein scheint. Die doppelte Ausbildung dieser 2. Antenne ist mit hoher Wahrscheinlichkeit auf eine Verletzung zurückzuführen.

Danksagung

Die Autoren danken Prof. J.-W. Wägele für die Überlassung des Materials. Dem Deutschen Zentrum für Marine Biodiversitätsforschung (DZMB) danken wir für die Bereitstellung des Arbeitsplatzes. Außerdem gilt unser Dank Dr. C. Held und Dr. W. Brökeland für die fruchtbaren Diskussionen und Frau C. Brefeld für die Unterstützung bei der Literaturrecherche.

Literaturhinweise

- Abzhanov, A., Kaufmann, T. C.: Homeotic genes and the arthropod head: Expression patterns of the labial, proboscipedia, and deformed genes in crustaceans and insects. *Evolution* 96, 10224–10229 (1999).
- Alibert, P., Bollache, L., Corberant, D., Guesdon, V., Cézilly, F.: Parasitic infection and developmental stability: Fluctuating asymmetry in *Gammarus pulex* infected with two acanthocephalan species. *J. Parasitol.* 88, 47–54 (2002).
- Bateson, W.: Materials for the study of variation treated with especial regard to discontinuity in the origin of species. Verlag Macmillan, London 1894.
- Bethe, A.: Ein *Carcinus maenas* (Taschenkrebs) mit einem rechten Schreitbein an der linken Seite des Abdomens. *Arch. Entwicklungsmech.* 3, 301–316 (1896).
- Bohn, H.: Analyse der Regenerationsfähigkeit der Insektenextremität durch Amputations- und Transplantationsversuche an Larven der afrikanischen Schabe (*Leucophaea maderae* Fabr.). *Arch. Entwicklungsmech.* 156, 449–503 (1965).
- Buchholz, H.: Über einige Missbildungen an Tieren des Brackwasserplanktons. *Mikrokosmos* 40, 114–116 (1950).
- Deutsch, J., Mouchel-Vielh, E.: Hox genes and the crustacean body plan. *BioEssays* 25, 878–887 (2003).
- Klintz, J. H.: Regeneration der Antenne bei der Kellerassel (*Porcellio scaber* Latr.). *Arch. Entwicklungsmech.* 23, 552–559 (1907).
- Maruzzo, D., Minelli, A., Ronco, M., Fusco, G.: Growth and regeneration of the second antennae of *Asellus aquaticus* (Isopoda) in the context of arthropod antennal segmentation. *J. Crust. Biol.* 27, 184–196 (2007).
- Matthes, D.: Ein dreifaches Milbenbein. *Mikrokosmos* 59, 150 (1970).
- Pallas, P. S.: *Spicilegium Zoologica, quibus novae imprimis et obscurae animalium species iconibus, descriptionibus atque commentariis illustrantur cura P. S. Pallas. G. A. Lange, Berlin 1772.*
- Penzlin, H.: Experimentelle Erzeugung von Dreifachbildungen bei einem heterometabolen Insekt. *Naturwissenschaften* 52, 217 (1965).
- Popoff, M., Dimitrova, A.: Über chemisch erzeugte Mutationen bei *Drosophila melanogaster*. *Mol. Gen. Genetics* 73, 467–469 (1937).
- Prizbram, H.: *Experimental-Zoologie. 2. Regeneration.* Verlag F. Deuticke, Leipzig 1909.
- Varese, J.: Sur la regeneration des antennes de l'Isopode *Idothea baltica* (Aud.). *C. R. Hebd. Seances Acad. Sci.* 250, 3399–3400 (1960).
- Wagner-Bernholz, J. T., Wilson, C., Gibson, G., Schuh, R., Gehring, W. J.: Identification of target genes of the homeotic gene *Antennapedia* by enhancer detection. *Genes Develop.* 5, 2467–2480 (1991).
- Wülker, W.: Parasitäre Einflüsse auf undifferenzierte Gewebe. *Z. Parasitenkd.* 57, 255–267 (1978).
- Verfasser:** Jörg Sareyka, Ruhr-Universität-Bochum, Lehrstuhl für Evolutionsökologie und Biodiversität der Tiere, Universitätsstraße 150, Gebäude ND 05, 44801 Bochum, Tel.: 02 34/79 56 88, E-Mail: j.sareyka@gmx.de, und Dr. Nils Brenke, Deutsches Zentrum für Marine Biodiversitätsforschung (DZMB), Südstrand 44, 26382 Wilhelmshaven, Tel.: 044 21/947 51 76, E-Mail: nbrenke@senckenberg.de

Seen sind
Leben



Eine Zukunft für
die Seen der Welt.
Unser Projekt Living Lakes
schützt Trinkwasser und wertvolle Lebensräume.

Helfen Sie mit! Fordern Sie unsere Informationen an.



Global Nature Fund, Güttinger Str. 19, 78315 Radolfzell
Tel. 07732/99 95-0, Fax 07732/99 95-77
globalnature@t-online.de

Kratzerbefall beim Igel

Dora Lambert

Kratzer sind wurmförmige Endoparasiten, die im Darm von Säugetieren, Reptilien, Fischen und Vögeln parasitieren. Lange Zeit galten sie als Unterstamm der Nematelminthes. Elektronenmikroskopische Untersuchungen ergaben jedoch prinzipielle Unterschiede in der Morphologie, so dass die Kratzer inzwischen als eigener Stamm Acanthocephala angesehen werden.

Diese getrenntgeschlechtlichen Parasiten schmarotzen im Darm ihrer Wirte. Mit Hilfe ihres vorstülpbaren, mit Haken besetzten Rüssels (Proboscis, Abb. 1) verankern sie sich in der Darmwand. Sie haben keinen Darmkanal, sondern nehmen die Nährstoffe über die Körperwand auf. Ein verzweigtes Kanalsystem, das mit Flüssigkeit gefüllt ist, dürfte der Verteilung von Nahrungsstoffen dienen.

Bekanntes zu Kratzern bei Igeln

In der Literatur wurde zuerst bei Weißbrustigeln (*Erinaceus concolor roumanicus*) ein Befall mit Kratzern beschrieben. Die von den Weibchen dieses bis zu 280 mm großen Kratzers *Nephridiorhynchus major* abgesetzten Eier (Abb. 2 und 3) gelangen mit dem Kot ins Freie. Sie enthalten bereits eine als Acanthor bezeichnete Hakenlarve.

Die Weiterentwicklung bis zur Bildung des Infektionsstadiums erfolgt wahrscheinlich in Käferlarven, die demnach als Zwischenwirte dienen. Nach oraler Aufnahme werden die Acanthor-Larven im Darm der Käferlarven freigesetzt und durchbohren deren Darmwand.



Abb. 1: Haken besetzter Kratzerrüssel eines *Palaecanthocephala*. Vergr. 55fach.

In der Leibeshöhle der Engerlinge entwickelt sich über mehrere so genannte Acanthella-Larvenstadien das für den Igel infektiöse Cystacanth-Stadium, das er mit dem Engerling aufnimmt. Im Darm der Igel entwickeln sich aus den Cystacanth-Larven nach einer gewissen Zeit die Würmer bis zur Geschlechtsreife. Diese Zeitspanne, die Präpatenz, muss für diesen zur

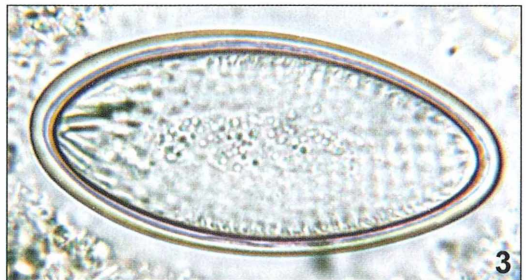
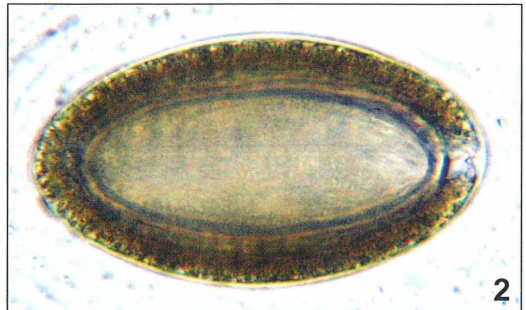


Abb. 2 und 3: Eier von *Nephridiorhynchus major*. – Abb. 2: Der Acanthor ist von vier Eihüllen mit Zwischenräumen umgeben. Die zweitäußerste Hülle zeigt viele Ausstülpungen nach außen und wirkt daher netzartig strukturiert. Vergr. 500fach. – Abb. 3: Die äußeren Eihüllen sind geplatzt, der Acanthor ist noch von der innersten Eihülle umschlossen. Die Haken der Larve sind am Vorderende zu erkennen. Vergr. 600fach.



Abb. 4: *Palaeacanthocephala*, nicht geschlechtsreifes Kratzerstadium, mit dem Igelkot ausgeschieden. Vergr. 11fach.

Klasse der Archiacanthocephala gehörenden Kratzer noch untersucht werden.

Ergebnisse einer Befragungsaktion

Bei Igeln wurde eine Reihe von Kratzern beschrieben, deren Größe sehr unterschiedlich ist. Eine Befragungsaktion von mehreren Igelstationen in Deutschland und je einer Igelstation in Großbritannien und Österreich sowie von Parasitologen ergab, dass der in Österreich vorkommende oben beschriebene Kratzer *Nephridiorhynchus major* wahrscheinlich ein Parasit des Weißbrustigels ist. Bei unserem Braunbrustigel (*Erinaceus europaeus*) scheint diese Art nicht vorzukommen. Da sich die Lebensräume des Weißbrust- und des Braunbrustigels in Österreich, der Tschechischen Republik, Polen und Nordjugoslawien überschneiden (Überlappungszone ca. 200 km breit), sollte beobachtet werden, ob dieser Parasit dort auch beim Braunbrustigel zu finden ist.

In Aichach, Berlin, Dortmund, Göttingen, Mülheim, Neumünster und auch auf Jersey wurden gelegentlich 5–10 mm große Kratzer (Abb. 4

und 7) im Kot von Braunbrustigeln gefunden, jedoch niemals Eier dieser Parasiten. Dies spricht dafür, dass es sich bei diesen Kratzerfunden um nicht geschlechtsreife Stadien von nicht igelspezifischen Acanthocephalen handelt.

Solche unreifen Kratzer wurden nicht nur im Kot gefunden, sondern auch in der Bauchhöhle verstorbener Igel am Mesenterium (Dünndarmgekröse) und an Organen (z.B. Leber) anhaftend, einige umgeben von einer Bindegewebskapsel. Auch am Peritoneum (Bauchfell) außerhalb der Bauchhöhle wurden diese eingekapselten Kratzerstadien gefunden. Sie waren als circa 2 mm lange und 1 mm dicke, harte, weiße Knoten zu sehen (Abb. 5 und 6), die mit dem Mikroskop betrachtet erst nach dem Einlegen in Glycerin den artspezifischen mit Haken besetzten Kratzerrüssel (Proboscis) erkennen ließen.

Bei diesen Kratzerstadien handelt es sich wahrscheinlich um Acanthocephalen der Gattung *Plagiorhynchus* oder *Prosthorhynchus*, die zur Klasse der Palaeacanthocephala gehören. Von diesen Palaeacanthocephalen sind mehrere Entwicklungszyklen bekannt, beispielsweise mit Vögeln als Endwirte, Landasseln als Zwischenwirte und Spitzmäusen als Transportwirte. Den Igel, der mit der Spitzmaus verwandt ist, dürften die gleichen Palaeacanthocephalen als Transportwirt nutzen.

Vermuteter Entwicklungszyklus

Wenn sich ein Igel nach dem Verzehr von Landasseln mit Palaeacanthocephalen-Larven infiziert, verbleiben einige dieser Würmer vermutlich eine Zeitlang im Darm, wo sie aber nicht

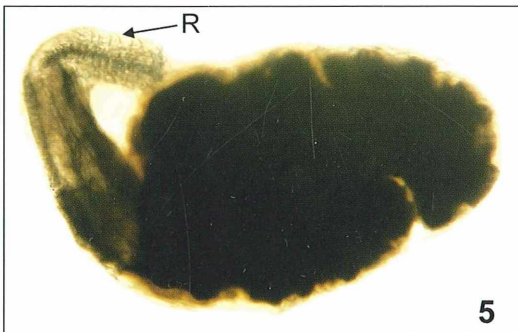


Abb. 5 und 6: *Palaeacanthocephala*, nicht geschlechtsreifes Kratzerstadium, umgeben von Bindegewebe, postmortal in der Bauchhöhle eines Braunbrustigels gefunden, in Glycerin eingelegt. Die Haken des Rüssels (R) sind deutlich zu erkennen (Abb. 6). Abb. 5: Vergr. 30fach, Abb. 6: Vergr. 120fach.

geschlechtsreif werden können und schließlich im unreifen Zustand mit dem Kot ausgeschieden werden. Einige Larvenstadien durchbohren jedoch die Darmwand und werden in der Leibeshöhle an einem Organ abgekapselt. Wird ein derart infizierter Igel zum Beispiel von Eulenvögeln erbeutet, können sich im Darm des Vogels sowohl die Individuen aus dem Igeldarm als auch die aus der Leibeshöhle des Transportwirtes bis zur Geschlechtsreife entwickeln. Das ist aber nur der Fall, wenn es sich um Kratzer handelt, die für diese Vögel spezifisch sind. Die Richtigkeit dieser Aussagen zum Entwicklungszyklus der hier beschriebenen Igel-Kratzer muss noch bewiesen werden.

Für den Palaeacanthocephalen *Plagiorhynchus cylindraceus*, der in Spitzmäusen gefunden wurde und in Singvögeln wie Staren aber auch in Füchsen und anderen räuberischen Säugetieren geschlechtsreif wird, dürften Spitzmäuse in beschränktem Maße als Transportwirt infrage kommen. Die meisten Wurmindividuen dieser Art in Spitzmäusen (und besonders in Igeln) befanden sich aber in einer ökologischen Falle.

Eigene Beobachtungen

Im Kot eines Igels fand ich sofort nach dem Ausscheiden einen Kratzer (Abb. 7), der aus

einer seitlich am Körper liegenden dünnen Röhre eine Flüssigkeit ausstieß (Abb. 8). Diese Röhre schien ein Bestandteil seines Körpers zu sein (Abb. 9), obwohl nicht völlig ausgeschlossen werden kann, dass es sich hierbei um eine Verletzung mit einer Art hohlem Stachel handelt. Dieses außergewöhnliche Geschehen faszinierte mich jedenfalls sehr, so dass ich gleich zum Fotoapparat griff (Abb. 7–9).

Auf der Suche nach einer Erklärung fand ich in der Literatur die Angabe, dass das Kanalsystem der Körperwand mit zwei Strukturen, die als Lemnisksen bezeichnet werden, in Verbindung steht. Diese Lemnisksen ragen am Vorderende des Kratzers von der Körperwand aus in die Leibeshöhle hinein. Sie speichern Flüssigkeit; ein Vorgang, der beim Ausstülpen des Rüssels eine Rolle spielt.

Die von mir beobachtete Röhre muss eine andere Funktion als diese Lemnisksen haben, denn Körperflüssigkeit wurde nach außen abgegeben. In der mir vorliegenden Literatur fand ich keinen Hinweis zu diesem Vorgang. Ich vermute, dass die noch nicht geschlechtsreifen Kratzerstadien, die bemüht sind, durch die Darmwand des Transportwirtes in dessen Bauchhöhle einzuwandern, die Menge ihrer Körperflüssigkeit verringern. Dadurch könnte der Durchmesser ihres zylindrischen Körpers reduziert und dem Durchmesser des mit Haken

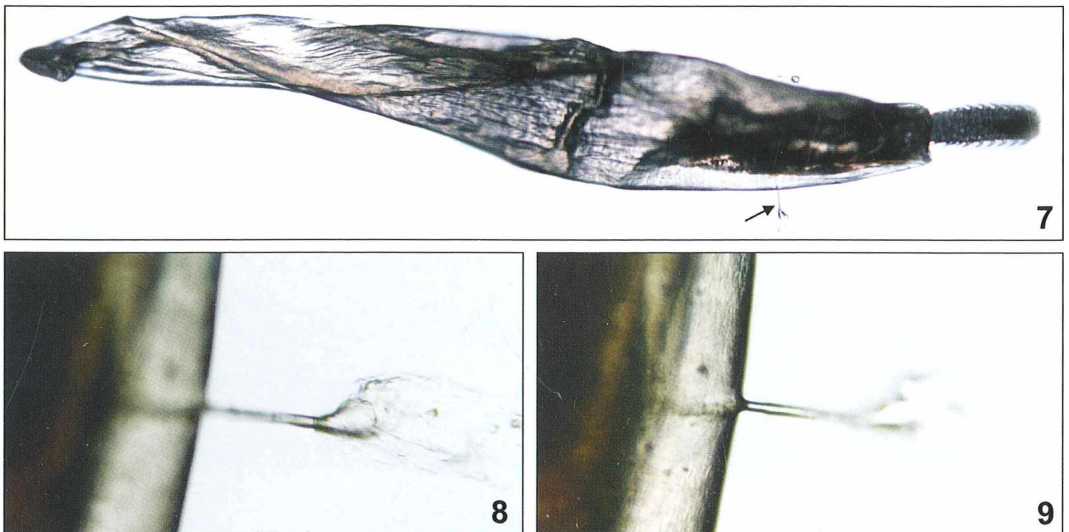


Abb. 7–9: Palaeacanthocephala, nicht geschlechtsreifes Kratzerstadium, im Igelkot gefunden. Aus einer seitlichen Röhre (Pfeil), die möglicherweise Bestandteil des Kratzerstadiums ist, wird Körperflüssigkeit abgegeben. Abb. 7: Vergr. 16fach, Abb. 8 und 9: Vergr. 113fach.

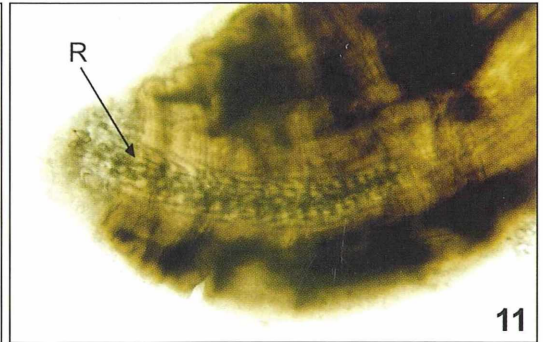
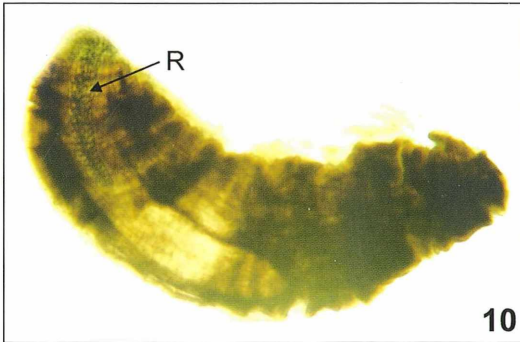


Abb. 10 und 11: Palaeacanthocephala, nicht geschlechtsreifes Kratzerstadium, umgeben von Bindegewebe, postmortal in der Bauchhöhle eines Braunbrustigels gefunden, in Glycerin. Der mit Haken besetzte Rüssel (R) ist in die dafür vorgesehene sackförmige Scheide zurückgezogen. Abb. 10: Vergr. 22fach, Abb. 11: Vergr. 45fach.

besetzten Rüssels, mit dessen Hilfe sie die Darmwand durchbohren, angepasst werden. Die meisten Kratzerstadien, die in der Bauchhöhle von Igeln gefunden wurden, waren tatsächlich kleiner als die mit dem Kot ausgeschiedenen; das wurde nicht nur von mir beobachtet. Ihr Körper war faltig, der Rüssel meist zum Körper hin gebogen (Abb. 5) oder in seltenen Fällen auch in die dafür vorgesehene sackförmige Scheide zurückgezogen (Abb. 10 und 11). In der Bauchhöhle verharren sie dann angeheftet an Organe – einige umgeben von einer Bindegewebskapsel – bis der für sie passende Endwirt sie zusammen mit ihrem Transportwirt aufnimmt. In diesem Fall wären das möglicherweise Uhu und andere Eulenvögel, eventuell auch Füchse, also Tiere, die Fressfeinde des Igels sind. Kommt es nicht dazu, war der Igel für die Kratzerstadien eine ökologische Falle.

Literaturhinweise

- Beck, W., Pantchev, N.: Praktische Parasitologie bei Heimtieren. Schlüter, Hannover 2006.
 Boch, J., Supperer, R.: Veterinärmedizinische Parasitologie, 6. Auflage. Parey, Berlin 2006.
 Eckert, J., Friedhoff, K. T., Zahner, H., Deplazes, P.: Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Enke, Stuttgart 2005.

- Heinze, C.: Igel. In: Göbel, T., Ewringmann, A. (Hrsg.): Heimtierkrankheiten, S. 267. Ulmer, Stuttgart 2005.
 Lambert, D.: Die Parasiten der Igel – Teil 1: Endoparasiten. Mikrokosmos 92, 286–287 (2003).
 Lambert, D.: Parasitosen und Mykosen des Igels. CD-ROM, Pro Igel e.V., Lindau/B. 2005.
 Mehlhorn, H., Düwel, D., Raether, W.: Diagnose und Therapie der Parasiten von Haus-, Nutz- und Heimtieren, 2. Auflage. G. Fischer, Stuttgart 1993.
 Mehlhorn, H., Piekarski, G.: Grundriss der Parasitenkunde, 6. Auflage. G. Fischer, Stuttgart 2002.
 Neumeier, M.: Igel in unserem Garten. Kosmos, Stuttgart 2008.
 Neumeier, M.: Das Igel Praxisbuch. Franckh-Kosmos, Stuttgart 2001.
 Pro Igel e.V.: Verschiedene Veröffentlichungen seit 2006.
 Saupe, E., Schicht-Tinbergen, M.: Igel. In: Gabrisch, K., Zwart, P. (Hrsg.): Krankheiten der Heimtiere, 6. Auflage, S. 347. Schlüter, Hannover 2005.

Weitere Sachinformationen rund um den Igel

Pro Igel e.V.,
 Telefon: 0180/55 55 95 51, Fax: 043 21/93 94 79,
 Internet: www.pro-igel.de
 Arbeitskreis Igelschutz Berlin e.V.,
 Telefon: 030/404 92 51,
 Internet: www.igelschutzberlin.de

Verfasserin: Dora Lambert,
 Arbeitskreis Igelschutz Berlin e.V., Basaltweg 25,
 12349 Berlin, Tel.: 030/74 07 05 38

Aus der Industrie

Routinemikroskop Axio Scope von Carl Zeiss

Carl Zeiss stellt mit dem Axio Scope.A1 ein Mikroskop für Anwendungen im biologisch-medizinischen Bereich vor, dessen hohe Flexibilität nahezu unbegrenzte Einsatzmöglichkeiten in Routine und Einstiegsforschung bietet. Aufgrund der individuellen Konfigurierbarkeit und Anpassbarkeit an spezifische Anforderungen kann das Mikroskop in verschiedenen Bereichen eingesetzt werden. Dazu gehören unter anderem Pathologie, Histologie, Zytologie, Mikrobiologie, Umweltforschung, Molekularbiologie, Pflanzenphysiologie, Entwicklungsbiologie oder Genetik. Es ermöglicht die Nutzung so unterschiedlicher Kontrastverfahren wie Hellfeld, Dunkelfeld, Phasenkontrast, Fluoreszenz, Differentieller Interferenzkontrast (DIC) und das von Carl Zeiss entwickelte PlasDIC. Es ist damit erstmals in einem aufrechten Routinemikroskop verfügbar.

Der Nutzer hat die Wahlmöglichkeit zwischen 15 Stativvarianten und acht Vario-Stativ-Konfigurationen. Zudem kann er wahlweise eine Vielzahl von Komponenten ansetzen: Von einem nachrüstbaren Kameraport über einen 2fach-Reflektorschieber bis zu einem 4fach- oder 6fach-Reflektorrevolver für Fluoreszenz. Eine weitere Innovation stellen die vollständig in das Stativ integrierten LEDs für Fluoreszenzanwendungen dar. Sie zeichnen sich durch lange Lebensdauer, besonders kontrastreiche Abbildungen und einfache Bedienung aus. Die hohe Lebensdauer der LEDs reduziert zudem die laufenden Kosten.

Das Mikroskop lässt sich mit herkömmlichen Kameras ebenso wie mit allen Kameras der AxioCam-Familie sowie der Bildverarbeitungssoftware Axio-Vision einsetzen. Aufgrund des modularen Aufbaus kann sich der Anwender das System mit genau den Funktionen zusammenstellen, die er für seine aktuelle Aufgabe benötigt. Ändern sich diese Anforderungen, ist das System jederzeit nachrüstbar.

Axio Scope.A1 zeichnet sich durch zahlreiche weitere herausragende Merkmale aus: Es hat mit ISCP (Infinity Space Camera Port) einen vom Tubus unab-



Abb. 1: Carl Zeiss stellt mit dem Axio Scope.A1 ein Mikroskop für Anwendungen im biologisch-medizinischen Bereich vor, dessen hohe Flexibilität nahezu unbegrenzte Einsatzmöglichkeiten in Routine und Einstiegsforschung bietet.

hängigen Kameraport für Durchlichtanwendungen, der sich jederzeit nachrüsten lässt. Die LED-Beleuchtung sorgt im Durchlicht für eine homogene Ausleuchtung von Sehfeldern bis 23 Millimetern bei konstanter Farbtemperatur. Der neu entwickelte Ergo-Tisch erlaubt es dem Anwender, den Tischtrieb entlang der Y-Achse genau dort anzuordnen und ortsfest zu fixieren, wo es am bequemsten für ihn ist. Das Mikroskop bietet einen erweiterbaren Probenraum, der kontinuierlich für Probenhöhen von 0–110 mm verstellbar ist. Für noch größere Proben bis zu 380 mm stehen die Vario-Stativ zur Verfügung. Die neue Objektivreihe N-ACHROPLAN ist für ein Sehfeld von 23 Millimeter nach ISO-Standard geebnet und für eine große Bandbreite an Anwendungen geeignet.

Weitere Informationen:

Carl Zeiss MicroImaging GmbH,
Carl-Zeiss-Promenade 10, 07745 Jena,
Internet: www.zeiss.de/

Micrasterias – Die kleinen Sterne

Teil 2: Dictyosomen

Wolfgang Bettighofer

Micrasterias ist eine Gattung, die dem Algenforscher viel zu bieten hat. Das lässt sich aus der Tatsache schließen, dass sie von der Sektion Phykologie der Deutschen Botanischen Gesellschaft zur Alge des Jahres 2008 gekürt worden ist. Auch uns Hobby-Biologen mit der Beschränkung auf das Lichtmikroskop bietet sie interessante Einblicke ins Zellinnere. Hatten im ersten Teil dieses Berichts neben der generellen Taxonomie und Morphologie Beobachtungen von Mitochondrien im Vordergrund gestanden, so liegt der Schwerpunkt des zweiten Teils auf einem Organellentyp, welcher sich äußerst selten in einfacher Weise lichtmikroskopisch beobachten lässt, nämlich den Dictyosomen.

Während der Erstellung der Schichtaufnahmen für eine hochaufgelöste Ansicht von *Micrasterias rotata* waren mir in der Cytoplasma-Schicht unterhalb des im Teil 1 behandelten Organellenstroms eine größere Anzahl runder Gebilde aufgefallen, bei welchen sich im DIK ab einer Apertur von circa 0,75 eine Binnenstruktur differenzieren ließ (Abb. 1). Sie zeigten konzentrische Innenkörper mit abweichendem Brechungsindex. Es waren 25 bis 40 solcher Körper pro Zelle zu sehen. Ihre Größe lag zwischen 2,5 und 5 µm. Sollten das Öltröpfchen sein? Es ist bei Desmidiaceen weit verbreitet, Öl als Reservestoff zu speichern. Gegen diese Interpretation sprach allerdings die mehrschichtige Struktur (Abb. 2a–c). Es wurden bald weitere Cytoplasma-Einschlüsse gefunden, welche wesentlich besser zum Erscheinungsbild von Öltröpfchen passten (Abb. 2a, unten). Außerdem war festzustellen, dass die Öltröpfchen von der Cytoplasma-Strömung beliebig weit verlagert wurden, während die großen runden Gebilde meist ortstreu blieben und leicht um ihren Fixpunkt pendelten. Welche Zellstruktur passte zu diesen Erscheinungen? Nach Diskussionen mit Freunden und Recherchen in entsprechender Literatur erhärtete sich mein Verdacht, dass es sich um Membranstapel des Golgi-Apparats, um Dictyosomen handeln könnte. Elektronenoptische Aufnahmen zeigen, dass Dictyosomen grundsätzlich von einem Kranz von kleinen Membranblasen, den Golgi-Vesi-

keln, umgeben sind (Abb. 3). Die glattrandigen Objekte aus den Abbildungen 2a und b passten zunächst nicht zum erwarteten Bild. Wegen der beschränkten Auflösung des Lichtmikroskops sind jedoch die kleinen und kleinsten Abschnürungen nicht darstellbar. Waren die Dictyosomen nahe am Deckglas, so konnte ich manchmal sogar Ansätze von Vesikeln beobachten (Abb. 2c). Selbst nach Umschalten auf Hellfeld blieben einige Dictyosomen sichtbar, so sie sich in günstiger Position befanden (Abb. 2d). Ein

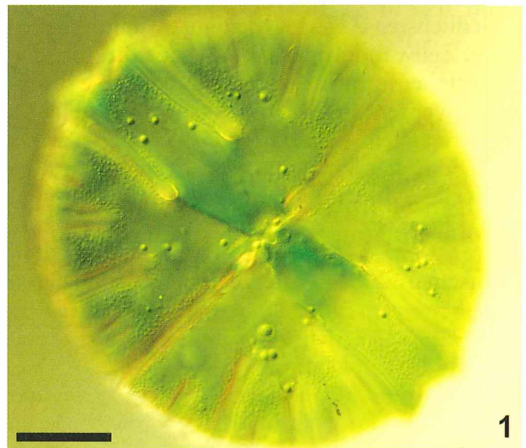


Abb. 1: Übersichtsaufnahme von *Micrasterias rotata*. Die rundlichen Gebilde sind Dictyosomen. Synoptische Darstellung von Zelloberfläche und circa 35 Dictyosomen aus sieben Schichtaufnahmen. Maßbalken 50 µm.

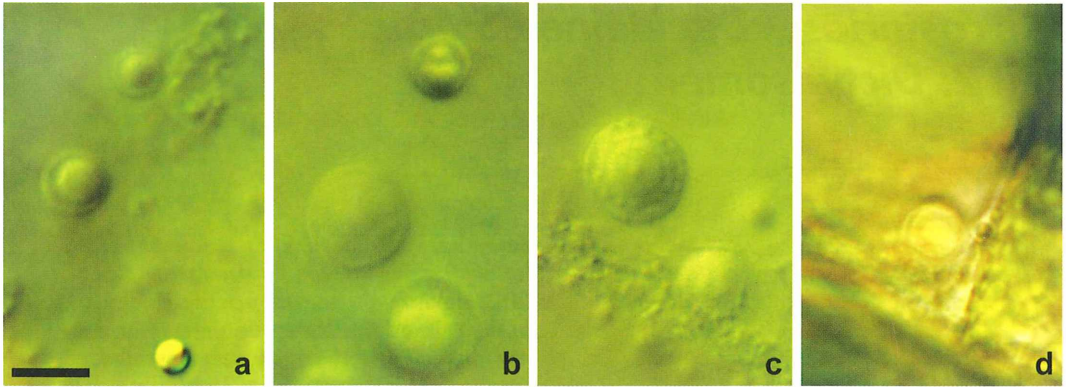


Abb. 2: Schleimproduzierende Dictyosomen von *M. rotata*. a Mit Öltröpfchen (unten). b Seltene Entdeckung: Ein Dictyosom in Teilung. c In günstigen Fällen wurden Muster sichtbar, welche auf Vesikelstrukturen hindeuteten. d Hellfeldaufnahme. Maßbalken 5 µm.

Dictyosom zeigte eine Einschnürung im zentralen Bereich (Abb. 2b). In der Literatur (Menge und Kiermayer, 1977; Noguchi, 1978) fanden sich elektronenmikroskopische Aufnahmen, die zeigen, dass dieses Bild einem Teilungsstadium entsprechen könnte.

Der Golgi-Apparat

Der Golgi-Apparat ist ein wichtiger Synthesort der Zelle, in welchem in Zusammenarbeit mit dem Endoplasmatischen Reticulum (ER) Proteine und Polysaccharide für die unterschiedlichsten Zwecke (Enzyme, Membranproteine, Zellwandgrundsubstanzen, exkretorische Materialien) produziert beziehungsweise modifiziert werden. Ist die Substanz fertiggestellt, so schnüren sich vom Dictyosom Golgi-Vesikel ab. Diese werden dann vom Transportsystem der Zelle (Mikrotubuli und Motorproteine) an die Einsatzstelle verschoben (Kleinig und Mayer, 1999; Meindl et al., 1992; Plattner und Hentschel, 2006). Dictyosomen produzieren auch Schuppen, wie man sie beispielsweise von den Goldalgen, den Schalenamöben oder den Sontentierchen kennt.

Dictyosomen sind üblicherweise zu klein und zart, um sie im Lichtmikroskop identifizieren zu können. Die großen *Micrasterias*-Arten machen da eine Ausnahme. Deren ungewöhnlich große und kontrastreiche Dictyosomen wurden schon in den 1960er Jahren beschrieben. Allerdings sind die Fotografien in den mir vorliegenden Arbeiten allesamt elektronenoptisch er-

zeugt worden. Ohne diese Befunde wäre eine gesicherte Zuordnung der lichtmikroskopisch beobachteten Phänomene schwer möglich. Für Mitochondrien gilt ähnliches. Sichere Befunde liefern oft nur elektronenmikroskopische Abbildungen (Drawert und Mix, 1961; Kiermayer, 1965, 1967, 1970; Staehelin und Kiermayer, 1970). Differential-Interferenzkontrast

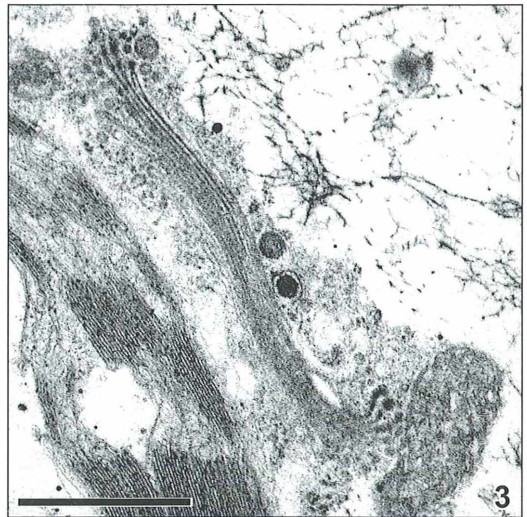
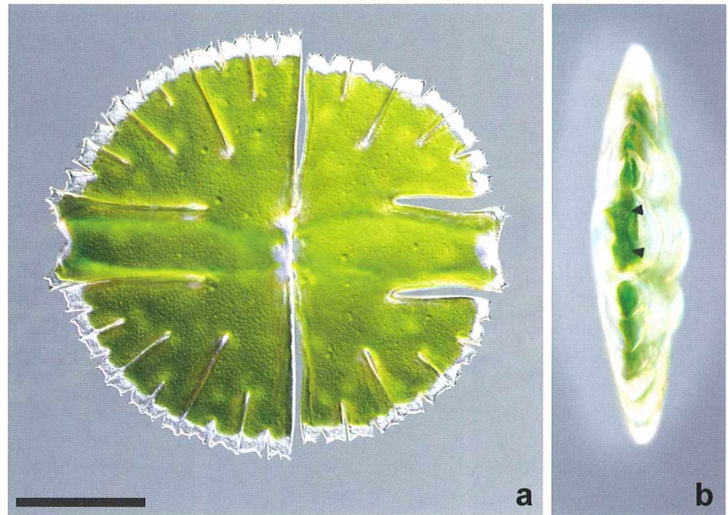


Abb. 3: Querschnitt durch ein Dictyosom von *Micrasterias denticulata*. Das Bild zeigt außerdem einen Schnitt durch ein Mitochondrion (rechts unten) sowie durch einen Chloroplasten (diagonal verlaufend von links oben zur Mitte unten). Präparation und Aufnahme von Dr. Detlef Kramer, TU Darmstadt. Maßbalken 1 µm.

Abb. 4: *Micrasterias rotata*. a Synoptische Darstellung von Umriss, Oberflächenstruktur und schleimproduzierenden Dictyosomen. Dieses Bild ist aus 40 Schichtaufnahmen erstellt worden. b Eine auf dem Deckglas mehr oder weniger senkrecht stehende *M. rotata*-Zelle, aufgenommen mit einem inversen Mikroskop. Man erkennt die Ausströmstellen des Schleims am Scheitelpunkt des Mittel-Lappens (Pfeilköpfe). Mittels Corel Photopaint manuell aus 27 Schichtaufnahmen montiert. Maßbalken 50 µm.



und Phasenkontrast (sofern das Präparat dünn und farbarm ist) erlauben jedoch Beobachtung im Leben und bei *M. rotata* auch eine sichere Zuordnung.

Dictyosomen als Schleimproduzenten

Zieralgen besitzen eine spezielle Form von Dictyosomen, welche aus Mucopolysacchariden bestehenden Schleim herstellen. Ihr Durchmesser ist mit etwa 5 µm im Vergleich zu jenen bei anderen Algengruppen und normalen Pflanzenzellen unverhältnismäßig groß.

Mittels dieses Schleims können sich die Zieralgen selbstständig bewegen (Linne von Berg und Melkonian, 2003), um sich nach dem Licht auszurichten und sogar in Richtung des Lichtes zu wandern. Wird es dunkel, so stellen sich *Micrasterias*-Zellen lotrecht (Abb. 4b). So haben sie die größtmögliche „Sensorfläche“ auf die zu erwartende Einfallsrichtung des Lichtes zu Beginn der nächsten Helligkeitsperiode. Bei

Dämmerung richten sie sich anfänglich senkrecht stehend zum Lichteinfall aus. Der IWF-Film C1496 von Wenderoth (1985) zeigt dies in eindrucksvoller Weise. Wenn man in diesem Film den voluminösen Ausstoß von Schleim zu Fortbewegungszwecken sieht, fragt man sich unwillkürlich, woher die Zellen diese Materialfülle nehmen. Der Vorgang wird nur verständlich, wenn man von einer hohen Quelfähigkeit des in den Golgi-Vesikeln noch kompakt vorliegenden Schleims ausgeht. So wurde beispielsweise an Wurzelspitzen des Mais gemessen, dass der dort austretende Schleim um das 1.000fache voluminöser war als in den zuliefernden Schleimvesikeln (Steer, 1985).

Vesikelablösung bei *Micrasterias rotata*

Während länger andauernden Beobachtungen auf der Schärfenebene der Dictyosomen konnte ich mehrmals die Ablösung eines übergroßen Vesikels (Durchmesser etwa 1,5 µm) auf deren

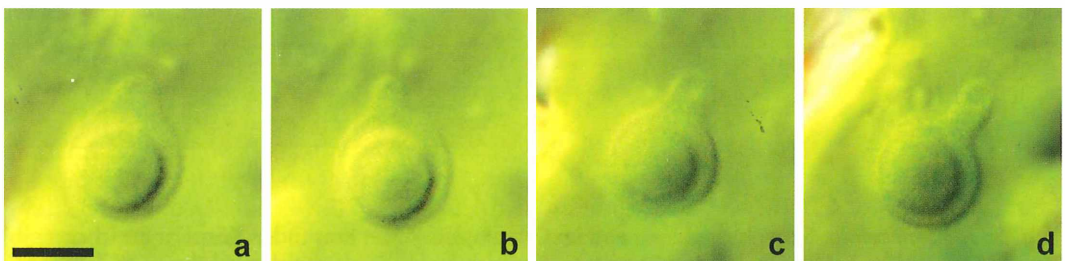


Abb. 5: *M. rotata*. Ablösung eines großen Vesikels von einem Dictyosom. Maßbalken 5 µm.

Äquatorialebene verfolgen (Abb. 5). Zunächst beulte sich der Rand der äußeren Kreislinie aus; das ganze Gebilde sah aus wie eine Schülerröhrchenkelle mit kurzem Stiel (Abb. 5a). Dieser Stiel war in Bewegung: Er flatterte wie ein im steifen Wind hängender Windsack (kleine schnelle Oszillationen am Ende) und wurde länger. Manchmal weitete er sich zu einer Blase aus, und es entstand für einige Zeit ein hantelförmiges Gebilde mit ungleichen Kugeldurchmessern. Nach und nach wurde der Verbindungsstrang in die Länge gezogen und dünner. Nach Ablösung verschwanden diese ungewöhnlich großen Vesikel (Durchmesser um 1,5 µm) in der Cytoplasmaströmung. Solche Vorgänge dauerten jeweils rund vier Minuten. Üblicherweise sind Golgi-Vesikel deutlich kleiner. Noguchi (1978) hat schleimproduzierende Dictyosomen von *Micrasterias americana* elektronenmikroskopisch untersucht und dokumentiert, dass dort Riesenvesikel mit Durchmessern von 1,2–1,8 µm gebildet werden.

Der Vergleich mit *Micrasterias denticulata* und *M. thomasi* var. *notata*

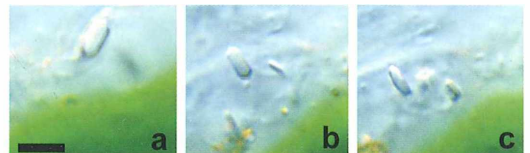
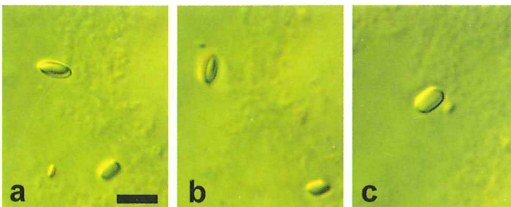
Meine Beobachtungen an *M. denticulata* konnte ich zunächst nicht mit jenen bei *M. rotata* in Einklang bringen. Zarte, runde, relativ ortstreuere Objekte mit Durchmessern um 5 µm waren zunächst nicht zu finden. Hingegen existierten auffallend tanzende, vom Cytoplasma-Strom hin und wieder über weite Strecken verlagerte Gebilde. Sie zeigten sich als längliche, abgeplattete Körner mit großzügig gerundeten Ecken und Kanten, welche in Seitenansicht spindelförmig erschienen, mit einer Länge von 4 µm, einer Breite um 2 µm und einer Stärke von 1,5 µm (Abb. 6 und 7). Bei Untersuchungen mit Polarisations-einrichtung zeigten sie keine Doppelbrechung, somit konnten es keine Stärke-

körner sein. Für Kristalle erschienen sie mir außerdem zu rundlich. Wegen der speziellen Form war es weiterhin unwahrscheinlich, dass es sich um ölhaltige Reservebehälter handelte. Der IWF-Film E868 (Kiermayer, 1966) lieferte eine Erklärung. Kiermayer beschrieb eben diese Körper im Zusammenhang mit einer Untersuchung der Zellentwicklung von *Micrasterias denticulata* und stellte fest, dass es sich dabei mit großer Wahrscheinlichkeit um Golgi-Apparate handelt. Zitat: ... *erkennt man, neben besonders geformten Kristallen (Gips?) und Lipoidtropfen, zahlreiche runde bis schwach kantige Gebilde, die in der Seitenansicht spindelförmig erscheinen, und die sich vor allem in Chloroplastennähe befinden. Es handelt sich dabei mit großer Wahrscheinlichkeit um Golgi-Apparate.* Bei *M. thomasi* var. *notata* existierten diese Körper ebenso, sie waren aber vorn und hinten leicht prismatisch zugespitzt.

Jedoch passt ihre große horizontale Beweglichkeit weniger gut zum in der Biologie gefestigten Bild der Arbeitsweise der Dictyosomen, welche vom mehr oder weniger stationären ER die Basisstoffe für ihre Produktion mittels Transportvesikel geliefert bekommen. Ich konnte beobachten, dass sie die Strecke einer Zellhälfte oftmals in weniger als fünf Sekunden zurücklegten. Sie bewegten sich fast ausnahmslos kreuz und quer durch die Zelle. Ihre Zuordnung bleibt unklar.

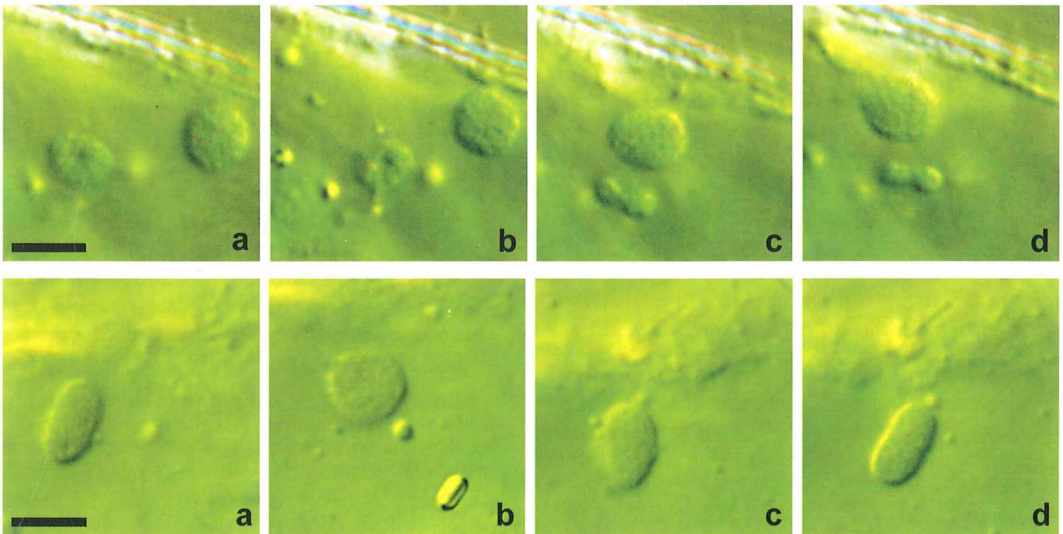
Der andere Dictyosomentyp

Bei *Micrasterias denticulata* und *M. thomasi* var. *notata* gelang es mir außerdem, weitere, andersartige runde Körper mit einem Durchmesser von 2,5 und 5 µm zu finden und aufzunehmen. Sie oszillierten leicht und wurden auch manchmal eine kurze Strecke verla-



6 | 7

Abb. 6: *M. denticulata*. Serienaufnahmen von im Cytoplasma-Raum tanzenden Körpern unsicherer Zuordnung. – Abb. 7: *M. thomasi* var. *notata*. Serienaufnahmen eines sich am Isthmus in Zellkernnähe aufhaltenden Körpers unsicherer Zuordnung. Maßbalken 5 µm.



8 Abb. 8 und 9: Serienaufnahmen von Standard-Dictyosomen aus *M. denticulata* (Abb. 8) und
9 *M. thomasiانا* var. *notata* (Abb. 9). Die typischen, in der Literatur immer wieder erwähnten Kippbewegungen sind erkennbar. Maßbalken 5 µm.

gert. Hin und wieder kippten sie und waren im Profil zu sehen. Oberfläche und Rand machten den Anschein, als seien sie von kleinen Kugeln besetzt (Abb. 8 und 9). Ich hatte Gelegenheit, diese Beobachtungen mit Prof. Dr. Werner Herth, Zellbiologe an der Universität Heidelberg, zu diskutieren. Er stellte fest, dass es sich hierbei mit großer Wahrscheinlichkeit um die Standard-Dictyosomen des Golgi-Apparats der untersuchten Algen handelte.

Resümee und Dank

Die großzelligen *Micrasterias*-Arten haben mir interessante Einblicke in das Innere von Zellen geschenkt. Noch nie zuvor konnte ich in solcher Deutlichkeit Mitochondrien beobachten. Ein ganz besonderes Erlebnis stellten die Entdeckungen rund um die verschiedenen Dictyosomentypen dar, deren Sichtbarkeit im Lichtmikroskop mir bis dato gänzlich unbekannt gewesen war. Für die Beobachtungen wurden folgende Geräte verwendet: Stativ Zeiss Universal mit DIK-Einrichtung, Planapochromate 40/1,0 Öl und 63/1,4 Öl, Projektiv Mipro $f = 63$ mm (4×) und Photo-Okular S-KPL 10× sowie die digitale Kompaktkamera Olympus C7070. Auf dem Weg von den ersten der oben geschilderten Entdeckungen bis zum fertigen Bericht

gab es viele fruchtbare Diskussionen und eine Reihe gemeinsamer Beobachtungen mit Dr. Detlef Kramer, Cytologe an der Technischen Universität Darmstadt, der zudem wertvolle Beiträge zu diesem Bericht beisteuerte. Ihm sei an erster Stelle gedankt. Er hat seinerseits mit seinen Fachkollegen Prof. Dr. Eberhard Schnepf und Prof. Dr. Werner Herth Rücksprache zum Thema gehalten. Für die übermittelten Hinweise, Anregungen und Korrekturen möchte ich ebenfalls Dank sagen. Des Weiteren geht ein herzlicher Dank an Prof. Rupert Lenzenweger für die Zusendung von Desmidiaceenproben, die anregenden Diskussion zur Taxonomie und Ökologie der Desmidiaceen nebst großzügiger Unterstützung mit Fachliteratur und an Dr. Jens Hallfeldt für die Proben von *Micrasterias thomasiانا* var. *notata*.

Zum Schluss noch ein Wort von Detlef Kramer: *Die großen Micrasterias-Arten zeigen eine Reihe kleiner und kleinster Zellbestandteile im Lichtmikroskop in ungewöhnlicher Deutlichkeit, welche meist nur im Elektronenmikroskop klar dargestellt werden können. Es ist faszinierend, diese Beobachtungen an lebenden Organismen durchzuführen und dabei die charakteristische Dynamik zu erleben, was präparationsbedingt im Elektronenmikroskop nicht möglich ist. Und dies kann der ambitionierte Amateur mit einer Ausstattung ausführen, die*

heute auf dem Gebrauchtmrkt mit etwas Mühe zu einem Bruchteil des Neu-Preises erhältlich ist. Der differenzielle Interferenzkontrast nach Nomarski bietet Möglichkeiten, die in der Biowissenschaft immer mehr in Vergessenheit geraten. Es können damit Brücken geschlagen werden von der rein statischen Cytologie, die mit der Elektronenmikroskopie betrieben wird, hin zu einer faszinierenden lebendigen Betrachtung des Zellinnenlebens. Ich bin begeistert davon, nach 37 Jahren Arbeit am Elektronenmikroskop auf dieses Thema gestoßen worden zu sein!

Literaturhinweise

- Drawert, H., Mix, M.: Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an Desmidiaceen. *Planta* 56, 237–261 (1961).
- Gunning, B. E. S., Steer, M. W.: Bildatlas zur Biologie der Pflanzenzelle, 3. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1986.
- Kiermayer, O.: *Micrasterias denticulata* (Desmidiaceae) – Morphogenesis. Film E868 des Instituts für den Wissenschaftlichen Film (IWF), Göttingen 1965 (Begleitpublikation 1966). <http://www.iwf.de/iwf/do/mkat/details.aspx?Signatur=E+868>
- Kiermayer, O.: Differenzierung und Wachstum von *Micrasterias denticulata* (Conjugatae). Film C924 des Instituts für den Wissenschaftlichen Film (IWF), Göttingen 1967 (mit Begleitpublikation). <http://www.iwf.de/iwf/do/mkat/details.aspx?Signatur=C+924>
- Kiermayer, O.: Elektronenmikroskopische Untersuchungen zum Problem der Cytomorphogenese von *Micrasterias denticulata* Breb. *Protoplasma* 69, 97–132 (1970).
- Linne von Berg, K.-H., Melkonian, M.: Der Kosmos-Algenführer. Kosmos Verlag, Stuttgart 2003.
- Kleinig, H., Maier, U.: Zellbiologie, 4. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1999.
- Meindl, U., Lancelle, S., Hepler, P. K.: Vesicle production and fusion during lobe formation in *Micrasterias* visualized by high-pressure freeze fixation. *Protoplasma* 170, 104–114 (1992).
- Menge, U.: Ultracytochemische Untersuchungen an *Micrasterias denticulata* Breb. *Protoplasma* 88, 287–303 (1976).
- Menge, U., Kiermayer, O.: Dictyosomen von *Micrasterias denticulata* Breb. – Ihre Größenveränderung während des Zellzyklus. *Protoplasma* 91, 115–123 (1977).
- Noguchi, T.: Transformation of the Golgi apparatus in the cell cycle, especially at the resting and earliest developmental stages of a green alga, *Micrasterias americana*. *Protoplasma* 95, 73–88 (1978).
- Plattner, H., Hentschel, J.: Zellbiologie, 3. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2006.
- Staehelin, L. A., Kiermayer, O.: Membrane differentiation in the Golgi complex of *Micrasterias denticulata* Breb. Visualized by freeze-etching. *J. Cell Sci.* 7, 787–792 (1970).
- Steer, M. W.: Vesicle dynamics. In: Robards, A. W. (ed.): *Botanical Microscopy*, p. 129–155. Oxford University Press, Oxford 1985.
- Wenderoth, K.: Phototaxis bei Desmidiaceen und Diatomeen. Film C1496 des Instituts für den Wissenschaftlichen Film (IWF), Göttingen 1983. *Publ. Wiss. Film, Sect. Biol.*, Ser. 17, Nr. 15/C1496 (1985), S. 1–15. <http://www.iwf.de/iwf/do/mkat/details.aspx?Signatur=C+1496>

Verfasser: Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, 24111 Kiel, E-Mail: wolfgang.bettighofer@gmx.de

Kurze Mitteilung

Gerupfte Bakterien

Pili (vom lateinischen pilus = Faser, Haar) sind fadenförmige Fortsätze auf der Außenseite von Bakterien (Abb. 1). Die auch Fimbrien genannten, röhrenförmigen Gebilde bestehen aus Pilin-Proteinen und sind charakteristisch für gramnegative Bakterien. Die Zahl der haarförmigen Pili (Abb. 1, A) an der Oberfläche der Bakterienzellen kann durch Chemikalien, so genannte Pilicide (Abb. 1, P) vermindert werden. Substituierte 2-Pyridone wurden als Pilicide isoliert, die auf dem uropathogenen Bakte-

rium *Escherichia coli* die Biogenese der Pili hemmen. Offensichtlich blockieren die Pilicide die Montage der Chaperon-Untereinheiten zu Komplexen. Pilicide sind also in der Lage, die Pili-Produktion zu modulieren, sodass die Zahl der haarförmigen Pili auf den Bakterien verringert wird (Abb. 1, RP), ohne deren physikalische Eigenschaften zu verändern. Man kann individuelle, isolierte Pili in Nährlösungen hälttern, wobei sie ihre strukturellen und biomechanischen Eigenschaften behalten.

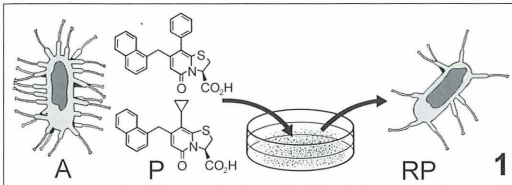


Abb. 1: Pilicide (P) reduzieren die Zahl der haarförmigen Pili (A) an der Bakterienoberfläche. Durch die Reduktion der Zahl der Pili (RP) wird die Fähigkeit des Bakteriums, sich an der Oberfläche festzuheften, verringert (nach Johnson, 2007).

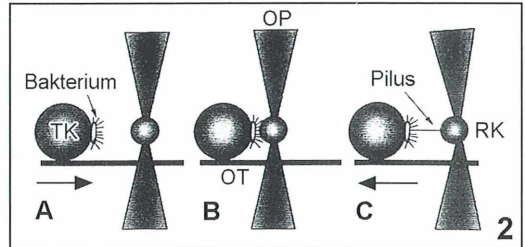


Abb. 2: Mikroskopische Messung der Haftfähigkeit eines einzelnen Pili. A: Ein Bakterium wird an der Oberfläche einer aktivierten Polystyren-Trägerkugel (TK) von 9 μm Durchmesser festgehalten. Diese ist auf einem hydrophoben gläsernen Objektträger (OT) in kovalenter Bindung immobil fixiert. B: Eine kleinere Kugel (Reaktorkugel RK) von 3 μm Durchmesser, die bedeckt ist mit dem Kohlenhydrat-Rezeptor, wird mit Hilfe einer optischen Pinzette (OP) auf der Höhe der Trägerkugel (TK) gehalten. Durch Verschieben des Objektträgers (OT) nach rechts (Pfeil) wird die Trägerkugel verschoben, sodass Pili des Bakteriums die Reaktorkugel berühren können. C: Die kleine Reaktorkugel (RK) in der optischen Pinzette wird so dicht an das Bakterium herangeführt, dass eine Pilus-Faser nicht-kovalent und nicht-spezifisch gebunden wird. Indem der Objektträger nach links bewegt wird (Pfeil), kann die Kraft gemessen werden, mit welcher der Pilus an der kleineren Kugel bis zum Abriss fixiert ist (nach Åberg et al., 2007).

Durch Verminderung der Anzahl der Pili sind Pilicide in der Lage, die Fähigkeit der Bakterienzelle, sich beispielsweise an eine Zellwand anzuhängen, zu verringern. Das ist für pathogene Bakterienarten von Wichtigkeit, vor allem aber für solche Arten, die in Biofilmen leben. Hier ergeben sich dann auch Möglichkeiten zur Entwicklung neuer Antibiotika (Johnson, 2007). Das Anheften der Bakterienzelle mit Hilfe der Pili und die dabei wirksamen Kräfte können auf eindrucksvolle Weise mikroskopisch verfolgt werden (Jass et al., 2004; Åberg et al., 2007). Dazu werden auf einem gläsernen mikroskopischen Objektträger, dessen Oberfläche mit Silan (Silicium mit Wasserstoff, SiH_2) hydrophob gemacht worden ist, Polystyren-Kugeln von 9 μm Durchmesser aufgebracht, auf denen durch kovalente Bindung Bakterien fixiert sind. Diese großen Kugeln sind durch die hydrophobe Wechselwirkung auf dem Objektträger immobilisiert (Abb. 2, A). Mit der optischen Pinzette werden dann kleine Polystyren-Kugeln von 3 μm Durchmesser gehalten und in die Nähe der Bakterien gebracht. Einige Pili werden sich an die kleine Reaktorkugel (Abb. 2, B, RK) kovalent und nicht spezifisch achsensymmetrisch anheften. Durch Bewegung des Objektträgers nach links (Abb. 2, C) kann dann einer der Pili gestreckt werden. Die Kräfte, welche zur vollständigen Streckung und Überstreckung (overstretching) nötig sind, können sodann gemessen werden. Bei einer Kraft von 70–80 pN wird die große Kugel wieder auf dem Objektträger zurückbewegt, sodass der Pilus sich wieder verkürzt. Das Verhalten der Pili unter den Bedingungen der Streckung sagt etwas über die Struktur derselben aus: Die Hauptproteine sind in einer stabförmigen Spirale angeordnet und in der äußeren Membran

der Bakterien verankert. An der flexiblen Spitze jedes Pili befindet sich das Adhesin-Protein, welches für die spezifische Bindung mit der berührten Zelloberfläche, zum Beispiel einer Nieren- oder Blasenzone, verantwortlich ist.

Literaturhinweise

- Jass, J., Schedin, S., Fällman, E., Ohlsson, J., Nilsson, U. J., Uhlin, B. E., Axner, O.: Physical properties of *Escherichia coli* P pili measured by optical tweezers. *Biophys. J.* 87, 4271–4283 (2004).
 Åberg, V., Fällmann, E., Axner, O., Uhlin, B. E., Hultgren, S. J., Almqvist, F.: Pilicides regulate pili expression in *E. coli* without affecting the functional properties of the pilus rod. *Molecular BioSystems* 3, 214–218 (2007).
 Johnson, R.: How bald can a bacterium be and still be infectious? Bacteria come unstuck. *Chemical Biology* 2, B17–B24 (2007).

Ich esse – Also bin ich!

Beobachtungen zur Phago- und Pinocytose bei *Amoeba proteus*

Hans-Jürgen Voß

Nach einer Vorlesung über die Philosophie von Descartes soll ein Student den Finger gehoben und nachgefragt haben: „*Cogito ergo sum*“ heißt ja: „Ich denke – also bin ich.“ Könnte er nicht ebenso gut behaupten: „Ich esse – also bin ich?“ Dieser sicherlich ins Reich der Hochschulanekdoten gehörende Zwischenfall kommt mir manchmal in den Sinn, wenn ich über einen längeren Zeitraum die Populationsdynamik meiner Einzeller-Kulturen betrachte.

In einer Rohkultur, die mit Mulm und verrottendem Pflanzenmaterial aus einem Warmwasseraquarium angesetzt wurde, entwickelte sich nicht – wie erhofft – ein lange gesuchtes Wimpertier, sondern ein Organismus, der sich innerhalb weniger Tage zahlenmäßig stark vermehrte und dabei die Gründerpopulation des gesuchten Wimpertieres nahezu vollständig vernichtete. Ursache dieser Populationsveränderung war die Großamöbe *Amoeba proteus*, das bekannte Wechseltierchen beziehungsweise „die Amöbe“ schlechthin!

Amöben-Kultur

In der Rohkultur lag *Amoeba proteus* zunächst in einer nahezu unbeweglichen, kontrahierten Ruheform vor, so dass dieser Organismus unter dem Binokular bei schwacher Vergrößerung schlichtweg übersehen oder sogar fälschlicherweise für mineralische Partikel gehalten wurde (Abb. 1). Erst als die Tiere die typische amöboiden Bewegungsform mit den Pseudopodien ausbildeten, konnten diese Amöbenzellen isoliert und in kohlensäurefreiem Mineralwasser durch regelmäßige Fütterung mit Individuen aus dem *Paramecium aurelia*-Artkomplex langfristig in Kultur genommen werden. Auch durch die Zugabe eines Reiskorns zu Rohkulturmaterial, welches *Amoeba proteus*-Zellen enthält, kann sich eine Nahrungskette etablieren, die von Bakterien über Ciliaten zu den Amöben reicht. Derartige Kulturen sind langlebig und nicht pflegeaufwändig. Es reicht, das Reiskorn im Drei-Wochen-Rhythmus zu erneuern. Weitere

Hinweise zur Kultur von *Amoeba proteus* und von geeigneten Futterorganismen finden sich im Internet unter www.lebendkulturen.de beziehungsweise bei Haberey und Stockem (1971).

Kurzbeschreibung der Amöbenzelle

Amoeba proteus erreicht in manchen Bewegungsphasen eine Länge von über 700 µm, im Durchschnitt sind die Zellen um 400 µm groß. Je nach Ernährungszustand und Umweltbedingungen bilden sich mehrfach gelappte, polypodiale Formen heraus, wobei ein Pseudopodium (Scheinfüßchen) meistens richtungsbestimmend ist (Abb. 2). Die Anzahl der Pseudopodien ist dabei recht unterschiedlich; seltener finden sich monopodiale Formen mit nur einem Pseudopodium. Die Pseudopodien sind vorne gerundet, die dem Substrat zugewandte Seite ist zumeist deutlich verbreitert und wird als Kriechsohle bezeichnet. Deutlich lässt sich das klare, unbewegliche Ektoplasma von dem granulierten, beweglichen Entoplasma abgrenzen (Abb. 3). Das Entoplasma enthält zahlreiche lichtbrechende hexagonale Kristalle (keine Sandkörnerchen wie bei *Pelomyxa palustris*!) und stärkeähnliche Reservestoffpartikel (Glykogen). Es erscheint bei der Betrachtung im Hellfeld daher undurchsichtig und dunkel (Abb. 4). Das physiologische Hinterende (Uroid) ist nur gelappt und weist keine pseudopodiale Fortsätze auf. *Amoeba proteus* ist einkernig, der Zellkern erscheint als dickes, rundliches, scheibenförmiges Gebilde (Durchmesser 40–60 µm) und lässt in der Peripherie Nucleolen (Kernkörperchen) erkennen.

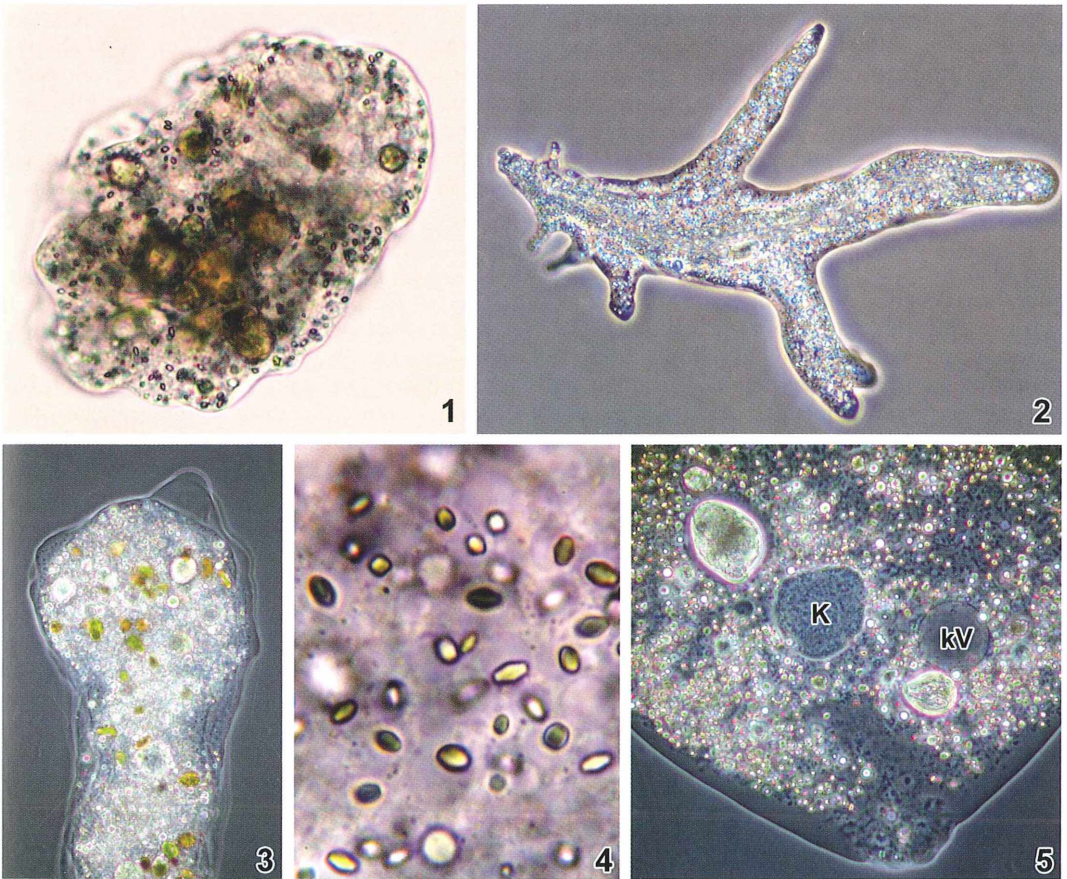


Abb. 1: Kontrahierte *Amoeba proteus*-Zelle im Ruhezustand. – Abb. 2: *Amoeba proteus*, polypodiale Form. – Abb. 3: An einem richtungsweisenden Pseudopodium lassen sich Ekto- und Entoplasma unterscheiden. – Abb. 4: Im Ektoplasma finden sich zahlreiche Kristalle und Reservestoffpartikel. – Abb. 5: Die Aufnahme zeigt den Kern (K) und die kontraktile Vakuole (kV).

Im Hinterende liegt meistens eine große kontraktile Vakuole, die sich in einem Rhythmus von mehreren Minuten entleert (Abb. 5).

Phagocytose und Pinocytose

Wie alle tierischen Organismen ist auch *Amoeba proteus* auf die Aufnahme von Nahrung von außerhalb angewiesen, um daraus Nährstoffe zu mobilisieren, die dann in körpereigene Stoffe und Energie umgewandelt werden. *Amoeba proteus* ernährt sich dabei überwiegend von anderen lebenden Einzellern. Eine dominierende Rolle bei der Nahrungsaufnahme spielt daher die Phagocytose (gr. phagein = fressen). Bei der Phagocytose werden feste, partiku-

läre Substanzen (Bakterien, Beuteorganismen) von der äußeren Zellmembran umschlossen, so dass eine Nahrungsvakuole entsteht, die ins Zellinnere geschleust und den zellulären Verdauungs- und Resorptionsvorgängen zugeführt wird. Im Gegensatz dazu werden bei der Pinocytose lichtmikroskopisch nicht mehr sichtbare Substanzen in gelöster Form nach dem gleichen Modus ins Zellinnere gebracht. Der Name bedeutet soviel wie Trinken der Zelle (gr. pinein = trinken). Beide Prozesse beruhen weitgehend auf dem gleichen Prinzip und werden unter dem Überbegriff Endocytose zusammengefasst. Sowohl Phago- als auch Pinocytose werden eingeleitet durch die Adsorption einer Induktorsubstanz an der äußeren Zellmembran. Die Zelle reagiert darauf, in dem sie die aufzuneh-

mende partikuläre oder gelöste Substanz mit Anteilen der äußeren Zellmembran, die sich handschuhfingerförmig nach innen stülpt, umfließt. Die Substanz wird dadurch in eine Nahrungsvakuole, deren Membran aus der Zellmembran hervorgegangen ist, eingeschlossen und in dieser Form in das Zellinnere transportiert. Hier fusioniert die Nahrungsvakuole mit den so genannten primären Lysosomen; dies sind kleine Vesikel, die vom Golgi-Apparat gebildet werden und Verdauungsenzyme enthalten. Die eingeschleuste Nahrungsvakuole wird dadurch zu einer Verdauungsvakuole (sekundäres Lysosom). In ihr werden die verdaulichen Anteile der aufgenommenen Substanz abgebaut und dem Zellstoffwechsel zugeführt. Die unverdaulichen Restbestandteile werden ausgeschieden, in dem die Membran der Verdauungsvakuole mit der Zellmembran fusioniert und dabei den Vakuoleninhalt nach außen abgibt. Diesen Vorgang bezeichnet man als Exocytose (Ausführliche Informationen und Erläuterungen zu diesen Prozessen finden sich unter anderem in den Arbeiten von Klein und Stöckem (1995a, b, 1997a–d).

Der einzige Unterschied zwischen Phago- und Pinocytose besteht also nur in der Natur der Stoffe, die in eine Nahrungsvakuole eingeschlossen werden. Bei der Phagocytose werden feste Stoffe, Zelltrümmer und ganze Zellen in eine Nahrungsvakuole eingeschlossen. Bei der Pinocytose werden molekular oder kolloidal gelöste Substanzen, die lichtmikroskopisch nicht mehr erkennbar sind, aufgenommen. Das Trinken der Zelle dient also nicht der Flüssigkeitsaufnahme, sondern der selektiven Einverleibung von gelösten Stoffen.

Beide Endocytose-Vorgänge lassen sich an *Amoeba proteus* mit wenig Zeit- und Materialaufwand induzieren und eindrucksvoll beobachten, wobei man mit 10er und 40er Objektiven im Hellfeld mikroskopieren kann. Deshalb eignen sich die hier vorgestellten Anregungen auch für die Durchführung im Schulunterricht.

In der Ruhe liegt die Kraft!

Amoeba proteus ernährt sich hauptsächlich von Ciliaten, Flagellaten und beweglichen autotrophen Organismen, wie beispielsweise *Chlorogonium elongatum*. Unbewegliche oder abgetötete Organismen werden selbst nach längerer Hungerphase von der Amöbe nicht angenommen, so dass man vermuten kann, dass vom lebenden Beuteobjekt ein die Phagocytose auslösender Reiz ausgeht. Die Amöbe in Abbildung 6 zeigt im Zellinnern zahlreiche Nahrungsvakuolen mit phagocytierten Chlorogonien. Sie verschmäht aber die leblos umherliegenden *Chlorogonium*-Zellen.

Will man *Amoeba proteus* kultivieren und Phagocytosebeobachtungen durchführen, so bleibt nur die Möglichkeit, lebende Futterorganismen, am besten Pantoffeltierchen (*Paramecium*), bereit zu stellen. Zur Beobachtung der Phagocytose gibt man wenige Amöbenzellen, die zwei bis drei Tage gehungert haben, in einem möglichst kleinen Tropfen Kulturflüssigkeit auf einen Objektträger und setzt die gleiche Flüssigkeitsmenge mit *Paramecium*-Zellen in hoher Konzentration hinzu, damit die Paramecien ausreichend Gelegenheit haben, mit den Amöben in Kontakt zu kommen. Man deckt

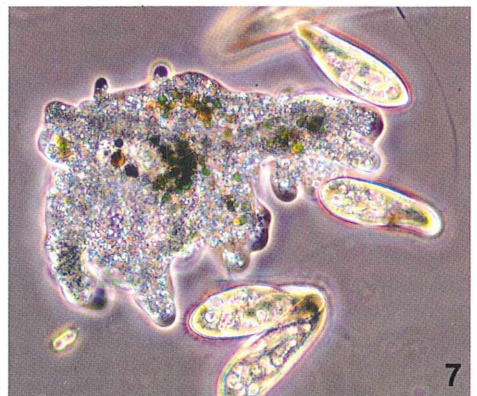
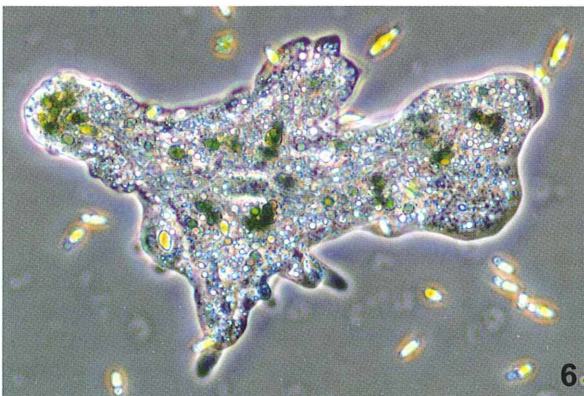


Abb. 6: *Amoeba proteus* mit phagocytierten *Chlorogonium elongatum*-Zellen. – Abb. 7: Individuen von *Paramecium aurelia* legen sich thigmotaktisch an die Amöbenzelle an.

mit einem Deckglas ab, dessen Ecken mit Vaselinefüßchen als Abstandhalter versehen wurden, um die Amöben nicht zu zerdrücken. Die Vaselinefüßchen ermöglichen aber auch ein sanftes Andrücken des Deckglases, um die Zellen für die Fotografie in eine einheitliche Schärfenebene zu positionieren.

Es ist immer wieder erstaunlich, wie es der langsamen Amöbe gelingt, ein so flinkes Tier wie das *Paramecium* zu erbeuten. Seitens eines *Parameciums* ist die verhaltensbiologische Voraussetzung dafür die Thigmotaxis, das heißt, das durch Berührungsreize hervorgerufene Verweilen an einem Gegenstand. Paramecien legen sich thigmotaktisch genauso an die Amöbenoberfläche an wie an einen Detritusballen (Abb. 7). Auf die Berührung des *Parameciums* reagiert die Amöbe sofort mit Fangbewegungen. Mit breiten Pseudopodien wird das *Paramecium* seitlich umflossen (Abb. 8). Dabei kann man oftmals beobachten, dass der Ciliat den thigmotaktischen Kontakt mit der Amöbe abbricht, mitunter kurz wegschwimmt und den Kontakt anschließend wieder aufnimmt. Schwimmt das *Paramecium* weg, werden die Fangbewegungen sofort unterbrochen, das Fließen des granulären Entoplasmas in diesen Pseudopodien kommt abrupt zum Stillstand. Verweilt das *Paramecium* länger an derselben

Stelle, so umfließen es die Pseudopodien von allen Seiten, jedoch ohne es zu berühren. Sobald die Fangpseudopodien vorne vereint sind, wird der gebildete, ringförmige Raum oben und unten durch weitere Pseudopodien geschlossen (Abb. 9). Auffallend ist, dass das *Paramecium* von diesen Vorgängen anscheinend nichts merkt. Erst wenn diese große Vakuole zunehmend verkleinert wird, reagiert es mit heftigen Fluchtbewegungen, das heißt, es kreist in der immer kleiner werdenden Vakuole hektisch hin und her (Abb. 10 und 11). Dieser Kampf dauert mitunter zehn bis fünfzehn Minuten, bis die phagocytierte *Paramecium*-Zelle bewegungslos ist und verdaut werden kann. In der Verdauungsvakuole verbleibt das *Paramecium* dann mehrere Stunden (Abb. 12 und 13).

Mitunter lassen sich dabei auch dramatische Fluchtversuche beobachten, die es den Paramecien letztlich doch noch ermöglichen, dem drohenden Zugriff in letzter Sekunde zu entkommen.

Farbe in die Vakuole – *Blepharisma* wird gefressen

Der Fang der recht großen, rot pigmentierten *Blepharisma americanum* gelingt der Amöbe

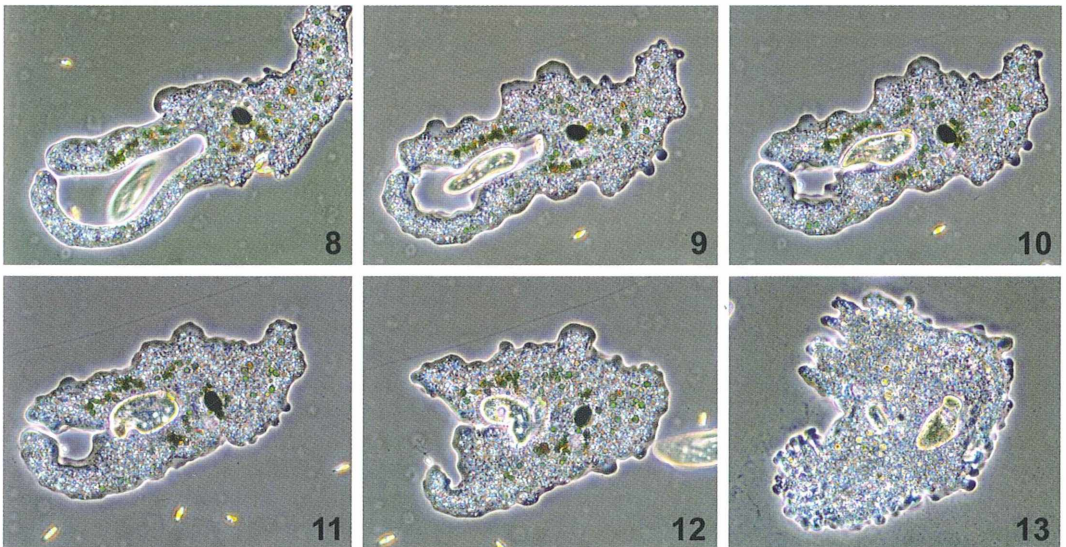


Abb. 8–13: Die Aufnahmeserie zeigt die Phagocytose eines *Parameciums*. – Abb. 8: Das *Paramecium* wird durch breite Pseudopodien eingeschlossen. – Abb. 9–11: Durch Verkleinerung des Hohlraums wird die Nahrungsvakuole gebildet. – Abb. 12 und 13: Verdauungsvakuole in einem frühen (Abb. 12) und späten Stadium (Abb. 13).

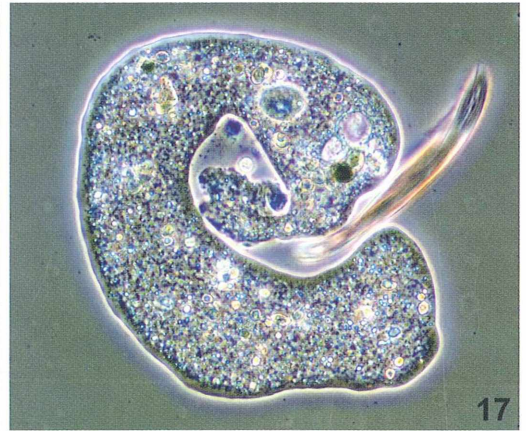
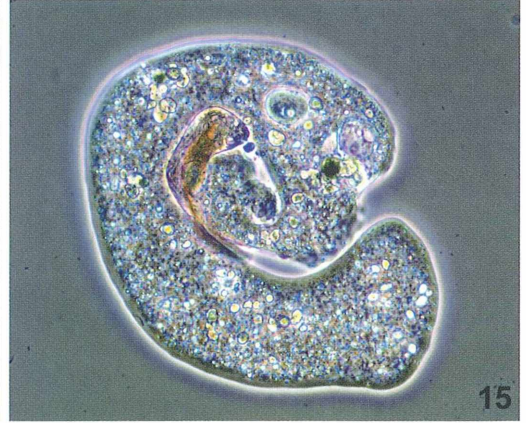
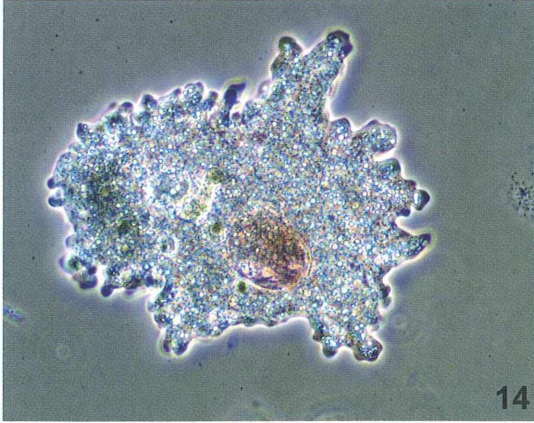


Abb. 14: *Blepharisma* in einer Verdauungsvakuole. – Abb. 15–17: *Blepharisma americanum* entkommt aus der sich bildenden Nahrungsvakuole.

nicht so leicht. Zum einen verweilen die Blepharismen nicht so ausdauernd an der Amöbenoberfläche wie die Paramecien, zum anderen muss die Amöbe sehr große Fangpseudopodien ausbilden, um einer *Blepharisma*-Zelle habhaft zu werden (Abb. 14). Dies dauert entsprechend länger und ermöglicht es dem Beutetier vielfach, aus der sich bildenden Nahrungsvakuole zu entkommen (Abb. 15–17). Es konnte in diesem Zusammenhang beobachtet werden, dass die großen Blepharismen sich recht lebhaft in dem Raum bewegen, der von den Fangpseudopodien umschlossen wird. Solange jedoch die äußeren Enden der Fangpseudopodien noch nicht endgültig miteinander fusioniert sind, besteht für das Beutetier eine große Chance zu entkommen. Vielleicht kann die Amöbe die Nahrungsgröße über den in Bewegungen zum Ausdruck kommenden Widerstand des Beuteobjektes selektieren.

Induktion der Pinocytose

Pinocytose-Vorgänge sind längst nicht so spektakulär wie der Fang von Einzellern, sie lassen sich aber bei *Amoeba proteus* einfach induzieren, indem man Tieren, die zwei bis drei Tage gehungert haben, eine 0,5- bis 1,0%ige Lösung von Hühneralbumin in destilliertem Wasser zusetzt. Ein Tropfen mit Kulturlösung mit zirka fünf Amöben wird auf einem Objektträger mit ein bis zwei Tropfen Albuminlösung versetzt und – wie oben beschrieben – mit einem Deckglas bedeckt. Innerhalb von fünf bis maximal zehn Minuten stellen die Zellen ihre Bewegungen ein und nehmen eine mehr oder weniger abgekugelte Gestalt an. Dabei bilden sie kleine Pseudopodien in alle Richtungen aus, die nur sehr langsam ihre Form verändern und von klarem Ektoplasma erfüllt sind (Abb. 18). In diesem Zustand verweilt die Amöbe einige Minu-

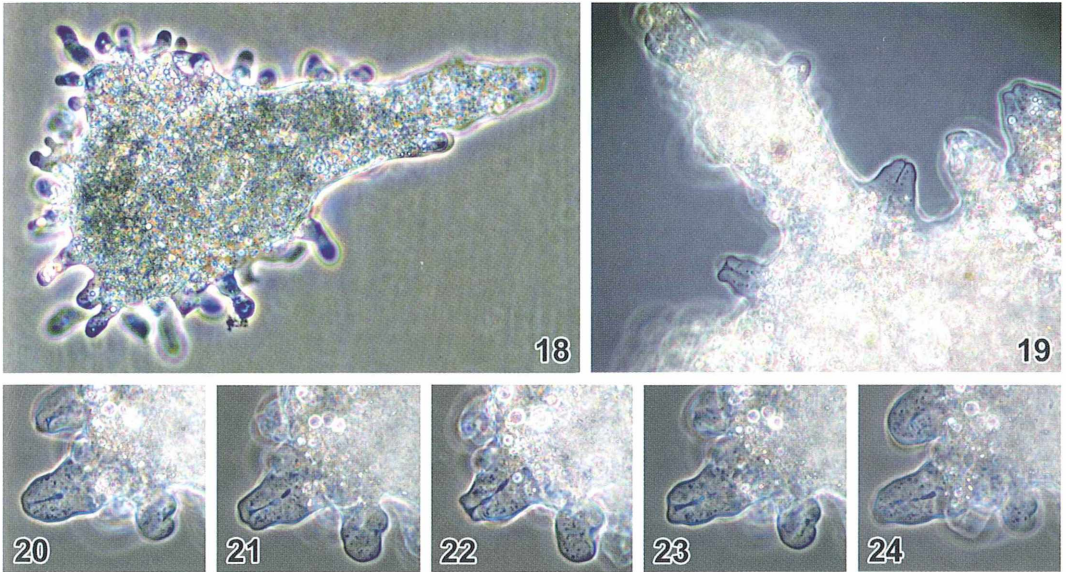


Abb. 18: *Amoeba proteus* im induzierten Pinocytose-Zustand. Die Zelle bildet kurze Pseudopodien aus. – **Abb. 19:** An den kurzen Pseudopodien erscheinen nach wenigen Minuten Pinocytosekanälchen. – **Abb. 20–24:** Die Aufnahmeserie zeigt die Bildung und Abschnürung von Pinocytose-Vakuolen.

ten, bis die zum Zellinnern zeigenden, für die Pinocytose typischen Kanälchen erscheinen (Abb. 19). Die Kanälchenbildung beginnt an einem Pseudopodium, das sich durch Vorfließen des peripheren Zellplasmas vorne trichterförmig eindellt (Abb. 20). Durch weiteres Vorfließen des Plasmas wird diese Eindellung zu einem kurzen Kanal vertieft, der immer länger wird. Wenn ein langer Pinocytosekanal gebildet wurde, rundet sich das Pseudopodium ab und wird dabei breiter. Gleichzeitig beginnt noch im Ektoplasma die Abschnürung von kleinen Pinocytosevesikeln, die ins Zellinnere wandern. Manchmal lässt sich beobachten, dass der Pinocytosekanal in eine Reihe von kleinen Vesikeln zerfällt. Die Bilderserie der Abbildungen 20–24 zeigt diese Vorgänge; die Bilder sind in einem Abstand von jeweils zirka einer Minute aufgenommen worden.

Die Pinocytoseaktivität kann bei einzelnen Individuen verschieden lange dauern. Bei manchen Zellen ist sie nach wenigen Minuten eingestellt. Im Durchschnitt lässt sie sich etwa eine halbe Stunde beobachten.

Widmung

Ich widme diesen Artikel meinem väterlichen Freund und mikroskopischen Lehrmeister Herrn Erich

Saake, Bochum, anlässlich der Vollendung seines 80. Lebensjahres im September 2008.

Literaturhinweise

- Haberey, M., Stockem, W.: *Amoeba proteus* – Morphologie, Zucht und Verhalten. Mikrokosmos 60, 33–42 (1971).
- Hauck, A., Quick, P.: Die Zellmembran als Verpackung beim vesikulären Transport ins Zellinnere: Endocytose. Mikrokosmos 70, 312–317 (1985).
- Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Berlin 2003.
- Herter, P., Klein H. P.: Mechanismen des zellulären Stofftransports. Praxis Naturwiss. – Biologie 46, 1–4 (1997).
- Klein, H. P., Stockem, W.: Nahrungsaufnahme und intrazelluläre Verdauung bei Amöben. Teil I: Der endocytotische Stofftransport. Biuz 25, 293–299 (1995a).
- Klein, H. P., Stockem, W.: Nahrungsaufnahme bei Amöben. Teil I: Die Pinocytose. Biuz 25, 321–324 (1995b).
- Klein, H. P., Stockem, W.: Die endocytotische Stoffaufnahme bei Amöben. Praxis Naturwiss. – Biologie 46, 8–15 (1997a).
- Klein, H. P., Stockem, W.: Grundlagen der endocytotischen Stoffaufnahme. Praxis Naturwiss. – Biologie 46, 5–7 (1997b).
- Klein, H. P., Stockem, W.: Versuche zur Nahrungsaufnahme bei Amöben. Praxis Naturwiss. – Biologie 46, 22–28 (1997c).
- Klein, H. P., Stockem, W.: *Amoeba proteus* – Ein klassisches Objekt der Zellbiologie. Teil 2.

Nahrungsaufnahme. Mikrokosmos 86, 104–110 (1997d).
 Page, F. C.: An illustrated key to freshwater and soil amoebae with notes on cultivation and ecology. Freshwater Biological Association, Sci. Publ. 34, Wilson, Kendal 1976.
 Stockem, W.: Endocytose und intrazelluläre Verdauung. *BiuZ* 3, 67–78 (1973).

Vater-Dobberstein, B.: Endocytose bei *Amoeba proteus*. Mikrokosmos 65, 44–49 (1976).
 Vater-Dobberstein, B., Hilfrich, H. G.: Versuche mit Einzellern. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1982.

Verfasser: Dr. Hans-Jürgen Voß, Am Dornbusch 42, 46244 Bottrop, E-Mail: tichy-voss@t-online.de

Buchbesprechungen

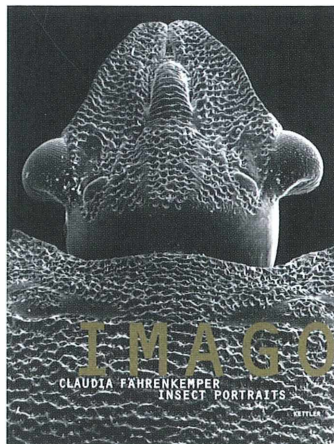
Fährenkemper, C.:

Imago – Insect Portraits.

Kettler, Bönen 2008, 144 Seiten, 44 Abbildungen in Novatone, 24 × 30 cm, gebunden, Englisch/Deutsch, € 39,80, ISBN 978-3-941100-09-1.

Imago – Der Titel ist doppeldeutig, denn der Lateiner meint damit generell das Bild, der Biologe aber das geschlechtsreife, erwachsene Insekt. Vergleichbar doppeldeutig ist auch das neue Buch von Claudia Fährenkemper, über deren Werdegang und künstlerisches Werk vor einiger Zeit im *MIKROKOSMOS* ausführlich berichtet wurde. Das Buch ist in erster Linie ein in der Herstellung ausgesprochen hochwertiger Katalog zur jüngsten Ausstellung der Fotokünstlerin.

Blättert ein Zoologe in diesem Buch, sieht er 36 Köpfe von aus-



gewachsenen Insekten, die allerdings für seine Belange denkbar ungünstig abgelichtet sind: Erstens sind die Bilder für Detaildarstellungen zu kontrastreich. Zweitens sieht man ausnahmslos

auf die für ihn relativ langweiligen Insekten-Hinterköpfe. Er müsste die Vorderansicht sehen, speziell die Mundwerkzeuge, um die Organismen systematisch korrekt einordnen zu können. So gesehen ist das vorliegende Buch natürlich alles, bloß kein Bestimmungsbuch für Insekten.

Betrachtet man die seitengroßen Bilder im Buch, wird man beeindruckt sein. Keine Frage! Hat man aber einmal derartige Bilder bei einem Ausstellungsbesuch in den Originalabmessungen (46 × 57 cm) auf dem Originalmaterial (Silbergelatine) erfahren dürfen, weiß man, welche Eindrucksfülle noch in ihnen verborgen ist. Sehen Sie zu, dass Sie beides erfahren können, das Buch und die Ausstellung (Informationen hierzu finden sich im Internet).

Klaus Hausmann, Berlin

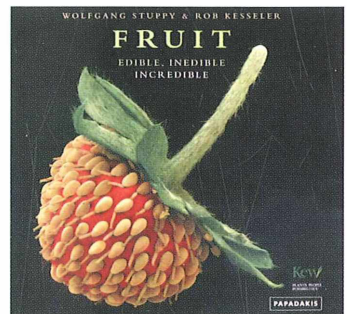
Stuppy, W., Kessler, R.: Fruit – Edible, inedible, incredible.

Papadakis Publisher, London 2008, 264 Seiten, Großformat, gebunden, £ 35,00, ISBN 13: 978-1901092-74-5.

Wer die ersten beiden Bücher dieser Serie – *Seeds* und *Pollen* – kennt, wird sich freuen, dass nun ein weiterer Band, nämlich *Fruit*, auf dem Markt verfügbar ist. Diesem Leser braucht man nichts mehr von der außerordentlichen Qualität dieses Buchs zu erläutern. Denn er weiß, dass dieses großformatige Buch gefüllt ist mit einer Vielzahl von makroskopischen Farbfotos und rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen hoher bis höchster Qualität. Die Abbildungen dominieren zweifels-

ohne das Buch. Es bringt nicht nur für botanisch interessierte Leser Genuss, die farbigen bis farbenfrohen – bisweilen für unsere nicht-englischen Augen allerdings auch in der Farbkomposition etwas gewöhnungsbedürftig heftig ausgefallen – Bilder anzuschauen und auf sich einwirken zu lassen.

Wie bei den beiden Vorgängern ist auch hier der Text relativ kurz und präzise gehalten, erklärt Sachverhalte und vermittelt hilfreiche wissenschaftliche Hintergrundinformationen. Dieses Mal gibt es keine Wortmeldung von *HRH The Prince of Wales* zum Buch. Dafür wird aber der Leser zum Ende des Werks mit dem ambitionierten *Millenium Seed Bank Project* vertraut gemacht, das sich zum Ziel gesetzt hat, bis zum Jahr 2020 die Samen von mindestens



einem Viertel der samentragenden Flora unserer Welt für die in Sussex angesiedelte und vom *Seed Conservation Department* of the *Royal Botanic Garden, Kew*, verwaltete Samenbank gesammelt und präserviert zu haben.

Wilhelm Wagner, Essen

Abgelöst und doch aktiv: Die Randzellen der Wurzelhaube

Eberhard Schnepf

Der Scheitel einer Wurzel ist von der Wurzelhaube (Calyptra) bedeckt. Die peripheren Zellen der Wurzelhaube lösen sich vom Wurzelkörper ab und werden zu Randzellen. Diese bleiben noch recht lange am Leben. Sie erleichtern der Wurzel das Eindringen in den Boden und schützen sie vor biotischem und abiotischem Stress.

Hier sollen einige leicht zu reproduzierende Beobachtungen über ihre Entwicklung vorgestellt werden und von neuen Erkenntnissen über ihre Bildung und ihre Funktion berichtet werden.

Die Herkunft der Randzellen

Die Zellen der Wurzelhaube entstehen bei den Samenpflanzen in einem innen liegenden Bildungsgewebe (Meristem), wie auch die Zellen der Wurzelepidermis, der Wurzelrinde und des Zentralzylinders. Wenn die Initialen dieser Gewebe in voneinander getrennten Stockwerken stehen, wie bei Kreuzblütlern, spricht man von einem geschlossenen Wurzelscheitel, wenn sie einen gemeinsamen Initialzell-Komplex bilden, von einem offenen Wurzelscheitel.

Bei den zweikeimblättrigen Pflanzen differenzieren sich im zentralen Teil der Wurzelhaube die Zellen zur Columella und werden zu Statocysten. Sie enthalten große Stärkekörner, mit denen die Wurzel die Richtung der Schwerkraft wahrnimmt. Die Columella ist von einem Ring aus peripheren Calyptra-Zellen umgeben. Diese und auch die älteren Columella-Zellen, die nicht mehr als Statocysten fungieren, synthetisieren und sezernieren einen Schleim, welcher der Wurzel hilft, in den Boden einzudringen. Schließlich lösen sich die außen liegenden Zellen der Calyptra vom Wurzelkörper ab. Sie werden zunächst nicht völlig frei, sondern bleiben im Wurzelhauben-Schleim eingeschlossen. Das lässt sich leicht durch eine Negativ-Färbung mit verdünnter Tusche zeigen (Abb. 1, Kressewurzel). Lange nahm man an, dass sie bald nach dem Abschlüpfen zu Grunde gehen. Das ist aber nicht so. Man bezeichnet heute diese Zellen als „root border cells“, was hier mit Rand-

zellen übersetzt werden soll. Neuere Übersichten über ihre Bildung und Funktion geben Vicié et al. (2005) und Drionouch et al. (2007).

Typische Randzellen lösen sich in wenigen Sekunden ab, wenn die Wurzelspitze mit Wasser in Kontakt kommt. Voraussetzung dafür ist, dass die Wurzel auf einer feuchten Unterlage gewachsen ist. Wenn man Keimlinge auf nassem Filterpapier anzieht, sind sie schon abgelöst. Bei einer ziemlich trockenen Unterlage ist der einhüllende Schleim so fest, dass er nur langsam verquillt. Die hier gezeigten Fotos

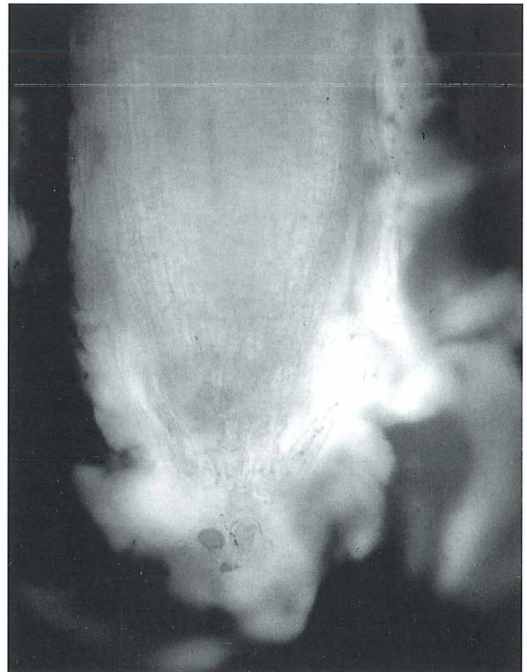


Abb. 1: Wurzelspitze eines Kresse-Keimlings, von Schleim umhüllt. Negativ-Färbung mit Tusche. Vergr. 180fach.

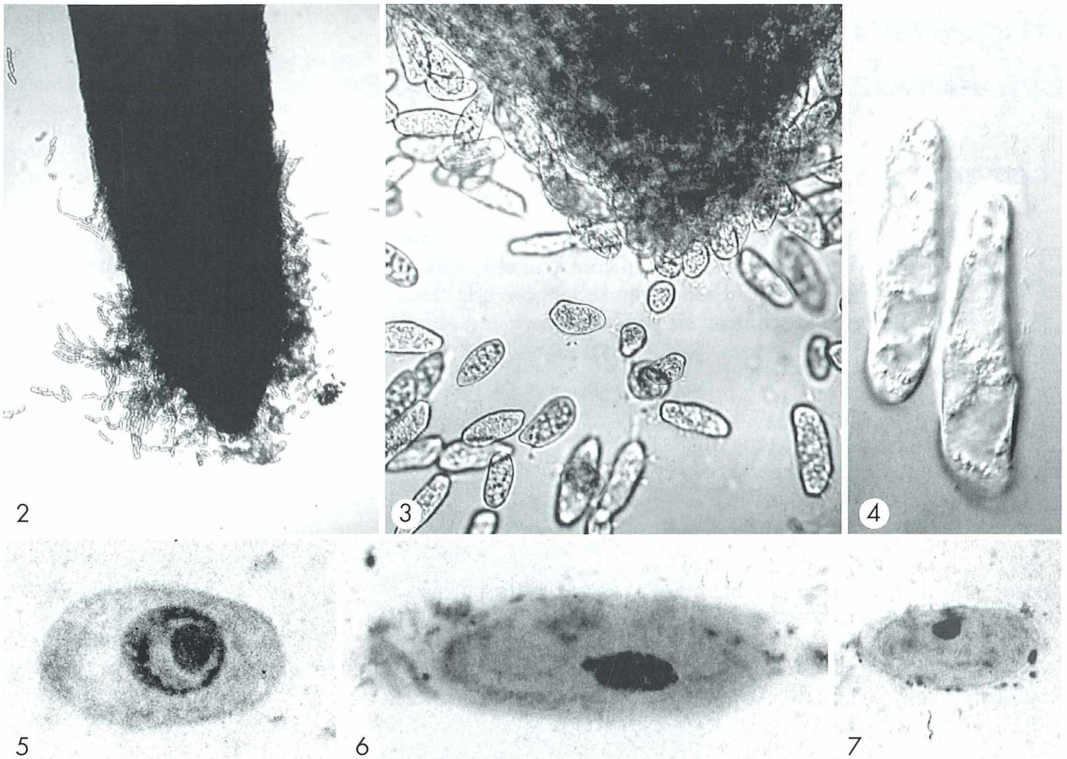


Abb. 2–7: Randzellen von Mais-Keimlingen. – Abb. 2: Randzellen umhüllen die Wurzelspitze. Vergr. 25fach. – Abb. 3: Wurzelspitze mit gerade abgelösten Randzellen. Vergr. 160fach. – Abb. 4: Ältere, stärker vakuolisierte Randzellen. – Abb. 5–7: Kernfärbung mit Karminessigsäure. – Abb. 5: Zelle aus dem Inneren der Calyptra, Kern mit großem Nukleolus. Vergr. 860fach. – Abb. 6: Randzelle, Kern ohne Nukleolus. Vergr. 550fach. – Abb. 7: Ältere Randzelle, Kern klein, Chromatin kondensiert. Vergr. 550fach.

stammen alle von Wurzeln, die auf feuchtem Filterpapier gewachsen sind.

Die Randzellen von Maiswurzeln

Die Wurzelspitze eines Maiskeimlings zeigt Abbildung 2. Die abgelösten Randzellen sind voneinander getrennt und bilden allenfalls kleine Gruppen. Anfangs haben sie ein dichtes Cytoplasma und nur wenige, kleine Vakuolen (Abb. 3). Auch längere Zeit nach dem Ablösen, wenn sie subapikal an der Wurzelflanke liegen, sehen sie noch recht vital aus (Abb. 4). Sie sind dann größer geworden und sind stärker vakuolisiert. Auch der Zellkern verändert sich bei dieser Entwicklung. Kerne von ganz jungen Zellen aus dem Inneren der Calyptra haben einen auffälligen, großen Nukleolus (Kernkörperchen;

Abb. 5). In den abgelösten Randzellen sind die Kerne kleiner und der Nukleolus ist verschwunden (Abb. 6). Daraus kann man schließen, dass in ihnen die Proteinsynthese reduziert ist. In alten Randzellen wird der Zellkern oft spindelförmig, und das Chromatin kondensiert (Abb. 7). Auf die programmierte Abtrennung folgt der programmierte Zelltod. Der lässt aber beim Mais und bei den meisten anderen Pflanzen lange auf sich warten. Wirklich tote Randzellen habe ich bei meinen Keimlingen mit bis zu 8 cm langen Wurzeln nicht gefunden. Bei Maispflanzen, die in Hydroponik-Kultur wachsen, können abgelöste Randzellen monatelang am Leben bleiben und im Erdboden über eine Woche lang. Unter geeigneten experimentellen Bedingungen können sich freie Randzellen beim Mais sogar teilen und ein Callus-Gewebe bilden (Hawes et al., 2000).

Die Randzellen von Erbsenwurzeln

Erbsenwurzeln haben 2.000–3.300 Randzellen (Hawes und Pueppke, 1986). Ähnlich wie beim Mais bilden sie lockere Gruppen (Abb. 8), in denen sie meist völlig voneinander getrennt sind (Abb. 9). Es gibt aber auch Platten von länglichen Zellen, die seitlich miteinander in Kontakt stehen (Abb. 10). Ältere Zellen sind gelegentlich in solchen Gruppen stark gestreckt, dünn geworden und gekrümmt (Abb. 11). Auch vereinzelte subapikale Randzellen können stark gestreckt und gekrümmt sein.

Nach dem Ablösen verlängern sich also die Randzellen. Ganz vorn sind sie 40–60 µm lang, weiter hinten 60–80 µm. Bei diesem Wachstum werden die Vakuolen vergrößert, und die Zellkrümmung setzt ein. In der Zone, in der die Wurzelhaare entstehen, ist der Belag mit Randzellen dünn. Sie messen hier 100–200 µm, sind schlank und liegen der Wurzel eng an. Die Vakuolisierung hat weiter zugenommen. Messungen von Länge und Dicke bei den Randzellen von Seitenwurzeln ergaben: Vorn 60–100 × 22 µm, hinten 120–400 × 12 µm. Sie werden also länger und – kompensatorisch – dünner. Das

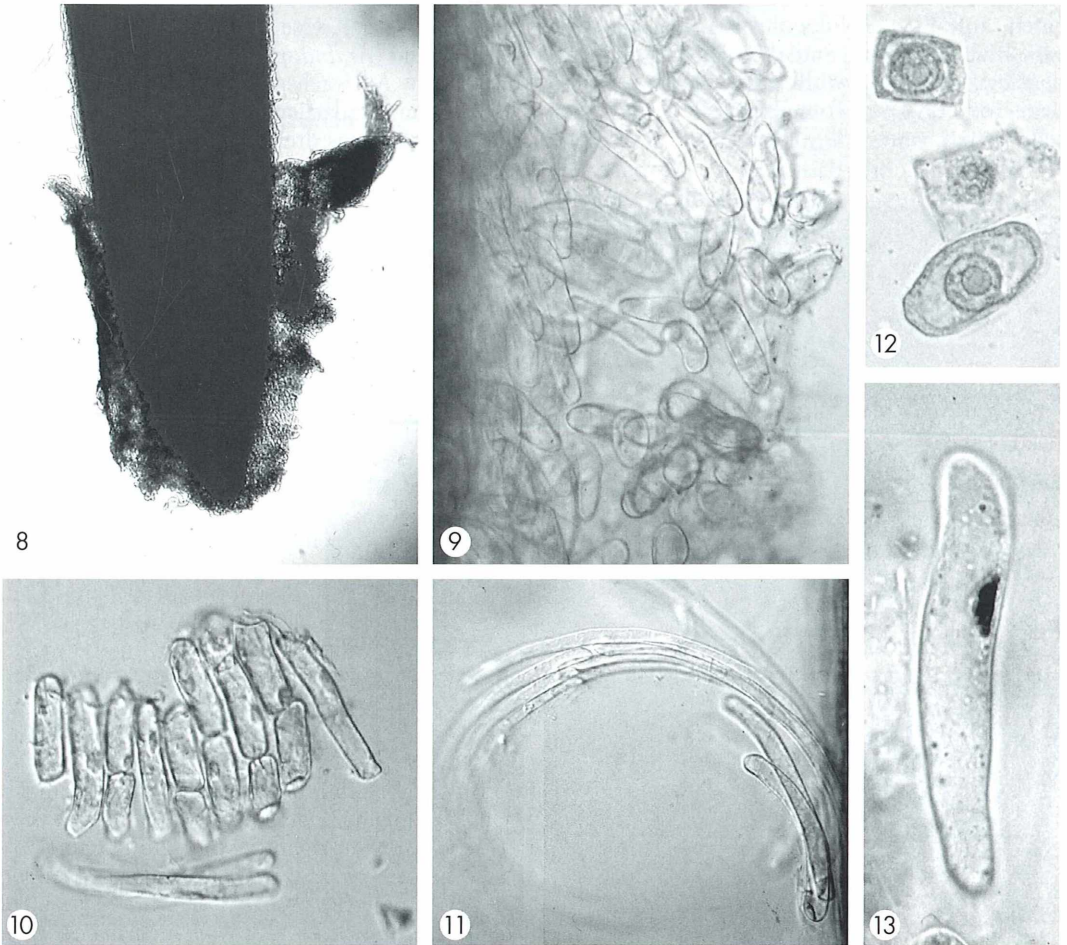


Abb. 8–13: Randzellen von Erbsen-Keimlingen. – Abb. 8: Die Wurzelspitze ist von sehr vielen Randzellen umgeben. Vergr. 25fach. – Abb. 9: Randzellen an der Flanke einer Wurzelspitze. Vergr. 210fach. – Abb. 10: Gruppe von älteren, stärker vakuolisierten Randzellen. Vergr. 200fach. – Abb. 11: Alte Randzellen, sehr lang und sehr dünn. Vergr. 160fach. – Abb. 12 und 13: Kernfärbung mit Karminessigsäure. – Abb. 12: Zelle aus dem Inneren der Calyptra (oben) und sehr junge Randzelle (unten); Kerne mit großen Nukleolen. Vergr. 500fach. – Abb. 13: Alte Randzelle; Kern ohne Nukleolus, Chromatin kondensiert. Vergr. 640fach.

Zellvolumen ändert sich dabei kaum. Dass die Vakuolen größer werden, ist nicht verwunderlich. Die Randzellen stehen ja nicht mehr in Kontakt mit dem Pflanzenkörper, der sie mit Nährstoffen versorgen könnte. Gelegentlich habe ich sogar riesige Randzellen gefunden, die über 600 µm lang waren. Diese Zellen hatten größere Kerne als die normalen Randzellen, vermutlich die Folge einer Endoreduplikation (Schnepf, 2007).

Bei der normalen Entwicklung verändern sich die Kerne der Erbsen-Randzellen ähnlich wie beim Mais. Anfangs, im Wurzelkörper oder gerade abgelöst, sind sie groß und haben einen auffälligen Nukleolus (Abb. 12). Der verschwindet dann, und das Chromatin kondensiert (Abb. 13), wohl ein prämortaler (vor dem Tod) Prozess. Tote Randzellen sind aber sehr selten (nur 3%, Hawes und Pueppke, 1986).

Die Randzellen von Kressewurzeln

Bei Kresse und anderen Kreuzblütlern entwickeln sich die Randzellen abweichend von Mais, Erbse und den meisten sonstigen Pflanzen. Sie vereinzeln sich meist nicht, sondern lösen sich schichtweise ab (Abb. 14). Das lässt sich besonders schön zeigen, wenn man die Wurzelspitze mit dem Fluoreszenz-Farbstoff Calcofluor färbt (Abb. 15). In einer Schicht bleiben die Zellen seitlich mehr oder weniger fest miteinander verbunden (Abb. 16). Diese Zellen werden daher nicht „border cells“ sondern „border-like cells“ genannt. Das ist nur umständlich zu übersetzen. Bei der mit der Kresse nahe verwandten Ackerschmalwand (*Arabidopsis thaliana*) ist fünf Tage nach dem Auswachsen der Keimwurzel eine Schicht von Randzellen abgelöst, nach 14 Tagen sind es wenigstens drei Schichten, die ganz vorn noch zusammenhängen (Vicré et al., 2005).

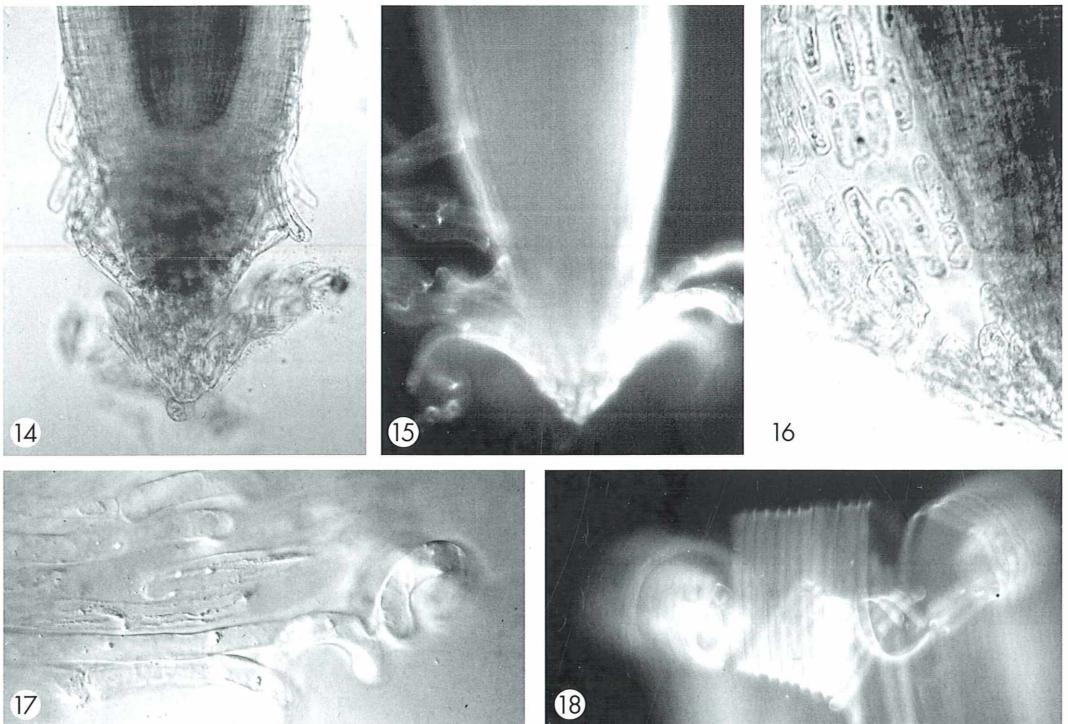


Abb. 14–18: „Border-like cells“ von Kresse-Keimlingen. – Abb. 14: Wurzelspitze. Eine Schicht von „border-like cells“ hat sich bereits abgelöst, die nächste beginnt sich abzulösen. Vergr. 140fach. – Abb. 15: Wurzelspitze mit „border-like cells“, Fluoreszenz-Färbung mit Calcofluor. Vergr. 140fach. – Abb. 16: Abgelöste „border-like cells“, seitlich miteinander in Kontakt. Vergr. 170fach. – Abb. 17: Ältere, lang gewordene „border-like cells“, teils noch in seitlichem Kontakt. Einige Zellen krümmen sich ein. Vergr. 250fach. – Abb. 18: Lockig eingekrümmte Schicht älterer „border-like cells“. Fluoreszenz-Färbung mit Calcofluor. Vergr. 130fach.

Auch hier verlängern sich nach dem Ablösen, an der Flanke der Wurzelspitze, die Zellen stark, wobei sich die Zentralvakuole vergrößert, und manche von ihnen krümmen sich lockig (Abb. 17). Das ist wiederum nach einer Färbung mit Calcofluor besonders schön sichtbar (Abb. 18). Solche lange Zellen, schließlich doch mehr oder weniger vereinzelt, aber immer noch lebend, liegen der Wurzel bis in die Region der Wurzelhaar-Bildung an.

Wie bei den „border cells“ verlieren die Kerne der „border-like cells“ die Nukleolen. Sie werden kleiner, ihr Chromatin dichter. Oft sind sie schließlich spindelförmig. Die Zellen leben aber so anscheinend noch recht lange weiter.

Die Produktion von Randzellen

Hawes und Pueppke (1986) isolierten die Randzellen, indem sie Wurzelspitzen vorsichtig in Wasser schüttelten. Dadurch ließ sich ihre Zahl bestimmen. Bei Pflanzen mit einem offenen Wurzelscheitel ist sie hoch, bei Schmetterlingsblütlern 2.000–3.700, bei Baumwolle 3.000. Bei Pflanzen mit einem geschlossenen Wurzelscheitel ist sie viel niedriger, so bei Nachtschattengewächsen bei 5–90, und ähnlich wenige haben Kreuzblütler mit den „border-like cells“.

Bei Sämlingen hängt die Menge der Randzellen natürlich auch vom Alter der Wurzel ab. Bei Erbsen erreicht ihre Zahl ein Maximum bei 30 mm langen Wurzeln. Dann werden keine Randzellen mehr gebildet, auch wenn die Wurzel weiter wächst. Wenn dann aber die Randzellen abgespült worden sind, beginnen die Mitosen im Calyptra-Meristem wieder, nach einer Stunde werden die ersten neuen Randzellen freigesetzt, und schon nach 24 Stunden ist der alte Zustand wieder erreicht (Hawes et al., 2000).

Keimwurzeln, die in Luft wachsen, bilden keine neuen Randzellen (Ponce et al., 2005). Wenn Maiswurzeln in lockerem Sand wuchsen, bestanden die Wurzelhauben aus 6.900 Zellen, und es lösten sich 3.540 Randzellen pro Tag ab. In festem Sand waren die Wurzelhauben kleiner (5.930 Zellen), aber es gab mehr Randzellen (Iijima et al., 2003). In einer anderen Versuchsreihe fanden Iijima et al. (2000), dass eine Keimwurzel von Mais etwa 30 µg Kohlenstoff frei setzt, meist allerdings als Schleim.

Die Ablösung der Randzellen

Bei der Ablösung der Randzellen werden Pektin abbauende Enzyme (Polygalacturonasen) in der Wurzelspitze gebildet (Driouich et al., 2007). Außerdem wird die Aktivität einer Pektin-Methylesterase erhöht. Wenn bei Erbsen die Synthese dieses Enzyms blockiert wird, werden die Randzellen nicht mehr frei. Lokale pH-Abenkungen scheinen dafür verantwortlich zu sein, dass die abbauenden Enzyme nur in den Zellwänden der sich abtrennenden Randzellen wirken. Dabei laufen hier Prozesse ähnlich wie bei der Fruchtreifung ab, wo sich ja auch oft die Zellkontakte lockern.

Bei den „border-like cells“ der Kreuzblütler, die sich ja anfangs nicht völlig voneinander trennen, gibt es anscheinend eine besondere molekular/strukturelle Organisation der Zellwände, die dazu führt, dass sich die Randzellen in Schichten ablösen. Darauf deuten Untersuchungen bei *Arabidopsis* (Driouich et al., 2007).

Die Funktion der Randzellen

Die Zellen der Calyptra differenzieren sich mehrfach um, ein bemerkenswertes Phänomen. Anfangs sind sie meristematisch, teilungsaktiv. Sie werden im zentralen Teil der Calyptra zu Statocysten, dann zu Zellen, in denen viele Dictyosomen große Golgi-Vesikel bilden, durch die der Wurzelhauben-Schleim ausgeschieden wird. Dann lösen sie sich ab und werden zu Randzellen. Diese Randzellen prägen die physikalischen und chemischen Eigenschaften der Umgebung der wachsenden Wurzel. Lange dachte man, dass die Hauptfunktion der Randzellen darin besteht, der Wurzel mechanisch das Eindringen in den Boden zu erleichtern, ihren Weg sozusagen zu schmieren. Heute weiß man, dass sie darüber hinaus das Verhalten der Mikroorganismen im Boden stark beeinflussen (Hawes et al., 2000). Auch in den Randzellen ist der Golgi-Apparat aktiv (Vicré et al., 2005). Die sekretorischen Golgi-Vesikel sind aber hier nur klein. Immuncytochemische Untersuchungen haben gezeigt, dass sie Pektine und Arabinogalactan-Proteine (mit Zuckern verbundene Proteine, Glycoproteine) ausscheiden.

Die Sekrete der Randzellen locken chemotaktisch manche (symbiontische) Bakterien an, andere (pathogene) werden abgestoßen (Vicré et al., 2005). Sie locken die Zoosporen von pa-

thogenen Pilzen an, die sie infizieren, wodurch die Randzellen getötet werden. Der Pilz stirbt dann aber auch und kann die eigentliche Wurzel nicht infizieren. Sie locken ebenfalls Nematoden an, die dann aber immobilisiert werden (Hawes et al., 2000). Sekrete der Randzellen binden für die Wurzel toxisches Aluminium, wie Experimente mit isolierten Randzellen gezeigt haben (Miasaka und Hawes, 2001). Die Randzellen schützen die Wurzelspitze vielfältig und sehr effektiv.

Literaturhinweise

- Drriouch, A., Durand, C., Vicré-Gibouin, M.: Formation and separation of root border cells. *Trends Plant Sci.* 12, 14–19 (2007).
- Hawes, M. C., Gunawardena, U., Miyasaka, S., Zhao, X.: The role of root border cells in plant defence. *Trends Plant Sci.* 5, 128–135 (2000).
- Hawes, M. C., Pueppke, S. G.: Sloughed peripheral root cap cells: yields from different species and callus formation from single cells. *Amer. J. Bot.* 73, 1455–1473 (1986).

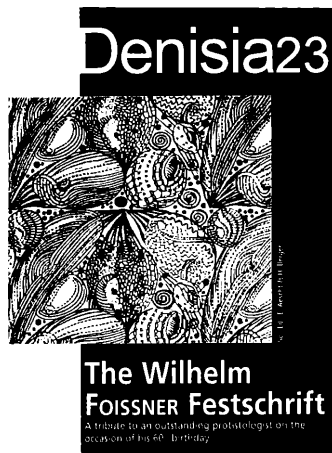
- Iijima, M., Barlow, P. W., Bengough, A. G.: Root cap structure and cell production rates of maize (*Zea mays*) roots in compacted sand. *New Phytol.* 160, 127–134 (2003).
- Iijima, M., Griffiths, B., Bengough, A. G.: Sloughing of cap cells and carbon exudation from maize seedling roots in compacted sand. *New Phytol.* 145, 477–482 (2000).
- Miasaka, S. C., Hawes, M. C.: Possible role of root border cells in detection and avoidance of aluminium toxicity. *Plant Physiol.* 125, 1978–1987 (2001).
- Ponce, G., Barlow, P. W., Feldman, L. J., Cassab, G. J.: Auxin and ethylene interactions control mitotic activity of the quiescent centre, root cap size, and pattern of cap cell differentiation in maize. *Plant Cell Environ.* 28, 719–732 (2005).
- Schnepf, E.: Endoreduplikation beeinflusst die Größe und das Differenzierungspotential von Pflanzenzellen. *Mikrokosmos* 96, 367–377 (2007).
- Vicré, M., Santaella, C., Blanchet, S., Gateau, A., Drriouch, A.: Root border-like cells of *Arabidopsis*, microscopical characterization and role in the interaction with rhizobacteria. *Plant Physiol.* 138, 998–1008 (2005).

Verfasser: Prof. Dr. Eberhard Schnepf, Dürerweg 11, 69168 Wiesloch

Buchbesprechung

Aescht, E., Berger, H. (Sci. Ed.): **The Wilhelm Foissner Festschrift – A tribute to an outstanding protistologist on the occasion of his 60th birthday.** Biologiezentrum / Oberösterreichische Landesmuseen, Linz, Denisia 23, 2008, 462 Seiten, gebunden, € 60,00, ISSN 1608-8700.

In Wissenschaftlerkreisen ist es Brauch, aufgrund herausragender Leistungen einer Kollegin oder einem Kollegen zu einem runden Geburtstag eine Festschrift zu widmen. Hierzu finden sich als Herausgeber Personen, die dem Jubilär in der Regel sehr nahe stehen. In diesem Fall haben Erna Aescht und Helmut Berger, die ersten Doktoranden von Wilhelm Foissner, die Aufgabe übernommen, durch entsprechende Direktkontakte Kolleginnen und Kollegen zu gewinnen, an der Realisation der nun vorliegenden Festschrift zum 60. Geburtstag von Wilhelm Foissner durch ein entsprechendes Manuskript mitzuwirken. Insgesamt 42 Autoren aus acht Ländern haben 29 Artikel verfasst, die den Kapi-



teln *Taxonomy and Nomenclature*, *Ecology* und *Phylogeny* zugeordnet sind. Vorweg werden über gut 60 Seiten private Facetten von Wilhelm Foissner beleuchtet. Beeindruckend ist die Bibliographie, also das bisherige publizistische Gesamtwerk des Jubilars. Insgesamt 623 Titel werden aufgelistet: 1 Doktorarbeit (585 Seiten stark), 13 Monographien, 39 Buchkapitel, 348 Zeitschriftenartikel – der allererste 1967 im MIKRO-

KOSMOS erschienen – sowie 205 Kongress-Abstracts. Man hat sich die Mühe gemacht zu eruieren, wie viele Druckseiten aus der Feder von Prof. Foissner stammen: Mehr als 14.000 – eine wahrhaftig respektable Leistung!

Aber nicht die Menge zählt, sondern der Inhalt. Die 348 Zeitschriftenartikel sind in 85 verschiedenen Journalen erschienen, was das weite Wissenschaftsspektrum widerspiegelt, das Wilhelm Foissner abdeckt, nämlich Biogeographie, Ökologie, Faunistik, Limnologie, Molekularbiologie, Nomenklatur, Saprobiologie, Bodenbiologie, Systematik, Ultrastruktur.

Womit sich die einzelnen Kapitel der Festschrift im Detail beschäftigen, kann man nachlesen, wenn man sich sein eigenes Exemplar über eine der beiden folgenden Adressen beschafft hat: <http://www.biologiezentrum.at> oder bio.buch@landesmuseum.at. Bei diesen Adressen erübrigt es sich, Bemerkungen über die fertigungs- und drucktechnische Qualität des Werkes zu machen. Es ist alles vom Feinsten.

Klaus Hausmann, Berlin

Verbesserte Darstellung hoher Kontrastumfänge in der Mikrofotografie (HDR- und DRI-Techniken)

Jörg Piper

In der Mikrofotografie können ebenso wie in der allgemeinen Fotografie technische Grenzen entstehen, hohe Kontrastumfänge mit befriedigender Qualität darzustellen. Dies gilt insbesondere, wenn Objekte fotografiert werden sollen, welche ausgeprägte Hell-Dunkel-Kontraste zeigen, das heißt einen hohen Dynamikbereich aufweisen. In diesen Situationen wird die korrekte Belichtung eines bestimmten Objektdetails meist mit einer über- oder unterbelichteten Darstellung anderer Objektpartien erkauft, da der maximal darstellbare Dynamikbereich in der Analog- und Digitalfotografie deutlich niedriger als beim menschlichen Auge liegt.

So entstehen in der Alltagsfotografie beispielsweise regelmäßig Probleme, wenn der Innenraum einer Kirche fotografiert werden soll und die Glasmosaiken der Kirchenfenster bei Tageslicht um ein Vielfaches heller erscheinen als die nicht durchstrahlten übrigen Bereiche des Kirchenraumes. Vergleichbare Schwierigkeiten ergeben sich in der Mikrofotografie, wenn in Abhängigkeit von Objekt-

beschaffenheit und Beleuchtungsart entsprechend hohe Kontrastgegensätze bestehen, so zum Beispiel in der Dunkelfeld-, Polarisations- und Fluoreszenz-Mikroskopie.

Abbildung 1a–d zeigt zur Veranschaulichung eines extrem hohen Dynamikbereichs einen Schmetterlingsflügel im polarisierten Licht, welcher auch bei unterschiedlicher Belichtung auf herkömmliche Weise nicht zufrieden stel-

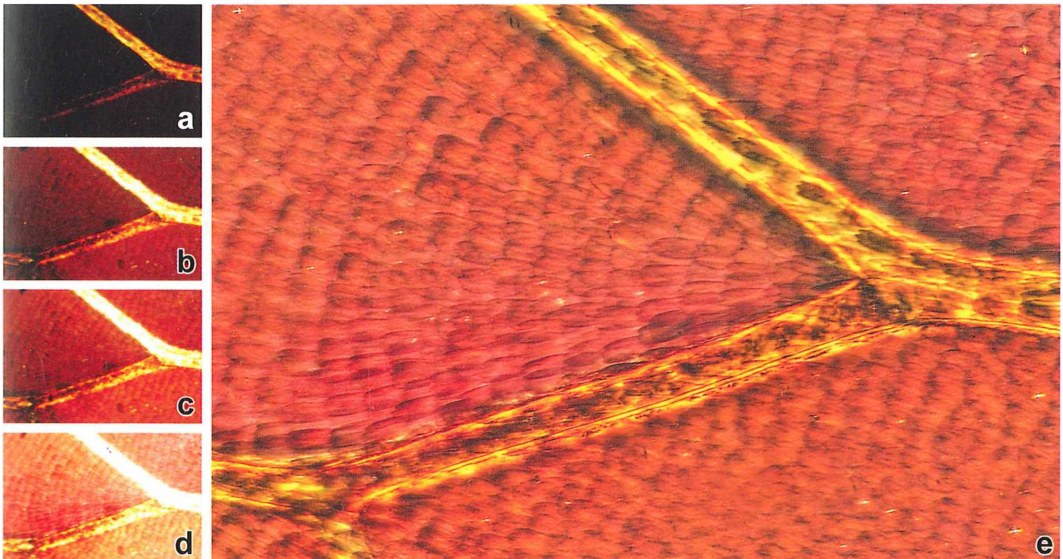


Abb. 1: Schmetterlingsflügel, polarisiertes Licht, Lambda-Kompensator, Belichtungsumfang: 9 EV, horizontale Feldweite (HFW): 2 mm. Belichtungsreihe, 2 s bis 1/250 s (a–d). – e Schmetterlingsflügel von a–d, HDR-Rekonstruktion, Photomatix Pro, Details Enhancer. Weitgehende Hell-Dunkel-Angleichung, sichtbar verbesserte Detailzeichnung.

lend fotografiert werden kann. Entweder sind nur die hell leuchtenden Chitinleisten im Foto erkennbar oder der deutlich dunklere Schuppenbesatz bei extrem überstrahlten Flügeladern. Erst durch Erstellung einer HDR-basierenden Bildrekonstruktion kann eine aussagefähige und technisch gute Darstellung erreicht werden. Diese lässt alle relevanten Details in den hellen und dunklen Bereichen erkennen und ist frei von sichtbaren über- oder unterbelichteten Zonen (Abb. 1e).

Dynamikbereich und Kontrastumfang

Definiert wird der Dynamikbereich eines Bildes als Verhältnis zwischen seiner hellsten und dunkelsten Partie. Die regionale Helligkeit (Luminanz) wird in Lux beziehungsweise Candela pro Quadratmeter (cd/m^2) angegeben ($1 \text{ Lux} = 1 \text{ cd}/\text{m}^2$). Tabelle 1 gibt einen Überblick über die Luminanz verschiedener natürlicher Beleuchtungssituationen (HDR Soft, 2008). Es ist ableitbar, dass viele reale Tageslichtszenen einen natürlichen Kontrastumfang von etwa 100.000:1 aufweisen. Dies entspricht definitionsgemäß einem hohen Dynamikbereich (HDR = high dynamic range).

Der Kontrastumfang eines herkömmlichen Monitors oder Laptop-Displays liegt hingegen je nach technischer Auslegung nur in einem Bereich von 1:100 bis 1:500. Bei Abzügen oder Papiausdrucken von Fotos jeglicher Art fällt der darstellbare Dynamikbereich noch niedriger aus (1:32 bis 1:64; Caspari, 2008). Handelsübliche digitale Kamerachips können Kontrastumfänge von maximal etwa 1000:1 speichern, analoge Filme deutlich mehr (bis etwa 10.000:1). Bilder mit einem Kontrastumfang bis zu 10.000:1 werden definitionsgemäß dem Niedrig-Dynamikbereich zugeordnet (LDR = low dynamik range; Spilker, 2008; Wikipedia, 2008).

Tabelle 1: Luminanz einiger natürlicher Objekte.

| Objekt | Luminanz [cd/m^2] |
|-----------------------------|-------------------------------------|
| Sternlicht | 0,00001 |
| Mondlicht | 0,001 |
| Innenraum | 1 |
| Außenbereich im Schatten | 100 |
| Außenbereich im Sonnenlicht | 100.000 |
| Sonnenlicht | 10.000.000 |

In der fotografischen Praxis kann der Dynamikumfang beziehungsweise die Hell-Dunkel-Bandbreite eines Objektes auch in Belichtungsstufen (EV-Werten) angegeben werden, indem die hellsten und dunkelsten Partien ausgemessen werden. Wenn zum Beispiel die hellste Stelle eines Objektes mit $1/250 \text{ s}$ korrekt belichtet wird und die dunkelste mit $1/30 \text{ s}$, beträgt die Hell-Dunkel-Bandbreite beziehungsweise der Belichtungsumfang drei Belichtungsstufen. Es ist von praktischer Relevanz, dass auch hochwertige Drucke und Fotoabzüge im Regelfall nur eine Bandbreite von etwa zwei Belichtungsstufen ohne Verluste an Detailzeichnung verkraften können. Liegt die Bandbreite höher, entstehen in der Regel Überstrahlungen oder Abschattungen mit verringerter visueller Information.

Bei hohen Hell-Dunkel-Kontrasten wird in der konventionellen Fotografie in der Regel ein mittlerer Belichtungswert gebildet, welcher zwischen den optimalen Belichtungswerten der hellsten und dunkelsten Bildpartie liegt. Hieraus resultieren zwangsläufig suboptimale Darstellungen bestimmter Objektdetails.

Diese methodischen Grenzen können mit Hilfe spezieller Software überwunden werden, wenn die Möglichkeit besteht, von einem Objekt mehrere identische Ansichten mit unterschiedlicher Belichtung zu erstellen. Die in Betracht kommenden Bearbeitungstechniken sollen im Weiteren beschrieben und bisherige Erfahrungen mit einschlägiger Software vorgestellt werden.

Prinzipien der Kontrastumfangverbesserung

Wenn der Kontrastumfang eines Fotos gesteigert werden soll, können zwei grundsätzlich verschiedene Verfahren eingesetzt werden, HDR und DRI. Beide basieren übereinstimmend auf einer Belichtungsmessreihe, welche so anzufertigen ist, dass in Schritten von einer oder zwei Belichtungsstufen so viele Aufnahmen von dem Objekt erstellt werden, dass alle bildrelevanten Partien von den dunkelsten bis zu den hellsten Zonen auf bestimmten Einzelbildern korrekt belichtet sind. Die so erstellte Belichtungsreihe kann anschließend Softwaregestützt auf zweierlei Weise weiterverarbeitet werden.

High Dynamic Range Rendering (HDR)

Bei dieser Technik wird aus einer Belichtungs-Bildserie ein so genanntes High Dynamic Range Image (HDRI) rechnergestützt erstellt, indem der Kontrastumfang auf über 10.000:1 oder mehr angehoben wird. Zu diesem Zweck werden die drei Farbkanaäle (Rot, Grün, Blau) und der Alpha-Kanal (Transparenz) von üblicherweise 8 Bit auf 32 Bit pro Pixel bei Fließkomma-Codierung hochgerechnet. Hierdurch kann erreicht werden, dass anstelle der bei 8 Bit üblichen 256 Abstufungen pro Kanal bis zu 4,3 Milliarden Abstufungen oder mehr realisiert werden können. Die so entstehenden HDR-Bilder können auf üblichen Bildschirmen nicht adäquat dargestellt und auch auf herkömmlichen Druckern nicht in befriedigender Qualität ausgedruckt werden, da diese Bilder extrem überstrahlt wirken.

In einem zweiten Bearbeitungsschritt müssen daher die übersteigerten Farb- und Helligkeitsauflösungen wieder auf einen Kontrastumfang reduziert werden, der mit üblichen Medien (Monitor, Drucker) in vollem Umfang erfasst werden kann. Dieser Prozess wird als Tone-Mapping (Tonwert-Anpassung) bezeichnet. Im Endergebnis zeigen die so transformierten Bilder von den hellsten bis zu den dunkelsten Zonen eine optimierte Detailzeichnung mit einem Minimum an Überstrahlungen oder Abschattungen, so dass die Gesamtformation des rekonstruierten Bildes deutlich höher liegt als bei

jeder Einzelaufnahme der zugrunde liegenden Belichtungsreihe.

Dynamic Range Increase (DRI)/ Exposure Blending (Belichtungskombination)

Bei diesem Verfahren bleiben die Farbräume und Farbtiefen der ursprünglichen Aufnahmen erhalten. Software-gestützt werden aus allen Einzelbildern der Belichtungsreihe diejenigen Partien extrahiert, welche eine ausgewogene Belichtung aufweisen. Diese selektierten Teilaufnahmen werden anschließend zu einem Gesamtbild zusammengesetzt, welches frei von sichtbaren über- und unterbelichteten Arealen ist. Folgerichtig können die so rekonstruierten DRI-Bilder direkt auf einem Monitor betrachtet, ausgedruckt oder sonstig weiter verarbeitet werden; der zusätzliche Schritt des Tone-Mappings entfällt.

Geeignete Software

Es wurde verschiedene Software erfolgreich getestet, welche teils als Freeware, teils als Shareware verfügbar ist. Berücksichtigt wurde nur Software, welche die Möglichkeit bietet, das fertige Rekonstruktionsergebnis in gängige Datei-Formate (JPG/JPEG, TIF/TIFF oder Bitmap/BMP) zu konvertieren. Tabelle 2 gibt einen Überblick über einige Kenndaten der getesteten Software.

Tabelle 2: Kenndaten der getesteten Programme.

| | Datei- größe | Ein- richtung | Preis | Me- thoden | Farb- tiefe | Datei- format | Betriebs- system | Manuelle Bearbei- tung |
|-----------------------|-----------------|------------------|----------|---------------|-----------------------|------------------|------------------------|------------------------------|
| DRI-Tool | 1,00 MB | Direktstart | gratis | DRI | wie Einzel- bilder | TIF | ab Win. 95 | nein |
| Image Stacker | 0,97 MB | Direktstart | gratis | DRI | wie Einzel- bilder | TIF | ab Win. 95 | nein |
| Easy-HDR basic | 1,36 MB | Installation | gratis | HDRI | 24 bit | TIF, JPG, BMP | ab Win. 95 | ja |
| Easy-HDR Pro | 1,75 MB | Installation | ca. 30 € | HDRI | 24 bit | TIF, JPG, BMP | ab Win. 95 | ja |
| Picturenaut | 4,37 MB | Direktstart | gratis | HDRI | 8, 16, 32 bit | TIF | ab Win. 2000 | ja |
| Photomatix Pro | 13,9 MB | Installation | ca. 90 € | DRI HDRI | 8, 16 bit | TIF, JPG, BMP | ab Win. XP, Mac OSx | ja |

DRI-Tool und Image Stacker (Gross und Hartl, 2008; Hartl, 2008)

Beide Programme wurden von Hartl als einfach zu bedienende und automatisch ablaufende Freeware entwickelt. Die Programme unterscheiden sich in ihrem optischen Design, geringfügig auch in ihrer Größe, arbeiten allerdings, soweit feststellbar, identisch und führen zu vergleichbaren Ergebnissen. Nach dem Starten des jeweiligen Programms öffnet sich ein Explorer-Fenster, in welchem die zu verarbeitenden Bilder der Belichtungsreihe auszuwählen sind. Mit dem Befehl „Öffnen“ wird daraufhin ein automatisiert ablaufender Verarbeitungsprozess gestartet, welcher innerhalb weniger Sekunden ein ausgewogen gewichtetes DRI-Bild entwickelt. Dieses wird direkt im Vollbildmodus angezeigt und kann als unkomprimiertes TIFF-Bild abgespeichert werden.

Da der Anwender nicht in den Prozess der Bildbearbeitung eingreifen kann, verbleibt nur die Möglichkeit, durch geschickte Vorauswahl der zu bearbeitenden Einzelaufnahmen das resultierende Endergebnis zu beeinflussen. Unter dieser Prämisse kann die Software allerdings bei minimalem Bearbeitungs- und Zeitaufwand zu brauchbaren Ergebnissen führen.

Easy-HDR (Okonek, 2008)

Von dieser Software existieren zwei Varianten, eine Freeware (Easy-HDR Basic) und eine kostenpflichtige Version (Easy-HDR Pro). Basierend auf der HDR-Methode, werden dem Anwender verschiedene manuelle Eingriffsmöglichkeiten geboten. Die Bilder der jeweiligen Belichtungsmessreihe, werden in einem ersten Schritt geladen und anschließend in ein HDR-Bild transformiert. Über eine Preview-Funktion können Gradationskurve, Histogramm, Gamma und Sättigung während des Tone-Mappings stufenlos variiert werden. Auf diese Weise können die Kontrast- und Helligkeitsumfänge weitergehend an die Eigenschaften des Objektes angepasst werden. Bei Bedarf sind zusätzliche Filterungen, Nachschärfungen und Feinjastierungen der Farbgebung möglich. Das bearbeitete Bild kann wahlweise als TIFF-, JPEG- oder BMP-Datei abgespeichert werden.

Die kostenpflichtige Version beinhaltet als wesentliche Zusatzfunktion den Maskenmodus, welcher die Ausgewogenheit des Rekonstruktionsergebnisses durchgreifend verbessern kann.

Bestehende Helligkeitsgegensätze werden im Maskenmodus noch weit reichender ausgeglichen, zusätzlich können Feinabstimmungen der Farbvarianz und einiger anderer Parameter vorgenommen werden.

Picturenaut (Mehl, 2008)

Auch diese Freeware arbeitet auf der Grundlage des HDR. Die Einzelbilder der Belichtungsreihe werden wiederum aus einer Explorersicht geladen und zu einem HDR-Bild gerendert, dessen qualitätsbestimmende Parameter manuell bearbeitet werden können. So kann festgelegt werden, ob das Bild in Graustufen oder im RGB-Farbraum mit einer Farbtiefe von 8, 16 oder 32 Bit pro Kanal abgespeichert werden soll. Für das Tone-Mapping stehen zwei unterschiedliche Module zur Verfügung, das „adaptive logarithmische Verfahren“ und eine Methode, welche sich an der „Photorezeptor-Physiologie“ orientiert. Beim logarithmischen Tone-Mapping können verschiedene Helligkeitsparameter, Kontrast und Histogramm angepasst werden. Das alternative Tone-Mapping nach der Photorezeptor-Physiologie ermöglicht eine Korrektur von Helligkeit, Dynamik, Farbsättigung, Kontrast und Histogramm. Der Charakter des resultierenden Bildes kann mit beiden Modulen in weitem Umfang an die Objektgegebenheiten und die Präferenzen des Anwenders angepasst werden. Abgespeichert werden die fertigen Rekonstruktionen im TIFF-Format.

Photomatix Pro (HDR Soft, 2008)

Diese Shareware bietet wahlweise die Möglichkeit, eine Belichtungsreihe im HDR- oder DRI-Modus zu verarbeiten. Im HDR-Verfahren stehen für das Tone-Mapping zwei Varianten zur Verfügung: Die Farbtonwerte werden entweder global gewichtend einander angepasst (Tonwert-Kompressor), oder sämtliche Bilddetails werden punktuell unter Berücksichtigung ihrer individuellen Helligkeitsverteilung verstärkt (Details Enhancer/Detail-Verstärker). Bei beiden Bearbeitungsvarianten können verschiedene qualitätsbestimmende Parameter vom Anwender verändert werden:

- Beim Details Enhancer: Kontrastverstärkung, Farbsättigung, Kontrastglättung, Helligkeit, Tonwerte mit Weißpunkt, Schwarzpunkt und Gamma, Farbtemperatur, Sättigung der

Lichter und Schatten, Kontrastglättung und Schattenbeschneidung.

- Beim Tonwert-Kompressor: Helligkeit, Tonwert-Kompression, Kontrastanpassung, Weißpunkt, Schwarzpunkt, Farbtemperatur und Farbsättigung.

Für Bildrekonstruktionen in DRI-Technik bietet die Software verschiedene Bearbeitungs-Makros. Automatisiert können die Bilder einer Belichtungsreihe auf der Basis mittlerer Helligkeitswerte oder einer optimierten Angleichung von Lichtern und Schatten überlagert werden. Zusätzlich existieren zwei manuell beeinflussbare Bearbeitungs-Makros. Bei diesen können Bildschärfe und Gewichtung zwischen über- und unterbelichteten Bereichen verändert werden. Alternativ existiert ein Überlagerungsmodus, bei welchem die Entstehung von Lichtergrenzen (Halo-Artefakten) verringert werden kann.

Über eine Minimierung der Farbsättigung können bei Bedarf auch monochrome oder Schwarz-Weiß-basierte Bilder in variabler Gradation erstellt werden. Die fertigen Bilder können als JPG-, TIFF- oder BMP-Datei gespeichert werden.

Ergebnisse der Software-Tests

DRI-Tool und Image-Stacker sind kleine und handliche Programme, welche ohne Installationsroutine direkt von der Festplatte, einem USB-Stick, einer Diskette oder einem sonstigen geeigneten Datenträger gestartet werden können. Beide Programme sind in der Lage, auch von größeren Bildserien innerhalb weniger Sekunden Bildrekonstruktionen zu erstellen, wenn schnelle zeitgemäße Rechner zur Verfügung stehen. Andererseits lassen sich bei höheren Ansprüchen an eine erweiterte Bildoptimierung mit anderen Programmen deutlich überlegene Ergebnisse erzielen, wenn relevante qualitätsbestimmende Parameter manuell beeinflusst werden. Insgesamt führen beide Programme in der Mikrofotografie zu den geringst ausgeprägten Anhebungen des sichtbaren Kontrastumfangs.

Easy-HDR-Basic und PicturaNaut lassen als Freeware in vielen Fällen bereits deutlich anspruchsvollere Ergebnisse zu. Im direkten Vergleich bietet die Software PicturaNaut noch umfangreichere Möglichkeiten der manuellen Einflussnahme. Als weiterer Vorteil dieser

Freeware ist zu werten, dass im Falle eines Bildversatzes eine automatische Rejustierung der Einzelbilder stattfindet, so dass die Entstehung von Doppel- oder Mehrfachkonturen verhindert wird. Andererseits bearbeitet PicturaNaut im Unterschied zu Easy-HDR nur Einzelbilder, deren EXIF-Daten eingelesen werden können. Daher sind für diese Software keine Bilder verwertbar, deren EXIF-Daten beispielsweise durch vorausgegangene anderweitige Bildbearbeitungen verloren gegangen sind. Die käuflich erwerblichen Varianten Easy-HDR-Pro und Photomatrix Pro verfügen über noch weiter reichende Gestaltungsmöglichkeiten und Bearbeitungsoptionen.

Der Masken-Modus von Easy-HDR-Pro und der Tonwert-Kompressor von Photomatrix Pro

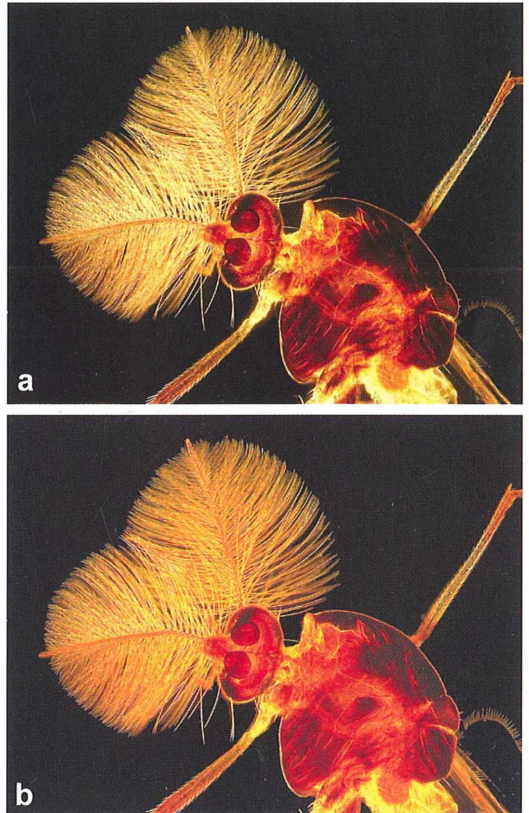


Abb. 2: Zuckmücke, Dunkelfeld (a), Belichtungs-umfang: 4 EV, HFW: 1,5 mm. Photomatrix Pro, Tonwert-Kompressor, ausgewogenere Hell-Dunkel-Kontrastierung, erhöhte Luminanz und Zeichnungsvermehrung speziell der dunklen Objekt-details (b).

führen in vielen Fällen zu vergleichbaren Ergebnissen. Besonders hervorzuheben ist der Details Enhancer der Software Photomatix Pro, welcher vor allem bei kontrastschwachen Bilddetails und extrem hohen Helligkeitsgegensätzen zu herausragenden Endergebnissen führen kann, welche sich mit den sonstigen Programmen in vergleichbarer Weise nicht erreichen lassen. Lediglich in Einzelfällen kann der Details Enhancer Pseudodetails erzeugen, welche im originalen Objekt nicht vorhanden sind, oder es können schwach sichtbare Details überbetont zur Darstellung kommen, so dass die resultierende Bildrekonstruktion unnatürlich wirkt. In diesen Sonder-situationen lässt sich meist der Tonwert-Kompressor als Alternativverfahren mit gutem Erfolg einsetzen.

Das Ausmaß des Hell-Dunkel-Ausgleichs kann beim manuell gesteuerten Tone-Mapping in weiten Grenzen stufenlos variiert werden, so dass auch subjektive Aspekte der Bildgestaltung in den Bearbeitungsprozess einfließen können. Auch unter diesem Aspekt bietet die Software Photomatix Pro die vielfältigsten Bearbeitungsmöglichkeiten.

Je nach Objektbeschaffenheit kann auch bei Bildern mit moderatem Belichtungsumfang die visuelle Information sichtbar gesteigert werden, wenn aus zwei Einzelbildern mit leicht differierender Belichtung ein HDR-Bild erstellt und ein anschließendes Tone-Mapping durchgeführt wird.

Interessant erscheint auch die Option von Photomatix Pro, vorhandene Hell-Dunkel-Kontraste in Farbkontraste zu transformieren.

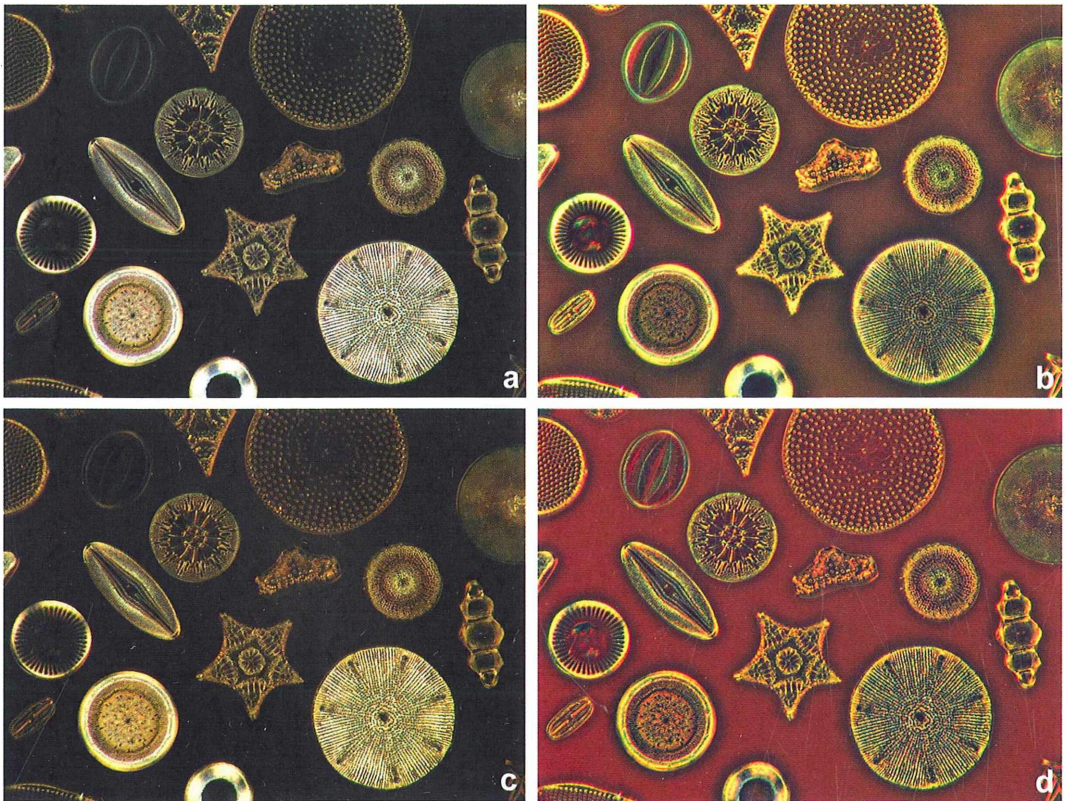


Abb. 3: Diatomeen. **a** Dunkelfeld, Belichtungsumfang: 3 EV, HFW: 0,5 mm, Photomatix Pro. **b** Details Enhancer, Transformierung der Hell-Dunkel-Kontraste in Farbkontraste, weitgehende Luminanzangleichung von Untergrund und Objekten, wesentlich verbesserte Erkennbarkeit schwach leuchtender Skelettstrukturen (**b**). **c** Polarisation, Viertel-Lambda-Kompensator, Belichtungsumfang: 4 EV, HFW: 0,5 mm, Photomatix Pro. **d** Details Enhancer, nahezu vollständige Helligkeits- und Kontrastangleichung aller Bildpartien.

Auch hierdurch können feine Bilddetails wesentlich deutlicher zur Darstellung kommen und die Reproduktionsfähigkeit eines Bildes nachhaltig verbessert werden. Denn die kreierte Farbtonwerte zeigen im Gegensatz zu den ursprünglichen Hell-Dunkel-Tonwerten eine weitgehend konstante Helligkeit. Insgesamt verspricht die Software Photomatix Pro daher zumindest im Bereich der Mikrofotografie nach Maßgabe der bisher durchgeführten Tests die mehrheitlich besten Resultate.

Abbildungsbeispiele

Die Abbildungen 2 bis 4 demonstrieren die erreichbaren Ergebnisse anhand einiger Beispiele. Die Bildpaare zeigen jeweils eine herkömmlich

belichtete Standardaufnahme und eine bearbeitete Variante. Zur Veranschaulichung des Veränderungspotentials wurden mehrheitlich Bildrekonstruktionen ausgewählt, bei denen weitreichende beziehungsweise endgradige Kontrast- oder Tonwertanpassungen vorgenommen wurden.

Abbildung 2 zeigt eine Mücke im Dunkelfeld, bei welcher zwischen den hell aufleuchtenden Fühlern und den deutlich dunkleren Kopf- und Brustpartien ein relativ hoher Belichtungsgegensatz besteht (etwa 4 EV-Werte). In diesem Fall führte der Tonwert-Kompressor zu einem ausgewogeneren Ergebnis als der Details Enhancer oder die sonstige getestete Software. Bei Erhalt des dunklen Untergrundes konnten die vorbestehenden Helligkeitsgegensätze innerhalb des Objektes nahezu vollständig ausge-

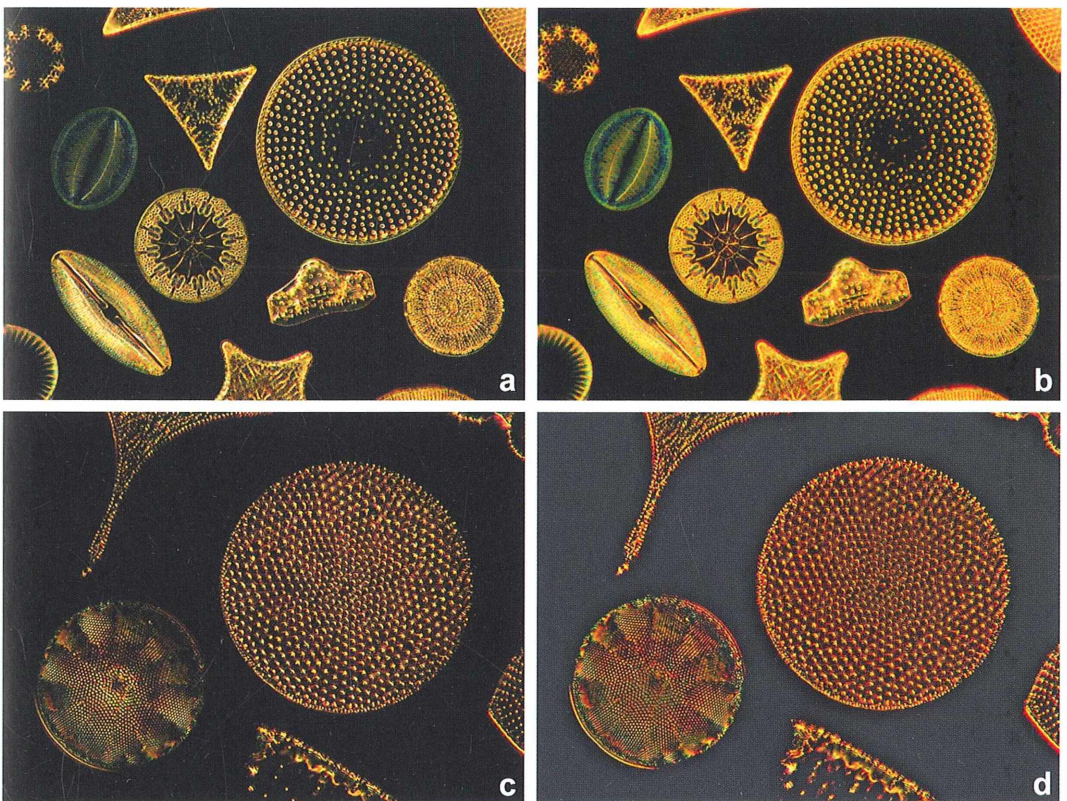


Abb. 4: Diatomeen. **a** Dunkelfeld, Belichtungsumfang: 3 EV, HFW: 0,25 mm, Photomatix Pro. **b** Details Enhancer, weitgehende Angleichung der Objekthelligkeiten bei erhaltenem dunklen Untergrund, verbesserte Darstellung der Farbtonwerte. **c** Diatomeen, modifiziertes Dunkelfeld, Schrägbeleuchtung, Belichtungsumfang: 1,5 EV, HFW: 0,2 mm, HDR-Rekonstruktion aus zwei Einzelbildern, Photomatix Pro. **d** Details Enhancer, moderate Anhebung der Untergrundhelligkeit, homogenere Objektausleuchtung, Aufhellung dunkler Binnenstrukturen, verbesserte Erkennbarkeit der Oberflächentexturen.

glichen werden. Speziell die ursprünglich dunklen Partien des Kopf- und Brustbereichs zeigen daher eine deutlich gesteigerte Luminanz und verbesserte Detailzeichnung.

Die Abbildungen 3 und 4 demonstrieren die Möglichkeiten des Details Enhancers im Dunkelfeld und bei polarisiertem Licht anhand einiger Kieselalgen-Skelette, welche sich in Größe, Dichte und Anisotropie unterscheiden. Es ist erkennbar, dass der Details Enhancer bei Bedarf auch in der Lage ist, Helligkeitsunterschiede zwischen den Objekten und dem ursprünglich dunklen oder schwarzen Untergrund weitgehend auszugleichen und zusätzlich die Farb luminanz zu verbessern. Abbildung 4 präsentiert Diatomeen-Skelette in einer modifizierten Dunkelfeld-Schrägbeleuchtung, welche die facettenartigen Oberflächenstrukturen deutlicher zur Darstellung bringt. Obgleich diese Objekte bei der gegebenen Beleuchtung nur einen relativ geringen Belichtungsspielraum zeigen (ca. 1,5 EV-Werte), führte eine HDR-Rekonstruktion mit Hilfe des Details Enhancers zu einer verbesserten Durchzeichnung und Erkennbarkeit der feinen Oberflächen-Facetten.

Zusammenfassend können die getesteten Programme allen Mikroskopikern empfohlen werden, die auch mit kontrastintensiven Objekten und Beleuchtungsmethoden arbeiten, digital fotografieren und auf möglichst ausgewogene fo-

tografische Darstellungen mit optimierter visueller Information Wert legen.

Danksagung

Der Autor dankt Herrn Eberhard Raap, Sangerhausen, für die Überlassung einiger von ihm gefertigter Legepräparate, welche in den Abbildungen 3 und 4 verwendet wurden.

Literaturhinweise

- Caspari, C.: CCInfo, Aufnahmetips – Nachtaufnahmen, 2008; <http://www.fotolaborinfo.de/foto/nachtaufnahmen.htm>
- Gross, S., Hartl, B.: Mehr Dynamik mit dem Traumflieger-DRI-Tool, 2008; http://www.traumflieger.de/desktop/DRI/dri_tool.php
- Hartl, B.: Image Stacker, 2008; <http://www.pixeltreff.net/Daten/ImageStacker.exe>
- HDR Soft: Photomatix, 2008; <http://www.hdrsoft.com>, <http://www.franzis.de/photomatix/index.html>
- Mehl, M.: Picturonaut, HDR-Generator, Tone-Mapping, 2008; <http://www.picturonaut.de>
- Okonek, B.: easyHDR, always properly exposed images by exposure blending and tone mapping, 2008; <http://www.easyhdr.com/index.php>
- Spilker, H.: HDR-Fotografie – wirklicher als die Wirklichkeit. Spiegel Online Netzwerk, 2007; <http://www.spiegel.de/netzwelt/tech/0,1518,457359,00.html>
- Wikipedia: High Dynamic Range Rendering, 2008; http://de.wikipedia.org/wiki/High_Dynamic_Range_Rendering
- Wikipedia: High Dynamic Range, 2008; http://de.wikipedia.org/wiki/High_Dynamic_Range

Verfasser: Prof. Dr. med. Jörg Piper, Meduna-Klinik, Clara-Viebig-Str. 4, 56864 Bad Bertrich

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Berliner Mikroskopische Gesellschaft



Programm

November 2008 bis März 2009

14. 11. 2008: *Prof. Dr. Carl Erb, Schloßparkklinik Berlin:* Operative Verfahren am Auge
16. 11. 2008: Tag der offenen Tür: Flohmarkt, praktische Mikroskopie, Gedankenaustausch (Kernzeit 14.–17.00 Uhr)
28. 11. 2008: *Dr. Erich Lüthje, Kiel:* Bodenorganismen
12. 12. 2008: Weihnachtsfeier

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.

- 09.–11. 01. 2009: *Sascha Buchczik, Berlin:* Digitale Mikrofotografie – Praxiswochenende (Fr. 19.30 Uhr, Sa. und So. ab 11:00 Uhr)
23. 01. 2009: *Prof. Dr. Marcus Frohme und Cassandra Falckenhayn, TFH Wildau:* Bärtierchen (Tardigraden)
06. 02. 2009: *Dr. Harald Hausen, Freie Universität Berlin:* Borstenbildung bei Borstenwürmern (Polychaeten)
20. 02. 2009: Jahreshauptversammlung
06. 03. 2009: *Klaas Koch, Berlin:* Fluoreszenzmikroskopie mit Leuchtdioden
20. 03. 2009: *Dr. Dieter Nolte, Berlin:* Papier

Mikro-Markt

Mikro-Markt Online

75,- € je Monat
 Nähere Infos unter
www.elsevier.de/journals
 oder Tel.: 089/5383-704

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

Privat € 1,80

Geschäftlich € 2,60

Chiffregebühr € 8,00

Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift € 1,30
 (nur Privatanzeigen)

Preise zzgl. gesetzlicher MwSt.

**Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag
an:**

Elsevier GmbH

Anzeigenleitung:

**Karlstraße 45
8033 München**

Telefon: 089/5383-704

Fax: 089/5383-725

E-Mail: e.kraemer@elsevier.com

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

www.mikroskopier-bedarf.de

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

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

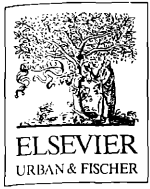
BW - OPTIK
 DIREKTVERSAND **LANGNER-VOSS**

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

Scirus is a free,
science-specific,
search engine.
Try Scirus at
www.Scirus.com

Scirus is a free, science-specific search engine. It is designed to help you find the latest research in your field. It is a free, science-specific search engine. It is designed to help you find the latest research in your field.

Scirus is a free, science-specific search engine. It is designed to help you find the latest research in your field. It is a free, science-specific search engine. It is designed to help you find the latest research in your field.



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von
Klaus Hausmann (Berlin)

97 Jahrgang 2008

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

FLÜGEL • KÜHN STUTTGART

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; Redaktions-
assistentin: 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 – Urban & Fischer, Karlstraße 45, 80333 München,

Tel.: +49(0)89/53830, Fax: +49(0)89/5383939, E-Mail: info@elsevier.de

Anzeigenleitung: Elsevier GmbH, Karlstraße 45, 80333 München, Ansprechpartner: Dr. Peter Weber,

Tel.: +49(0)89/5383-724, Fax: +49(0)89/5383-725; E-Mail: p.weber@elsevier.com

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

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

Abopreise* (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 Umsatzsteuernummer 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 – SFG, Aboservice, Postfach 4343, 72774 Reutlingen, Germany. Tel.: +49(0)7071/93530, Fax: +49(0)7071/9353624, E-Mail: bestellungen@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>

490372 BT
**O.O. LANDESMUSEUM
BIBLIOTHEK**

K

Verfasserverzeichnis

- Abeln, B., Wagner, M., Müller, M. C. M., Husemann, M.: Heimlichtuer im Rampen„licht“ – Flohkrebse im Rasterelektronenmikroskop 13
- Bettighofer, W.: *Micrasterias* – Die kleinen Sterne. Teil 1: Taxonomie und Mitochondrien 298
- Bettighofer, W.: *Micrasterias* – Die kleinen Sterne. Teil 2: Dictyosomen 355
- Bierwolf, J.: Reproduktionsstrategien und Embryonalentwicklung der Daphniidae – Eine Fotodokumentation 2
- Birke, R.: Pipettier-Objektträger als Mikrobiotop 141
- Birke, R.: Galvanotaktische Langzeitversuche mit dem Micro-Life Objektträger und einer Galvanotaxis-Apparatur 283
- Birke, R.: Bild-Composings mit Mikroorganismen 340
- Brogmus, H., Luthje, E.: Die Blüte des Gilbweiderichs – Öldepot und Nachtquartier 238
- Bothe, H.: Die Rolle der Pilze im Nährstoff-Kreislauf unter besonderer Berücksichtigung der Mykorrhiza-Symbiose 257
- Bourland, W. A.: *Puytoraciella dibryophryis* – Ein afrikanischer Flaggschiff-Ciliat, aufgefunden in Idaho (Nordwesten USA) 65
- Brenke, N., Sareyka, J.: Eine bemerkenswerte Fehlbildung der zweiten Antenne bei der Assel *Idotea balthica* 346
- Burba, M.: Die größte Typenplatte der Welt und ihre Herstellung 321
- Burzlaff, A.: Dreidimensional und computergestützt – Innovative Bildgebung in der Zahnarztpraxis 51
- Burzlaff, A.: Der Ritt auf der Welle – Totale Interne Reflexionsmikroskopie (TIRFM) 230
- Drews, F., Muhlack, K.: Die Histologie der Zähne am Beispiel des Unterkiefers einer Maus (*Mus musculus*) 23
- Drews, F.: Mit dem Exkursionsmikroskop am Mittelmeer. Marine Preziosen: Radiolarien 201
- Drews, F.: Mit dem Exkursionsmikroskop am Mittelmeer – Filigrane Flora: Algen 285
- Glück, Ch.: *Paraquadrula discoides* – Ein seltener Kalkbildner unter den Testaceen 193
- Grabow, K., Martens, A., Leicht, J.: Unfreiwillige Passagiere oder versteckte Eiräuber? Muschelkrebse und Wasserflöhe im Brutraum des Flossenflohs *Limnadia lenticularis* 9
- Günther, G.: Einsatz digitaler Spiegelreflexkameras in der Mikrofotografie – Ein Erfahrungsbericht 214
- Hasenpusch, W., Zaiß, T.: Maritime Bionik: Schlangensterne. Teil 2: Skelettplatten 55
- Hausmann, K.: Dinoflagellaten mit bizarren Auswüchsen 341
- Hippe, E.: Kristalle in Wasserflöhen 97
- Hoc, S.: Von welchem Baum stammt das Holz? Teil 2: Laubbäume 79
- Hoc, S.: Das endogene Abwehrsystem von Insekten 143
- Hoc, S.: Mikroskopische Studien an Atmungsorganen 207
- Hoc, S.: Entwicklung und Feinbau der Koniferen-Nadel 273
- Hormann, J.: Eine Sedimentprobe aus der Kaiserzeit 71
- Hormann, J.: Organismenreste aus dem Tiefseeschwamm *Euplectella* 147
- Hormann, J.: Gelegte Radiolarien-Präparate 279
- Husemann, H.: Inkohärent, kohärent, partiell kohärent – Zum mikroskopischen Auflösungsvermögen. Teil 1: Einleitung und einige Grundlagen 108
- Husemann, H.: Inkohärent, kohärent, partiell kohärent – Zum mikroskopischen Auflösungsvermögen. Teil 2: Two Point Resolution 184
- Husemann, H.: Inkohärent, kohärent, partiell kohärent – Zum mikroskopischen Auflösungsvermögen. Teil 3: Abbe'sche Betrachtungsweise 249
- Husemann, H.: Inhärent, kohärent, partiell kohärent – Zum mikroskopischen Auflösungsvermögen. Teil 4: Erweiterung der Abbe'schen Betrachtungsweise 313
- Husemann, M., Abeln, B., Wagner, M., Müller, M. C. M.: Heimlichtuer im Rampen„licht“ – Flohkrebse im Rasterelektronenmikroskop 13
- Jeserich, G.: Eine Alge mit Kappe – Beobachtungen an der Grünalge *Oedogonium* 83
- Jeserich, G.: Der Ginkgobaum – Untersuchungen an einem lebenden Fossil. Teil 1: Das Blatt 150
- Kieneke, A., Riemann, O.: *Protodriloides symbioticus* – Ein Vertreter der Annelida im marinen Sandlückensystem 87
- Kieneke, A., Riemann, O.: Ein Einblick in die Vielfalt der frei lebenden marinen Nematoden 134
- Kreutz, M.: Begegnung mit *Arachnidiopsis paradoxa* 31
- Kreutz, M., Miller, M.: TTL-gesteuerte Mikroblickfotografie mit der digitalen Spiegelreflexkamera Olympus E-400 158
- Kreutz, M.: *Psilotricha viridis* – Ein Ciliat mit außergewöhnlichen Zoochlorellen 328
- Lambert, D.: Kratzerbefall beim Igel 350
- Leicht, J., Grabow, K., Martens, A.: Unfreiwillige Passagiere oder versteckte Eiräuber? Muschelkrebse und Wasserflöhe im Brutraum des Flossenflohs *Limnadia lenticularis* 9
- Lenzenweger, R.: Der Moosfarn *Azolla* und seine Alge 177
- Luthje, E.: Mein Mikro-Makro-Thespis-Karren – Das kleine Welttheater auf Rädern 36

IV Verfasserverzeichnis / Kurze Mitteilungen

- Lüthje, E.: Wenn Detektive doppelt sehen – Zur Geschichte des Vergleichsmikroskops 115
- Lüthje, E., Brogmus, H.: Die Blüte des Gilbweiderichs – Öldépot und Nachtquartier 238
- Martens, A., Leicht, J., Grabow, K.: Unfreiwillige Passagiere oder versteckte Eiräuber? Muschelkrebse und Wasserflöhe im Brutraum des Flossenhohs *Limnadia lenticularis* 9
- Michel, R.: Isolierung und Darstellung von intranukleären Parasiten aus *Thekamoebe quadrilineata* und *Saccamoeba limax* 101
- Miller, M., Kreutz, M.: TTL-gesteuerte Mikroblickfotografie mit der digitalen Spiegelreflexkamera Olympus E-400 158
- Muhlack, K., Drews, F.: Die Histologie der Zähne am Beispiel des Unterkiefers einer Maus (*Mus musculus*) 23
- Müller, M. C. M., Husemann, M., Abeln, B., Wagner, M.: Heimlichtuer im Rampen„licht“ – Flohkrebse im Rasterelektronenmikroskop 13
- Piper, J.: Einsatz astronomischer Filter in Mikroskopie und Mikrofotografie 43
- Piper, J.: Ringartefakte in Mikroskopie und digitaler Mikrofotografie – Klassifikation, Entstehung, physikalische Beschreibung 169
- Piper, J.: Erweiterte Techniken zur Software-gestützten dreidimensionalen Rekonstruktion und Schärfeparameterisierung mikrofotografischer Bilder 221
- Piper, J.: Fotodokumentation großflächiger Objekte – Ein Methodenvergleich 304
- Piper, J.: Verbesserte Darstellung hoher Kontrastumfänge in der Mikrofotografie (HDR- und DRI-Techniken) 375
- Raap, R.: Arretierung von Mikrofossilien bei der Präparation durch Schmelzfixierung 178
- Riemann, O., Kieneker, A.: *Protodriloides symbioticus* – Ein Vertreter der Annelida im marinen Sandlückensystem 87
- Riemann, O., Kieneker, A.: Ein Einblick in die Vielfalt der frei lebenden marinen Nematoden 134
- Riemann, O.: Die Rädertierfamilie der Dicranophoridae 289
- Sareyka, J., Brenke, N.: Eine bemerkenswerte Fehlbildung der zweiten Antenne bei der Assel *Idotea balthica* 346
- Schnepf, E.: Inulin – Reservestoff in Speicherorganen 181
- Schnepf, E.: Lamelläre Protein-Kristalloide in pflanzlichen Zellkernen 308
- Schnepf, E.: Abgelöst und doch aktiv: Die Randzellen der Wurzelhaube 369
- Steinkohl, H. J.: Zellteilungsvorgang bei der Zieralge *Micrasterias rotata* 129
- Steinkohl, H. J.: Mikrofotografie im Wandel der Zeit – Der TTL-gesteuerte digitale Mikroblick für analoge und digitale Kameras mit ausgelagerter Blitzröhre im Doppelkollektor 243
- Sturm, R.: Faszination 3D-Stereomikrofotografie von fossilen und rezenten Weichtiergehäusen 75
- Sturm, R.: Nannofossilien – Eine besondere Herausforderung für den Lichtmikroskopiker 164
- Sturm, R.: Metamiktisierung und Korrosion Mikroskopische Kristallzerstörungen bei akzessorischem Zirkon 232
- Sturm, R.: Gesteinsmetamorphose unter dem Mikroskop – Mineralumwandlungsprozesse bei abnehmenden Druck- und Temperaturbedingungen 267
- Sturm, R.: Spinnentiere aus der Nähe betrachtet – Mikroskopie von Sinnesorganen ausgewählter Spinnenarten 334
- Voß, H.-J.: Ich esse – Also bin ich! Beobachtungen zur Phago- und Pinocytose bei *Amoeba proteus* 362
- Wagner, M., Müller, M. C. M., Husemann, M., Abeln, B.: Heimlichtuer im Rampen„licht“ – Flohkrebse im Rasterelektronenmikroskop 13
- Wiehart, S.: Kalkausfällungen durch planktische Algen 295
- Zaiß, T., Hasenpusch, W.: Maritime Bionik: Schlangensterne. Teil 2: Skelettplatten 55

Kurze Mitteilungen

- Linskens, H. F.: Seide als Klebstoff 30
- Linskens, H. F.: Drüsenhaare des Salbei 70
- Linskens, H. F.: Bewegung der Mikrotubuli 82
- Linskens, H. F.: Spektrine 100
- Linskens, H. F.: Algenblüte und Bewölkung 183
- Linskens, H. F.: Gerupfte Bakterien 360
- Schnepf, E.: Reversibler Verschluss von Siebröhren – Ferngesteuert 176
- Schnepf, E.: Der Verkieselung von Diatomeen-Schalen auf der Spur 229
- Schnepf, E.: Statolithenstärke: Viel hilft viel? 318
- Schnepf, E.: Nachbarschaftshilfe durch Mycorrhiza-Pilze 327
- Schnepf, E.: Exocytose und Endocytose in Pflanzenzellen mit Spitzenwachstum 333
- Schnepf, E.: Ein Entkoppler-Protein erwärmt die Blütenkolben von Aronstab-Gewächsen 345

Sachregister

- Abbe, Ernst 108
 Abbe'sche Betrachtungsweise 313, 249
 Absorptionsfilter 43
 Abwehrfaktoren, humorale 144
 Abwehrsystem, endogenes 143
Acanthamoeba 105
Acanthareen 201
Acanthocephala 350
Acer pseudoplatanus 80
 Ackerschmalwand 373
 Acridinrot-Acridflavin-Astrablau 74
Actinophrys vesiculata 197
 Actinopodeen 201
 Adenophorea 134
Adoncholaimus 136
 Airy-Scheibchen 109
 Aktin 82, 100
 Algen 285
 Algenblüte 183
 Alizarinviridin-Safranin 81
 Alligatorfisch 209
Alnus glutinosa 80
 Alveolen 341
Amaltheus 77
 Ammoniten 75
 Amniota 210
 Amöbe 93
Amoeba proteus 362
 Amphibien 209
 Amphid 137
 Amphiesmalplatten 341
 Amphiesmata 341
Anadyomene 285
 Anaglyphen-Methode 75
 Anatexis 132
 Angiospermae 79
 Annelida 87
 Antenne 346
 Anti-Aging 266
 Antibiotika 361
 Antimykotikum 102
 Anuren 209
 Apertur, Numerische 109
 Aperturblende 109
 Aperturwinkel 109
 Apoptose 370
 Äquatorialfurche 341
Arabidopsis thaliana 373
 Arachniden 334
Arachnidiopsis paradoxa 31
Araneus diadematus 336
 Arbuskel 261
 Archanneliden 91
Arenicola marina 87, 207
Arkhangeliskiella
 – *cymbiformis* 165
 – *brooksii* 167
 – *specillata* 167
 Armleuchteralgen 41
 Aronstab 345
 Arthropoda 334, 346
Ascaris lumbricoides 134
 Ascomyceten 259
 Ascus 259
Asellus aquaticus 349
Aspelta
 – *lestes* 292
 – *reibischi* 291
Asplanchna 289
 Assel 346
 Astrablau-Safraninfärbung 74
 Atmungsorgane 207
 Auflösungsgrenzen 111
 Auflösungsvermögen 108, 184, 249, 313
 Auge, inverses 335
 Auge, menschliches 307
 Auslöseverzögerung 215
 Auswüchse 341
Axonolaimus paraspinosus 138
 Axopodien 201
Azolla filiculoides 177

 Bakterien 258, 360
 Barbados 201
Barbula convoluta 37
 Bärtchenmoos, Rollblättriges 37
 Bärtierchen 87, 142, 197
 Basidiomyceten 258
 Bauchhärlinge 87, 142
 Becherhaare 339
 Beleuchtung
 –, gerade 252
 –, inkohärente 108
 –, kohärente 108
 –, schiefe 252
 Benthos 289
 Bergahorn 80
Betula 79
 Beugung 108, 250
 Beugungswinkel 109
 Bildbearbeitung 132
 Bildbearbeitungsprogramme 34
 Bilddatenformate 216
 Bildrekonstruktion 306
 Bildüberlagerungen 225
 Bildungsgewebe 369
 Bildverarbeitung, digitale 340
 Biomineralisation 58
 Bionik 55
 Bioturbatoren 90
 Birke 79
 Bismarckarchipel 72
Bithynia tentaculata 78
 Blasebalgeffekt 211
 Blattanatomie 151
 Blattgewebe 153

Blepharisma 197
 – *americanum* 364
 Blindschleichen 210
 Blitz 243
 Blitzgeräte, Synchronisation 215
 Blitzlicht 43
Bosmina 98
Braarudosphaera bigelowii 167
Brachionus 289
Branta canadensis 65
 Braunalgen 285, 347
 Braunbrustigel 351
 Bronchien 209
 Brown'sche Molekularbewegung 99
 Brückenechse 210
Bryocampus minutus 197
Bryum argenteum 37
 Bücher, historische 272
 Buchlunge 334
 Büschelkiemen 207
 Butterpilz 260

 Calcit-Mikrolinsen 57
 Calyptra 369
Campanula
 – *spicata* 308
 – *trachelium* 308
Catacoeloceras 77
Catalpa bungei 309
Centropyxis aerophila 197
Ceramium 287
Ceratium
 – *contrarium* 342
 – *euarcuatum* 342
 – *fuscus* 342
 – *hexacanthum* 342
 – *birundinella* 341
 – *massiliense* 342
 – *paradoxoides* 342
 – *ranipes* 343
 – *teres* 342
Ceratocorys horrida 343
Ceriodaphnia 98
Chaetonotus 142
 Challenger-Expedition 71
 Champignons 257
Chara 333
 Characeenrasen 41
 Charophyta 299
 Cheliceren 334
 Chemorezeptoren 335
Chiasmolithus 165
 – *grandis* 167
Chironomus 144
 Chitin 257
Chlamydomonas 295, 331
Chlorella 331
Chlorogonium elongatum 364
 Chlorophyceen 285

VI Sachregister

- Chromadoriden 137
Chydorus 97
 Ciliaten 87, 142
 Cilien 212
 Cingulum 341
 Cittert, H. P. van 109
 Clathrin coated vesicles 333
Closterium 99
 Coccolithen 164
 Coccolithophoriden 164
Coccolithus 165
 Coccospären 164
Cochlonema euryblastum 103
 Coleochaetophyta 299
Collybia tenacella 257
 Columella 369
 Composings 340
 Computertomographie 53
 Coolpix-Ringe 169
 Copepoden 87
Corallina 288
 Cornea 102
Crossouvria 77
 Crustacea 346
Cryptomonas 295
 Cuticula 134
 Cycadeen 150
Cyclidium glaucoma 197
Cyprinus 208
 Cytoskelett 229

Dactylioceras 77
Daphnia
 – *longispina* 97
 – *magna* 97
 Darmtang 285
Dasycladus 285
 Dentin 52
 Descartes, René 362
 Desmidiaceen 213
Desmodora schulzi 137
 Diagenese 232
 Dia-Reproduktionsapparat 304
 Diatomeen 219, 229, 321, 380
Dichromadora cf hydrocheile 137
 Dicranophoridae 289
Dicranophorus forcipatus 289
 Dictyosomen 299, 355
Dictyosphaerium pulchellum 296
Dictyota 285
Diffugia lucida 197
 Dinoflagellaten 341
 Dinophyten 341
 Diösisch 151
 Diptera 346
Discoaster 165
 – *lodoensis* 167
 – *mirus* 167
 – *multiradiatus* 167
 – *surculus* 167

 Doppelkollektor 243
 3D-Rekonstruktion 221
 3D-Stereomikrofotografie 75
 DRI-Techniken 375
Drosophila 346
 Drüsenhaare 70, 240, 309
 Ductus pneumaticus 209
 Dünnschliffmikroskopie 267
 Dynamic Range Increase 377

 Ehrenberg, Christian Gottfried 321
 Eiche 79
 Eidechsen 210
Eiffellithus
 – *eximius* 165
 – *turrisieffeli* 167
 Ektomycorrhiza-Pilze 327
 Ektomycorrhiza 259
 Ektoplasma 363
 Elektronenstrahlmikrosonde 234
Elodea 295
 Embryophyta 299
Emiliania huxleyi 165
Encentrum
 – *lutra* 290
 – *martes* 293
 – *rousseleti* 291
 – *saundersiae* 290
 Enchytraen 73
 Endocytobionten 101
 Endocytose 333, 363
Endolimax nana 101
 Endoparasiten 101
 Endosymbionten 101
 Enoplida 135
Enoploides 135
Entamoeba histolytica 101
Enterobacter cloaca 101
Enteromorpha 285
 Entkoppler-Protein 345
Entocarpus 285
 Entoplasma 363
Epeoloides coecutiens 238
 Epidermis 151
 Erbsenwurzel 371
Erignatha clastopis 291
Erinaceus
 – *concolor roumanicus* 350
 – *europaeus* 351
 Erythrozyten 171
 Esche 79
Escherichia coli 360
Euglena
 – *deses* 141
 – *gracilis* 141
Euglypha
 – *alveolata* 197
 – *rotunda* 197
Euplectella aspergilla 147
 Euplotidae 330

Eurytemora hirundoides 346
 Exocytose 333, 364
 Extremitäten, Fehlbildungen 346
 Extrusomen 66

 Fadenwürmer 87
 Färbung, polychromatische 73
 Fassadenanstriche 266
 Feldberger Seenlandschaft 40
 Fernauslöser 215
 Fettkraut 308
 Feueralgen 341
 Feuersalamander 209
 Fichtennadel 273
Filinia 289
 Filopodien 32
 Filter
 –, astronomische 43
 –, monochromatische 48
 Filterkombinationen 44
 Fimbrien 360
 Flaggsschiff-Ciliat 65
 Flimmerepithel 212
 Fluopicolide 100
 Fluoreszenzmikroskopie 230
Fontinalis 295
 Foraminifera 71, 148
 Forensik 115
 Forisomen 176
 Forschungsschiffe
 –, Gazelle 71
 –, Planet 71
 –, Valdivia 71
 Fotodokumentation 304
Fragilaria crotonensis 41
 Fraunhofer-Beugung 111
Fraxinus excelsior 79
 Frösche 209
 Fruchtkörper 257
 Fructan 181
Fucus 347
 Fungizide 100

 Galmeiveilchen 261
 Galvanotaxis-Apparatur 283
 Garten-Kreuzspinne 336
 Gasaustausch 207
 Gastropoden 75
 Gastrotrichen 87
 Geckos 210
 Geschmackshaare 335
 Gesteinsmetamorphose 267
 Gewebsatmung 207
 Gießkannenschwamm 147
Gigaspora 262
 Gilbweiderich 238
Ginkgo biloba 150
 Ginkgobaum 150
 Gitterkugeln 203
 Glasschwämme 147

- Gliederfüßer 334
 Globigerina 72
 Globorotalia 72
 Glockenblumen 308
Glomus intraradices 264
 Glühlampe 43
 Gnathostomulida 87
 Golgi-Apparat 299, 356
 Gondwanaland 65
Goniomonas truncata 162
Grammoceras 77
 Granulozyten 143
 Grillenmagen 226
 Grünalgen 83, 285
Gymnodinium palustre 341
 Gymnospermen 79, 150
Gyrosigma 142
- Haarsensillen 334
 Haeckel, Ernst 201, 342
 Haftorgane 90
 Hain-Wachtelweizen 309
 Halacariden 87
 Hallimasch 257
 Halogenlampe 43
Halopteris 285
Halteria 197
 Hämozyten 143
 Haptonema 164
 Haptophyta 164
Harporoceras 77
Hartmanella cantabrigensis 106
 Hauptaugen 335
 Haushuhn 211
 Hauskatze 211
 Haustorien 106
 Hautatmung 207
 HDR-Techniken 375
Heleopera 196
 Helmholtz, Hermann von 108
 Heterococcolithen 164
 Heterocyste 177
 Heurck, Henry van 324
Hexamita inflata 162
 Hexenring 258
 High Dynamic Range Rendering 377
Hildoceras 77
 Holococcolithen 164
 Holz 79
 Holzfasern 79
 Hopkins, H. H. 109
 Hornalgen 341
 Hornhaut 102
Hyalosphenia insecta 196
 Hydroskelett 134
 Hymenium 258
 Hyphen 257
- Idiosomen 193
Idotea balthica 346
- Igel 350
 Immunsystem 143
 Impaktmetamorphose 267
 Insektivore 309
 Interferenz 108
 Interferenzbildung 173
 Interferenzfigur 109
 Interferenz-Filter 44
 Intermediärfilamente 82
 Internationale Mikroskopie-Tage
 in Hagen 146
 Interstitial 87
 Interstitialfauna 134
 Inulin 181
- Joannites* 77
 Jochalge 99
Jodamoeba bütschlii 101
- Kahler Krempling 260
 Kalkalgen 288
 Kalkalpen 77
 Kalkausfällungen 295
 Kalkbildner 193
 Kameraadaptation 159
 Kamm-Molch 209
 Kanadagänse 65
 Kaninchen 211
 Kannibalismus 93
 Karnevalsmaske 156
 Karpfen 208
 Kaulquappen 209
Keratella 289
 Kernteilung 83
 Kiefermünder 87
 Kiefernnadel 274
 Kiefernzapfen-Rübling 257
 Kiemen 207
 Kiemenatmung 207
 Kiesalgen 142
 Kieselsäure 203
 Kinesin 82
 Kinker, J.-J. 325
 Kinorhyncha 87
 Klebgrund 178, 280
 Klebgrund, verbesserter 220
 Klebsekrete 91
Klebsormidium 219
 Kletterfische 209
 Knollenfäule 100
 Knorpel 47
 Koagulozyten 144
 Kohärenzbedingung 173
 Kompostierung 73
 Konidien 259
 Koniferen 150
 Koniferen-Nadel 273
 Kontrastumfänge, hohe 375
 Konturunschärfe 43
 Köpfchenhaare 70
- Korrosion 232
 Korsettträger 87
 Krallenfrosch 209
 Kratzer 350
 Krautfäule 100
 Krebstiere 346
 Kresse 369
 Kressewurzel 372
 Kreuzotter 210
 Kristalle 97
 Kristallzerstörung 232
 Kuckucksbiene 238
Kuklikophrya ougandae 69
 Kunstformen der Natur 201, 342
- Labyrinthfische 209
Lacerta agilis 210
 Lamiaceae 70
Laminaria 213
 Landschildkröte, Griechische 210
 Längsfurche 341
 Langzeitkulturen 141
 Langzeitversuche, galvanotaktische 283
 Lärchennadel 276
Lathraea 309
 Laubbäume 79
 Lebenszyklus, Mykorrhiza-Pilze 262
 Lebenszyklus, Pilze 258
 LED-Ringbeleuchtung 155
 LED-Technologie 94
 Legepräparat 282
 Legepräparationen, Anleitung 325
 Legepräparationen, Diatomeen 325
Legionella pneumophila 101
 Lemnisk 352
Lepistoteus tristoechus 209
Leptomyxa reticulata 156
 Libriform-Fasern 79
 Lichtscheibchen 109
 Lichtsensor 244
 Lichtsinn 57
 Linde 80
 Lippenblütler 70
 Litoral 90
 Lobenlinien 77
 Lobopodien 193
 Loricifera 87
 Luftsäcke 210
Lumbricus terrestris 87
 Lungenatmung 207
 Lungenpfeifen 211
 Lurche 209
 Luzerne 264
Lymnaea stagnalis 78
Lysimachia
 – *punctata* 238
 – *vulgaris* 238

VIII Sachregister

- Macropis* 238
 – *europaea* 239
 – *labiata* 239
 – *vulvipes* 239
 Maiswurzel 370
Majorella 94
 Malakologie 75
 Mallorca 201
 Mammalia 210
 Mandibularkanal 52
 Markstrahlen 79
 Mastax 290
 Mastkraut 37
 Mausembryo 306
 Mechanorezeptoren 334
Medicago truncatula 264
 Meersalat 285
 Mehlkäfer-Puppe 144
 Mehltau, Falscher 100
Melampyrum nemorosum 309
 Melanisierung 144
 Menschen 211
Meridion 142
 Meristem 369
 Mesenterium 351
 Metamiktisierung 232
 Metamorphite 267
 Metamorphose 232
Metepsilonema 137
Micrasterias 142, 298
 – *americana* 358
 – *ceratofera* 213
 – *denticulata* 299, 356
 – *forcata* 213
 – *rotata* 129, 298, 355
 – *thomasi* var. *notata* 358
 – *truncata* 213
 Micro-Life Objektträger 283
Micula staurophora 167
 Mikroblitz 217
 –, digitaler 243
 Mikroblitzfotografie, TTL-ge-
 steuerte 158
 Mikrofilamente 82
 Mikrofossilien 178
 Mikrofotografie 214, 375
 Mikrolinsen 170
 Mikro-Makro-Thespi-Karren 36
 Mikronesien 72
 Mikroprojektion 38
 Mikroskopie-Tage, Internationale
 146
 Mikrotubuli 82, 299, 356
 Milben 87, 197, 334
 Mineralumwandlungsprozesse 267
Misgurnus fossilis 208
 Mitochondrien 298
 Mitose 83
 Mittelmeer 201
 Möller, Johann Diedrich 321
 Monhysterida 138
 Monobromnaphthalin/Canada-
 balsam 324
 Monopyleen 203
 Moosfarn 177
 Motorproteine 82, 356
 Mücke 226
 Mucocysten 66
 Müller'sches Gesetz 203
 Mundhöhlen-Atmung 207
 Mundschleimhaut 226
 Muschelkrebs 99
 Mykologie 259
 Mykorrhiza 257
 –, arbuskuläre 261, 327
 – Pilze 327
 – Pilze, Lebenszyklus 262
 – Typen 260
 Mylonitisierung 267
 Myophrisken 205
 Myzel 257
 Nadelhölzer 79
Naegleria clarki 105
 Nährstoff-Kreislauf 257
 Nannofossilien 164
 Nannolithen 165
 Nanopartikel 266
 Nasselarien 203
Navicula 142
Nebela 196
 – *bohémica* 197
 Nebenaugen 335
Neidium iridis 162
 Nematoden 87, 134
Nephradorhynchus major 350
 Neuropil 90
 Nikon-Coolpix-Serie 169
 Nuchalorgane 90
Nucleophaga 101
 Nystatin 102
 Ocellen 335
Oedogonium 83
 Oenozysten 143
 Öldrüsen 240
 Öle, bioaktive 70
Ophiocoma
 – *scolopendrina* 55
 – *wendtii* 57
 Opisthosoma 334
Oppelia 77
Ornithocerus
 – *quadratus* 344
 – *splendidus* 343
 – *steinii* 344
Oscillatoria 66
 Oxytrichidae 330
 Palaeacanthocephala 350
 Palmella-Stadium 141
 Palmfarne 150
 Pantoffeltierchen 213, 364
 Panzergeißler 341
 Pappel 79
Parachlamydia 101
Paraconthochus 137
 Paramecien 283
Paramecium 213
 – *aurelia* 364
Paraquadrula discoides 193
 Parasiten, intranukleäre 101
 Pedipalpen 334
 Pektin-Methylesterasen 373
 Pelikan 212
Pelomyxa palustris 34, 362
Peracantha 97
 Peridineen 341
Peridinium tabulatum 341
 Perikaryen 90
 Periphyton 289
 Peripyleen 203
 Peritoneum 351
 Pferdemit 257
Phacus 295
 Phaeophyceen 285
 Phagocytose 362
 Phagozyten 144
 Philippinengraben 72
 Photodimorphismus 239
 Phractopeltiden 205
 Phragmoplast 299
 Phragmoplastophyta 299
Phryganella acropodia 197
Phytophthora
 – *infectans* 100
 – *viticola* 100
 Pigmentzellen 335
 Pilze 257
Pinguicula 308
 – *alpina* 309
 – *colinensis* 310
 – *vulgaris* 309
Pinnularia 142
 Pinocytose 362
 Pinzette, optische 361
Pipa pipa 209
 Pipettier-Objektträger 42, 141
Plagiorhynchus cylindraceus 352
 Plasmatozyten 143
 Plasmodesmen 299
 Plathelminthen 87
 Plattenepithelien 227
 Plattwürmer 87
Platyamoeba
 – *placida* 105
 – *stenocephala* 106
Polyarthra 289
 Polychaeten 88
Polychaeta 34
 Polycystineen 201

- Polygalacturonasen 373
Polysiphonia 287
Populus 79
 Primärfluoreszenz 219
Prinsius bisulcus 167
 Proboscis 350
 Progenesis 92
 Prohämocyten 143
 Projektilspuren 116
 Propriozeptoren 334
 Prosoma 334
Prosthorhynchus 351
 Protein-Kristalloide 308
 Protisten des Jahres 213
 Protisten-Endemismus 65
 Protisten-Kosmopolitismus 65
Protdriloides symbioticus 87
 Prymnesiophyceae 164
 Pseudopodien 32
 Pseudoskorpione 334
 Pseudostom 193
Pseudothurmannia 77
Psilotricha
 – *acuminata* 332
 – *viridis* 328
 Pulpa 52
 Punktabbildung 111
Puytoraciella dibryophrys 65
 Pyrrhophyten 341

Quadrullella symmetrica 197
 Quarz 203
Quercus 79

 Rädertiere 87, 142, 289
 Radiolarien 178, 201
 Radiolarien-Präparate 279
 Radiolarienskelette 148
Radix
 – *ampla* 78
 – *balthica* 78
 Randzellen 369
 Reflexionsmikroskopie, Totale In-
 terne 230
 Regenwurm 87
 Reptilien 210
 RGB-Verstärker 47
 Rhabdomere 335
Rhinanthus serotinus 310
 Rhizoid 85
 Rhodophyceen 285
 Riesenschlangen 210
 Riffdach-Schlangensterne 55
 Rindenparenchym 259
 Ringartefakte 169
 Ringelwürmer 87
 Ritter von Stein, Friedrich 344
 Röntgenaufnahme 51
Rostrophrya camerounensis 69
 Rotalgen 285

 Rotiferen 87
 Rückenverschmelzung, plasmoga-
 mische 198
 Ruderfußkrebse 87
 Rüssel 350

Saccamoeba limax 101
 Sacklung 210
Sagina procumbens 37
Saintpaulia ionantha 309
Salamandra maculosa 209
 Salbei 70, 309
Salticus scenius 336
Salvia
 – *glutinosa* 309
 – *verticillata* 70
Sappinia diploidea 105
 Saprophyten 257
 Saubohne 176
 Saugatmung 210
 Säugetiere 210
 Sauropsiden 210
Scapania aequalobia 196
Scapholeberis 97
Scenedesmus 295
 Schärfenoptimierung 221
 Schellack 178
 Schenkelbiene 238
 Schildhaar 70
 Schildkröten 210
 Schlammpeizger 208
 Schlangen 210
 Schlangensterne 55
 Schlauchpilze 259
 Schleie 208
 Schleierling 259
 Schleimhautatmung 207
 Schmelz 52
 Schmelzfixierung 178, 220
 Schmetterlingsflügel 375
 Schmuckbiene 238
 Schrägbeleuchtung 83
 Schuppenwurz 309
 Schusswaffenkunde, forensische
 115
 Schutzsystem 199
 Schwärmer 85
 Schwarzerle 80
 Schwimmblase 209
 Schwimmblasen-Lungen 209
 Secernentea 134
 Sedimenttransport 232
 Seestern 224
 Seetang 213
 Sehzellen 335
 Sekretionsorgan 70
 Sensorgrößen 214
 Siebröhren 176
 Silber-Birnmoos 37
 Silberkarbonat-Präparation 67

 Silberliniensystem 66
 Silbernitrattimpregnation 66
 Siliziumdioxid 203
Simocephalus 97
 Sinnesorgane 334
 Skelettplatten 55
 Skorpione 334
 Sommerworkshop 40
 Spaltöffnungen 151
 Spaltsinnesorgane 334
 Spektrine 100
 Spermatophoren 91
 Spermatozoen 90
 Sperrfilter 46
Sphaerolaimus 138
 Sphärokristalle 181
Sphenodon 210
 Spherulozyten 143
 Spiegelreflexkameras, digitale 214
 Spiegelvorauslösung 217
 Spinndrüsen 334
 Spinnentiere 334
Spirogyra 299
 Spitzenwachstum 333
 Spongodisciden 203
 Sporen 258
 Sporenmutterzellen 259
 Sporentypen 259
 Spumellariden 148, 203
 Stachelsaumbläschen 333
 Ständerpilze 258
 Statocyten 369, 373
 Statolithenstärke 318
 Steinpilz 259
 Stenopotent 196
 Strom, galvanischer 283
 Strontiumsulfat 205
Stylonychia 85, 141
 Styra 324
 Sulcus 341
 Süßwassermollusken 78
 Symbionten, farblose 331
 Symbiose 259
Symplocarpus renifolius 345
 Synapomorphie 92
Synchaeta 289

Tabellaria 142
 Tange 285
 Tannennadel 274
 Tardigraden 87
 Tarsalorgane 335
 Tasthaare 336
 Täubling 259
 Tempelbaum 151
Tenebrio molitor 144
 Testaceen 193
Testudo graeca 210
Tetrahymena 213
Thalassiosira pseudonana 229

X Sachregister

- Thecamoeba*
 – *quadrilineata* 101
 – *striata* 103
 – *terricola* 103
 Thekamöbe 196
 Thespis-Karren 36
 Thigmotaxis 364
 Thum, E. 325
 Tiefenschärfe 221
 Tiefseeschwamm 147
Tilia 80
Tincatinca 208
 TIRF 49
 TIRFM 230
 Topinambur 181
 Total Internal Reflection Fluores-
 cence 49
 Trachea 209
 Tracheiden 79
Trichamoeba 34
 Trichobothrien 339
Trichodina 219
 Trichome 70
Trichormus azollae 177
Trichotheristus 138
Trigonopyxis arcula 197
Trinema enchelys 197
 Trompetenbaum 309
 TTL-gesteuerte Mikroblitzfoto-
 grafie 158
 TTL-Steuerung 243
 Two Point Resolution 184
 Typenplatte 321

Ulva 285
 Usambara-Veilchen 308
Utricularia 309

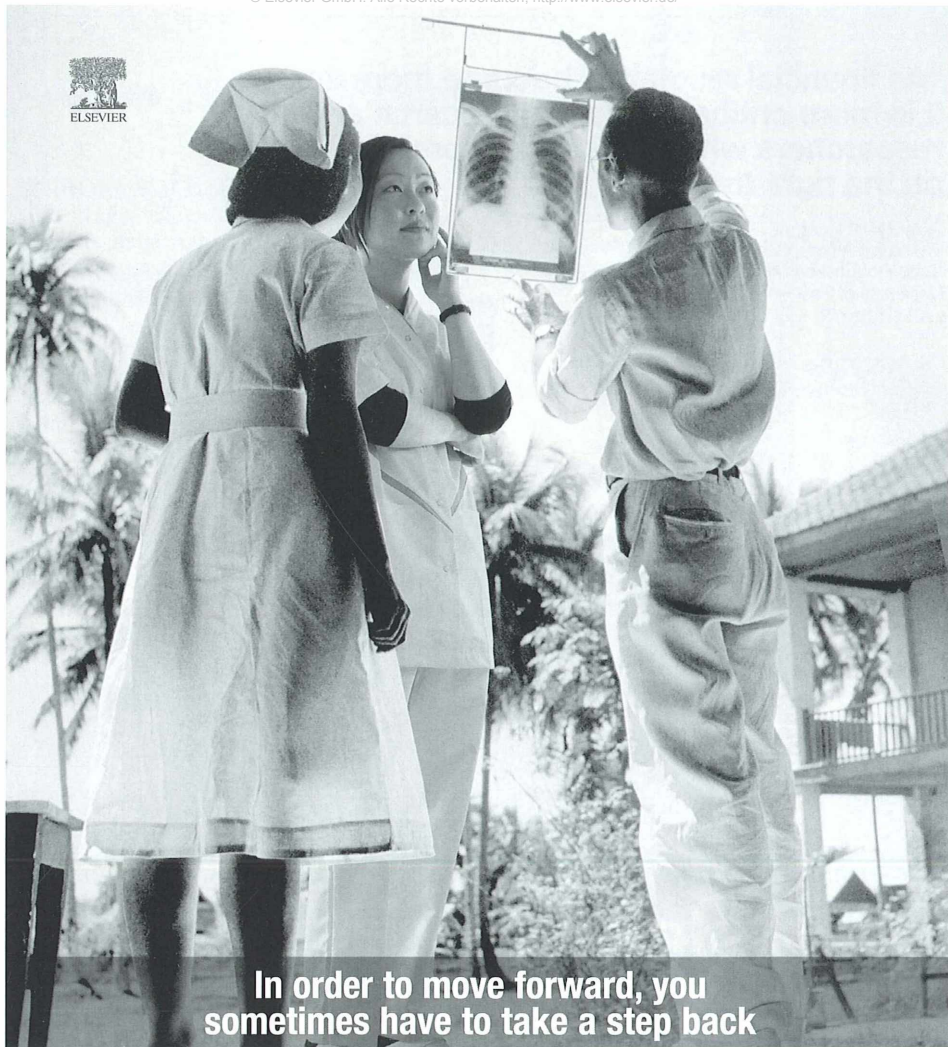
Valvata piscinalis piscinalis
 78
Vanella miroides 105
 Verdauungstrakt 135
 Vergleichsmikroskop 115
 Vergleichsokular 119
 Verkieselung 229
 Vermehrung, sexuelle 258
 Verschluss, reversibler 176
Vicia faba 176
 Vielborstenwürmer 88
Viola calaminaria 261
Vipera berus 210
Viviparus contectus 78
 Vögel 210
 Vogellunge 211
 Volumentomograph 51
Volvox aureus 219

 W-3A Verfahren 75
 Wabenkröte 209
 Waffentierchen 141
 Waldboden 258
 Wärmestarre 139
 Wasserflöhe 97
 Wassermoose 295
 Wasserpest 295
 Wasserschlauch 309
 Wattwurm 87
Watznaueria barnesae 165
 Weberknechte 334
 Wechseltierchen 362
 Weichtiergehäuse 75
 Weisheitszähne 51
 Weißbrustigel 350
 Weissflog 325
 Wellenoptik 108

 Wetterfisch 208
Wierzejskiella velox 290
Willaertia magna 105
 Wimpertierchen 87
 Wirbelflagellaten 341
 Wohldenberg 277
Wrangelia 287
 Wurzelepidermis 369
 Wurzelhaube 369
 Wurzelkanal 52
 Wurzelrinde 369

Xenopus laevis 209

 Zähne 51
 Zahnimplantation 53
 Zauneidechse 210
 Zebra-Springspinne 336
 Zedernnadel 276
 Zellkerne, pflanzliche 308
 Zellteilungsvorgang 129
 Zelltod, programmierter 370
 Zentralkapsel 203
 Zentralzylinder 369
 Zentrierkühlkörper 94
 Zernike, Frits 109
 Zieralge 129
 Zirkon, akzessorisches 232
 Zoochlorellen 328
 Zoosporenbildung 84
 Zooxanthellen 201
 Zuckmücke 379
 Zuckmücken-Larve 144
 Zusatzlungen 209
 Zweihäusig 151
 Zyste 194



**In order to move forward, you
sometimes have to take a step back**

**ScienceDirect Medicine and Dentistry
Backfile now available as 17 distinct
specialty packages**

Ground-breaking research in Medicine and Dentistry – back to volume 1, issue 1. ScienceDirect's friendly, intuitive interface makes it possible for researchers to quickly and easily link from past to present and across Elsevier's vast collection of full-text journal articles, handbooks, reference works and book series. Now available as 17 distinct packages, the total collection consists of over 340 titles and over 600,000 full-text articles, providing practitioners and researchers with one of the world's largest electronic Medicine & Dentistry archives.

**Medicine and Dentistry
backfile packages include:**

- Clinical Neurology
- Dentistry, Oral Surgery and Medicine
- Obstetrics, Gynecology and Women's Health
- Oncology
- Respiratory, Pulmonary and Infectious Diseases
- Surgery

For the full list of available packages,
please go to: info.sciencedirect.com/backfiles

**"As financial resources become more scarce,
it is more critical to identify research and
researchers who are the most productive and
on the right track."**

Peter Brimblecombe
Professor, Atmospheric Chemistry
School of Environmental Sciences
University of East Anglia, UK



**How does your
institution measure up?**

**Scopus is the optimal data source for research performance measurement.
No other database has so much breadth of content covering so many authors.**

**With Scopus you can identify authors' papers,
track their citations and analyze their influence
using the Scopus *h-index*. And, to evaluate the
performance of journals, research projects and
groups of researchers you can measure the
performance of a specified collection of articles.**

Now it's easy to:

- Evaluate and prioritize resource allocation by departments or fields
- Make informed decisions about tenure and promotion
- Promote your institution for funding and recruitment

www.scopus.com

refine your research
SCOPUS™

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

Mikrokosmos
6/2008

1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229