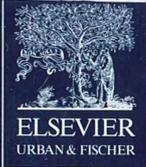


II-90372/101,3

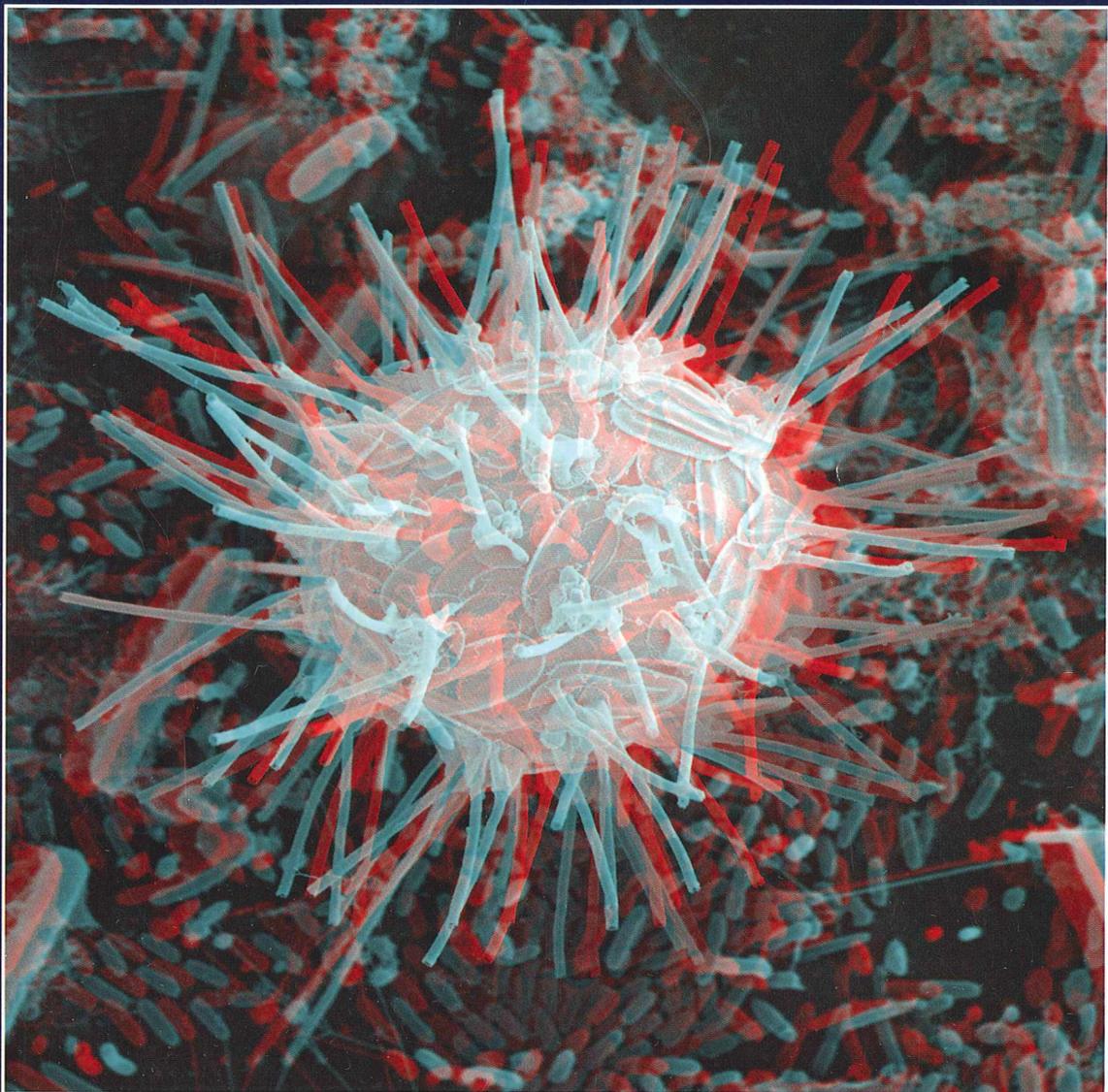


# MIKROKOSMOS

Heft 3  
101. Jahrgang  
Mai 2012

◆ [www.elsevier.de/mikrokosmos](http://www.elsevier.de/mikrokosmos)

ISSN 0026-3680



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., Mikrobiologische Vereinigung sowie AG Mikropaläontologie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikroskopischer Arbeitskreis Ruhrgebiet, 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

- 129** Krebscherereien und Algentümliches –  
Mit Giemsa auf der Suche nach Aufwuchsalgen  
*Erich Lüthje*
- 137** Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild  
Teil 2: Algen  
*Sarah-Julia Körner und Klaus Hausmann*
- 146** Rasterelektronenmikroskopische Abbildungen der besonderen Art –  
3D-Bilder aus dem REM  
*Klaas Koch und Klaus Hausmann*
- 155** Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen  
Sinkabweichungen und stroboskopische Registrierungen  
bei Fichtensamen  
*Werner Nachtigall*
- 160** Planktische Diatomeen um Helgoland  
Teil 1: Die Schwebefortsätze  
*Wolfgang Bettighofer*
- 168** Spurensuche nach der Testaceengattung *Microgromia*  
*Martin Kreutz*
- 178** Differenzierte Darstellung von Kleinkrebsmuskulatur  
mit polarisiertem Licht  
*Rudolf Drews*
- 182** Der binokulare Reichert-Stereo-Aufsatz nach Heimstädt  
*Erich Steiner*

### Rubriken

- 144**  
Mikro-Galerie
- 159, 166, 191**  
Nachrichten
- 167**  
Buchbesprechung
- 167**  
Mikro-Markt
- 175**  
Kurze Mitteilung
- 176**  
Form und Funktion im  
Mikro- und Makrobereich
- 187**  
Aus der Industrie
- 188**  
Mikro-Dialoge
- 192**  
Aus den  
Arbeitsgemeinschaften

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

*Umschlagabbildung:* Sonnentier (Heliozoon) in anaglyphischer 3D-Darstellung ()  
bedeckt mit länglich-ovalen Schuppen, welche jeweils einen hohlen,  
wahrscheinlich präparationsbedingt an der Spitze abgebrochenen, stacheligen Fortsatz tragen.  
Siehe Artikel K. Koch und K. Hausmann, S. 146–154.

# Krebsscherereien und Algentümliches – Mit Giemsa auf der Suche nach Aufwuchsalgen

Erich Lühje

Wenn man submerse Pflanzenteile mit Giemsa-Lösung färbt, treten bestimmte Aufwuchsalgen farblich selektiv hervor (Lühje 2011a, b). Diesen Algennachweis mit Indikatorlösung erprobte ich im Frühling und Sommer 2011 an Wasserpflanzen aus einem Graben am Kieler Stadtrand und aus Gartenteichen in der Nachbarschaft.

**D**abei fand ich auch, dass einige Pflanzen von ihren Mitbewohnern buchstäblich „die Schnauze voll haben“ können.

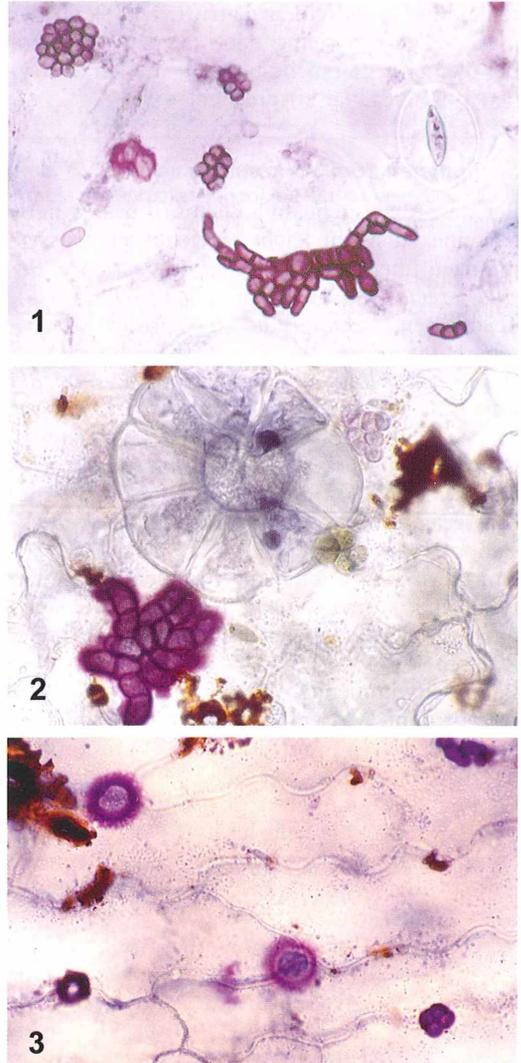
## Eine „Gi+“-Alge – Was ist das?

Mit „Gi+“-Algen bezeichne ich krustige Aufwuchsalgen (Grünalgen), die sich mit Giemsa darstellen lassen. Das einfache Verfahren: Submerse Pflanzenteile werden in Brennspiritus konserviert und dabei durch Chlorophyllentzug aufgehellt. Besser noch verwendet man mit Klorix (Haushaltsreiniger) gebleichtes Material. Aber auch an Frischmaterial kann die Überprüfung durchgeführt werden.

Nach Einwirkung einer dünnen Giemsa-Lösung treten „Gi+“-Algen durch rot gefärbte Zellwände gegenüber anderen krustigen Aufwuchsalgen hervor. Faden- und Kieselalgen können ebenfalls eine Färbung annehmen, sind aber mit den krustigen „Gi+“-Algen nicht zu verwechseln.

Ich unterscheide bislang folgende vier Typen:

1. Algen mit länglichen Zellen und strichartig klar gezogenen Zellwänden; Länge größerer Zellen circa 7–10 µm, Breite circa 4–5 µm (Abb. 1)
2. Ähnliche Algen, deren Thallus aber von einem diffusen Hof umgeben ist; Länge größerer Zellen circa 15 µm, Breite circa 5 µm (Abb. 2)
3. Algen, die aus kleinen, kugeligen Zellen bestehen; Durchmesser circa 2,5–5 µm (Abb. 1 und 3)
4. Kugelige Algen mit einem diffusen Hof; Durchmesser circa 10–12 µm (Abb. 3)



**Abb. 1:** „Gi+“-Algen (Typus 1, unten; Typus 3, Mitte, oben links) auf Berle-Blatt (alkoholfixiertes Material, Bleichung mit Klorix, Färbung mit Giemsa); Vergr. 600fach. – **Abb. 2:** „Gi+“-Algen (Typus 2) sowie grüne „Gi“-Algen (Mitte) auf *Callitriche*-Blatt mit Sternhaar (alkoholfixiertes Material, Giemsa-Färbung); Vergr. 590fach. – **Abb. 3:** „Gi+“-Algen (Typus 4, oben links, Mitte; Typus 3, unten rechts) auf *Callitriche*-Blatt (alkoholfixiertes Material, Giemsa-Färbung); Vergr. 570fach.

Eine verlässliche Artbestimmung ist mir bisher nicht möglich. Fraglich erschien mir zunächst, ob die recht ähnlichen Typen 1 und 2 zur selben Art gehören und der diffuse Hof allmählich während des Thalluswachstums entsteht. Das ist nicht der Fall: Schon einzellige Keimstadien des zweiten Typs besitzen diesen Hof, während auch größere (= ältere) Thalli vom ersten Typ ohne Hof bleiben.

An quer angeschnittenen Thalli ist zu erkennen, dass die Giemsa-Färbung die äußere, schleimige Wandschicht betrifft. Die Skala der „Gi+“-Algen ist sicher nach oben noch offen. Bei meinen Untersuchungen konnte ich die Typen 1–4 indes klar ansprechen.

### Stichproben zum Vorkommen

Bei der Algensuche mit Giemsa-Lösung habe ich eine Auswahl leicht erreichbarer Wasserpflanzen überprüft: Berle (*Sium erectum* = *Berula erecta*), Wasserstern (*Callitriche* spec.), Teichlinsen (*Lemna minor*, *L. trisulca*), Krebschere (*Stratiotes aloides*), Zungenhahnenfuß (*Ranunculus lingua*), Pfennigkraut (*Lysimachia nummularia*), Froschbiss (*Hydrocharis morsus ranae*), Wolfstrapp (*Lycopus europaeus*), Minze (*Mentha* spec.) und Wasserfeder (*Hottonia palustris*). Darüber hinaus wurden auch im Wasser liegende Gras- und Schilfbblätter berücksichtigt.

Um es vorwegzunehmen: Auf allen genannten Pflanzen konnte ich die gesuchten „Gi+“-Algen nachweisen – wengleich keineswegs auf allen Proben.

Beim Schwimmenden Laichkraut, dessen Blätter auf dem Wasser liegen, war Bewuchs verständlicherweise nur auf der Blattunterseite festzustellen. Diese war bei Pflanzen aus dem Graben dicht mit bakteriogenen Eisenverbindungen bedeckt – kein leichtes Geläuf für die Suche nach winzigen Krustenalgen! Dennoch machte die Giemsa-Färbung auch kleinste „Gi+“-Lager deutlich sichtbar.

Vergleichbare Schwimmblätter besitzt der Froschbiss; auf deren Oberseite war ebenfalls kein Aufwuchs zu erwarten. Dennoch signalisierte eine Stelle klar „Rot“ – also „Gi+“-Aufwuchs. Folgerung: Das Blatt dürfte in seinem Gartenteich zumindest partiell von anderen Blättern überdeckt und unter Wasser gedrückt worden sein. Mehrere Blätter waren vollständig „Gi+“-frei, andere hingegen wiesen entsprechende Thalli auf.

Bei der Durchmusterung der Proben richtete ich mein Augenmerk auf folgende Aspekte:

1. Welche der Algentypen 1–4 liegen auf der Probe vor?
2. Finden sich neben positiv gefärbten „Gi+“-Algen auch nicht angefärbte Krustenalgen?
3. Wie groß (= alt) sind die Thalli des Typs 1 und 2 (Anzahl der Zellen)?
4. Wachsen diese Thalli frei oder unter dem Einfluss der Substratstruktur?

Frage 2 diente der Bestätigung, dass die Färbung von „Gi+“-Aufwuchs richtig verlaufen war. Dann hatten beispielsweise *Coleochaete*- und *Chaetopeltis*-Arten die rote Wandfärbung nicht angenommen. Auf den Wasserlinsen fand ich – wenn überhaupt – kleine bis kleinste „Gi+“-Thalli (Frage 3). Das erscheint mir leicht verständlich. Diese Pflänzchen stellen infolge ihres raschen Wachstums immer wieder neue Substratflächen zur Ansiedlung bereit. Dass diese Algen häufig entlang Leitlinien der Epidermis wachsen (Frage 4), war mir bereits bekannt. Auch jetzt bestätigte sich dieser Einfluss auf die Thallusform überzeugend. Darüber hinaus differenzierte ich die Beschreibung des Wuchsortes auf dem Basiphytenblatt wie folgt (vgl. Abb. 4):

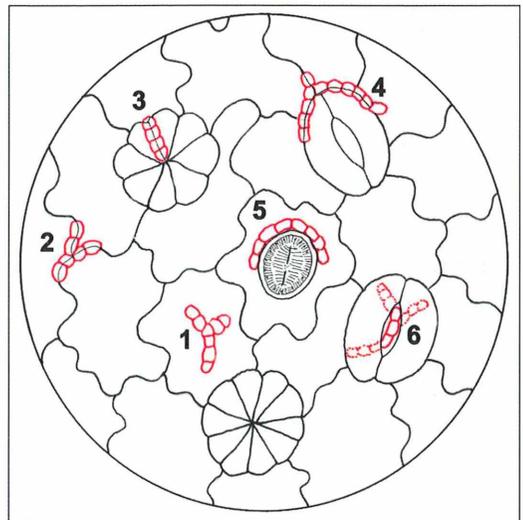


Abb. 4: Möglichkeiten des Algenaufwuchses auf einem submersen Blatt (Schema); Erläuterungen im Text.

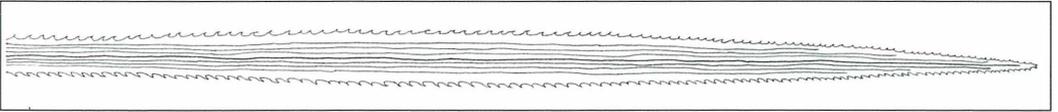


Abb. 5: Blatt der Krebschere (2/3 natürliche Größe).

1. auf perikliner Zellwand
2. auf antikliner Wand
3. auf einem Blatthaar
4. bei einem Spaltöffnungsapparat
5. bei einer „Algenlaus“ (*Cocconeis spec.*)
6. siehe weiter unten

Ergänzend sei erwähnt, dass auch andere Algen (z.B. *Coleochaete scutata*, Dichte Schild-Grünalge) von „Gi+“-Algen besiedelt werden können.

### Basiphyt mit Überraschungen: Die Krebschere

Spannend wurde es gleich in mehrfacher Hinsicht, als ich die Krebschere untersuchte. Schon ihr Äußeres beflügelt die Phantasie des

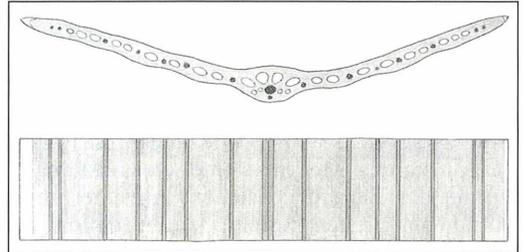


Abb. 6: Querschnitt eines 10 Millimeter breiten Krebschereblattes (oben) mit Gaskanälen und Leitbündeln. Unten: Aufsicht auf denselben Blattausschnitt.

Betrachters. Einerseits erkennt man eine Ähnlichkeit ihrer Blätter mit den Scheren eines Krebses, andererseits mit einem Schwert (vgl. Abb. 5; der Gattungsname *Stratiotes* ist das

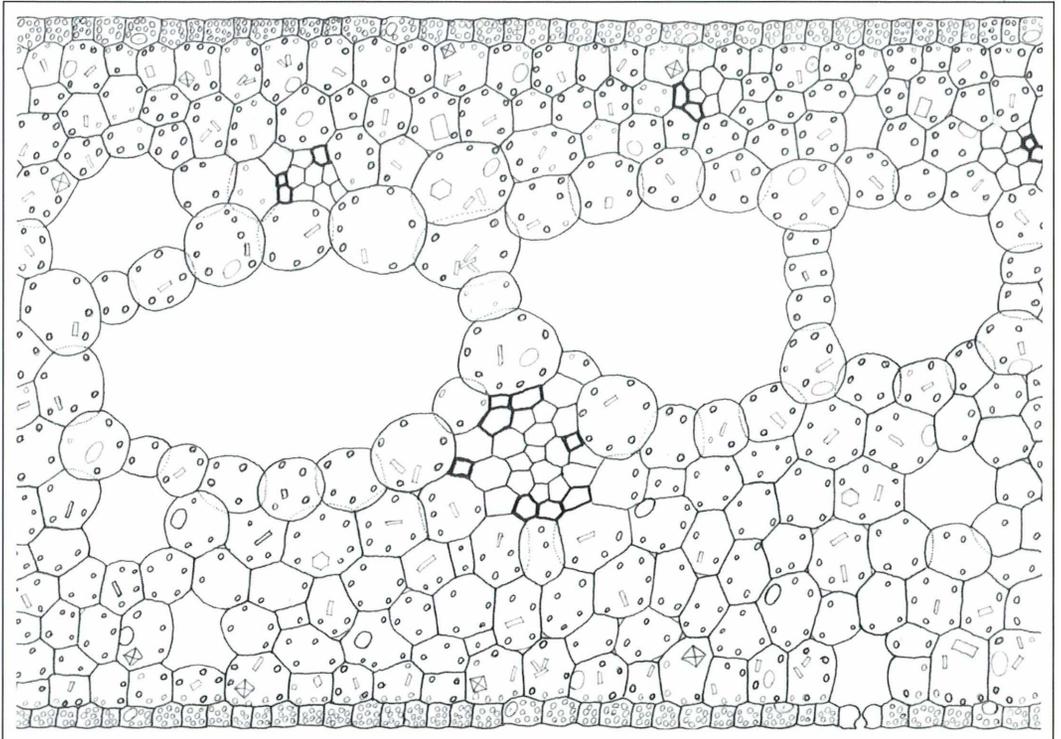
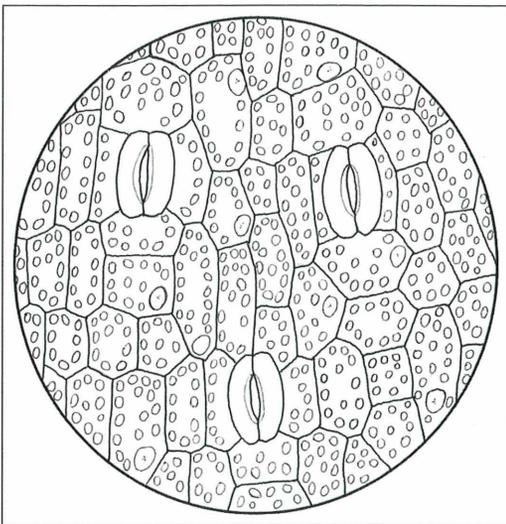


Abb. 7: Blattquerschnitt der Krebschere; Ausschnitt 0,9 x 0,6 Millimeter. Äquifazialer Bau, Aerenchym, Spaltöffnungen und dicht gepackte Chloroplasten in beiden Epidermen. Im Mesophyll viele Kristalle.

griechische Wort für Krieger). Ferner deuten die stachelig gesägten Blattränder auf die Aloe hin (Artnamen *aloides*; Genauß, 2005). Im Falle des etwa in Zweidrittel-Originalgröße dargestellten Blattes (Abb. 5) schwankt die Zahl der Blattrand-Zähnechen zwischen 7 pro cm an der Spitze und vier pro cm im mittleren und unteren Bereich. An der breitesten Stelle ziehen elf Leitbündel durch das Blatt, im Spitzenbereich sind es nur drei. Als dunkle Stränge ergeben sie sozusagen den Strich-Code des Blattes (Abb. 6 unten). Im Querschnitt erweist sich dieses botanische Schwert als ein äquifaziales Blatt (Abb. 7). Markantes Merkmal sind die Gaskanäle, welche das Blatt durchziehen. An einer zehn Millimeter breiten Spreite waren davon 22 Stück zu zählen. Sie verleihen der Pflanze den Auftrieb, welcher sie nach dem Winter an die Wasseroberfläche steigen und sie dann halb aufgetaucht dort schwimmen lässt. Bei stärkerer Vergrößerung findet man in beiden Epidermen Spaltöffnungen (Abb. 8) – aber nicht an allen Stellen. Das überraschte mich zunächst. Ich zählte daher bei einigen Flächenschnitten der oberen Epidermis die Spaltöffnungen (20faches Objektiv). Da die Proben bisweilen nicht das ganze Sichtfeld ausfüllten und die Anzahl der Stomata auf verschiedenen Schnitten desselben Blattstückes schwankten, sind teilweise mehrere Zählergebnisse in den nachfolgenden Tabellen angegeben. Daher sind die Zahlenangaben nicht immer präzise, sie vermitteln aber einen treffenden Eindruck.



**Abb. 8:** Spaltöffnungen in der unteren Blattepidermis der Krebssehne; Bildfeld-Durchmesser 0,25 Millimeter.

### *Blatt I (Länge 18 cm)*

Basisbereich 0–1 cm:	keine Stomata
Abschnitt 4–4,5 cm:	keine Stomata
Abschnitt 8,5–9 cm:	0 – ca. 10 – ca. 12
Abschnitt 14–14,5 cm:	über 40
Abschnitt 17–18 cm:	über 40 – ca. 50 – ca. 35

### *Blatt II (Länge 6 cm)*

Basisbereich 0–1 cm:	keine Stomata
Abschnitt 1–2 cm:	keine Stomata
Abschnitt 2–3 cm:	keine Stomata
Abschnitt 3–4 cm:	0 – 1 – 1
Abschnitt 4–5 cm:	0 – ca. 5 – ca. 10
Abschnitt 5–6 cm:	über 30 – ca. 25

Bei Zählungen auf der oberen und unteren Epidermis war es nicht möglich, genau dieselben topographischen Ausschnitte zu vergleichen. Offensichtlich besteht aber kein signifikanter Unterschied zwischen der Stomatazahl auf Blattober- und -unterseite.

Fazit: Im basalen Blattabschnitt findet man keine Spaltöffnungen, im Spitzenbereich sind sie besonders zahlreich. Das stimmt gut mit der Biographie dieser Organe überein: *Während der Blütezeit (Mai bis Juli) ragen sie im oberen Teil aus dem Wasser, sonst sind sie untergetaucht* (Düll und Kutzelnigg, 1992).

### **Ein Mundvoll Spaghetti und Knödel**

Wie bereits erwähnt, wuchsen viele „Gi+“-Thalli auf den Blättern des eingangs genannten Probenmaterials entlang markanter Strukturen ihrer Unterlagen. Bei der Berle umrankten sie beispielsweise die schwungvollen Konturen der Epidermiszellen, andernorts schmiegt sie sich liebevoll-akribisch an den *Cocconeis*-Aufwuchs des Substrats an (Abb. 9). Beim Zungenhahnenfuß wiederum stellten die antiklinen Schließzellenwände eine besondere Attraktion für die Ansiedlung dar (Abb. 10). Selten fand ich, dass der „Gi+“-Thallus dabei auch auf die Oberseite einer Schließzelle übergriff (Abb. 11). Bei der Platzauswahl eines „Gi+“-Schwärmers wird wohl kaum jemand an eine bewusste Suche denken. Umso aufschlussreicher scheinen mir daher folgende Schilderungen zur Platzwahl eines Ciliaten-Schwärmers (Bettighofer, 2011). *Ich musste dem Schwärmer nicht lange folgen* (bei der mikroskopischen Beobachtung), *denn bald – circa fünf Millimeter von der*



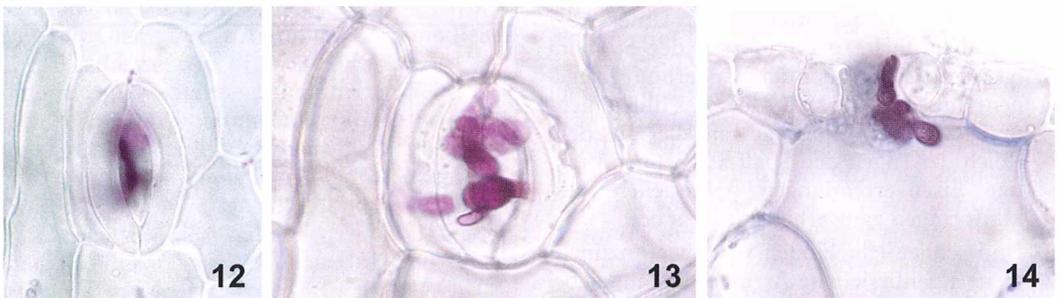
**Abb. 9:** Mit „Gi+“-Algen (Typus 1) umwachsene „Algenlaus“ (*Cocconeis spec.*) auf Krebssschere. Präparation wie Abbildung 3; Vergr. 710fach. – **Abb. 10:** Mit „Gi+“-Algen (Typus 1) umwachsener Spaltöffnungsapparat des Zungenhahnenfußes. Präparation wie Abbildung 3; Vergr. 485fach. – **Abb. 11:** „Gi+“-Algen auf perikliner (links, Typus 1) und antikliner Schließzellenwand (rechts, Typus 3) der Krebssschere. Präparation wie Abbildung 10; Vergr. 760fach.

ursprünglichen Behausung entfernt – hatte er offensichtlich einen Platz gefunden, der in seinem Bewertungsmuster einem guten Gebiet entsprach. Der beobachtete Schwärmer examinierte den Bezirk um seinen Haftpunkt herum und schloss die Prüfung nach ungefähr einer Umdrehung ab. Abbildung 3f (bei Bettighofer, 2011) stellt diese Erkundung in einer eindrucksvollen Bildmontage dar. – Vielleicht geht es bei der Algenansiedlung mutatis mutandis gar nicht so unähnlich zu?

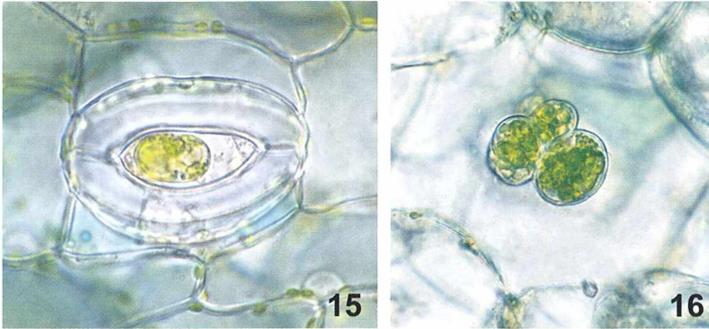
Bei der Krebssschere waren, wie in Abbildung 4 (unter 6) bereits dargestellt, „Gi+“-Algen sogar vom Außenseiter zum Insider avanciert (Abb. 12–14). Sie besiedelten außer der Epidermis auch Spalt und Atemhöhle der Schließzellenkomplexe. Besonders eindrucksvoll zeigte sich dieses Phänomen bei Klorix-Material. Blickte ich im Mikroskop auf die „Winterlandschaft“ des gebleichten Flächenschnittes, stachen selbst

kleinste „Gi+“-Exemplare (nach Giemsa-Färbung) als rote Flecken ins Auge (Abb. 12). Zunächst, wenn die Schärfenebene auf der Epidermis lag, schimmerte die gefärbte Alge wie durch milchig-trübes Eis aus dem Blattinneren hervor. Senkte ich den Fokus tiefer, gewann der Thallus klare Konturen (Abb. 13).

Einige Messungen mit der 100er Ölimmersion ergaben für diese Differenz Werte von 17–22–24–30–34  $\mu\text{m}$ . Aus der Perspektive vom Blattinneren her zur Oberfläche des Präparats erinnerte mich der rote Thallus zwischen den „Lippen“ der Schließzellen und in der „Mundhöhle“ an eine Portion Spaghetti. Erwartungsgemäß fanden sich solche „Gi+“-besiedelten Spaltöffnungen auch auf Querschnitten (Abb. 14). Ich kann nicht beurteilen, ob dieser bemerkenswerte Wuchsort epiphytischer Grünalgen schon bekannt ist. Ohne Bleichung und geeignete Färbung dürfte der Nachweis kaum möglich sein.



**Abb. 12 und 13:** „Gi+“-Thallus im Spaltöffnungsapparat der Krebssschere; Fokussierebenen 17  $\mu\text{m}$  voneinander entfernt. Präparation wie Abbildung 1; Abb. 12 Vergr. 435fach, Abb. 13 Vergr. 620fach. – **Abb. 14:** Blattquerschnitt der Krebssschere mit „Gi+“-Thallus (Typus 1) im Spaltöffnungsapparat. Präparation wie Abbildung 3; Vergr. 576fach.



**Abb. 15 und 16:** Kugelige Grünalgen („Gi-“) im Spalt beziehungsweise der Atemhöhle eines Spaltöffnungsapparates der Krebschere. Präparation wie Abbildung 3; Abb. 15 Vergr. 690fach, Abb. 16 Vergr. 540fach.

Doch damit war der Algenhunger der Krebscheren-Stomata (bildlich) noch nicht gestillt. Auf gebleichten Blattquerschnitten hatte ich wiederholt neben gefärbten „Gi+“-Algen auch farblose Kugeln im Spaltöffnungsapparat entdeckt, dieses Phänomen aber nicht deuten können und geflissentlich übersehen. Bei alkoholisiertem Material konnte ich in solchen Gebilden einzellige Grünalgen erkennen (Abb. 15 und 16). Nicht selten waren die Spaltöffnungen damit geradezu verstopft – hatten also, wie eingangs angedeutet, „die Schnauze voll“ (gr. stoma – Mund, Maul), und zwar von grünen Knödeln. Auch zur exquisiten Platzwahl dieser „Mundbewohner“ fand ich bisher keine näheren Hinweise.

Die überraschende Platzwahl der Algen in den Abbildungen 12–16 wirft einige Fragen auf:

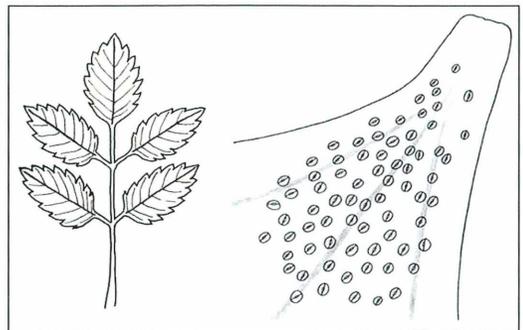
1. Beobachten wir bei diesem Übergang vom Epiphyten zum Insider modellhaft die Entstehung parasitischer Arten? Oder bietet dieser Wuchsort einen besonders effektiven Fraßschutz?
2. Behindern die Einwanderer die Funktion der Spaltöffnungsapparate? Da wäre zu bedenken, dass die Stoma-Besiedlung nur an submersen Blattabschnitten erfolgt. Unter Wasser aber dürfte die Funktion der Stomata (gegenüber den über der Wasserlinie gelegenen) unbedeutend sein. Überdies füllen nicht nur „Gi+“- und kugelige Einzeller aus dem Reich der Algen den Spalt aus – auch krustige Eisenverbindungen bakterieller Herkunft tragen ganz erheblich dazu bei.
3. Und schließlich: Finden sich (wie anzunehmen) algenbesiedelte Atemhöhlen außer bei der Krebschere auch bei anderen Basiphyten?

Es gibt also bei der Suche nach Aufwuchsalgallen mit der Giemsa-Lösung noch etwas zu tun!

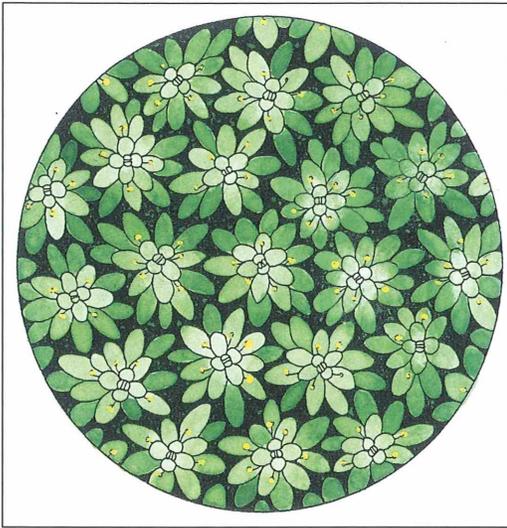
### Farbige Nachklänge

Unter ästhetischem Aspekt traten zwei Basiphyten-Arten besonders hervor. Als ich gebleichte Blätter der Berle mit Astrablau-Safranin färbte, fielen mir an den Zähnen der Blattränder Gruppen von Hydathoden auf (Abb. 17). Hydathoden sind umgewandelte Spaltöffnungen, welche Wasser in flüssiger Form abgeben können; auch Wasserspalten oder -poren genannt (Wagenitz, 1996). Der Spalt erschien blau eingefärbt, darunter schimmerte das Leitgewebe des Blattes leuchtend rot hervor. Stomata auf den anschließenden Bereichen der Blattspreite waren deutlich größer. Den Höhepunkt bot indes der Wasserstern. Erst aus der Nähe bemerkt man den astralen Aspekt seines Habitus (Anordnung der oberen Blätter; Abb. 18).

Im Mikroskop bezaubern die Stern- oder Schildhaare auf den Blättern; man glaubt auf einen aufgespannten Sonnenschirm zu blicken oder auf eine geschälte Pampelmuse (von oben). Der Schirm weist je nach Wasserstern-Art unterschiedlich viele Zellen auf: Bei *Callitriche palustris* sind die Schildhaare beispielsweise 12–16-zellig, bei *C. cophocarpa* 8–15-



**Abb. 17:** Blatt der Berle (natürliche Größe) und Blattrand-Zahn mit Hydathoden.



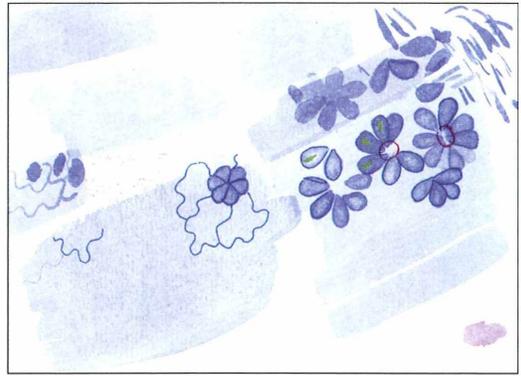
**Abb. 18:** Stumpfkantiger Wasserstern (*Callitriche cophocarpa*), Habitus.

zellig (so auch die von mir untersuchten Pflanzen; vgl. Abb. 20 und 21), bei *C. barmulata* (10)12–18-zellig (Haeupler und Muer, 2007). Der Schild beziehungsweise Stern sitzt auf einer plan-konvexen Basiszelle in der Epidermis, deren antikline Wand in der Aufsicht als Ring unter dem Schirm hervortritt. In Abbildung 19 und 20 ist er rot dargestellt, wie es sich seinerzeit bei Giemsa-Färbung ergeben hatte. Bei einem späteren Einsatz derselben Lösung fiel dieser Ring dann blau aus – ohne dass ich dieses Rätsel lösen konnte.

Der wissenschaftliche Name *Callitriche* (gr. für schönhaarig) könnte auf diese attraktiven Blatthaare hindeuten, aber das täuscht. Es sind vielmehr die haarfeinen Wurzeln, nach denen die untergetaucht oder amphibisch lebende Gattung benannt ist (Genaust, 2005). Färbungen mit Giemsa oder Astrablau-Safranin ließen die Blatthaare wie Blumen auf blauer beziehungsweise rosafarbener Flur hervortreten.

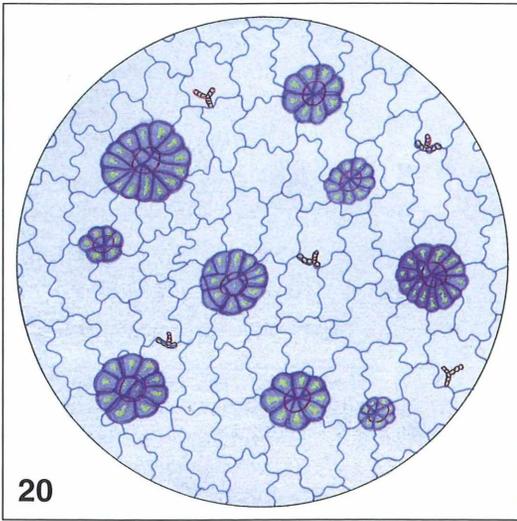
Mir schienen Abbildungen im vollen Rund des mikroskopischen Bildes reizvoll, und so sandte ich Material an Hans Brogmus nach Bielefeld. So entstanden einerseits die Abbildungen 4 und 8. Hinsichtlich der Aquarelle (Abb. 20 und 21) mag für die überwiegend analog und digital fotografierenden Autoren des MIKROKOSMOS ein Blick auf die Chronologie der Arbeitsschritte interessieren:

*Nach anfänglichem Bewundern der angefärbten Frischpräparate ging ich dazu über, Formen*

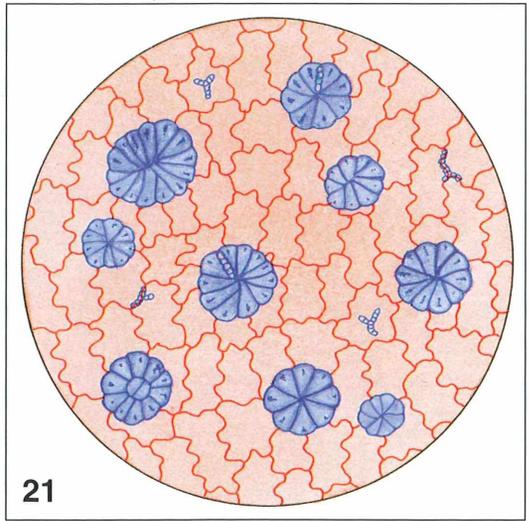


**Abb. 19:** Vorstudien zu mikroskopischen Aquarellzeichnungen von Hans Brogmus.

*zu erkennen und in kleinen Skizzen festzuhalten. Dann galt es, in Mischversuchen den richtigen Farbton für Epidermiszellen und Trichome zu finden. Immer wieder kamen die Präparate unter das Mikroskop, frisch gehalten in einem flach auf einem Tablett liegenden, innen feuchten Plastikbeutel. Bei 200facher Vergrößerung entstand zunächst die Konfiguration der unterschiedlich großen Haare. Dann erfolgte das Einzeichnen der Epidermiszellen (vorher ausgezählt; etwa 14 in der Breite, 7 in der Höhe – die Zellen sind überwiegend länglich). Alles wurde mit Schwarz nachgezeichnet, damit beim Übertragen auf das dicke Aquarellpapier alles gut durchscheint. Der Bildkreis wurde mit Zirkel und Reißfeder aufgezeichnet; dann war das Nachzeichnen an der Reihe. Dazu nahm ich eine von unten beleuchtete Milchglasscheibe zur Hilfe. Damit der 12-Zentimeter-Kreis sauber mit der Farbe der Epidermis ausgefüllt wurde, musste ich außerhalb des Kreises mit größter Sorgfalt einen 1 Zentimeter breiten Rubbelkrepp-Gürtel mit dem Pinsel auftragen. Diese milchige, wasserabweisende Flüssigkeit trocknet schnell und lässt sich nach dem Abtrocknen der Aquarellfarbe leicht abrubbeln. Nun erfolgte die Farbgebung bei den Sternhaaren (Nordischblau). Die blau angefärbten Zellwände der Epidermis wurden mit einem 0,1 mm breiten Filzstift eingetragen. Am Schluss waren die durchscheinenden Basen der Haare (Magenta + Lila) mit der Zeichenfeder einzutragen, dann der durch die Präparation eingeschrumpfte grünliche Inhalt der Sternhaarzellen und die kleinen Thalli der „Gi+“-Algen.*



20



21

**Abb. 20 und 21:** Blatt des Wassersterns mit Haaren. Blau: Giemsa-Färbung; „Gi+“-Thalli rötlich. Rosa: Astrablau-Safranin-Färbung; dieselben Thalli blau. Sehfeld-Durchmesser 0,53 Millimeter.

Einige Vorstudien sind in Abbildung 19 dargestellt. Die fertige Darstellung (Abb. 20) erforderte vier Arbeitstage. Dennoch ließ es sich Hans Brogmus nicht nehmen, auch noch das Astrablau-Safranin-Pendant anzufertigen (Abb. 21)!

#### Dank

Für die Zeichnungen und Aquarelle sowie für hilfreiche briefliche und mündliche Mitteilungen danke ich (wieder einmal!) herzlichst Hans Brogmus, Bielefeld.

#### Literaturhinweise

Bettighofer, W.: Folliculiniden aus dem Hiddenseer Bodden. Teil 2: Der Neubau des Hauses. *Mikrokosmos* 100, 257–264 (2011).

Düll, R., Kutzelnigg, H.: *Botanisch-ökologisches Exkursionsatlasbuch*, 4. Auflage. Quelle und Meyer Verlag, Heidelberg 1992.

Genaust, H.: *Etymologisches Wörterbuch der botanischen Pflanzennamen*, 3. Auflage. Nikol Verlagsgesellschaft, Hamburg 2005.

Haeupler, H., Muer, Th.: *Bildatlas der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands*, 2. Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 2007.

Lühje, E.: Wie man sich bettet, so kriecht man – Untersuchungen an Aufwuchsalgen. *Unterricht Biologie* 365, 52–55 (2011a).

Lühje, E.: Vom Keimling zum Thallus – Beobachtungen an Aufwuchsalgen. *Mikrokosmos* 100, 201–208 (2011b).

Wagenitz, G.: *Wörterbuch der Botanik*. Gustav Fischer Verlag, Jena 1996.

Streble, H., Krauter, D.: *Das Leben im Wassertropfen*, 8. Auflage. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.

*Verfasser:* Dr. Erich Lühje, Kruppallee 13, 24146 Kiel



Oberfläche eines Blattes vom Johanniskrautbaum mit Spaltöffnungen.

(Foto: O. Meckes und N. Ottawa [eye of science], Reutlingen)

# Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild

## Teil 2: Algen

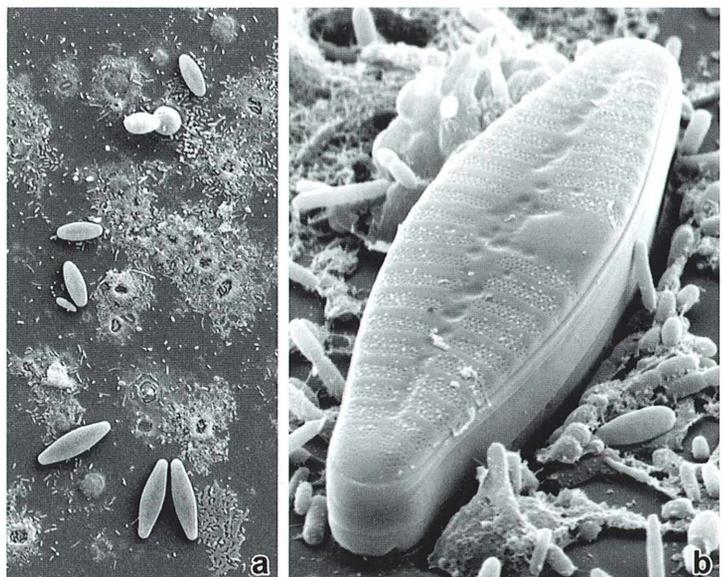
Sarah-Julia Körner und Klaus Hausmann

In dem vorausgegangenen Artikel dieser Reihe wurde festgehalten, dass es sich beim Periphyton um eine Organismengemeinschaft handelt, die organisches und anorganisches, submerses Substrat besiedelt und sich nach seiner Lebensweise in die zwei Großgruppen des vagilen Pseudoperiphytons und des sessilen Euperiphytons unterteilen lässt (Körner und Hausmann, 2012).

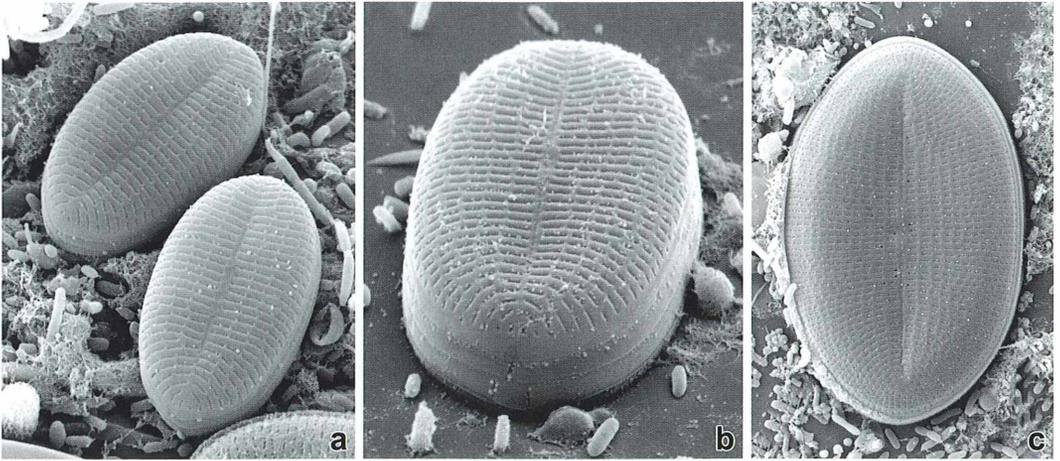
**A**uf welchem Substrat Organismen stärker oder schwächer anhaften, und ob sich typische Gesellschaften in Abhängigkeit vom Substrat etablieren, ist Gegenstand vieler aktueller Untersuchungen, wie auch dieser. Das Ziel war es hierbei, den Aufwuchs auf anorganischem und organischem Substrat gegenüberzustellen und Ähnlichkeiten sowie Unterschiede im Bewuchs herauszuarbeiten. In diesem Artikel werden die Untersuchungsergebnisse bezüglich der Großgruppe der Algen dargestellt.

### Kieselalgen (Diatomeen)

Vertreter der Kieselalgen waren auf sämtlichen untersuchten Substraten in variierender Abundanz zu finden. *Navicula* stellte dabei die einzige determinierte Gattung dar, die dem Pseudoperiphyton angehört. Zu bestimmen ist sie aufgrund ihrer pennaten Form, den symmetrischen, stumpf gerundeten Schalen mit isopolaren Enden und vor allem der für diese Gattung so typischen, schiffchenartigen, lanzettlichen Umrissform in Schalenansicht. Die Frustel ist



**Abb. 1:** Diatomeen. **a** Aggregat von *Navicula*. Vergr. 700fach.  
**b** *Navicula*. Vergr. 16.000fach.

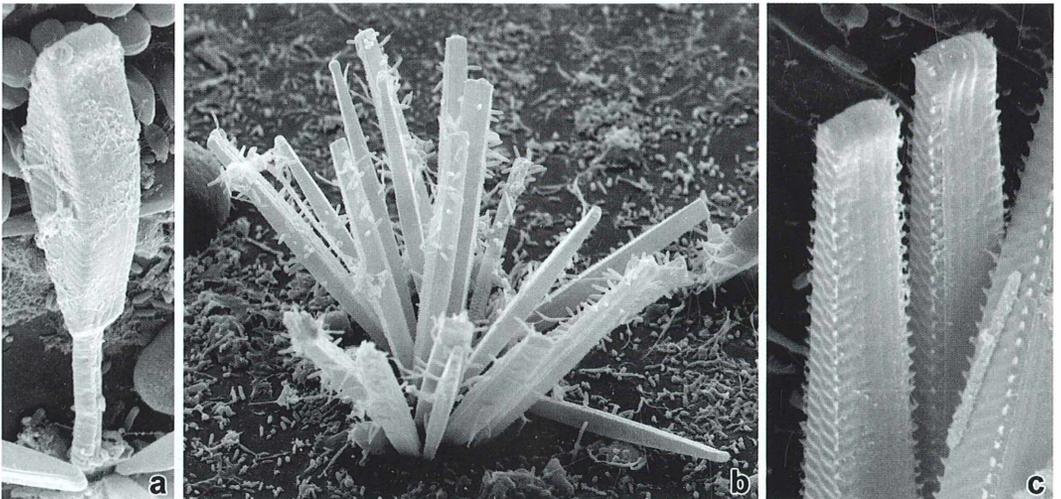


**Abb. 2:** Diatomeen. **a** Aggregat von *Cocconeis*. Vergr. 12.000fach. **b** *Cocconeis*. Vergr. 15.000fach. **c** *Cocconeis*, Schalenansicht. Vergr. 8.000fach.

biraphid mit fadenförmigen Raphen in der Mittellinie, zu deren Seiten parallel angeordnete Lineolae verlaufen. Die Zentralarea liegt einseitig der Raphe und ist scharf umgrenzt (Abb. 1a). *Navicula* kam sowohl auf anorganischem Substrat als auch auf den vermodernden Blättern von *Symphoricarpos albus* mehrmals gleichmäßig verteilt und seltener aggregiert (Abb. 1b) vor. Sie liegt dem Substrat mit einer Schalenfläche locker auf und kann sich aktiv gleitend fortbewegen.

Alle weiteren determinierten Diatomeen gehören dem Euperiphyton an und können ihrer

Wuchsform entsprechend in zwei verschiedene Typen eingeteilt werden: angewachsen und aufrecht stehend. So ist allein die Gattung *Cocconeis* (Abb. 2b) angewachsen, indem sie mit der Raphe ihrer konkaven Valve horizontal dem Substrat fest anhaftet. Auch sie ist pennat und symmetrisch mit breit gerundeten, isopolaren Schalenenden sowie von einer breit elliptischen Umrissform in Schalenansicht. Die Frustel ist monoraphid mit einer median verlaufenden, fadenförmigen Raphe auf der dem Substrat abgewandten, konvex gewölbten Valve. Die parallel grob gestrichelten Lineolae verlaufen parallel



**Abb. 3:** Diatomeen. **a** *Achnanthes*. Vergr. 6.000fach. **b** Sternförmige Gruppe von *Synedra*. Vergr. 2.600fach. **c** Nadelförmige Schalenansicht und schmal rechteckige Seitenansicht von *Synedra*. Vergr. 12.000fach.

angeordnet zu beiden Seiten der Raphe. Eine Zentralarea ist nicht vorhanden (Abb. 2c). Die Gattung kam sowohl auf anorganischem Substrat vor als auch auf jeglichem organischen Substrat, wie den lebenden Blättern der Wasserpflanze *Potamogeton crispus*, den vermodernenden Blättern von *Symphoricarpos albus* und *Tilia* sowie auf dem Haus einer planorbiden Schnecke. Sie war mit Abstand die am meisten vertretene Diatomeengattung auf allen Substraten und einer der am häufigsten gefundenen Organismen überhaupt. Ihre räumliche Verteilung war zumeist aggregiert (Abb. 2a).

*Achnanthes*, *Fragilaria*, *Tabularia* und *Synedra* gehören dagegen dem aufrechten Typ an. *Achnanthes* sitzt dem Substrat mit einem Gallertstiel auf (Abb. 3a), welcher von einem apikalen Porenfeld abgesondert wird. Die Schalen sind pennat, symmetrisch und haben eine elliptisch-lanzettliche Umrissform mit stumpf gerundeten, isopolaren Enden. Die Frustel ist monoraphid mit einer in der Mittellinie liegenden, fadenförmigen Raphe, zu deren Seiten parallel angeordnete Streifen verlaufen. Eine Zentralarea hat diese Diatomee nicht. Die gefundenen Vertreter der Gattung kamen sowohl auf anorganischem Substrat als auch auf dem Schneckenhaus der Planorbiden vor. Ihr Verteilungsmuster war meist aggregiert, ein solitäres Auftreten war selten.

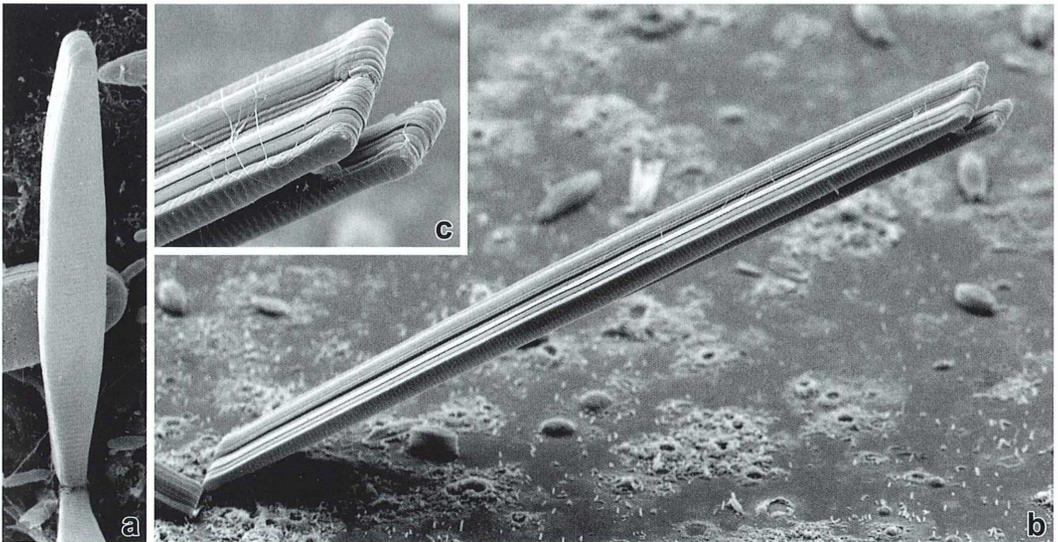
Die araphiden Gattungen *Synedra*, *Tabularia* und *Fragilaria*, die keine Raphen ausbilden, haf-

ten dem Substrat ungestielt mit einem Schleimpolster an, welches ebenfalls von den apikalen Porenfeldern der Diatomeen sekretiert wird.

*Synedra* ist pennat und symmetrisch mit stumpf gerundeten bis leicht schnabelartig vorgezogenen, isopolaren Schalenenden. Ihre Umrissform ist in Schalenansicht nadelförmig bis schmal lanzettlich und in Gürtelansicht schmal rechteckig (Abb. 3b). Die araphiden Valven weisen parallel angeordnete Streifen auf, denen randständig etwa 200 nm lange Borsten ansitzen (Abb. 3c). Eine Zentralarea ist nicht vorhanden. Vertreter dieser Gattung wurden vereinzelt auf anorganischem Substrat sowie auf dem bereits erwähnten Schneckenhaus und stets in sternförmigen Kolonien angeordnet gefunden.

Auch die Schalen von *Tabularia* sind pennat und symmetrisch mit stumpf gerundeten, isopolaren Schalenenden und von einer schmal lanzettlichen Umrissform der Schalen. Die Ornamentierung der araphiden Valven ist von parallel angeordneten, randständigen Streifen gezeichnet und besitzt keine Zentralarea (Abb. 4a). Sie kam ausschließlich auf anorganischem Substrat vereinzelt vor und haftete diesem aufrecht an.

Die pennaten, symmetrischen Schalen von *Fragilaria* besitzen hingegen schnabelartig vorgezogene, isopolare Schalenenden. Ihre Umrissform ist in Schalenansicht schmal lanzettlich und in Gürtelansicht rechteckig (Abb. 4b). Die Ornamentierung der araphiden Valven zeigt



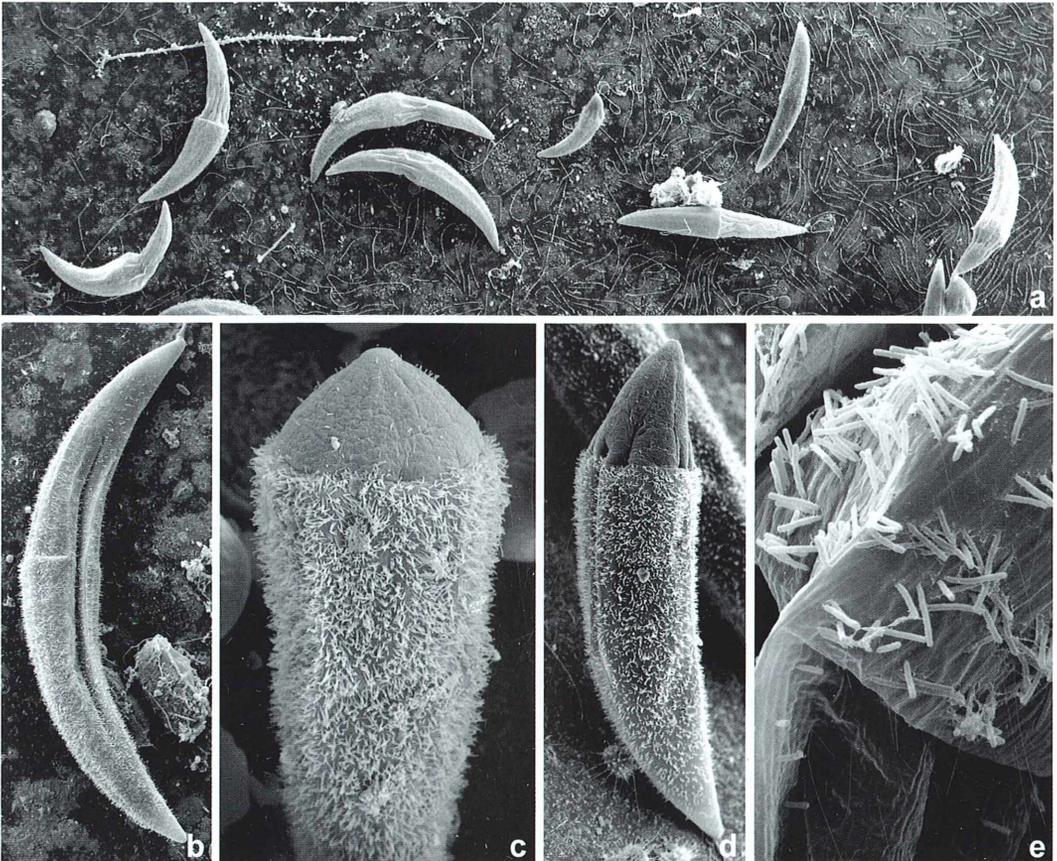
**Abb. 4:** Diatomeen. **a** *Tabularia*. Vergr. 8.000fach. **b** *Fragilaria*. Vergr. 1.200fach. **c** *Fragilaria*, an den Schalenflächen verbunden. Vergr. 6.500fach.

parallel angeordnete Streifen ohne eine Unterbrechung durch eine Zentralarea. Eine Verbindung zwischen Individuen dieser Gattung erfolgt an den Schalenflächen (Abb. 4c). Die Gattung kam vereinzelt und ausschließlich auf anorganischem Substrat vor.

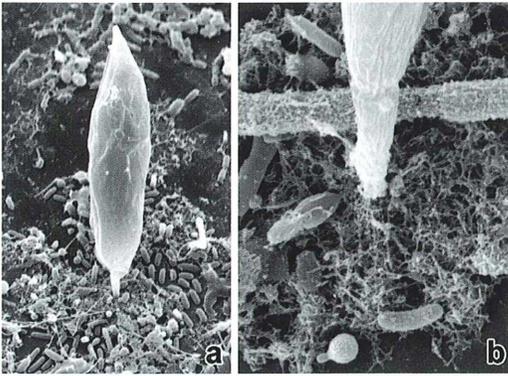
### Gelbgrün- und Grünalgen

Als vagiler Organismus und somit dem Pseudo-periphyton angehörig, sei an dieser Stelle nur *Closterium* genannt. Dieser Alge ist es durch Schleimausscheidung möglich, langsame Kriechbewegungen durchzuführen, indem sie sich mit einem Zellpol am Substrat festheftet und den Schleim durch große Poren sezerniert. Die gebogene Grünalge ist im Querschnitt rund und weist ihren größten Zelldurchmesser am Isthmus auf. Distal nimmt dieser zunehmend ab, wodurch sich die sichelförmige Gestalt des Organis-

mus ergibt. Sie besitzt keinen Sinus, besteht aber dennoch aus zwei, vom Isthmus ausgehend spiegelsymmetrischen Halbzellen (Abb. 5b). Sie wurde ausschließlich auf anorganischem Substrat gefunden und wies stets ein aggregiertes Verteilungsmuster auf (Abb. 5a). Die Zellwand war ausnahmslos mit Bakterien bewachsen, die Dichte des Bewuchses variierte jedoch. So hatten die in der Interphase befindlichen, vollständig symmetrischen Zellen mit durchgehend beständiger Zellwanddicke immer einen gleichmäßigen, sehr dichten Bakterienbewuchs. Bei den heteromorphen Halbzellen im Spätstadium der Zellteilung (Cytokinese) zeigte hingegen nur die dickere Zellwand der älteren Halbzelle einen dichten Bakterienbewuchs. Die dünnere Zellwand der neuen Halbzelle war üblicherweise spärlich oder noch gar nicht bewachsen (Abb. 5e). Auf den Abbildungen 5c und 5d können unterschiedliche Ausdehnungsstadien



**Abb. 5:** Zieralgen. **a** Aggregat von *Closterium*. Vergr. 130fach. **b** Habitus. Vergr. 500fach. **c** Ausdehnung des Septums nach Zellteilung. Vergr. 1.700x. **d** Fortgeschrittene Ausdehnung des Septums nach Zellteilung. Vergr. 900fach. **e** Unterschiedlich starker Bakterienbewuchs der beiden Halbzellen. Vergr. 7.700fach.



**Abb. 6:** Grünalgen. **a** *Characium*. Vergr. 6.000fach. **b** Substrathaftung von *Characium*. Vergr. 27.000fach.

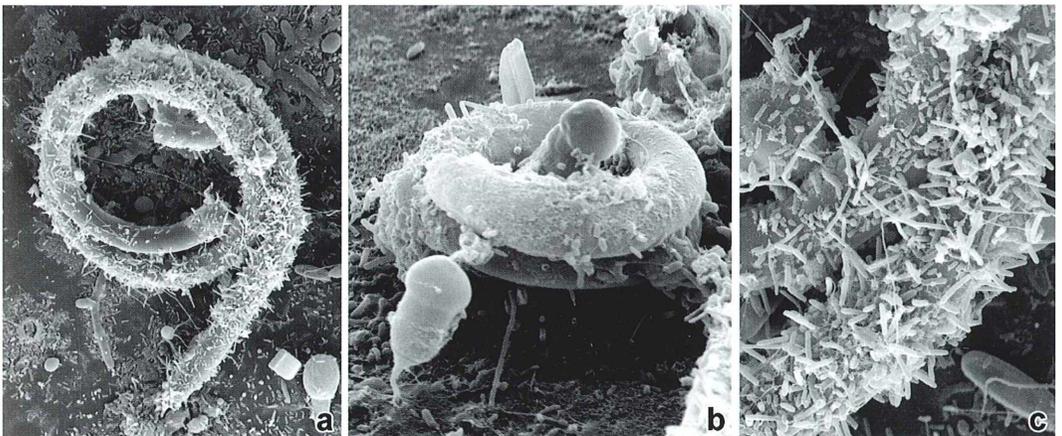
des Septums zur Neubildung der zweiten Halbzellwand während der Cytokinese nachvollzogen werden.

*Characium*, *Ophiocytium* und *Oedogonium* saßen dem Substrat dagegen gestielt oder mittels Rhizoiden fest auf, weshalb sie dem Euperiphyton zugezählt werden.

Die meist spindelförmige, seltener elliptische Zelle der Grünalge *Characium* war mittels ihres Stiels an das Substrat geheftet. Das apikale Ende der Zelle ist spitz und in der Regel leicht gebogen (Abb. 6a). Die Anhaftung am Substrat erfolgte immer in Bereichen hoher Bakteriendichte, wo der Stiel innerhalb einer dünnen Gallerte mit einer schmalen Basis aufsaß (Abb. 6b). Der Organismus wurde mit einem aggregierten Verteilungsmuster häufig auf anorganischem Substrat gefunden.

Die Gelbgrünalge *Ophiocytium* war stets langgestreckt und schlangenförmig gewunden (Abb. 7a und b), wobei sie in ihrer Länge äußerst variabel war. Die Zelloberfläche zeigte oftmals einen vielfachen bakteriellen Aufwuchs (Abb. 7c). *Ophiocytium* trat vereinzelt auf anorganischem Substrat auf. Wie viele Protisten des Euperiphytons saß sie ausschließlich Bereichen hoher Bakteriendichte auf, wo ihr kurzer Stiel stets zwischen den faserigen, eisenhaltigen Geflechtnetzen von *Siderocapsa* mündete. Dementsprechend war *Ophiocytium* lediglich auf jenen Substraten vertreten, auf denen auch dieses Bakterium aufwuchs. Dies wurde bereits von Canter-Lund und Lund (1995) beobachtet: „Whatever the substratum, the cells have a short stalk ending in an attachment disc which usually is coloured brown by oxides of iron“. Dass es sich bei den erwähnten braungefärbten Haftscheiben um *Siderocapsa* handelt, geht aus Vergleichen der dem Artikel beigefügten Bilder mit den Bildern eigener Untersuchungsergebnisse zweifelsfrei hervor.

Einen noch anderen Haftmechanismus besitzt die Grünalge *Oedogonium* (Abb. 8a). Bei ihren rundlichen/sternenförmigen Haftorganellen handelt es sich um Rhizoide, welche von einer zusätzlichen Sekretwand umgeben werden (Abb. 8c). Beginnt ein Keimling sich dem Substrat anzuhafte, scheidet er dieses Sekret zirkulär aus, welches dann sowohl das Rhizoid als auch den Untergrund umhüllt und somit die Substrathaftung ferner unterstützt. Von den unverzweigten, fadenbildenden Zellen wurden ausschließlich junge Filamente gefunden, die teils noch

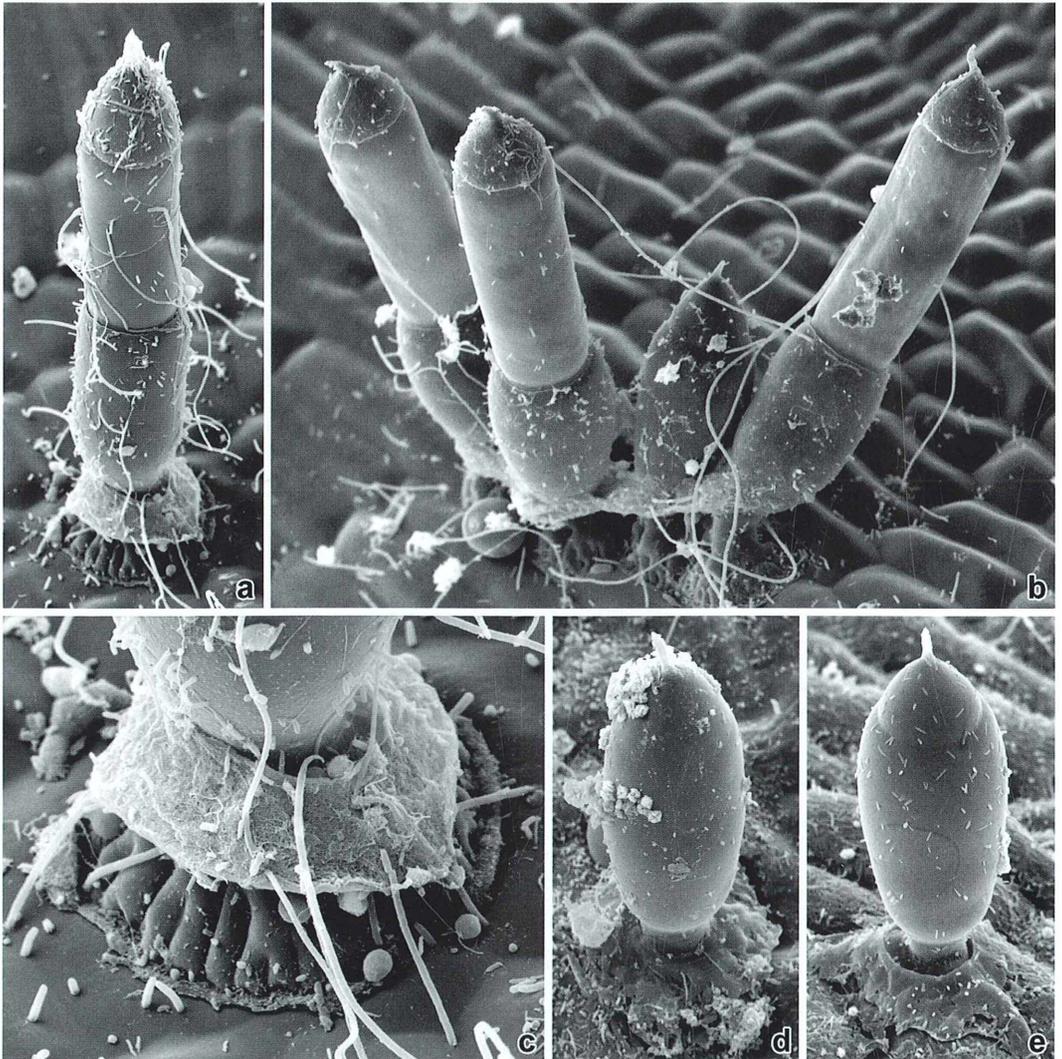


**Abb. 7:** Gelbgrünalge. **a** Habitus von *Ophiocytium*. Vergr. 1.700fach. **b** Schlangenförmig gewundene Alge. Vergr. 6.000fach. **c** Bakterienbewuchs auf *Ophiocytium*. Vergr. 8.000fach.

ungeteilt (Abb. 8d) bis maximal zweimalig geteilt waren. Die auf Abbildung 8a zu sehende ringförmige Narbe am oberen Ende der Basalzelle ist das Gegenstück zu der apikal dem Zellfaden aufsitzenden Kappe, welche während der Zellteilung abgerissen und vorangeschoben wurde. Die Tatsache, dass die Basalzelle auf jener Abbildung nur eine terminale Kappe besaß, zeigt, dass bei jenem Organismus erst eine Zellteilung stattgefunden hatte. Die Abbildung 8e soll die Entstehung jener Kappen und Narben verdeutlichen, indem sie einen ungeteilten

Keimling aufzeigt, an dessen apikalen Ende sich der Teilungsring, an welchem die Zellwand später zur Teilung zerreißen wird, bereits andeutet. *Oedogonium* kam sowohl auf anorganischem Substrat als auch auf den lebenden Blättern von *Potamogeton crispus* sowie den vermodernden Blättern von *Symphoricarpos albus* vor. Ihr Verteilungsmuster war zumeist aggregiert (Abb. 8b).

Wie bereits bei den Prokaryoten, so konnte auch bei der Großgruppe der Algen festgestellt werden, dass sich der jeweilige Haftmecha-



**Abb. 8:** Grünalgen. **a** *Oedogonium*. Vergr. 1.800fach. **b** Aggregat von *Oedogonien*. Vergr. 1.100fach. **c** Substrathaftung. Vergr. 4.000fach. **d** Ungeteilte Zelle. Vergr. 2.100fach. **e** Ungeteilte Zelle mit angedeutetem Teilungsring. Vergr. 2.500fach.

nismus des Euperiphytons generell als einheitlich und von der Substratart unabhängig zeigt. Ebenfalls ist auch für die Großgruppe der Algen ein auf allen Substraten gleichermaßen vorherrschendes aggregiertes Verteilungsmuster festgestellt worden.

## Glossar

araphid	keine der beiden Schalen einer Zelle mit einer → Raphe ausgestattet
Areolen	kammerförmige, in der Regel auf der Außen- oder Innenseite durch feinperforierte Membranen verschlossene Wanddurchbrüche mit rundem bis eckigem Querschnitt
biraphid	beide Schalen einer Zelle mit einer → Raphe ausgestattet
Frustel	Bezeichnung für die gesamte verkieselte Zellwand einer Diatomee → Valven
Lineolae	im Lichtmikroskop strichartig erscheinende → Areolen
mono-raphid	nur eine der beiden Schalen einer Zelle mit einer → Raphe ausgestattet
Raphe	aus zwei symmetrisch angeordneten Ästen bestehende schlitzförmige Durchbrechung der Schalenwand
Valven	Bezeichnung für die gesamte verkieselte Zellwand einer Diatomee → Frustel
Zentral-area	hyaliner Bereich im Bereich des → Zentralknotens
Zentral-knoten	knotenartige Verdickung in der Schalenmitte zwischen den beiden → Raphenästen

## Literaturhinweise

- Canter-Lund, H., Lund, J. W. G.: Freshwater algae. Their microscopic world explored. Biopress Limited, Bristol 1998.
- D'Alelio, D., Cante, M. T., Russo, G. F., Totti, C., De Stefano, M.: Epizoic diatoms on gastropod shells. When substrate complexity selects for microcom-

- munity complexity. In: Seckbach, J., Dubinsky, Z. (Eds.): All flesh is grass. Plant-animal interrelationships. Springer, New York 2011.
- Dillard, G. E.: Common freshwater algae of the United States. An illustrated key to the genera (excluding the diatoms). Gebrüder Borntraeger, Berlin 2008.
- Goos, F.-M.: Entwicklung und Architektur von Aufwuchsgesellschaften unter definierten Licht- und Nährstoffverhältnissen. Shaker Verlag, Aachen 1999.
- Hofmann, G.: Bibliotheca Diatomologia Band 30: Aufwuchs-Diatomeen in Seen und ihre Eignung als Indikatoren der Trophie. J. Cramer, Stuttgart 1994.
- Hofmann, G., Werum, M., Lange-Bertalot, H.: Diatomeen im Süßwasser-Benthos von Mitteleuropa. A.R.G. Gantner Verlag K.G., Rugell 2011.
- Kalbe, L.: Kieselalgen in Binnengewässern. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg 1980.
- Körner, S.-J., Hausmann, K.: Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Teil 1: Prokaryoten. Mikrokosmos 101, 90–95 (2012).
- Krammer, K.: Kieselalgen. Biologie, Baupläne der Zellwand – Untersuchungsmethoden. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 1986.
- Linne von Berg, K.-H., Melkonian, M.: Der Kosmos-Algenführer. Die wichtigsten Süßwasseralgen im Mikroskop. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2004.
- Pickett-Heaps, J. D.: Green algae. Structure, reproduction and evolution in selected genera. Sinauer Associates, Inc., Publishers, Sunderland 1975.
- Pickett-Heaps, J. D., Fowke, L. C.: Mitosis, cytokinesis, and cell elongation in the desmid, *Closterium littorale*. J. Phycol. 6, 189–215 (1970).
- Schneider, H.: Ein lohnendes Arbeitsgebiet für den Mikroskopiker: Aufwuchsuntersuchungen. Mikrokosmos 73, 65–72 (1984).
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers – Ein Bestimmungsbuch, 10. Auflage. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2006.
- Totti, C., Romagnoli, T., De Stefano, M., Di Camillo, C. G., Bavestrello, G.: The diversity of epizoic diatoms. Relationships between diatoms and marine invertebrates. In: Seckbach, J., Dubinsky, Z. (Eds.): All flesh is grass. Plant-animal interrelationships. Springer, New York 2011.
- Wilbert, N.: Ökologische Untersuchung der Aufwuchs- und Planktonciliaten eines eutrophen Weihers. Arch. Hydrobiol. (Suppl.). 35, 411–518 (1969).
- Zehner, M.: Beobachtungen am Periphyton eines Stadtparkteiches. Mikrokosmos 82, 107–112 (1993).

Verfasser: B. Sc. Sarah-Julia Körner und Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie / Zoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin; E-Mails: Sarah3110@web.de und hausmann@zedat.fu-berlin.de

## Mikro-Galerie

# Foraminiferen-Skulpturen-Park in China

Klaus Hausmann

Im ersten Moment mag man es für ein Missverständnis halten – bedingt vielleicht durch eine fehlerhafte Übersetzung eines chinesischen Textes –, wenn man im Internet nachlesen kann, dass es in China, genauer gesagt in Sanxiang Township, Zhongshan City, Guangdong Province, einen Park mit weit über einhundert aus Sandstein, Granit oder Marmor gefertigte Skulpturen geben soll, welche riesenhafte, originalgetreue Nachbildungen von Foraminiferen darstellen, die in ihrer Ausgestaltung an Werke von Henry Moore erinnern.

Für mich persönlich war es nicht so ganz verwunderlich, da ich vor Jahren während eines internationalen Protistologen-Kongresses die Person kennen gelernt habe, welche die Initiatorin dieses Parks ist, nämlich Prof. Dr. Zheng Shouyi (Abb. 1). Sie ist eine heute 80-jährige Wissenschaftlerin, die von den Philippinen stammt, welche es aber im Alter von 25 Jahren nach China verschlagen hat, wo sie sich dann in der Stadt Qingdao im Institut für Ozeanographie als ein Mitglied der Chinesischen Akademie der Wissenschaften bis zu ihrem Ruhestand im Jahr 1980 mit Foraminiferen beschäftigte.

Allerdings stellte Frau Zheng bei besagtem Protistologen-Kongress „nur“ bis zu handtellergroße Foraminiferen-Modelle aus (Abb. 2). Vorlagen waren Kämmerlinge aus aller Welt, aus fünf Ozeanen und aus Ländern wie Amerika, Kuba, Frankreich, Italien, Russland, Neuseeland und selbstverständlich auch China. Von einem Park mit Foraminiferen-Skulpturen war mehr am Rande die Rede.

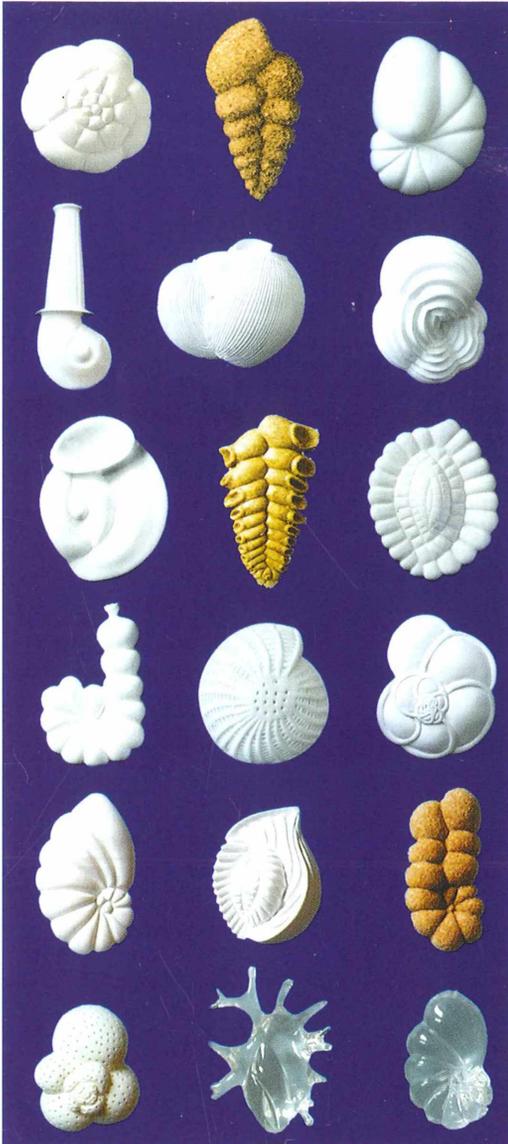
Wie es leider so oft geht, geriet dieses persönliche Treffen nach dem damaligen Kongress in Vergessenheit, bis ich kürzlich im Internet bei der Recherche bezüglich einer ganz anderen Thematik auf eine Meldung von der *Cushman Foundation for Foraminiferal Research* stieß, in der von der feierlichen Eröffnung des zuvor andeutungsweise erwähnten Parks zum Ende des Jahres 2009 berichtet wurde. Dort kann man erfahren, dass die Wissenschaftlerin zu-

nächst die oben erwähnten relativ kleinen Modelle (Abb. 2) primär für den universitären Unterricht, aber auch für populärwissenschaftlich Interessierte zusammen mit einem Mitarbeiter herstellte.

Offenbar wurde während eines Besuchs des Labors von Frau Zheng durch einer in der internationalen wissenschaftlichen Hierarchie hoch stehenden Persönlichkeit, die von den Modellen außerordentlich beeindruckt war, angeregt, einen Park für die breite Öffentlichkeit zu gestalten. Zheng Shouyi, eine Frau ausgestattet

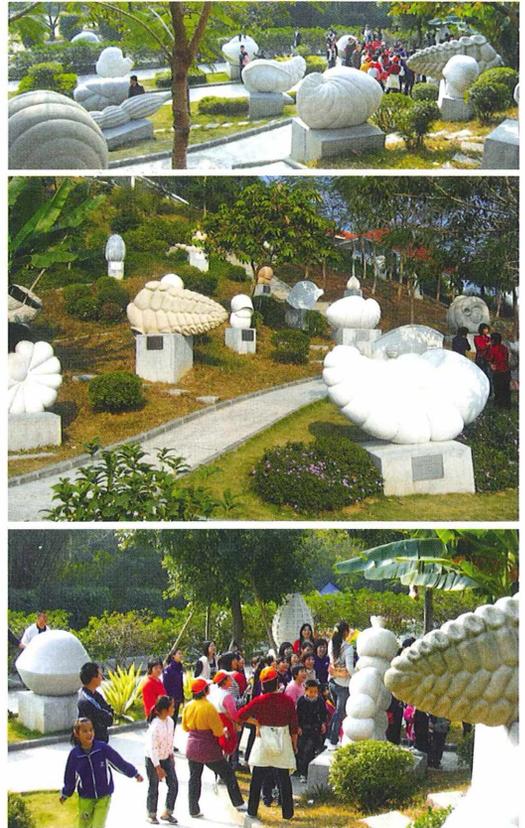


**Abb. 1:** Prof. Dr. Zheng Shouyi vom Institut für Ozeanographie der Chinesischen Akademie der Wissenschaften mit einem Teil der über 200 von ihr gefertigten Foraminiferenmodelle (Foto: Renate Radek, Berlin).



**Abb. 2:** Modelle der anmutig geformten Foraminiferenschalen (Foto: Zheng Shouyi, Qingdao).

mit einer unglaublichen Energie nicht nur im Bereich der Wissenschaft, sondern auch in der Politik, schaffte es dann, maßgebliche Politiker ihrer Heimatstadt Zhongshan davon zu überzeugen, dass die Idee des Foraminiferen-Parks in die Realität umgesetzt wurde müsse. So war über einen Zeitraum von fünf Jahren eine Reihe von Steinmetzen unter den gestrengen Augen der Wissenschaftlerin damit beschäftigt,



**Abb. 3:** Impressionen vom Foraminiferen-Skulpturen-Park in Zhongshan  
(Fotos: <http://www.cushmanfoundation.org/resources/forampark/index.php>).

die weit über einhundert naturgetreuen Skulpturen zu fertigen.

Der in einer hügeligen Landschaft gelegene Park mit einer Größe von einigen Morgen ist unterdessen nicht nur eine große Attraktion für die lokale Bevölkerung und hier speziell für Schulklassen, sondern findet gleichermaßen internationale Beachtung (Abb. 3).

Sollte es einen unserer Leser in dieser Region unseres Globus verschlagen, so sollte es ein unbedingtes *Muss* sein, diesen außergewöhnlichen Park zu besuchen.

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

# Rasterelektronenmikroskopische Abbildungen der besonderen Art – 3D-Bilder aus dem REM

Klaas Koch und Klaus Hausmann

Über 3D-Bilder aus dem lichtmikroskopischen Bereich ist schon häufiger berichtet worden, zuletzt im Beitrag von Eberhard Raap und Heribert Cypionka (2011). Dort wurden die 3D-Bilder mit der Software PICOLAY aus einem Stapel von Einzelaufnahmen berechnet. Die Bilder der einzelnen Ebenen werden von der Software in Bezug auf scharf dargestellte Bereiche analysiert und dann im Rechner zu einem 3D-Modell zusammengesetzt, analog zu einem Stapel bemalter Glasplatten. Aus diesem 3D-Modell werden dann die Einzelbilder für die beiden Blickwinkel der Betrachteraugen berechnet und auf dem Computerbildschirm zum Beispiel als Anaglyphenbild (rot/cyan) dargestellt.

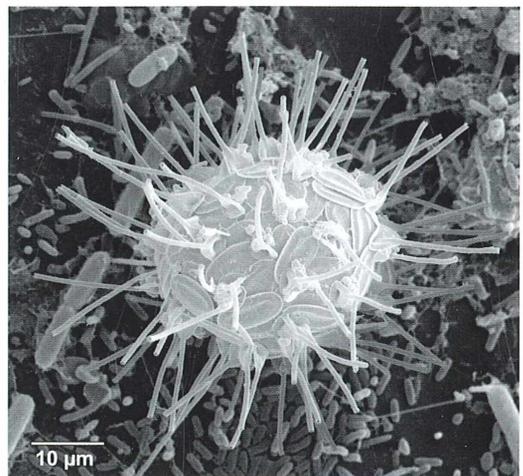
Die räumliche Darstellung von Objekten bei hoher Vergrößerung und mit großer Tiefenschärfe ist seit der Entwicklung der Rasterelektronenmikroskope (REM) in den 60er Jahren möglich. Allerdings gab es immer das Problem der Darstellung von echten 3D-Bildern, das erst in den letzten Jahren durch die Verfügbarkeit von leistungsstarken Rechnern, großflächigen 3D-Bildschirmen und 3D-Beamern sowie entsprechender Software zur Erstellung dieser Bilder in den Hintergrund gerät. Daher wohl gibt es zurzeit (wieder) einen 3D-Boom, der vielleicht sogar zu einer längerfristigen generellen Umstellung der Sehgewohnheiten von 2D auf 3D führt. Möglicherweise wird man in einigen Jahren über 2D-Filme und Familienfotos so denken, wie es heute im Zeitalter der farbigen Multimedia-Welt über Schwarzweiß-Aufnahmen der Fall ist.

## Anaglyphen-Technik

In diesem Beitrag werden REM-Bilder in Anaglyphen-Technik gezeigt, da sich dieses Verfahren für den Druck von 3D-Bildern in Zeitschriften und Büchern bewährt hat. Es wird zur Wahrnehmung der dritten Dimension lediglich eine Papp-Brille mit gefärbten Plasticscheiben benötigt, wie sie vor einigen Jahren den MIKROKOSMOS-Heften beilag. Auch in dem Buch *Streifzug durch den Mikrokosmos – 3D-*

*Bilder mit dem Elektronenmikroskop* von Dee Breger (1995) wird diese Anaglyphen-Technik angewendet, und für die von Natur aus schwarz-weißen REM-Aufnahmen ist diese Technik sehr gut geeignet.

Es ist häufig verblüffend, dass manche Objektstrukturen erst auf dem 3D-Bild erkennbar sind und richtig verstanden werden können, die auf dem normalen REM-Bild zwar sichtbar sind, deren räumliche Anordnung sich allerdings, wenn überhaupt, nur erahnen lässt (Abb. 1).



**Abb. 1:** Ein mit Stachelschuppen ausgestattetes Sontentier (Heliozoon) in konventioneller REM-Darstellung (vergleiche mit dem Titelbild). Vergr. 1.500fach.

Das 3D-Bild führt dabei zu einem gewaltigen Informationsgewinn gegenüber zweidimensionalen Bildern, in denen die verschiedenen Motivebenen auf einer einzigen Ebene vereint sind (vergleiche Abb. 1 mit dem Titelbild).

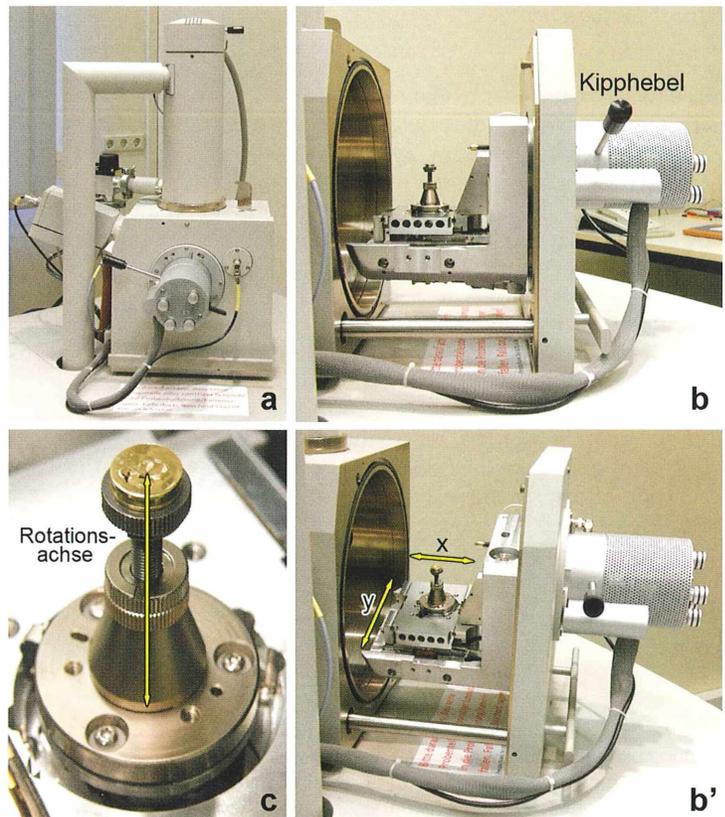
### Aufnahme von stereoskopischen REM-Bildern

Das Wichtigste, was für gute Aufnahmen benötigt wird, ist ein attraktives Motiv. Das ist bei REM-Aufnahmen nicht anders als bei lichtmikroskopischen Fotos. Ende 2011 hatten wir die Gelegenheit, auf Präparate zurückgreifen zu können, die Sarah-Julia Körner im Rahmen ihrer Bachelor-Arbeit zum Thema *Periphyton auf anorganischem und organischem Substrat* (2011) angefertigt hat.

Die auf den REM-Objektteilern von 10 mm Durchmesser befestigten, fixierten, getrockneten und mit Gold beschichteten Aufwuchspräparaten von Blättern und Deckgläsern, die über einige Wochen in einem Freilandtümpel normalen Umweltbedingungen ausgesetzt wa-

ren, wurden bei niedriger Vergrößerung nach reizvollen Motiven abgesucht. War ein Motiv gefunden, wurde durch Drehung und Verschiebung des Objektstellers das Motiv positioniert und durch Einstellung einer passenden Vergrößerung der optimale Ausschnitt festgelegt. Dabei ist es günstig, den Raum um das Motiv herum nicht zu eng zu wählen, damit es beim Zusammensetzen des 3D-Bildes keine angeschnittenen Objektteile gibt. Ein Verkleinern des Ausschnitts im Nachhinein ist problemlos möglich, ein Vergrößern jedoch kaum. Die richtige Ausrichtung des Motivs ist schon bei der Aufnahme wichtig, da nach dem Erstellen der 3D-Aufnahmen keine Drehung des Bildes wie bei einem 2D-Foto mehr möglich ist.

Nachdem diese Einstellungen vorgenommen sind, können die üblichen Optimierungen der REM-Aufnahmen vorgenommen werden. Der Durchmesser des zum Abrastern der Probe verwendeten Elektronenstrahls (Spot Size) muss bei zunehmender Vergrößerung immer kleiner eingestellt werden, um eine entsprechend gute Auflösung zu gewährleisten. Neben der Anpas-



**Abb. 2:** Neben der Elektronik und dem Pumpensystem sind die Elektronensäule (a) sowie die Probenkammer (b) die zentralen Komponenten eines Rasterelektronenmikroskops. Der Objektstisch lässt Bewegungen des Präparates in allen Richtungen des Raumes zu: x-/y-Verschiebung (b'), Kippung (vergleiche b mit b') sowie Drehung (c).

sung des Spot Sizes an die Vergrößerung muss der Astigmatismus (Bildverzerrung) korrigiert, eine Fokussierung vorgenommen sowie Helligkeit und Kontrast eingestellt und schließlich das Objekt bei größtmöglicher Auflösung (höchstmögliche Anzahl der bilderzeugenden Rasterlinien) fotografiert werden.

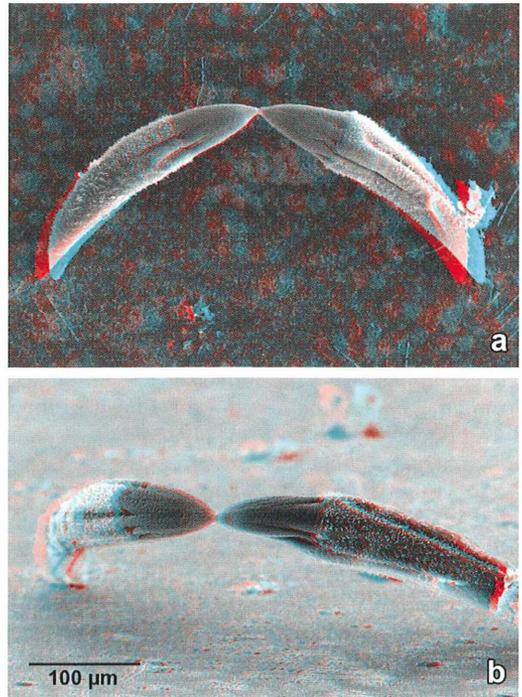
Warum ist die hohe Auflösung wichtig? Zum einen, damit ein Zugschnitt des 3D-Bildes möglich ist, ohne dass Details verloren gehen. Zum anderen kann man aus den mühsam gewonnenen Einzelaufnahmen auch sehr gut Detailvergrößerungen in 3D erstellen, ohne noch weitere Aufnahmen anfertigen zu müssen. Für ein Stereo-Bildpaar, das gehobeneren Ansprüchen genügen soll, wird man anfangs durchaus zwei Stunden benötigen, um alleine die beiden REM-Aufnahmen optimal aufzunehmen.

Grundsätzlich gibt es drei Methoden, 3D-Bilder zu erstellen, nämlich die Kipp-, Dreh- und Verschiebe-Methode (Abb. 2). Bei den hier gezeigten Bildern kamen die ersten beiden Varianten zum Einsatz.

### Kipp-Methode

Bei dieser Methode wird der Objektträger mit der einzigen beim Elektronenmikroskop vorgegebenen Kipp-Achse, die auch über eine Grad-Einteilung verfügt, gekippt. Beim hier verwendeten REM FEI Quanta 200 führt dies in der Normalansicht dazu, dass das Motiv scheinbar von einem flacheren Winkel aus betrachtet wird. Wenn man auf diese Weise zwei Einzelaufnahmen machen würde, wäre das so, als ob die Augen des Betrachters nicht nebeneinander, sondern übereinander lägen. Daher kann so kein stereoskopischer Eindruck entstehen.

Die zwei Einzelbilder müssen zunächst also um 90° gedreht werden, was dadurch erreicht wird, dass der Elektronenstrahl in seiner Scan-Richtung (Raster-Richtung) gedreht wird: Im Scan-Menü wird die „Scan Rotation“ auf 90° eingestellt. Der Eindruck des am Monitor angezeigten Bildes entspricht dann dem des fertigen Bildes, was „Lichteinfall“ und Motiv-Platzierung betrifft. Dann brauchen auch die Einzel-



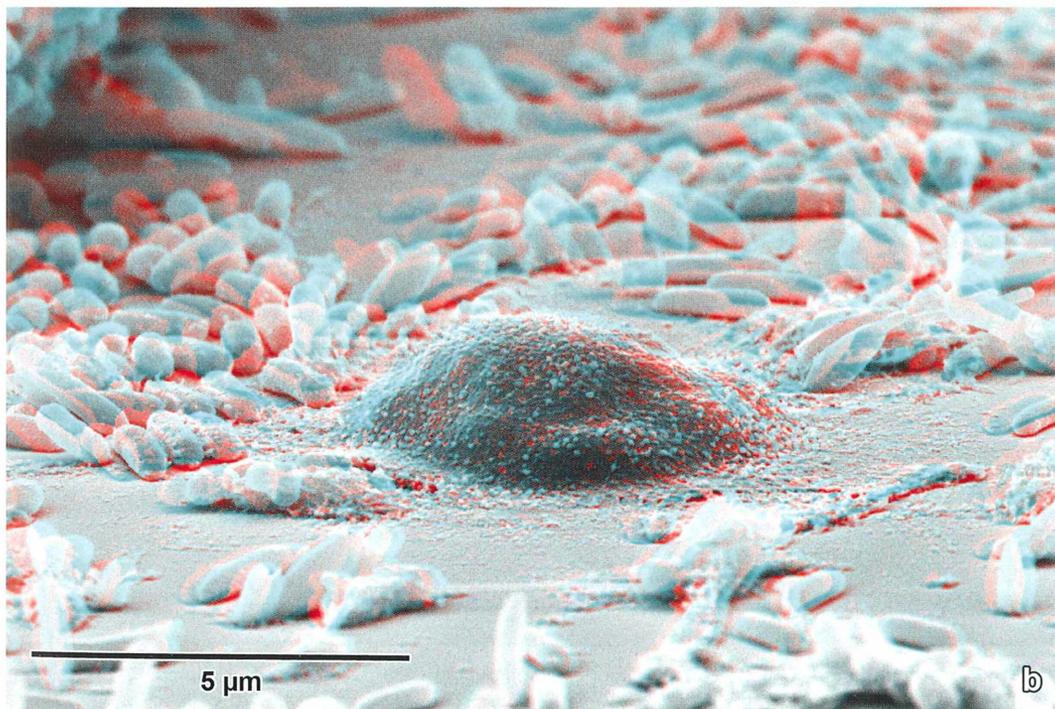
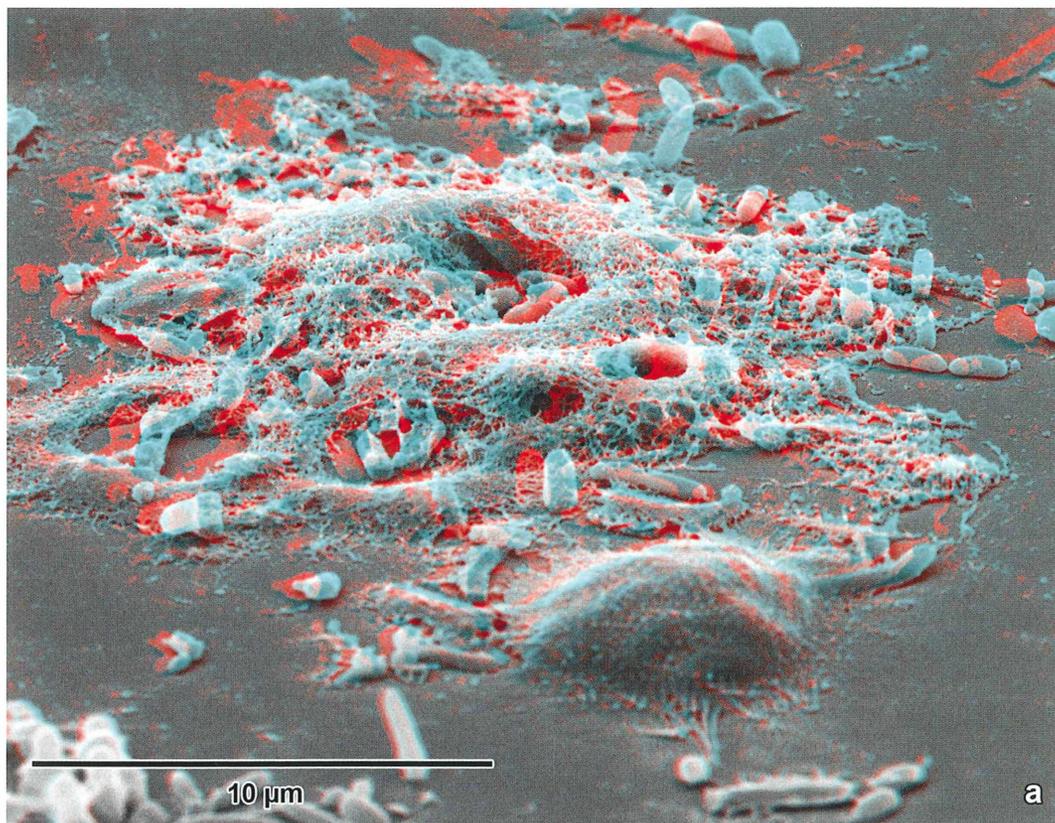
**Abb. 3:** Die Zieralge *Closterium* unmittelbar nach der Teilung in Aufsicht (a) und in Seitenansicht (b). Vergr. 150fach. (Betrachtung mit einer anaglyphischen Stereobrille: ).

bilder nicht mehr gedreht zu werden, sondern können direkt weiterverarbeitet werden.

Dieses Verfahren ist geeignet für Aufnahmen, die senkrecht zur Oberfläche aufgenommen werden, analog zur Betrachtung im normalen Lichtmikroskop. Die Zieralgen von Abbildung 3a sind auf diese Weise aufgenommen worden.

Die Parallaxe, also der unterschiedliche Bildwinkel der beiden Einzelbilder, wird durch ein Kippen des Objektträgers zwischen den zwei Fotos um circa 6° erreicht. Dabei ist für die zweite Aufnahme gegebenenfalls eine Nachstellung der Bildschärfe notwendig, damit auf beiden Einzelaufnahmen der Schärfverlauf vom Vordergrund zum Hintergrund gleich ist.

**Abb. 4:** Bakterien und Amöbe. a Von dem Bakterium *Siderocapsa* aus fädigen Elementen aufgebaute Kraterstrukturen. b Eine Amöbe der *Vanella*-Gruppe inmitten von Bakterien, welche sie phagocytiert. Vergleiche die vordere Aufwölbung der Amöbe mit der Form und Größe der umgebenden Bakterien. Vergr. a 6.000fach, b 10.000fach (.



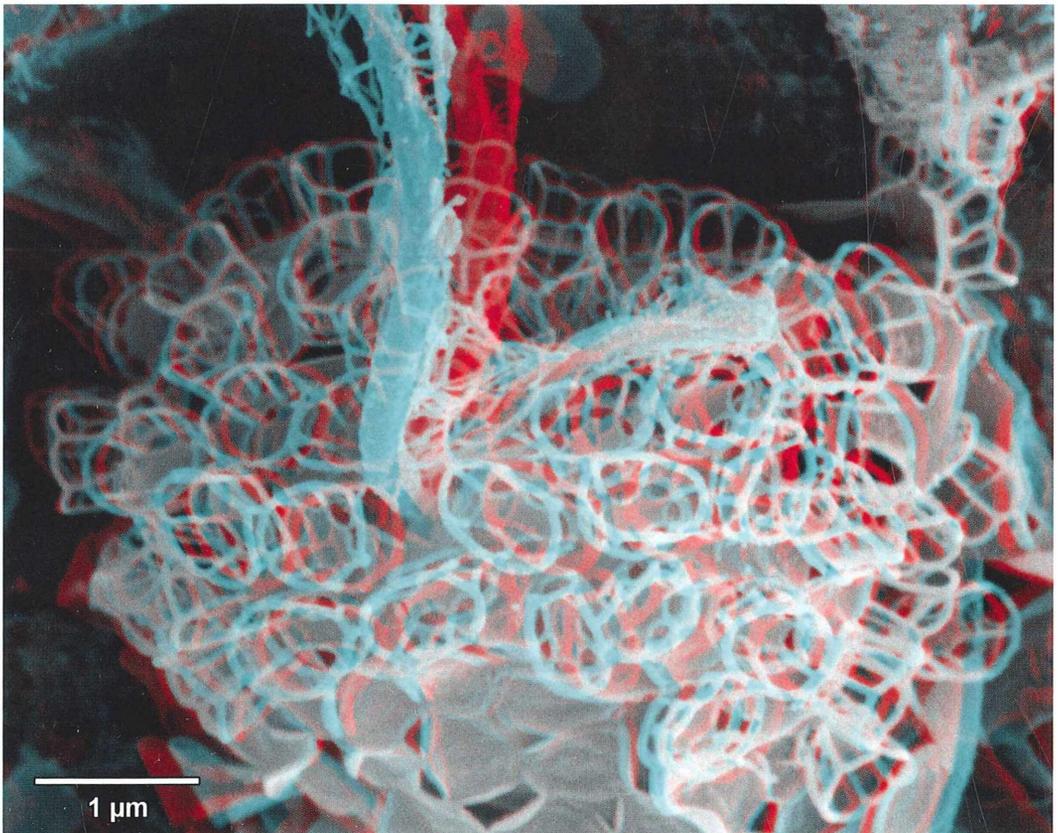
### Dreh-Methode

Bei Aufnahmen, die in einer Seitenansicht des Objekts angefertigt werden, das heißt bei stark gekipptem Objekt, wird zur Einstellung der beiden, in ihrem Blickwinkel unterschiedlichen Bilder die Rotationsachse des REMs verwendet. Ein Beispiel dafür ist Abbildung 3b, das die gleichen Zieralgen zeigt wie Abbildung 3a, diesmal jedoch in Seitenansicht.

Allerdings wandert bei der Rotation des Objektellers das Objekt abhängig von seiner Entfernung der Drehachse des Objektellers mehr oder minder stark aus dem Bild. Deshalb müssen die anderen Achsen und auch die Fokussierung entsprechend nachgestellt werden, es sei denn, man verfügt über die Funktion „Compucentric Rotation“, welche diese Aufgabe beim FEI Quanta 200 (fast) automatisch erledigt. Ein Vergleich von Schärfeverlauf, Ausschnitt, Helligkeit und Kontrast zwischen der

ersten Aufnahme und dem zweiten Bild ist während der Einstellung dieser Bildparameter unabdingbar. Für die Einstellung des Ausschnitts werden markante Punkte am Bildrand wieder in die gleiche Lage gebracht, wie auf dem ersten Bild.

Des Weiteren ist bei dieser Methode zu beachten, dass die Einzelbilder beim Zusammenfügen zu einem stereoskopischen 3D-Bild jeweils etwas nach innen gedreht werden müssen, abhängig davon, wie stark der Objekteller auf den Bildern aus der scheinbaren Waagerechten herausgekippt ist. Je stärker die Kippung von der Waagerechten abweicht, umso stärker ist die notwendige Drehung der Einzelbilder. In der Literatur ist eine Tabelle mit Kippwinkeln und den jeweils notwendigen Drehwinkeln zu finden (z. B. Lange und Blödorn, 1981). Bei den hier gezeigten Bildern liegt der Drehwinkel der Einzelbilder in einem Bereich von  $\pm 0,2$  bis  $0,7$  Grad.



**Abb. 5:** Körbchenförmige Schuppen unbekannter Funktion auf der Oberfläche eines Flagellaten. Vergr. 22.000fach ( [Red] [Blue] [White] ).

Das Drehen der Einzelbilder erledigt die Software „Stereo Photo Maker“ bei der Funktion des automatischen Ausrichtens („Auto Alignment“). Ansonsten müsste man die Drehung manuell durchführen, indem prägnante Bildpunkte der beiden Einzelbilder im oberen und unteren Bildbereich übereinandergelegt werden.

### Verschiebe-Methode

Diese Methode ist nur bei sehr niedrigen Vergrößerungen (<25fach) sinnvoll, sei hier allerdings der Vollständigkeit halber erwähnt. Zwischen den Einzelbildern wird das Motiv nicht gedreht, sondern linear horizontal (entsprechend dem Bildeindruck) bewegt. Dabei wandern Teile des Motivs aus dem Bild, so dass sich beispielsweise bei 25-facher Vergrößerung nur die Hälfte des Bildes in beiden Einzelbildern überschneidet. Es entstehen also Hochkant-Bilder, die entsprechend beschnitten werden müssen (Reimer und Pfefferkorn, 1977).

### Dokumentation und Bildoptimierung

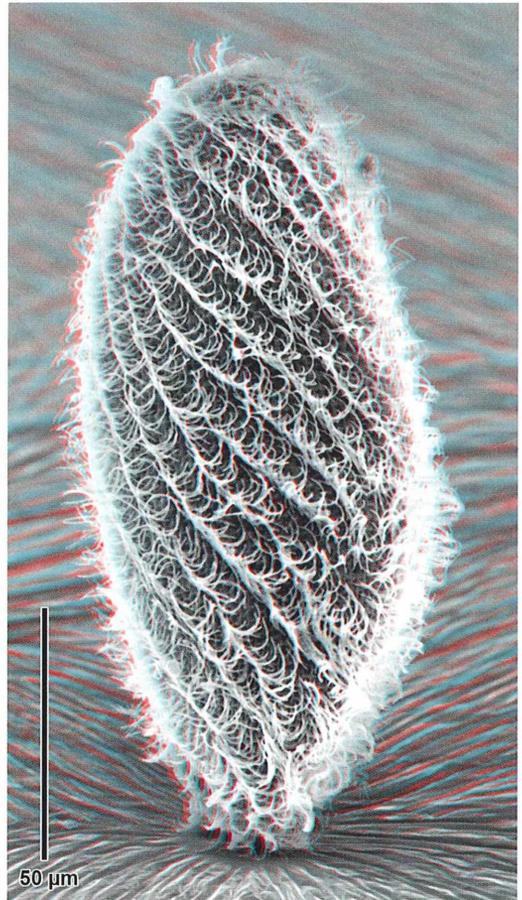
Zur Dokumentation der REM-Einstellungen (Vergrößerung, Maßstabsbalken, Datum und Uhrzeit, Präparat-Bezeichnung) werden die Bilder so gespeichert, dass dieser Infobereich mit eingeblendet ist. Dieser Bereich sollte bei der späteren Bildbearbeitung entfernt werden, bevor eine automatische Kontrastkorrektur vorgenommen wird. Er muss aber bei den Originaldateien unbedingt erhalten bleiben, da er wichtige Informationen beinhaltet, die später möglicherweise noch einmal benötigt werden.

Für die Bildoptimierung wurde bei diesen Bildern das Programm „Adobe Photoshop CS“ verwendet. Andere Programme, darunter auch kostenlose Open-Source Software, bieten sicherlich ähnliche Funktionen. Das Zuschneiden des Bildes erfolgt mit dem Freistellungswerkzeug. Dabei wird die Bildlegende entfernt, da diese im 3D-Bild doppelt und gegebenenfalls versetzt erscheinen würde. Zur Optimierung von Helligkeit und Kontrast wird die „Tonwertkorrektur“ angewandt. Bei den Bildern dieses Beitrags wurde die Automatik-Funktion verwendet, die den Helligkeitsumfang des Bildes optimal ausnutzt.

Anschließend hat sich der Filter „Staub und Kratzer entfernen“ bewährt, um waagerechte weiße Streifen, die bisweilen aufgrund von Aufladungen im REM-Bild erscheinen, automatisch zu entfernen. Gute Parameter für die Korrektur dieser Bildfehler sind ein Radius von zwei Pixeln und ein Schwellenwert von 20 Helligkeitsstufen. Der mögliche Schärfeverlust der Bilder wird dabei minimiert, während die störenden Aufladungsstreifen sehr gut entfernt werden.

### 3D-Bild zusammensetzen

Mit der kostenlosen Software „Stereo Photo Maker“, die unter anderem in Deutsch und



**Abb. 6:** Dorsalansicht eines senkrecht auf dem Präparatteller stehenden *Paramecium*. Vergr. 880fach ( [red] [blue] ).

Englisch verfügbar ist (<http://stereo.jpn.org/ger/stphmkr/index.html>), können die am Elektronenmikroskop aufgenommenen Einzelbilder zu 3D-Bildern zusammengefügt werden. Dazu werden die Einzelbilder geladen („Open Left and Right Image“) und in ihrer Ausrichtung, Drehung und Vergrößerung angepasst. Die Funktion „Auto Alignment“ liefert gute Ergebnisse und korrigiert beispielsweise die bei der Rotationsmethode notwendigen Drehungen der Einzelbilder sowie eine möglicherweise aufgrund des unterschiedlichen Abstands des gedrehten Präparats von der Elektronenquelle leicht verschiedene Vergrößerung.

Meist ist es notwendig, die x-Ausrichtung der Bilder zu korrigieren, um den so genannten „Scheinfenster-Fehler“ zu korrigieren. Dafür wird die Vorderkante des Motivs oder des Bildhintergrundes so gelegt, dass sie in der scheinbaren Bildebene liegt. Wenn ein Scheinfenster-Fehler vorliegt, sieht es so aus, als ob Teile des Bildes, die aus der Bildebene herausragen, bei der Betrachtung in einem der Einzelbilder fehlen. Dadurch könnte der Betrachter irritiert und der Bildeindruck gestört werden.

### Darstellung stereoskopischer Bilder

Neben der hier verwendeten Anaglyphen-Technik können die Einzelbilder in Büchern auch neben- oder übereinander gedruckt werden. Das Zusammenfügen der Einzelbilder für die Betrachtung kann dann durch technische Hilfsmittel (Stereobildbetrachter mit Prismen zur Bildüberlagerung) erfolgen oder durch spezielle erlernbare Betrachtungsmethoden (Parallel- und Kreuzblick) erzielt werden.

Für die Betrachtung der Bilder am Fernseher, Beamer oder Computer-Monitor ist meist eine Brille notwendig, welche die Trennung der Einzelbilder für die beiden Augen des Beobachters vornimmt. Auch dabei gibt es verschiedene Techniken, beispielsweise Shutter- oder Polarisationsverfahren, wie sie aus 3D-Kinos bekannt sind. Kleinere Displays (bis 8 Zoll) kommen heutzutage auch ohne Brille aus, da die Trennung der Einzelbilder dabei durch spezielle Sperrfilter im Display erfolgt.

Anhand einiger Bildbeispiele aus dem einzelligen Bereich soll nun die Aussagekraft der oben beschriebenen Techniken dokumentiert werden.

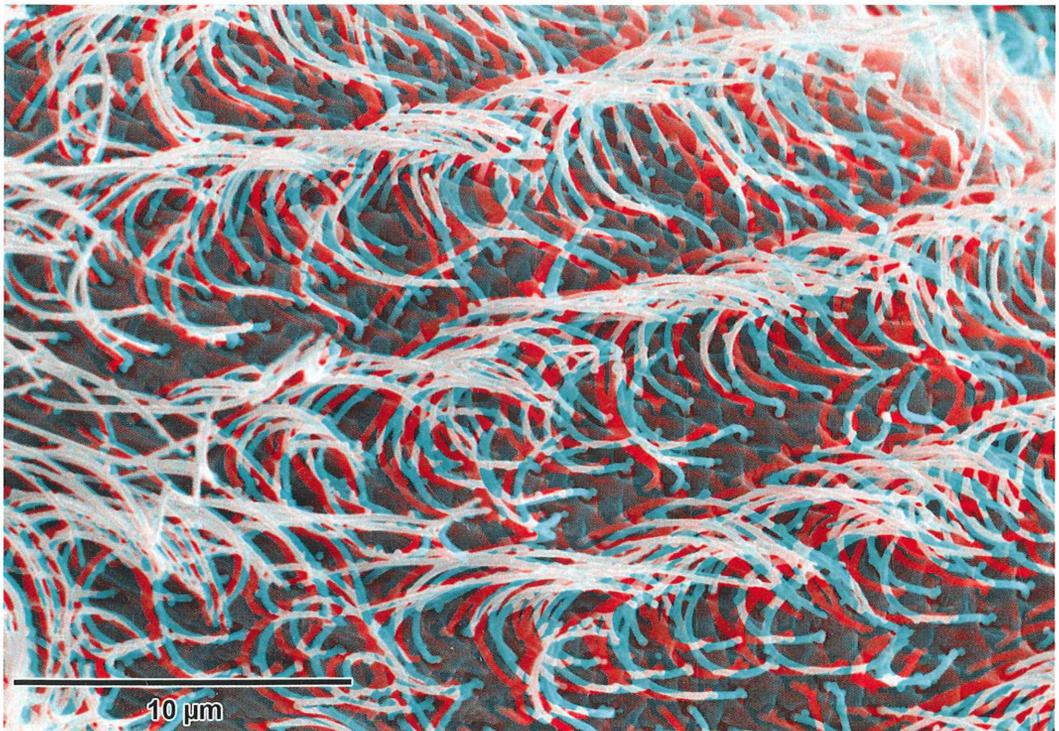
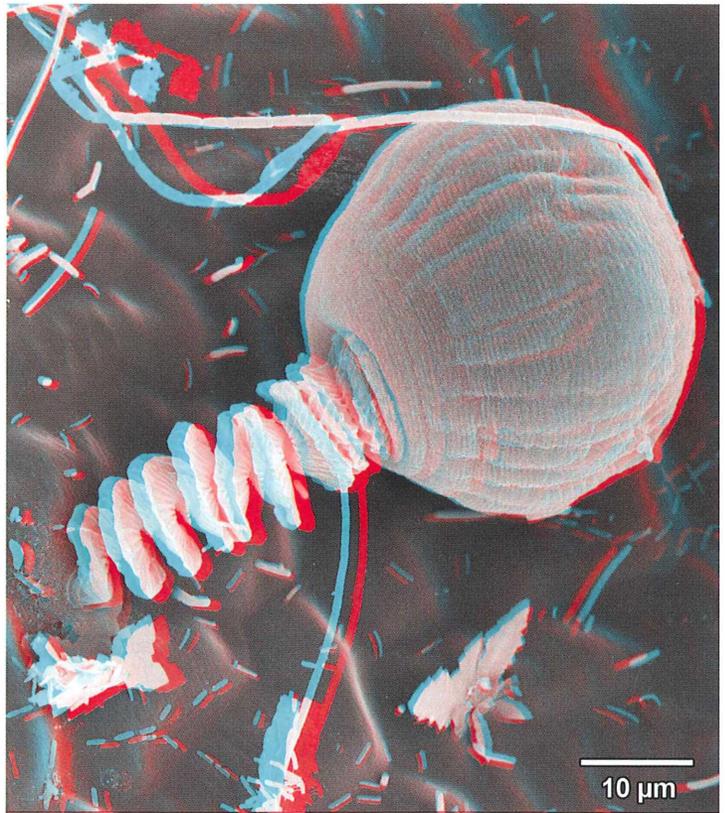


Abb. 7: Der metachrone Cilienschlag von *Paramecium* in 3D-Darstellung. Vergr. 4.500fach ( [Red Blue] ).

**Abb. 8:** Der sessile Ciliat *Vorticella* ist mit seinem Stiel am Substrat, in diesem Fall ein Unterwasserblatt des Krausen Laichkrauts (*Potamogeton crispus*), verankert. Besonders deutlich zu erkennen ist die kugelige Körperform sowie die räumliche Ausdehnung des Stiels – hier im kontrahierten, korkenzieherartigen Zustand. Vergr. 1.500fach (  ).



### Krater und Schuppen

Wir beginnen mit den Kratern, welche das Eisenbakterium *Siderocapsa* aus fädigen Strukturen anlegt (Abb. 4). Neben der räumlichen Tiefe der Krater vermittelt das Bild auch einen vital erscheinenden Eindruck von den zahlreichen Bakterien, die nicht einfach nur am Boden herumliegen, wie man es auf einem konventionellen 2D-REM-Bild sieht, sondern in verschiedenen Winkeln von dem Substrat abstehen. Das in Abbildung 4a unscharf im Vordergrund erkennbare rund 5 µm große Gebilde entpuppt sich an einer anderen Präparatstelle als eine Amöbe aus der *Vanella*-Gruppe, die offenbar damit beschäftigt ist, sich einige der zahlreichen Bakterien einzuverleiben, was man an den Ausbeulungen des Zellkörpers erkennen kann.

Ausgesprochen eindrücklich ist die Darstellung von körbchenartigen, weniger als einen Mikrometer großen Schuppen auf der Oberfläche eines kleinen Flagellaten (Abb. 5). Unwillkürlich fragt man sich, welchen biologischen Sinn diese Schuppen haben könnten, ohne darauf eine plausible Antwort zu erhalten.

Schuppen treten außer bei bestimmten Geißeltieren auch bei Amöben sowie bei Ciliaten an. Teilweise kann man in ihnen Abwehreindrücken gegen Fraßfeinde sehen, wie beispielsweise bei dem auf dem Titelbild und als Abbildung 1 wiedergegebenen Sonnentier mit den Stachelschuppen. Bei anderen Amöben werden Schuppen als Vorstufen zur Schalenbildung interpretiert.

Welche Aufgabe sie allerdings auf der Oberfläche bestimmter Ciliaten ausüben könnten, muss zunächst im Verborgenen bleiben. Am ehesten könnte man sie im Zusammenhang mit der Ausbildung von Cystenwänden sehen (Hausmann, 2010), ohne einen wirklichen Beleg dafür zu haben.

### Immer schön der Reihe nach: Der metachrone Cilienschlag

Was liegt in diesem Zusammenhang näher, als die Wiedergabe der Oberfläche eines Pantoffeltieres, speziell die Darstellung des metachronen Cilienschlages? Um den Cilienschlag so zu arre-

tieren, dass er wie mitten im Leben eingefroren erscheint, muss man die Ciliaten mit einem hochgiftigen Fixans nach Parducz (1967) sozusagen augenblicklich abtöten. Beim Durchmustern entsprechender Präparate wird man bei sehr flachem Betrachtungswinkel, also unter hoher Präparatkippung, zunächst erstaunt feststellen, dass tatsächlich einige Paramecien senkrecht zur Oberfläche auf dem Objekteller stehen (Abb. 6).

Bereits in der Übersicht treten die Wellenformationen der Cilien in Erscheinung. Bei stärkerer Vergrößerung erkennt man deutlich die verschiedenen, für die Metachronie charakteristischen Cilienkrümmungsstadien (Abb. 7). Natürlich wird bei solchen Präparaten auch klar, dass die Fixierung nicht 100%ig den Lebendzustand wiedergibt. Denn etwas Unordnung ist in den Cilienkrümmungen doch noch zu erkennen. Absolut ebenmäßig – sozusagen natürlich – kann es dann eigentlich erst in der Computerrekonstruktion aussehen, wie es vor etlichen Jahren im MIKROKOSMOS gezeigt wurde (Hausmann und Gradias, 1995). Die zahlreichen kleinen kugeligen Strukturen an den Cilien entsprechen übrigens auch nicht dem Vitalbild, sondern sind fixierungsbedingte Artefakte.

### **Süßer – dreidimensionaler – die Glocken nie klingen ...**

Abschließend sei die Abbildung 8 betrachtet. Das zu den Ciliaten zählende Glockentier *Vorticella* hat sich hier mit seinem Stiel auf einem Blatt des Krausen Laichkrauts festgeheftet. Es ist nahezu unmöglich, diese Wimpertiere im ausgestreckten Zustand zu fixieren, da sich der Stiel bei der geringsten Beeinflussung von außen blitzartig zusammenziehen kann und dabei die typische Korkenzieherkonfiguration einnimmt. Auch der Zellkörper kontrahiert ähnlich schnell und klappt gleichzeitig sein Peristomfeld ein, so dass die normalerweise glockenförmige Zelle sich in eine rundliche Struktur verändert. Ungeachtet dieses Mankos gibt das Anaglyphenbild sehr eindrucksvoll die räumliche Ausdehnung dieses Einzellers wieder.

### **Hinweis**

Am 14. August 2012 besteht in Berlin die Möglichkeit, die in diesem Bericht vorgestellten 3D-

Bilder sowie lichtmikroskopische 3D-Bilder und 3D-Filme bei einer gemeinsamen Veranstaltung der *Berliner Mikroskopischen Gesellschaft* und des *3D-Raumbildclubs Berlin* als wandgroße Projektionen zu erleben. Aufgrund der verwendeten Polarisierungstechnik kann die Darstellung der Bilder dann auch in Farbe erfolgen. Details zu der Veranstaltung finden sich auf den Homepages der Vereine im Internet: [www.berliner-mikroskopische-gesellschaft.de](http://www.berliner-mikroskopische-gesellschaft.de) und [www.3d-raumbildclub-berlin.de](http://www.3d-raumbildclub-berlin.de).

### **Danksagung**

Wir bedanken uns bei Sarah-Julia Körner, Berlin, dafür, dass wir ihre Präparate nutzen konnten, um den größten Teil der hier gezeigten Bilder anzufertigen.

### **Literaturhinweise**

- Breger, D.: Streifzug durch den Mikrokosmos – 3D-Bilder mit dem Elektronenmikroskop. Cygnus Graphic, Phoenix 1995.
- Hausmann, K.: Cysten und Sporen bei Einzellern. *Mikrokosmos* 99, 353–365 (2010).
- Hausmann, K., Gradias, M.: Cilien und Flagellen aus dem Computer – Entstehung des Filmes „Motilität“. *Mikrokosmos* 84, 159–163 (1995).
- Körner, S.-J.: Periphyton auf anorganischem und organischem Substrat. Bachelor-Arbeit, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie 2011.
- Lange, R. H., Blödorn, J.: Das Elektronenmikroskop TEM + REM – Leitfaden für Biologen und Mediziner. Thieme Verlag, Stuttgart 1981.
- Parducz, B.: Ciliary movement and coordination in ciliates. *Int. Rev. Cytol.* 21, 91–128 (1967).
- Raap, E., Cypionka, H.: Vom Bilderstapel in die dritte Dimension: 3D-Mikroaufnahmen mit PICOLAY. *Mikrokosmos* 100, 140–144 (2011).
- Reimer, L., Pfefferkorn, G.: Raster-Elektronenmikroskopie, 2. Auflage. Springer Verlag, Heidelberg 1977.

*Verfasser:* Dipl.-Ing. Klaas Koch, Bocholter Weg 35, 13507 Berlin, und Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, AG Protozoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin; E-Mails: [info@klaas-koch.de](mailto:info@klaas-koch.de) und [hausmann@zedat.fu-berlin.de](mailto:hausmann@zedat.fu-berlin.de) Internet: [www.mikro3d.de](http://www.mikro3d.de)

# Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen

## Teil 2: Sinkabweichungen und stroboskopische Registrierungen bei Fichtensamen

Werner Nachtigall

**Aus fotografischen Registrierungen unter Dauerlicht, die der Autor im vorhergehenden Beitrag geschildert hat, lassen sich nicht alle Details entnehmen, die zur Beschreibung der Reduktion der Sinkgeschwindigkeit bei Abwärts-Rotierern nötig sind. Dies gelingt aber unter Einbeziehung einer stroboskopischen Beleuchtung von mehr als 500 Blitzen pro Sekunde.**

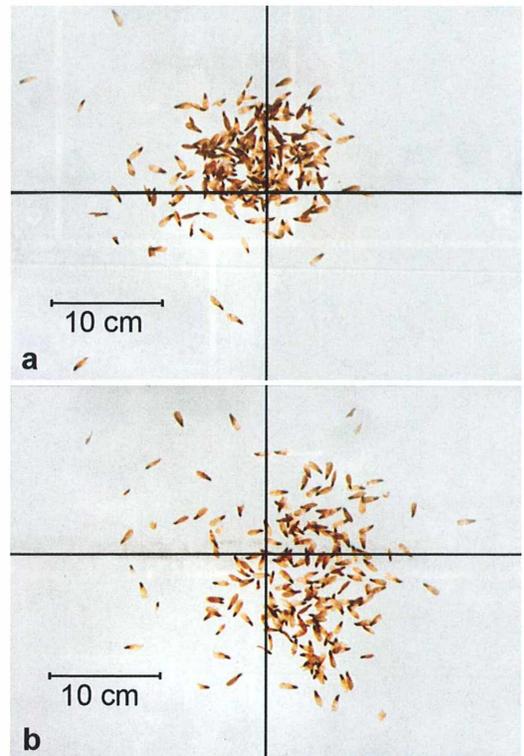
**D**ie bis 15 cm langen Zapfen der Fichte, *Picea excelsa* oder *Picea abies*, entlassen bei Trockenheit ihre bis knapp 1,5 cm langen geflügelten Samen. Diese rotieren beim Abwärtsfallen und verringern so sehr deutlich ihre Sinkgeschwindigkeit (Nachtigall 2012). Die Samen (Diasporen) sind dann längere Zeit unter der Einwirkung von Seitwinden und verdriften dadurch weiter über Grund. Die hierzu gehörenden Grundlagen wie Weg- und Geschwindigkeitsdreiecke wurden im MIKROKOSMOS am Beispiel der Fallschirmchen des Löwenzahns *Taraxacum officinale* (Sinkgeschwindigkeit etwa  $30 \text{ cm s}^{-1}$ ) ausführlich gekennzeichnet (Nachtigall, 2009 und Folgearbeiten) und sind hier in Abbildung 4 mit dargestellt.

Dingler (1889) standen für seine Untersuchungen noch keine ausgefeilten fotografischen Registrierungsverfahren zur Verfügung. Er hat stattdessen die Fall-Verhältnisse genau beobachtet und dokumentiert.

### Absink-Variation

Die rotierend absinkenden Diasporen fallen auch bei absoluter Windstille und Turbulenzfreiheit (Labor am frühen Morgen) nicht immer streng senkrecht, sondern zeigen häufig eine gewisse seitliche Abdrift. Eine Vorstellung davon ergibt ein Absinkversuch mit  $n = 200$  Diasporen, die von gleichen Punkt (Trichterspitze) aus einer Höhe von 180 cm über dem Auffangbrett gestartet worden waren (Abb. 1a und b). Die Verteilung dürfte einer räumlichen, glockenfö-

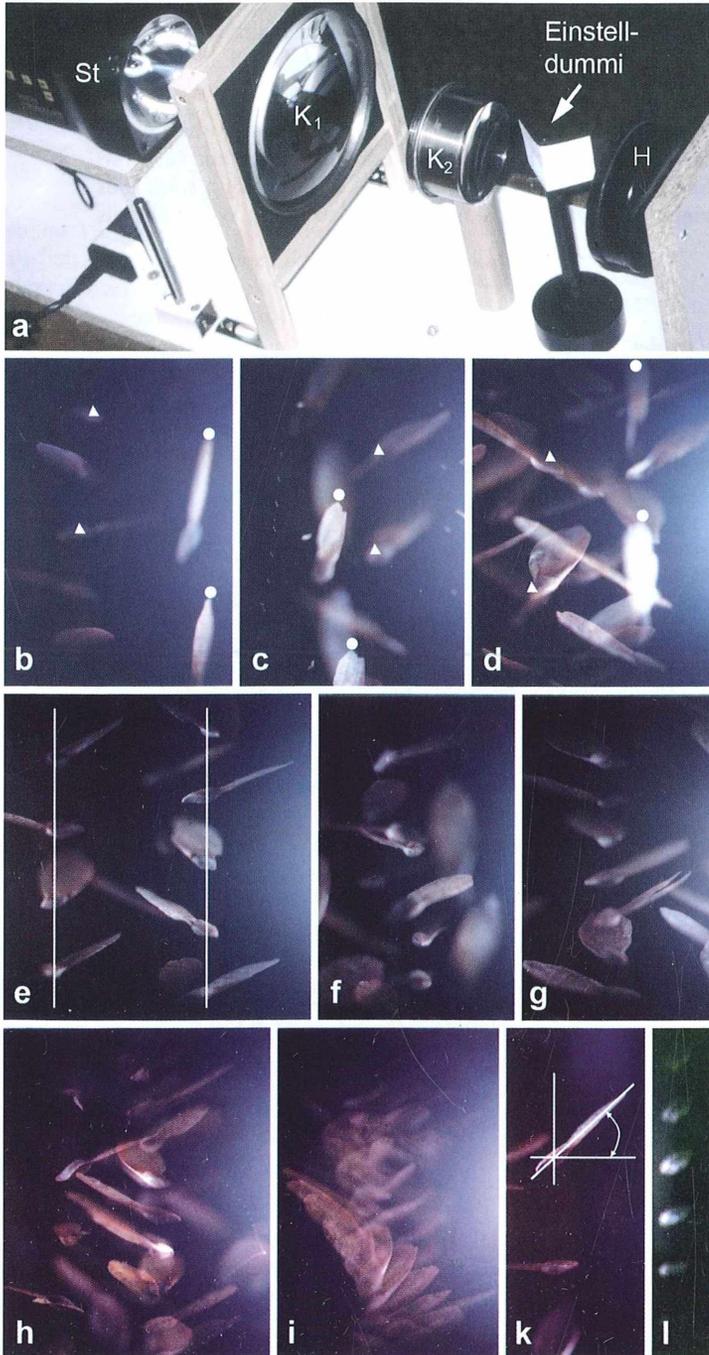
migen Normalverteilung entsprechen (nicht geprüft). In einem durch das Zentrum verlaufenden Streifen entspricht sie jedenfalls einer fläch-



**Abb. 1:** Absink-Variationen. Jeweils  $n = 200$  aus 180 cm Höhe (Trichterspitze) rotierend absinkende Diasporen. **a** Einzeln gestartet, Trichter in Ruhe. **b** „Portionsweise geschüttet“ gestartet, an Trichter geklopft.

gen Normalverteilung ( $\chi^2$ -Test,  $\alpha = 5\%$ ). Dies zeigt, dass viele, voneinander unabhängige und ungerichtete Einzeleffekte zusammenspielen, zum Beispiel zufällige Krümmungen und Anströmungen der Spreite und deren Zusammen-

spiel nach wiederholten Rotationen. Die Standardabweichung beträgt in diesem Streifen  $\sigma \approx 3,5$  cm (bei 180 cm Sinkstrecke). Aus 30 m Sinkhöhe würden damit nach der Statistik von 200 Diasporen 136 Stück in einem Bereich von



**Abb. 2:** Stroboskopische Registriereinrichtung (a) und Aufnahmen mittelgroßer Diasporen mit Korn (b-k) und des Kornes alleine (l). Bei b-d eingezeichnet sind Spitzen der Flügel (nicht rotierend; Dreieckssymbole) und Mittelpunkte der Körner (rotierend; Kreissymbole). Bei e eingezeichnet sind Absinkklinien des Rotationszentrums (Schwerpunkts). Zu k siehe den Text, Blitzabstände (gerundet): b-f 9,3 ms, g-h 4,7 ms, i-k 2,3 ms, l 1,9 ms. H Hohlspiegel,  $K_{1,2}$  Kollektorenlinsen, St Stroboskop.

$\pm 60$  cm um den Mittelwert zu Boden kommen, 191 in einem Bereich von  $\pm 120$  cm und nahe 200 in einem Bereich von  $\pm 180$  cm.

Dingler (1889) hat also Recht mit der Aussage, dass die Fichtensamen „trotz bedeutender Fallverzögerung senkrecht oder nahezu senkrecht herab(fallen)“. Doch ist die Abweichung vernachlässigbar gering im Vergleich mit Effekten von Seitwinden.

### Stroboskopische Beleuchtung (Phasen-Aufnahmen)

Fotografische Registrierungen wurden mit einem Drehzahlmessungs-Stroboskop Voltcraft 05/02 (St in Abb. 2a) mit Frequenzen zwischen 106,6 und 533,3 Blitzen pro Sekunde gemacht (Blitzabstand zwischen 9,38 und 1,88 ms), und zwar auf 1600 ASA-Film bei Blende 2,8 unter Verwendung einer aus Kollektorlinsen  $K_{1,2}$  und einem Hohlspiegel H bestehenden optischen Bank (Abb. 2a; Fallhöhe 83 cm, gleichzeitiger Abfall mehrerer Diasporen aus einem Trichter, Registrierbeispiele in Abb. 2b–k).

Bei fünf Registrierungen unter stroboskopischer Beleuchtung sanken innerhalb des Registrierbereichs zufällig zumindest eine Diaspore rotierend und parallel dazu eine andere nicht rotierend ab (Beispiele: Abb. 2b–d). Bei der deutlichsten der Registrierungen betrug  $v_{\text{sink rot}} = 63,80 \text{ m s}^{-1}$ ,  $v_{\text{sink nicht rot}} = 183,10 \text{ m s}^{-1}$ ; das Verhältnis  $v_{\text{sink nicht rot}} : v_{\text{sink rot}}$  betrug damit 2,92:1. Die Mittelwerte aller fünf Registrierungen betragen  $v_{\text{sink rot}} = 76,12 \text{ m s}^{-1} \pm 19,01 \text{ m s}^{-1}$  ( $\pm 24,97\%$ ) und  $v_{\text{sink nicht rot}} = 171,27 \text{ m s}^{-1} \pm 25,48 \text{ m s}^{-1}$  ( $\pm 14,88\%$ ). Das mittlere Verhältnis  $v_{\text{sink nicht rot}} : v_{\text{sink rot}}$  betrug demnach 2,25:1.

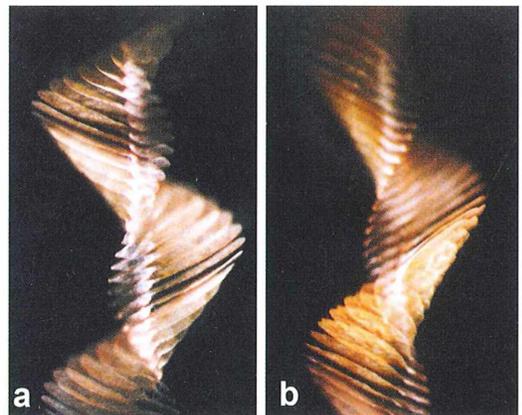
Man kann also sagen, dass die Rotation die Sinkgeschwindigkeit einer absinkenden, flügelhaltigen Diaspore auf rund 44% reduziert. Widerstandserzeugung durch Rotation ist somit sehr deutlich effektiver als Widerstandserzeugung durch reine Reibung am Spreitenblatt. Die Sinkgeschwindigkeit des Kornes beträgt nach  $n = 12$  Abstandsmessungen an geglückten Stroboskop-Aufnahmen von drei Körnern (Beispiel Abb. 2l)  $v_{\text{sink Korn alleine}} = 321 \text{ cm s}^{-1} \pm 8,57 \text{ cm s}^{-1}$  ( $\pm 2,67\%$ ). Auffallend ist die geringe Standardabweichung.

Wie die Registrierungen der Abbildungen 2 und 3 an normalgroßen Diasporen im Vergleich mit den Dauerlicht-Registrierungen (Nachtigall, 2012) bestätigen, bewegt sich die

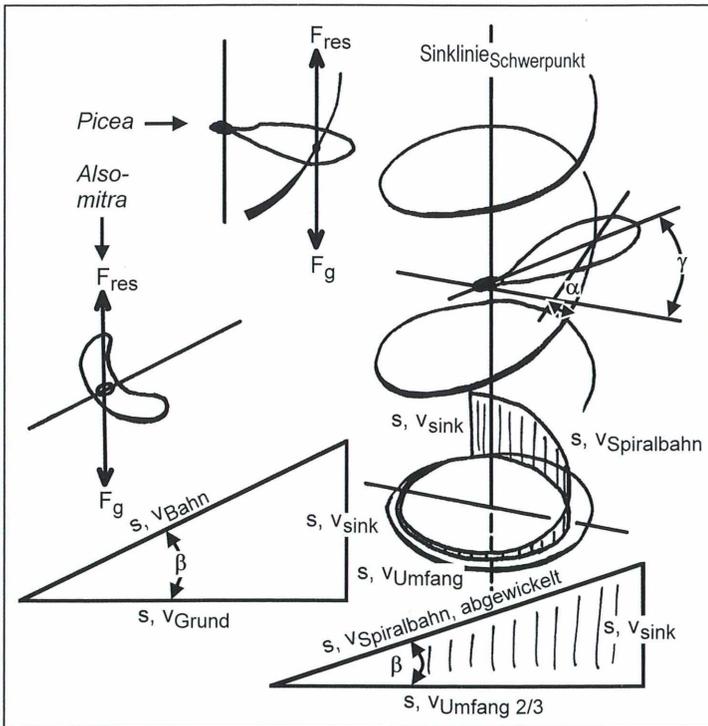
kornhaltige Diaspore mit einer Rotationsfrequenz von  $f_{\text{rot}} \geq 20 \text{ s}^{-1}$  auf einer Spiralbahn der Erde zu, die unter einem Winkel von  $\beta \approx 30^\circ$  gegen die Horizontalfläche steht. Seine Spreite bei  $\frac{2}{3} l$  zeigt einen nur sehr grob abschätzbaren Anstellwinkel von  $\alpha \approx 10^\circ$  bis  $15^\circ$  zur Spiralbahn, und seine Längsachse weist einen gut dokumentierten Neigungswinkel von  $\gamma \approx 20^\circ$  zur momentanen Ebene der Spiralbahn auf (etwa  $40^\circ$  zur Horizontalebene, Abb. 2k). Die vertikale Drehachse der Diaspore, die durch den Schwerpunkt läuft, liegt etwa 15% der Länge vom spitzen Ende entfernt.

Im Vergleich mit dem Geradeaus-Gleiten einer *Alsomitra*-Diaspore (Zanonie; Nachtigall, 2011a, b, hier mit dargestellt in Abbildung 4) ist der Rotationsmechanismus also reichlich komplex, sowohl in geometrischer wie in strömungsmechanischer Sichtweise. Im Detail kann das hier nicht diskutiert werden. Qualitativ zusammenfassend kann man aber sagen: Die Massenanordnung in der Diaspore muss gewährleisten, dass die Winkel  $\alpha$ ,  $\beta$ ,  $\gamma$  so zusammenspielen, dass sich automatisch ein stabiler, zeitlich unveränderter (stationärer) Drehflieger-Zustand nach Art eines antriebslos absinkenden Hubschraubers einstellt.

Hier betrachtet wurde auch nur die  $\frac{2}{3}$ -Sektion. Bei den proximaleren und distaleren Sektionen ist die Flügeltiefe kleiner beziehungsweise größer. Zudem arbeiten diese Sektionen wegen der Flügelverwindung, die wiederum auf die distal zunehmende Anströmgeschwindigkeit einge-



**Abb. 3:** Zwei Aufnahmen einer abwärts rotierenden Diaspore (normalgroß, mit Korn). An der rechten Aufnahme unten ist die Sinkstrecke der Körner zwischen zwei Blitzen besonders gut zu erkennen. Blitzfrequenz 533,3 Blitze pro Sekunde, Blitzabstand 1,88 ms.



**Abb. 4:** Kennzeichnende Größen beim geradlinigen Abwärtsgleiten einer *Alsomitra*-Diaspore und beim rotierenden Absinken einer *Picea*-Diaspore. Siehe Text.

stellt ist, auch mit anderen Anstellwinkeln  $\alpha$ . All dies spielt aber so zusammen, dass letztlich etwa bei  $\frac{2}{3} l$  eine mittlere, vertikal gerichtete Luftkraftresultierende  $F_{res}$  erzeugt wird, welche der entgegengesetzt gerichteten Gewichtskraft  $F_g$  numerisch gleich ist. Dann ist der Zustand unbeschleunigt, und die Sinkgeschwindigkeit ist konstant und bei optimalem Zusammenspiel aller Parameter minimiert. Das ist schließlich ja der ökologische Zweck des Ganzen.

Letztlich sieht man im Vergleich der Aufnahmen mit Dauerlicht und den stroboskopischen Aufnahmen doch deutliche Ähnlichkeiten mit der einfacher zu verstehenden Verhältnissen bei der *Alsomitra*-Diaspore (Abb. 4).

Das Beispiel der *Picea*-Samen zeigt jedenfalls einmal mehr, dass die Natur ein außerordentlich komplexes Zusammenspiel von vielen Kenngrößen nicht scheut, wenn es darum geht, eine scheinbar einfache Aufgabe – hier, die Sinkgeschwindigkeit zu minimieren – zu lösen.

### Danksagung

Der Verfasser dankt Dr. Alfred Wisser, Saarbrücken, für die reprofertierte Zusammenstellung der Abbildungen.

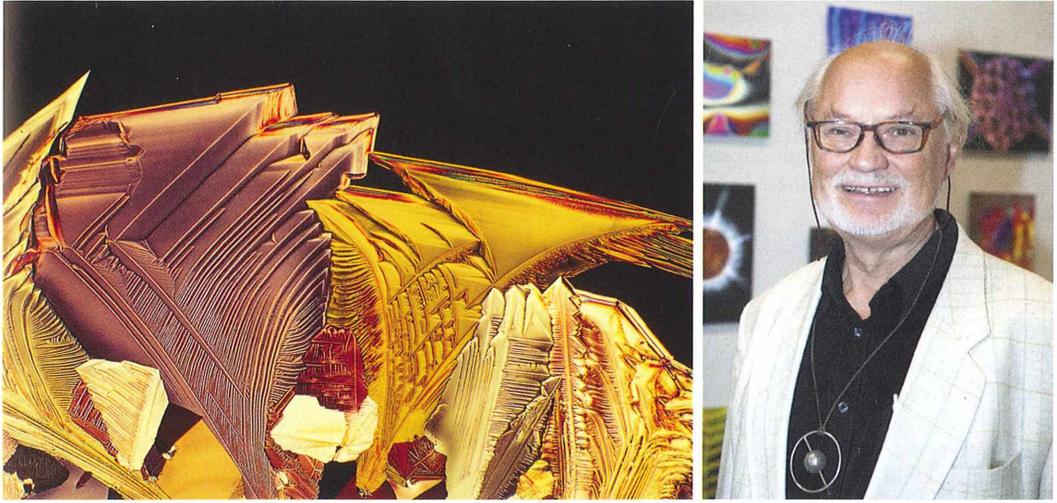
### Literaturhinweise

- Dingler, H.: Die Bewegung der pflanzlichen Flugorgane. Ein Beitrag zur Physiologie der passiven Bewegungen im Pflanzenreich. Ackermann, München 1889.
- Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 2: Stabilität und Verbreitung der Fallschirmchen des Löwenzahns. *Mikrokosmos* 98, 198–205 (2009).
- Nachtigall, W.: Nurflügler-Samen von *Alsomitra macrocarpa* – Die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt. Teil 1: Funktionsmorphologie und Gleitflug. *Mikrokosmos* 100, 223–231 (2011a).
- Nachtigall, W.: Nurflügler-Samen von *Alsomitra macrocarpa* – Die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt. Teil 2: Optimierung und Größenvergleich. *Mikrokosmos* 100, 273–279 (2011b).
- Nachtigall, W.: Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen. Teil 1: „Nur“ ein Fichtensamen ... 200 Millionen Jahre effektive Verbreitung. *Mikrokosmos* 101, 110–116 (2012).

*Verfasser:* Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall, Außenstelle Universität des Saarlands zur Arbeitsstelle für Technische Biologie und Bionik der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz. Postanschrift: Universität, Bau A 2.4, Raum 043, 66041 Saarbrücken, E-Mail: w.nachtigall@mx.uni-saarland.de

## Nachricht

### **Manfred P. Kage zum Kulturpreisträger gekürt: Höchste Auszeichnung der Deutschen Gesellschaft für Photographie (DGPh) des Jahres 2012 geht an den Visualisierer der mikroskopischen Dimension par excellence**



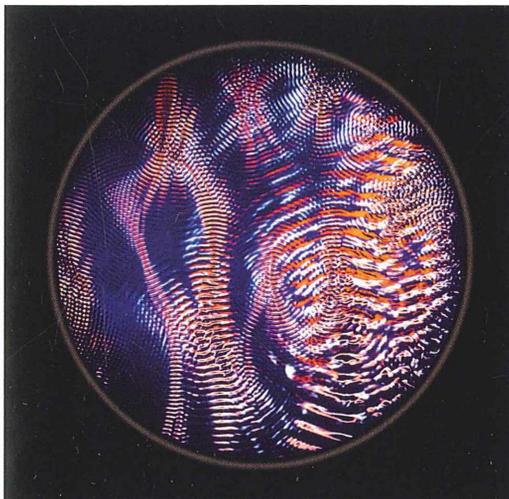
**Abb. 1:** Manfred P. Kage neben einer ganz aktuellen Mikrofotografie eines Magnesiumsulfatkrystals.

Die DGPh kann stolz darauf sein, für das Jahr 2012 eine derartig würdige Persönlichkeit wie Manfred P. Kage für ihren prestigeträchtigen Preis gefunden und schließlich erwählt zu haben. Es dürfte nicht nur im deutschsprachigen und europäischen Raum, sondern

auch weltweit sehr schwierig, wenn nicht gar unmöglich sein, einen vergleichbaren Fotoschaffenden zu finden, der sich insbesondere der mikroskopischen Dimension verschrieben hat und der fotografische Dokumente aus dieser Realität unseres Daseins in einer Qualität und thematischen Bandbreite herzustellen in der Lage ist, wie es Manfred Kage, ein autodidaktischer Altmeister seines Fachs, ein Leichtes zu sein scheint.

Die Bandbreite der mikroskopischen Präparations- und Abbildungstechniken, die er bei seiner Arbeit einzusetzen weiß, ist atemberaubend. Dazu gehört zum einen das instrumentelle Equipment, was in MPKs Fotoschmiede Schloss Weißenstein in Baden-Württemberg angefangen bei Lupen bis hin zu Rasterelektronenmikroskopen wie selbstverständlich zur Verfügung steht, aber auch – und das ist viel ausschlaggebender – das Know How, das Kage im Laufe der vielen Dekaden seines Schaffens hat akkumulieren und in sein Tun einfließen lassen können.

Es würde den Rahmen dieser kurzen Mitteilung sprengen, den Werdegang des 1935 in Delitzsch (bei Leipzig) geborenen Laureaten darzulegen, ebenso wie seine tausendfachen Bildwerke zu würdigen. Daher sei an dieser Stelle nur ein Dokument seines ganz aktuellen Schaffens gezeigt (Abb. 1) sowie die vor Jahrzehnten gelungene, immer noch einzigartige Visualisierung von Audio-Signalen (Abb. 2).



**Abb. 2:** Optische Darstellung von Audio-Signalen, entwickelt im Jahr 1964.

Redaktion MIKROKOSMOS

# Planktische Diatomeen um Helgoland

## Teil 1: Die Schwebefortsätze

Wolfgang Bettighofer

**Diatomeen bilden eine der mächtigsten Gruppen der Primärproduzenten der Meere. Sie zeigen eine große Formenfülle, und die planktischen Arten besitzen meist eine günstige Zellgröße für die Beobachtung im Lichtmikroskop. Mehrere tausend Arten sind bisher beschrieben worden, es wird jedoch geschätzt, dass einige 10.000 bis zu circa 100.000 existieren. Es ist aber nicht nur die Formenfülle, die beeindruckt. In fast jeder Meeresplanktonprobe befinden sie sich, und es gibt Jahreszeiten, da fangen sich im Planktonnetz fast ausschließlich Diatomeen.**

**D**as kühle Nordseewasser des Frühjahrs ist ungeheuer produktiv. Hat man um die Osterzeit auf Helgoland das Glück, mit dem kleinen Forschungsboot Aade des Alfred-Wegener-Instituts für Meeres- und Polarforschung (AWI) eine morgendliche Probenahme-Rundfahrt um die rote Felseninsel zu machen, staunt man nicht schlecht, wie prall gefüllt das riesige Planktonnetz des Forschungsbootes schon nach wenigen Schlepp-Minuten ist.

Die Berliner Mikroskopische Gesellschaft veranstaltete um die Ostertage in 2010 und 2011 Exkursionen zu Deutschlands einziger Hochseeinsel. Die Reisegruppe kam im einfachen, aber gemütlichen Gästehaus der traditionsreichen Biologischen Anstalt Helgoland (BAH) unter. Nachdem 1872 von dem deutschen Zoologen Anton Dohrn (1840–1909) die erste meereskundliche Forschungsstation der Welt in Neapel gegründet worden war, gab es bereits vier Jahre später Bestrebungen, auch an der deutschen Nordseeküste eine zoologische Station einzurichten. Neben zoologischer Grundlagenforschung war angedacht, die Bearbeitung fischereiwissenschaftlicher Fragestellungen in den Vordergrund zu stellen. Nach dem Vorbild Neapels sollte die Station neben einer kleinen Stammesbesatzung vor allem Gastwissenschaftlern aller Nationen Arbeitsplätze zur Verfügung stellen. War zunächst Norderney im Gespräch gewesen, so wechselte der Fokus, nachdem Helgoland 1890 zum Deutschen Reich gekommen war. Der Botaniker Nathanael Pringsheim (1823–1894) setzte sich nach-

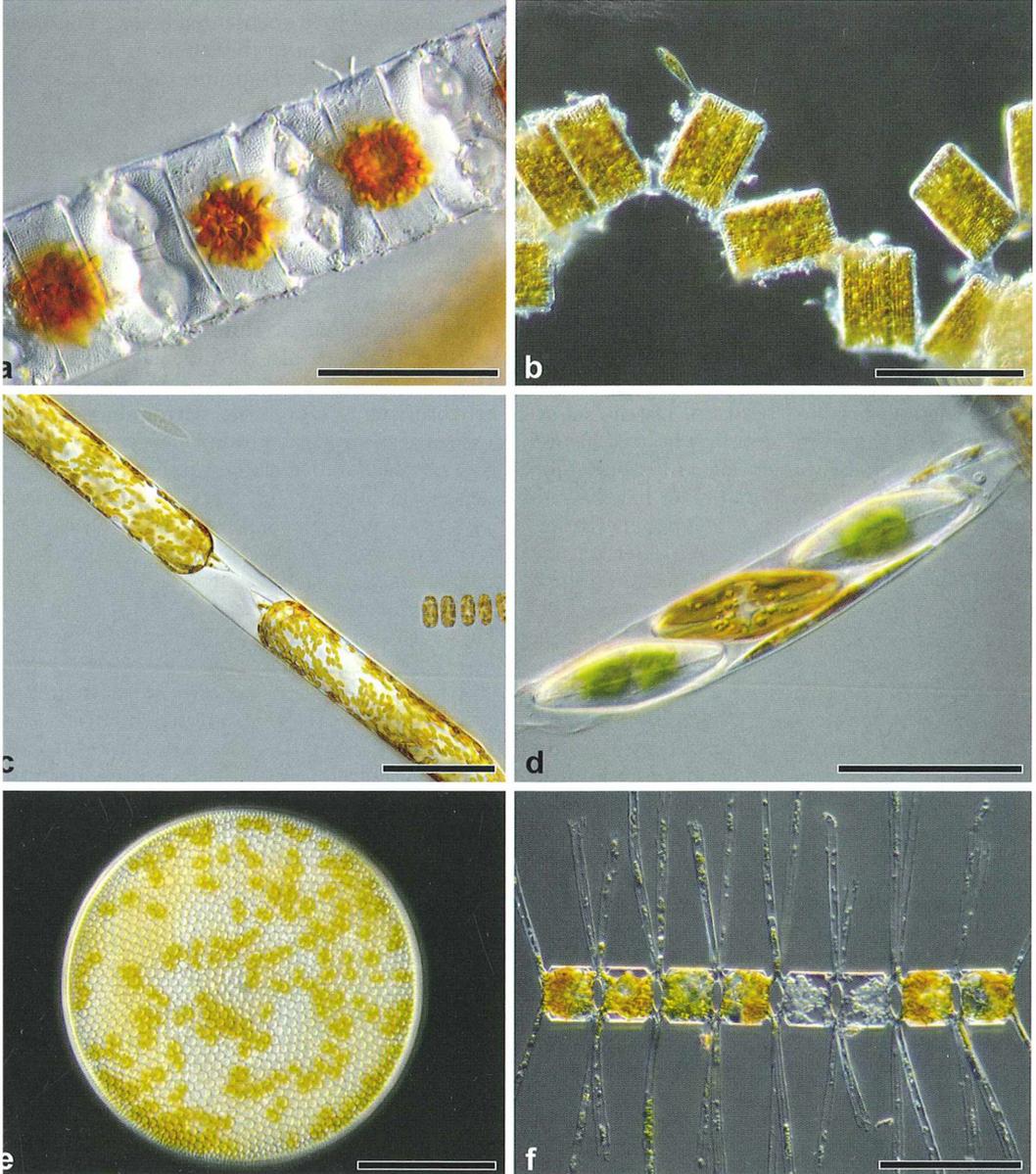
drücklich dafür ein, das Forschungsspektrum nicht auf die Zoologie zu begrenzen und warb dafür, die Bezeichnung „Biologische Station“ zu verwenden. Trotz heftigen Widerstands des einflussreichen Anton Dohrn gegen das, in seinen Augen, Konkurrenzprojekt, wurde nach nur knapp zwei Jahren Planungszeit am 31.5.1892 das erste Stationsgebäude auf Helgoland erworben. Somit gilt dieser Tag als Gründungsdatum der „Königlich Biologischen Anstalt zu Helgoland“. Seit 1998 ist die BAH in das AWI eingegliedert (Werner, 1993).

Für die Mikroskopie stand uns der große Kursaal der BAH mit seiner guten technischen Ausstattung zur Verfügung. Jeder fand dort einen Arbeitstisch mit Stereolupe und Schwanenhals-Kaltlichtleuchte sowie einem Kursmikroskop mit Hellfeldbeleuchtung vor. Eine Reihe Teilnehmer hatte jedoch keine Transportmühen gescheut, sondern in Kisten und Schalenkoffern ihre gewohnten, höherwertigen Mikroskopausrüstungen angeschleppt. Denn wir Landratten waren gespannt auf das Frühjahrsplankton des Meeres, dessen große und vielgestaltige Schwebeformen uns zwar aus der Literatur bekannt waren, welche die meisten Teilnehmer bisher jedoch noch nie selbst unter dem Mikroskop hatten betrachten können. Des Weiteren wurden uns ein Hochleistungs-Stereomikroskop mit Videoeinrichtung sowie zwei Forschungsmikroskope mit Phasenkontrasteinrichtung von unbenutzten Arbeitsplätzen für Gastwissenschaftler zur Verfügung gestellt. Frau Krüß vom AWI empfing uns freundlich, wies uns

urz in die Gegebenheiten der Einrichtung ein und öffnete uns die Vitrinen der Präsenzbibliothek. Außerdem stellte sie sicher, dass uns jeden Morgen einige Kanister frischen Planktons von den Beprobungsfahrten der Aade bereitgestellt wurden.

### Zentrische Diatomeen

Bereits bei der ersten Sichtung der Planktonproben unter der Stereolupe fiel uns die besondere Größe der zentrischen Meeresdiatomeen auf. Den Anblick der Kieselalgen des Süßwasser-



**bb. 1:** Querschnitt durch die Diatomeen des Frühjahrsplanktons. **a** *Odontella aurita*, Maßbalken 50  $\mu\text{m}$ . *Rhabdonema arcuatum*, Maßbalken 200  $\mu\text{m}$ . **c** *Rhizosolenia setigera* in Teilung, Maßbalken 100  $\mu\text{m}$ . Naviculare Art im Gallertschlauch, vermutlich *Parlibellus* spec., Maßbalken 50  $\mu\text{m}$ . **e** *Coscinodiscus radiatus*, Maßbalken 50  $\mu\text{m}$ . **f** *Chaetoceros borealis*; Schwebefortsätze hohl, mit Zellplasma und Chloroplasten gefüllt. Maßbalken 100  $\mu\text{m}$ .

planktons im Gedächtnis fragte man sich unwillkürlich, ob der Vergrößerungsbereich der Instituts-Stereolupen um den Faktor zwei weiter reichte als die gewohnten Geräte zu Hause. Dabei stachen vor allem Großformen wie *Coscinodiscus wailesii* hervor, deren Zellen Durchmesser bis zu einem halben Millimeter erreichen und an Camembert-Schachteln erinnern. Die Größe der Zellen in der Probe erleichterte das Erfassen ihrer dreidimensionalen Struktur im Stereomikroskop. In solchen Situationen wird mir immer wieder deutlich bewusst, wie stark das zusammengesetzte Mikroskop doch abstrahiert und wie wichtig das Stereomikroskop als Beobachtungsgerät und nicht nur als Präparierhilfe ist.

### Diatomeen und ihre Schwebefortsätze

Zentrische Diatomeen gehören zu den Planktonern, die im vegetativen Zustand kein geißeliges Fortbewegungsorganell besitzen. Da die schützende Kieselschale eine deutlich höhere Dichte als Wasser hat, benötigen sie Hilfsmittel, um die Sedimentationsgeschwindigkeit herabzusetzen. Neben eingelagerten Öltröpfchen (Reservestoffe) sind es vor allen Dingen oberflächenvergrößernde Maßnahmen wie Kettenbildung und die Ausbildung von dünnen Fortsätzen. Bei einer Reihe *Chaetoceros*-Arten erreichen diese Schwebefortsätze so große Querschnitte, dass darin sogar Chloroplasten Raum finden (Abb. 1f). Daneben besitzen viele Arten der Ordnung Thalassiosirales anders gebaute Fortsätze, die so fein sind, dass sie im Hellfeld kaum kontrastieren. Bei intensiver Beobachtung der Proben bemerkte ich, dass diese feinen Anhängsel hier und da geknickt waren, aber trotzdem zu-

sammenhielten und nicht auseinanderbrachen (Abb. 2). Ich fragte mich, wie das Gesehene mit den Materialeigenschaften von Silikat vereinbar war. Welche Modifikation konnte dazu führen, dass die feinen Strahlenfortsätze beim Knicken nicht, wie bei Glasnadeln üblich, zersplitterten? Mein cytologisches Interesse war geweckt, und ich suchte nach der Rückkehr von der Exkursion nach Arbeiten, die sich mit den Materialien der Diatomeenschalen genauer beschäftigten.

### Chitin

Die haarfeinen Schwebefortsätze bei zentrischen Diatomeen der Ordnung Thalassiosirales bestehen nicht aus Silikat, sondern aus Chitin. Bereits in den 1960er Jahren war dieser Umstand durch Materialuntersuchungen belegt worden (Falk et al., 1966; Blackwell et al., 1967). Diese Fasern sind sehr flexibel und bruchresistent. Durch sie vermindert sich die Sedimentationsgeschwindigkeit signifikant, gegebenenfalls stellen sie zusätzlich einen Fraßschutz dar. Walsby und Xypolyta (1977) konnten bei vergleichenden Untersuchungen an *Thalassiosira fluviatilis* in der natürlichen Form und an Zellen, deren Fortsätze mittels Enzymen entfernt worden waren, feststellen, dass die Chitinstrahlen die Sinkgeschwindigkeit um den Faktor 1,7 verringerten. Paradoxaerweise ließ sich jedoch messen, dass die Dichte der Zellen ohne Fortsätze deutlich niedriger war als die Dichte der Chitinfasern. Diese Messung weist darauf hin, dass es der Formwiderstand ist, den die Diatomeen mit der Ausbildung von Schwebefortsätzen aus Chitin erhöhen (Walsby und Xypolyta, 1977).

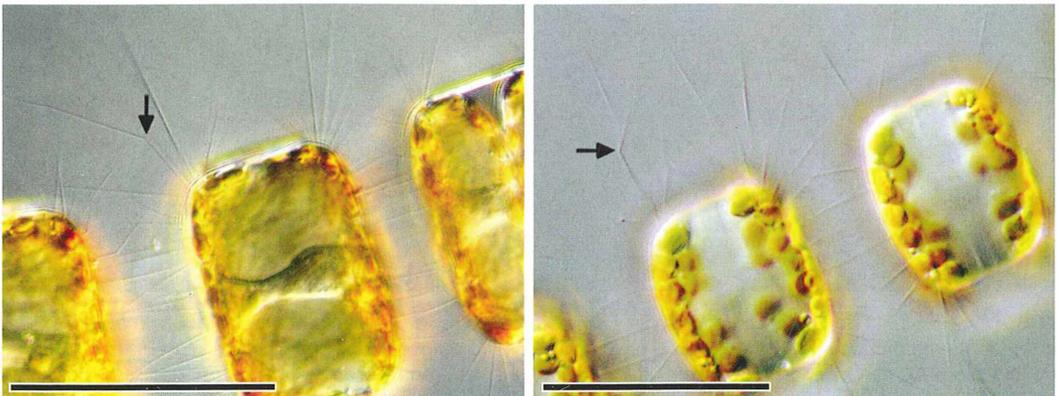
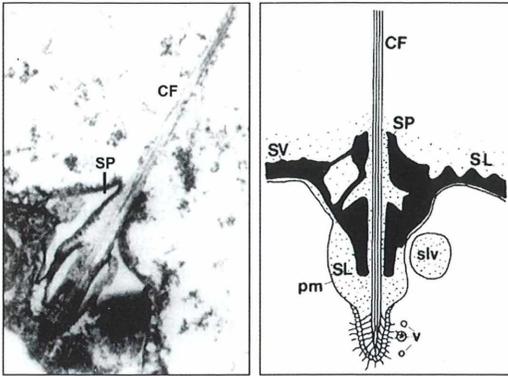
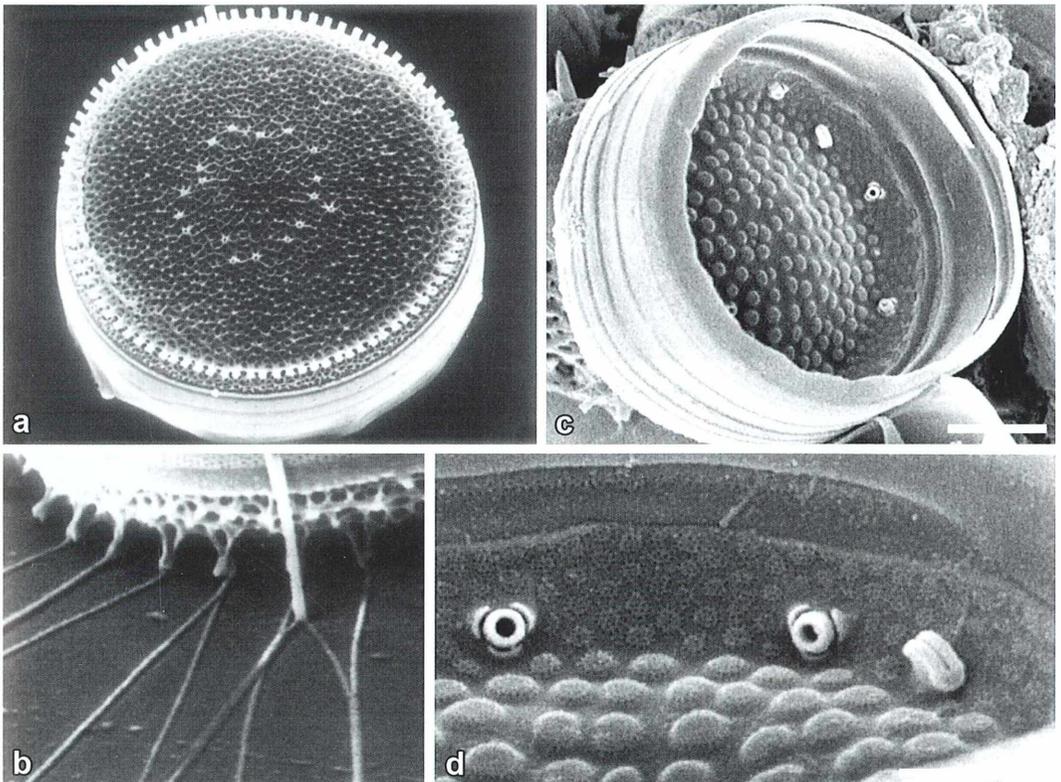


Abb. 2: *Porosira glacialis* mit geknickten Schwebefortsätzen (Pfeile). Maßbalken 50  $\mu\text{m}$ .



**Abb. 3:** Feinstruktur einer Ful topoportula von *Cyclotella meneghiniana* (transmissionselektronenmikroskopische Aufnahme) und die zugehörige Prinzipgrafik. CF Chitin-faser, SP strutted process (Ful topoportula), pm Plasmamembran, v Vesikel, SV Kieselschale im Querschnitt, SL Schleim, slv Schleimvesikel (nach Herth 1979).

Im Review „Chitin in protistan organisms“ hatte Maria Mulisch 1993 auf Befunde von  $\beta$ -Chitin-Fasern bei Schwefortsätzen von zentralen Diatomeen der Ordnung Thalassiosirales hingewiesen. Zitate führen zu Arbeiten von Herth, Zugenmaier und Barthlott aus den Jahren 1977 bis 1979 an der Universität Heidelberg, die ultrastrukturelle Gegebenheiten bei der Chitin-faserproduktion bei *Thalassiosira*- und *Cyclotella*-Arten detailliert darstellen (Herth und Zugenmaier, 1977; Herth, 1979; Herth und Barthlott, 1979). Die Schalenfortsätze, aus denen diese Chitin-fasern entspringen, heißen Ful topoportulae oder strutted processes, was in etwa „verstreute oder versteifte Fortsätze“ bedeutet. Sie sind lichtmikroskopisch unscheinbar. Bei der Untersuchung von Ultradünnschnitten wurde sichtbar, dass die Ful topoportulae hohle, kaminartige Strukturen bilden (Abb. 3). Die Chitin-fasern sind in der Mitte



**Abb. 4:** Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen. **a** und **b** Ful topoportulae am Rand und in der Fläche der Valve von *Thalassiosira fluviatilis* (aus Herth und Barthlott, 1979). **c** und **d** Schalenteil von *Stephanodiscus* spec.: Sicht ins Innere der Schale auf Ful topoportulae und eine Rimoportula (aus Theriot und Jones, 2009). Maßbalken 2  $\mu$ m bei **c** und 1  $\mu$ m bei **d**.

ihrer Lumina zu sehen. Diese Poren sind beispielsweise bei *Cyclotella* am Rand der Schalen- deckel (Valven) und in einer mehr oder weniger ringförmigen Anordnung auch auf der Valvenfläche zu sehen (Abb. 4a). Die Chitinfasern hatten bei den untersuchten Arten Durchmesser von 30–50 nm bis maximal 200 nm. Die Schemazeichnung bei Abbildung 3 verdeutlicht die Situation bei den chitinproduzierenden Stellen. Grob gesprochen, werden an diesen speziellen Stellen der Plasmamembran die Inhalte der im Golgi-Apparat hergestellten Vesikel mit Chitin-Grundsubstanzen (Aminozucker) aus der Zelle ausgeschleust und von in der Membran sitzenden Proteinen (Chitin-Synthase) zu Chitinfasern polymerisiert. Als mechanische Puffersubstanz dient Polysaccharid-Schleim, in welchem die Chitinfasern im Kamin eingelagert sind. Abbildung 4d zeigt die seitlichen Öffnungen an den Fultoportulae,

durch welche die Schleims-substanzen in die Kamine treten können.

### **Unerwartetes bei *Chaetoceros***

Abbildung 5 zeigt einige im Frühjahrsplankton vor Helgoland gesammelte Diatomeen mit ihren ultrafeinen, selbst im Differential-Interferenzkontrast nur mühsam darstellbaren Fortsätzen. Anders als bei den Thalassiosirales in Abbildung 5a–c erstaunt das Auftreten der feinen Fäden bei *Chaetoceros* (Abb. 5d). Diese Gattung ist charakterisiert durch ihre langen und soliden Grannen aus Silikat. Es gelang mir lediglich bei einer einzigen Zellkette, diese zusätzlichen, ultradünnen Fortsätze im Bild darzustellen. Dass solche Fortsätze in den Artbeschreibungen nicht erwähnt werden, liegt wahrscheinlich auch an den üblichen Präparationsmethoden der Taxonomen.



**Abb. 5:** **a** *Thalassiosira punctigera*. Einige Chitinstrahlen sowie die gefüllten Fortsätze (occluded processes) sind sichtbar. Maßbalken 50  $\mu\text{m}$ . **b** Die Chitinstrahlen von *Thalassiosira punctigera*. Maßbalken 25  $\mu\text{m}$ . **c** *Thalassiosira rotula* mit Faserbündeln zur Kettenbildung. Maßbalken 50  $\mu\text{m}$ . **d** *Chaetoceros didymus* zeigt neben den starken Fortsätzen aus Silikat sehr feine Strahlen, wahrscheinlich aus Polysacchariden. Maßbalken 25  $\mu\text{m}$ .

Die Fulstoportulae in den Valven verschiedener zentrischer Diatomeen wurden von Taxonomen schon im 19. und frühen 20. Jahrhundert als charakteristisch und für die Systematik wertbar angesehen, aber meist als Stellen für die Sekretion von Gallerte und Cellulosefasern gedeutet (Untersuchungen von Mangin, siehe Oltmanns 1922, S. 182). Diese und andere Textstellen in älteren Publikationen lassen erkennen, dass die Fulstoportulae auch damals schon mit der Produktion von faserigen Fortsätzen in Verbindung gebracht worden sind. So findet man bei Bachmann (1911) detaillierte Zeichnungen der Fasern und der Ansatzstellen an den *Cyclotella*-Valven. Er wies darauf hin, dass diese Poren schon bei Ehrenberg (1838) als „flammende Punkte“ beschrieben worden waren.

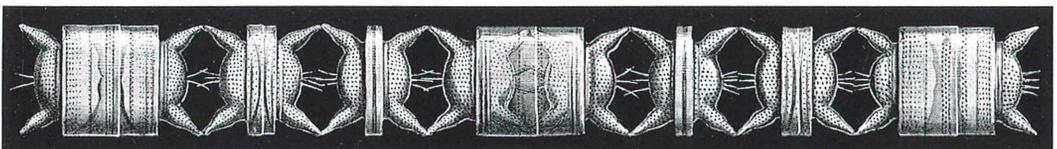
Neuere Arbeiten zeigen, dass nicht nur Thalassiosirales Chitin produzieren, und dass dieser Werkstoff auch generell beim Schalenaufbau der Diatomeen eine Rolle spielt (Bettighofer, 2012).

Die Bedeutung der Rimoportulae im Zusammenhang mit Gallertproduktion wird in einem Folgeartikel behandelt, in welchem auch zwei Neophyten vorgestellt werden, die erst seit kurzem als Bewohner der Nordsee registriert sind.

### Literaturhinweise

- Bachmann, H.: Mitteilungen der Naturforschenden Gesellschaft Luzern 6, 1–213 (1911).
- Bettighofer, W.: Chitin bei Diatomeen. Mikrokosmos 101, 84–85 (2012).
- Bachmann, H.: Mitteilungen der Naturforschenden Gesellschaft Luzern 6, 1–213 (1911).
- Blackwell, J., Parker, K. D., Rudall, K. M.: Chitin fibers of the diatom *Thalassiosira fluviatilis* and *Cyclotella cryptica*. J. Mol. Biol. 28, 383–385 (1967).
- Ehrenberg, C. G.: Die Infusionstierchen als vollkommene Organismen: Ein Blick in das tiefere organische Leben der Natur. Verlag Voss, Leipzig 1838.
- Falk, M., Smith, D. G., McLachlan, J., McInnes, A. G.: Studies on chitan ( $\beta$ -(1-4)-linked 2-acetamido-2-deoxy-D-glucan) fibers of the diatom *Thalassiosira fluviatilis* Hustedt. II. Proton magnetic resonance, infrared, and x-ray studies. Can. J. Chem. 44, 2269–2281 (1966).
- Herth, W.: Site of beta-chitin fibril formation in centric diatoms. II. Chitin-forming cytoplasmic structures. J. Ultrastruct. Res. 68, 16–27 (1979).
- Herth, W., Barthlott, W.: The site of  $\beta$ -chitin fibril formation in centric diatoms. I. Pores and fibril formation. J. Ultrastruct. Res. 68, 5–15 (1979).
- Herth, W., Schnepf, E.: Chitin-fibril formation in algae. In: Brown, R. M. (Ed.): Cellulose and other natural polymer systems, p. 184–206. Plenum Press Inc., New York 1982.
- Herth, W., Zugenmaier, P.: Ultrastructure of the chitin fibrils of the centric diatom *Cyclotella cryptica*. J. Ultrastruct. Res. 61, 230–239 (1977).
- Hoppenrath, M., Elbrächter, M., Drebes, G.: Marine Phytoplankton. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2009.
- Kraberg, A., Baumann, M., Dürselen, C.-D.: Coastal phytoplankton: Photo guide for northern European seas. Verlag D. Friedrich Pfeil, München 2010.
- Müller, O.: Über den feineren Bau der Zellwand der Bacillariaceen, insbesondere des *Triceratium favus* Ehrbg. und der Pleurosigmen. Arch. Anat. Physiol. Wiss. Med. 619–643 (1871).
- Mulisch, M.: Chitin in protistan organisms. Distribution, synthesis and deposition. Europ. J. Protistol. 29, 1–18 (1993).
- Oltmanns, F.: Morphologie und Biologie der Algen. Band 1: Chrysophyceae – Chlorophyceae. Verlag Gustav Fischer, Jena 1922.
- Round, F. E., Crawford, R. M., Mann, D. G.: The diatoms. Biology and morphology of the genera. Cambridge University Press, Cambridge 1990.
- Theriot, E. C., Jones, B.: The morphology, physiology and taxonomy of two small *Stephanodiscus* species in Yellowstone Lake and Jackson Lake, Wyoming, USA. Nova Hedwigia, Beiheft 135, 275–293 (2009).
- van den Hoek, C., Jahns, H. M., Mann, D. G.: Algen. Verlag Georg Thieme, Stuttgart 1993.
- Walsby, A. E., Xypolyta, A.: The form resistance of chitan fibers attached to the cells of *Thalassiosira fluviatilis* Hustedt. Br. Phycol. J. 12, 215–223 (1977).
- Walsby, A. E., Xypolyta, A.: *Thalassiosira's* parachute. Br. Phycol. J. 11, 201 (1976).

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



Aus Ernst Haeckel: Kunstformen der Natur (1899–1904), Tafel 84: Schachtellige, *Odontella aurita*.

## Nachrichten

### MAR – Der Mikroskopische Arbeitskreis Ruhrgebiet stellt sich vor!

Es war im Frühjahr 2010, als die Idee, einen *Mikroskopischen Arbeitskreis Ruhrgebiet* (MAR) zu gründen, in die Tat umgesetzt wurde. Die ursprünglichen vorbereitenden Gedanken zu diesem Vorhaben stammen von dem Bottroper Urologen Peter Voigt. Der Gymnasiallehrer Dr. Hans-Jürgen Voß wollte sich um eine geeignete Räumlichkeit kümmern. Nach kurzen Verhandlungen mit Schulleitung und Schulträger gab es dann grünes Licht für die Durchführung von Mikroskopier-Abenden in den Fachräumen des Gladbecker Ratsgymnasiums.

Peter Voigt ist in dem organisatorischen Duo mehr der Techniker und Gerätemanager. Er sorgt unter anderem für die Videomikroskopie an den Beobachtungsabenden oder bringt eigene Instrumente mit, so dass auch Beobachtungsverfahren jenseits der schultypischen und daher üblichen Hellfeldmikroskopie angeboten werden können. Hans-Jürgen Voß bereitet die Treffen fachlich vor und bietet vor allem Hintergrundinformationen zu den jeweils behandelten Themen beispielsweise in Form von kleinen Vorträgen an, damit gleichermaßen Neulinge wie Fortgeschrittene das Gesehene auch sachlich-inhaltlich ein wenig einordnen können. Die Treffen finden in unregelmäßigen Abständen statt – in der Regel alle zwei Monate – und werden im Internet im „Mikroskopie-Forum“ ([www.mikroskopie.de](http://www.mikroskopie.de)) circa vier Wochen vorher und in der lokalen Presse ein bis zwei Wochen vorher angekündigt.

Was wurde den Teilnehmern des Arbeitskreises bisher geboten (Abb. 1)? Die Themenvielfalt reichte von Plankton- und Einzeller-Untersuchungen über eine kleine Reihe zum Thema *Zellen, Kerne, Chromosomen* bis hin zur Polarisationsmikroskopie. Anklang fanden auch die Untersuchungen zur mikroskopischen Anatomie von Pflanzen, die in einem Präparierabend mit der Herstellung eines gefärbten Dauer-



Abb. 1: Interessierte Mitstreiter des Mikroskopischen Arbeitskreises Ruhrgebiet (MAR).

präparates gipfelten. Dabei stehen die Organisatoren nicht immer ganz alleine da: Hilfen und Unterstützung kommt nicht nur von den Kollegen des mikroskopischen Arbeitskreises Köln-Bonn sondern auch von Mineralogen der Universität Bochum.

Die Organisatoren hoffen, dass der MAR viele Jahre bestehen bleibt und sich im Dialog mit seinen Teilnehmern weiterentwickelt. Und dazu wünschen sie sich, dass auch der eine oder andere entfernt wohnende Mikroskopiker den Weg nach Gladbeck findet.

Redaktion MIKROKOSMOS

### Acanthamoeba – Der Einzeller des Jahres 2012

Waren es in den vergangenen Jahren *Paramecium*, *Tetrahymena*, *Euglena* und *Dictyostelium*, welche von der *Deutschen Gesellschaft für Protozoologie* als Einzeller des Jahres ausersehen wurden, ist es *Acanthamoeba*, welche diese besondere Position im Jahr 2012 einnimmt. Gekennzeichnet sind die Acanthamoeben durch den Besitz so genannter Acanthopodien (spitz zulaufende Scheinfüßchen) (Abb. 1a). Die ubiquitär in den Weltmeeren, im Süßwasser, im Erdreich sowie in der Luft verbreiteten Acanthamoeben zeigen eigentlich die gewohnten Eigenschaften der zu Deutsch bisweilen Wechseltierchen genannten Organismengruppe wie beispielsweise die amöboide

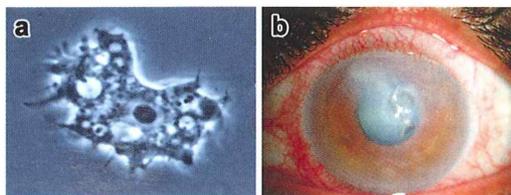
Bewegung, einen eukaryotischen Zellaufbau und eine heterotrophe Lebensweise. Ihr Lebenszyklus ist dadurch charakterisiert, dass es neben dem Trophoziten-Stadium (Fressstadium) eine ausgesprochen widerstandsfähige Zyste gibt.

Was ist nun so Besonderes an diesem Einzeller, dass er zum Status des Jahres-Protozoons erhoben wurde?

Spannend wird es in dem Moment, wenn sozusagen die andere Seite dieses Lebewesens zum Tragen kommt. Da stellt sich plötzlich ein Protist dar, der – normalerweise ungefährlich – zum Monster mutiert. Eine echte Dr. Jekyll und Mr. Hyde Situation tut sich auf. Aus einer absolut harmlosen, in allen möglichen

wässrigen Habitaten lebenden Amöbe kann unter bestimmten Bedingungen ein gefährlicher Parasit werden, etwa dann, wenn er – wie auch immer – bei Kontaktlinsenträger in den Zwischenraum zwischen Kontaktlinse und Augapfel gelangt und dort die Hornhaut angreift (*Acanthamoeba-Keratitis*) (Abb. 1b). Bei Personen mit herabgesetzter Widerstandskraft (Immundefizienz) können sich *Acanthamoeba*-Arten in die Lunge sowie in das Zentralnervensystem ausbreiten. Innerhalb einer Woche tödlich verläuft eine Infektion, wenn es dem Parasiten gelingt, ins Hirn vorzudringen und dort Entzündungen zu verursachen (Meningoencephalitis). Ein evolutionsbiologisch zunächst positiv anmutende Eigenschaft ist, dass *Acanthamoeba* beispielsweise für Bakterien der Legionellen-Gruppe eine feine Wohnstatt bietet, in deren Cytoplasma sich diese gefährlichen Bakterienzellen schließlich aufplatzt und die zahlreichen Krankheitserreger freigesetzt werden.

Der von Frau PD Dr. Julia Walochnik von der Abteilung für medizinische Parasitologie, Klinisches Institut für Hygiene und medizinische Mikrobiologie, der



**Abb. 1:** a *Acanthamoeba*, Trophozoit (Foto: <http://micro.blog.me.uk/>).

b *Acanthamoeba-Keratitis* (Foto: [www.ttuhscc.edu/som/ophthalmology/eyeatlas/](http://www.ttuhscc.edu/som/ophthalmology/eyeatlas/)).

Medizinischen Universität Wien zusammengestellte Flyer für den *Einzeller des Jahres 2012* beschreibt und dokumentiert das Wissenswerte zur Gattung *Acanthamoeba* sehr anschaulich. Er kann von der Homepage der *Deutschen Gesellschaft für Protozoologie* kostenfrei heruntergeladen werden ([www.protozoologie.de](http://www.protozoologie.de)). Mögen die dargebotenen Informationen schnell eine weite Verbreitung finden.

Klaus Hausmann, Redaktion MIKROKOSMOS

## Buchbesprechung

**Kremer, B.: Mikroskopieren ganz einfach.** Kosmos Verlag, Stuttgart 2012, 190 Seiten, laminiertes Pappband, ca. 160 Farbabbildungen, € 16,95, ISBN 978-3-440-13174-9.

Dieses für den Mikroskopier-Novizen zusammengestellte Buch ist laut seines Impressums die überarbeitete Ausgabe der 2008-Version. Es hat sich nicht viel geändert. An dieser und jener Stelle ist etwas korrigiert, da und dort etwas ergänzt worden. Ansonsten sind Grundstruktur und Aufmachung gleich geblieben. So fällt es mir leicht, mich dem anzuschließen, was seinerzeit unser Autor Erich Lüthje so richtig zur ersten Auflage resümierend im MIKROKOSMOS feststellte, nämlich *Eine*



*gelungene Ein-, wenn nicht sogar Verführung für den Einsteiger.* Etwas übertrieben halte ich es allerdings, wenn nun erneut auf dem Titel des Buches das *Extra: Digitale Mikrofotografie mit dem*

*Handy* angepriesen wird und dann zu diesem Thema im Buch gerade, wenn man es wohlwollend sieht, ganze zwei Seiten mit Hinweisen nachzulesen sind, die in meinen Augen recht trivial erscheinen. Aber etwas Klappern gehört ja zum Geschäft.

Unverständlich ist es – zumindest mir in meiner Eigenschaft als Herausgeber des MIKROKOSMOS –, dass an keiner Stelle, auch nicht in der Zusammenstellung weiterhelfender Literatur, auf unsere Zeitschrift aufmerksam gemacht wird. Und das unterbleibt in einem Buch des Verlages, in dem der MIKROKOSMOS vor über 100 Jahren das Licht der Welt erblickte und von dem er 81 Jahrgänge lang herausgegeben wurde. Merkwürdig! Oder sollte ich da etwas übersehen haben?

Klaus Hausmann, Berlin

## Mikro-Markt

**[www.mikroskopier-bedarf.de](http://www.mikroskopier-bedarf.de)**  
online-shop & Service / Reparaturen  
Tel./Fax: 0341/4 61 65 96

## Spurensuche nach der Testaceengattung *Microgromia*

Martin Kreutz

Es gibt Gruppen unter den Protozoen, die schnell aus dem Visier geraten, weil sie klein, selten und schwer zu finden sind. Dazu gehören sicher die Testaceen mit Schalendimensionen unterhalb der 20 µm Grenze, von denen es eine große Formenvielfalt gibt, die aber nur selten gefunden und beschrieben werden. Zu diesen Testaceen zählt die Gattung *Microgromia*, deren letzte, umfassende Untersuchung von de Saedeleer durchgeführt wurde und bereits 75 Jahre zurückliegt (de Saedeleer, 1934). Seitdem konnten nur sehr wenige Informationen über diese Gattung hinzugefügt werden. Daher ist über ihre Verteilung in den Ökosystemen und ihre taxonomische Stellung nur wenig bekannt.

**M**eine Suche nach Vertretern der Gattung *Microgromia* im Simmelried bei Konstanz (GPS Daten: N 47° 43' 05.09", E 9° 05' 38.69") war während der ersten 12 Jahre erfolglos. Im Jahre 2006 begann ich dann mit der Untersuchung eines kleinen Tümpels, den ich mit „Nr. 5“ bezeichne, entsprechend der Durchzählung der offenen Wasserflächen in diesem Gebiet (Kreutz und Foissner, 2006). Der Tümpel Nr. 5 hat nur 2 m Durchmesser und zeichnet sich durch eine circa 20 cm dicke Schicht aus Cyanobakterien und Algen aus, welche den gesamten Tümpel bedeckt. Diese Schicht ist eine dichte Gallerte, welche sich als ein Agglomerat von separaten Kolonien herausstellt, wenn man etwas davon mit der Hand zerteilt oder sie im Probengefäß mit Wasser aufmischt. Dabei dominieren hellgrüne, blaugrüne bis bräunliche Gallertklumpen von bis zu 5 cm Durchmesser, welche hauptsächlich von *Microcystis spec.* gebildet werden. Jedoch finden sich in diesen Gallertklumpen weitere Cyanobakterien von Gattungen wie *Oscillatoria*, *Nostoc* und *Anabaena* sowie viele Arten von Grünalgen. Das Wasser hat einen pH von 5,6 (gemessen März 2010) und ist leicht braungelb gefärbt. Im Sommer trocknet diese Gallertschicht an und ist sehr zäh. Blätter und kleine Äste bleiben dann darauf liegen. Sie deckelt die darunter liegenden Schichten fast vollständig vom Sauerstoff ab. Man findet nur sehr wenige, spezialisierte Ciliaten

oder Rädertiere darin, weshalb dieser Tümpel lange Zeit außerhalb meines Interesses lag. Zu Unrecht, wie sich dann herausstellte.

### Mit etwas Druck

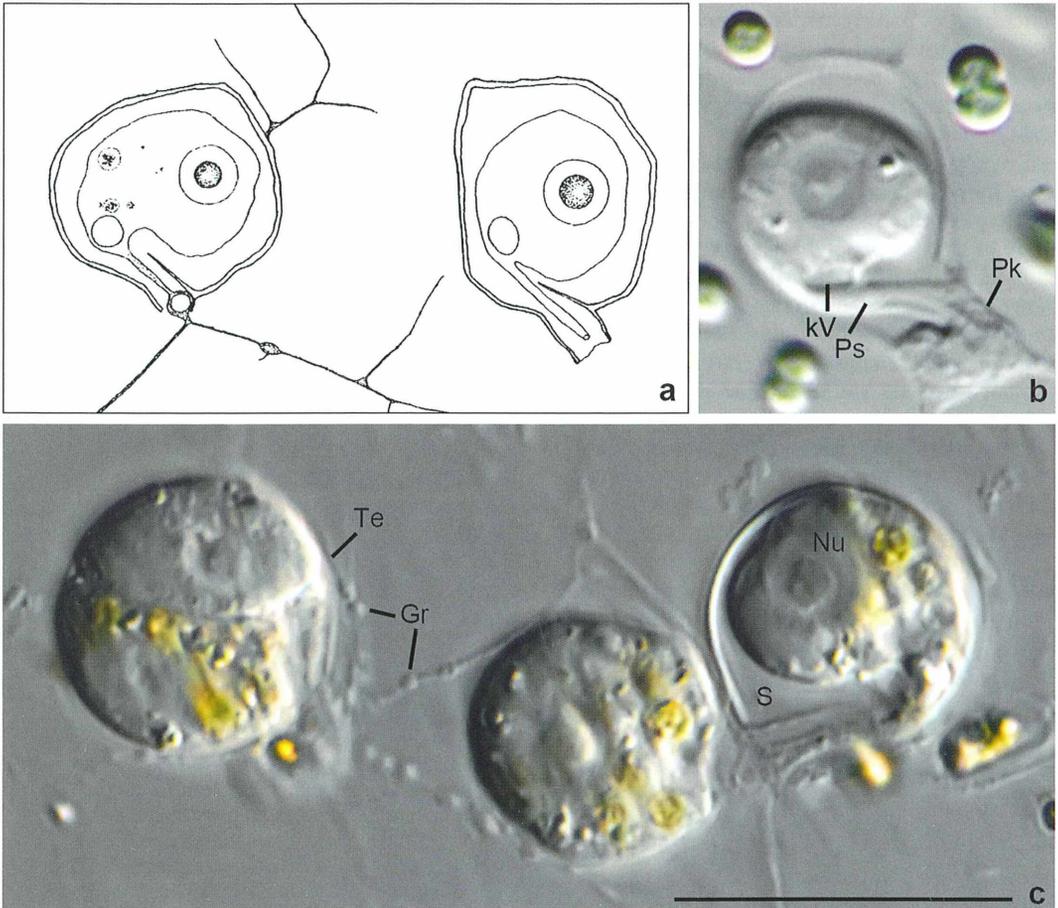
Eine von der Oberfläche genommene Probe von Tümpel Nr. 5 verhält sich wie Wackelpudding, den man in Wasser grob zerkleinert hat. In der Probe schwimmen kleine Fetzen von wenigen Millimetern Durchmesser bis zu trauben-große Klumpen der *Microcystis*-Kolonien. Für eine mikroskopische Untersuchung bei hohen Vergrößerungen ist diese Konsistenz denkbar ungeeignet, da es hier auf eine möglichst dünne Schichtdicke ankommt. Die einfachste Lösung für dieses Problem ist, das Präparat entsprechend zu quetschen. Hierfür entnehme ich ein etwa erbsengroßes Stück der Gallerte aus dem Probengefäß und platziere es auf dem Objektträger. Nach dem Auflegen des Deckglases bedecke ich diese Anordnung mit einem sauberen, möglichst saugfähigen Baumwoll-Taschentuch. Dann drücke ich durch das Taschentuch hindurch mit dem Daumen auf das Deckglas. Man kann dabei einen Druck von etwa 0,5–1 kg anwenden. Überschüssige Gallertmasse und Wasser quillt an der Seite heraus und wird von dem Taschentuch sofort aufgesaugt. Sofort danach kann man mit der Untersuchung des Präparates beginnen.

Da die gesuchten Mikro-Testaceen meist wesentlich kleiner als 50  $\mu\text{m}$  sind, verhalten sich die unter dem Deckglas befindlichen Algen und Detritusklumpen wie natürliche Abstandhalter. Außerdem wird die äußere Schicht des Gallertklumpens auf diese Art gespreitet und bildet einen diffusen Ring um die ehemalige Kolonie der Cyanobakterien. In dieser abgesprengten Schicht fand ich stets die meisten *Microgromia*-Exemplare. Der Fundort in dieser Schicht ist ein deutlicher Hinweis darauf, dass *Microgromia* und auch andere gefundene Mikro-Testaceen auf der Oberfläche der *Microcystis*-Kolonien leben. Die abgesprengten Exemplare waren von der etwas groben „Daumentchnik“ völlig unbeeindruckt und unbeschädigt. Viele

Exemplare hatten ihre Pseudopodien ausgestreckt und ließen sich mit Ölimmersion gut untersuchen. Die höchste Populationsdichte von *Microgromia*-Arten fand ich in den Monaten Mai bis September. In den Wintermonaten waren nur vereinzelt Exemplare zu finden.

### Merkmale und Taxonomie

Die Identifizierung von *Microgromia* ist im Prinzip einfach, aber in der praktischen Umsetzung oft mit Fallstricken versehen. Als erstes sollte man die Form der Pseudopodien betrachten. Diese strecken sich bei *Microgromia* zu einem anastomosierendes Netz aus und zeigen



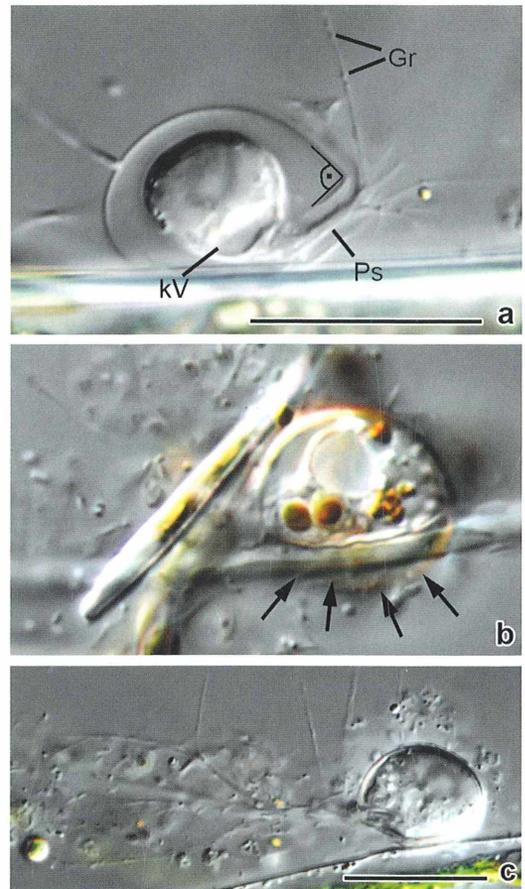
**Abb. 1:** *Microgromia longisaepimen* aus den Teichen von Rouge-Clôître nach Zeichnungen von de Saedeleer (1934) (a) und aus dem Simmelried (b, c). b Ein kleines Exemplar von 12  $\mu\text{m}$  Länge. c Eine schnell wachsende Population mit sich teilenden Individuen von circa 16–18  $\mu\text{m}$  Länge. Gr Granula, Nu Nukleus, kV kontraktile Vakuole, Ps Plasmastiel, Pk Plasmaknoten, S Septum, Te Teilungsstadium. Maßstrich 20  $\mu\text{m}$ .

eine rege Körnchenströmung. Amöben mit solcher Art von Pseudopodien gehören zur Klasse der Granuloreticulosen, zu denen auch die Foraminiferen im Meer gehören. Im Süßwasser gehört zu den granuloreticulosen Testaceen die Familie der Mikrogromiiden, in der man die Gattungen *Microgromia*, *Apogromia*, *Heterogromia* und *Belaria* findet. Die Mikrogromiiden besitzen neben den granuloreticulosen Pseudopodien als gemeinsame Merkmale eine transparente und flexible Schale mit einem Durchmesser von 9–25 µm ohne Besatz mit Fremdkörpern (Xenosomen). Die Schale kann mit der Unterlage (z. B. Algenfaden) verwachsen sein. Der Zellkern ist groß und besitzt ein deutliches Karyosom. Sind bei Testaceen dieses Typs mehrere kontraktile Vakuolen vorhanden, handelt es sich um *Heterogromia*. Die Unterscheidung der übrigen drei Gattungen mit nur einer kontraktilen Vakuole gelingt über die Form des Septums. Dabei handelt es sich um eine eingezogene Trennwand im Schalenhals, welche den direkten Zugang zum Schaleninneren versperrt. Das Septum ist manchmal so zart, dass es sich nur indirekt durch die Form des so genannten Plasmastiels nachweisen lässt, der von der Amöbe gebildet wird, um das Septum zu umfließen. Bei *Microgromia* ist dieses Septum asymmetrisch in den Schalenhals eingezogen, während es bei *Belaria* symmetrisch ist, ähnlich einer trichterförmigen Verengung. Arten mit gleichen Merkmalen wie *Microgromia*, jedoch ohne Septum, werden von de Saedeleer (1934) zu *Apogromia* gestellt.

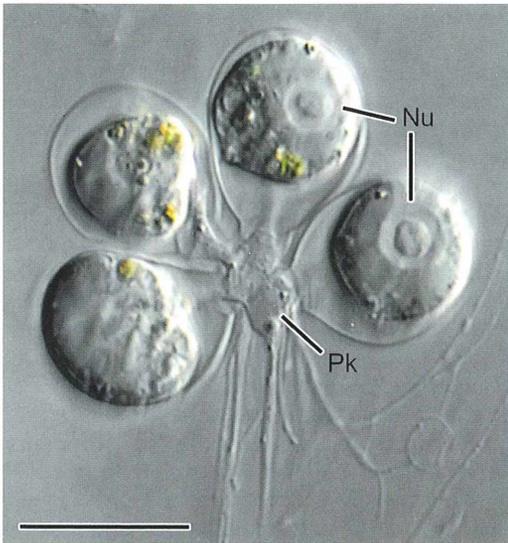
### Das Problem der Variabilität

Schon sehr schnell stellte sich heraus, dass Tümpel Nr. 5 ein Fundort gleich mehrerer Arten der Gattung *Microgromia* ist. Somit ergab sich nach 75 Jahren nun eine Gelegenheit, die Funde mit den Beschreibungen von de Saedeleer (1934) zu vergleichen und Fotografien dieser kleinen Testaceen anzufertigen. Nach der Auswertung meiner Funde glaube ich, fünf Arten von *Microgromia* identifiziert zu haben. Es war jedoch schwierig, diese mit den Beschreibungen und Zeichnungen von de Saedeleer in Einklang zu bringen. Interessanter Weise hat dies de Saedeleer schon von den Zeichnungen der Autoren vor ihm um 1900 behauptet, auf die er sich beruft: *Bemerkenswert ist, dass ... die Figuren der Autoren es kaum ermöglichen*

*die Natur der Gattung der von ihnen beschriebenen Arten zu unterscheiden.* Nach über 100 Jahren hat sich an diesem Zustand offensichtlich nicht viel geändert und de Saedeleer's Bemerkung gibt einen Hinweis darauf, dass zum einen nur wenige Beobachtungen vorliegen, und zum anderen, dass die Arten eventuell einer großen Variabilität unterliegen. Bei meinen Beobachtungen, welche größtenteils in den Jahren 2007 und 2008 erfolgten, konnte ich jedenfalls eine hohe Variabilität der Schalenformen fest-



**Abb. 2:** Sessile Exemplare von *M. longisaepimen*. Ein stattliches Individuum mit 20 µm Länge, aufgewachsen auf einem *Mougeotia* Algenfaden (a). An diesem Exemplar erkennt man deutlich den 90°-Winkel zwischen Schalenvorderseite und dem Septum. Aufgewachsene Exemplare sind um den Algenfaden gekrumpft (b, Pfeile). Die granuloreticulosen Pseudopodien der sessilen *M. longisaepimen* waren bis zu 100 µm weit ausgestreckt und bildeten ein dichtes Netz (c). Gr Granula, kv kontraktile Vakuole, Ps Plasmastiel. Maßstriche 20 µm.



**Abb. 3:** Kolonie aus sechs Exemplaren von *M. longisaepimen* (zwei Exemplare in der Unschärfe), welche über einen gemeinsamen Plasmaknoten (Pk) miteinander verbunden sind. Diese kleinen Gruppen bilden sich in schnell wachsenden Populationen, wenn die Tochterzellen eine Zeit lang verbunden bleiben, wie de Saedeleer es beschreibt. Nu Nukleus. Maßstrich 15  $\mu\text{m}$ .

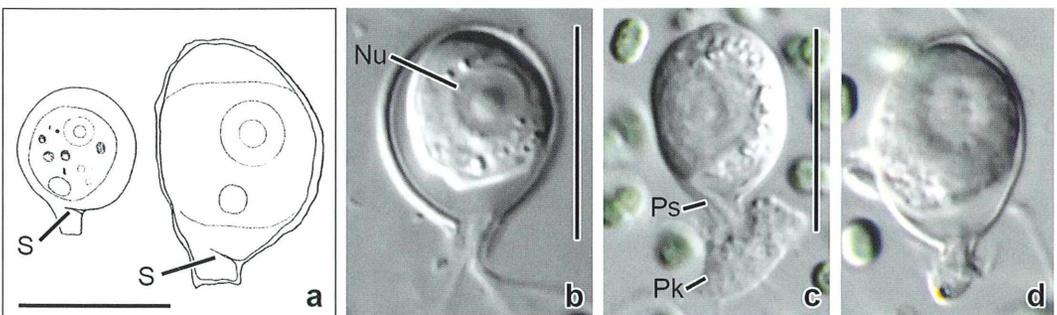
stellen. Die Merkmale zur Abgrenzung der Arten konnte ich nicht immer nachvollziehen, und die von mir gefundenen Formen manchmal auch Merkmale mehrerer Arten zu tragen. Inwieweit diese Variabilität auch das Vorliegen verschiedener Arten bedeuten kann, lässt sich aus dem von mir gesammelten Material nicht ableiten. Es wurden nur kurzfristige Untersuchungen von einigen Wochen angestellt und auch keine Kulturen angelegt. Deswegen

bin ich hier vorsichtig mit definitiven Zuordnungen und sehe diese Arbeit eher als Ergänzung zum bisher vorliegenden Material.

### *Microgromia longisaepimen*

Am häufigsten fand ich eine Form, welche sich am ehesten mit der Art *Microgromia longisaepimen* nach de Saedeleer (1934) vereinbaren lässt (Abb. 1–3). Sie besitzt eine retortenförmige, subsphärische Schale, ohne abgesetzten Hals, genau wie es de Saedeleer zeichnet, jedoch ohne den von ihm beschriebenen und gezeichneten kantigen Verlauf des Schalenumrisses. Die Schalen dieser Form waren durchschnittlich 12–21  $\mu\text{m}$  lang, dünnwandig hyalin und ungefärbt. Es ist bemerkenswert, dass die im Jahre 2007 gefundenen Exemplare maximal 12  $\mu\text{m}$  lang waren, während sie im Jahr darauf circa 21  $\mu\text{m}$  maßen. Dies war eventuell die Folge eines unterschiedlichen Nahrungsangebotes.

Die Pseudopodien von *M. longisaepimen* haben einen deutlichen granuloreticulosen Charakter mit einer schnellen Körnchenströmung. Sie anastomosieren besonders ausgeprägt in der Nähe der Schalenöffnung und waren manchmal bis zum 10fachen des Schalendurchmessers ausgestreckt. Ich konnte an vielen Exemplaren eine Art Plasmaknoten von 5–10  $\mu\text{m}$  Durchmesser beobachten, welcher sich unmittelbar am Austrittspunkt des Plasmas am Pseudostom bildet und von dem aus die granulären Pseudopodien ausstrahlen. Der Plasmastiel nimmt einen indirekten Weg zum Pseudostom, bedingt durch das Umfließen des Septums, welches das Mundrohr vom Schalenlumen abtrennt. Dieses Septum, welches de Saedeleer als Unterschei-



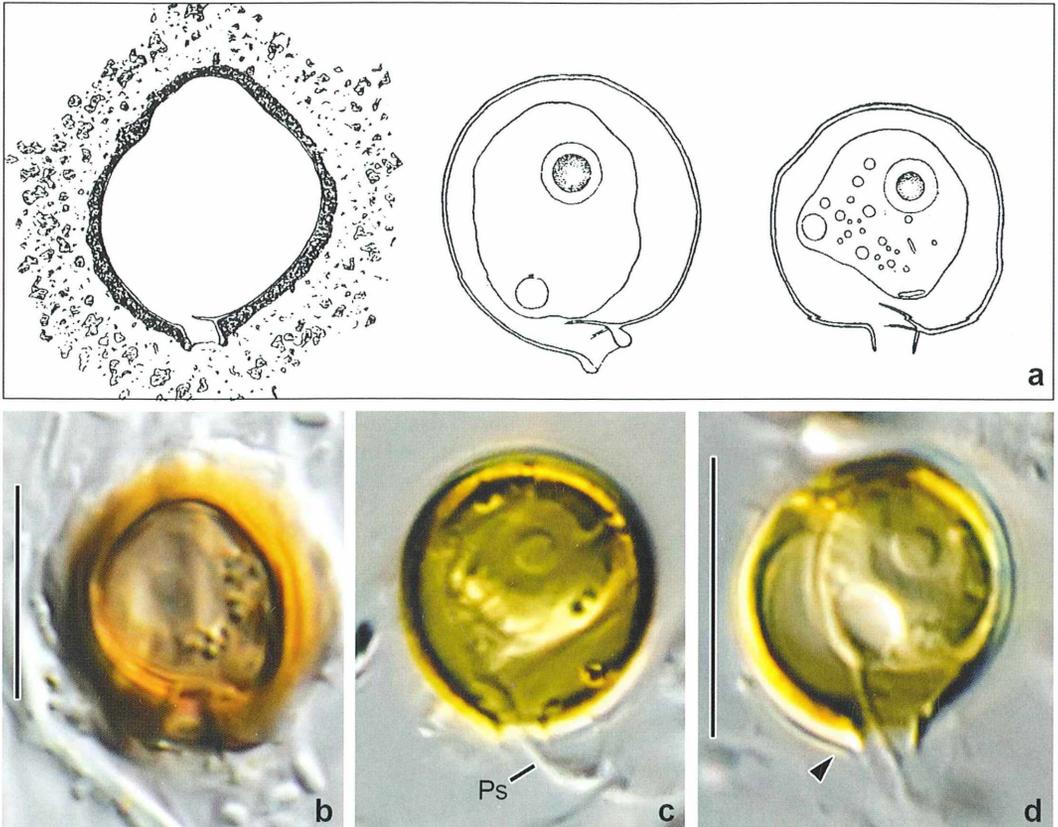
**Abb. 4:** *Microgromia minor* aus den Teichen von Rouge-Cloître nach Zeichnungen von de Saedeleer (a) und aus dem Simmelried (b–d). In ventraler Sicht (d) erkennt man einen zipfeligen Fortsatz am Hinterende der Schale. Nu Nukleus, Ps Plasmastiel, Pk Plasmaknoten, S Septum. Maßstrich in b 18  $\mu\text{m}$ , in c 14  $\mu\text{m}$ .

dungsmerkmal zur Gattung *Apogromia* definiert, ist bei dieser *Microgromia*-Art mit Retortenform sehr ausgeprägt und gut sichtbar. Der Plasmakörper füllt die Schale nur kurz vor der Teilung komplett aus. Genau am Übergang zum Plasmastiel findet sich die einzige kontraktile Vakuole. Der Zellkern hat einen Durchmesser von 6,2–6,9  $\mu\text{m}$  und ein deutliches, zentrales Karyosom von 4  $\mu\text{m}$  Durchmesser, was sich völlig mit den Daten von de Saedeleer deckt.

### Sessile Formen

In seinem Bestimmungsschlüssel erwähnt de Saedeleer (1934), dass sich *Microgromia* seitlich an der Unterlage verwachsen kann, was er als Unterscheidungsmerkmal zu den Allogromiidae betrachtet. Im Mai 2007 konnte ich dieses Verhalten bestätigen, als ich Exemplare von *M. longisaepimen* fand, welche sich an Algen-

fäden der Gattungen *Mougeotia* und *Microspora* festgeheftet hatten. Dabei ist die Unterseite der Schale förmlich um den Algenfaden gekrampt. Die deutlich granuloreticulosen Pseudopodien dieser Exemplare waren pinselförmig oder federförmig bauschig ausgestreckt und bildeten ein dichtes Netz von 50–100  $\mu\text{m}$  Länge. Dieses Pseudopodien-Netz war stets angefüllt mit einem Agglomerat aus Bakterien, kleinen Detritusteilen, Diatomeen, kleinen Flagellaten und Algen. Es hatte den Anschein, als wenn diese Fremdkörper aus der Umgebung eingesammelt waren und teilweise als Nahrung dienten. Die festgehefteten Zellen waren recht stattlich mit einer Schalenlänge von 20  $\mu\text{m}$ . Auffallend an der Simmelrieder Population von *M. longisaepimen* ist ein Winkel von fast 90° zwischen dem ventralen Rand der Schale und dem Septum (Abb. 2a). Dieser war auch bei den nicht sessilen Exemplaren immer wieder zu beobachten.



**Abb. 5:** *Microgromia haeckeliana* aus dem Teich Lac Miroir in Oostende nach Zeichnungen von de Saedeleer (a) und aus dem Simmelried (b–d). Durch eine sukzessive Verdickung der Schale kann es zur Umwachsung des Schalenhalses kommen (Pfeilkopf). Ps Plasmastiel. Maßstrich in b 10  $\mu\text{m}$ , in d 13  $\mu\text{m}$ .

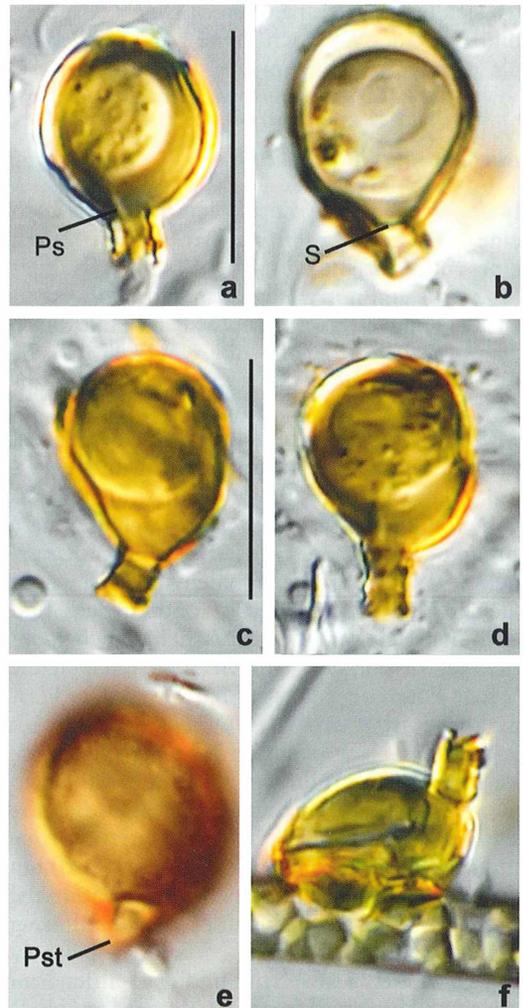
## Koloniebildung

Neben den solitären Exemplaren von *M. longisaepimen* fand ich auch Ansammlungen von bis zu sieben Exemplaren, welche über einen gemeinsamen Plasmaknoten verbunden waren (Abb. 3). Es hatte den Anschein, als wenn hier eine Fressgemeinschaft vorlag, da ich Konstellationen beobachten konnte, in denen sich zwei oder mehr Exemplare mit ihren Schalenöffnungen gegenüberstanden und dazwischen eine rege Plasmaströmung zu beobachten war. Dies erinnerte an die Plasmabrücken in den Fressgemeinschaften von Heliozoen. Von Hertwig (1874) wird die Bildung dieser Kolonien durch schnell aufeinanderfolgende Teilungen erklärt, wonach die Tochterzellen über einen Plasmastrang temporär verbunden bleiben. Die Exemplare dieser Kolonien zeigten auch eine rege Plasmabewegung um den Bereich der kontraktilen Vakuole. Damit verbunden war oft eine schaukelnde Bewegung des Plasmakörpers in der Schale. Das Plasma war angefüllt mit grünlich-gelben Nahrungsvakuolen, offensichtlich von phagozytierter Algennahrung. In den verzweigten Pseudopodien erfolgte eine schnelle Plasmaströmung in beide Richtungen, erkennbar an der Körnchenströmung.

## *Microgromia minor*

Die Art *Microgromia minor* habe ich auf Grund des kurzen, schräg abgesetzten Halses identifiziert (Abb. 4). Die Schale ist nicht oder nur wenig ausgeprägt retortenförmig. Das von de Saedeleer (1934) in der Diagnose zu *M. minor* beschriebene Merkmal *Septum von rechts nach links orientiert*, konnte ich nicht nachvollziehen. Je nachdem, von welcher Seite man ein Exemplar betrachtet, würde sich eine solche Orientierung umkehren. Die einzige sinnvolle Erklärung ist, dass bei ventraler Betrachtung der Schale (also in das Mundrohr hinein), sich dort von rechts nach links eine Scheidewand (das Septum) in das Mundrohr erstreckt. Dementsprechend müsste der Plasmastiel bei dieser Betrachtungsweise vom Plasmakörper nach links abknicken, um das Septum zu umfließen. Leider gibt de Saedeleer keine Zeichnungen mit ventraler Ansicht wieder, sondern nur lateral von der rechten Seite her. In meiner Population verlief der Plasmastiel von *M. minor* asymmetrisch, wie für *Microgromia* typisch, jedoch zur

dorsalen Schalseite hin geknickt, um schließlich nach ventral zur Mundöffnung zu verlaufen. Dies deutet eher auf ein Septum hin, welches ventral in das Mundrohr eingezogen ist. Die Zeichnungen von de Saedeleer widersprechen dieser Anordnung jedoch nicht. Mir scheint dieses Merkmal sehr schwierig überprüfbar, zumal das Septum in meiner Popula-



**Abb. 6:** Eine unbestimmte *Microgromia*-Art aus dem Simmelried, welche sich keiner von de Saedeleer (1934) beschriebenen Arten zuordnen lässt. Die hier gezeigten Exemplare sind 14–17  $\mu\text{m}$  lang und 12–14  $\mu\text{m}$  breit. Charakteristisch sind ein geringelter Hals und eine orange-braun gefärbte Schale. Das Pseudostom (Pst) ist rund und misst 1,6–1,8  $\mu\text{m}$  im Durchmesser. Auch diese Art kann sich auf Algenfäden festheften (f). Ps Plasmastiel, S Septum. Maßstrich in a 14  $\mu\text{m}$ , in c 15  $\mu\text{m}$ .

tion lichtmikroskopisch nur indirekt über die Form des Plasmastiels nachzuweisen war.

Die Schalenform von *M. minor* war meistens subsphärisch, jedoch konnte ich auch etwas langgestreckte Exemplare finden, wie de Saedeleer sie für diese Art beschreibt. Die gemessenen Schalenlängen schwankten zwischen 14 und 18  $\mu\text{m}$  und passen zu den Angaben von de Saedeleer (14–25  $\mu\text{m}$ ). Nach Cienkowski (1876) sollen sich bei der Teilung zweigeißelige Zoosporen bilden. Leider habe ich keine teilenden Exemplare finden können, um dies zu überprüfen.

### *Microgromia haeckeliana*

In den Proben aus Tümpel Nr. 5 fand sich noch eine weitere *Microgromia*-Art, welche durch eine runde Schale auffällt, dessen Hals kurz (1–2  $\mu\text{m}$ ) und nur wenig oder schräg abgesetzt ist. Bei einigen Exemplaren war der Hals durch eine verdickte Schale überwachsen. Solche Exemplare scheinen dann keinen Hals zu besitzen. Diese Merkmale stimmen am besten mit *M. haeckeliana* überein (Abb. 5). Die Schale ist durch Eisensalze gelbbraun gefärbt und 11–14  $\mu\text{m}$  lang, was etwa 30% kleiner ist als die Angaben von de Saedeleer (1934). Die innere Breite des Halses beträgt 2,4  $\mu\text{m}$  (nach de Saedeleer 1,7  $\mu\text{m}$ ). Die Schalenwand ist nicht gleichmäßig dick und zart, sondern derb und asymmetrisch verdickt. Sie scheint auch nicht flexibel zu sein. An einigen Stellen schien die Schale Poren oder Risse aufzuweisen. Der Plasmakörper ist vom *Microgromia*-Typ, mit einem 2  $\mu\text{m}$  großen Karyosom im 3,6  $\mu\text{m}$  großen Zellkern, einer kontraktilen Vakuole und einem asymmetrisch abgehenden Plasmastiel. Bei dieser Art konnte ich ebenfalls kein Septum lichtmikroskopisch nachweisen, jedoch kann man seine Anwesenheit durch die asymmetrische Lage des Plasmastiels in der Schalenöffnung ableiten.

Bei dieser Art hatte ich hin und wieder den Eindruck, als wenn es eine Schale in der Schale gibt. Mir war aufgefallen, dass der Plasmakörper fast nur die Hälfte des Schalenlumens einnimmt und an der dorsalen Schalenwandung scheinbar fixiert ist. Je nach Fokus ließen sich feine Lamellen feststellen, welche den Plasmakörper umschlossen. Inwieweit diese Beobachtung an der Auflösungsgrenze des Mikroskops die Anwesenheit einer inneren Schale zulässt, vermag ich nicht zu sagen. Die granuloreticu-

losen Pseudopodien dieser Art waren leider nie richtig ausgestreckt, so dass ich keinen Nachweis für einen granulären Charakter habe.

### Unbestimmte Funde

In den Jahren 2010 und 2011 konnte ich zwei Arten von *Microgromia* aus Tümpel Nr. 5 beobachten, die nach den Beschreibungen von de Saedeleer (1934) nicht zu bestimmen sind. Sie haben vergleichsweise auffällige Merkmale, weshalb man eventuell von zwei neuen Arten sprechen muss. Weitere Untersuchungen und insbesondere eine Kultivierung sind jedoch notwendig.

Im ersten Fall handelt es sich um Exemplare mit 14–17  $\mu\text{m}$  langer und 12–14  $\mu\text{m}$  breiter Schale, deren Form in erster Näherung mit der von *M. minor* vergleichbar ist (Abb. 6). Die Schalenform ist subsphärisch, manchmal leicht elongiert oder birnenförmig. Der schräg abgesetzte Hals ist mit 3–4  $\mu\text{m}$  jedoch deutlich länger und durch periodische Verdickungen der Schale charakteristisch geringelt. Die restliche Schale erscheint glatt, strukturlos und bei allen gefundenen Exemplaren orange-braun gefärbt durch Eisensalze. Der asymmetrische Verlauf des Plasmastiels und ein deutlich sichtbares Septum belegen die Zugehörigkeit zu *Microgromia*. Als weiteres gattungsspezifisches Merkmal ist diese Art fähig, sich mit der Schale



**Abb. 7:** Eine weitere unbestimmte *Microgromia*-Art mit einem auffällig aufgeweiteten und verlängerten Schalenhals. Es wurde nur ein Exemplar im Juli 2011 gefunden. Ein Septum war nicht zu erkennen. Deutlich zu erkennen sind die Granula (Gr) in den granuloreticulösen Pseudopodien.

an der Unterlage festzuheften. Bei solchen Exemplaren ragt der Schalenhals kaminartig empor. Einige der gefundenen Exemplare wiesen einen flockigen Niederschlag von braunen Eisenverbindungen im Bereich um die Schale und der Mundöffnung auf. Der Zellkern hat einen Durchmesser von 4 µm mit einem 2 µm großen Karyosom.

Von der zweiten Form, die mit keiner der von de Saedeleer (1934) beschriebenen übereinstimmt, wurde im Juli 2011 nur ein Exemplar gefunden (Abb. 7). Die Schale dieser Form ist 16 µm lang, 10 µm breit und besitzt ein auffällig verlängertes und erweitertes Mundrohr von 7,2 µm Länge. Darin verläuft der Plasmastiel symmetrisch ohne sichtbare Anwesenheit eines Septums. Demnach wäre diese Form eine *Apogromia*, die jedoch mit keiner der beschriebenen Arten übereinstimmt. Es hat auch den Anschein, als ob die Schalenöffnung abgewinkelt ist und der Plasmastiel kurz vor dieser Öffnung abknickt. Wegen der hohen Schichtdicke im Präparat konnte ich leider keine Details der Verhältnisse erkennen. Die Stellung bleibt also zweifelhaft. Weitere Merkmale wie die Kernverhältnisse und die granuloretikulösen Pseudopodien belegen in jedem Fall die Zugehörigkeit zu den Mikrogromiiden, und ich möchte sie als zu verifizierende Form hier belassen.

### Danksagung

Ich danke Dr. Ralf Meisterfeld von der Universität Aachen und Dr. W. Schönborn aus Jena für die Unterstützung bei der Identifizierung der Arten und viele weitere Tipps.

### Literaturhinweise

- Cienkowski, L.: Über einige Rhizopoden und verwandte Organismen. Arch. mikroskop. Anat. 12, 15–50 (1876).
- de Saedeleer, H.: Beitrag zur Kenntnis der Rhizopoden: Morphologische und systematische Untersuchungen und ein Klassifikationsversuch. Mém. Mus. Roy. d'Hist. Nat. de Belgique 60, 1–112 (1934).
- Hertwig, R.: Über *Microgromia socialis*, eine Colonie bildende Monothalamie des süßen Wassers. Archiv. mikr. Anat., 10, Suppl., 1–34 (1874).
- 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.
- Lee, J. J., Hutner, S. H., Bovee, E. C. (Eds.): Illustrated guide to the protozoa. Society of Protozoologists, Allen Press, Lawrence 1985.
- Middelhoek, A.: Remarks on *Microgromia socialis* Hertwig et Lesser. Hydrobiologia 1, 210–214 (1948).

Verfasser: Dr. Martin Kreutz,  
Am See 27, 78465 Konstanz,  
E-Mail: makreu@gmx.de

## Kurze Mitteilung

### Pektine und die Orientierung der Zellulose-Mikrofibrillen parallel zu den kortikalen Mikrotubuli

Dicht unter der Plasmamembran liegende Mikrotubuli (= kortikale Mikrotubuli) von Pflanzenzellen leiten die Bewegung der Zellulose-Synthase-Komplexe in der Plasmamembran. Die Zellulose-Mikrofibrillen werden so parallel zu den Mikrotubuli orientiert. Dass dieses so ist, weiß man schon seit längerer Zeit. Weitgehend unbekannt ist dahingegen, wie das geschieht. Yoneda et al. (2010) haben nun gezeigt, dass Pektine dabei eine Rolle spielen. Sie haben gefunden, dass Cobtorin bei Tabak-Zellen und Hypokotylzellen von *Arabidopsis* die Parallelität von Mikrotubuli und Zellulose-Mikrofibrillen stört. Als Folge davon schwellen die Tabak-Zellen an und das Wachstum der Hypokotylzellen wird gehemmt. Sie suchten deshalb nach dem Protein, auf das Cobtorin wirkt und

finden, dass die Cobtorin-Wirkung deutlich verringert ist, wenn die Pektin-Methylesterase und die Polygalacturonase überexprimiert werden und dass eine Behandlung mit Polygalacturonase die durch Cobtorin gestörte Parallelität wieder herstellt. Pektine sind daher anscheinend in diesen Zellen für die Orientierung der Zellulose-Mikrofibrillen wichtig.

### Literaturhinweis

- Yoneda, A., Ito, T., Higaki, T., Kutsuna, N., Saito, T., Ishimiza, T., Osada, H., Hasezawa, S., Matsui, M., Demura, T.: Cobtorin target analysis reveals the pectin functions in the deposition of cellulose microfibrils in parallel with cortical microtubules. Plant J. 64, 657–667 (2010).

Eberhard Schnepf, Heidelberg

## Form und Funktion im Mikro- und Makrobereich

# Ein Dreigang-Getriebe im Flügelgelenk bei Fliegen

Werner Nachtigall und Alfred Wisser

**Wenn eine frei fliegende Fliege merkt, dass ein Vogel hinter ihr her ist, setzt sie zu einem heftigen Zickzack-Flug an, der den Vogel verwirrt. Dieses lebensrettende Verhalten könnte darauf beruhen, dass sie den linken und den rechten Flügel abwechselnd mit unterschiedlichen Gängen ansteuert. In der Tat findet man an der Flügelbasis jeweils eine Art Dreigang-Getriebe.**

Das Flügelgelenk einer Fliege, etwa der Schmeißfliege *Calliphora erythrocephala* (Abb. 1), ist möglicherweise der komplizierteste kinematische Mechanismus, den das – an mechanischen Erfindungen wahrlich nicht arme – Tierreich hervorgebracht hat. Einen Teil davon stellt das genannte, sehr eigentümlich gebaute Dreigang-Getriebe dar (Pfau, 1973; Wisser, 1985; Wisser und Nachtigall, 1990). Es besteht aus Teilen der Flügelbasis (die also mit dem Flügel mitschwingen) sowie Teilen der Thoraxwand. Diese stehen ungefähr fest, sind aber durch Muskelzug doch ein wenig verschiebbar.

An der Flügelbasis laufen die kräftigen Flügeladern zusammen. Die Radius-Ader trägt einen abwärts gerichteten Zahn mit einer Doppelschneide und zentraler Grube, den Zahn des Radius (Abb. 2, obere Struktur). Der pleurale Flügelgelenkkopf trägt drei Zacken (Abb. 2, untere Struktur). In ihn greift der Zahn des Radius im eingekoppelten Zustand immer dann ein, wenn der Flügel beim Abschlag fast ganz unten angekommen ist, also etwa 200mal pro Sekunde. Die Abbildung 2b zeigt den Moment des Einkoppelns auf dem mittleren Zahn des Flügelgelenkkopfs.

Es sind aber noch andere Einkopplungen möglich, nämlich auf den vorderen Zahn, auf den hinteren Zahn und schließlich eine Lage hinter dem Kopf (ausgekoppelter Zustand). Sie werden dadurch eingestellt, dass Muskeln den Flügelgelenkkopf mehr oder minder stark nach innen ziehen. Jede Seite besitzt ihre eigene Mus-

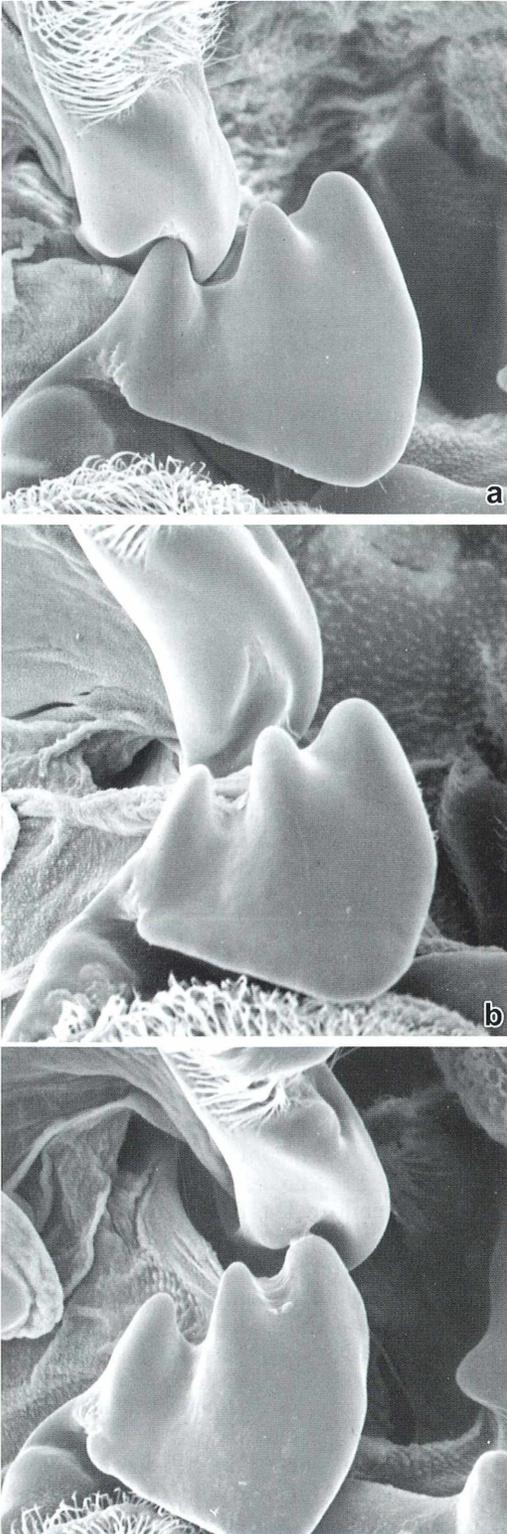
kulatur, so dass linker und rechter Flügel unterschiedlich eingekoppelt werden können.

Dass unterschiedliche Einrastmöglichkeiten tatsächlich vorkommen, zeigen Rasterelektronenmikroskop-Aufnahmen von Fliegen, die mit Tetrachlorkohlenstoff narkotisiert worden sind (Abb. 2a–c). Durch dieses Narkosemittel verkrampfen sich die Muskeln blitzartig, und die Flügel bleiben in dem momentan eingestellten Gang eingekoppelt.

An den Kopplungsstellen entstehen gegen Ende des Abwärtsschlags neue Drehpunkte oder Anschläge für den Flügelschlag. Wie weit der Flügel kippt, das hängt von der jeweiligen Einkopplung (also der Schaltstellung des Flügelgetriebes) ab. Wenn der linke und der rechte



**Abb. 1:** Schmeißfliege *Calliphora erythrocephala* (aus [http://www.galeriade.com/eldruida/data/media/122/\\_MG\\_6289-Calliphora\\_erythrocephala.jpg](http://www.galeriade.com/eldruida/data/media/122/_MG_6289-Calliphora_erythrocephala.jpg)).



**Abb. 2:** „Gangschaltung“ an der Flügelbasis von *Calliphora* mit unterschiedlichen Einkoppelzuständen. **a** 1. Gang, **b** 2. Gang, **c** 3. Gang. Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen.

Flügel in unterschiedlichen Gängen eingekoppelt sind, erzeugen sie auch unterschiedliche Luftkräfte, so dass sich die Flugrichtung der Fliege verändern muss. Erfolgt die wechselseitige Ein- und Auskoppelung rasch hintereinander, resultiert ein Zickzackflug. Mehrere Richtungsänderungen pro Sekunde lösen das Flugobjekt optisch auf (somatolytischer Flug) und erfolgen so rasch, dass ein nachfliegender Vogel steuerungsmäßig nicht nachkommt. Soweit die Hypothese.

Ob die biomechanischen und verhaltensbiologischen Vorgänge freilich tatsächlich so ablaufen, wie sie funktionsmorphologische Untersuchungen nahelegen, ist im strengen Sinn noch nicht vollständig gesichert, aber alles spricht dafür.

#### Literaturhinweise

- Pfau, H. K.: Fliegt unsere Schmeißfliege mit Gangschaltung? *Naturwissenschaften* 60, 160 (1973).  
 Wissler, A.: Wing beat of *Calliphora erythrocephala*: Turning axis and gear-box of the wing base (*Insecta*, *Diptera*). *Zoomorphology* 107, 359–369 (1988).  
 Wissler, A., Nachtigall, W.: The wing joint of *Calliphora erythrocephala* (*Diptera*): Biomechanical aspects. In: Society of Experimental Biology, Warwick Meeting, 49 (1990).

*Verfasser:* Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall und Dr. rer. nat. Alfred Wissler, Außenstelle Technische Biologie und Bionik der Akademie der Wissenschaften Mainz und FB 8, Biowissenschaften, der Universität des Saarlands.  
 Postanschrift: Postfach 151150, 66041 Saarbrücken,  
 E-Mail: a.wissler@mx.uni-saarland.de

# Differenzierte Darstellung von Kleinkrebsmuskulatur mit polarisiertem Licht

Rudolf Drews

**Die Art der Anordnung und Ausprägung der Muskulatur eines Tieres ist ein Beispiel für den Zusammenhang von Bau und Funktion. Auch bei Kleinkrebsen wie Copepoden (Ruderfußkrebse) und Cladoceren (Wasserflöhe) lassen sich die Beziehungen zwischen Muskulatur und Lebensweise eindrucksvoll demonstrieren.**

**B**ei der Suche nach mikroskopischen Fotomotiven ergab sich zufällig, dass die Muskulatur überwiegend mit Boraxkarmin gefärbter Kleinkrebse im polarisierten Licht aufleuchtete. Dieser Effekt zeigte sich bei verschiedenen Objekten nicht gleichmäßig intensiv, und auch nicht jeder Muskelstrang war zufrieden stellend zum Leuchten zu bringen. Insgesamt konnten aber bei einer Reihe von Individuen für das Thema geeignete Muskelpartien besonders hervorgehoben werden.

## Copepoden

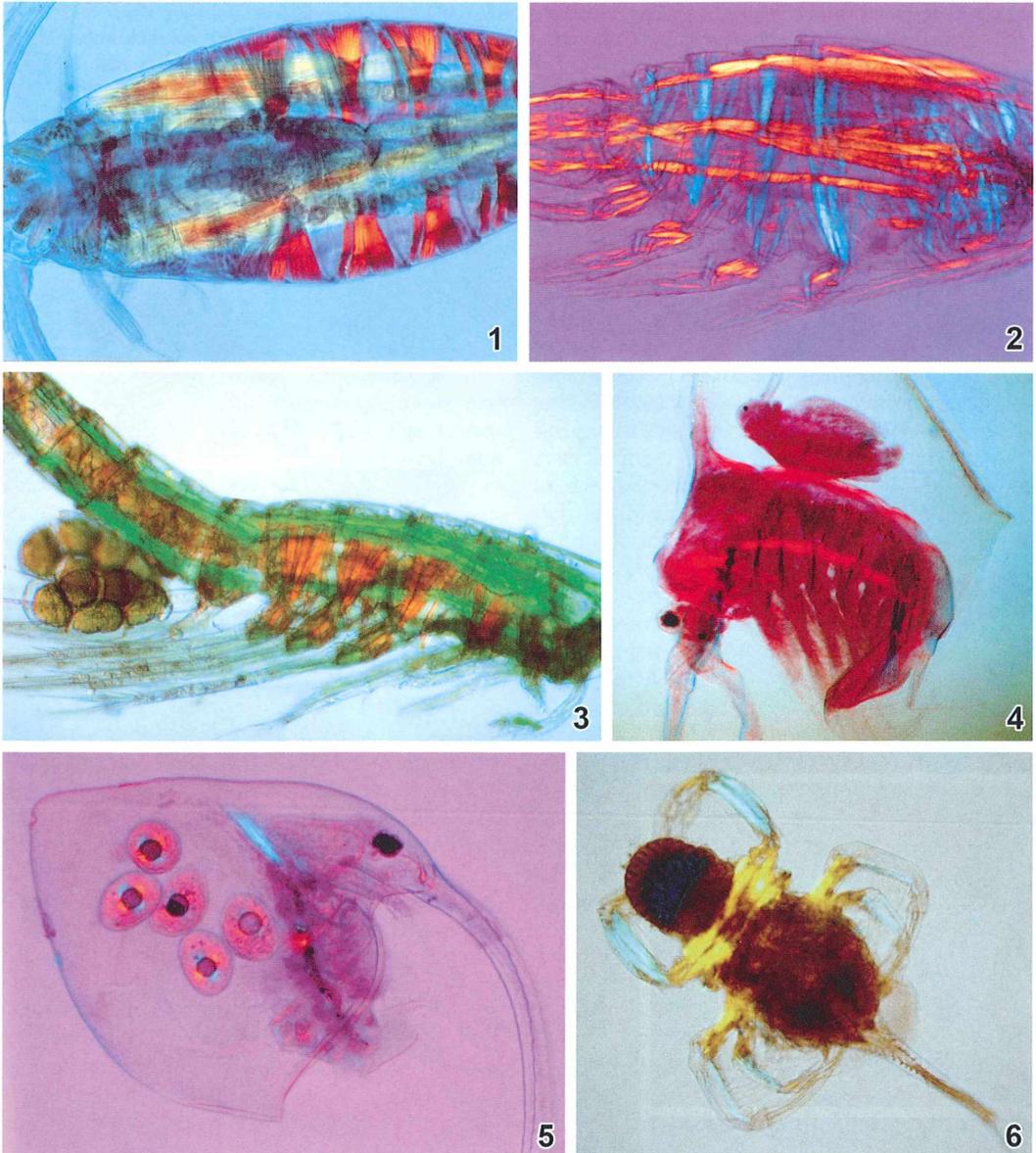
Die Ruderfußkrebse werden durch drei sich unterschiedlich fortbewegende Gruppen repräsentiert: Calaniden, Cyclopiden und Harpacticiden. Von den sechs Thorakopodenpaaren werden üblicherweise nur vier zum Schwimmen benutzt. Das erste Paar ist zu Mundwerkzeugen (Maxillipeden) umfunktioniert, das letzte Paar ist entweder reduziert oder beim Männchen als Kopulationsorgan umgeformt. Die Calaniden sind überwiegend Meerestierbewohner, im Süßwasser sind sie zum Beispiel durch die Gattung *Diaptomus* vertreten. Kennzeichnend sind der große, vom kleinen Abdomen (Hinterleib) deutlich abgesetzte Cephalothorax (Kopf-Brust-Bereich) sowie die großen 1. Antennen. Diese dienen nun nicht, wie häufig angenommen, als Ruderextremitäten, sondern als Schweborgane, welche während des gelegentlichen heftigen Ruderschlags der vier Paar Ruderfüße (Pereiopoden) kurzzeitig dem Körper angelegt werden. Sofort danach werden die 1. Antennen wieder waagrecht ausgebreitet. Die den vier Ruderfußpaaren zugeordnete Muskulatur ist in den Abbildungen 1 und 2 sehr deutlich zu erkennen. Eine für Calaniden typische Fortbewegung, welche mit filtrieren-

der Nahrungsbeschaffung zusammenhängt, ist ein gleitendes Schweben, verursacht durch vibrierende Bewegung der 2. Antennen, der Mandibeln und der 1. Maxillen.

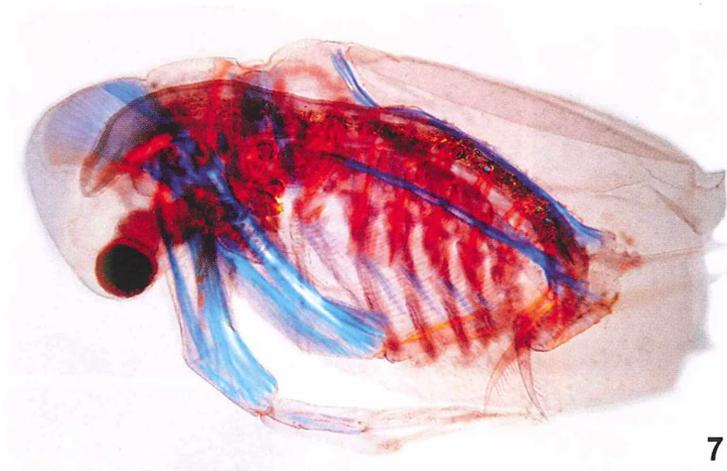
Die Cyclopiden machen dem Namen Hüpferlinge alle Ehre. Hier sind die Pereiopoden nun in fortwährender ruckartiger Bewegung, welche die Krebschen mehr oder weniger am Platz halten oder sie zur Nahrungssuche an Detritus und Wasserpflanzen entlang befördern. Einige Copepodenarten sind auch Räuber. Die 1. Antennen sind wesentlich kleiner als die der Calaniden und dienen mehr oder weniger der Steuerung. Der Körper der Cyclopiden ist eher oval mit einem runden Vorder- und einem spitzen Hinterende. Beiden Copepodengruppen sind die kraftvolle Bewegung der Ruderfüße gemeinsam sowie die Krümmung des Körpers bei plötzlicher Fluchtbewegung. Diese häufigen Bewegungsformen finden ihren Ausdruck in der ausgeprägten, den Pereiopoden zugeordneten Transversalmuskulatur sowie in der längs verlaufenden Körperstammuskulatur, wie diese schon bei den Calaniden in Abbildung 1 und 2 dargestellt ist. Vergleichbare Verhältnisse finden sich bei den Boden bewohnenden Harpacticiden, jedoch ist infolge ihrer eher schlängelnden Fortbewegung die Längsmuskulatur besonders kräftig ausgebildet. Die Bewegung wird unterstützt durch die ausgeprägte Muskulatur der Pereiopodenpaare 2–4, was auch ein Vergleich mit der Muskulatur der übrigen beiden Paare 1 und 5 nahe legt (Abb. 3).

## Cladoceren

In diese Gruppe gehören die allbekanntesten Wasserflöhe. Die 2. Antennen sind spaltfüßige Ruderorgane, welche andauernd in Bewegung



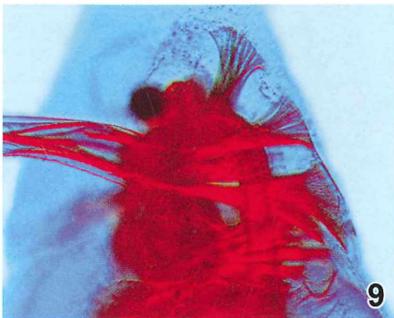
**Abb. 1:** *Diaptomus* (Calanide). Körperstamm-muskulatur teils orange (vorn), teils grün. Pereiopoden-muskulatur dunkelorange. – **Abb. 2:** *Diaptomus*, stark gequetschtes Präparat. Orange: Körperstamm-muskulatur, Endglieder der Pereiopoden. Blau: Pereiopoden- Muskulatur und Kopf-(Mundwerkzeug-)muskeln. – **Abb. 3:** Harpacticide. Die Beinmuskulatur (orange) der Paare 2–4 ist kräftiger entwickelt als die der Paare 1 und 5. – **Abb. 4:** *Holo-pedium*. Orange: Mundwerkzeug-muskeln und Körperstamm (2-strängig, hier nicht sichtbar). Dunkel: Bein-muskulatur und Abdomen-muskel. – **Abb. 5:** *Bosmina*. Blau: Antennen (2.)-Muskeln (?). – **Abb. 6:** *Polyphemus*. Blau: Antennen-muskel. Gelbgrün: Antennen- und Mundwerkzeug-muskulatur (Mandibeln). Beide Farben auch Muskeln der Stabbeine.



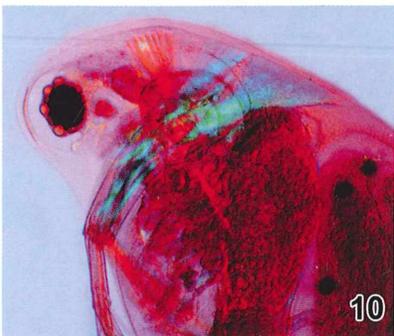
7



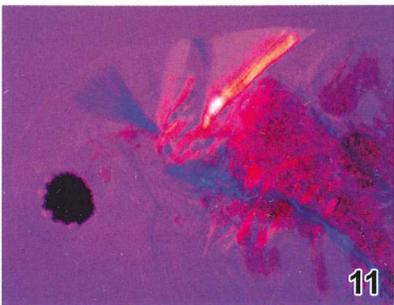
8



9



10



11



12

◀ **Abb. 7:** *Sida*. Hellblau: Antennenmuskeln. Dunkelblau: Körperstammuskulatur. Orange: Pereipoden- und Abdomenmuskulatur. – **Abb. 8:** *Sida*, Kopfbereich, frontal. Blau: Antennenmuskulatur. Orange: Muskeln der Antennen und Mundwerkzeuge (Mandibeln). – **Abb. 9–11:** Kopfbereich von *Daphnia*. Rot, blaugrün: Antennenmuskulatur. Es wird deutlich, dass der vordere Muskelfächer (blau in Abb. 11 und orange in Abb. 10) anscheinend nichts mit den Antennen zu tun hat. – **Abb. 12:** *Leptodora*, Vorderende. Blau: Die kräftige, aus je zwei Hauptsträngen bestehende Antennenmuskulatur. Gut sichtbar sind die fünf Stabbeinpaare.

sind, um dem Absinken entgegenzuwirken. Dieser Aufgabe entspricht die ausgeprägte Antennenmuskulatur (Abb. 7, 8, 12). Die 1. Antenne sowie Mundgliedmaßen und Abdomen sind mehr oder weniger reduziert. Der Körper ist von einer zweiklappigen Schale umgeben, welche den Kopf frei lässt (Abb. 7). Auch diese kann wie bei den räuberischen Arten reduziert sein. Ein Teil der Cladoceren sind filtrierende Mikrophagen. Ihre blattförmigen Thorakopoden sind mit fein behaarten Borsten versehen (Abb. 7). Sie funktionieren als Filterpumpe, wobei letztlich die abfiltrierten Partikel über eine ventrale Rinne zur Mundöffnung befördert werden. Zu den Filtrierern gehören die Gattungen *Daphnia*, *Sida* (Abb. 7 und 8), *Bosmina* (Abb. 5) und *Holopedium* (Abb. 4), deren Weibchen von einer Gallerthülle umgeben sind, welche das Schweben im Wasser ermöglicht.

Der andere Teil der Cladoceren sind räuberische Makrophagen. Zu deren Beute gehören Kleinkrebse und Rädertiere, welche mit den zu einem Fangkorb umgestalteten Borsten der stabförmigen Thorakopoden ergriffen werden. Beispiele sind die Gattungen *Polyphemus* (Abb. 6) und *Leptodora*, der Glaskrebs (Abb. 12). Auch hier ist die Muskulatur der 2. Antennen besonders ausgeprägt, da diese Krebse fortwährend Schwimmbewegungen ausführen.

Auf den Abbildungen von *Sida* (Abb. 7) und *Holopedium* (Abb. 4) sind die sechs Thorakopodenpaare zu erkennen, bei der Abbildung von *Holopedium* an der farblich schwach hervorgehobenen Muskulatur. Beide Gattungen gehören zu den Kammfüßern (Ctenopoda), bei welchen fünf Beinpaare mit Filterborsten ausgestattet sind. *Daphnia* dagegen hat fünf unterschiedlich gestaltete Beinpaare, von denen nur zwei mit kammförmig angeordneten Filterborsten versehen sind. *Daphnia* und *Bosmina* werden den „Ungleichfüßigen“ (Anomopoda)

innerhalb der Cladoceren zugeordnet. Bei *Sida* und *Holopedium* ist die Körperstammuskulatur gut zu erkennen. Es handelt sich um jeweils zwei Stränge, die bis in das Abdomen reichen.

In der Abbildung von *Bosmina* (Abb. 5) hebt sich ein blauer Muskelstrang ab, der anscheinend mit der kleinen 2. Antenne in Verbindung steht, welche sich bei einer schwimmenden *Bosmina* in andauernder vibrierender Bewegung befindet. Dann wäre dieser Muskelbereich den Antennenmuskeln von *Sida* und *Daphnia* (Abb. 9–11) homolog. Die in Abbildung 8 orange hervorgehobenen Quermuskeln von *Sida* sind teils den 2. Antennen, teils den Mandibeln zuzuordnen.

Die Muskeln der Krebse sind sowohl an der Innenseite des Skeletts als auch an einer Art Innenskelett, nach innen gerichteten Auswüchsen des Außenskeletts, befestigt.

An gefärbten und gepressten Präparaten den genauen Muskelverlauf zu bestimmen, ist manchmal so gut wie unmöglich. Polarisiertes Licht hilft in beschränktem Maße, eine Identifizierung wird aber bei dichter Packung der Muskelstränge schwierig. Eine Lebendbeobachtung im Differenzialinterferenzkontrast dürfte zu eindeutigeren Ergebnissen führen. Die Fotografien zeigen jedoch, dass die Verwendung von polarisiertem Licht dazu geeignet ist, markante Hauptzüge der Muskulatur von Kleinkrebsen darzustellen.

#### Literaturhinweise

- Kaestner, A.: Lehrbuch der Speziellen Zoologie, Teil I: Wirbellose, 2. Halbband. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1961.  
Siewing, R. (Hrsg.): Lehrbuch der Zoologie, Band 2: Systematik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1985.

Verfasser: Rudolf Drews, Straße 366, Nr. 3, 13503 Berlin, E-Mail: opalinaebony@t-online.de

# Der binokulare Reichert-Stereo-Aufsatz nach Heimstädt

Erich Steiner

Aus leicht ersichtlichen Gründen ist die Vergrößerung bei Greenough-Mikroskopen beschränkt. Um auch dem Bedürfnis nach stereoskopischer Wirkung bei starken und stärksten Vergrößerungen zu genügen, hat der zum optischen Rechner und Konstrukteur ausgebildete Oskar Heimstädt (1879–1944), der 1905 in Wien bei der optischen Firma Carl Reichert angestellt worden war, um 1920 den nach ihm benannten Stereo-Aufsatz entwickelt.

Das Prinzip des Stereo-Aufsatzes ist folgendes: Jedes Mikroskop-Objektiv erzeugt ein plastisches Abbild des Objektes, sofern dieses körperlicher Natur ist. Betrachtet man dieses plastische Abbild mit einer vollkommen einwandfrei arbeitenden stereoskopischen Lupe, so wird auch das resultierende stereoskopische Bild von guter Beschaffenheit sein. Nun ist eine gute optische Wirkung bei stereoskopischen Lupen auch mit dem einfachsten Mittel, nämlich der symmetrischen Teilung der abbildenden Strahlenbündel, leicht zu erzielen.

## Prinzip des binokularen Strahlengangs

Abbildung 1 zeigt, in welcher Weise eine stereoskopische Wirkung unter Benützung nur einer Lupenlinse zustande kommt. In dieser ist L die Lupenlinse, O das betrachtete Objekt mit dem Objektpunkt P. Zunächst ist im mittleren Teil der Abbildung die Lupenbetrachtung mit nur einem Auge A dargestellt (Strahlenbündel 1), wobei aber das Auge A in eine für die Lupenbetrachtung ungünstige Entfernung gebracht wurde, um für beide Seharten gleiche Verhältnisse herzustellen. Man sieht, wie der gesamte, vom Objektivpunkt ausgehende Lichtkegel, dessen Basis die freie Fläche der Linse L ist, nur zum geringen Teil ausgenützt wird. Den ausnützenden Anteil, das Strahlenbündel 1, bestimmt einzig und allein die Augeniris, welche das im Auge zur Wirkung kommende Bündel begrenzt.

Wird nun das Auge nach einer anderen Stelle verschoben, etwa nach  $A_1$ , so dass es von dem verlängerten Strahlenbündel 2 getroffen wird, ohne durch die Lupenlinse eine Ablenkung zu erfahren, wird dem Auge an dem neuen Ort eine andere Ansicht des Objektes geboten, oder mit anderen Worten, die Perspektive des räumlichen Objektes O ist eine andere. Dasselbe ist natürlich der Fall, wenn das beobachtende Auge an die entgegengesetzte Stelle, in den verlängerten Strahlengang des Bündels 3 gebracht werden würde. Leitet man nun die äußeren Bündel 2 und 3 nach Passieren der Linse L mit Hilfe von je zwei Prismen in die beiden Augen eines Beobachters, wird natur-

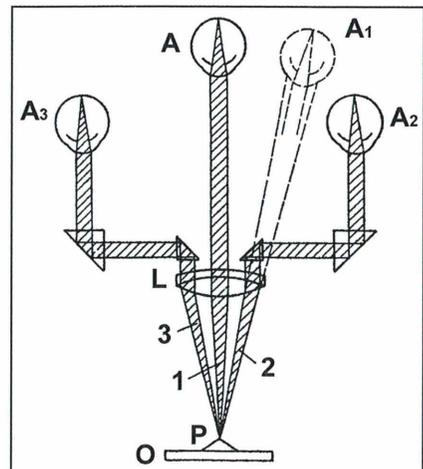


Abb. 1: Prinzip des binokularen Reichert-Stereo-Aufsatzes.

gemäß jedem Auge eine andere Perspektive des räumlichen Objektes dargeboten, was eben die Vorbedingung einer stereoskopischen Wahrnehmung ist. Dieselbe Betrachtung und dieselbe Strahlenteilung, wie sie soeben für die Betrachtung und dieselbe Strahlenteilung, wie sie soeben für die Lupe angestellt wurde, lassen sich naturgemäß auch beim Mikroskop anwenden.

### Aufbau und Strahlengang des Reichert'schen Stereo-Aufsatzes

Eine Einrichtung, bei dem eine derartige Strahlenteilung verwirklicht wird, ist der Reichert'sche Stereo-Aufsatz oder Heimstädt-Aufsatz (Abb. 2). Er ist ein vollständiges stereoskopisches Zusatzmikroskop, mit welchem das vom

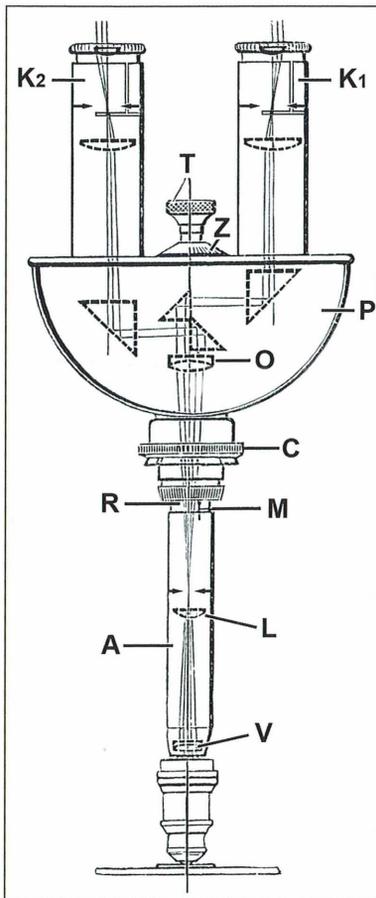


Abb. 2: Aufbau des Reichert'schen Stereo-Aufsatzes (aus Heimstädt, 1926/27).

Objektiv des Hauptmikroskops entworfene räumliche Bild betrachtet wird. Es besteht aus den beiden Okularen  $K_1$  und  $K_2$ , dem Objektiv  $O$  und vier rechtwinkligen Prismen. Die beiden unmittelbar über  $O$  angeordneten Prismen sind Teilungsprismen, welche das aus  $O$  tretende kreisförmige Strahlenbündel in zwei mit halbkreisförmigem Querschnitt teilen. Die beiden senkrecht unter den Okularen angeordneten rechtwinkligen Prismen dienen nur zur Ablenkung der Bündel in die Okulare. Die Optik des Stereo-Aufsatzes ist in das Gehäuse  $P$  eingeschlossen, auf dessen oberer Seite die Okulare angeordnet sind. Die Fortsetzung des Körpers  $P$  nach unten bildet ein langes Rohr  $R$ , auf welchem ein zweites äußeres Rohr gleitet. Das äußere Rohr  $A$  trägt die Hilfslinse  $V$  (Brennweite 144 mm), welche die Aufgabe hat, die optische Tubuslänge des Mikroskop-Objektivs so weit zu reduzieren, dass das von diesem erzeugte Bild in der durch Pfeile angedeuteten Objektebene oberhalb von  $L$  des zusätzlichen Stereomikroskops entworfen wird. Die Linse  $L$  im inneren Rohr hat die Funktionen einer Feldlinse, ähnlich der Kollektivlinse eines Okulars zu erfüllen. Von Wichtigkeit ist die Überkreuzung der Strahlenbündel durch die besondere Anordnung der Teilungsprismen, weil dadurch die Orthoskopie des stereoskopischen Bildes erreicht wird. Die Teilung des Strahlenkegels ist dabei an der günstigsten Stelle vorgenommen worden, nämlich dort, wo ein Bild der das Strahlenbündel begrenzenden wirksamen Blendenöffnung – der Austrittspupille – von genügender Größe entworfen wird. Die Querschnitte der beiden Teilbündel bilden Halbkreise, deren Schwerpunkte gewissermaßen als die Zentren der zugehörigen Perspektiven angesehen werden können. Sie sind über den Okularen als kleine helle Halbkreise zu erkennen.

Aus der Abbildung 2 geht auch unmittelbar hervor, dass der stereoskopische Effekt bei Verwendung einer Lupe, von deren freier Öffnung, bei dem zusammengesetzten stereoskopischen Mikroskop daher von der numerischen Apertur des Objektivs abhängig ist. Beim Gebrauch des Stereo-Aufsatzes ist streng darauf zu achten, dass der Rand des äußeren Rohres (Gravierung „M“) die Marke „M“ des inneren Rohres berührt. Das innere Rohr hat zusätzlich noch Teilstriche im Abstand von 10 mm eingraviert, damit man den Auszug des äußeren Rohres abschätzen kann. Dann wird der Stereo-Aufsatz auf den monokularen

Mikroskoptubus aufgesetzt, hineingeschoben und der Klemmring der Zentralklemmung C durch Rechtsdrehen fest angezogen. Der Stereo-Aufsatz muss gut und zentrisch im Mikroskoptubus sitzen. Die Einstellung auf die Augenentfernung erfolgt durch den Trieb T. Eine mit diesem verbundene Skala Z gibt die Augenweite in Millimetern an.

### Vergrößerung durch Objektive und Okulare

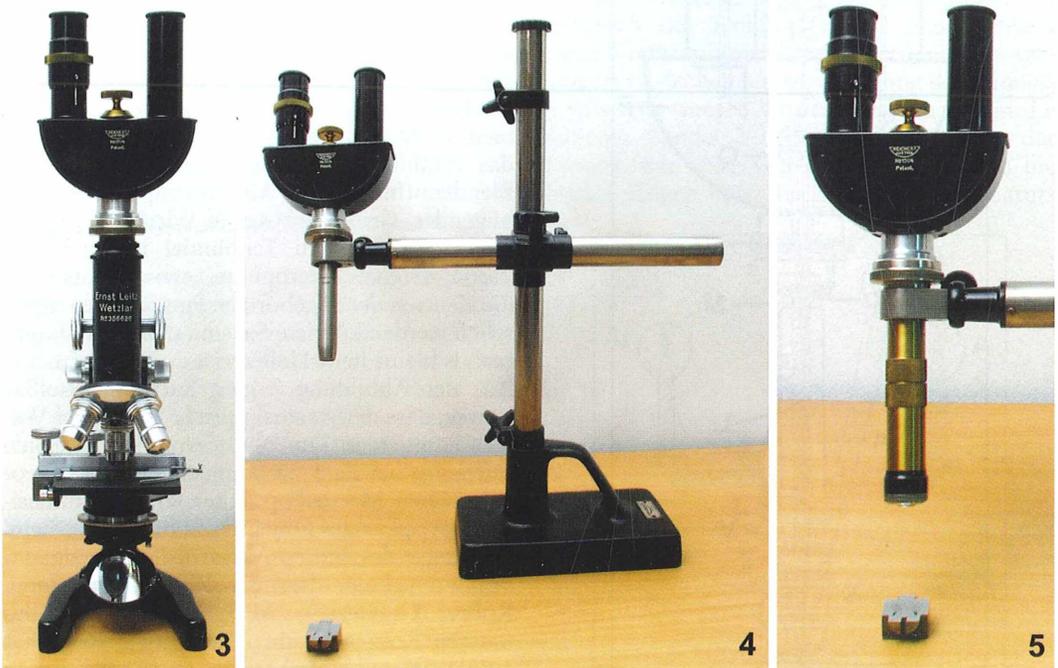
Beim Stereo-Aufsatz müssen ausgesuchte, identische Okular-Paare – bei alten Reichert-Okularen durch die Gravur „S“ beziehungsweise „St“ (Stereo) gekennzeichnet – verwendet werden. Das Mikroskop muss bei Verwendung mittelstarker und stärkerer Objektive (circa ab Objektivvergrößerung 20 $\times$ ) unbedingt mit einem Kondensator ausgestattet sein. Auch sollten die Präparate bei stärkerer Vergrößerung möglichst dünn sein, da bei zu dicken Präparaten die unter- und oberhalb der Einstellebene liegenden Objektstellen die Beobachtung stören und eine gewisse Unruhe im Bild hervorbringen.

Bei Benützung des Stereo-Aufsatzes wird die am Mikroskop erzielte Vergrößerung gegenüber der normalerweise ohne den Aufsatz erreichten Vergrößerung auf etwa zwei Drittel herabgesetzt. Man verwendet daher zum Ausgleich dieses Umstandes vorteilhaft stärkere Okulare.

Man kann durch Verstellen des Aufsteckrohres A die Wirkung abweichender Deckglasdicke ausgleichen, und zwar hat man bei zu dünnem Deckglas das Rohr herauszuziehen, bei zu dickem Deckglas über die Marke M einzuschieben. Der Stereo-Aufsatz kann auf jedem monokularen Mikroskop mit Normtubus verwendet werden (Abb. 3).

### Stereo-Lupe

In dieser Verwendung wird der Stereo-Aufsatz auf einem beweglichen Stativ untergebracht (Abb. 4). Das Aufsteckrohr A (siehe Abb. 2) wird durch ein auswechselbares Aufsteckrohr, auf dem „Lupe“ eingraviert ist, ersetzt, welches eine Hilfslinse mit wesentlich geringerer Brennweite (58 mm) trägt. Mit dieser Hilfslinse kann



**Abb. 3:** Stereo-Aufsatz auf einem Leitz-Mikroskop. – **Abb. 4:** Stereo-Aufsatz für kleinere Vergrößerungen. – **Abb. 5:** Stereo-Aufsatz mit Lupenansatzrohr mit Schneckenverstellung und Möglichkeit der Anbringung der Objektive 00, 0 oder 1.

der Stereo-Aufsatz für sich als Stereo-Fernlupe verwendet werden und kann somit jedes Werkstättenmikroskop ersetzen. Die Vergrößerungen dieser Lupe schwanken je nach den verwendeten Okularen und dem Auszug des Lupenansatzrohres zwischen 1 und 50 mm und die dazugehörigen Entfernungen vom Objekt bis zur Hilfslinie V (siehe Abb. 2) zwischen 700 und 110 mm. Tabelle 1 gibt die Daten für das Okularpaar Nr. IV (9×) an.

**Tabelle 1:** Stereolupe mit Huygens Okularpaar IV (9×). A Auszug in mm, L Lupenvergrößerung, G Gesichtsfelddurchmesser in mm, O Objektabstand in mm, E Abstand des Auges vom Objekt in mm.

A	L	G	O	E
0	4×	30	258	500
10	6,5×	20	177	450
20	9×	15	145	425
30	11×	11,5	127	418
40	13×	10	116	414
50	15×	8,5	107	416

An Stelle des normalen Ansatzrohres kann der Stereo-Aufsatz auch mit einem speziellen Lupenansatzrohr mit stärkerer Hilfslinse verwendet werden, welches mit Schneckenverstellung zur scharfen Einstellung des Bildes versehen ist. In dieser Ausrüstung ist der Stereo-Aufsatz ausschließlich als Lupe zu verwenden und am Mikroskop nicht benutzbar (Abb. 5).

Zur Anbringung der stärkeren Hilfslinse wird die normale Hilfslinse mit dem Aufsteckrohr A (siehe Abb. 2) ganz entfernt und auch das feste Röhrchen durch Linksdrehen abgeschraubt, wobei man das breitere Ansatzstück erfasst. An Stelle des Letzteren wird das Lupenansatzrohr mit stärkerer Hilfslinse und Schneckenverstellung eingeschraubt. Mit ihm erhält man eine etwas stärkere Vergrößerung, wie in Tabelle 2 ersichtlich ist.

**Tabelle 2:** Stereolupe mit Schneckenverstellung und Huygens Okularpaar IV (9×) ohne Objektiv. Abkürzungen siehe Tabelle 1.

A	L	G	O	E
0	6×	18,5	180	450
5	8×	14,5	145	420
10	10,5×	11	120	400
20	15×	8	95	385
30	19×	6	80	380

Die Fassung des Ansatzrohres mit Schneckenverstellung trägt an dem freien Ende das Normalgewinde der Mikroskop-Objektive. Diese können direkt an das Ansatzrohr angeschraubt werden. Es lassen sich dann noch bedeutend stärkere Vergrößerungen erzielen, allerdings bei dem den Mikroskop-Objektiven entsprechenden geringeren Arbeitsabstand. Es kommen daher nur die schwächeren, langbrennweitigen Mikroskop-Objektive in Sonderfassung für diese Verwendungsart in Betracht und zwar:

- Objektiv 00 (2,3×) mit Brennweite 44,0 mm
- Objektiv 0 (3,2×) mit Brennweite 34,6 mm
- Objektiv 1 (4,6×) mit Brennweite 26,6 mm

Es lassen sich Vergrößerungen erzielen von:  
 minimal 30- bis maximal 175fach bei Objektiv 00  
 minimal 35- bis maximal 180fach bei Objektiv 0  
 minimal 38- bis maximal 200fach bei Objektiv 1

Der Arbeitsabstand variiert je nach Auszug des Ansatzrohres durch die Schneckenverstellung. Arbeitsabstände:

- bei Objektiv 00 (2,3×) zwischen 23 und 28 mm
- bei Objektiv 0 (3,2×) zwischen 20 und 23 mm
- bei Objektiv 1 (4,6×) zwischen 16 und 19 mm

### Ausstattung einer Reichert-Stereo-Aufsatz-Einrichtung

Durch einen Bekannten war es mir möglich, eine heutzutage sehr selten vorhandene komplette Reichert-Stereo-Aufsatz-Einrichtung zu untersuchen und zu testen. Die Einrichtung wurde ungefähr 1930 erzeugt (Abb. 6). Sie ist in einer teilweise mit grünem Samt ausgeschlagenen, verschließbaren Holzkassette (L × B × H; 27,7 × 14,3 × 6,2 cm) aufbewahrt und besteht aus folgenden Teilen:

- 1 schwarz lackierter Binokulartubus, Nr. 1504, mit zaponiertem Trieb zum Einstellen des Augenabstandes und zaponiertem Rändelring zur Einstellung des Augenabgleichs, mit Anklemmvorrichtung an einen monokularen Mikroskoptubus.
- 1 7,3 cm langes (inneres) anschraubbares Ansatzrohr mit Gravur „M“ und gravierten Teilstrichen im Abstand von 10 mm
- 1 7,8 cm langes (äußeres) Aufsteckrohr mit Gravur „M“



Abb. 6: Komplette binokulare Stereo-Aufsatz-Einrichtung im Transportbehältnis.

- 1 19,3 cm langes (äußeres) Aufsteckrohr mit Gravur „Lupe“
  - 1 11 cm langes, zaponiertes, anschraubbares Lupenansatzrohr mit Schneckenverstellung (im Bereich von 30 mm)
  - 1 Achromat 00 (2,3×)
  - 1 Achromat 0 (3,2×)
  - 1 Achromat 1 (4,6×)
  - 1 Huygens-Okularpaar IV St 9×
  - 1 Huygens-Okularpaar V St 13×
- Als Zubehör gehört zur Stereo-Aufsatz-Einrichtung noch ein bewegliches Metallstativ.

Nach umfangreichen Versuchen mit der Reichert-Stereo-Aufsatz-Einrichtung kann nur gesagt werden, dass sie universell in der Mikroskopie einsetzbar ist, eine äußerst praktische Erfindung war und verblüffend gute optische Eigenschaften besitzt.

Anmerkung: Für die technischen Erklärungen wurde zum großen Teil die Reichert Gebrauchsanweisung für Mikroskope (Mikro 287 d 10000830 A-B-Z., ca. 1930) verwendet.

#### Literaturhinweise

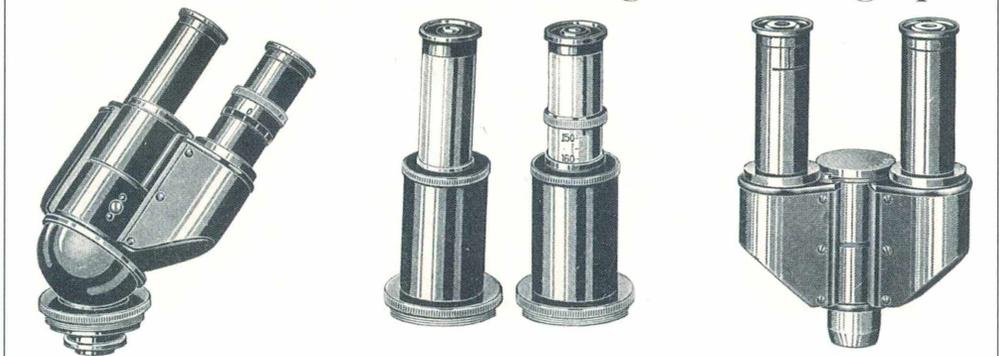
- Gerlach, D.: Geschichte der Mikroskopie. Verlag Harri Deutsch, Frankfurt am Main 2009.
- Heimstädt, O.: Stereoskopische Mikroskop-Okulare. Mikrokosmos 20, 69–72 (1926/27).
- Reichert: Gebrauchsanweisung für Mikroskope (Mikro 287 d 10000830 A-B-Z.) Wien um 1930.

#### Internet

<http://www.deutsche-biographie.de/sfz28878.html>  
vom 17. 10. 2011

Verfasser: Prof. OStR Erich Steiner, Triestinggasse 35, A-1210 Wien, Österreich

## Tube für subjektive Beobachtung und Photographie



## Aus der Industrie

### Das Zoom-Mikroskop Axio Zoom.V16 von Carl Zeiss

Mit dem Axio Zoom.V16 (Abb. 1) definiert Carl Zeiss eine neue Geräteklasse in der Mikroskopie. Zoom-Mikroskope vereinen erstmals typische Vorteile der Stereo-Mikroskope, wie Zoom-Optik und große Arbeitsabstände, mit den höheren Auflösungen der klassischen Lichtmikroskope. Axio Zoom.V16 bietet damit gegenüber Stereo-Mikroskopen eine 2,5fach höhere Auflösung und eine zehnmal hellere Fluoreszenz in vergleichbaren Bildfeldern. Mit einem 16fachen Zoombereich steht Axio Zoom.V16 an der Spitze aller aktuellen vergleichbaren Mikroskope. Ein umfangreiches Zubehörprogramm ermöglicht individuelle Konfigurationen für vielseitige Anwendungen. Höheraperturige Zoom-Mikroskope bieten entscheidende Vorteile für viele Anwendungsbereiche in der biomedizinischen Forschung.

Entwicklungsbiologen können in der Übersicht des gesamten Embryos einzelne Zellgruppen lokalisieren. Diese können dann stark vergrößert mit Fluoreszenzbeleuchtung detailliert beobachtet oder mit leistungsfähigen Kamerasystemen digital abgebildet und dokumentiert werden. Ein eigens für Zoom-Mikroskope entwickeltes Beleuchtungskonzept bewirkt dabei auch in größeren Objektfeldern eine deutlich höhere Fluoreszenz-Beleuchtungsintensität, kleinste fluoreszierende Strukturen bleiben sichtbar. Diesen Vorteil machen sich Forensiker beispielsweise beim Aufspüren von DNA-Spuren auf Textilien zunutze.

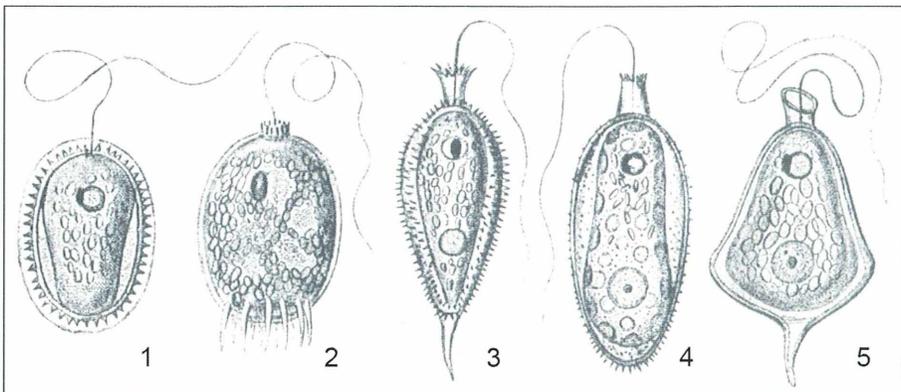


**Abb. 1:** Axio Zoom.V16 von Carl Zeiss mit ApoTome.2-Einbaueinheit für optische Schnitte.

Neben der visuellen Beobachtung geht das Axio Zoom.V16 auch im Imaging neue Wege. Höhere Aperturen reduzieren die Schärfentiefebereiche in der Fokusebene deutlich. Durch strukturierte Beleuchtung mit dem Schiebersystem ApoTome.2 lassen sich optische Schnittbilder und 3D-Rekonstruktionen der Proben erstellen.

#### *Ansprechpartner:*

Dr. Jochen Tham,  
Carl Zeiss MicroImaging GmbH,  
Tel.: 03 64/1 64 39 49,  
E-Mail: [jtham@zeiss.com](mailto:jtham@zeiss.com)



*Trachelomonas hispida* (1), *armata* (2), *caudata* (3), *bulla* (4), *lagenella* (5) (nach Stein).

## Nachricht

### LEDs auf dem Vormarsch in der Makro- und Mikroskopbeleuchtung

Als konventionelle Lichtquellen in der Makro- und Mikroskopie sind Glühlampen, Leuchtstoffröhren, Halogenlampen, Xenonlampen und in speziellen Fällen auch Halogen-Metaldampflampen im Gebrauch. Das sind in der Anschaffung und auch im Verbrauch meist kostspielige Lichtquellen. Seit geraumer Zeit werden im mikroskopischen Bereich LEDs (Licht emittierende Dioden) eingesetzt, die etliche Vorzüge gegenüber den althergebrachten Beleuchtungseinrichtungen aufweisen.

#### Grundaufbau einer LED

LEDs emittieren Licht, wenn beim Durchleiten von elektrischem Strom durch das Bauelement Elektronen mit positiven Lücken im Inneren der zusammengefügt N- und P-Halbleiter kollidieren. Die Wellenlänge und damit die Farbe des Lichtes hängen von der Größe der Lücke des jeweiligen elektronenfreien Bereichs im Halbleiter ab. Auf diese Weise konnten Halbleiterwerkstoffe für unterschiedliche Wellenlängen entwickelt werden.

Dank der Entwicklung von blauen LCDs, die auf Galliumnitrid beruhen, sowie von weißen LEDs konnten die Anwendungsbereiche für Anzeige-, Beleuchtungs- und sonstigen Zwecken in den letzten Jahren erheblich ausgeweitet werden.

#### Eigenschaften von LEDs

Im Vergleich zu Leuchtstoffröhren, Halogenlampen und sonstigen Lampen lassen sich LEDs besser schalten, halten länger und ermöglichen eine leichtere Formgestaltung. Sie weisen die folgenden wesentlichen Eigenschaften auf:

- **Kurze Ansprechzeit**  
LEDs beruhen auf elementaren Halbleitern und lassen sich dadurch ausgezeichnet schalten. Somit liegt die Ansprechzeit der einzelnen Elemente typischerweise im Bereich einer Nanosekunde.



Abb. 1: LED-Einrichtungen für die Makroskopie (nach Keyence, Neu-Isenburg).

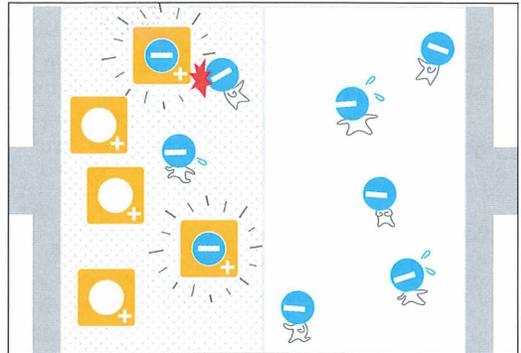


Abb. 2: LED und Schema des grundsätzlichen Aufbaus (nach Keyence, Neu-Isenburg).

- **Hohe Lebensdauer**  
Mit ihren typischen Lichtintensitätshalbwertszeiten von mehreren Zehntausenden Stunden halten LEDs zehn Mal oder gar Hunderte von Malen länger als beispielsweise Leuchtstoffröhren. Außerdem führt häufiges Ein- und Ausschalten bei LEDs zu keiner Verkürzung der Lebensdauer, wie es bei anderen Lichtquellen der Fall ist. Diese lange Lebensdauer erspart Material- und Arbeitskosten sowie den dazugehörenden Aufwand für das Austauschen der Lampen.
- **Vorteile der Formbarkeit der Leuchtkörper**  
Dank der geringen Abmessungen der einzelnen LED lassen sie sich zu Baugruppen in praktisch jeder beliebigen Form und Größe zusammenfassen.
- **Breite Farbpalette und homogenes Licht**  
LEDs sind bekannt dafür, dass sie eine äußerst reiche Farbauswahl ermöglichen. Neben sichtbarem Blau, Weiß und Rot können LEDs auch ultraviolettes und infrarotes Licht emittieren, so dass für jedes beliebige Mikroskopieobjekt genau die passende Farbe zur Auswahl steht. Zudem ist das Licht ausgesprochen homogen, da es keinerlei Schwankung der Intensität zwischen den einzelnen Elementen gibt.

#### LEDs und Hobbymikroskopie

Schließlich ist ein nicht zu unterschätzender Vorteil der LED-Beleuchtung darin zu sehen, dass der engagierte Mikroskopiker, so er handwerklich etwas geschickt ist und demzufolge über eine kleine, leistungsfähige mechanische Werkstatt verfügt, entsprechende Beleuchtungseinrichtungen ohne großen materiellen und finanziellen Aufwand selbst konstruieren und an seine eigenen Geräte adaptieren kann.

Weitere Informationen auf der Internetseite <http://www.bv-loesungen.de>

Redaktion MIKROKOSMOS

# Aus den Arbeitsgemeinschaften

## Freundeskreis Botanischer Garten Köln e. V. Arbeitskreis Mikroskopie

### Programm von Juli bis Dezember 2012

- 09.07.: Pilze an Nutzpflanzen  
Gerd Alfred Günther, Düsseldorf
- 13.08.: Ablaufsteuerung und Sensorik  
bei hochentwickelten Algen  
NN
- 10.09.: Haare  
Marion Schemann, Köln
- 08.10.: Gestein im polarisierten Licht  
Adolf Lohr, Köln
- 12.11.: Wurzel  
Dr. Manfred Weidner, Brühl

03.12.: Bilderabend  
Gesamter Arbeitskreis

Internet-Seiten mit aktuellem Programm:  
<http://www.freundeskreis-flora-koeln.de> sowie  
<http://www.mikroskopieren.de/>

Beginn der Arbeitsabende – soweit nicht anders  
angegeben – um 19:15 Uhr im Betriebsgebäude  
des Botanischen Gartens, Amsterdamer Straße 34,  
50735 Köln-Riehl. Straßenbahn: Linie 16, Halte-  
stelle Kinderkrankenhaus.

Auskunft erteilen:  
Eckart Hillenkamp: Tel.: 0 15 22/1 51 51 60 und  
02 08/6 26 57 83, E-Mail: [info@mikroskopieren.de](mailto:info@mikroskopieren.de);  
Friedrich Lütkenmöller: Tel. 02 21/89 47 35;  
Dr. Wilhelm Wefers: Tel. 0 20 /76 09 50; Botanischer  
Garten: Tel. 02 21/56 08 90 (8:00 bis 12:00 Uhr)

### 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](mailto:hausmann@zedat.fu-berlin.de); Redaktions-  
assistentin: PD Dr. Renate Radek, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin,  
Tel.: +49(0)30/83 85 63 73, E-Mail: [rradek@zedat.fu-berlin.de](mailto:rradek@zedat.fu-berlin.de)  
Verlag: Elsevier GmbH – Urban & Fischer, Hackerbrücke 6, 80335 München,  
Tel.: +49(0)89/5 38 30, Fax: +49(0)89/5 38 39 39, E-Mail: [info@elsevier.de](mailto:info@elsevier.de)  
Anzeigenleitung: Marcel Fischer, Advertising Management, Niederrasen/Rasun di sotto 69, 39030 Rasen-Antholz/Rasun-Anterselve (BZ),  
Italien (Südtirol)/Italia (Alto Adige), Tel.: +39 04 74 49 66 65, Mobil: +39 3480159984; E-Mail: [marcel.fischer@elsevier.com](mailto:marcel.fischer@elsevier.com)  
Anzeigenpreise: Gültig ist die Preisliste vom 1. Januar 2012.  
Lieferkonditionen (2012): Band 101 (1 Band mit 6 Ausgaben)  
Abpreise\* (2012):

Land	Institutionen	Persönlich	Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten	Einzelheft
D, A, CH <sup>#</sup>	105,00 EUR	84,00 EUR	63,00 EUR	21,00 EUR

<sup>#</sup> Deutschland, Österreich, Schweiz

\*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 Rechnungs-  
zeitraum geltenden Richtlinien erhoben. Versand per Luftpost ist möglich, Preise auf Anfrage. Kunden in den EU-Ländern werden  
geben 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 HGV Servicecenter Fachverlage, Abo-Service, Postfach 11 64, 72125 Kusterdingen,  
Deutschland.

Tel.: +49(0)7071/93 53 16, Fax: +49(0)7071/93 53 35, E-Mail: [journals@elsevier.com](mailto:journals@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 PBNKDE33

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  
sowohl 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.

**Satz:** SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, 07743 Jena.

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

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

Hergestellt in Deutschland

Alle Rechte vorbehalten.

© Elsevier GmbH

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

## Hinweise für Autoren

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

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte auf fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Zugunsten der Themenvielfalt in einem Heft können keine überlangen Artikel berücksichtigt werden. Ein Manuskript darf bei 1,5fachem Zeilenabstand und einer 12-Punkt-Schriftgröße einschließlich der Literaturhinweise und Bildlegenden nicht länger als 10 Seiten sein; der Abbildungsanteil darf insgesamt vier Druckseiten nicht überschreiten (Platzbedarf der Abbildungen gemäß der vorgegebenen Bildgrößen berechnen). Der Text wird durch Zwischenüberschriften untergliedert. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich, sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy auf einer 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. 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 zusammen mit den Korrekturandrucken der Artikel den Autoren zugesandt 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 Erstautor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke oder ein PDF. Zusätzliche Sonderdrucke können auf Nachfrage vom Verlag auf eigene Kosten bezogen werden.

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit € 30,00, ein Foto, das auf der Titelseite erscheint, mit € 60,00 und ein Foto, das auf der Rückseite erscheint, mit € 45,00.

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

## Das letzte Bild

Das umseitige Bild zeigt zwei Trompetentiere (*Stentor*) zu Beginn der Konjugation.

Präparationstechnik: Lebendpräparat. Mikroskopiertechnik: Differentieller Interferenzkontrast; Vergr. 230fach.  
Foto: Michael Plewka, Hattingen; E-Mail: [biologie@plingfactory.de](mailto:biologie@plingfactory.de)

Vorschläge für *Das letzte Bild* bitte Herrn Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, 24111 Kiel, zusenden. Bitte nur Hochformate für die Endgröße 14 × 20 cm einreichen. Elektronische Vorlagen nur als Tiff-Dateien (300 dpi bezogen auf die Bildendgröße) vorbereiten. E-Mail: [wolfgang.bettighofer@gmx.de](mailto:wolfgang.bettighofer@gmx.de).

Die Redaktion behält sich vor, die Bilder, wenn es nötig erscheint, zu beschneiden.

Mikrokosmos  
Heft 3, Mai 2012

1

(6)

510543  
Bibliothek des OÖ.  
Landesmuseums  
Postfach 91

Museumstraße 14  
4010 Linz

300229



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

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2012

Band/Volume: [101\\_3](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 101\\_3 1](#)