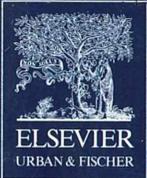


II-90372/101,4

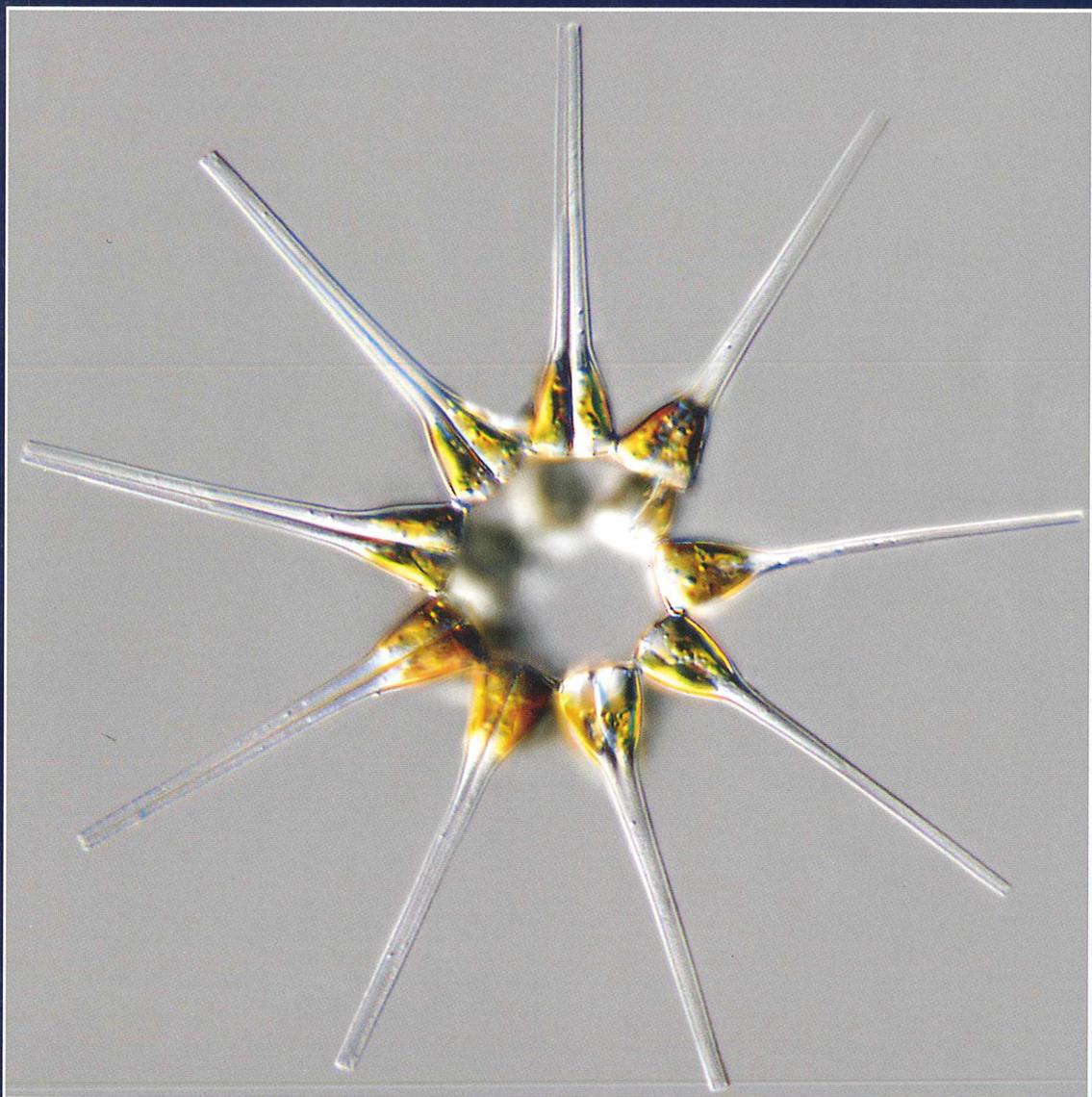


# MIKROKOSMOS

Heft 4  
101. Jahrgang  
Juli 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

- 193** Planktische Diatomeen um Helgoland  
Teil 2: Auch raphenlose Diatomeen können kriechen  
*Wolfgang Bettighofer*
- 203** Gibt es Bewusstsein bei Einzellern?  
*Stephan Krall*
- 207** Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild  
Teil 3: Heliozoen und Flagellaten  
*Sarah-Julia Körner und Klaus Hausmann*
- 213** Mikroorganismen im Nektar von Blüten? – Nachgehakt  
*Erich Lüthje*
- 217** Aufbereiten von Mikrotom-Messern  
Teil 1: Grundsätzliches  
*Gerhard Zimmert*
- 225** Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen  
Teil 3: Wie die „Nasenzwicker“ der Ahorn-Arten abwärts rotieren  
*Werner Nachtigall*
- 231** Das Leitz-Mach-Zehnder-Interferenzmikroskop für Durchlicht  
Teil 1: Ein altes Präzisionsinstrument mit aktuellem Nutzen  
*Joachim Jahnke, Maria Bugaro und Daniel Mahlmann*
- 241** „Sternschneutzer“ am Wegesrand  
*Rupert Lenzenweger*
- 244** Leitz-Mikroskope vor 100 Jahren  
*Rudolf Drews*
- 248** Die Metamorphose der filopodilen Gehäuse-Amöbe  
*Lecythium hyalinum*  
*Pedro Galliker*

### Rubriken

- 200, 224, 229**  
Kurze Mitteilung
- 201, 212, 250**  
Nachrichten
- 202, 253**  
Aus den  
Arbeitsgemeinschaften
- 206**  
Micro-Toon
- 215**  
Mikro-Lyrik
- 240**  
Mikro-Cartoon
- 242**  
Form und Funktion im  
Mikro- und Makrobereich
- 254**  
Mikro-Dialoge
- 255**  
Buchbesprechung
- 256**  
Mikro-Markt

Das jeweils neueste Inhaltsverzeichnis können Sie jetzt auch kostenlos per e-mail (ToC Alert Service) erhalten.  
Melden Sie sich an: [www.elsevier.de/mikrokosmos](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:* Mittels Gallerte sternförmig verkettete Zellen der Diatomee *Asterionellopsis glacialis*.  
Siehe Artikel W. Bettighofer, S. 193–199.

# Planktische Diatomeen um Helgoland

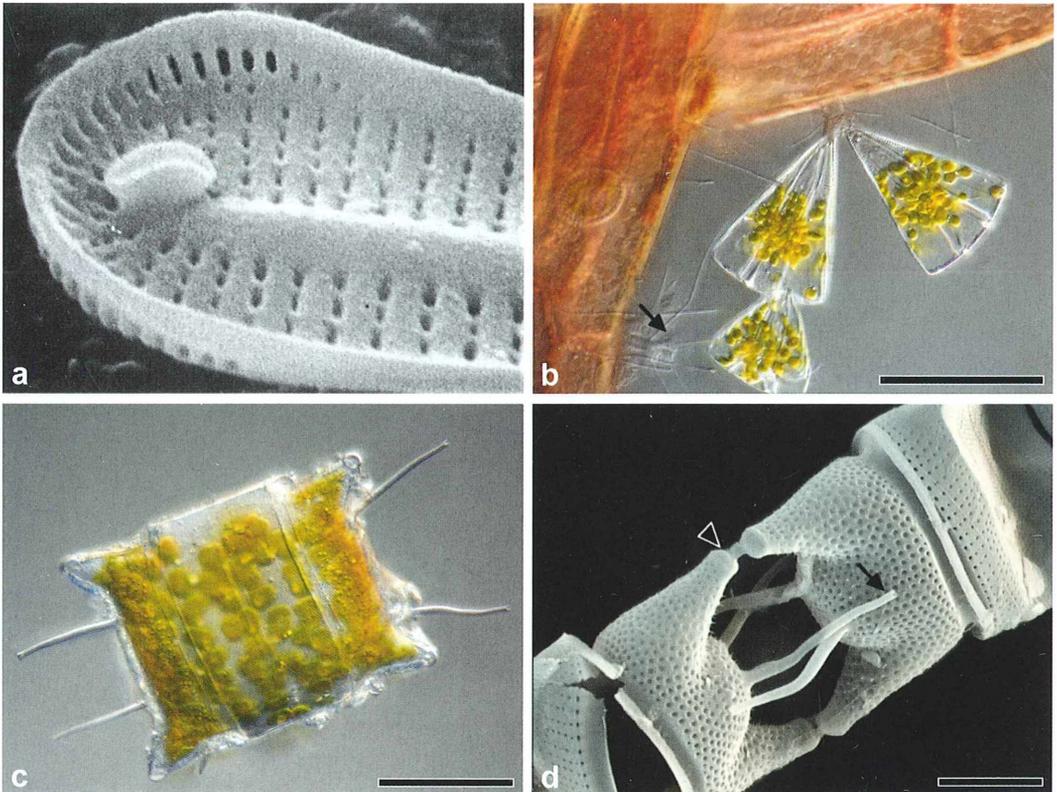
## Teil 2: Auch rapphenlose Diatomeen können kriechen

Wolfgang Bettighofer

**Pennate Diatomeen wie *Navicula* kriechen mit ihren Rapphen wie kleine Schiffe durchs Bild und erreichen dabei teilweise erstaunliche Geschwindigkeiten. Andere, rapphenlose Gruppen mit länglichen Formen haften sich mittels Gallertstielen an, wobei die Beobachtung zeigt, dass sie bezüglich der bevorzugten Unterlage durchaus wählerisch sind. Man könnte sich fragen, wie dieser Auswahlprozess ohne Raphe gelingen mag.**

Im ersten Teil dieses mikroskopischen Reiseberichts war bereits angesprochen und gezeigt worden, dass es spezielle Durchbruchstellen der Diatomeenschale gibt, die oftmals außen, aber in jedem Fall innen einen Fortsatz

bilden, der dort lippenförmig ausgebildet ist. Sie heißen Rimoportulae (labiate processes, Lippenfortsätze) und dienen als Gallertporen zur Anhaftung am Substrat und – bei rapphenlosen pennaten Diatomeen – auch zur zielgerichteten



**Abb. 1:** **a** Rimoportula bei *Licmophora* spec. (REM). An den Polen jeder Valve ist jeweils ein Fortsatz ausgebildet (aus Round et al., 1990). **b** *Licmophora juergensii* auf *Polysiphonia fibrillosa*. Links unten ist ein verlassener Gallertstiel von *Licmophora* zu sehen (Pfeil). Maßbalken 50 µm. **c** *Odontella granulata* mit lang ausgezogenen Rimoportulae. Maßbalken 50 µm. **d** Sehr lang gezogene Rimoportulae (Pfeil) sowie verkettende Ocelli (Pfeilspitze) bei *Odontella aurita* (REM). Maßbalken 10 µm.

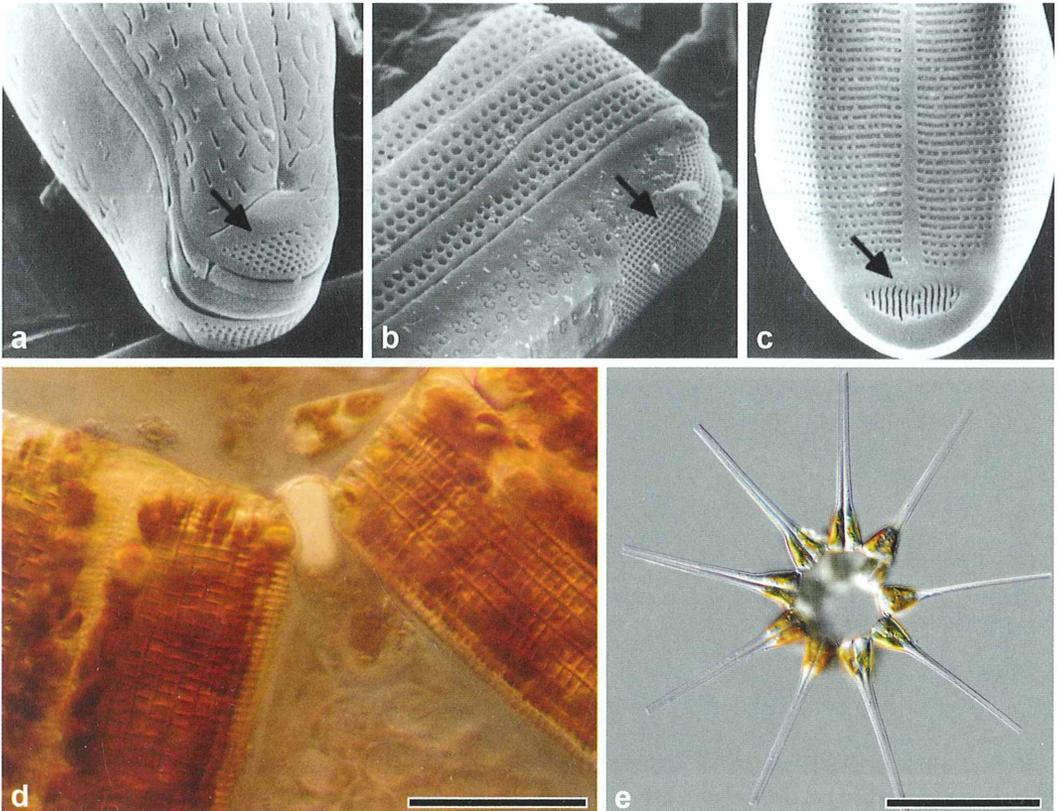
langsamen Fortbewegung. Bei Letzteren münden sie meist bündig an der Schalenoberfläche, sind also nur innen prominent (Abb. 1a).

### Gallerte für die Anhaftung und zur Fortbewegung

Diesbezügliche Beobachtungen konnte ich 2009 an *Licmophora juergensii* aus Proben des Hiddenseer Boddens machen. Beim Herstellen eines Frischpräparates waren einige Zellen von ihren Gallertstielen abgerissen worden. Ich sah, wie eine Zelle auf der Schale einer Schwesterzelle herumkroch, um zu einer günstigen Stelle zur Anhaftung mittels eines neuen Gallertstiels zu gelangen (Abb. 1b). Schließlich ließ sie sich auf dem Rotalgenfaden nieder.

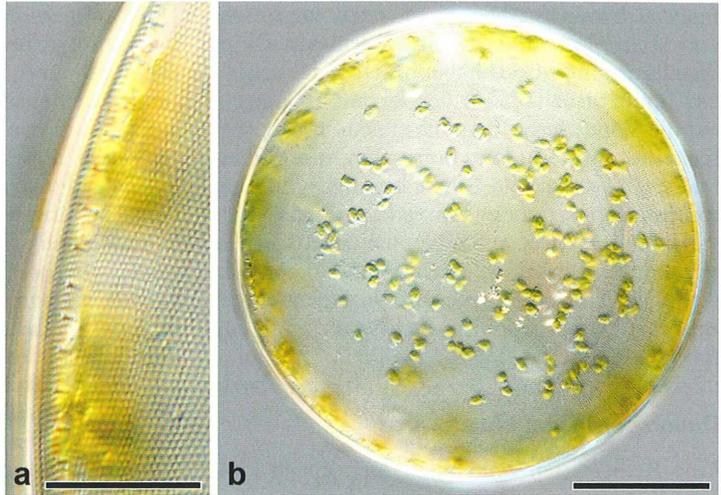
Rimoportulae zeigen sich bei zentrischen Formen oft als deutlich hervorstehende Auswüchse. So findet man sie auf Valven (verkiesselte Schalen) auch als paarige Stacheln (z. B. bei

*Odontella*, siehe Abb. 1c und d), als einzelne Stacheln (z. B. bei *Rhizosolenia*, siehe Abb. 1c im Teil 1), oder als ganze Stachelkränze (wie bei *Stephanopyxis*). Bei den beiden letztgenannten Gattungen dienen die Rimoportulae hauptsächlich zur Verkettung der Zellen. *Odontella* hat für diesen Zweck aber andere, großflächigere Strukturen: Kreisrunde Porenfelder an den hornartigen Auswüchsen ihrer Valven. Diese Porenfelder werden in der Fachliteratur auch Ocelli oder Pseudocelli genannt (lat. ocellus Auge). Dort treten kräftige Gallertverbindungsstränge aus. Abbildung 1d zeigt Details dazu in einer rasterelektronenmikroskopischen (REM) Aufnahme, die ich im Labor von Dr. Schäffner in Solingen machen konnte. Nicht Rimoportulae, sondern Ocelli sowie anders gestaltete feinporige Felder an den Spitzen der Valven sind die üblichen Strukturen, um Gallertstiele und -verbindungsproppen abzusondern (Abb. 2a–c). Weitere Beispiele von



**Abb. 2:** a–c Porenfelder für Stiele und Verkettungsgallerte im REM. *Cymbella* spec., *Rhabdonema* spec., *Asterionellopsis* spec. (aus Round et al., 1990). d und e Mittels Gallerte verkettete Zellen von *Rhabdonema arcuatum* (d) und *Asterionellopsis glacialis* (e). Maßbalken 50 µm.

**Abb. 3:** *Coscinodiscus wailesii*.  
**a** Rand der Valve im Lichtmikroskop, mit Rimoportula-Reihe.  
 Maßbalken 25  $\mu\text{m}$ . **b** Valvar-  
 ansicht. Maßbalken 100  $\mu\text{m}$ .



Zellverkettung über Ocelli aus dem Helgoländer Frühjahrsplankton zeigen *Rhabdonema arcuatum* (Abb. 2d) und *Asterionellopsis glacialis* (Abb. 2e).

Rimo- und Fultoportulae haben als erhabene Strukturen in den Valven weitere wichtige Funktionen. Sie dienen dem Plasmakörper als Verankerungspunkte, um mit dessen Spannkraft für das Zusammenhalten des Gehäuses zu sorgen. Bei den Pennaten kommen noch weitere erhabene Strukturen wie Septen und die Verstärkungsrippen der Raphen dazu. Des Weiteren helfen sie, den Kern an den vorgesehenen Stellen zu positionieren. So gibt es beispielsweise bei *Coscinodiscus wailesii* in jeder Valve zwei randständige Makro-Rimoportulae, die 120° voneinander entfernt stehen. Die Valven sind immer so angeordnet, dass sich diese Strukturen jeweils genau gegenüberstehen. Der Kern, der während der Interphase im Zentrum der Zelle liegt, ist durch Plasmafäden mit diesen Rimoportulae verbunden. Bei der Kernteilung bewegt sich der Kern immer, bezogen auf diese Verankerungspunkte, an dieselbe Stelle am Äquator des Gürtelbandes. Details dazu siehe Schmid et al. (1996).

### ***Coscinodiscus wailesii*, ein Neophyt im Nordatlantik**

*Coscinodiscus wailesii* ist ein Neophyt, der Ende der 1970er Jahre erstmals in Europa an der Belgischen Küste beobachtet worden war (Abb. 3). Ursprünglich war diese Art nur im Indischen Ozean und dem Pazifik beheimatet. Man nimmt an, dass sie über den Import junger

japanischer Austern nach Europa gekommen ist, aber auch eine Verschleppung mittels Ballastwasser von Frachtschiffen kommt in Frage. Die Zellen fallen in jeder Probe bereits beim Betrachten mit der Stereolupe auf. Sie sind sehr groß und außergewöhnlich bleich, da sie, bezogen auf ihre Größe, nur wenig Chloroplasten besitzen. Valvenoberseiten und Mantel bilden einen rechten Winkel; die Zellen sind ausgeprägt tonnenförmig (Abb. 4a).

Gerade für die zentrischen Diatomeen als Schwebewesen ist Leichtbauweise wichtig. Dass das spezifisch relativ schwere Silikatmaterial dort nicht in soliden Platten, sondern in Wabenstruktur verarbeitet ist, ahnt man schon bei mittlerer Vergrößerung im Lichtmikroskop. Im REM wird deutlich, dass die Wabenlöcher (die so genannten Areolen) bei *Coscinodiscus* mit feinen Sieben ausgefüllt sind (Abb. 4b und c). An Schalenquerschnitten wird sichtbar, dass eine der beiden Grundplatten Siebeinsätze besitzt, während die andere als grobe Lochplatte ausgeführt ist. Details dieses Bauprinzips hat Otto Müller bereits im 19. Jahrhundert (!) entdeckt und gezeichnet (Abb. 4d).

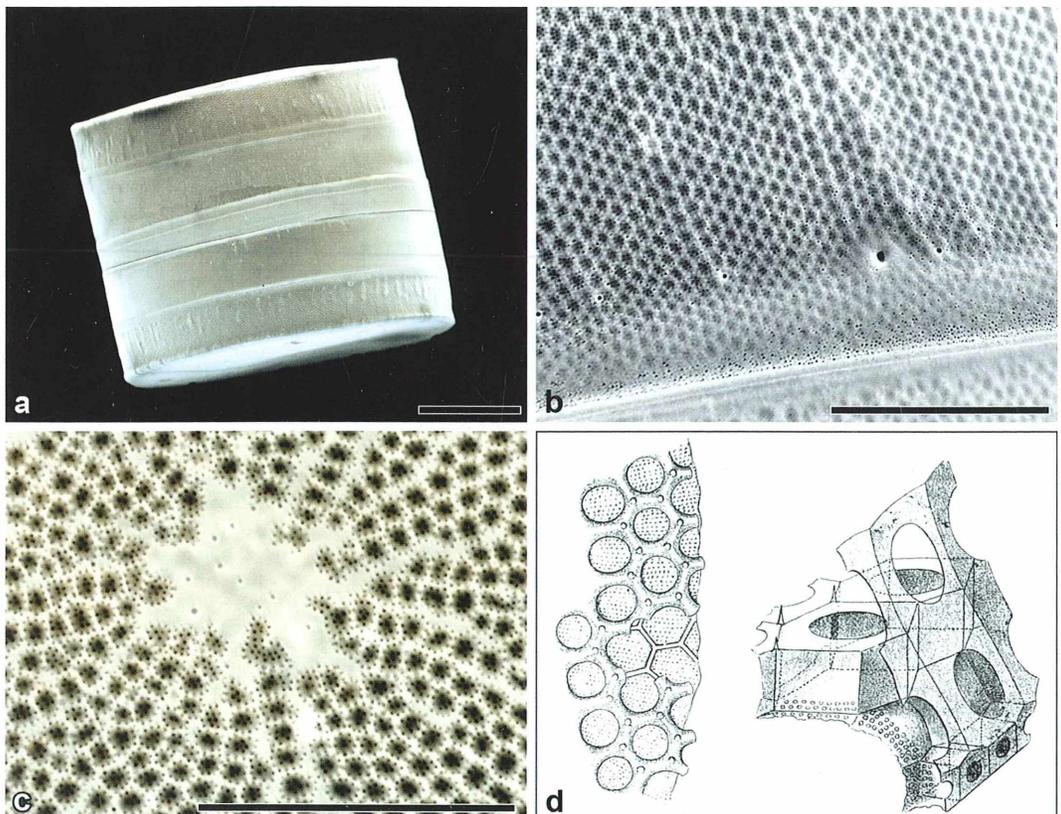
Wenn Lebewesen, etwa durch natürliche Verdriftung oder anthropogenen Transport, in von ihnen bis dato unbesiedelte Regionen vorstoßen, dann sind sie dort auf die Dauer nur dann überlebensfähig, wenn sie eine jeweils passende ökologische Nische mit freien Kapazitäten vorfinden. Der Klimawandel, den wir derzeit erleben, verändert die Lebensbedingungen gerade für die Meeresalgen im Nordatlantik und der Nordsee sehr stark. Langzeitstudien britischer Forscher zeigen, dass sich gerade in der Nord-

see die Umweltbedingungen stark zugunsten von Diatomeen und zu Ungunsten von Dinoflagellaten entwickelt haben. Neben der erhöhten Temperatur (1 °C in den letzten 50 Jahren) hat die Windenergie deutlich zugenommen, was für eine stärkere Durchmischung des Oberflächenwassers sorgt. Somit kommt es in Diatomeen-Populationen nur verzögert zu Nährstoffmangel, insbesondere wird eine schnelle Verknappung von gelöstem Silizium vermieden. Die Ausbreitung neuer Diatomeen-Arten in der Nordsee ist also nicht verwunderlich (Hinder et al., 2012).

### Dauersporen von *Chaetoceros*

Eine Reihe Arten zentrischer Diatomeen können Ruheformen, so genannte Dauersporen, entwickeln. In diesen dickschaligen Kapseln überdauern sie ungünstige Lebensbedingungen.

Dazu zählen Nährstoffmangel und die Verknappung gelösten Siliziums, ungünstige Temperaturen und Lichtmangel. Eine hohe Empfindlichkeit speziell auf Stickstoffmangel ist bei einer Reihe von Arten nachgewiesen. Die Sporen bilden außerdem die Saat für die Frühjahrsblüte des Folgejahres. Von Ausnahmen abgesehen, benötigen sie keine Kälteperiode als Vorbedingung für das Auskeimen, wie das beispielsweise bei Dinoflagellaten-Cysten und den Dauereiern von Moostierchen und Wasserflöhen der Fall ist. Die Stoffwechselfvorgänge der Ruheformen sind stark reduziert, die Respiration wird aber nicht vollkommen eingestellt. Diese Eigenschaft prädestiniert sie eigentlich nicht für ein Überleben in sauerstofffreien Zonen des Faulschlammes. Dass Dauersporen jedoch sogar unter widrigen Umständen lange keimfähig bleiben können, zeigen Untersuchungen des Sediments im Mariager Fjord in



**Abb. 4:** *Coscinodiscus wailesii*. **a** Zelle in Gürtelbandansicht (REM). Maßbalken 100 µm. **b** Ausschnitt aus dem Gürtelband. Auch dort ist das Areolen/Siebplatten-Muster zu sehen. Maßbalken 25 µm. **c** Zentrum einer Valve mit den wabenförmigen, mit feinen Siebplatten verschlossenen Areolen (REM). Maßbalken 25 µm. **d** Die Grafiken von Otto Müller verdeutlichen den Aufbau (Müller, 1871).

Dänemark, welches in Folge industrieller Nutzung anoxisch und lebensfeindlich ist. Umso erstaunlicher waren die Funde über 100 Jahre alter Dauersporen von *Skeletonema marinoi*, welche sich als keimfähig erwiesen und in Kultur genommen werden konnten (Härnström, 2011).

Dauersporen sind außerdem eine erfolgversprechende Überlebensstrategie gegen Filtrierer des Zooplanktons (Ruderfußkrebse usw.). Untersuchungen zeigen, dass sie nach einer Darmpassage keimfähig bleiben (Kuwata und Tsuda, 2004).

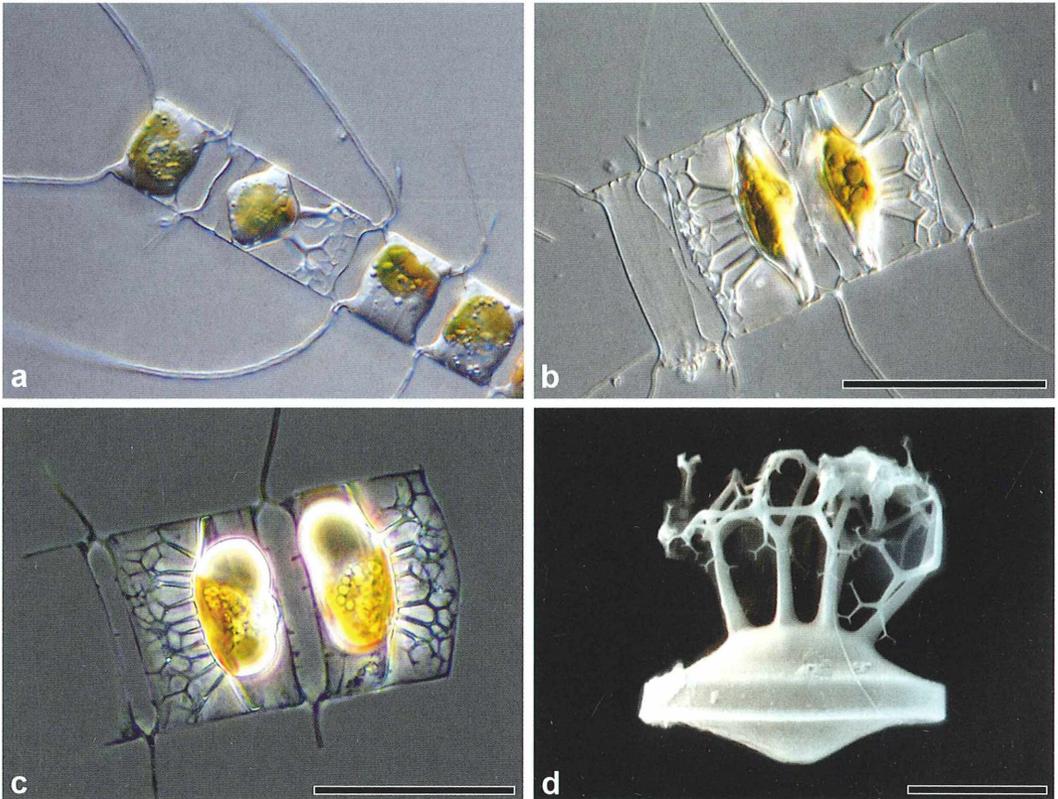
In unseren Proben befand sich eine größere Anzahl von *Chaetoceros*-Dauersporen, vor allem von *C. diadema*. Neben Doppelsporenbehältern (Abb. 5b und c) gab es auch eine Reihe von Ketten mit einem Mix von vegetativen Zellen und einzelnen Dauerstadien. Es sind spezielle, oft unsymmetrisch ablaufende Teilungsvorgänge nötig, um Dauersporen zu erzeugen. Bei *C. diadema* bildet sich im ersten Teilungsschritt die Schalenhälfte mit den bäumchenarti-

gen Auswüchsen (primäre Valve), im zweiten Schritt die konisch geformte, glatte, sekundäre Valve. Bei jedem der beiden Teilungsvorgänge ist ein Teilungsprodukt nicht lebensfähig und geht unter (Hargraves und French, 1983).

Bei fortlaufenden vegetativen Teilungen verringern sich bei zentralen Diatomeen die Schalendurchmesser. Bei den meisten Arten sind nur Zellen gewisser Größenklassen fähig, Dauersporen zu bilden. *C. diadema* macht da eine Ausnahme, was auch in den Abbildungen 5a und b deutlich wird. Ein ausführlicher und instruktiver Schlüssel zur Artbestimmung an Hand von Dauersporen findet sich in Ishii (2011).

### *Mediopyxis helysia*

Zu den dekorativsten Schwebeformen des Helgoländer Frühjahrplanktons zählen zweifellos die goldenen Diademe der *Mediopyxis helysia*. Ihre Kieselschalen sind hauchfein, die in Seitenansicht sehr flachen Zellen erscheinen in der



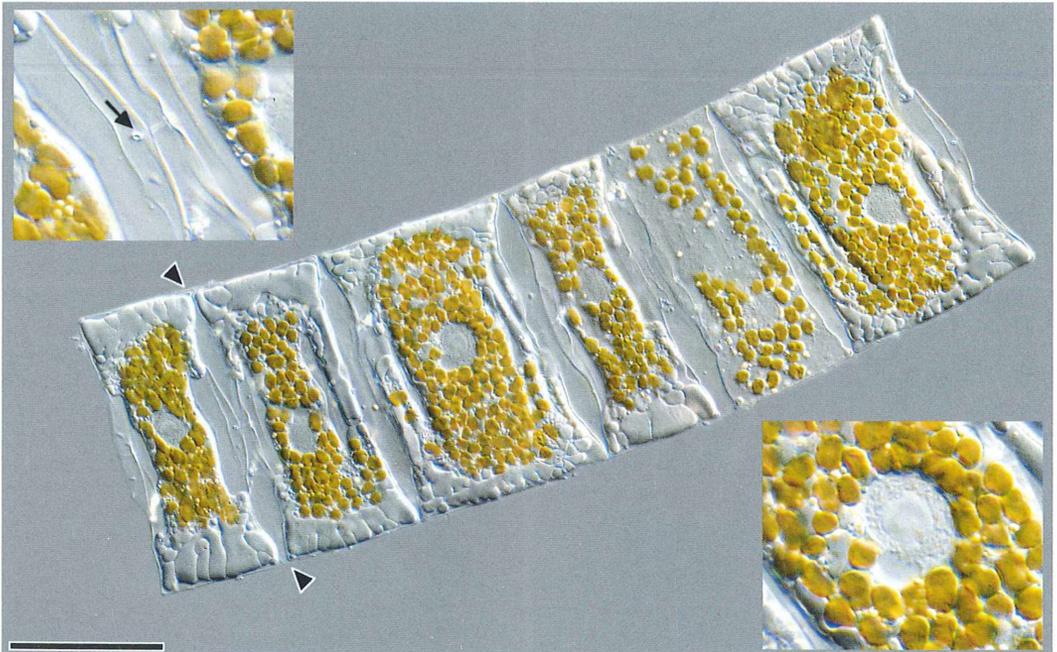
**Abb. 5:** Dauersporen unterschiedlicher Wuchsformen von *Chaetoceros diadema*. Maßbalken bei a und b 50 µm, bei c 25 µm, bei d 10 µm.

Draufsicht rechteckig bis parallelogrammförmig. Die Zellketten sind kurz, meist sind zwei bis sechs Zellen verbunden. Das verkettende Element ist auch hier Gallerte, die sowohl durch Pseudocelli (an den Ecken der Valven) als auch durch Rimoportulae ausgeschieden wird (Abb. 6, Pfeilköpfe und Pfeil). Die hauchfeine Frustel gewährt einen Blick auf die lippenförmige Öffnung eines solchen Fortsatzes im Zellinneren. Der Zellkern hat einen großen, zentralen Nucleolus, das Kernplasma ist stark granuliert, wie es bei Diatomeen und auch bei Dinoflagellaten üblich ist. Die zahlreichen, plättchenförmigen Chloroplasten sind bei jungen Zellen im gesamten Plasmakörper ziemlich gleich verteilt (Abb. 6 und 7d). Ältere Zellen bilden große Saftvakuolen aus und die Chloroplasten sammeln sich dann im sternförmig aufgespannten Zellplasma, vor allem in der Nähe des Zellkerns (Abb. 7a–c).

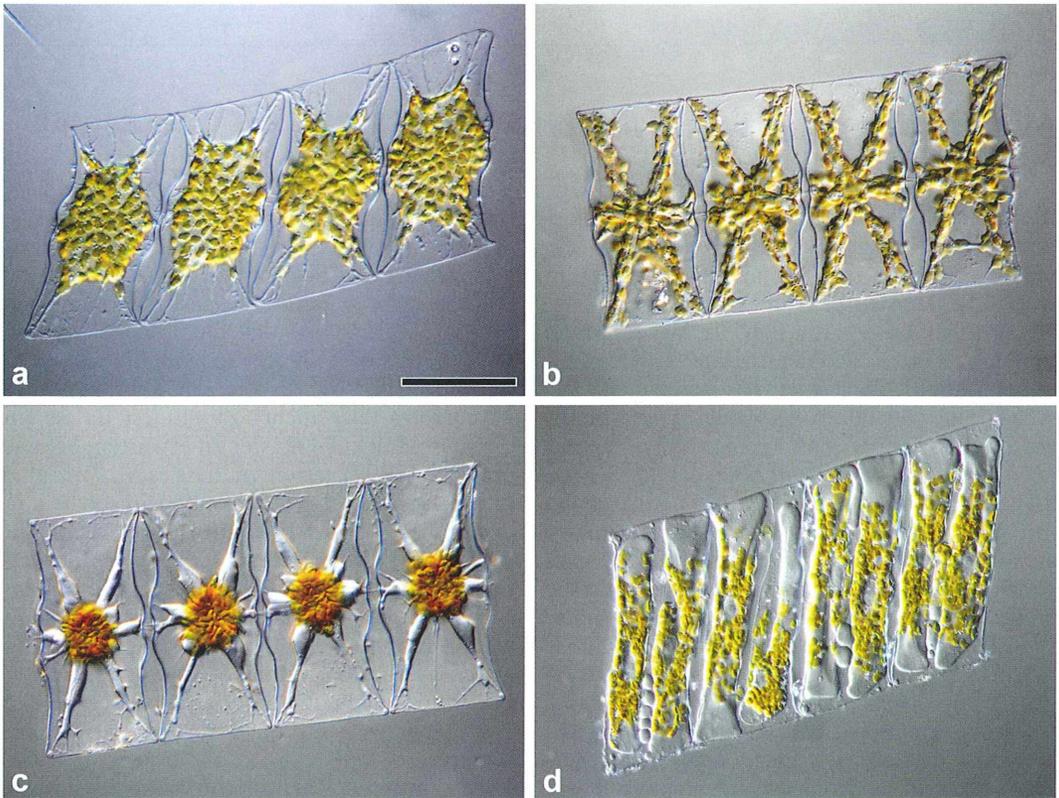
Bei dieser Art handelt es sich vielleicht auch um einen Einwanderer in die Nordsee. *Mediopyxis helysia* wurde aufgrund von Funden im Golf von Maine und in der Nordsee erst in jüngster Zeit beschrieben (Kühn et al., 2006). Sie ist sehr formvariabel, was die Bilder aus den Abbildungen 6 und 7 auch belegen.

### Lichtflucht von Chloroplasten

Wie Diatomeen-Chloroplasten auf übermäßiges Licht reagieren, zeigte mir eine *Mediopyxis*-Kette, die in den Abbildungen 7b und c zu sehen ist. Nach Aufnahme der Bilder zu 7b hatte ich eine kleine Beobachtungspause eingelegt. Als ich nach etwa fünf Minuten wieder durch das Okular blickte, hatten sich alle Chloroplasten eng um den Kern geballt. Dazu war in der Fachliteratur zu finden, dass die photosynthetischen Pigmente bei übermäßigem Lichteintrag zerstört werden können (Photooxidation). Um einerseits Schwachlicht voll auszunutzen und sich andererseits vor Schädigung durch Starklicht zu schützen, haben die Chloroplasten zum einen Blau-UV-Sensorpigmente, zum anderen existieren Strukturen im Zellplasma, die sie beweglich machen. Bei Schwachlicht richten sie sich senkrecht zur Lichteinfallrichtung aus, bei Starklicht parallel (Lüning, 1985). Bei der beobachteten Ballung im Zellzentrum kommt noch die gegenseitige Abschattung dazu. Dies schützt auch den Zellkern, dessen DNA empfindlich auf UV-B (290–320 nm) reagiert. Die gezeigten Bilder spiegeln nur einen kleinen Ausschnitt aus der Formenfülle wider, die uns



**Abb. 6:** Junge Zellkolonie von *Mediopyxis helysia*. Die Pfeilköpfe weisen auf Gallerte absondernde Stellen an den Valvenecken hin. Maßbalken 50  $\mu\text{m}$ . Die Ausschnittvergrößerungen zeigen Rimoportulae (Pfeil) und den Zellkern mit Chloroplasten.



**Abb. 7:** Variabilität von *Mediopyxis helsysia*. Maßbalken 50 µm. **b** und **c** sind dieselben Zellen, **c** nach intensiver Beleuchtung. **d** Jugendstadium, Saftvakuolen noch klein. Maßbalken 50 µm.

das Frühjahrsplankton vor Helgoland besichert hat. Die neun Tage, die wir uns in der BAH eingemietet hatten, waren schnell vorbei, nicht zuletzt auch deshalb, weil die Insel mit ihren Vogelfelsen und Robbenbänken dem Naturfreund auch noch mehr zu bieten hat. Und die kulinarischen Genüsse, mit der die Inselgastronomie jeden Abend aufwartete, waren ebenfalls nicht zu verachten. Ich freue mich schon auf die nächste Exkursion der BMG auf die rote Felseninsel in der Deutschen Bucht.

### Literaturhinweise

- Härnström, K., Ellegaard, M., Andersen, T. J., Godhe, A.: Hundred years of genetic structure in a sediment revived diatom population. PNAS, doi: 10.1073/pnas.1013528108 (2011).
- Hargraves, P. E., French, F. W.: Diatom resting spores: significance and strategies. In: Fryxell, G. A. (Ed.): Survival strategies of the algae, p. 49–68. Cambridge University Press, New York 1983.
- Hinder, S. L., Hays, G. C., Edwards, M., Roberts, E. C., Walne, A. W., Gravenor, M. B.: Changes in marine dinoflagellate and diatom abundance

- under climate change. Nature Climate Change 2, doi: 10.1038/nclimate1388 (2012).
- Ishii, K.-I., Iwataki, M., Matsuoka, K., Imai, I.: Proposal of identification criteria for resting spores of *Chaetoceros* species (Bacillariophyceae) from a temperate coastal sea. Phycologia 50, 351–362 (2011).
- Kühn, S. F., Klein, G., Halliger, H., Hargraves, P., Medlin, L. K.: A new diatom, *Mediopyxis helsysia* gen. nov. and sp. nov. (Mediophyceae) from the North Sea and the Gulf of Maine as determined from morphological and phylogenetic characteristics. Nova Hedwigia Beiheft 130, 307–324 (2006).
- Kuwata, A., Tsuda, A.: Selection and viability after ingestion of vegetative cells, resting spores and resting cells of the marine diatom, *Chaetoceros pseudocurvisetus*, by two copepods. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 322, 143–151 (2005).
- Lüning, K.: Meeresbotanik. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1985.
- Schmid, A.-M. M., Eberwein, R., Hesse, M.: Pattern morphogenesis in cell walls of diatoms and pollen grains: a comparison. Protoplasma 193, 144–173 (1996).
- Verfasser:* Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, 24111 Kiel, E-Mail: wolfgang.bettighofer@gmx.de, Internet: www.protisten.de

## Kurze Mitteilung

### Mixotrophie bei grünen Pflanzen

Etwa 90 % aller Landpflanzen leben in Symbiose mit Bodenpilzen, so genannten Mycorrhiza-Pilzen. In letzter Zeit wurde einige Male von dieser Art der Lebensgemeinschaft im MIKROKOSMOS berichtet. In solch einer typischen Symbiose liefert der Pilz Mineralstoffe und erhält dafür Kohlenhydrate. Das ist ein fairer Tausch. Einige Pflanzen lassen sich aber vollständig von Pilzen versorgen. Diese Pflanzen, früher nannte man sie Saprophyten, sind nicht mehr zur Photosynthese befähigt. Sie parasitieren also auf den Pilzen. Ihre Ausrüstung mit photosynthetischen Pigmenten ist unvollständig oder fehlt ganz. Zu diesen „Mycoheterotrophen“ gehören einige Orchideen wie die *Neottia* (Nestwurz) und Wintergrüengewächse (Pyrolaceen) wie die *Monotropa*, der Fichtenspargel. Es gibt Übergangsformen. Die Orchidee *Corallorhiza* (Korallenwurz) hat keine Blätter und nur wenig Chlorophyll im Spross. Sie kann deshalb den Eigenbedarf an C-Verbindungen (C = Kohlenstoff) nicht voll abdecken (Zimmer et al., 2008). Sie bekommt diese teilweise von ihren Mycorrhiza-Pilzen, ist also teils autotroph, teils heterotroph, also mixotroph.

Mixotrophie ist bei Plankton-Algen weit verbreitet (Raven, 1997). Sie kommt nach neueren Untersuchungen auch, öfter als gedacht, bei höheren Pflanzen vor, besonders bei Orchideen und Pyrolaceen. Beispiele sind die Orchidee *Epipactis atrorubens* und die Pyrolacee *Pyrola chlorantha*. Hinweise auf Mixotrophie erhält man, wenn man die Verhältnisse von stabilen C- und N-Isotopen (N = Stickstoff) vergleicht, bei Mixotrophie-Verdächtigen, bei „normalen“ Pflanzen und bei Pilzmycelien in ihrer Nachbarschaft (Selosse und Roy, 2009). Mixotrophe Pflanzen haben erhöhte  $^{13}\text{C}$  Mengen, ähnlich wie die Pilze, obwohl sie wie ihre autotrophen Nachbarn  $\text{C}_3$ -Photosynthetiker sind. Auch im  $^{15}\text{N}$ -Gehalt gleichen sie mehr den Mycorrhiza-Pilzen als den vollständig autotrophen Pflanzen. Das sind Folgen der Isotopen-Diskrimination in verschiedenen Stoffwechselwegen.

Die Mycorrhiza-Pilze der mixotrophen Pflanzen gehören zu den Ascomyceten und Basidio-

myceten und wurden auch in Baumwurzeln gefunden. Sie erhalten ihre C-Verbindungen von den Bäumen und geben sie an die mixotrophen Pflanzen weiter (Selosse und Roy, 2009). Eine naheliegende Annahme ist, dass die Pilzhyphen in den Wurzelzellen des Empfängers verdaut werden, und dass die Abbauprodukte resorbiert werden. Aber die Pyrolaceen verdauen ihre Mycorrhiza-Pilze nicht! Zumindest da ist ein direkter Molekül-Transfer zu erwarten. Selosse und Roy (2009) vermuten, dass es Mixotrophie in vielen Familien gibt, besonders in solchen, in denen es auch mycoheterotrophe Arten oder mycotrophe Entwicklungsstadien gibt. Sie weisen darauf hin, dass die Orchideen und Pyrolaceen mit ihren winzigen Samen zumindest in den Keimstadien auf die Ernährung durch Pilze angewiesen sind, und dass Mixotrophie in der Bodenflora dichter Wälder zu erwarten ist, wo auch recht viele mycoheterotrophe Arten vorkommen.

Einen abrupten Wechsel von Mixotrophie zur Mycoheterotrophie gibt es bei einigen Orchideen, so beim Weißen Waldvögelein (*Cephalanthera damasonium*), wo in einer Gruppe von sattgrünen (mixotrophen) Pflanzen auch völlige Albinos vorkommen können, die also nicht zur Photosynthese befähigt sind. Sie sind lebensfähig, bilden jedoch kaum Stärke, atmen schwächer und produzieren weniger Samen als die grüne Form: Übergang, der zwar erfolgreich war, aber nicht ganz gelungen ist.

#### Literaturhinweise

- Raven, J. A.: Phagotrophy in phototrophs. *Limnol. Oceanogr.* 42, 198–208 (1997).
- Selosse, M.-A., Roy, M.: Green plants that feed on fungi: facts and questions about mixotrophy. *Trends Plant Sci.* 14, 64–70 (2009).
- Zimmer, K., Meyer, C., Gebauer, G.: The ectomycorrhizal specialist *Corallorhiza trifida* is a partial myco-heterotroph. *New Phytol.* 178, 395–400 (2008).

Eberhard Schnepf, Heidelberg

## Nachricht

### Limnologie in Bodman am Bodensee 2011

Am 24. September 2011 war es wieder soweit: 25 Teilnehmer fanden sich an diesem Tag zum 22. *Bodmantreffen* am Bodensee ein (Abb. 1). Verena Mrosek und Jan Kros hatten wieder ein interessantes Programm vorbereitet.

Es war ein Wiedersehen von Freunden und natürlich gehörte die Familie Diel auch dazu, der wir schon seit Jahren im Haus Greth als Gäste herzlich willkommen sind. Nach dem Aufbau der Instrumente und der Begrüßung durch Felix Kuhn, dem Präsidenten der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich (MGZ), gingen wir gemeinsam zum Abendessen, um anschließend noch gemütlich miteinander zu plaudern.

Am Montag wurde traditionell das Plankton vom Ueberlingersee untersucht; es war wieder sehr interessant. Mittags sind wir ins Naturschutzgebiet Mindelsee in Möggingen gefahren, um dort Plankton zu holen. Wegen des warmen Wetters trafen wir noch einige Badende an, die mit den Planktonfischern den Holzsteg teilten. Das artenreiche Material wurde dann zu Hause angeschaut.

Am nächsten Morgen zeigte uns Bettina Walter eine Power-Point-Präsentation über das Naturschutzgebiet am Federsee, von dem sie dazu wunderschönes Material mitgebracht hatte. Es war überwältigend. Wir fanden *Volvox* in sehr gutem Zustand und in verschiedenen Entwicklungsstadien sowie viele Wasserflöhe, die später in der Woche noch eine größere Rolle spielen sollten.

Mittags ging es zum Mühlhaldenweiher in Dettingen (Abb. 2 und 3). Dieser Weiher wurde vor ein paar Jahren völlig leer gepumpt und bis auf den Sandboden gereinigt. Danach wurde er dann wieder aufgefüllt. Auch jetzt fanden wir zahlreiche *Ceratium hirundinella* und verschiedene *Dinobryon*-Arten. Am

Abend brachte uns Martin Kreuz noch einige Proben von seinem geliebten Naturschutzgebiet Hegne mit. Am Mittwoch ging es zur Exkursion in die Bodensee-Wasser-Versorgung, worum sich Dr. Heinz Streble sehr bemüht hatte. Es ist immer wieder interessant, dorthin zu gehen. Es hat sich in der Zwischenzeit vieles verändert. Das gesamte Areal ist nun top gesichert, geradezu wie eine Festung. Und wo wir früher noch im Zulaufbecken Plankton gefischt haben, sind nun überall dicke Glaswände, die das gefilterte Bodenseewasser schützen, bevor es dann mit riesigem Druck bis nach Stuttgart hinauf gepumpt wird. Alles in allem war es sehr eindrücklich. Der Rest des Tages wurde genutzt, die Hegne-Proben zu untersuchen, welche eine große Artenvielfalt aufwiesen.

Donnerstag freuten wir uns auf den Vortrag von Dr. Heinz Streble über Wasserflöhe. Es waren Längsschnitte vom Wasserfloh, die er uns anhand von Fotos erklärte. Es war sehr lehrreich, aber auch anspruchsvoll. Nachmittags haben wir dann am schönen Buchensee bei Güttingen – auch ein Badesee – noch Proben gefischt. Der ganze See war allerdings mit einem Film aus Blaualgen der Gattung *Microcystis* überzogen, so dass es keine richtig interessanten Proben gab.

Am Freitag wurde das Studium an den glücklicherweise noch lebenden Wasserflöhen, die Bettina Walter mitgebracht hatte, weiter geführt. Es war für uns allerdings nicht ganz einfach, mit Hilfe der Bilder von Heinz Streble das wieder zu finden, was er uns zuvor an Längsschnitten erklärt hatte.

Mittags kam dann die traditionelle Wanderung zur Marienschlucht. Verschiedene Teilnehmer gingen zu Fuß, andere nahmen die Fähre. Das Wetter war wunderbar und der Kapitän der Fähre machte während der Rückfahrt auch dieses Jahr wieder mitten im



Abb. 1: Teilnehmer des 22. Bodmantreffens.



**Abb. 2:** Auf dem Wege zum Ort des Geschehens, zum Mühlhaldenweiher.

Ueberlingersee einen kurzen Stop, damit wir unsere Planktonproben ziehen konnten. Somit hatten wir noch etwas Abendplankton, das wir untersuchen konnten. Leider war die Ausbeute nicht so groß.

Auch nach dem Nachtessen wurde das Kurslokal rege benutzt. Es wurde mikroskopiert, Präsentationen vorgeführt, aber auch einfach mal Tipps und Tricks ausgetauscht. Oder man hat sich einfach unterhalten bei einem Glas Bier oder Wein. Denn auch das muss sein.

Der Samstagmorgen bot die Gelegenheit, nochmals sämtliches Probenmaterial zu untersuchen, bevor dann alle Gerätschaften wieder abgebaut werden mussten. Nach dem Mittagessen fuhren einige Teilnehmer nach Singen auf den Hohentwiel zu Kaffee und Kuchen sowie zum Besuch der dortigen geschichtsträchtigen Burg. Andere waren noch damit beschäftigt, ihre Utensilien für die Heimreise sicher zu verpacken.



**Abb. 3:** Aktivitäten am Mühlhaldenweiher.

Danach machten wir uns bereit für das wunderschöne und feine Abschluss-Bufferet, das Familie Dietl wieder einmal – wie in den Jahren zuvor – für uns mit viel Liebe zubereitet hatte. Mit einigen Dankesworten von Felix Kuhn wurde die Bodmanwoche offiziell abgeschlossen. Nach dem wunderbaren Essen wurde noch bis tief in die Nacht gemütlich geplaudert.

Am nächsten Morgen kam dann leider schon wieder der Abschied. Es war erneut eine sehr schöne Woche, nicht zuletzt wegen des hervorragenden Wetters und der sehr guten Bewirtung durch die Familie Dietl.

Das *Bodmantreffen 2012* ist bereits für die Zeit vom 23. bis 30. September festgelegt.

Anmeldungen gehen an

Verena Mrosek: Telefon: 00 41/4 44 92 22 20,

E-Mail: vrenimrosek@hotmail.com

oder an

Jan Kros: E-Mail: jkros@xs4all.nl

Jan Kros, Hellevoetsluis, Niederlande

## Aus den Arbeitsgemeinschaften

### Treffen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

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

**Termin:**

Samstag, 6. Oktober 2012, pünktlich um 10 Uhr im Biozentrum der Uni Würzburg (Gerbrunn-Hubland)

**Treffpunkt:**

Letzte Straße links am Ende der Gebäude, dann letzter Parkplatz an der Rückseite des Gebäudekomplexes vom Bio-Zentrum

**Geplante Themen:**

Dr. Johannes Mathyl: Fossile Nummuliten

Karl Deckart: Geheimnisvolle Küche

PD Dr. Rainer Wolf: Scans von Steinen;  
DNA zum Anfassen

Dr. Christian Rasp: Kristalle in 3-D

**Anfragen an:**

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

# Gibt es Bewusstsein bei Einzellern?

Stephan Krall

**Welcher Hobbymikroskopiker hat sich beim Blick durch die Linsen nicht schon einmal gefragt, ob die kleinen Wesen wohl ein Bewusstsein haben oder zumindest irgendwas empfinden? Denn sehen wir nicht zumindest bei vielen Protozoen eine gerichtete Bewegung, die den Eindruck vermittelt, dass sich der kleine Organismus, zum Beispiel *Colpoda cucullus*, durchaus Gedanken macht, ob er nach rechts, links oder geradeaus schwimmt und mal hier mal dort Nahrung aufnimmt?**

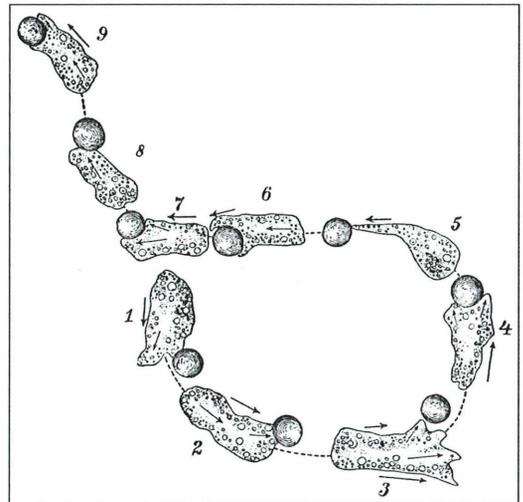
**S**chnell wird der Gedanke, ob die kleinen einzelligen Wesen vielleicht intelligent seien, wieder verworfen und als anthropomorphe Gefühlsduselei beiseite gestellt. Aber so einfach ist das gar nicht, abgesehen davon, dass nicht einmal klar definiert ist, was Bewusstsein, was Intelligenz und was Empfinden ist. Beginnen wir mit einem Zitat des Mannes, der „Darwin des 20. Jahrhunderts“ genannt wird, und der 2005 im Alter von 100 Jahren verstarb, Ernst Mayr (Mayr, 2005): *Wie weit „hinunter“ im Tierreich man ... Anzeichen von Bewusstsein aufspüren kann, ist umstritten. Vielleicht lassen sich sogar die Vermeidungsreaktionen mancher ... Protozoen in diese Kategorie einordnen. Ganz sicher jedoch tauchte das menschliche Bewusstsein nicht in seinem ganzen Umfang erst bei der Spezies Mensch auf, sondern es ist nur der am weitesten entwickelte Endpunkt einer langen Evolutionsgeschichte.*

Gerade für Mayr, der 100prozentiger Darwinist war, ist diese Aussage überraschend, denn die Frage nach Bewusstsein bei niederen Tieren ist eine der heikelsten, und es gibt nicht sehr umfangreiche Literatur und fast gar keine Forschung dazu. Die Aussage taucht bei Mayr dann auch erst am Ende in Anhang B als letztes Statement in seinem vorletzten Buch auf Seite 344 auf.

## Wie einzigartig ist der Mensch?

Aber so ganz singular steht Mayr mit seiner Aussage nicht da. Es gibt ein aktuelles Buch des Hirnforschers Gerhard Roth mit dem Titel

*Wie einzigartig ist der Mensch?* (Roth, 2010). Roth geht dabei der Frage nach, die Mayr oben angerissen hat, nämlich wie eigentlich das Bewusstsein in der Evolution entstanden ist. Und natürlich stellt sich auch die damit zusammenhängende Frage: Was ist eigentlich Bewusstsein? Roth schreibt auf Seite 51: *Die Bedingungen, unter denen Lebewesen existieren können, führen ... zwangsläufig zur Entstehung kognitiver Leistungen, denn jedes Lebewesen ist darauf angewiesen, die überlebensrelevanten Ereignisse in seiner Umwelt zu erkennen und sein Verhalten danach auszurichten. Dies meine*



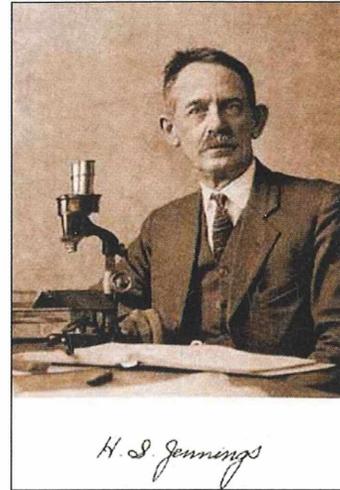
**Abb. 1:** Eine Amöbe bei der Verfolgung einer Euglenencyste. Die Figuren 1–9 zeigen die aufeinanderfolgenden Stellungen der Amöbe und der Cyste (aus Jennings, 1910).

ich mit meiner Aussage, dass Geist mit dem Leben beginnt. Aber auf Seite 18 präzisiert er bereits: „Geist“ in diesem Sinne kann, muss aber nicht Bewusstsein einschließen.

Aber ich möchte noch ein wenig in der Geschichte der Biologie zurückgehen, denn die Frage, was Einzeller oder niedere Tiere eigentlich empfinden, ist nicht ganz neu. Bereits 1936 schreibt Robert Nachtwey, Zoologe und seinerzeit Professor an der Universität Bremen, in seinem Buch *Wunderbare Welt im Wassertropfen* (Nachtwey, 1936) Folgendes (S. 36): *Wir wissen aber, daß an der tiefsten Wurzel auch des menschlichen Stammbaumes die einzelligen Wesen stehen, und so sind wir berechtigt, die ersten Anfänge eines seelischen Lebens auch bei Geschöpfen zu suchen, deren Körper noch ganz primitiv ist. Wenn die Urtiere auch keine Nerven haben, so bestehen sie doch immerhin aus derselben Substanz, die auch Nerven und Gehirn aufbaut, nämlich aus Protoplasma.*

Er kommt dann zu Jennings, auf den ich noch eingehe (S. 37) (Abb. 1): *Ein so hervorragender Beobachter wie Jennings betont, daß ein Wechseltierchen in keinem Falle schematisch auf Umweltreize antwortet. Er sah eines Tages, wie eine Amöbe offenbar bestrebt war, ein verkapseltes, kugelförmiges Geißeltierchen zu erhaschen. Die Beute rollte aber immer weiter, während die Amöbe bald ein langes dünnes, bald zwei kürzere Scheinfüßchen vorstreckte und immer der Kugel nachkroch. Schließlich wurde das Beutestück von einem Wimpertierchen weggeschnappt. Jennings ist „völlig überzeugt, daß, wenn die Amöbe ein großes Tier wäre, so daß sie dem Menschen in den Bereich seiner alltäglichen Beobachtung käme, daß dann ihr Verhalten uns sofort veranlassen würde, dem Tiere die Zustände von Lust und Schmerz, von Hunger und Begehren und dergleichen zuzuschreiben aus genau denselben Gründen, aus denen wir diese Dinge dem Hunde zuschreiben“.* Und weiter auf Seite 38: *Können wir auch nicht sicher beweisen, daß ein Urtierchen seelische Erlebnisse hat, so ist es doch in hohem Maße wahrscheinlich, und viele Beobachtungen sprechen dafür.*

Herbert Spencer Jennings (1868–1947), auf den sich Nachtwey bezieht, war Zoologe und Professor an der John Hopkins Universität in den USA, hielt sich davor aber auch in Jena zu einem Forschungssemester auf (Abb. 2). 1905 veröffentlichte er ein vielbeachtetes Buch, das 1910 auf Deutsch unter dem Titel *Das Verhal-*



**Abb. 2:** Herbert Spencer Jennings  
(Quelle: <http://www.life.illinois.edu/nanney/maupas/jennings.html>)

ten der niederen Organismen erschien (Jennings, 1910). Auf 289 Seiten dieses 578 Seiten umfassenden Werkes, also genau der Hälfte, geht es ausschließlich um das Verhalten einzelner Organismen. Ich möchte nur eine Stelle, die auch den Humor von Jennings verrät, zitieren. Auf Seite 534 seines Buches schreibt er: *Die Amöbe ist ein Raubtier und macht den Eindruck, als wenn sie von denselben elementaren Trieben beherrscht wird, wie die höheren Raubtiere. Wenn sie so groß wäre wie ein Wal-fisch, so wäre es leicht denkbar, daß Gelegenheiten entstehen könnten, in denen es das vorurteilsfreie menschliche Wesen vor dem Untergange retten könnte, wenn es ihr die elementaren Zustände des Bewusstseins zuschriebe, während es infolge des Mangels einer solchen Annahme zugrunde gehen würde.*

### **Bewusstsein entsteht nicht aus dem Nichts**

Sind wir damit wesentlich weiter? Ich meine ja, denn drei Dinge sind festzuhalten: Bewusstsein entsteht nicht einfach aus dem Nichts beim Menschen, einigen andern Hominiden, Primaten oder dem einen oder anderen Wirbeltier, sondern ist das Produkt eines langen evolutionären Prozesses. Darüber hinaus sind es manchmal die Dimensionen und der Aufbau der Organismen, die uns in unserem Urteil be-

einflussen können. Gleichartigen Organismen in Bau und Größe sind wir eher bereit, gleichartige Verhaltensweisen und Eigenschaften zugestehen. Es scheint des Weiteren auch angebracht, Abstufungen für die in Frage kommenden Eigenschaften einzuführen. Letzteres möchte ich hiermit versuchen.

Beim Menschen, vielleicht auch noch bei Schimpansen, kann man von einem selbstreflektierenden Bewusstsein sprechen. Allerdings entwickelt sich dieses selbstreflektierende Bewusstsein beim Menschen auch erst im Alter von circa drei Jahren, davor ist es ein noch nicht voll ausgebildetes Bewusstsein, was bereits zeigt, dass Bewusstsein verschiedene Stufen haben kann. Kraken, Insekten, Fischen, Amphibien und Reptilien könnte man eine Art Selbsterkenntnis oder einigen sogar ein Selbstbewusstsein zuerkennen, meinen zumindest einige Forscher; so dem achtarmigen *Octopus*, dem einzigen Invertebraten, zu dem es meines Wissens diesbezügliche Forschung gibt (Williams, 2011). Bei Nesseltieren und Rippenqualen, den einfachsten Tieren, die schon ein Nervensystem aufweisen, wäre vielleicht der Begriff Erleben angebracht. Und bei den von Hobbymikroskopikern so hoch geschätzten eukaryotischen Einzellern, aber auch Pflanzen und Pilzen, könnte man vielleicht von Empfinden sprechen. Aber selbst Bakterien, deren Bewegungen meist sehr zufällig und ungerichtet erscheinen, haben nicht nur einfach einen Reiz-Reaktions-Mechanismus. Forschungen ergaben, dass dort zwischen dem Eintreffen eines Reizes und der Reaktion durchaus bis zu drei Sekunden vergehen können, was für eine Art von Verarbeitung mit anschließender Entscheidung spricht (Berg, 2000).

### Sind Protozoen empfindsame Wesen?

Wenn man also Bewusstsein nicht als absoluten Begriff nimmt, sondern als etwas, das sich evolutionär entwickelt hat, und dann entsprechend abgestufte Begrifflichkeiten einführt, kommt man vielleicht dem näher, was Protozoen diesbezüglich auszeichnet.

Es ist angebracht, an dieser Stelle etwas zu den Begriffen Bewusstsein, Intelligenz und auch Geist zu sagen. Es ist vielleicht überraschend, aber es gibt keine eindeutige Definition von Bewusstsein. In verschiedenen Fachrichtungen, aber auch innerhalb der einzelnen Fachrichtun-

gen gibt es unterschiedliche Begriffsbestimmungen. Im Sprachgebrauch überschneidet sich der Begriff Bewusstsein teilweise mit den Bedeutungen von Geist und Seele. Das macht es nicht einfacher. Geist als bewusstes Wahrnehmen kann aber auch als die Fähigkeit eines Organismus, Probleme zu lösen, die in seiner natürlichen oder sozialen Umwelt auftreten, bezeichnet werden. Roth schreibt (Roth, 2010) (S. 1): *Dazu gehören Formen des assoziativen Lernens und der Gedächtnisbildung, Verhaltensflexibilität, innovatives Verhalten sowie Leistungen, die Abstraktion, Begriffsbildung und Einsicht erfordern. All das kann, muss aber nicht von Bewusstsein begleitet sein – auch wir Menschen führen viele kognitive Leistungen ohne oder nur mit begleitendem Bewusstsein aus.*

In dem Standardwerk von Hausmann, Hülsmann, Radek zur Protozoologie (Hausmann et al., 2003) wird die Frage nach assoziativem Lernen bei Protozoen ambivalent gesehen (S. 286): *Time-dependent behavioral changes which at first sight resemble learning in higher organisms have been documented in some protists. ... This behavior has a number of characteristics which have also been described for habituation in higher organisms. On the other hand, the association of a conditioned stimulus with an unconditioned stimulus (associative learning) has never been proven beyond a doubt for protists.*

### Gleichartige Leistungen – gleichartige Empfindungen

Es bleibt die Frage, welche auch nicht endgültig beantwortet werden kann, nämlich ob eine gleichartige Leistung, die ein Mensch nur bewusst vollbringen kann, von einem Tier nicht ebenfalls bewusst vollbracht wird, oder zumindest in einem funktionsäquivalenten Zustand.

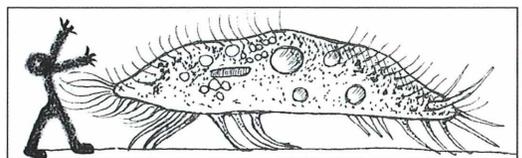


Abb. 3: *Stylonychia mytilus*, von Nachtwey als Muscheltierchen oder Griffelkralle, heute als Waffentierchen bezeichnet, bedroht einen Menschen (aus Nachtwey, 1936; Fotomontage).

Nun noch ein Wort zum Begriff Intelligenz. Wie nicht anders zu erwarten, ist dieser ebenfalls nicht klar definiert und wird oft mit kognitiver Leistungsfähigkeit umschrieben, wobei dann unter Kognition meist die Fähigkeit zur bewussten Wahrnehmung verstanden wird und oft die Bereiche Denken und Fühlen mit umfasst. Aber, um es zu wiederholen, es gibt die verschiedensten Definitionen. Hier möchte ich eine von Cruse et al. aus dem interessanten Buch *Die Entdeckung der Intelligenz – Können Ameisen denken?* (Cruse et al., 1998) (S. 27): *Ein System ist intelligent, wenn es in einer gegebenen und einer sich ändernden Umwelt die Chancen seiner Selbsterhaltung im Vergleich zu seinem aktuellen Zustand verbessern kann.*

### Wenn die Amöbe ein Wal wäre

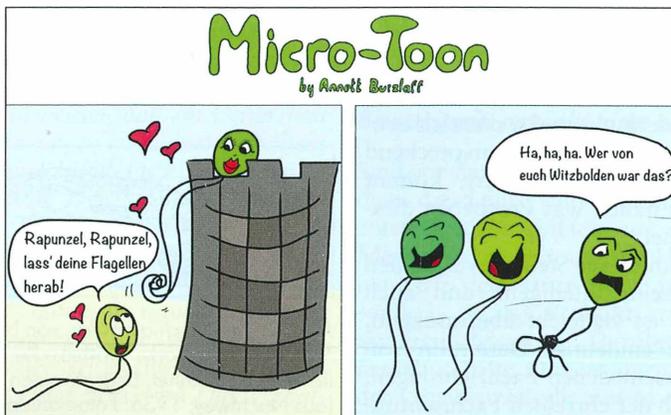
Was kann man nun in Bezug auf die Einzeller aus all dem Gesagten schließen? Vieles und nichts. Ich denke, dass man jemandem, der Einzellern kognitive Leistungen abspricht oder diese zumindest in Frage stellt (Hausmann et al., 2003), und damit auch Geist und Bewusstsein in welcher Form auch immer, zwar widersprechen, diese Anschauung aber derzeit nicht wirklich wissenschaftlich widerlegen kann. Andererseits machen die oben zitierten Aussagen renommierter Forscher nachdenklich. Ich persönlich glaube, dass man vielen Einzellern gezielte Handlungen zugestehen muss. Auch wenn diese Tiere über kein Nervensystem verfügen, schließt das eine Verarbeitung von Signalen mit der gezielten Auswahl aus Alternativen nicht aus, sondern diese liegt sogar nahe, wenn man sich beispielsweise die Berichte von Jennings anschaut. Ich denke, wie Jennings schon sagt, dass

wenn die Protozoen größer wären, so groß wie wir selber, und wir dann ihre Handlungen sähen, und mit denen anderer großer Tiere vergleichen würden, wir viel leichter zu der Aussage kämen, dass hier bewusstes Handeln vorliegt (Abb. 3). In diesem Sinne steckt sicher mehr in der Amöbe und dem Pantoffeltierchen, als wir uns bisher vorgestellt haben. Vielleicht hat es kein Bewusstsein, wie wir gemeinhin Bewusstsein auffassen, und keinen Geist, wie wir Geist verstehen. Aber vielleicht hat der Einzeller eine Art Empfinden oder Erleben und ist in der Lage, kognitive Leistungen zu vollbringen, und das ist extrem spannend für jeden Mikroskopiker und lässt den Blick durch die Optik in einem neuen Licht erscheinen.

### Literaturhinweise

- Berg, H. C.: Motile behavior of bacteria. *Physics Today* 53, 24–29 (2000).
- Cruse, H., Dean, J., Ritter, H.: *Die Entdeckung der Intelligenz oder Können Ameisen denken?* Verlag C. H. Beck, München 1998.
- Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: *Protistology*. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
- Jennings, H. S.: *Das Verhalten der niederen Organismen unter natürlichen und experimentellen Bedingungen*. Verlag B. G. Teubner, Berlin 1910.
- Mayr, E.: *Das ist Evolution*. Goldmann-Verlag, München 2005.
- Nachtwey, R.: *Wunderbare Welt im Wassertropfen*. Verlag F. A. Brockhaus, Leipzig 1936.
- Roth, G.: *Wie einzigartig ist der Mensch? Die lange Evolution der Gehirne und des Geistes*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2010.
- Williams, C.: *A beautiful mind*. *New Scientist*, 11. Juni 2011, 36–39 (2011).

Verfasser: Dr. Stephan Krall,  
Höhenstraße 66, 61476 Kronberg,  
E-Mail: [stephan.krall@t-online.de](mailto:stephan.krall@t-online.de)



# Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild

## Teil 3: Heliozoen und Flagellaten

Sarah-Julia Körner und Klaus Hausmann

**Mit Bezug auf aktuelle Forschungsgebiete haben sich Teil 1 und 2 dieser Artikelreihe mit den Ähnlichkeiten und Unterschieden des Prokaryoten- und Algenwachstums auf anorganischem und organischem Substrat beschäftigt. In diesem Artikel sollen nun die Lebensformtypen der Rhizopoden (Amöben) und Flagellaten behandelt werden.**

**W**ie ein Organismus sich zum Substrat verhält, definiert ihn als Eudo- oder Pseudoperiphyton und wird daher für die determinierten Aufwuchsorganismen im Folgenden genauer ausgeführt. Es sei an dieser Stelle vorweggenommen, dass die Mechanismen der Sessilität und Motilität der gefundenen Aufwuchsorganismen sich auf den Substraten als einheitlich und von diesem unabhängig zeigten.

### Heliozoen

Heliozoen stellten während der Untersuchung die einzigen Vertreter des Lebensformtypus der Rhizopoden dar. Die gefundenen Vertreter der Heliozoen waren ausschließlich vagil. Sowohl *Acanthocystis* als auch *Pterocystis* können sich fortbewegen, indem sich ihre Pseudopodien in Fortbewegungsrichtung krümmen, wodurch eine rollende Bewegung zustande kommt.

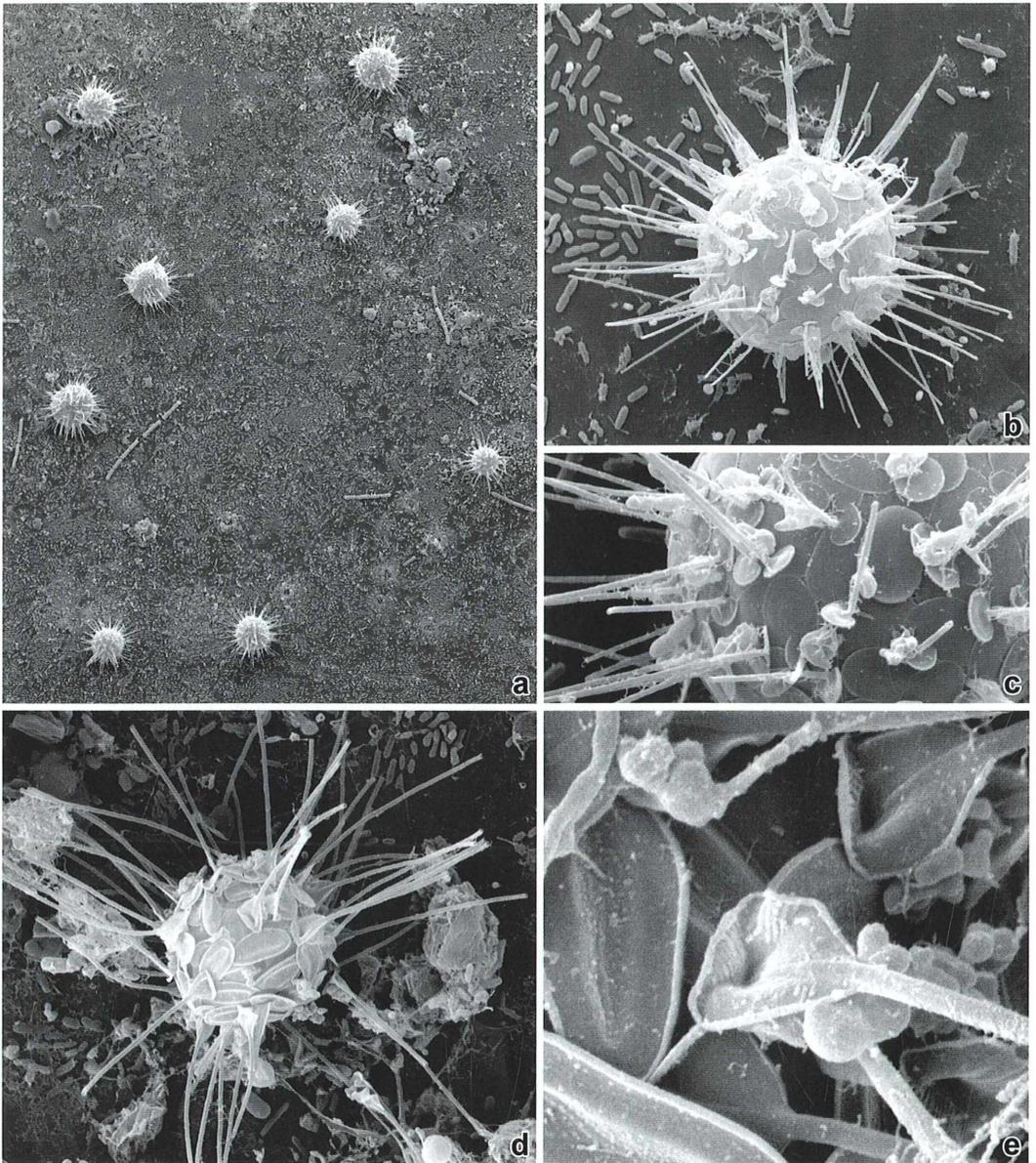
Der Zellkörper von *Acanthocystis* war stets kugelförmig (Abb. 1b). Die Radiärspicula hatten eine runde Basalscheibe mit einem seitlich ansetzenden, geraden, distal schmaler werdenden, glatten Schaft, welcher eine geschlossene Spitze besaß. Die ovalen Tangentialschuppen waren teilweise leicht konkav und bedeckten den Zellkörper mit mehreren Lagen (Abb. 1c). Die Axopodien waren nicht zu sehen. Der Organismus war auf anorganischem Substrat

und den vermodernden Blättern von *Symphoricarpos albus* (Schneebeere) häufig und gleichmäßig verteilt zu finden. Aggregate wie auf Abbildung 1a waren seltener zu sehen.

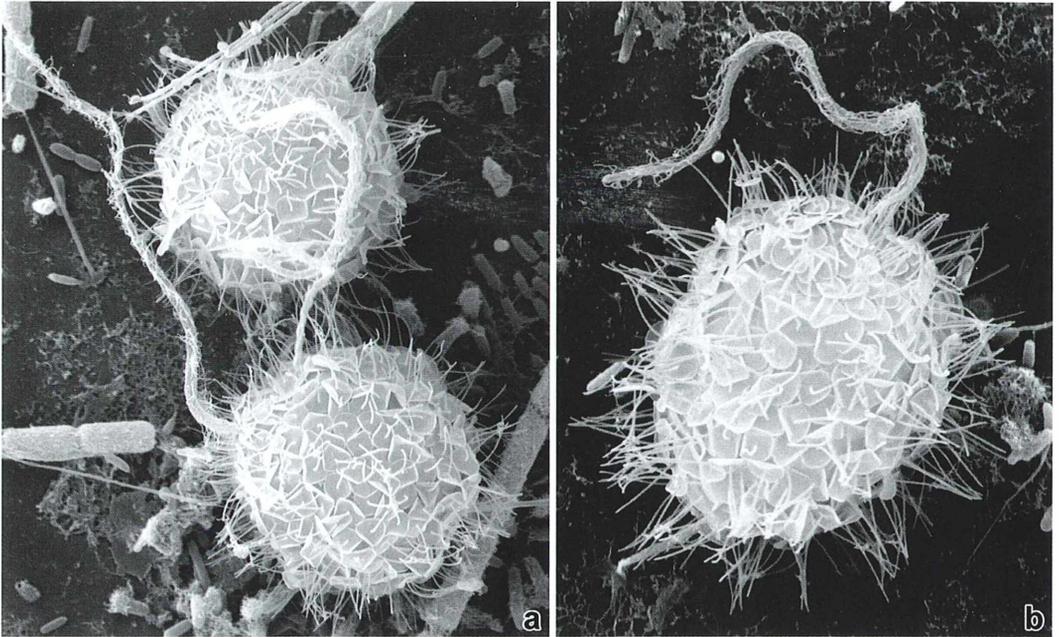
Auch der Zellkörper von *Pterocystis* war kugelförmig (Abb. 1d). Die Tangentialschuppen waren elliptisch mit einer deutlichen zentralen Einsenkung sowie einem verdickten Rand. Sie überdeckten den Zellkörper mit mehreren Lagen (Abb. 1e). Die Radiärspicula besaßen einen glatten, leicht gebogenen, zylinderförmigen, hohlen Schaft und einen dreieckigen Basalteil, welcher durch den proximal leicht nach hinten gebogenen Schaft eine Einsenkung aufwies. An der Basis des Schafts saßen zwei laterale, dreieckige Flügel, die basal verschmolzen und somit eine Lippe bildeten. Sowohl die Flügel als auch die Lippen wiesen parallele Radiärrippen auf (Abb. 1e). Auch bei dieser Gattung waren die Axopodien nicht sichtbar. Der Organismus wurde vereinzelt auf anorganischem Substrat gefunden.

### Flagellaten des Pseudoperiphytons

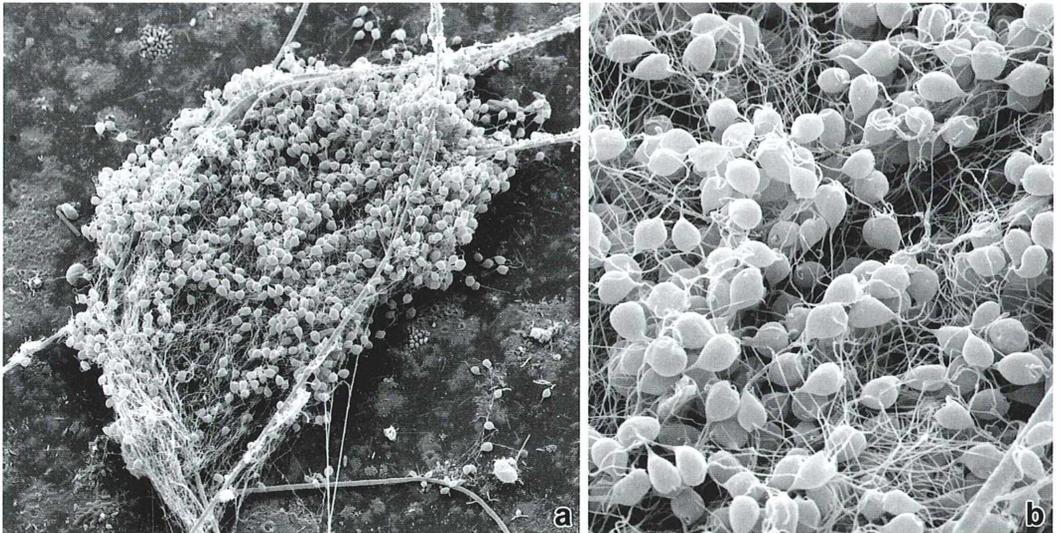
Die Goldalge *Mallomonas* sowie diverse rasterelektronenmikroskopisch nicht präzise bestimmbare, heterokonte Flagellaten des Pseudoperiphytons sind vagil, indem sie sich mit ihrem Flagellum voran durch kontinuierliche, wellenförmige Schläge im Wasser fortbewegen können.



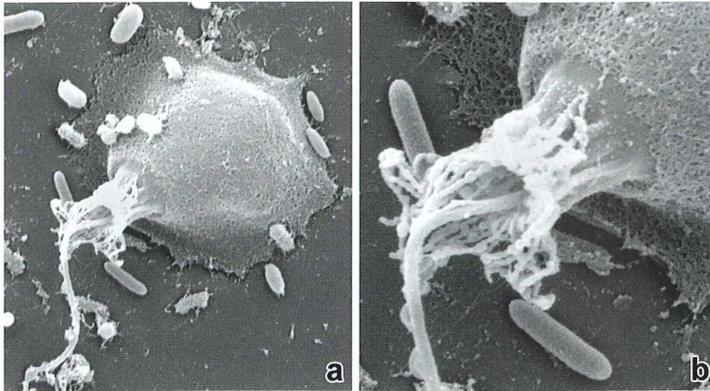
**Abb. 1:** Heliocyten. **a** Aggregat von *Acanthocystis* (Vergr. 650fach). **b** *Acanthocystis* (Vergr. 7.000fach). **c** Radiärspicula und Tangentialschuppen von *Acanthocystis* (Vergr. 14.000fach). **d** *Pterocystis* (Vergr. 4.400fach). **e** Radiärspicula von *Pterocystis* (Vergr. 40.000fach).



**Abb. 2:** Goldalgen. **a** Paarweises Vorkommen von *Mallomonas* (Vergr. 7.300fach). **b** Einzelne *Mallomonas*-Zelle (Vergr. 8.000fach).



**Abb. 3:** Goldalgen. **a** Größere Gruppe von *Monas* in Totalansicht (Vergr. 500fach). **b** Höhere Vergrößerung einer Gruppe von *Monas* (Vergr. 1.800fach).



**Abb. 4:** Kragengeißelflagellaten.  
**a** *Monosiga* (Vergr. 13.400fach).  
**b** Kragen und Sekret auf Körperoberfläche von *Monosiga* (Vergr. 40.000fach).

Der ovale Zellkörper von *Mallomonas* wies mehrere Lagen von rundlichen, leicht konkaven, nadeltragenden Kieselschuppen auf (Abb. 2). Das Flagellum war etwa anderthalb mal so lang wie der Zellkörper und mit Mastigonemen bedeckt (Abb. 2b). Der Organismus trat meist vereinzelt, selten paarweise auf (Abb. 2a) und war, wie auch jegliche unbestimmbaren Flagellaten des Pseudoperiphytons, auf dem anorganischen Substrat und den vermodernden Blättern von *Symphoricarpos albus* und *Tilia* (Linde) zu finden.

### Flagellaten des Euperiphytons

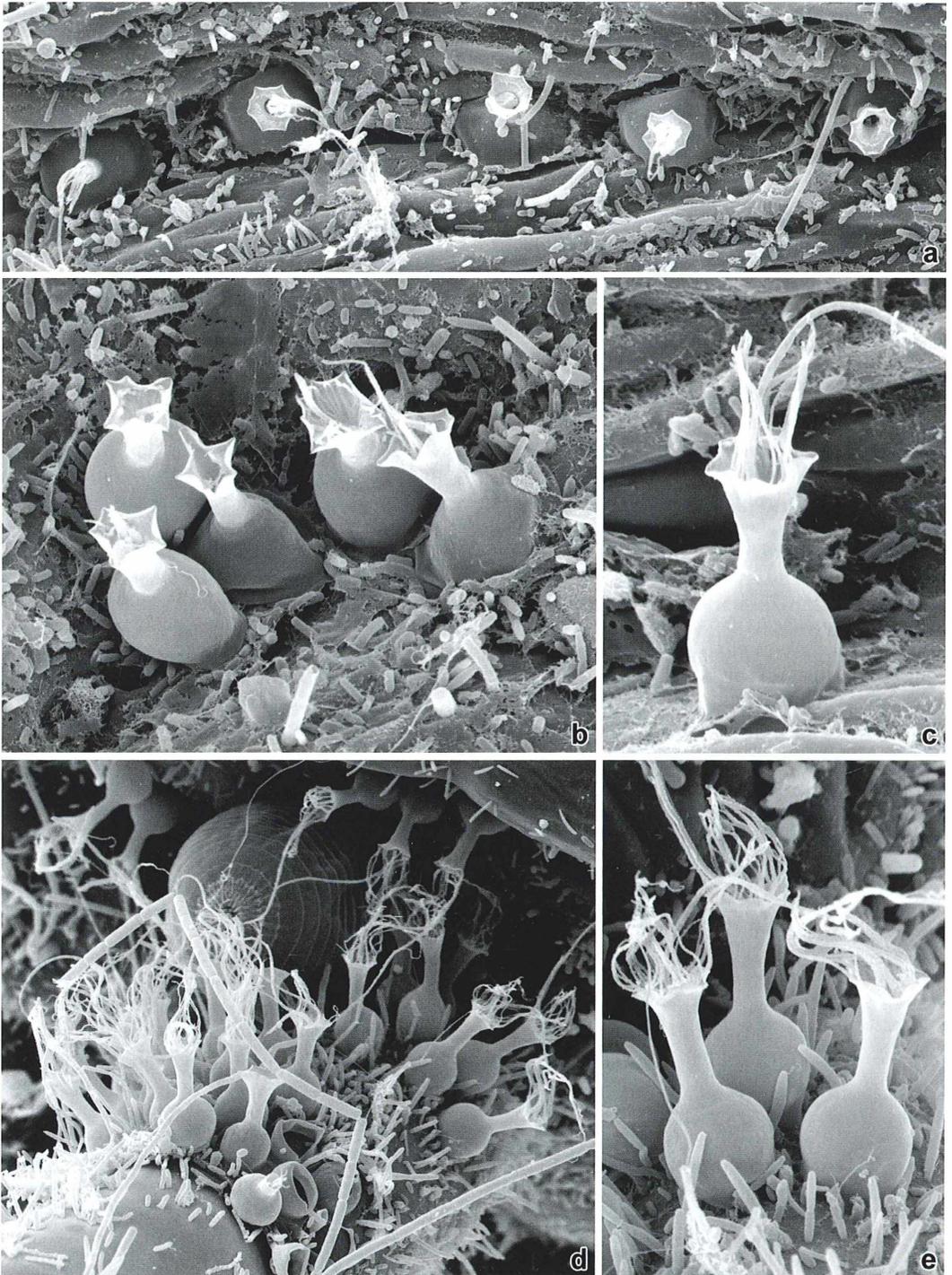
Der kugelige Zellkörper von *Monas* war posterior zu einem langen Faden verlängert (Abb. 3b), mit dem der Organismus stets in größeren Gruppen und ausschließlich auf anorganischem Substrat aufsaß (Abb. 3a).

*Monosiga* hatte als Choanoflagellat einen einfachen Plasmakragen, aus dem ein etwa zweimal körperlänges Flagellum ragte (Abb. 4). Der Zellkörper war rundlich, abgeflacht und ungestielt. Er lag dem Substrat mit der abgeflachten Zellkörperhälfte komplett auf und schien darüber hinaus durch ein Sekret zusätzlich festgeheftet zu sein (Abb. 4b). Der Organismus trat vereinzelt auf anorganischem Substrat auf.

Der Gehäuseflagellat *Salpingoeca* besaß lediglich einen einfachen Kragen sowie ein etwa körperlänges Flagellum, die beide weit aus der

Lorica herausragten (Abb. 5c). Er wurde ausschließlich auf organischem Substrat gefunden und hier sowohl auf den lebenden Blättern der Wasserpflanze *Potamogeton crispus* (Krauses Laichkraut) als auch auf den vermodernden Blättern von *Symphoricarpos albus* und *Tilia*. Auf pflanzlichem Substrat war *Salpingoeca* die mit Abstand am häufigsten vertretene Flagellatengattung und mit mehreren Arten vertreten. Jeglichem Substrat war jedoch gemein, dass ihm der Organismus stets mit seiner ungestielten Lorica aufsaß. Unterschiede zwischen den Arten jener Gattung konnten vor allem an der Morphologie festgemacht werden: Einige saßen mit ihrer Basis dem Substrat breit auf (Abb. 5b), andere mit einem mehr oder weniger spitz ausgezogenen Ende (Abb. 5d). Abgesehen von ihrer Basis hatten jedoch alle gefundenen Vertreter eine ähnlich aufgebaute Lorica, deren Grundform retortenförmig war, mit einem engen Hals, der sich am Ende ausweitete und an dieser Stelle mehr als zweimal so breit war wie die schmalste Stelle des Halses (Abb. 5e). Sie traten selten solitär auf, sondern waren zu meist in großen Gruppen zu finden, welche gelegentlich frei (Abb. 5d), meist jedoch auf halbwegs geschützter Besiedlungsfläche entlang oder gar zwischen den Vertiefungen der Blattnervatur (Abb. 5a) zu finden waren.

Die abschließende Auswertung bezüglich der Substratbesiedlung erfolgt, wie in den vorausgegangenen Artikeln bereits vermerkt, im letzten Teil der Artikelreihe.



**Abb. 5:** Kragengeißelflagellaten *a* *Salpingoeca* zwischen enger Blattnervatur aufsitzend (Vergr. 3.000fach). **b** Zwischen weiter Blattnervatur aufsitzend (Vergr. 9.000fach). **c** Einzelexemplar (Vergr. 12.000fach). **d** und **e** Auf Alge aufsitzend (d Vergr. 4.000fach, e Vergr. 11.000fach).

**Literaturhinweise**

- Dürschmidt, M.: Electron microscopic observations on scales of species of the genus *Acanthocystis* (Centrohelidia, Heliozoa) from Childe, I. Arch. Protistenkd. 129, 55–87 (1985).
- Francé, R. H.: Der Organismus der Craspedomonaden. Kiadja a Kir. M. Természettudományi Társulat, Budapest 1897.
- Jahn, T. L., Bovee, E. C., Jahn, F. F.: How to know the protozoa. McGraw-Hill, Iowa 1978.
- Kent, W. S.: A manual of the infusoria: including a description of all known flagellate, ciliate, and tentaculiferous protozoa, British and foreign, and an account of the organization and affinities of the sponges. Publisher David Bogue, London 1880.
- Kudo, R. R.: Protozoology, 5. edition. Charles C. Thomas Publisher, Illinois 1966.
- Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna Band 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.
- Patterson, D. J., Hedley, S.: Free-living freshwater protozoa. A colour guide. Publisher Wolfe, Bristol 1992.
- Rainer, H.: Urtiere, Protozoa, Wurzelfüßler, Rhizopoda, Sontentierchen, Heliozoa. Systematik und Taxonomie, Biologie, Verbreitung und Ökologie der Arten der Erde. In: Dahl, M., Peus, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile nach ihren Merkmalen und nach ihrer Lebensweise. 56. Teil. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1968.
- Schneider, H., Kremer, B. P., Hausmann, K.: Aquatische Kleinsttiertiergärten. Aufwuchsbiotopnosen als autökologisches Kuriositätenkabinett. Biologie in unserer Zeit 26, 173–178 (1996).
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers – Ein Bestimmungsbuch, 10. Auflage. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2006.
- Vørs, N.: Heterotrophic amoebae, flagellates and Heliozoa from the Tvärminne area, Gulf of Finland, in 1988–1990. In: Muus, K. (ed.): Ophelia. Int. J. Mar. Biol. Ophelia Publications, Helsingør, 1992.

*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

**Nachricht****Hiddensee-Exkursion  
der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft 2012**

Seit 2006 hat die BMG die Gelegenheit, im Herbst eine Wochen-Exkursion zur schönen Ostsee-Insel Hiddensee zu machen. Auch dieses Jahr können wir dort eine Woche lang weitgehend unberührte Natur genießen, Proben aus artenreichen limnischen und salinen Gewässer nehmen und gemeinsam schöne Tage in der Biologischen Station Hiddensee erleben.

Die Biologische Station hat als Unterkunft einfache, aber saubere Bungalows, die im Doppelzimmer-Modus belegt werden können. Für das Frühstück wird in der Gruppe eingekauft, im Küchenbungalow steht uns ein gemütlicher Raum mit Kühlschrank und Küche zur Verfügung. Für die Mittagsverpflegung kann sich jeder nach Bedarf Lunchpakete machen, abends nutzen wir die Inselgastronomie.

Die Stationsbesatzung ist jeweils so nett, für uns Rähmchen mit Objektträgern im Bodden auszuhän-

gen. So können wir bequem jungen Aufwuchs beobachten. Wir erkunden die Insel mit dem Fahrrad, nehmen Proben in kleinen Süßwasserteichen und im Bodden und haben Gelegenheit, mit einem Schlauchboot der Station Proben aus den Seegraswiesen zu holen.

Wir haben die Woche 6.–13.10.2012 vormerken lassen. Die Kapazitäten sind sehr begrenzt, wir haben 15 Plätze zur Verfügung gestellt bekommen. Die Struktur der Unterkünfte macht es nötig, dass wir aufgedoppelt unterkommen. Es ist also etwas Camperherz nötig.

Die Kursgebühr incl. Übernachtung und Leihfahrrad beträgt 160,-€.

Interessenten melden sich bitte bei Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, 24111 Kiel, oder via E-Mail: [wolfgang.bettighofer@gmx.de](mailto:wolfgang.bettighofer@gmx.de).

# Mikroorganismen im Nektar von Blüten? – Nachgehakt

Erich Lühje

In einer „Kurzen Mitteilung“ berichtete kürzlich Eberhard Schnepf über eine Arbeit von Herrera und Pozo (2010) zum Vorkommen von Hefezellen im Nektar der Stinkenden Nieswurz (*Helleborus foetidus*). Deren Gärungswärme lasse Wärme entstehen und locke damit Hummeln als wichtigste Bestäuber an (Schnepf, 2012).

**D**er Zufall wollte es, dass ich am Gartenzaun meines Nachbarn eine Pflanze dieser Art entdeckte. Was lag also näher, als durch „Nektarraub in einem minder schweren Falle“ nach dieser Hefe in den *Helleborus*-Blüten zu suchen? Erste Feststellung: Die humpenförmigen Honigblätter enthielten je nach Alter der Blüte unterschiedliche Mengen an Nektar. Den jeweiligen Pegelstand konnte ich durch Injektion von Safranin sichtbar machen und dokumentieren (Abb. 1).

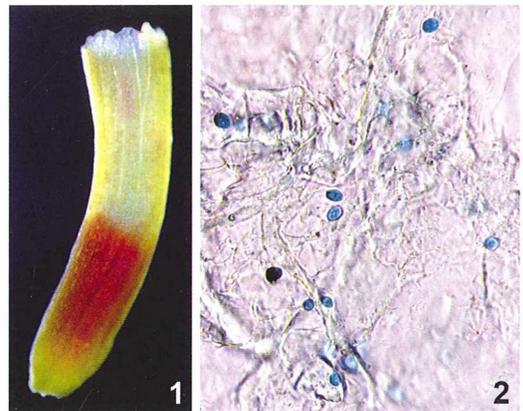
## Pilzmycelien-Fund

Von einem der Nektarblätter fertigte ich nunmehr ein Quetschpräparat an – und wurde sogleich fündig. Deutlich durchzogen Pilzhyphen das Randgewebe des Behälters. Allerdings, so wurde mir alsbald klar, konnte es sich dabei nicht um die fraglichen Hefezellen handeln, denn das sind bekanntlich einzellige Pilze, bei denen ein Myzel nicht auftritt.

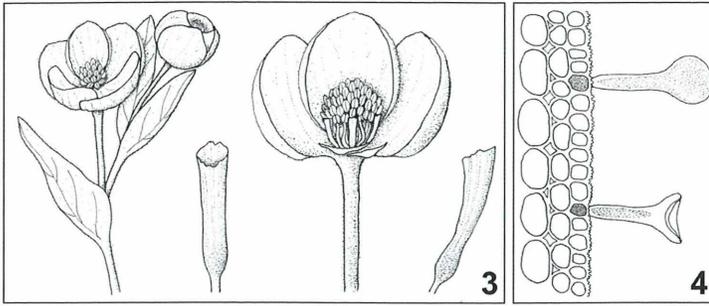
Ich teilte weitere Honigblätter der Länge nach mit der Rasierklinge auf dem Objektträger, verstrich den austretenden Nektar und färbte ihn mit einer dünnen Methylenblau-Lösung. Etliche Male blieb die Suche erfolglos. Von einem regelmäßigen Vorkommen konnte bei den Blüten aus Nachbars Garten also nicht die Rede sein. Schließlich konnte ich am 9. März 2012 notieren: Hefe in *Helleborus foetidus*-Nektar gefunden (leichte Methylenblau-Färbung). Ältere, gereifte Blüte ohne erkennbaren Nektar; Gewebe vom Grund des Honigblattes gequetscht. Messungen der Hefezellen (mit Öl-immersion 100× und Vergrößerungswechsler

1,5×) ergeben: Länge circa 6–8 µm, Breite circa 5 µm. Es waren freilich nur wenige Hefezellen, welche dieses eine Quetschpräparat enthielt (Abb. 2). Und es sollte der einzige Fund bleiben. Weitere Beprobungen von Blüten der Stinkenden Nieswurz im Nachbargarten beziehungsweise aus einer öffentlichen Gartenanlage in Kiel sowie von einer violetten Form im Hausgarten fielen negativ aus.

Inzwischen hatte ich auch Hans Brogmus (Bielefeld) über den Stand der Dinge informiert. Er skizzierte Blüten und Nektarblätter (Abb. 3) sowie ein auffälliges Detail. Wenn man *Helleborus foetidus* unter der Stereolupe betrachtet, fällt ein griesiger Pelz von kleinen Haaren auf, besonders an den Stängeln (Abb. 4). Einen Be-



**Abb. 1:** Honigblatt von *Helleborus foetidus*; Nektar durch Safranin-Injektion angefärbt. Vergr. ca. 1,4fach. – **Abb. 2:** Hefezellen im Nektar von *Helleborus foetidus*; Quetschpräparat; Methylenblau-Färbung. Vergr. ca. 430fach.



**Abb. 3:** *Helleborus foetidus*: Zwei unterschiedlich geöffnete Blüten; Blick in eine Blüte mit (ca. 35) Antheren und drei (von sieben) Honigblättern; Honigblatt von vorn und von der Seite; Länge 4 Millimeter. Zwei Kelchblätter wurden für die Darstellung entfernt. – **Abb. 4:** Zwei Drüsenhaare am Stängel von *Helleborus foetidus* (Querschnitt). Länge des intakten Haares 0,1 Millimeter (Zeichnungen von Hans Brogmus, Bielefeld).

satz dieser Dichte fand ich bei Stichproben von anderen Christrosenarten nicht. Auch Hans Brogmus suchte bei Exemplaren von *H. foetidus* und einer violetten Gartenform (*Helleborus* × *hybridus*) auf die beschriebene Weise nach Hefezellen – ebenfalls ohne Erfolg.

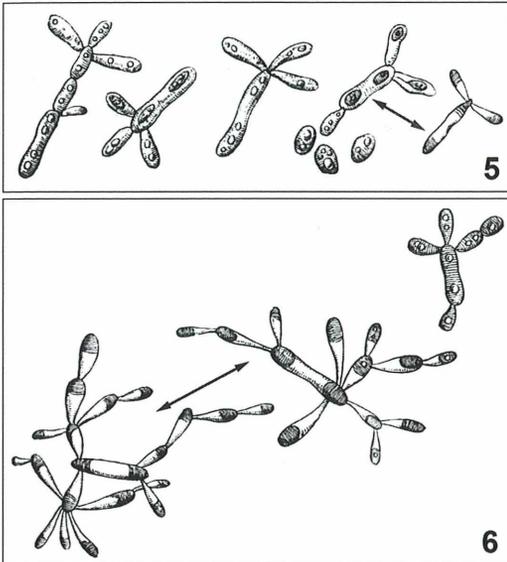
Als Bestäubung einer Strategie, durch partielle Nektarvergärung und Temperaturerhöhung (2–4 °C wärmer als die Umgebung) Bestäuber anzulocken, eignen sich unsere Kiel-Bielefelder Befunde also nicht. Für ein Weibchen der hummelähnlichen Pelzbiene (*Anthophora plumipes* = *A. acervorum*), welches ich am 12. April 2012 beim Blütenbesuch an *Helleborus foetidus* im Nachbargarten beobachten konnte, spielte nach meiner Einschätzung eine gärungsbedingte Wärmeabstrahlung keine Rolle. Damit war das langrüsselige Insekt allerdings auch des Verdachts enthoben, sein bienenfleißiger Sammelflug sei nur ein verkappter Kneipenbummel.

### Hefepilzfunde schon vor 100 Jahren

Indes möchte ich das negative Resultat dieser recht kleinen Blütenlese nicht überbewerten, umso weniger, als bereits vor 100 Jahren im MIKROKOSMOS von Hefepilzen im Nektar berichtet wurde (Stoltz, 1911/12): *Als ich Mitte Juni 1890 die Honigtropfen in den Blüten einiger Phanerogamen auf vorhandene Zuckerkristalle untersuchte, fielen mir immer wiederkehrende Sproßpilzbildungen in diesen durch ihre absonderliche charakteristische kreuzförmige Gestalt, durch die Regelmäßigkeit des Vorkommens, sowie durch die Menge auf, in denen sie nicht selten vorhanden waren,*

*schrieb der Professor aus Dortmund. Abbildung 5 zeigt Pilze aus den Blüten von Delphinium in Form einfacher Kreuze, oft ohne Kopfteil, mit mehr oder weniger aus der Horizontalen gehobenen Armen. Um in verschiedenen Blüten nach den Sproßspitzen zu suchen, wurden von Stoltz die Teile der Blüte, in denen die Honigtropfen sich befanden oder befunden hatten, mit einem Tröpfchen destillierten Wassers ausgespült. Fündig wurde der Autor bei Delphinium, Stachys, Linaria, Symphytum, Trifolium, Aconitum, Lamium, Echium, Monotropa, Tropaeolum und Knautia in den verschiedensten Teilen Deutschlands von der See wie aus den Bergen. Stoltz schreibt: Allerdings waren sie nicht gleich häufig vorhanden, auch nicht in den Blüten einer Pflanze, und sie schienen in den noch verschlossenen Knospen gänzlich zu fehlen, wie ich auch in dem am Schlunde aufgebissenen Blüten keine Kreuzform, wohl aber Hefezellen finden konnte. In manchen Blüten waren so viele, daß der ausspülende Tropfen ganz trüb auf dem Objektträger lag. Die meisten und schönsten Sproßspitzen fand Stoltz in Stachys, Aconitum und auch in Knautia.*

Gegen Mitte Oktober nahm die Menge der Pilze in den von ihm untersuchten Pflanzen erheblich ab: *So fand ich in sechs guten Blüten von Lamium nichts mehr, während sonst in jeder Blüte Pilze vorkamen* (vgl. Abb. 6), *und bei etwa 100 untersuchten Linariablüten mit meist noch viel Nektar fanden sich nur in wenigen noch geringe Sproßverbände vor. In den meisten war nichts mehr und nur eine ältere Blüte wies noch eine größere Zahl von Sproßpilzen auf.*



**Abb. 5:** Pilze aus *Delphinium*; mit Jodjodkalium behandelt (Doppelspitzenpfeil rechts) – **Abb. 6:** Pilze aus *Lamium album*; mit Jodjodkalium behandelt (Doppelspitzenpfeil links). Vergr. 560× (aus Stoltz, 1911/12).

Mit Blick auf seine Erfahrungen mit Knospen und aufgebissenen Blüten erwägt Stoltz, daß der Insektenbesuch mit dem Erscheinen der Pilze in einem gewissen Zusammenhang steht.

Noch manche Fragen muss er offenlassen, unter anderem die folgenden: *Welcher Art gehören diese Sproßpilze an? An welchen Pflanzenteilen überhaupt finden sich solche Pilze, oder ähnliche Sproßpilze, wie etwa die Hefearten? – Sind Insekten die Verbreiter und finden sich in ihren Rüsseln etwa solche Pilze? – Kommen die Pilze auch im Bienenhonig vor?* Die mögliche Bedeutung der Gärungswärme für die Anlockung von Bestäubern zieht Stoltz nicht in Betracht. Man wird ihm gerne zustimmen, wenn er feststellt: *... dennoch bleibt noch das meiste zu tun, und so liegt hier für den Liebhaber mikrobiologischer Untersuchungen ein weites Feld gewiß erwünschter und sicherlich interessanter Arbeit vor (...).*

#### Literaturhinweise

- Herrera, C. M., Pozo, M. I.: Nectar yeasts warm the flowers of a winter-blooming plant. *Proc. R. Soc. B.* 277, 1827–1834 (2010).  
 Schnepf, E.: Mikroorganismen im Nektar von Blüten? *Mikrokosmos* 101, 109 (2012) („Kurze Mitteilung“ mit weiteren Literaturhinweisen).  
 Stoltz, K.: Sproßpilze im Nektar der Blüten. *Mikrokosmos* 5, 202–206 (1911/12).

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

## Mikro-Lyrik

### Vom Gott der Amöben und dem Schiff der Visionen

Wilhelm Foissner

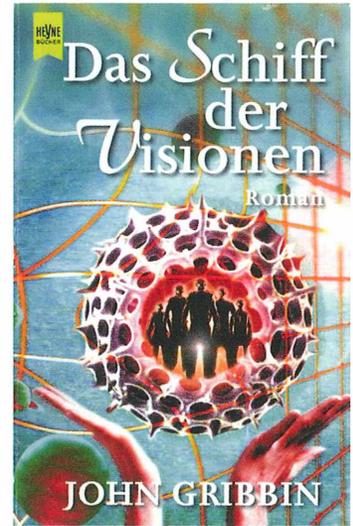
**In einem früheren Beitrag habe ich über protistologische Kuriosa aus der Welt der Kunst berichtet (Foissner, 2012). Es gibt sie aber auch in der populärwissenschaftlichen und unterhaltenden Literatur. Vom Gott der Amöben hat mir Prof. Dr. Hans Adam, mein Dissertationsbetreuer, berichtet, während ich das Schiff der Visionen auf einem Flohmarkt fand.**

*Vom Gott der Amöben*, diesen außergewöhnlichen Titel gab Prof. Dr. Hermann Schüller seinem naturphilosophischen Buch, das im Jahr 1951 im Paul List Verlag erschien und das antiquarisch auch heute noch erhältlich ist (Abb. 1). Der Titel stammt aber nicht von Schüller, son-

dern hat eine ganz andere Herkunft. Der Hamburger Biologe Arthur Arndt, der schon mit 17 Jahren seine erste naturwissenschaftliche Arbeit veröffentlichte, hatte in einem Zeitrafferfilm den Lebenszyklus von *Dictyostela* (Protista, Acrasea) festgehalten. Als ihn Schüller nach den Ursachen



**Abb. 1:**  
Titelseite von  
Hermann  
Schüllers Buch  
*Vom Gott der  
Amöben.*



**Abb. 2:** Titel-  
seite von John  
Gribbins Ro-  
man *Das Schiff  
der Visionen* mit  
Radiolarien-  
Raumschiff.

des seltsamen Geschehens fragte, zuckte Arndt nur leicht die Achsel und meinte: *Der Gott der Amöben!* Welch seltsame Antwort! Arndt hatte sie von Jakob von Uexküll übernommen, einem bedeutenden Biologen und Naturphilosophen der fünfziger Jahre, der von Arndts Film so begeistert war, dass er ihn vielen Kollegen vorführte. Einmal wollte ein Zuschauer wissen: *Wer hat denn den Amöben den Befehl gegeben, plötzlich loszumarschieren und einen Pilzfaden zu machen?* *Der Gott der Amöben* antwortete von Uexküll (von Uexküll, 1964).

Schüller verwendet *Dictyostela* als Beispiel für die Harmonie, Zweckmäßigkeit und Zielstrebigkeit der Natur. In weiteren Kapiteln macht uns Schüller mit seiner Sicht zu folgenden Themen vertraut: Ist die Welt ein Uhrwerk? Steuern Organismus; Kosmos Atom, eine philosophische Vision; zwischen Tod und Leben; der Mensch als Ziel der Forschung. Alles in allem: Ein interessantes, 248seitiges Buch. Leider ist über die Vita von H. Schüller in den gängigen gedruckten und elektronischen Nachschlagewerken nichts zu finden.

Das zweite bemerkenswerte Buch ist ein Science Fiction Roman, der im Jahr 2001 im Heyne Verlag erschienen ist: *Das Schiff der Visionen*. Der englische Autor Dr. John Gribbin hat sich mit seinen phantastischen Geschichten einen guten Namen gemacht. Das Cover des Taschenbuchs zielt eine Radiolarie der Gattung *Thecosphaera*, die der Verlag beziehungsweise die Redaktion einer Bilddatei ent-

nommen hat. Im Inneren der Radiolarie befinden sich Menschen (Abb. 2). Gibbin erzählt in dem 192seitigen, spannenden Roman, wie die Menschen in diese „Hohlwelt“ hineingekommen sind und wie sie darin leben. Erst im letzten Viertel des Romans erfährt man, dass die Radiolarie ein riesiges Raumschiff symbolisiert, dessen Bewohner vergessen haben, wo sie sich befinden und von woher sie kommen. Das Schiff und die Entwicklung seiner Passagiere werden von einem Elektronengehirn gesteuert und beschützt.

Nach viertausenddreihundertzweiundneunzig Jahren erreicht das Schiff einen bewohnbaren Planeten und die Passagiere werden über ihr Schicksal aufgeklärt: *Die Sonne der Erde wurde instabil. Deshalb wurde ein riesiges Generationenschiff gebaut. Damit die Passagiere das neue, einfachere Leben und die voraussichtlich lange Flugzeit ertragen können, wurde ihr Gedächtnis gelöscht.*

#### Literaturhinweise

Foissner, W.: Ein Ciliat als Altarbild und Protisten in der Oper. *Mikrokosmos* 101, 82–84 (2012).  
von Uexküll, G.: Jakob von Uexküll, seine Welt und seine Umwelt. Christian Wegner Verlag, Hamburg 1964.

*Verfasser:*  
Univ.-Prof. Dr. Wilhelm Foissner,  
FB Organismische Biologie,  
Universität Salzburg,  
Hellbrunnerstraße 34,  
A-5020 Salzburg, Österreich,  
E-Mail:  
[Wilhelm.Foissner@sbg.ac.at](mailto:Wilhelm.Foissner@sbg.ac.at)

# Aufbereiten von Mikrotom-Messern

## Teil 1: Grundsätzliches

Gerhard Zimmert

Nach einiger Zeit des Schneidens mit dem Handzylindermikrotom, zuerst mit einem klassischen Rasiermesser und dann mit dem SHK-Einmalklingenhalter, musste ich erkennen, dass für das Anfertigen von idealen Schnitten für die hochwertige Fotografie (meiner eigentlichen Domäne als Naturfotograf) kein Weg an einem klassischen Mikrotom (Standgerät) herumführt. Es ist für mich entscheidend, Schnitte in definierter Stärke (zwischen 0,015 und 0,050 mm) ohne Risse für die unterschiedlichen Beleuchtungsverfahren zu erzeugen, und dafür ist entsprechender Aufwand notwendig. In meiner Beschreibung verfolge ich exakt dieses Ziel.

**W**enn Sie Ihre persönlichen Ziele und Ansprüche beim Lesen des Textes im Auge behalten, können Sie möglicherweise an der einen oder anderen Stelle Abstriche im Aufwand machen. Beispielsweise ist es für das Bestimmen von Holz nicht entscheidend, einen rissfreien, konstant dicken Schnitt von 0,015 mm zu erzeugen, Sie benötigen ihn aber zum Beispiel, wenn Sie in optimaler Qualität in der UV-Anregung fotografieren müssen.

### Auswahl des richtigen Messers

Nachdem ich meine Pflanzenschnitte anfangs mit den Einmalklingen am SHK-Einmalklingenhalter anfertigte, stand ich im Dezember 2010 vor dem Problem, meine gebrauchte gekaufte Mikrotom-Messer für das Schneiden von Pflanzenmaterial aufbereiten zu müssen. Die ersten vier Mikrotom-Messer kaufte ich gemeinsam mit einem Leitz Grundschlitten-Mikrotom bei eBay, und ein befreundeter Mikroskopiker hat mir diese Messer schleifen lassen.

Zum damaligen Zeitpunkt wusste ich relativ wenig über das Thema, noch ahnte ich, welche Ausmaße es annehmen würde. Für einen Neuling ist es nicht einfach, an die „richtigen“ Informationen zu gelangen und diese Informationen dann so umzusetzen, dass die Messer einsetzbar werden. Diese Erfahrung ist ein Grund, warum ich nun einen Artikel schreibe. Ich möchte meine Erkenntnisse und meine mir angeeignete Arbeitsweise auch anderen Mikroskopikern zur Verfügung stellen und mich gleichzeitig bei all jenen bedanken, die mich am Weg zu scharfen Messern unterstützt haben.

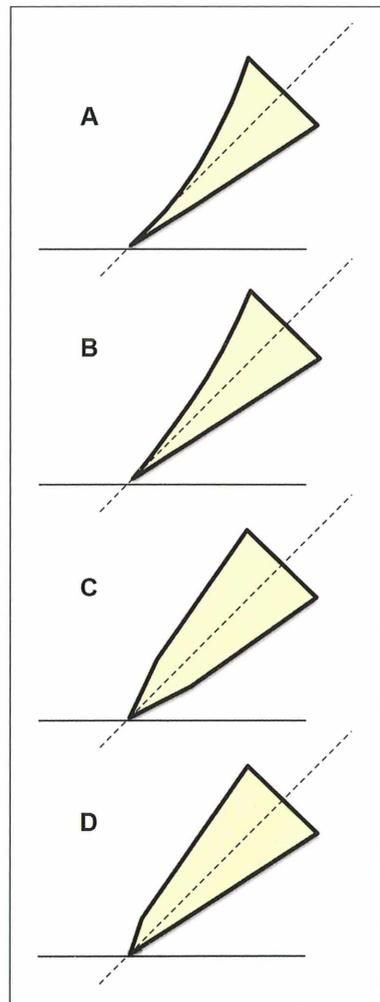


Abb. 1: Die vier unterschiedlichen Mikrotom-Messertypen: A – D.

Zur Zeit setze ich 40 Mikrotom-Messer auf drei unterschiedlichen Mikrotomen (Jung HN-40, Leitz Grundschlitten-Mikrotom 1400 und Reichert-Jung Histocut 820 II) ein. Es sind Messer der Typen A, B, C und D mit Längen von 12 bis 30 cm und unterschiedlicher Hersteller wie z. B. Aescular, Jung, Leitz, Reichert und Satorius. Wenn Sie sich jetzt fragen, was ich mit diesen vielen Messern mache, hier kurz meine Gedanken dazu:

- Das zum Einsatz kommende Mikrotom-Messer sollte so kurz wie möglich aber so lang wie notwendig sein. Je kürzer das Messer, desto geringer der Zeitaufwand bei der Aufbereitung und nebenbei sinkt das Verletzungsrisiko.
- Bei der Aufbereitung der Messer versuche ich parallel mehrere gleiche Messertypen zu bearbeiten, das spart Diamantpaste und Rüstzeiten.
- Beim Schneiden nützen sich die Messer rasch ab. Man kann zwar die Messer z. B. bei Paraffinschnitten in der Halterung verschieben, um einen anderen Bereich der Messerschneide zu verwenden, aber bei ziehenden Pflanzenschnitten, wo über die gesamte Schneide gearbeitet wird, ist das nicht möglich. Wenn ich zwei Stunden lang nichteingebettetes Pflanzenmaterial schneide, brauche ich zwischen vier und sechs gleiche Messer, um im optimalen Schärfbereich zu bleiben.

### Die unterschiedlichen Messer/Messertypen

Wie in Abbildung 1 zu sehen ist, gibt – besser gab es – vier unterschiedliche Messertypen. Diese sind mit den Buchstaben A, B, C und D markiert. Leider kann man heute nur noch die Typen C und D als Neuware kaufen, was bei der Anfertigung von Paraffin- und Pflanzenschnitten ein echter Nachteil ist, aber dazu später mehr.

Die A- und B-Messer haben einen einseitig konkaven Schliff und ähneln damit dem klassischen Rasiermesser. Leitz bezeichnet in seiner Broschüre von 1983 die A-Messer als „strongly planoconcave“ und die B-Messer als „slightly planoconcave“. Das A-Messer ist also – richtige Aufbereitung vorausgesetzt – das schärfste Messer, da es die dünnste Schneide hat, der „cutting angle“ ist am kleinsten. Aber, kein Vorteil ohne Nachteil, denn dadurch ist es

natürlich am empfindlichsten gegen Beschädigung. Das B-Messer ist schon einfacher zu handhaben, da nicht so empfindlich, der „cutting angle“ ist größer, der konkave Einschliff geringer.

Das C-Messer gilt als das Universalmesser und hat einen symmetrischen, keilförmigen Aufbau (Abb. 2). Der „lower“ und „upper stropping angle“ sind bei der Auslieferung gleich groß. Sie können bei der Aufbereitung natürlich nach Belieben von der Symmetrie abweichen, um die Messerschneide für Ihren Anwendungsfall zu optimieren.

Das D-Messer, in Fachkreisen auch aufgrund seiner Schliffform als Hobelmesser bezeichnet, dient zum Schneiden von harten Objekten. Der keilförmige Aufbau der Schneide hat natürlich auch Nachteile, denn die Schneide ist relativ stumpf, und beim Schneiden drohen die Schnitte leicht auszureißen.

Achtung: Die Typen C und D gibt es auch mit speziellen Hartmetallschneiden, die wegen ihrer Härte nur vom Hersteller aufbereiten werden können und nicht mit der von mir unten beschriebenen Technik.

Die vier Messer-Typen gibt es – wie schon beschrieben – in unterschiedlichen Längen und so stand ich am Anfang vor dem Rätsel, für welche Anwendung welche Messerlänge gedacht sei. Als Neuware kann man die folgenden Längen kaufen: 12, 16, 18,5, 22, 25 und 30 cm (Bezugsquelle hierfür ist Leica Mikrosysteme). Ich besitze aber auch andere Längen; einige meiner Messer haben 24 cm Länge.

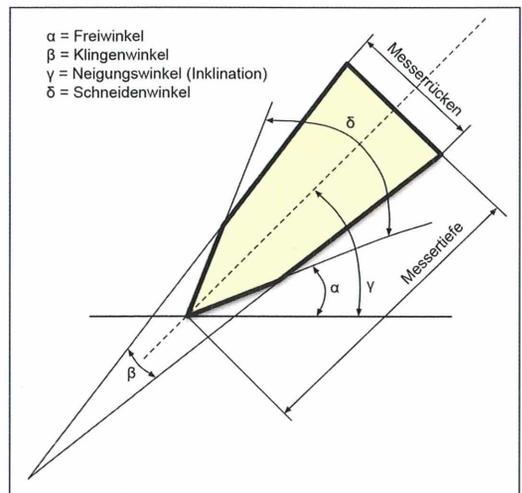


Abb. 2: C-Messer Seitenansicht.

## Die Abziehhülsen, ihr Sinn und ihre Notwendigkeit

Da es nicht möglich ist, das Mikrotom-Messer mit der freien Hand in gleich bleibendem Winkel über das Schleif-/Abziehmedium zu bewegen, zumindest ich habe bei meinen Versuchen so immer eine abgerundete Schneide produziert und damit die Schärfe zerstört, ist der Einsatz von Hilfsmitteln zur exakten Positionierung des Messers erforderlich. Derartige Hilfsmittel nennt man Abziehhülsen, und ich kenne in der Zwischenzeit vier unterschiedliche Typen (Abb. 3).

Mit viel Glück kann man Abziehhülsen für C-Messer noch als Neuware kaufen. In den USA werden Mikrotom-Messer im Set inklusive Griff, Abziehhülse und Box angeboten. Die vierte Variante ist eine Eigenkonstruktion, aus der Not entstanden, da ich anfänglich keine Bezugsquelle für Abziehhülsen finden konnte, und auch die Mikroskopiker in meinem Bekanntenkreis kannten damals keine andere Bezugsquelle (außer eBay). Desweiteren gibt es für die älteren Abmessungen der Messerrücken keine passenden Abziehhülsen zu kaufen, und in den seltensten Fällen wird die passende Abziehhülse mitverkauft.

Durch die Auseinandersetzung mit den Eigenbau-Abziehhülsen habe ich aber viel über Ab-

ziehhülsen und Mikrotom-Messer gelernt und konnte dabei auf Wissen aus meiner Lehrzeit zurückgreifen. Damals wählte ich das Bearbeiten von Werkzeugschneiden unter mehreren 10-wöchigen Themenblöcken aus, nichtahnend, dass ich das damals lästige Thema nach über 30 Jahren noch einmal brauchen würde können. Jetzt allerdings mit deutlich mehr Freude.

## Das Schleifen eines Mikrotom-Messers

Für das Schleifen von Mikrotom-Messern gibt es mehrere Wege, die zum Ziel führen:

- Der einfachste ist, die Messer an Leica Mikrosysteme zum Schleifen zu schicken. Abhängig von der Messerlänge kostet das zwischen 30 und 50 Euro exklusive Mehrwertsteuer und Versand. Sie müssen selbstständig sein und eine Kundennummer besitzen, und es gibt einen Mindestbestellwert pro Auftrag von 200 Euro. Die Messer kommen in einem sehr guten Zustand wieder zurück. In Österreich dauert es aber zwischen drei und vier Wochen bis man sie wieder in Händen hat.
- Die zweite Möglichkeit ist, sich eine spezielle Plattenschleifmaschine für Mikrotom-Messer anzuschaffen. Diese hat zwei Vorteile: Die Messer sind schnell wieder einsetzbar,

**Abb. 3:** Die Abziehhülse für die einseitige Bearbeitung des D-Messers. Sie erkennen diese Art von Abziehhülse auf einen Blick durch den Steg, über den sich der Schneiden-Winkel ergibt.

Die zweite Abziehhülseart ist für C-Messer mit abgerundetem Messerrücken.

Die dritte Abziehhülse ist für A-, B- oder C-Messer mit eckigem Messerrücken geeignet und in mehreren Längen (12, 16 und 22 cm) noch neu zu erwerben (bei Leica Mikrosysteme).

Die vierte Variante ist eine Eigenkonstruktion (von links nach rechts).



und der Winkel kann individuell an die Abziehhülse angepasst werden. Letzterer ist entscheidend – diese Möglichkeit bietet z. B. Leica Mikrosysteme nicht.

- Eine weitere Möglichkeit sind die japanischen Schleifsteine (Abb. 4) für die Handarbeit, mit dem Nachteil, dass sich die Abziehhülsen schneller abnützen, dafür sind die Messer wieder rascher einsatzbereit und sie brauchen weniger Platz als die Plattenschleifmaschine. Das Schleifen mit der Hand hat aber noch einen zusätzlichen Effekt – Stressabbau. Ich mache mich an die Arbeit, wenn ich unter Druck stehe. Es ist eine langwierige, meditative Tätigkeit, ein Messer mit Scharten wieder auf Vordermann zu bringen. Ich höre dabei Musik und schleife und schleife, bis die völlige Entspannung eintritt. Schleifsteine werden von unterschiedlichen Herstellern und Materialien (Natur- oder Kunststein) angeboten.
- Und dann gibt es noch die Möglichkeit, auf der Glasplatte mit Schleifgranulat oder Diamantpaste das Schleifen zu absolvieren; das ist die zeitaufwändigste Technik. Sie ist aber weniger risikobehaftet als die Bearbeitung auf den Schleifsteinen, weil man viel länger braucht, um einen Spanabtrag am gehärteten Messer zu produzieren und „verschleifen“ damit nur sehr schwer möglich ist.

Ich bediene mich nicht aller beschriebenen Optionen. Aus Platzgründen besitze ich keine Plattenschleifmaschine (die Stellfläche, um auch die 30 cm langen Messer schleifen zu können, liegt bei ca. 80 × 80 cm), sondern ich setze meist eine Mischung aus Schleifsteinen und Glasplatte ein.

Aber die wirklich gute Nachricht an dieser Stelle ist, geschliffen werden Mikrotom-Messer nicht oft. Das gilt natürlich nur, wenn die Messer pfleglich behandelt werden, und Sie müssen für jedes Mikrotom-Messer eine eigene Abziehhülse besitzen, die immer exakt gleich am Messer montiert werden muss, bevor Sie mit der Aufbereitung beginnen.

Leider bewegt man sich bei der Messerauswahl ständig im Grenzbereich zwischen möglichst scharfem Messertyp und der Härte des zu schneidenden Objekts. Eigentlich würde ich ja gerne alles mit dem A-Messer schneiden, wenn es nicht die empfindlichste Schneide hätte. Einige Pflanzen haben z. B. Kristalleinschlüsse (Kirsche oder Zwetschge), und wenn man diese mit einem A- oder B-Messer schneidet, kann man sich gratulieren ... Wenn man so etwas beachtet und auch bei der Schneidebewegung nicht den Schraubstock mit dem eingespannten Präparat rammt (auch da gilt es abzuwiegen zwischen der stabilsten Spannung des zu schneidenden Objekts möglichst knapp über der Klemmkante und dem „Leben“ des Messers), spart man sich das zeitraubende Schleifen und beginnt sofort mit der Feinaufbereitung des Messers.

### **Die Feinaufbereitung eines Mikrotom-Messers**

Auch für die Feinaufbereitung von Mikrotom-Messern gibt es, wie zu erwarten war, mehrere Wege der Durchführung. Aber bevor wir uns damit auseinandersetzen, beschreibe ich einmal die für mich wesentliche Voraussetzung/

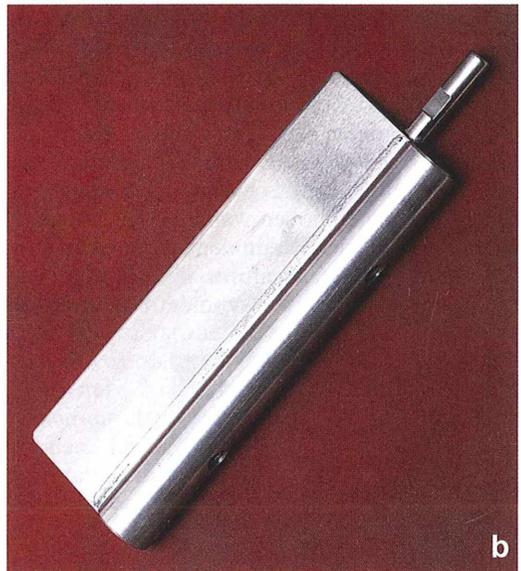
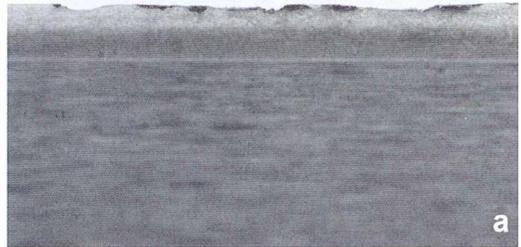


**Abb. 4:** Set von japanischen Schleifsteinen der Größen 1, 2, 3 und 4.

Eingangsbedingung für die von mir als Feinaufbereitung bezeichnete Phase. Das Messer ist frei von Scharten (Abb. 5a), hat aber Abnutzungsspuren an der Schneide oder ist vorher auf den japanischen Steinen oder auf der Glasplatte geschliffen worden. Hat ein Messer zwar seine Schärfe verloren, aber unter der 10fach Lupe sind keinerlei Schäden erkennbar, gehen wir nach meiner Erfahrung nicht in die Feinaufarbeitung, sondern direkt in das Abziehen des Mikrotom-Messers. Es gibt drei unterschiedliche Techniken:

- Die Feinaufbereitung auf Leder mit der schwarzen und der roten Schleifriemenpaste (Abb. 5b).
- Die Feinaufbereitung auf der Glasplatte mit Diamantpasten der Körnigkeiten 3.000 bis 24.000. Doch Achtung, Sie benötigen für die einzelnen Pasten unterschiedliche Glasplatten, denn die Glasplattenoberfläche leidet unter der Diamantpaste, wird rau, und Sie kommen bei der Bearbeitung der Messerschneide nicht unter diese Rauigkeit des Glases.
- Die Feinaufbereitung mit Schleifriemenpaste auf Glasplatten, bei der das Mikrotom-Messer still steht und die Glasplatte über die Schneide bewegt wird. Die Methode ist sehr langsam und das Risiko ist größer, eine Scharte in die Messerschneide zu schleifen.
- Die Feinaufbereitung mit Schleifpaste auf einer Metall-Richtplatten.

Ich habe alle vier Techniken erarbeitet und nur die dritte setze ich inzwischen so gut wie nie mehr ein. Die Gründe sind die längste Bearbeitungszeit, die höchste Fehleranfälligkeit und vor allem das höchste Verletzungsrisiko durch Abrutschen in das fest eingespannte Mikrotom-Messer. Achtung: Besonders diese Technik darf nicht ohne schnittfeste Schutz-Handschuhe ausgeführt werden. Speziell bei der Bearbeitung mit geringen Korngrößen von 14.000 und 24.000 ist das Messer schon um das Vielfache schärfer als ein scharfes Küchenmesser! Wenn man sich damit schneidet, ist man sofort am Knochen. Betroffene berichten, dass man den Schnitt gar nicht spürt. Diese Art von Schnitt verheilt schlecht, da die Wundränder extrem glatt sind. Um ein Kleben oder Nähen kommt man in solchen Fällen nicht umhin. Das Einzige, was hier wirklich Schutz böte, sind Kettenglieder-Handschuhe wie sie in Metzgereien ein-



**Abb. 5:** Mikrotom-Messer. **a** Makroausschnitt der Schneide mit Abnutzungsspuren. **b** C-Messer mit Abziehhülse auf dem Leder mit roter Streichriemenpaste.

gesetzt werden und auch z. B. von Leica Mikrosysteme angeboten werden. Ich kann Ihnen aber versichern, mit diesen Dingen haben Sie kein Gefühl und können die erforderlichen, feinmotorischen Handgriffe nicht ausführen.

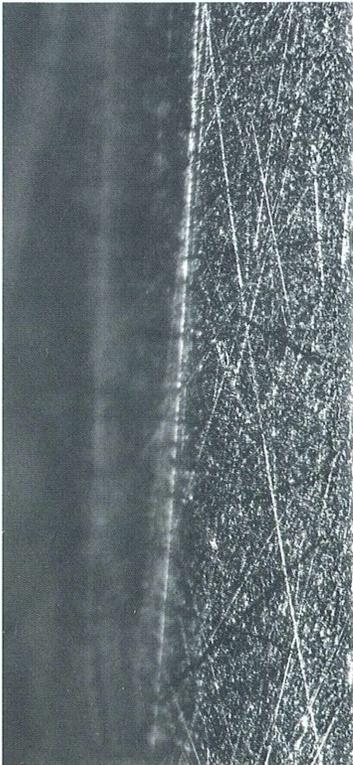
### **Das Abziehen eines Mikrotom-Messers**

Als Abziehen eines Mikrotom-Messers bezeichne ich die Schritte, die unmittelbar vor dem Schneiden ausgeführt werden müssen. Der Grund ist, die Messer bauen durch Umwelteinflüsse binnen ein paar weniger Stunden ihre absolute Schärfe wieder ab, und es ist daher erforderlich, unmittelbar vor dem Schneiden noch einmal Hand anzulegen, um die Haarprobe zu bestehen (siehe dazu Überprüfung der Schärfe).



**Abb. 6:** Abziehplatte mit Lederbezug.

Der erste Schritt des Abziehens kann entweder auf der Glasplatte mit einer 60.000er Diamantpaste oder auf Leder mit der roten Streichriemenpaste durchgeführt werden. Für beide Varianten wird Weiß-Öl oder ein anderes hochwertiges, säurefestes Öl verwendet. Wenn die Fläche der Messerschneide nicht eben ist, kann eine Behandlung mit Schlamm-Kreide auf der Glasplatte eingeschoben werden. Das kann vor allem nötig werden, wenn der vorhergegangene Schritt auf Leder ausgeführt und dort zu viel Druck ausgeübt wurde. Wenn der Schritt davor



**Abb. 7:** Einsatzbereite Messerschneide in 100facher Vergrößerung.

auf der Glasplatte ausgeführt wurde, hat man dieses Problem nicht. Der letzte Schritt wird immer auf Leder gemacht. Dieses ist auf einer Mehrschichtplatte mit den Dimensionen 20 × 45 cm aufgeklebt (Abb. 6). Das Leder wird regelmäßig mit Weiß-Öl bestrichen und dieses mit den Fingern in die Oberfläche einmassiert. Das Messer wird ohne Druck von links nach rechts gezogen, um 180 Grad umgedreht und von rechts nach links zurückgezogen. Dieser Vorgang gibt dem Messer den letzten Schliff und entfernt den verbliebenen Rest des Grats (Abb. 7). Doch Achtung, wenn dieser Schritt zu oft ausgeführt oder auf das Messer Druck ausgeübt wird, wird das Messer schnell wieder stumpf. Der Grund hierfür ist, dass das Leder weicher als Glas ist und das Messer besonders bei Druck in die Lederoberfläche einsinkt und daher die Gefahr besteht, die Schneide abzurunden.

### **Überprüfung der Schärfe eines Mikrotom-Messers**

Zum Überprüfen der Schärfe eines Mikrotom-Messers verwende ich die Haarprobe. Die Haarprobe ist die absolute Kür, bei nicht so hohen Ansprüchen wird stattdessen ein Blatt Papier (80 g) verwendet. Für die Haarprobe verwendet man das kräftige Menschenhaar einer Blondine (diese mögen mir verzeihen; dieses Zitat stammt aus der Literatur von 1913). Da ich eine passende Dame nicht zu Hause habe, heißt die Alternative: Pferdehaar. Dieses fällt beim regelmäßigen Stutzen der Mähne an und muss dem Tier nicht ausgerissen werden! Beim Test wird das Mikrotom-Messer mit der linken Hand, mit der Schneide nach oben, in Augenhöhe gehalten. In der rechten Hand wird das Haar zwischen Daumen und Zeigefinger gehalten und ohne Ausübung von Druck auf der Messerschneide in Richtung zum Gesicht bewegt (Abb. 8). Das scharfe Messer schneidet das Haar entzwei, am „stumpfen“ Messer verbiegt sich das Haar.

Alteingesessene Anwender von Mikrotom-Messer verwenden auch noch die Messung der Schärfe auf der Daumenkuppe. Doch Achtung, da bei dieser Methode die Schneide in die Hautoberfläche eindringen muss, beschreibe ich diese Technik aus Gründen der Verletzungsgefahr nicht und kann nur dringendst davon abraten.



**Abb. 8:** Haartest zur Überprüfung der Schärfe eines Mikrotom-Messers.

### **Aufbewahren der Messer nach dem Schleifen**

Ganz generell gilt, der beste Platz ein Mikrotom-Messer aufzubewahren, sind entweder eine Holzschachtel oder die inzwischen weit verbreitete Kunststoffsärgе (Abb. 9). In beiden sitzt das Mikrotom-Messer fest an seinem Platz. Es passen ein bis zwei Mikrotom-Messer in eine Box. Diese sind bei mir natürlich beschriftet (Messernummer, -typ und -länge). Da ich beim Schleifen die Fertigungsschritte teilweise mit entmineralisiertem Wasser auf den

japanischen Schleifsteinen mache (damit die Mineralien nicht die Poren des Schleifsteins schließen), müssen die Messer nach dem Schleifen gut gereinigt werden. Dies führe ich mit Spezialbenzin (60/95 Feinbenzin) und einem Blatt stabiler Küchenrolle durch, und im Anschluss wird das saubere Messer mit einer dünn aufgetragenen Schicht säurefreier, hochreiner Vaseline (Tube von z.B. Holz hacker) gegen Rost geschützt. Vor allem dort, wo Fingerabdrücke am Messer sind, beginnt sich Rost zu bilden. Die Fingerabdrücke und die Gefahr des Abrutschens am öligen Messer sind auch der Grund, warum ich die gesamte Verarbeitung mit Handschuhen aus Latex (Dermagrip: High Risk Protection Gloves) mache.

### **Aufbewahren nach der Feinaufbereitung**

Die Schritte der Feinaufbereitung erfolgen nach dem Schleifen. Wurde an dieser Stelle des Aufbereitungsprozesses eine Pause eingelegt, muss natürlich zuerst die Vaseline mit Spezialbenzin entfernt werden. Wird direkt weitergearbeitet, muss nur darauf geachtet werden, dass die Schleifmittel grober Körnung restlos beseitigt werden. Da ich in der Feinaufbereitung alle Fertigungsschritte in Weiß-Öl mache, bleibt am Ende der Feinaufbereitung ein feiner Ölfilm auf dem Messer und dieser fungiert als Schutzschicht. Es ist daher meist keine zusätzliche Behandlung nötig. Sollte eine Reinigung notwendig gewesen sein, z.B. um die Diamantpaste zu entfernen, kommt anschließend wieder Vaseline zum Einsatz. Wichtig ist ja bei jedem Zwischenschritt dafür zu sorgen, dass jeweils



**Abb. 9:** Mikrotom-Messer in einer Holz- und Kunststoffbox.

die Diamantsplitter der vorhergegangenen Körnung restlos entfernt werden, um Kratzer auf der Schneidefläche und Scharten auf der Messerschneide zu verhindern.

### **Aufbewahren nach dem Einsatz**

Die Mikrotom-Messer müssen unmittelbar nach deren Verwendung sofort mit Spezialbenzin gereinigt werden. Die Gründe sind aggressive Chemikalien in den zu schneidenden Objekten. Diese haben ihren Ursprung entweder in Gerbstoffen, die in den Pflanzen enthalten sind oder in der Chemie, die für die Vorbehandlung/Fixierung (AFE, AGE, Strasburger Lösung, ...) eingesetzt wird. Natürlich ist es auch mir schon passiert, dass ich fleckige Mikrotom-Messer produziert habe. Daher reinige ich auch immer wieder während des Schneidens mit Spezialbenzin. Vor allem beim Schneiden von Paraffinblöcken bringt das auch zusätzliche Schnittqualität. Nach der Reinigung und Demontage des Messers aus dem Mikrotom kommt wieder der dünne Film Vaseline auf die gesamte Messeroberfläche (Auftragen mit mehreren Lagen Küchenpapier).

### **Literaturhinweise**

- C. Reichert Optische Werke A.G.: Mikrotomtechnik, 1. Teil, Mikrotommesser und Abziehbehelfe. Reichert Wien (Erscheinungsjahr unbekannt).  
 Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik, 3. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1984.  
 Ives, E.: A guide to wood microtomy. Little Imp Publications, Haven Sands, North Cotes 2001 (e-book).  
 Romeis, B.: Mikroskopische Technik, 16. Auflage. R. Oldenbourg Verlag, München 1968.  
 Stehli, G.: Das Mikrotom und die Mikrotom-Technik. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1913.  
 Leitz: Anleitung und Gebrauch des Mikrotoms. Ernst Leitz, Wetzlar 1933.  
 Leitz: Treatment and maintenance instructions for microtome knives. Ernst Leitz, Wetzlar 1983.

*Verfasser:* Gerhard Zimmert,  
 Endresstrasse 52 Haus 4/6,  
 1230 Wien, Österreich  
 E-Mail: [gerhard@zimmert.eu](mailto:gerhard@zimmert.eu)  
[www.naturfoto-zimmert.com](http://www.naturfoto-zimmert.com)

## **Kurze Mitteilung**

### **Wie reagieren Membranen, wenn sich das Volumen der Schließzellen bei den Bewegungen der Spaltöffnungen verändert?**

Wenn sich eine Spaltöffnung schließt, verkleinert sich das Volumen der Schließzelle und somit auch ihre Oberfläche und die Größe ihrer Vakuole. Li et al. (2010) haben elektronenmikroskopisch und mit Konfokalmikroskopie nach Fluorochromierungen bei Blättern der Saubohne (*Vicia faba*) untersucht, wie sich diese Volumenverkleinerung auf das Plasmalemma und die Vakuole auswirkt.

In den geöffneten Spaltöffnungen liegt das Plasmalemma in den Schließzellen dicht und glatt der Zellwand an. In geschlossenen Spaltöffnungen ist die Vakuole verkleinert und sie enthält mehrere Portionen Cytoplasma. Anscheinend wird so der Tonoplast (Membran der Zentralvakuole) quasi endocytotisch verkleinert. Das Plasmalemma liegt dann der Zellwand nicht mehr an. In dem so entstandenen extraplasmatischen

Raum gibt es kleine Vesikel und stellenweise auch Falten des Plasmalemmas. Das fanden die Autoren bei circadianen Spaltöffnungsbewegungen. Die Reaktionen waren besonders drastisch, wenn sich durch die Applikation von Kohlendioxid die Stomata sehr schnell verschlossen.

### **Literaturhinweise**

- Li, B., Liu, G., Deng, Y., Xie, M., Feng, Z., Sun, M., Zhao, Y., Liang, L., Ding, N., Jia, W.: Excretion and folding of plasmalemma function to accommodate alterations in guard cell volume during stomatal closure in *Vicia faba* L. J. Exp. Bot. 61, 3749–3758 (2010).

Eberhard Schnepf, Heidelberg

# Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen

## Teil 3: Wie die „Nasenzwicker“ der Ahorn-Arten abwärts rotieren

Werner Nachtigall

**Wer kennt nicht aus Kindertagen die Ahorn-„Nasenzwicker“. Als Drehflügler rotieren sie langsam abwärts, wenn sie im Herbst aus den Baumkronen freigesetzt werden. Eine geringere Sinkgeschwindigkeit ermöglicht es Seitwinden, diese Früchte weiter von der Mutterpflanze wegzutreiben. Wie effektiv ist dieses Abwärtstrudeln?**

**D**iese Diasporen sind Spaltfrüchte. Man erkennt das schon daran, dass sich die Hälften ungleich entwickeln können (Abb. 2d). Sie bilden sich als Doppelflügler aus (Abb. 1a: Berg-Ahorn, *Acer pseudoplatanus*), zerfallen aber in der Regel, bevor sie als Einzelflügler freigesetzt werden und rotierend abwärts trudeln. „Schraubenflieger“ nennt sie denn auch Altmeister E. Ulbrich, der in einer Übersichtstafel (Abb. 1) Schraubenflieger-Früchte (a–d) und Schraubenflieger-Samen (e–k) aus unterschiedlichen Familien darstellt. Der Notwendigkeit, Früchte und Samen unterscheiden zu müssen, entkommt man, wenn man den allgemeinen Begriff Verbreitungskörper (Diasporen) benutzt.

Die Drehbewegung all dieser Beispiele erfolgt beim Abwärtsfallen in etwa um ihren exzentrisch, nahe dem Nüsschen gelegenen Schwerpunkt. Dabei erzeugen sie nach dem Windmühlenprinzip dynamischen Auftrieb, der einen Teil ihres Gewichts kompensiert und damit die Sinkgeschwindigkeit verringert.

Pars pro toto werden hier Ahorn-Diasporen näher betrachtet. Die Abbildungen 2a und b zeigen die noch ungespaltenen Früchte dreier *Acer*-Arten. In Abbildung 2c ist die Spreite eines Flügelendes im Durchlicht blau, das Geäder im streifenden Seitlicht rot dargestellt. Oft findet man Diasporen des letzten Jahres, bei denen die zarte Spreite angenähert herausgewittert ist (Abb. 2d). Hier kann man die Anordnung des Geäders besonders gut studieren. Der Flügelvorderkante ziehen massive Adern paral-

lel. Sie verzweigen sich, biegen als feinere Strahlen nach hinten um und laufen dann als feinste Linien an der Hinterkante etwa senkrecht zu deren Konturenverlauf aus. Somit ist der Flügel vorne besonders dick und starr, an der Hinterkante aber papierdünn und elastisch. Damit besitzt er eine Art Zickzack-Profilierung, ist aber im Mittel eben, wenn auch in der Längsachse etwas verwunden. Für die relativ kleinen Reynolds-Zahlen (vgl. Nachtigall, 2013a, b) des Abwärtsrotierens ist das die ideale Flügel-form.

Für einen ersten Überblick wurde eine aus einer Standardhöhe abwärts rotierende Diaspore des Spitzahorns *Acer platanoides* in unverändertem und verändertem Zustand visuell beobachtet, und die Sinkgeschwindigkeiten wurden abgestoppt. Nach einer gewissen Fallstrecke ohne Rotation gehen solche Diasporen unter gleichzeitiger deutlicher Verlangsamung der Sinkgeschwindigkeit in rotierendes Absinken über.

### Sinkgeschwindigkeiten und Schwerpunktlage

Bei dieser trockenen Teilfrucht von 4,5 cm Länge, 5,5 cm<sup>2</sup> Fläche und einer Masse von 0,22 g (Flächenbelastung 3,92 N m<sup>-2</sup>) lag der Schwerpunkt 0,95 cm vom Ende des flachen Nüsschens entfernt, wie durch Balancieren auf einem Nadelrücken festgestellt werden kann (Abb. 3a). Diese Teilfrucht wurde jeweils  $n = 10$ -mal so fallengelassen, dass sich in mindes-

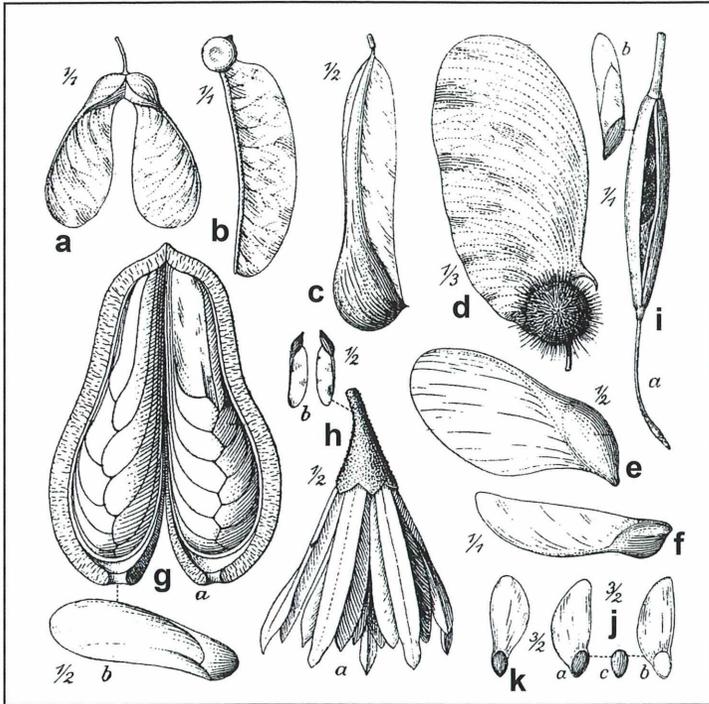


Abb. 1: Übersicht über „Schraubenflieger“ nach Ulbrich (1928).

- a *Acer pseudoplatanus*.  
 b *Tarrietia argyrodendron*.  
 c *Toluifera balsamum*.  
 d *Centrolobium robustum*.  
 e *Pterygota roxburghii*.  
 f *Pterospermum semisagittatum*.  
 g *Swientenia macrophylla* (a geöffnete Frucht, b Samen).  
 h *Septotheca tessmannii* (a Frucht, b Samen).  
 i *Knightia excelsa* (aufspringende Frucht, daneben Samen).  
 j *Pinus silvestris* (a Samen mit Flügel, b Flügel, c Samen).  
 k *Picea excelsa*.

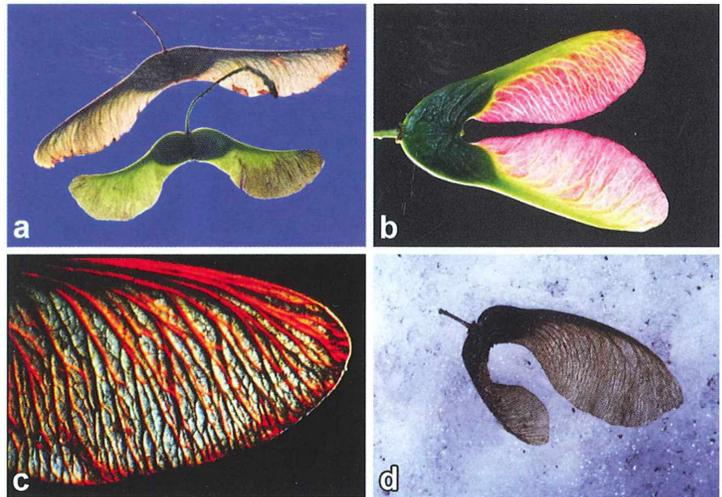
tens 170 cm Höhe ein stabiler Rotationszustand ausgebildet hatte. Die mittlere Sinkgeschwindigkeit in diesem Zustand war  $v_{\text{sink}} = 106,92 \pm 4,00 \text{ cm s}^{-1} (\pm 3,73 \%)$ .

Dann wurde die Frucht nach dem in Abbildung 3b abgebildeten Schema geteilt und so neu zusammengeklebt, dass das Nüsschen in der Mitte lag. Jetzt rotierte sie nicht mehr, und die Sinkgeschwindigkeit betrug  $v_{\text{sink}} = 229,73 \pm 24,83 \text{ cm s}^{-1} (\pm 10,81 \%)$ , war also 2,15-mal größer als im Normalzustand. Die Sinkgeschwindigkeit des abgeschnittenen Nüsschens (Abb. 3c) selbst betrug schließlich  $v_{\text{sink}} = 368,36 \pm 70,24 \text{ m s}^{-1} (\pm 18,18 \%)$  und war somit 3,45-mal größer als im Normalzustand. Beachtlich ist auch die vergleichsweise sehr geringe Standardabweichung für den Normalzustand, was dafür spricht, dass sich in diesem Fall stets genau derselbe Strömungszustand (Anstellwinkel, Rotationsfrequenz etc.) einstellt.

Damit kann man sagen: Die Existenz einer Flügelfläche bei experimentell mittig gelegtem Schwerpunkt reduzierte die Fallgeschwindigkeit der Frucht auf rund 60 %, die zusätzliche Rotationsfähigkeit durch den normalerweise exzentrisch liegenden Schwerpunkt auf etwa 30 %.

### Ein Gedankenversuch

Die Fallverlangsamung eines Rotationsfliegers kann man sich durch einen Gedankenversuch in etwa verständlich machen, auch ohne die – hier sehr komplizierte – Aerodynamik zu bemühen. Horizontal streichender Wind dreht einen senkrecht stehenden Windmühlenrotor und übt auf ihn unter anderem eine (hier unerwünschte) Horizontalkraft  $F_H$  aus, welche die Lager belastet und von einer entgegengesetzt gleichgroßen Lagerkraft  $F_L$  kompensiert werden muss. Stellt man im Gedankenversuch den abgelösten Rotor waagrecht und lässt ihn fallen, so wird er von unten her vertikal angeströmt („Fahrtwind“) und dreht sich deshalb ebenfalls. Er erzeugt damit eine nach oben weisende Vertikalkraft, den Auftrieb  $F_A$ . Sobald dieser entgegengesetzt gleichgroß der Gewichtskraft  $F_g$  des Rotors ist, fällt dieser mit konstanter Geschwindigkeit. Da  $F_A$  größer ist als die Widerstandskraft  $F_W$  des fallenden, aber nicht rotierenden Rotors, fällt er im rotierenden Zustand langsamer als im nicht rotierenden. In ähnlicher Weise wirkt der Rotor eines Autogiros oder eines Hubschraubers, der bei



**Abb. 2:** Früchte von Ahorn-Arten.

**a** *Acer platanoides*, darunter *Acer rufinerva*.

**b** *Acer tataricum*.

**c** *Acer spec.*, Flügelende.

**d** *Acer spec.*, Teilfrüchte ungleich entwickelt.

Motorausfall ausgekoppelt wird: Der Hub-schrauber sinkt relativ langsam ab.

Die zur Autorotation beziehungsweise die zur Erzeugung des „Fahrtwinds“ beim freien Fall nötige Energie zieht der Rotor, ganz ähnlich einem gleitfliegenden System, aus dem Höhenverlust. Er wandelt also Energie der Lage in Energie der Bewegung um.

### Streak- und stroboskopische Messungen

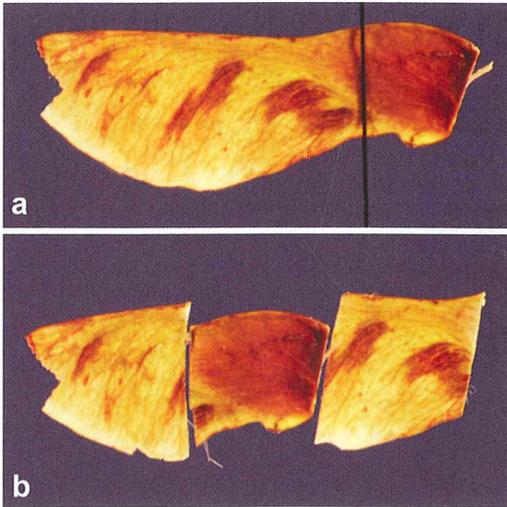
Streak-Aufnahmen von abwärts rotierenden Ahorn-Spaltfrüchten entstehen dann, wenn man hell beleuchtete derartige Früchte vor dunklem Hintergrund mit einer fotografischen Zeitaufnahme (offener Verschluss) aufnimmt (Abb. 4a). Hieran kann man beispielsweise die Bahnneigung ablesen. Wählt man statt der kontinuierlichen Scheinwerferbeleuchtung eine stroboskopische Beleuchtung, so erhält man sich zur Schraubenbahn überlagernde Einzelbilder (Abb. 4b), aus denen man neben den Geschwindigkeitskomponenten an günstigen Stellen in etwa auch den Anstellwinkel der Druckseite gegen die Raumbahn ablesen kann (vgl. dazu die Registrierungen bei der Fichten-Diaspore, Nachtigall 2012a, b).

Solche Registrierungen zeigen also die räumliche Schraubenfläche, in der sich die abwärts rotierende Diaspore bewegt, und in der sie auch gegen ihre Bewegungsrichtung angeströmt wird. Sie entspricht der Gleitbahn beim Gleitflug, und es herrschen hier prinzipiell glei-

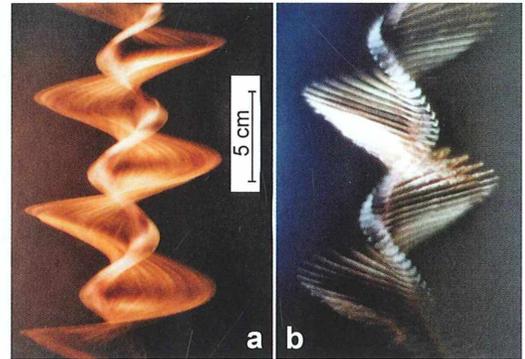
che Kräfteverhältnisse, wie die Skizzen der Abbildung 4 in Nachtigall (2012b) zeigt, mit der die ebenfalls rotierenden Fichten-Diasporen (Abb. 1j) betrachtet worden sind. Sobald  $|F_A| = |F_g|$ , ist die Sinkgeschwindigkeit auch auf der Spiralbahn konstant. Wegen der rotatorischen Bewegung kommen hier aber noch Queranströmungen und Tangentialkräfte dazu, welche die Verhältnisse komplizieren, aber nicht prinzipiell verändern.

### Die Kenngröße Kreisflächenbelastung

Eine Spezialität solcher Rotationsdiasporen des Gewichts  $F_g$  liegt darin, dass ihr Flügel, von oben oder unten gesehen, eine Kreisfläche  $A_{\text{Kreis}} = r^2 \pi$  überstreicht, wobei der Radius  $r$  zwischen Schwerpunkt (um den das System rotiert) und Spitze zu messen ist. Damit kommt die Kenngröße Kreisflächenbelastung  $\Delta = F_g / r^2 \pi$  ins Spiel. Der abwärts rotierende Drehflügler sollte einerseits möglichst leicht sein ( $F_g \rightarrow$  klein), andererseits einen möglichst ausgedehnten Flügelkreis beschreiben ( $A_{\text{Kreis}} \rightarrow$  groß). Dadurch wird  $\Delta \rightarrow$  minimal und somit auch ( $v_{\text{sink}} \sim \sqrt{\Delta}$ )  $\rightarrow$  minimal. Außerdem hängt ein langsames Absinken auch davon ab, dass das rotierende System die von unten her mit  $v_{\text{sink}}$  einströmende Luft auf eine möglichst geringe Endgeschwindigkeit  $v_{\text{end}}$  (gemessen direkt über dem System) abbremst; der Wert der Größe  $c = v_{\text{sink}}/v_{\text{end}}$  sollte möglichst groß sein. Wenn neben der Kreisflächenbelastung  $\Delta$  auch  $c$  bekannt ist,



**Abb. 3:** Spitzahorn *Acer platanoides*. **a** Teilfrucht unverändert, **b** Teilfrucht umgeklebt, Nüsschen mittig.



**Abb. 4:** Registrierungen des Abwärtsrotierens beim Spitzahorn *Acer platanoides*. **a** Streak-Aufnahme. **b** Stroboskop-Aufnahme (267 Blitze  $s^{-1}$ ; Blitzabstand 3,75 ms).

kann man mit der Luftdichte  $\rho = 1,23 \text{ kg m}^{-3}$  (bei  $20^\circ\text{C}$ ) die Sinkgeschwindigkeit berechnen, wie folgendes Beispiel zeigt.

Für die ahornähnlich abwärts rotierende Frucht der tropischen Liane *Securidaca longipedunculata* hat Hertel (1963) bestimmt:  $\Delta = 0,4 \text{ N m}^{-2}$ ;  $c = 2$ . Damit berechnet sich die Sinkgeschwindigkeit zu  $v_{\text{sink}} = \{\sqrt{2\Delta}\} / \{\rho (1 - (1/c)^2)\} = 0,97$ . Der Rechenwert stimmt mit direkten Messwerten ( $v_{\text{sink}} \approx 1 \text{ m s}^{-1}$ ) gut überein.

Der Rechenwert des Beispiels ist im Übrigen um den Faktor 1,3 größer (schlechter) als er bei einem technischen Fallschirm der üblichen Form und mit gleichem  $F_g$  und  $A_{\text{Kreis}}$  wäre. Umgekehrt kann man dann sagen, dass das biologische System immerhin 77% der Effizienz eines hochentwickelten technischen Fallschirmsystems erreicht, und das mit einer vergleichsweise beachtlichen Materialersparnis, denn die Flügelfläche der im Beispiel genannten Art ist 7-mal kleiner als die Kreisfläche, die dieser Flügel beschreibt.

### Klassische Messungen an zwei einheimischen Ahorn-Arten

#### Spitzahorn *Acer platanoides*

Die bis 5 cm lange Teilfrucht ist wohl der bekannteste Drehflügler. Wie erwähnt, ist die

Vorderkante versteift, die Hinterkante zart, und der Flügel ist etwas verwunden. Sein Schwerpunkt liegt nahe der Flügelkante des Nüsschens und etwa  $1/4$  der Flügeltiefe von der Vorderkante entfernt. Die Teilfrüchte fallen nach klassischen Untersuchungen (Dingler, 1889) zunächst über etwa 35 cm trudelnd und mit relativ großer Geschwindigkeit; der Rotationszustand ist noch nicht eingestellt. Danach fallen über weitere rund 65 cm steilrotatorisch (Übergang zum Rotationszustand) und schließlich, stationär eingestellt und bis zur Bodenberührung so bleibend, flachrotatorisch. Mit dieser Abfolge ähneln sie den Fichten-Diasporen (Nachtigall, 2012a, b). Im Stationärzustand beträgt die Drehzahl etwa  $18 \text{ s}^{-1}$ , die Sinkgeschwindigkeit  $107 \text{ cm s}^{-1}$ , der mittlere Winkel zwischen Längsachse und Horizontalfläche rund  $7^\circ$  und der mittlere Winkel zwischen Querachse (an der breitesten Stelle) und Horizontalfläche etwa  $-2$  bis  $-3^\circ$ . Der aerodynamische Anstellwinkel zwischen der eben definierten Querachse und der Flugbahnebene konnte damals nicht bestimmt werden, dürfe aber um etwa  $10^\circ$  gelegen haben. Diese klassischen Daten entsprechen den eigenen Messungen (Beispiel: Abb. 4b).

#### Bergahorn *Acer pseudoplatanus*

Die Nüsschen sind im Gegensatz zur vorgenannten Art etwa kugelig. Die Absinkmechanik verläuft ähnlich.



**Abb. 5:** Sandmännchens Ahorn-Hubschrauber. Nach einem Zeitungsartikel.

### Demonstrationsversuch

Es sei noch auf einen Demonstrationsversuch hingewiesen. Mit einem vertikal ausgerichteten, aufwärts blasenden Windkanal kann man eine rotierende Ahornfrucht mit ihrer Sinkgeschwindigkeit anströmen und kleine Differenzen oder Schwankungen über Lichtschranken ausregulieren – ein überraschender Anblick. Die Diasporen rotieren dabei für einen Beobachter über lange Zeit ortsfest und gleichartig. Im Deutschen Museum in München ist ein solcher Versuch – neben anderen, interessanten Versuchen und Filmszenen zur biologischen Flugmechanik, an denen auch der Verfasser mitgearbeitet hat – aufgebaut, allerdings mit einer durchbohrten Diaspore, die an einem Längsdraht geführt wird.

Wenn größere Windballen über einen Waldrand fegen, sieht man in deren Aufwind-Abschnitten im Spätherbst abgerissene Teilfrüchte der Ahorn-Arten in ähnlicher Weise ortsfest oder sogar ansteigend rotieren. Das sind schöne Beispiele dafür, dass ihr rotatorischer Flugzustand tatsächlich stationär ist: Sie drehen sich, einmal eingestellt, wie ein Uhrwerk.

Schließlich muss erwähnt werden, dass sich Ahorn-Teilfrüchte offenbar auch vorzüglich als Hubschrauber-Rotoren eignen, was das Sandmännchen (Abb. 5) überzeugend demonstriert.

### Danksagung

Der Autor dankt Dr. Alfred Wisser, Saarbrücken, für die Tafelzusammenstellung und das Layout der Abbildungen.

### Literaturhinweise

- Dingler, H.: Die Bewegungen der pflanzlichen Flugorgane. Ackermann, München 1889.  
 Hertel, H.: Biologie und Technik. Struktur-Form-Bewegung. Krausskopf, Mainz 1963.  
 Nachtigall, W.: Bau und Funktion von Drehflügler-Diasporen. Teil 1: „Nur“ ein Fichtensamen ... 200 Millionen Jahre effektive Verbreitung. Mikrokosmos 101, 110–116 (2012a).  
 Nachtigall, W.: Bau und Funktion von Drehflügler-Diasporen. Teil 2: Sinkabweichungen und stroboskopische Registrierungen bei Fichtensamen. Mikrokosmos 101, 155–158 (2012b).  
 Ulbrich, E.: Biologie der Früchte und Samen (Karpobiologie). Springer, Berlin 1928.

*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](mailto:w.nachtigall@mx.uni-saarland.de).

## Kurze Mitteilung

### Maulwurf und Maulwurfgrille: Die Analogie der Grabschaukeln

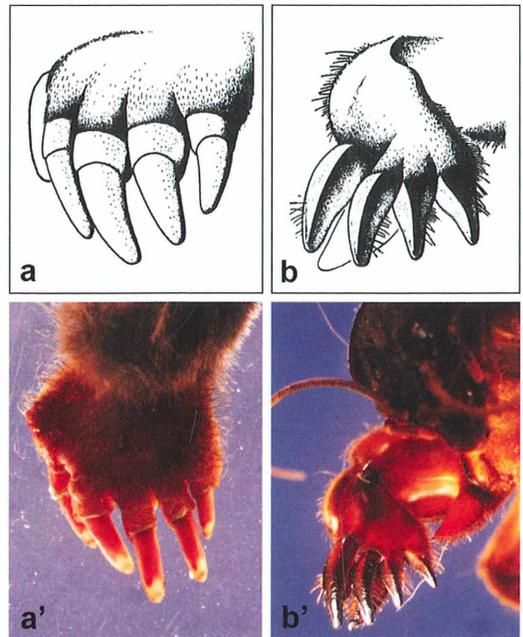
Die Grabschaukeln von Maulwurf und Maulwurfgrille sind eines der bekanntesten Beispiele für Analogien im Tierreich. Der Maulwurf ist ein Säuger, die Maulwurfgrille ein Insekt. Beide graben Erdgänge mit ihren Vorderbeinen. Trotz der ganz unterschiedlichen Stellung im Tierreich haben sich bei beiden sehr ähnliche Grabschaukeln entwickelt. Solche Or-

gane mit gleicher Funktion, aber unterschiedlicher Herkunft, nennt man analoge Organe. Es gibt auch das Gegenteil, nämlich Organe gleicher Herkunft aber unterschiedlicher Funktion. Diese nennt man in der Biologie homologe Organe. Das klassische Beispiel sind Knochen im Unterkiefer von Fischen, die bei den höheren Wirbeltieren ins Mittelohr gewan-

dert sind und dort einen neuen Dienst als Gehörknöchelchen tun. Aber bleiben wir im Analogiebereich. Manchmal – so auch bei diesem Beispiel der Grabschaukeln – ist es verblüffend, wie sehr die Anforderungen einer gleichartigen Funktion funktionsmorphologische Ausbildungen nach sich ziehen, die sich bis in Einzelheiten ähneln.

So sind beim einheimischen Maulwurf (*Talpa europaea*, Abb. 1a und a') zur Bildung der Grabschaukel alle Knochen des Handbereichs verbreitert, nämlich die Handwurzel-, Mittelhand- und Fingerknochen. Nicht genug damit, hat sich neben dem Daumen ein weiterer Knochen herausgebildet, das Sesambein. All diese Knochen sind kurz, massiv und etwas abgeflacht, und die fünf echten Finger tragen lange und äußerst kräftige Krallen. Ganz ähnliche Grabschaukeln haben auch außereuropäische Vertreter ausgebildet, so ostasiatische Arten der Gattung *Parascaptor* und der Nordamerikanische Sternmull *Condylura cristata*. Sie alle gehören als Vertreter der Echten Säuger zur Gruppe der Maulwürfe unter den Insektenfressern. Zu einer völlig anderen Unterklasse, nämlich zu den eierlegenden Säugern, gehören die Ameisenigel, etwa der Langschnabeligel *Zaglossus bruijini*. Da auch er gräbt, wundert es nicht, dass man Darstellungen seiner Grabschaukel auf dem ersten Blick kaum von der des Maulwurfs unterscheiden kann. Nur das Sesambein fehlt.

Bei der Maulwurfgrille (*Gryllotalpa gryllotalpa*, Abb. 1b und b') ist gleich das ganze Bein in eine mächtige Grabschaukel umgewandelt. Beim Insektenbein unterscheidet man Hüfte, Hüftring (oder Schenkelring), Schenkel, Schiene und Fuß. Schon die beiden erstgenannten sind abgeflacht. Der Schenkel bildet eine mächtige Platte und trägt auch noch einen dornartigen Fortsatz, den Schenkeldorn. Die ebenfalls abgeflachte Schiene trägt mehrere Fortsätze aus dunkelbraunem, sehr hartem Chitin. Im Vergleich sehen sie fast so aus wie die starken Finger der Maulwurfshand und so wirken sie auch. Die eigentlichen Fußglieder sind kleiner, aber auch abgeflacht. Am Ende finden sich zwei kleine Klauen. Die Maulwurfgrille gehört zur Insektenordnung der Schrecken und dort zur Familie der Grillen. Einer unserer noch häufigen Käfer ist der Waldmistkäfer *Geotrupes sylvaticus* – häufig nur deshalb, weil es auf Waldwegen viele Rossäpfel gibt, die er als Nahrung für seine Nachkommen



**Abb. 1:** Analoge Grabschaukeln beim Maulwurf (a und a') Handregion) und bei der Maulwurfgrille (b und b') Schienenregion).

in Portionen vergräbt. An einem geeigneten Fundort können sich in kurzer Zeit Dutzende dieser Käfer ansammeln. Auch ihre Vorderbeine sind Grabbeine mit stark fingerartig verbreiterten, äußerst kräftigen Schienen.

Zwischen grabenden Säugern und Insekten gibt es noch weitere Konvergenzen. So sind die Grabbeine kurz und gedungen und ihre Muskeln, die ja Drehmomente erzeugen müssen, sind so angeordnet, dass sie die Beine wenig weit, aber mit großer Kraft bewegen (kurzer Kraftarm). Auch die Körperoberfläche ist funktionell gleichartig strukturiert, beim Maulwurf durch das sehr spezifische, kurze Fell, bei der Maulwurfgrille durch Chitin-Strukturierungen, die eine Art Samtoberfläche erzeugen. Beide Tiere können so in ihren Gängen gleich gut vorwärts und rückwärts kriechen.

#### Literaturhinweis

Nachtigall, W.: Analogien und Analogieforschung in der Technischen Biologie und Bionik. In: Henschel, K. (Hrsg.): Analogien in Naturwissenschaften, Medizin und Technik. Acta Historica Leopoldina, 56, 383–397 (2010).

Werner Nachtigall und Alfred Wisser, Saarbrücken

# Das Leitz-Mach-Zehnder-Interferenzmikroskop für Durchlicht

## Teil 1: Ein altes Präzisionsinstrument mit aktuellem Nutzen

Joachim Jahnke, Maria Bugaro und Daniel Mahlmann

Mit *a technique born before its time* beschrieb Dunn (1998) das in den späten 1950ern bis Anfang der 1970er Jahre von Leitz wahrscheinlich weniger als 200-mal gebaute Mach-Zehnder-Mikroskop-Interferometer für Durchlicht (Abb. 1). Auf Grund der diffizilen Handhabung, der langwierigen Auswertungen der Messungen und nicht zuletzt des immens hohen Preises geriet das kostbare Instrument allmählich in den 1980er Jahren in Vergessenheit. Die Mehrheit der Mikroskope dürfte später, oftmals auf Grund fehlender Kenntnisse, ausgemustert und wohl allzu oft verschrottet worden sein.

**M**it der von Dunn eingeführten Kopplung des Mach-Zehnder Mikroskops mit den heute zur Verfügung stehenden Möglichkeiten der Digitalfotografie, der Computer gestützten Automatisierung der Bildaufnahme und Bildauswertung kann dieses spezielle Mikroskop seine Stärken ausspielen. Dies werden wir in zwei Artikeln zeigen, wobei der erste auf das Prinzip des Mikroskops und der Messungen an Hand von Algenzellen als Beispiele eingeht. Im zweiten Artikel werden wir aktuelle, mikroskopinterferometrische Untersuchungen an planktischen, benthischen und aerophytischen Algen vorstellen.

In der klassischen, quantitativen Durchlicht-Mikroskop-Interferometrie und in den Materialwissenschaften ist der von Horn (1958) entwickelte Interferenzmikroskop-Typ auf Basis einer Mach-Zehnder-Interferometer-Anordnung nach wie vor einzigartig. In Medizin und Biologie wird er beispielsweise zur Ermittlung von Zelltrokengewichten einzelner, lebender Zellen und Zellstrukturen beziehungsweise deren Dicke oder von Trokengewichten großflächiger Objekte angewendet (Literatur u. a. in Davies, 1954; Grehn, 1959; Walter, 1962; Seeber et al., 1972; Beyer, 1988). Zudem ist auch der ästhetische Aspekt der Farbenfülle der mikroskopischen Objekte (Abb. 2) im Weißlicht-Interferenzkontrast nicht zu vernachlässigen. In

diesem Gerät wird der Vergleichsstrahlengang nicht vom Objekt beeinflusst. Bauartbedingt kommt es in Durchlicht-Mikroskop-Interferometersystemen mit Beeinflussung des Vergleichsstrahlenganges durch das Objekt zu störenden Doppelbildern vor allem im Fall der Überlagerung bei ausgedehnten Objekten (Gerlach, 1976; Göke, 1985a–c), oder es handelt sich um Laser-basierte so genannte digitalholographische Mikroskop-Systeme (DHM, Radek, 2006), die über Phasenbilder, rein numerisch, dreidimensionale Zellen in Falschfarben mit quantitativer Information der Dichte darstellen (z. B. Geräte von IUL Instruments oder Lyncée Tec SA).

### Prinzip des Mach-Zehnder-Interferenzmikroskops

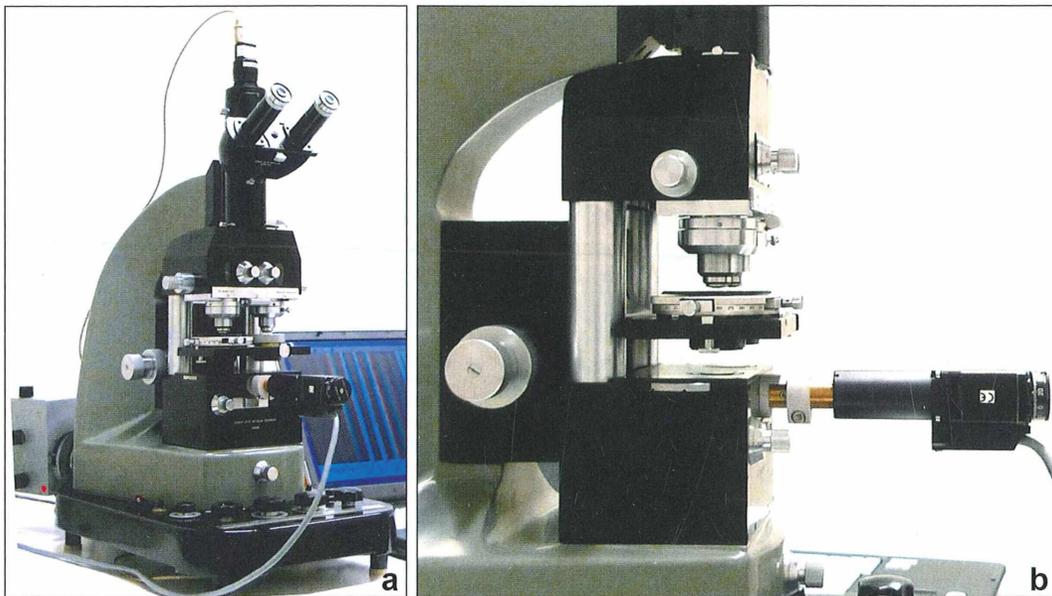
Ein Mach-Zehnder-Interferometer dient der Messung von kleinsten Weglängenunterschieden zweier Lichtwellen. Im Interferometer wird eine Lichtwelle beim Passieren eines Prismas in eine Objekt- und eine Referenzwelle aufgeteilt. Die Objektwelle durchläuft das zu untersuchende transparente Objekt, die Referenzwelle bleibt ungestört. In einem zweiten Prisma werden die beiden kohärenten Wellenzüge wieder vereinigt, wobei mit monochromatischem Licht

ein Interferogramm aus periodischen hellen und dunklen Streifen entsteht. Das Objekt verursacht Störungen im Interferenzstreifenverlauf, an denen die Verzögerung – der Gangunterschied – der beiden Wellen zueinander abgelesen werden kann (Streifenmethode). Mit dem gemessenen Gangunterschied – bei monochromatischem, grünem Licht ( $\lambda = 546 \text{ nm}$ ) – können die Dicke des Objektes bei bekannter Brechzahldifferenz oder sein Brechungsindex bei bekannter Dicke leicht berechnet werden:

$$(1) \Gamma = d (n_O - n_E)$$

$\Gamma$  Gangunterschied (oder OPD, „optical path difference“),  $d$  Dicke,  $n_O$  Brechungsindex Objekt,  $n_E$  Brechungsindex Einbettungsmedium (z. B. Wasser  $n = 1,333$ )

Im Leitz-Mach-Zehnder-Mikroskopinterferometer sind zwei wellenoptisch identische Mikroskopoptiken – Kondensoren und Objektive – für den Objekt- und den Vergleichsstrahl mit einem Interferometer kombiniert (Abb. 3). Es stehen drei abgeglichene Objektivpaare unterschiedlicher Eigenvergrößerung, in Schiebern montiert, zur Verfügung: Fl 20/0,35, Fl 50/0,85 und eine Ölimmersion Fl 100/1,36. Die hier wiedergegebenen Bilder sind mit der 20er und vor allem mit der 50er Optik aufgenommen worden. Ein gewisser Nachteil ist, dass die Kondensorapertur aus physikalischen Gründen auf 0,3 beschränkt bleibt, so dass die Hellfeldbilder entsprechend stark abgeblendet sind. Durch die Bauart des Gerätes wird eine 6 cm weite Trennung der beiden Wellenzüge er-



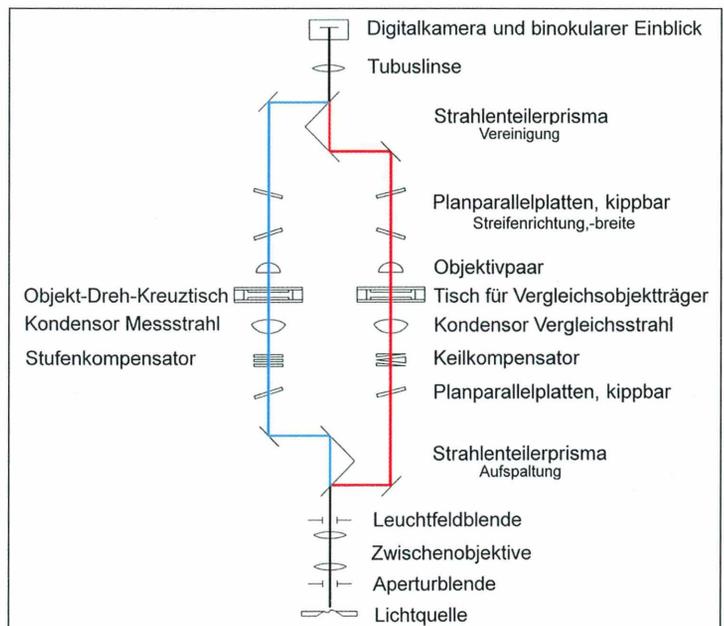
**Abb. 1:** Das Leitz-Mach-Zehnder-Interferenzmikroskop für Durchlicht nach Horn (Baujahr ca. 1960). **a** Über der schwarzen Stativbasis – mit Verstellmöglichkeiten (über Seilzüge) der dort innen angebrachten Leuchtfeld- und Aperturblenne, von Filtern für  $\lambda = 546 \text{ nm}$  und  $436 \text{ nm}$  sowie Misch- und Weißlicht – ist das schwarze Gehäuse für das Strahlenteilerprisma zu erkennen. Es ist mit Kompensatoren (Planparallelplatten) zur Erhöhung der Justiergenauigkeit und mit unserer, nachträglich angelegten, elektronischen Mikrometerschraube für den phasenschiebenden Glaskeil im Referenzstrahlengang (**b**) ausgestattet. Darüber befindet sich der zentrierbare Doppelkondensor. Über dem Doppelkondensor ist links (Objektstrahlengang) ein runder, drehbarer Kreuztisch mit Nonien und rechts ein einfacher, in der Höhe einstellbarer Tisch angebracht. Die Kondensortisch-Baugruppe ist über den Mikroskop-Grob-Feintrieb in der Höhe zu verstellen. Der Objektivpaarschieber hat für jedes Objektiv eine Zentrierfassung. Über dem Doppelobjektiv befindet sich zur Vereinigung von Objekt- und Referenzstrahl das obere Prismengehäuse mit Prisma und den Kompensatoren für Einstellungen der Streifenbreite bzw. des homogenen Interferenzfeldes. Alle Bauteile sind extrem stabil miteinander und dem Stativ verbunden. Am Stativ, über dem oberen Prismengehäuse, befindet sich der trinokulare Fototubus mit unserer CMOS-Farbkamera (3,5 Megapixel). Ein Lampenhaus mit 100 W Halogen-Leuchtmittel ist hinten links am Stativ angebracht. Für die Einstellung des monochromatischen Lichtfeldes ist hinten rechts am Stativ ein zweites Lampenhaus, je nach Intensitätsanforderung, mit Halogen- oder Quecksilberhochdrucklampe angebracht.



**Abb. 2:** **a** Bodenalgren-Biofilm (vorwiegend Cyanobakterien) im homogenen, gelb-grünen Interferenzfeld. Gallertausscheidungen der Algen sind je nach Mächtigkeit blau-violett bis orange-rot gefärbt (Objektivpaar Fl 20/0,35). Der Durchmesser der einzelnen Trichome in den Bündeln von *Phormidium* beträgt circa 3  $\mu\text{m}$ . **b** *Closterium* spec. im homogenen Interferenzfeld. Die Brechungsindices der Zelle steigen über blau nach rot bis in das Grün höherer Ordnung im Bereich der Pyrenoide (Objektivpaar Fl 50/0,85; Zelllänge circa 120  $\mu\text{m}$ ).

reicht. Vor dem zweiten Prisma sind Kompensatoren angeordnet, mit deren Verstellung sich die beiden Wellenzüge kontinuierlich zueinander kippen lassen. Dadurch werden die Interferenzstreifen in die Breite gezogen, bis schließlich das gesamte Gesichtsfeld von nur einer Interferenzordnung ausgefüllt ist. Wir erhalten in diesem Fall einen Interferenzkontrast mit homogenem Interferenzfeld. Mit dieser Inter-

ferenzkontrastmethode können Messungen der Brechungsindexverteilung über die gesamte Objektausdehnung durchgeführt werden, da bereits bei geringster Abweichung des Brechungsindex im Bereich einiger Einheiten der 4. Dezimale (zwischen 0,0001 und 0,001) eine Helligkeitsänderung im monochromatischen Licht bzw. bei Verwendung von Weißlicht eine Farbänderung im Vergleich zu vom Objekt un-

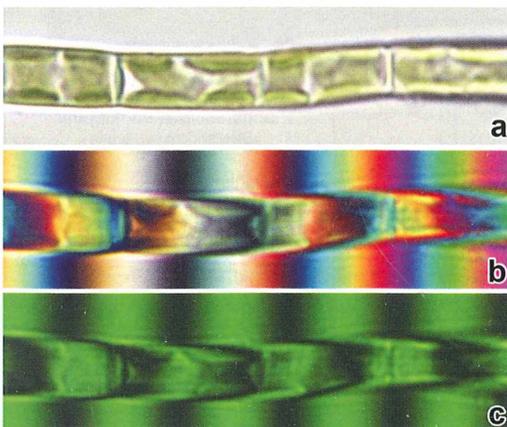


**Abb. 3:** Schema der Mach-Zehnder-Interferometer-Anordnung im Leitz-Interferenzmikroskop für Durchlicht nach Horn.

beeinflussten Bereichen des Gesichtsfeldes zu messen bzw. zu beobachten ist. Der Gesamtfehler, der bei der Messung kleinster Brechzahlunterschiede auftreten kann, ist unter anderem von Hannes (1969) mit maximal 10% kalkuliert worden, wobei die Größenmessung des Objektes mit 6–7% Einzelfehler am problematischsten ist. Im Weißlicht werden die Objekte zudem „optisch“ eingefärbt und erscheinen dann im physikalisch höchstmöglichen Kontrast. Beide Methoden, Streifen- und Interferenzkontrastmethode, stellen wir am Beispiel einer *Tribonema*-Zelle eines Trichoms dar (Abb. 4–7).

### Die Messung im Streifenfeld

Um die genaue Pixelgröße bei gewählter Objektiv-Okularkombination zu bestimmen, wird ein Objektmikrometermaßstab fotografiert und die Pixelzahl je 10  $\mu\text{m}$  ermittelt, was mit frei verfügbaren Programmen, beispielsweise ImageJ oder XnView kein Problem ist. Im grünen monochromatischen Licht beträgt der Abstand der Streifen 546 nm (Abb. 4c). Bei Verwendung des 50er Objektivs beträgt die Pixelgröße in unserem Fall 0,044  $\mu\text{m}$ . Die gemessene Pixelzahl von Minimum zu Minimum entspricht dann genau 546 nm. Im Farbstreifenfeld lässt sich die Richtung der Auslenkung, in unserem Beispiel nach rechts, leicht erkennen. Gemessen wird der Streifenversatz als

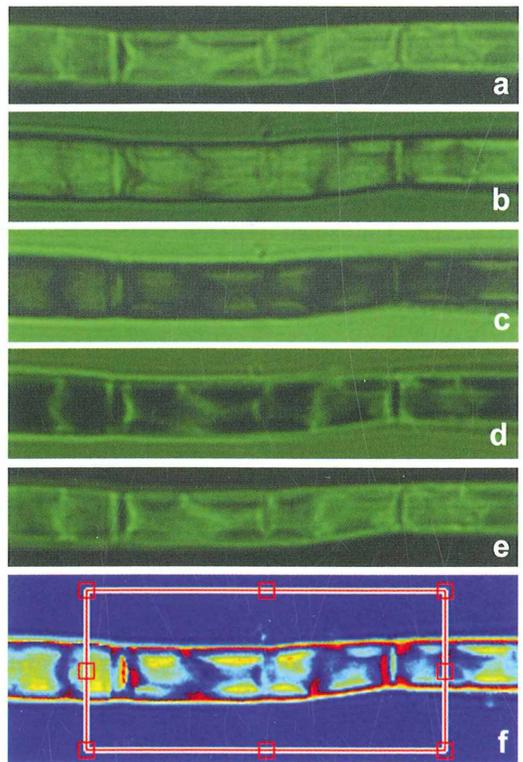


**Abb. 4:** *Tribonema* im Hellfeld (a) im Farbstreifenfeld bei Weißlichtbeleuchtung (b) und im Streifenfeld bei monochromatischer ( $\lambda = 546 \text{ nm}$ ) Beleuchtung (c). Der Zelldurchmesser beträgt 5,2  $\mu\text{m}$ .

Pixelzahl zwischen unbeeinflusstem und vom Objekt maximal ausgelenktem Streifen, da die geometrische Form der, von der Dichte her, relativ homogenen Zelle ein Zylinder ist. Die gemessene Pixelzahl wird dann in den Gangunterschied  $\Gamma$  in nm umgerechnet.

### Berechnung der Zelltrockenmasse und des Trockengewichtes pro Zellvolumeneinheit

Der Brechungsindex der lebenden Zelle ( $n_0$ ) hängt direkt von der Trockenmassekonzentration ab, das heißt zwischen der Konzentration (C) zum Beispiel einer Proteinlösung und dem Brechungsindex besteht ein einfacher linearer Zusammenhang. Die Steigung der Geraden ist das spezifische Brechungsinkrement  $\alpha$ . Die spezifischen Brechungsinkremente für die wich-



**Abb. 5:** Am PC wird aus den fünf, um jeweils  $\lambda/4$  phasenverschobenen Bildern (a–e) ein Falschfarbenbild (f) gerechnet, dessen Farbenfolge von Blau nach Rot einen Gangunterschiedsbereich  $\Delta\Gamma$  von insgesamt 0 bis 273 nm ( $\lambda/2$ ) abdeckt. Markiert ist die zur Messung ausgewählte Zelle.

tigsten Zellbestandteile sind 0,0018 für Proteine und Nukleinsäuren (>50 % Masseanteil), 0,0014 für Kohlenhydrate und Fette und 0,0016 für Salze. Für eine Zelle ergibt sich unter Berücksichtigung der Masseanteile der genannten Substanzen ein Mittelwert von 0,00170 mit einer relativ geringen Schwankungsbreite, je nach physiologischem Zustand, von  $\pm 0,00005$ .

(2)  $n_O = n_E + \alpha C$

für die Konzentration (C) erhalten wir somit:

(3)  $C = n_O - n_E / \alpha$

Nach Formel (1) können wir für  $n_O - n_E$  in Formel (3) einsetzen  $\Gamma/d$  und erhalten für C in %:

(4)  $C = \Gamma / d \alpha 100$

Um das Trockengewicht (TG) zu erhalten, multiplizieren wir das Zellvolumen (V) mit der Konzentration in %:

(5)  $TG = V C$

Da das Volumen das Produkt aus Dicke und Fläche der Zelle (F) ist, ergibt sich für das TG:

(6)  $TG = F d C$

Um das Zellrockengewicht zu berechnen, benötigen wir aber nicht die Dicke d der Zelle, da (4) in (6) eingesetzt

(7)  $TG = \Gamma F / \alpha 100$

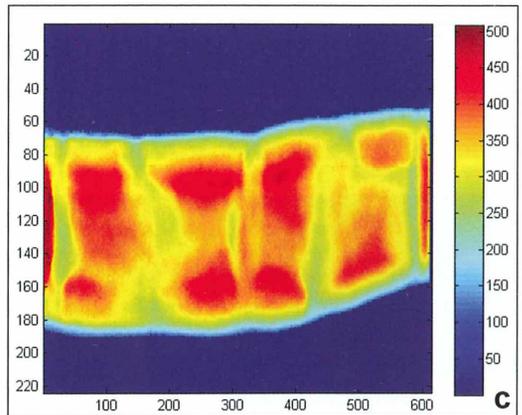
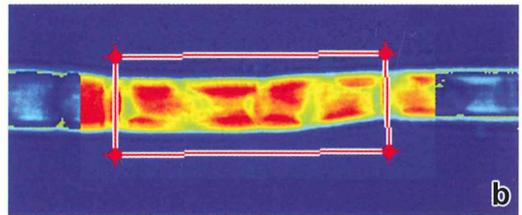
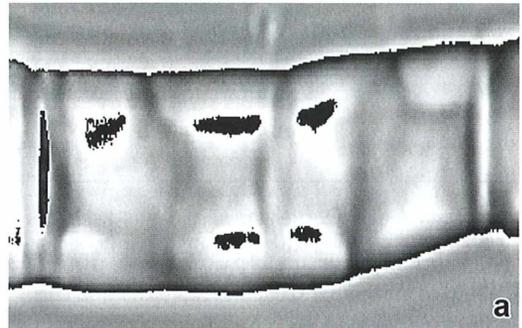
(TG in pg Zelle<sup>-1</sup>,  $\Gamma$  in nm, F in nm<sup>2</sup>,  $\alpha = 0,0017$ )

ergibt. Für das Trockengewicht einer Zellvolumeneinheit müssen wir – nach Vermessung der Zelle und der Kalkulation des Zellvolumens –

den Quotienten aus Zellrockengewicht und Zellvolumen bilden:

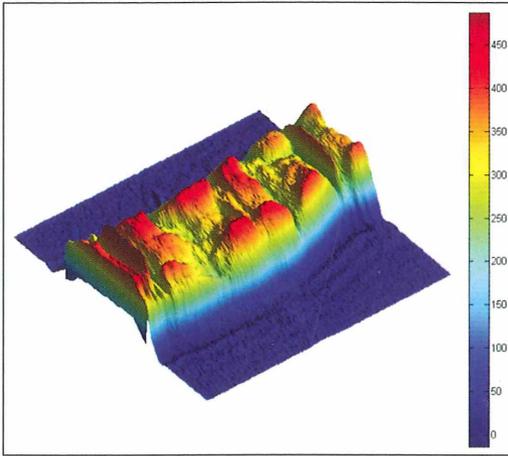
(8)  $TG_{\text{Zellvolumeneinheit}} (\text{fg } \mu\text{m}^{-3}) = TG (\text{fg}) / V (\mu\text{m}^{-3})$

Angegeben wird das Zellrockengewicht zweckmäßigerweise in pg (10<sup>-12</sup> g) oder fg (10<sup>-15</sup> g). Die dann manchmal notwendige Umrechnung in Zellkohlenstoff ist unproblematisch, da der



329.7962 nm +/-	72.7607 nm
73895 Pixel	ROI
40.5011 nm +/-	17.4699 nm
57153 Pixel	Umgebung

**Abb. 6:** Mit der Streifenmethode (Abb. 5) wurde ein mittlerer Gangunterschied  $\Gamma$  von  $>\lambda/2$  gemessen. Dies kann mit dem Programm über die Berechnung einer Gesamtphasenkarte der Zelle (a) so korrigiert werden, das die Farbenfolge von Blau nach Rot über den Bereich  $\lambda/2$  hinaus ( $\lambda = 0-500$  nm) gilt. Entsprechend verändern sich die Falschfarben der gemessenen Zelle. Die zu messende Zelle wird nun exakt an den Querwänden und mit einem Teil der vom Objekt unbeeinflussten Umgebung markiert (b). Das daraus gerechnete Bild wird mit der korrekten Farbskala dargestellt (c). In der Tabelle (d) werden die mittleren rohen  $\Gamma$ -Werte der Zelle und der Umgebungswert sowie die zugehörigen Pixelzahlen angegeben. Nach Subtraktion des Umgebungswertes vom Objektwert erhalten wird den korrekten  $\Gamma$  der Zelle mit 289,3 nm.



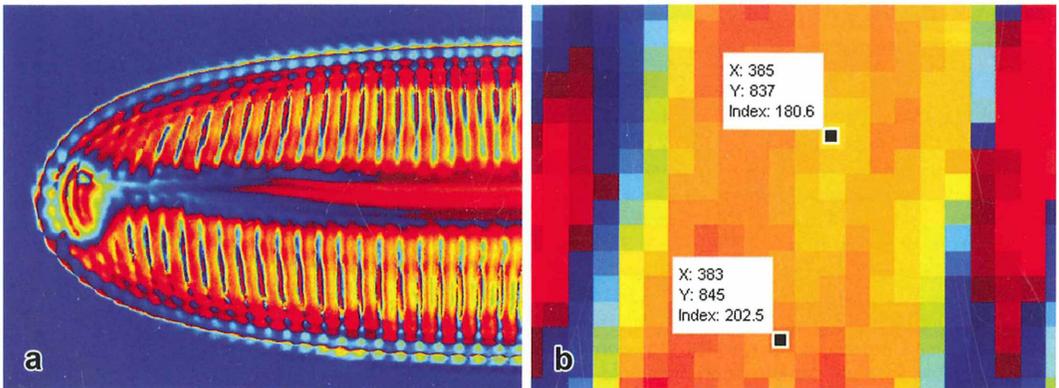
**Abb. 7:** In der 3D-Darstellung wird die Verteilung der Gangunterschiedswerte (0–450 nm) der *Tribonema*-Zelle besonders deutlich. Die Positionen der vier Chloroplasten und der Querwandbereiche sind entsprechend ihres höheren Trockengewichtsanteiles plastisch hervorgehoben.

Anteil Kohlenstoff am Trockengewicht bei relativ geringer Schwankungsbreite mit  $50 \pm 2\%$  recht konstant ist. Für unser *Tribonema*-Beispiel (Abb. 4) beträgt der Streifenabstand 248 Pixel, entsprechend 546 nm. Der Gangunterschied  $\Gamma$  mit 280 nm ist also etwas größer als  $\lambda/2$  ( $= 273$  nm). Die Zellgröße beträgt  $26,4 \mu\text{m} \times 5,2 \mu\text{m}$ , das heißt die Fläche  $137,3 \mu\text{m}^2$  und das Volumen (Zylinder)  $560,7 \mu\text{m}^3$ . Daraus kann das TG der Zelle zu 226 pg und das TG je  $\mu\text{m}^3$  zu 403 fg berechnet werden. Dieser ist

aber mit einem relativ großen Streubereich von circa 10 % auf Grund der subjektiven Ausmessung der Streifenauslenkung und der Inhomogenitäten der Zelle – z. B. Lage der Chloroplasten – behaftet.

### Die Messung im Interferenzkontrast

Eine hochpräzise, auf 1nm genaue Messung des Gangunterschiedes ist durch die Verwendung eines Phasenschieber-Algorithmus (Literaturangaben in Mahlmann et al., 2008 und Esser et al., 2009) möglich. Diese Methode benötigt eine Serie von fünf digital aufgenommenen Bildern im homogenen monochromatischen ( $\lambda = 546$  nm, grün) Interferenzfeld (Abb. 5a–e) Das Objekt wird zunächst auf maximale Dunkelheit des Untergrundes eingestellt. Jedes der dann folgenden Bilder ist gegenüber dem Vorhergehenden um genau  $\lambda/4$  phasenverschoben, das heißt zwischen 1. und 5. Bild beträgt die Phasenverschiebung  $1\lambda$  (546 nm). Im Referenzstrahlengang des Mikroskops befindet sich dazu ein mit einer Mikrometerschraube kontinuierlich verstellbarer, phasenschiebender Glaskeil. Die Teilautomatisierung unseres Instrumentes besteht aus einer auf den Fototubus aufgesetzten Digitalkamera und einer elektronischen Mikrometerschraube des Phasenschiebers. Über einen Laptop werden Kamera und Mikrometerschraube so angesteuert, dass die Suche und Einstellung des dunklen Untergrundes, die Phasenschritte und die zugehörige Bildaufnahmen automatisch erfolgen. Der Gang-



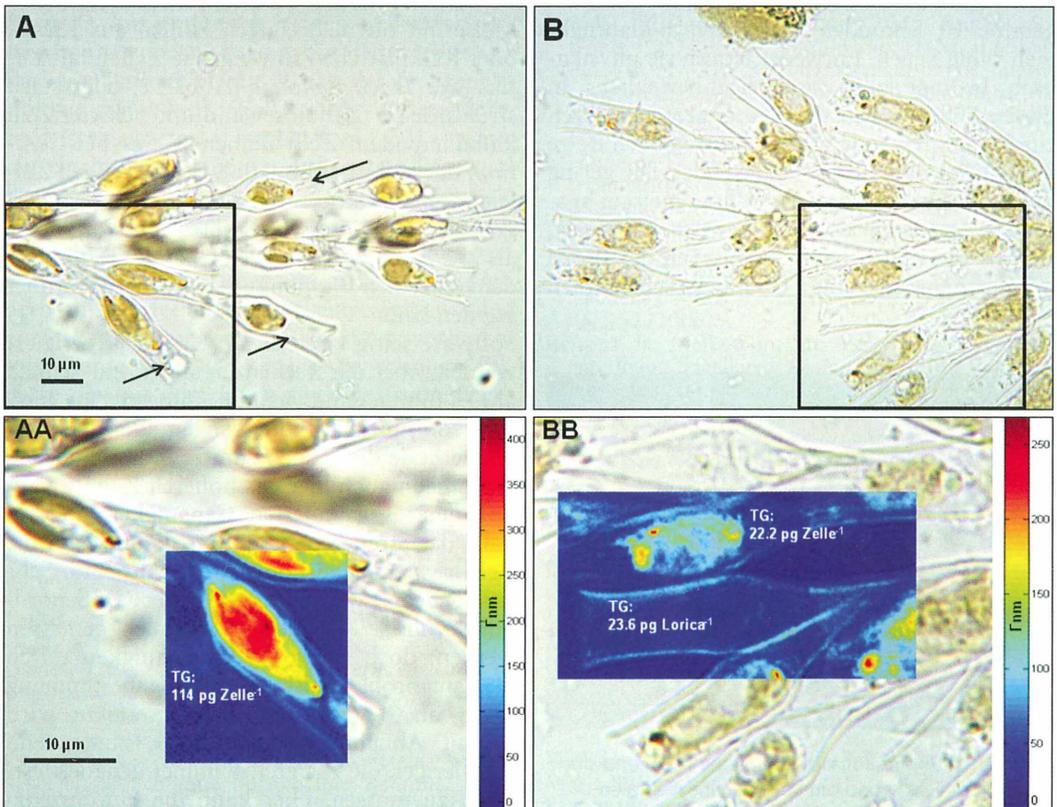
**Abb. 8:** *Pinnularia*, Schalenpräparat, Teilansicht der Kieselshale mit Raphe, Transapikalstreifen und Endknoten im Falschfarbenbild (a) (Valvenbreite ca.  $30 \mu\text{m}$ ). Das rechte Bild (b) zeigt den Ausschnitt aus einem Transapikalstreifen mit Anzeige des Gangunterschiedes (Index-Wert) des jeweiligen Pixels und der Pixelposition (x, y). Die Breite des Transapikalstreifens beträgt 16–18 Pixel entsprechend  $0,8 \pm 0,1 \mu\text{m}$ .

unterschied jedes Bildpixels zur Referenz wird schließlich am PC aus dieser Bildfolge mit einem von Mahlmann entwickelten Programm berechnet. Das generierte Gesamtphasenbild des Objektes, die Phasenkarte, wird dann in ein Falschfarbenbild umgewandelt, das heißt jedem Grauwert wird eine Farbe zugeordnet (Abb. 5f).

Haben Strukturen des Objektes einen höheren Gangunterschied als  $\lambda/2$  (273 nm), wird dies durch das Programm berücksichtigt, so dass auch bei Gangunterschieden vom mehrfachen  $\lambda/2$  eine kontinuierliche Falschfarbenfolge generiert werden kann. (Abb. 6 und 7). Eigenfärbungen der Zellen, wie zum Beispiel grüne Chloroplasten oder unterschiedlich stark Licht absorbierende Bereiche bei gleichem Brechungsindex stören bei dieser Methode nicht. Der mittlere Gangunterschied der zu messen-

den und entsprechend markierten, durch mehrere Pixel dargestellten Struktur, der ganzen Zelle oder von Zelldetails sowie die gesamte Pixelzahl der gemessenen Fläche und des Untergrundes werden dann automatisch angezeigt. Durch Kenntnis der Pixelgröße ist dann auch die Fläche in  $\mu\text{m}^2$  bekannt. Berechnen wir nun das Zellrockengewicht (bzw. das TG je  $\mu\text{m}^3$ ) aus den Messwerten der Interferenzkontrastmethode, erhalten wir für unser Beispiel ein, im Vergleich zur Streifenmethode, um circa 5% höheres TG von 238  $\mu\text{g}$  (bzw. 425  $\text{fg } \mu\text{m}^{-3}$ ). Die Streuung um den TG-Wert liegt nach wiederholten Messungen bei  $<2\%$ .

Gangunterschiede können auch Pixel genau gemessen werden, das heißt bei unserer Anordnung (50er Objektiv, Okular 10 $\times$ ) für eine Pixelgröße von 0,002  $\mu\text{m}^2$ , wodurch auch die hohe Ortsauflösung der Methode deutlich

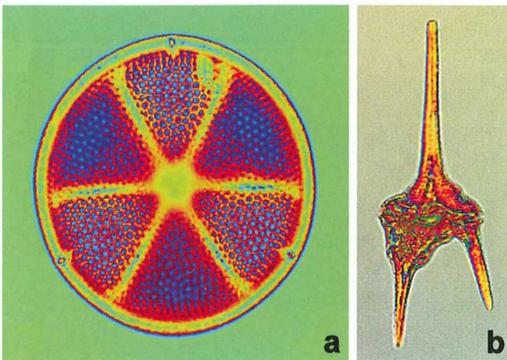


**Abb. 9:** *Dinobryon*-Kolonien in Agarose eingebettet. **A** Lebende Zellen; die Pfeile weisen auf die Geißeln hin. **AA** Ausschnitt aus A; eine Zelle zur Trockengewichtsbestimmung (TG) ausgewählt und in Falschfarben abgebildet. Rechts ist die Falschfarbenskala für den Gangunterschied ( $\Gamma$ ) 0–400nm eingefügt. **B** Tote Zellen. **BB** Ausschnitt aus B; eine tote Zelle und eine leere Lorica wurde zur TG-Bestimmung ausgewählt. Sie sind in Falschfarben dargestellt. Die Skala rechts umfasst den Gangunterschiedsbereich von 0–250 nm.

wird. Dies ist in Abbildung 8 an einer *Pinnularia*-Frustel in Valvaransicht dargestellt. Die Farbverteilung und die angezeigten Werte zeigen auch, wie exakt die Schale gebaut ist. Die Transapikalstreifen weisen im Detail eine Abweichung des mittleren Gangunterschiedes von nur  $\pm 10$  nm auf. Nehmen wir für das in Naphrax (ca.  $n = 1,7$ ) eingebettete Kieselschalensmaterial einen Brechwert von  $n = 1,447$  an (Höbel, 2009), so ergibt das eine Abweichung der Schichtdicke von etwa  $\pm 0,05$   $\mu\text{m}$ . Wenn wir eine Silikatwandstärke von 1  $\mu\text{m}$  zu Grunde legen, sind das gerade einmal  $\pm 5\%$ . Auch beim Vergleich mehrerer Transapikalstreifen bleibt der Unterschied in der Verkieselung genauso niedrig.

### Keine Methode ohne Probleme und Grenzen

Nicht alle Zellen bleiben während der doch insgesamt 10 Sekunden dauernden Bildaufnahmen ruhig liegen. Entweder zittern sie physikalisch bedingt oder sind eigenbeweglich. In diesen Fällen haben wir das Agaroseverfahren zur Immobilisierung von Flagellaten nach Reize und Melkonian (1989) angewendet. Die gering konzentrierte Agaroselösung (low melting agarose, 1%ig) bleibt noch bei unter 20 °C flüssig, so dass die Zellen beim Vermischen der Probe mit der Agaroselösung (1:1) nicht schrumpfen



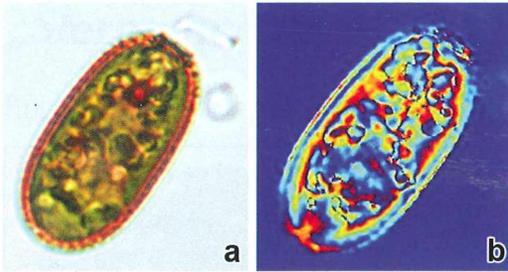
**Abb. 10:** Kombination aus komplexer Form und stark strukturierter Zellwand am Beispiel eines Schalenpräparates der marinen Kieselalge *Actinoptychus senarius* (Zelldurchmesser 60  $\mu\text{m}$ ) im Falschfarbenbild und *Ceratum hirundinella* (Zellgröße 200  $\mu\text{m}$ ) aus einer fixierten Seenplanktonprobe im homogenen Interferenzkontrast. Gesamtzell-Messungen sind in diesen Fällen nicht mehr sinnvoll.

und temperaturbedingt absterben. Nach kurzer, einige Minuten dauernder Abkühlung auf unter 15 °C geliert die Flüssigkeit unter dem Deckglas, so dass die Zellbewegungen gehemmt werden.

Sind die Zellen von Natur aus sehr empfindlich gegen Milieuwechsel und längeren Transport, wie beispielsweise *Dinobryon*, muss entsprechend schnell nach der Probenahme mikroskopiert werden. Dass die Einbettungsmethode und das zeitnahe Mikroskopieren Erfolg haben, zeigen die Bilder von *Dinobryon* (Abb. 9). Die Geißelbewegung als Zeichen lebender Zellen war während der Messungen gut zu sehen. Sterben die Zellen ab, verlieren sie sehr schnell Masse, wie in der Vergleichsabbildung dargestellt ist.

Weitere Probleme führen an die Grenzen der Methode. Dies betrifft Kieselalgen mit komplex strukturierten Theken (Abb. 10a) oder auch Zellen von Arten unterschiedlicher Formenkreise mit oft mehrlagigen Hüllen aus Kiesel- oder Kalkplättchen sowie große Zellen mit Lorica wie *Trachelomonas* (Abb. 11) oder stark strukturierter Zellulosewand und schwierig zu kalkulierendem Zellvolumen wie es bei *Ceratum* der Fall ist (Abb. 10b). Bei derartigen Zellen kommt es strukturell bedingt zu steilen und großen Gangunterschiedssprüngen von mehr als  $\lambda/2$  (bis  $3 \times \lambda/2$ ) von Pixel zu Pixel, so dass dem einzelnen Bildpunkt kein Wert zugeordnet werden kann.

Software-seitig kann dies zwar noch korrigiert werden, aber die Rechenzeit steigt sehr schnell an. Es führen dann Detailmessungen, eine Vielzahl von Einzelpunktmessungen oder die Streifenmethode doch noch zum Ziel, aber mit den Nachteilen auch hier des höheren Zeitaufwandes, einer verminderten Genauigkeit und im Falle der Streifenmethode nur dann, wenn die Zellen weitgehend homogen gebaut sind. Sehr kleine Zellen wie Bakterien in der Größenordnung von 0,2–2  $\mu\text{m}$  können auch gemessen werden, doch steigt die Ungenauigkeit durch die dann problematische Zellgrößenbestimmung rasch an. Durch die Beugungseffekte wird es mit Abnahme der Zellgröße zunehmend schwieriger, die Zellgrenze immer genauer festlegen zu müssen. Hier kann die Fluoreszenzmikroskopie helfen, wobei aber zu bedenken ist, dass die Zellen fluorochromiert werden müssen und der große Vorteil der Interferenzmethode, nämlich die lebenden Zellen unbehandelt zu messen, verloren geht.



**Abb. 11:** Lebende *Trachelomonas hispida*-Zelle (25  $\mu\text{m}$ ) in Agarose eingebettet im Hellfeld (a) und in der Falschfarbendarstellung (b) (Gangunterschiede  $\Gamma$  von  $\gg \lambda/2$ ). Die steilen  $\Gamma$ -Gradienten im Bereich weniger Pixel erschweren die Bestimmung des TG. Mit vielen Detailmessungen ist dies aber dennoch hinreichend genau möglich (TG: 265  $\text{fg } \mu\text{m}^{-3}$ ).

## Aussichten

Aktuelle Anwendungen in den Lebenswissenschaften wie beispielsweise auf dem Gebiet der Biologie (Jahnke et al., 2011), der Neurophysiologie (Kaul et al., 2010) sowie in den Materialwissenschaften (Letsche et al., 2011) dürften ein Indikator für das zukünftige Potenzial der mikroskopinterferometrischen Methode sein. Ob ein System und welches sich letztlich am Markt längerfristig – wieder – etablieren wird und in welchen weiteren Forschungsfeldern diese Methode dann eingesetzt werden wird, kann zurzeit allerdings kaum vorhergesagt werden. An den ästhetisch schönen Bildern, die mit dem Horn'schen Instrument gewonnen werden können, kann man sich, ganz zweckfrei, allemal erfreuen.

## Literaturhinweise

- Beyer, H.: Interferenzmikroskopie (Durchlicht). In: Beyer, H., Riesenberg, H. (Hrsg.): Handbuch der Mikroskopie, S. 174–190. VEB Verlag Technik, Berlin 1988.
- Davies, H. G.: The use of the interference microscope to determine dry mass in living cells and as a quantitative cytochemical method, *Quart. J. Microscop. Sci.* 95, 271–304 (1954).
- Dunn, G. A.: Transmitted-light interference microscopy: a technique born before its time. *Proc. Royal Microscop. Soc.* 33, 189–196 (1998).
- Esser, D., Mahlmann, D., Wortmann, D., Gottmann, J.: Interference microscopy of femtosecond laser written waveguides in phosphate glass. *Appl. Phys. B* 96, 453–457 (2009).
- Hannes, H.: Messung kleiner Brechzahlunterschiede. *LEITZ-Mitt. Wiss. Techn. V*, 25–32 (1969).

- Göke, G.: Methoden der Interferenzmikroskopie 1. Einführung. *Mikrokosmos* 74, 153–158 (1985a).
- Göke, G.: Methoden der Interferenzmikroskopie 2. Die Streifenmethode. *Mikrokosmos* 74, 180–183 (1985b).
- Göke, G.: Methoden der Interferenzmikroskopie 3. Interferenzkontrast mit großer Bildaufspaltung. *Mikrokosmos* 74, 250–254 (1985c).
- Grehn, J.: Das Durchlicht-Interferenz-Mikroskop – ein Instrument des Biologen. *Leitz-Mitt. Wiss. Techn. I/2*, 35 (1959).
- Höbel, P.: Brechwertmessungen an Diatomeen – Technik und neue Messungen. *Mikrokosmos* 98, 98–102 (2009).
- Horn, W.: Mikro-Interferenz II. In: *Jahrbuch für Optik und Feinmechanik* 3. Pegasus-Verlag, Wetzlar 1958.
- Jahnke, J., Mahlmann, D. M., Jacobs, P., Priefer, U. B.: The influence of growth conditions on the cell dry weight per unit biovolume of *Klebsormidium flaccidum* (Charophyta), a typical ubiquitous soil alga. *J. Appl. Phycol.* 23, 655–664 (2011).
- Kaul, R. A., Mahlmann, D. M., Loosen, P.: Mach-Zehnder interference microscopy optically records electrically stimulated cellular activity in unstained nerve cells. *J. Microsc.* 240, 60–74 (2010).
- Letsche, S., Jacobs, P., Pluntke, M., Tränkle, S., Gong, H., Marti, O., Mahlmann, D. M., Loosen, P., Volkmer, D.: 3D characterization of microstructured poly(methacrylic acid) thin films via Mach-Zehnder interference microscopy. *Thin Solid Films* 519, 8100–8108 (2011).
- Mahlmann, D. M., Jahnke, J., Loosen, P.: Rapid determination of the dry weight of single, living cyanobacterial cells using the Mach-Zehnder double-beam interference microscope. *Eur. J. Phycol.* 43, 355–364 (2008).
- Radek, R.: Kurze Mitteilung. Digitale Holographie als neues Mikroskopierverfahren. *Mikrokosmos* 95, 152 (2006).
- Reize, I. B., Melkonian, M.: A new way to investigate living flagellated/ciliated cells in the light microscope: Immobilization of cells in agarose. *Botanica Acta* 102, 145–151 (1989).
- Seeber, C., Klagge, E., Beyer, H.: Interferenzmikroskopische Trockenmassebestimmungen an primären Strumazellen in Gewebekultur. I. Methode. *Zeitschr. Allg. Mikrobiol.* 12, 45–52 (1972).
- Walter, F.: Die Mikrointerferometrie als quantitative Methode in der biologischen Forschung. *LEITZ-Mitt. Wiss. Techn. II/2*, 41–48 und 77–85 (1962).

*Verfasser:* Dr. rer. nat. Joachim Jahnke und Maria Bugaro, RWTH-Aachen, Biologie I, Ökologie des Bodens, Worringerweg 1, 52074 Aachen, E-Mails: jahnke@bio1.rwth-aachen.de und bugaro@bio2.rwth-aachen.de; Dipl.-Phys. Daniel Mahlmann, Thomas-Müntzer-Straße 52, 99423 Weimar

## Mikro-Cartoon

### Was guckst Du?!

Den Spruch kennt man aus dem Fernsehen, aus einer Comedy-Sendung, die von dem türkischstämmigen, deutschen Mitbürger Kaya Yanar gestaltet wird. Könnte man sich vorstellen, dass Kaya die Anregung für diesen Slogan in der mikroskopischen Welt gefunden hat. Wohl kaum! Oder doch? Bei diesem begabten Menschen weiß man ja wohl nie so genau, was noch in ihm steckt und wo er seine Anregungen herholt. Vielleicht schaut er ja zu Hause heimlich in ein Mikroskop, auf der Suche nach Inspirationen.

Wie auch immer: Die beiden vorliegenden Bilder aus elektronenmikroskopischen Dünnschnitten des Ciliaten *Oxytricha* haben eine gewisse Odyssee hinter sich gebracht, bis sie in unserer Redaktion auftauchten. Der Autor der Bilder ist Prof. Dr. Gary Grimes, der vor vielen Jahren als Protozoologe an der Indiana University in Bloomington, USA, tätig war. Er überreichte diese Fotos seinerzeit Prof. Dr. Sidney Tamm, welcher als Zellbiologe an der Boston University, USA, angesiedelt ist. Prof. Tamm ist in der Szene bekannt als Freund und Schöpfer kurioser Darstellungen. Dieser wiederum hat die Abbildungen an uns weitergeleitet, da er weiß, dass wir in der MIKROKOSMOS-Redaktion für derartige Situationen ein weites Herz haben.



Im wahren Leben zwei auf der Höhe der Basalkörper geschnittene Dikinetiden eines Vertreters der Ciliatengattung *Oxytricha*.

So zeigen wir hier zwei Antlitzte, von dem das eine gewisse Ähnlichkeiten mit einem Alien aufweist (links), und das andere das etwas ratlos dreinblickende Konterfei eines vom Leben gebeutelten menschlichen Wesens wiederzugeben scheint (rechts). Da kann man eigentlich wirklich nur noch einmal fragen: *Was guckst Du?!* und festhalten, was Prof. Tamm zu dieser Situation sagt, nämlich *nature is the greatest cartoonist*.  
Redaktion MIKROKOSMOS



Aus einem Heft von 1921.

## „Sternschneutzer“ am Wegesrand

Rupert Lenzenweger

**Sternschneutzer** nennt sie der österreichische Volksmund (in Bayern kennt man auch **Engelsrotz**), diese eigenartig dunkelgrünen, ja fast schwarzen, schleimig-gallertigen Gebilde, die oft schon nach nur kurzen Regengüssen neben der Asphaltdecke oder dem verfestigten Kieselbelag an Weg- und Straßenrändern in kleineren Gruppen oder auch größeren Flächen scheinbar unvermittelt auftauchen und den Boden bedecken.

Die ebenfalls übliche Bezeichnung Schleimlinge kommt dabei ihrem äußeren Erscheinungsbild schon recht nahe (Abb. 1). Genau so rätselhaft, wie sie gekommen sind, verschwinden sie bei Trockenheit scheinbar wieder, und es ist kaum mehr etwas von ihnen zu sehen. Sie fallen natürlich nicht vom Himmel, wie die volkstümliche Bezeichnung ihr unerklärbares Auftauchen zunächst vermuten ließe, sondern sie sind immer da. Aber nur, wenn man die Stellen ihres Vorkommens genau kennt, kann man sie auch bei Trockenheit als unscheinbare, schwarze, bröckelige, vom umgebenden Asphalt kaum zu unterscheidende Krusten bemerken. Schon kurze Zeit nach Regengüssen können sie wieder zu diesen gallertigen Klumpen aufquellen. Es sind die Kolonien der Cyanobakterie *Nostoc commune*. In die gallertige Masse sind lange, aus kugelligen, nur etwa 5 µm kleinen Zellen gebildete, verschlungene Fäden eingelagert, welche ein Fadenknäuel bilden (Abb. 2). Ihrer Ähnlichkeit wegen werden sie auch als Rosenkranzalgen bezeichnet. Die wasserreiche, schleimige Gallerte wird vom Zellplasma gebildet und durch winzige Poren



**Abb. 1:** Die Gallertlager von *Nostoc commune* im Kies am Wegesrand.



**Abb. 2:** Zellketten von *N. commune* im Hellfeld.

von den Zellen ausgeschieden und erfüllt wohl den Zweck einer Schutzfunktion.

In der Trockenstarre stellen sie ihre Lebensfähigkeit weitestgehend ein und können in diesem Zustand jahrzehntelang überdauern. Das ermöglicht es ihnen auch, Extremstandorte zu besiedeln, und sie sind, ähnlich wie die Flechten und Moose, damit auch Wegbereiter für die Besiedelung lebensfeindlicher Orte. Bei Feuchtigkeit setzt der Stoffwechsel wieder ein, und sie erwachen zu neuem Leben. Bei südamerikanischen Indianern sollen sie sogar als Nahrung dienen und werden in diesem Zusammenhang sogar mit dem biblischen Manna in Verbindung gebracht. Außerdem wird ihnen eine antibakterielle Wirkung zugeschrieben.

### Literaturhinweis

Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen, 12. Auflage. Franck-Kosmos Verlag, Stuttgart 2011.

Verfasser: Prof. Rupert Lenzenweger, Schloßberg 16, A-4910 Ried im Innkreis

## Form und Funktion im Mikro- und Makrobereich

### Warum tragen die kleinsten Insekten Borstenflügel?

Werner Nachtigall und Alfred Wisser

**Borstenflügler – das ist eine andere deutsche Bezeichnung für die Insektenordnung der Thysanoptera oder Thripse. Ihr Körper ist nur 0,5 bis allerhöchstens 15 mm lang, und ihre trommelschlegelartigen Flügel sind zweizeilig mit Borsten besetzt. Der Ausdruck Flughaare für diese Borsten deutet schon auf ihre Funktion hin.**

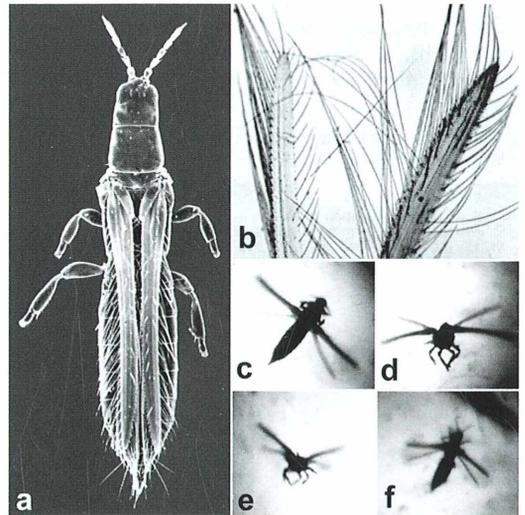
Die Flügel der Thripse erreichen bis zu 2/3 der Körperlänge (Abb. 1a), und ein typischer Thrips-Flügel ist rund 1 mm lang und trägt zweizeilig deutlich über hundert feine, gelenkig eingesetzte Borsten (Abb. 1b). Diese sind nur 1–2  $\mu\text{m}$  dick und 200–400  $\mu\text{m}$  lang. Sie bedecken 20–45% des von ihnen umschlossenen Raums und lassen zwischen sich Luftschlitze frei. Man könnte annehmen, dass die Luft durch diese relativ breiten Schlitze ungehindert durchströmen kann. – dann würde allerdings ein solcher Flügel nichts taugen. Dem ist aber nicht so, und darin liegt der Trick der kleinen Dimensionen.

Auch die winzigen Arten unter den Thripsen, von denen es an die 5.000 Vertreter gibt, können relativ schnell fliegen, mindestens 10 cm pro Sekunde. Im Flug bewegen sie Vorder- und Hinterflügel sehr rasch und voneinander getrennt; die Flughaare sind gespreizt. Mehr kann man an Zufalls-Videoregistrierungen (Abb. 1c–f) aber kaum sehen.

Doch lässt sich messen, dass kleine Thripse sekundlich an die 100 Körperlängen zurücklegen können. Sie sind in dieser Hinsicht kaum schlechter als große Fluginsekten. Bei diesen bilden die Flügel aber feste Flächen, und ihre Luftkraftherzeugung lässt sich gut verstehen. Ein unter einem Anstellwinkel  $\alpha$  bewegter Schlagflügel erzeugt Widerstand  $F_W$  in Schlagrichtung und Auftrieb  $F_A$  senkrecht dazu (Abb. 2a), und aus diesen beiden Luftkraftkomponenten gewinnt der Flieger seinen Hub, der ihn in der Luft hält, und seinen Schub, der ihn vorwärts

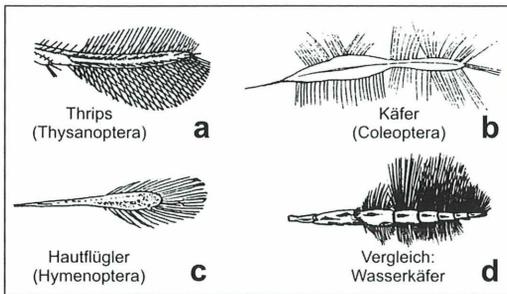
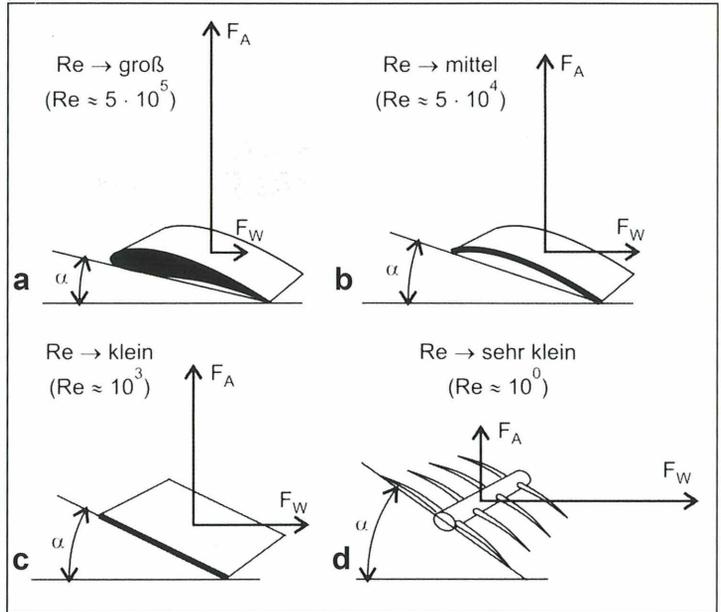
treibt. Bei einem klassischen großen und rasch bewegten Flügel ist  $F_A$  günstiger Weise viel größer als  $F_W$  (Abb. 2a).

Das ändert sich aber, wenn die Flügel kleiner sind und langsamer bewegt werden, das heißt, wenn die Reynoldszahlen – vergleiche zum Beispiel Nachtigall (2003) – kleiner werden. Dann wird in jedem Fall  $F_A$  relativ kleiner und  $F_W$  relativ größer und damit die strömungsmechanisch bedeutsame Gleitzahl  $\epsilon = F_A/F_W$  immer



**Abb. 1:** Thripse. **a** Eine Art mit zusammengelegten Flügeln (Rasterelektronenmikroskopie). **b** Spitzenteile der Vorder- und Hinterflügel einer Seite (Lichtmikroskop). **c–f** Einzelbilder freier Flug (Video, 1/18 000 s).

**Abb. 2:** Schema der relativen Luftkraftkomponenten bei einem klassischen Flügel (**a** profiliert und gewölbt), einem Segelfalter (**b** unprofiliert und gewölbt), einer Schmeißfliege (**c** unprofiliert, im Mittel ungewölbt) und einem Thrips (**d** Borstenfläche).



**Abb. 3:** Biologische Konvergenzen. Borstenbesetzte Trägerstrukturen von Flügeln (**a-c**) und Beinen (**d**) verschiedener kleiner Insekten.

kleiner. Eine entsprechende Reihe zeigt die Abbildung 2.

Thripse fliegen nun aber bei noch viel kleineren Reynoldszahlen als die kleinsten Essigfliegen und damit bei strömungstechnisch geradezu unfassbar winzigen Gleitzahlen. Haben größere Insekten sozusagen „auf den Auftrieb gesetzt“, funktioniert diese Technik bei den kleinsten nicht mehr. Hier ist einfach der Widerstand zu groß. Und damit liegt die Hypothese nahe: Die Thripse kämpfen nicht gegen den unvermeidlich hohen Widerstand, sondern nutzen ihn. Sie „fliegen mit dem Widerstand“, rudern in der Luft mit ihren borstentragenden Flügeln vielleicht so herum wie die Wasserflöhe oder auch kleine Wasserkäfer mit ihren borstenbesetzten

Schwimmbeinen im Wasser. Dazu bauen sie dicke Grenzschichten um ihre Flügelborsten herum auf, die sich zwischen den Borsten mehr oder minder schließen und somit aus einer morphologischen Schlitzfläche eine „strömungsmechanische Festfläche“ machen. Das ist freilich noch ein wenig hypothetisch.

Die Überlegung gewinnt aber an Wahrscheinlichkeit über eine klassisch-biologische Konvergenzbetrachtung. Es zeigt sich nämlich, dass die Flügel der kleinsten Insekten, auch wenn sie aus so unterschiedlichen Ordnungen kommen wie Thripse, Käfer oder Hautflügler oder eben auch die Schwimmbeine der Wasserkäfer, konvergent gebaut sind: Sie besitzen borstenbesetzte, schmale Trägerstrukturen (Abb. 3). Es sind also sicher die genannten physikalischen Effekte, welche den eigentümlich übereinstimmenden konvergenten Feinbau von biologischen Bewegungsorganen erzwingen.

### Literaturhinweis

Nachtigall, W.: Insektenflug. Unter Mitarbeit von A. Wisser. Springer, Berlin 2003.

*Verfasser:* Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall und Dr. rer. nat. Alfred Wisser, 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.wisser@mx.uni-saarland.de

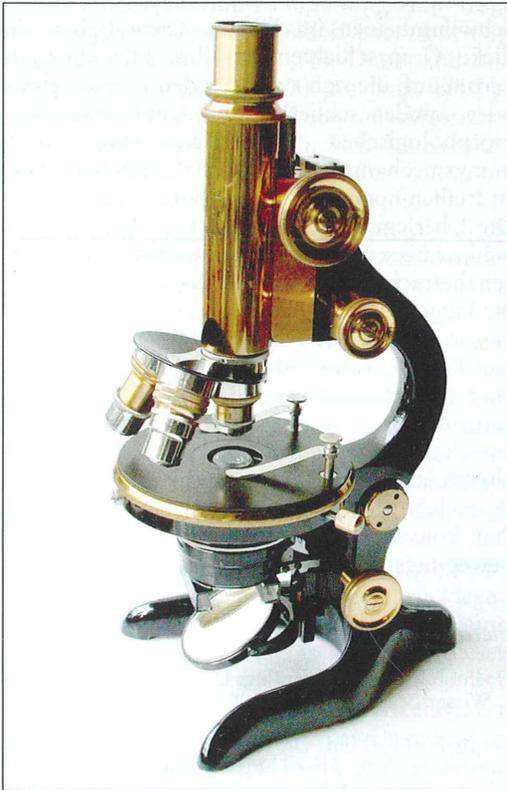
# Leitz-Mikroskope vor 100 Jahren

Rudolf Drews

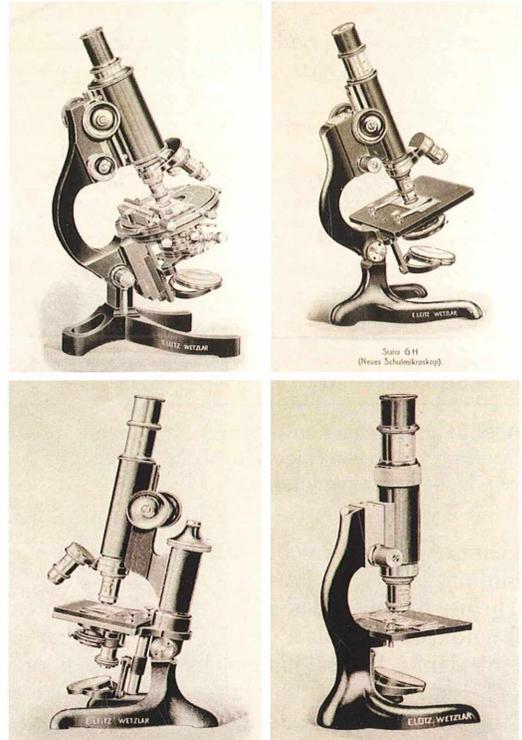
Es war eine Gepflogenheit der Firma Leitz, bedeutenden Forschern ein Mikroskop mit herausragender Nummer als Ehrengabe zu überreichen. So erhielt Paul Ehrlich 1912 das Mikroskop mit der Nummer 150.000. In diesem Jahr war auch der erste mängelfreie Binokulartubus von Leitz serienreif, so dass im Katalog von 1913 erstmalig ein Binokularmikroskop angeboten wurde.

Die weltbekannte Firma Ernst Leitz, Wetzlar, nahm ihren Anfang mit Carl Kellner, welcher 1853 einen ersten Produktkatalog herausbrachte. Der Katalog bot drei Mikroskoptypen an und sechs verschiedene Objektive. Nach dem frühen Tod Kellners übernahm Friedrich Bethle 1856 die Firma und leitete diese von 1865 bis 1868 zusammen mit Ernst Leitz, welcher nach dem Tod Bethles ab

1869 die alleinige Leitung innehatte. Heute trägt die Firma den Namen Leica, benannt nach der 1925 auf den Markt gebrachten Leica-Kamera. Die Firma besteht aus drei voneinander unabhängigen Unternehmen, von denen Leica-Microsystems im Besitz eines US-



**Abb. 1:** Stativ C (Nr. 159004 von 1913) mit Drehtisch und Abbe-Kondensator. Dieses Modell wurde häufig für Routineuntersuchungen eingesetzt.



**Abb. 2:** Vier unterschiedliche Modelle aus dem Katalog von 1913. Links oben: Stativ AA. Universalmikroskop mit eingebautem Kreuztisch und großem Beleuchtungsapparat. Rechts oben: Stativ GH. Neues Schulmikroskop mit Kugelmikrometerschraube. Links unten: Stativ II. Mittleres Mikroskop. Der Beleuchtungsapparat konnte mit der seitlichen großen Schraube abgesenkt werden. Rechts unten: Stativ J. Kleines Mikroskop mit Kugel-Mikrometerschraube.

Amerikanischen Konzerns ist. Leica-Microsystems deckt die Bereiche Mikroskopie und Histologie ab.

### Mikroskopproduktion im 20. Jahrhundert

Die Mikroskopproduktion durch Ernst Leitz, Wetzlar, erfuhr ihren Höhepunkt zu Beginn des 20. Jahrhunderts. Im Jahr 1910 wurden 9.000, im Jahr 1925 und in den Folgejahren 10.000 Instrumente pro Jahr gefertigt. Mit dem Mikroskop hatte man von der 2. Hälfte des 19. Jahrhunderts an bedeutende grundlegende Erkenntnisse in Zytologie, Histologie und Entwicklungsgeschichte sowie über Bakterien und menschliche sowie tierische mikroskopisch kleine Parasiten gewonnen. So wurde das Mikroskop zum Symbol wissenschaftlichen Fortschritts, und der Laie, der zeigen wollte, dass er „in“ ist, strebte damals den Besitz eines Mikroskops an so wie heute der moderne Mensch den eines Handys oder eines Computers. Dabei waren die Mikroskope durchaus nicht billig, und sie waren keineswegs für jedermann erschwinglich.

Das teuerste Gerät (Stativ AA, Abb. 2 links oben), das Leitz im Katalog von 1913 anbot, kostete 1289 Mark, das billigste (Stativ VI) 45 Mark. Zum Vergleich: Der Bau eines einfachen Zweifamilienhauses kostete zu jener Zeit rund 15.000 Mark! Das so genannte Schulmikroskop (Stativ GH, Abb. 2 rechts oben) kostete mit drei Objektiven und zwei Okularen 195 Mark. Wie auch heute, richtete sich der Preis eines bestimmten Mikroskopmodells nach dessen Ausstattung. So bestimmten nicht nur Ob-

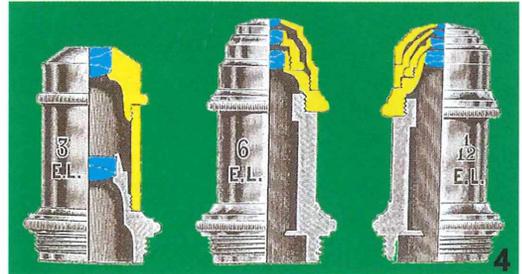


Abb. 3: Die drei Achromate „3“ (10,3), „6“ (48), 1/12 Homogene Ölimmersion (105). –

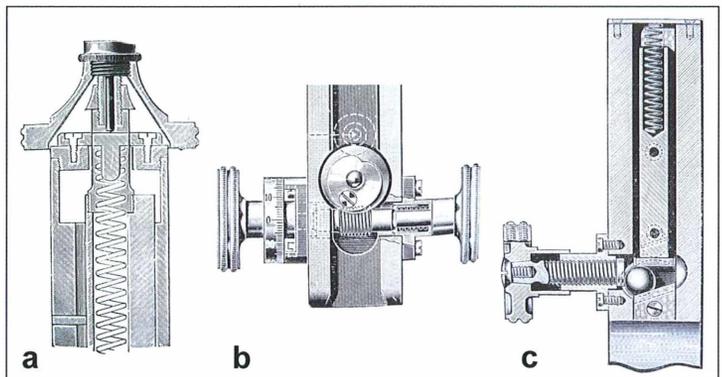
Abb. 4: Dieselben Objektive im Längsschnitt.

Die zwei- oder dreifach verkitteten Linsen dienen der Korrektur der chromatischen und sphärischen Aberration.

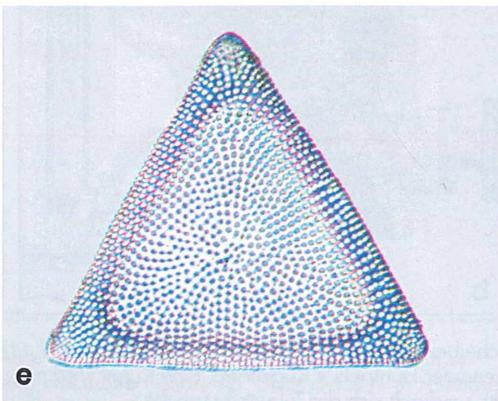
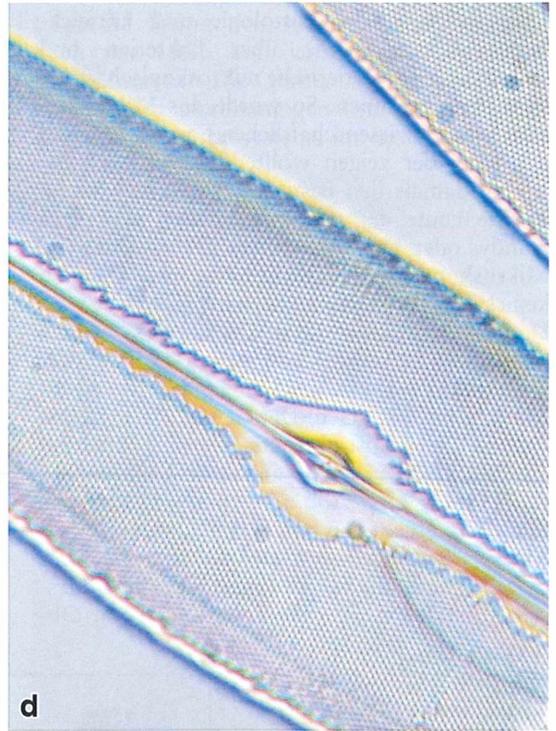
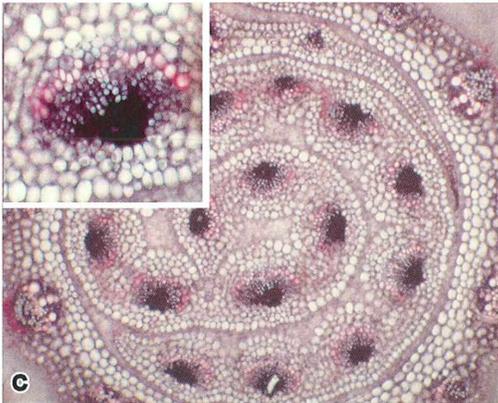
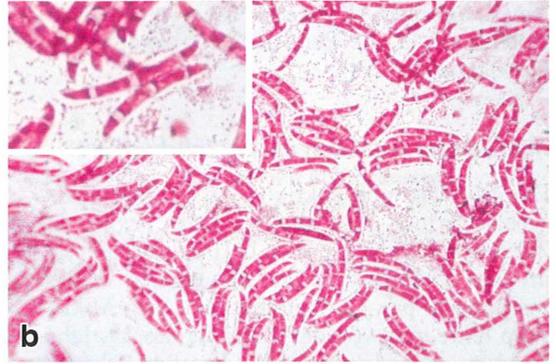
jektive und Okulare die Preishöhe, sondern auch die Option eines Drehtisches oder des großen Beleuchtungsapparates anstelle eines einfachen Kondensors.

Trotz recht hoher Anschaffungskosten lagen die Produktionszahlen bestimmter Modelle (Schul- und Routinegeräte) recht hoch, wovon auch die große Angebotshäufigkeit dieser Typen im heutigen Antiquitätenhandel zeugt.

Abb. 5: Die Feintriebe der im Katalog von 1913 angebotenen Mikroskope. Diese Feintriebe (Mikrometerschrauben) arbeiten präziser als ältere Ausführungen (z. B. Parallelogrammtrieb). Alle Feintriebe stellen eine direkte Verbindung zwischen Stativ und Tubusträger her. **a** Senkrechte Mikrometerschraube. Der Tubusträger wird entlang einer senkrechten starren prismatischen Achse durch Drehen einer senkrechten Schraube gegen Federkraft nach unten bewegt. **b** Endlose Feineinstellung. Eine



Endlosschnecke dreht über ein Zahnrad eine exzentrische Scheibe, welche gegen ein Widerlager drückt und dabei den Tubusträger hebt oder senkt. Am häufigsten verwendeter Feintrieb. **c** Kugeltrieb. Eine Kugel wird mit der Mikrometerschraube gegen eine schräge Ebene gedrückt, wodurch sich der Tubusträger hebt.



Der Katalog von 1913 führt neben zwei Reismikroskopen, einem Binokularmikroskop, einem Demonstrations- und Trichinenmikroskop und weiteren Spezialmikroskopen 23 verschiedene Mikroskopstative auf, von welchen vier in Abbildung 2 gezeigt werden. An Objektiven werden 12 Achromate, sieben Fluoritsysteme und sechs Apochromate angeboten. Das Objektiv „3“ kostete 15 Mark, das Objektiv „6“ 30 Mark und die Homogene Ölimmersion 100 Mark (als Apochromat 325 Mark) (Abb. 3 und 4). An Okularen enthält der Katalog einen Satz Huygens'scher Okulare (0 bis V) und sechs Kompensationsokulare.

Insgesamt waren die Mikroskope von Leitz, und zwar bestimmte Modelle, so beliebt, dass sie entweder von anderen Firmen für den eigenen Vertrieb angekauft wurden (z. B. Kosmos-Verlag) oder sie wurden imitiert. Besonders Berliner Firmen führten Leitz- oder Leitz-ähnliche Mikroskope (Himmler, Pridat in Potsdam, Teichgräber, Rosenbaum, Fuess, Steindorf). Selbst im Ausland versahen Firmen Leitz-Modelle mit ihrem Firmennamen (Bausch & Lomb in Rochester, Spencer in Buffalo). Manche heute auftauchende Mikroskope sind ohne jede Bezeichnung, und doch muss ein Leitz-Stativ Modell gestanden haben. Zur Beliebtheit trug außer der hervorragenden Optik der präzise arbeitende Feintrieb bei, von dem drei unterschiedliche Konstruktionen verwendet wurden (Abb. 5). Der Feintrieb diente oft gleichzeitig als Mikrometerschraube.

### Ausstattung der Mikroskope

Zur einfachen Grundausstattung eines Mikroskops gehörten außer zwei Okularen die Objektive „3“, „6“ und 1/12 Homogene Ölimmersion, welche 1878 von Abbe konstruiert wurde. Da Bakterien gewissermaßen der Renner unter den mikroskopischen Objekten waren, musste eine Ölimmersion vorhanden sein. Die Beleuchtung der Mikroskope erfolgte durch einen Spiegel und einen einfachen Kondensator mit Irisblende oder durch den Abbe-

Kondensator. Dieser zeichnet sich dadurch aus, dass die Irisblende mit Hilfe eines Zahntriebs seitlich verschiebbar ist und in dieser Stellung um die optische Achse gedreht werden kann. So kann das Objekt von verschiedenen Seiten schief bis hin zum Dunkelfeld beleuchtet werden. Bei den Abbildungen 6a, d, e und f wurde der Abbe-Kondensator benutzt. Der so genannte große Beleuchtungsapparat aus dem Katalog von 1913 war zusätzlich mit einer über dem ausklappbaren Kondensator positionierten zweiten Irisblende ausgestattet. Im Zugeständnis an frühere Gepflogenheiten der Beleuchtung war eine steckbare Zylinderblende mit drei Blendeneinsätzen oft ein Teil der Ausstattung.

### Bildqualität hundertjähriger Mikroskope

Um einmal die Leistungsfähigkeit der hundertjährigen Leitz-Objektive zu demonstrieren, wurden mit einer Okular-Digitalkamera und dem Leitz-Mikroskop Stativ C (Abb. 1) verschiedene Objekte fotografiert. Die Beleuchtung beim Leitz-Mikroskop erfolgte mit einer eingespiegelten einfachen Mikroskopierlampe. Mit dem Computer wurde anschließend die Helligkeit reguliert und eine Weißkorrektur vorgenommen. Es zeigt sich, dass es ein hundertjähriges Leitz-Mikroskop mit achromatischer Optik hinsichtlich der Bildqualität durchaus mit neuzeitlichen Durchschnittsmikroskopen aufnehmen kann. Und nicht nur das. Solch ein Mikroskop ist nicht nur ein Zeugnis hoher Handwerkskunst, sondern es stellt auch ein ästhetisch sehr ansprechendes Gerät dar, welches sowohl auf dem Tisch eines nostalgischen Hobby-Mikroskopikers als auch in der Vitrine des Sammlers seinen angemessenen Platz finden kann.

### Literaturhinweise

- Beck, R.: Mikroskope von Ernst Leitz in Wetzlar. Sutton Verlag, Erfurt 2002.  
 Ernst Leitz, Wetzlar: Firmenkatalog Nr. 45 A, Wetzlar 1913.  
 Grehn, J.: 125 Jahre Leitz-Mikroskope. Ernst Leitz Wetzlar GmbH, Wetzlar 1977.  
 Kettenmann, H., Zaun, J., Korthals, S. (Hrsg.): Unsichtbar – Sichtbar – Durchschaut. Max-Delbrück-Centrum für Molekulare Medizin Berlin Buch, Berlin 2001.  
 The Billings Microscope Collection. Armed Forces Institute of Pathology. Washington 1974. Reprint 1987.

◀ **Abb. 6:** Fotografien, welche mit dem Mikroskop der Abbildung 1 hergestellt wurden. **a** Mückenkopf (Objektiv „2“, Abbe-Kondensator). **b** Pilzkonidien (Objektiv „6“). **c** Blattquerschnitt (Objektiv „3“). **d** Kieselalge (Objektiv „6“, Abbe-Kondensator). **e** Kieselalge (Objektiv „6“). **f** Kreispräparat Kieselalgen (Objektiv „2“, Abbe-Kondensator).

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

# Die Metamorphose der filopodialen Gehäuse-Amöbe *Lecythium hyalinum*

Pedro Galliker

Von vielen Nacktamöben ist bekannt, dass sie bei Erschütterungen mit einer zentral-symmetrischen Sternform ins Plankton hinüberwechseln. Man nennt dies Schwebeform. Bei der Gehäuseamöbe (Testacee) *Lecythium hyalinum* geschieht das Umgekehrte. Sie bildet bei Erschütterungen ein hyalines, schaumig vakuolisierendes Lobopodium, mit dem sie sich an der Unterlage festklebt.

**B**eim digitalen Filmen von Mikroorganismen soll man eine Szene nie zu früh abbrechen, denn mit interessanten Begegnungen oder Zwischenfällen muss man immer wieder rechnen. So erging es mir, als ich beim Nonstop-Filmen einer filopodialen Testacee durch einen zappelnden Fadenwurm empfindlich gestört wurde. Dieser nervöse Störenfried brachte mein langsames und friedliches Objekt immer wieder ins Zittern, ja manchmal wurde es sogar wild herumgeschubst. Für meine Ausdauer wurde ich mit neuartigen Überraschungen belohnt.

Kurz erinnere ich mich an die vordigitale Filmmerei mit 16 mm Filmmaterial, welche aus Kostengründen so etwas nie erlaubt hätte. Ebenso wäre die nachträgliche Zeitraffung nur mit sehr großem finanziellem Aufwand möglich gewesen. Auch einen interessanten Einzelaspekt im Nu zum Stehbild umzuwandeln, ist heute Dank digitaler Techniken machbar. Hier haben sich durch den Computerfortschritt entscheidende neue Welten aufgetan.

## Die Story im Einzelnen

Der Start zum Film der *Lecythium*-Amöbe erfolgte, als ich zwei kleine, abnorm saftig grüne Kieselalgen filmen wollte. In diese Szene hinein bewegte sich von oben her langsam ein Detritushaufen, aus dem einige Filopodien herausragten. Diese waren zweifellos für die Bewegung verantwortlich. Aber den Akteur konnte ich hinter dem dunklen Tarnkleid nicht erken-

nen. Doch bald schon zappelte der lebhafteste Fadenwurm in die Szene und bewirkte, dass sich der Einzeller aus dem Tarnkleid befreite. Es dauerte zwei Minuten, bis sich *Lecythium hyalinum* in voller Klarheit zeigte (Abb. 1 und 2). Ich konnte erkennen, dass sich die Amöbe von Kieselalgen ernährt hatte. Die Gehäuseöffnung mit den büschelartig austretenden Filopodien war der Unterlage zugekehrt, und eine Seitenansicht hatte ich nicht zur Verfügung. Ich erkannte erst nach fünf Minuten auf der Unterseite der Amöbe einen kleinen vakuolisierten Pfropf (Abb. 3). Von diesem entscheidenden Moment an war die *Lecythium*-Amöbe ruhig; sie klebte an ihrer Unterlage. Die nach wie vor heftigen Turbulenzen des Fadenwurmes konnten sie nicht mehr erschüttern. Einige Filopodien zeigten inzwischen vermehrt Verzweigungen.

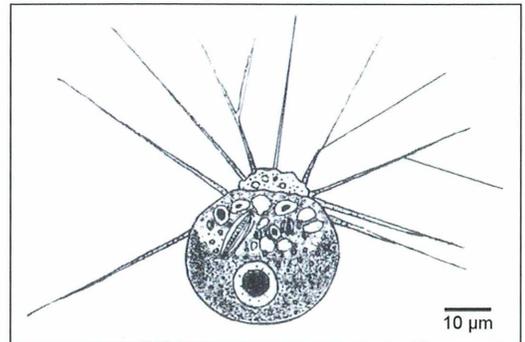
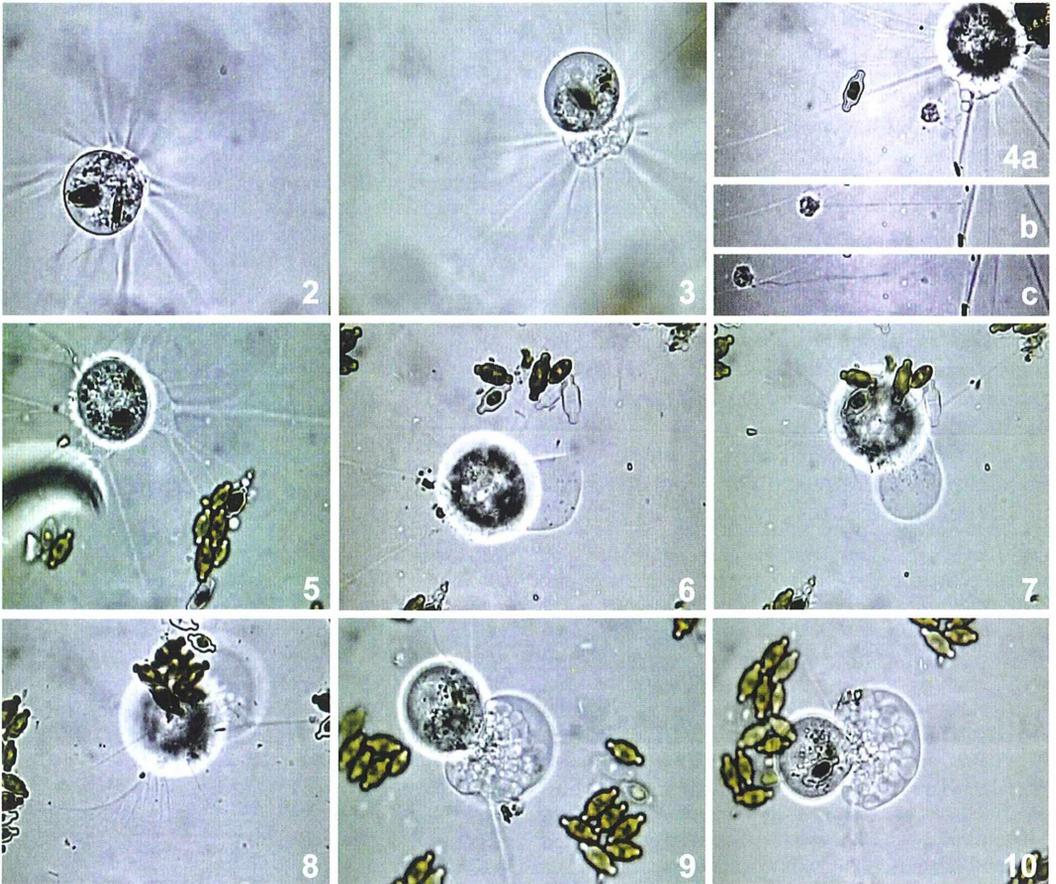


Abb. 1: Habitus von *Lecythium hyalinum* (aus Penard, 1902).

### Ein klebriger Zwischenfall

Die zentrale Vakuolenansammlung breitete sich längs eines starken Filopodiums aus. Nun wurde ein Flagellat von den Turbulenzen des Fadenwurms an dieses Filopodium geschleudert. Er klebte am oberflächlichen Vakuolenplasma fest und versuchte sich sogleich wieder zu befreien. Das aber gelang ihm nur mühsam. Das relativ flüssige Protoplasma des vakuolierten Klebepropfs verzog sich zu einem langen Faden, bis er endlich an seiner Basis riss und das Opfer mit dem angehängten geschrumpften Klebefaden in die Freiheit entließ (Abb. 4).

Im Folgenden verwandelte sich der Klebschaum immer mehr zu einer Füllmasse zwischen den Filopodien (Abb. 5), dann zu einem klar begrenzten und nach vorne gerichteten breiten Lobopodium mit eingelagerten Nahrungsteilchen (Abb. 6). In dieser Phase sind die normalen Filopodien immer noch in der Lage, Beute zu machen. Dies konnte ich im Film in einem Fall deutlich erkennen (Abb. 7). Jetzt spaltete sich ein Filopodium völlig unerwartet zu einem aufgesplitterten „Besen-Pseudopodium“ (Abb. 8). Ich vermute, dass dies eine Folge der dauernden Erschütterungen war. Gegen Ende meines fast einstündigen Films entwickelte das Klebepseudopodium immer



**Abb. 2–10:** Verhaltensabfolge der beschalteten Amöbe *Lecythium hyalinum*. – **Abb. 2:** Zellkörper mit zahlreichen langen Filopodien. – **Abb. 3:** Vakuolisierter Propf auf der Unterseite. – **Abb. 4:** Angeklebter Flagellat reißt sich vom *Lecythium* los. – **Abb. 5:** Der vorgestülpte, klebrige Plasmabereich verbindet etliche Filopodien miteinander. – **Abb. 6:** Der vorgestülpte Bereich wird zu einem Lobopodium, welches Nahrungspartikel enthält. – **Abb. 7:** Die Filopodien fächern sich in viele feine Fortsätze auf. – **Abb. 9:** Der Vorderrand des Fresspseudopodiums wird hyalin. – **Abb. 10:** Die Filopodien haben einen engen Kontakt zum Fresspseudopodium.



**Abb. 11:** Eine Anhäufung von *Lecythium hyalinum*-Zellen (aus Kreutz und Foissner, 2006).

größere Vakuolen. Zeitweise wurde der Vorderrand wieder hyalin (Abb. 9) und die Verbindungen zu den gewöhnlichen Filopodien erschienen recht eng (Abb. 10).

### **Ist *Lecythium hyalinum* ein Einzelgänger oder eine soziale Amöbe?**

In der Literatur von Ralf Meisterfeld (2001) steht bei *Lecythium hyalinum* zum Thema Habitat: *freshwater; in culture the individuals are found in groups* (Süßwasser; in Kultur bilden die Individuen Gruppen).

Im illustrierten Sammelband zur Biodiversität im Simmelried bei Konstanz von Martin Kreutz und Wilhelm Foissner (2006) befindet sich auf

S. 100 ein Bild einer Anhäufung von *Lecythium hyalinum*. Dazu steht im Text: *Lecythium hyalinum is one of the rare amoebae forming groups of 2–20 individuals. They live in a mucous envelope with a diameter of 50–250 µm and feed on algae and bacteria* (*Lecythium hyalinum* ist eine der wenigen Amöben, die Gruppen von 2–20 Individuen bilden. Sie leben in einer schleimigen Hülle mit einem Durchmesser von 50–250 µm und fressen Algen und Bakterien).

Es wäre interessant zu wissen, ob in den Zuchten oder im Simmelried auch Erschütterungen auf die Gruppenbildung eingewirkt haben, oder ob der seltene soziale Zusammenhang dieser Amöben anderweitig zustande kam.

### **Literaturhinweise**

Kreutz, M., Foissner, W.: Protozoological Monographs, Vol. 3, 2006.

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

Meisterfeld, R.: Testate amoebae with filopodia. In: Lee, J. J., Leedale, G. F., Bradbury, P. (eds.): Illustrated guide to the protozoa, 2. edition, vol. 2, p. 1054–1084. Society of Protozoologists, Lawrence, Kansas, USA 2000.

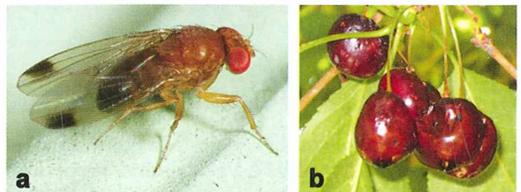
Penard, E.: Faune rhizopodique du Bassin de Léman. Kündig, Genève 1902.

*Verfasser:* Dr. Pedro Galliker, Bodenstrasse 26, CH-6490 Andermatt,  
E-Mail: [mail@plankton-archiv.ch](mailto:mail@plankton-archiv.ch),  
Website: [www.plankton-archiv.ch](http://www.plankton-archiv.ch)

## **Nachrichten**

### **Münchener Forscher entdecken gefährlichen Pflanzenschädling**

Forscher der Zoologischen Staatssammlung München wiesen im Rahmen des Forschungsprojektes „Barcoding Fauna Bavarica“ einen sehr gefährlichen neuen Pflanzenschädling in Deutschland nach. Die Kirschessigfliege, *Drosophila suzukii*, stammt ursprünglich aus Ostasien und hat sich inzwischen in den USA, in Kanada sowie seit 2008 auch in Südeuropa als gefährlicher Schädling etabliert. Sie wurde vermutlich durch befallene Früchte im Handel verschleppt und verursacht massive Schäden in Steinobst- und Beerenkulturen sowie im Weinbau. Die Münchener Forscher bestätigten die Identität der



**Abb. 1:** **a** Kirschessigfliege *Drosophila suzukii* (Quelle: <http://redwoodbarn.com/images>).  
**b** Schäden an Kirschen durch Laven der Kirschessigfliege (Quelle: <http://pflanzengesundheits.jki.bund.de>).

Fliege mit genetischen Methoden und lieferten damit erstmalig einen Beweis für die ökonomische Bedeutung des Barcodings.

Der Münchener Fliegenexperte Dieter Doczkal fand die Art im Herbst 2011 in der Nähe von Rastatt in Baden-Württemberg. Dort sammelte er Insekten für genetische Proben im Rahmen des internationalen Projektes „Bibliothek des Lebens“ (Barcoding of Life). Bei diesem innovativen Projekt erfassen Forscher weltweit genetische Sequenzen, so genannte Barcodes, aller bekannten Tierarten. Mit Hilfe dieser Sequenzen, die in einer Referenzdatenbank im Internet zur Verfügung stehen, können sie Pflanzenschädlinge und andere Tierarten eindeutig identifizieren.

Dieser Fund ist in zweierlei Hinsicht höchst bedeutsam. Zum ersten bestätigt er erstmals auf genetischem Weg das Vorkommen der Kirschessigfliege in Deutschland. Diese Art ist bei uns seit dem Jahr 2011 bekannt. Der gefährliche Schädling verursacht seit 2010 massive Schäden in Spanien, Frankreich und Italien. Aus Südtirol sind im Weinbau stellenweise Ernteauffälle von bis zu 25 Prozent bekannt geworden, bei Süßkirschen berichten Landwirte sogar von lokalem Totalausfall der Ernte durch die Fliege.

Für die Pflanzenschutzämter ist es daher extrem wichtig, früh über das Auftreten der Fliege informiert zu werden, damit sie geeignete Bekämpfungsstrategien planen können. Die ostasiatische Art

unterliegt einer Meldepflicht, den aktuellen Fund meldeten die Münchener Forscher bereits dem Pflanzenschutzdienst in Baden-Württemberg sowie dem Julius Kühn-Institut (Institut für nationale und internationale Angelegenheiten der Pflanzengesundheit). Diese hatten die Art ebenfalls im Herbst 2011 an drei Stellen in Baden-Württemberg, Bayern und Rheinland-Pfalz entdeckt.

Zum zweiten bestätigten die Forscher die Identität der Fliege mit Hilfe eines genetischen „Barcodes“. Das Barcoding-Projekt bestand damit seinen ersten Praxistest und zeigt, welche immense Bedeutung diese Methode künftig auch für die Landwirtschaft besitzen wird. Denn die nur wenige Millimeter messende Kirschessigfliege kann selbst von Experten nur mit hohem Aufwand zweifelsfrei identifiziert werden.

Eine Bestimmung der Larven ist mit herkömmlichen Methoden fast unmöglich, kann jedoch per Genanalyse schnell und zuverlässig durchgeführt werden. Gerade die Identifikation der Larven ist für die Planung effektiver Bekämpfungsmethoden sehr wichtig. Die ersten entsprechenden Gen-Sequenzen der Kirschessigfliege wurden von kalifornischen Forschern ins Internet gestellt, als die Art noch nicht in Deutschland bekannt war. Ab sofort ist die Kirschessigfliege auch in der Datenbank der bayerischen Forscher vorhanden.

Redaktion MIKROKOSMOS

## Quellenbücher: Damals analog! Heute digital?

Möglicherweise weiß es der eine und andere Leser nicht: Es gibt für den MIKROKOSMOS bis zum Band 77 (1988) fünf so genannte Quellenbücher (Abb. 1), in denen man nach Autoren, aber auch nach Stichworten aus dem Thema suchen kann, das in den jeweiligen Artikeln behandelt wird. Die ersten beiden Bände – erschienen 1921 und 1931 – decken die Jahrgänge 1–23 (1907–1930) ab, die drei weiteren die Jahrgänge 30–77 (1931–1988). Während die ersten beiden Bücher in der Franckh'schen Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, in gedruckter Form erschienen, wurden die drei anderen auf Privatinitiative vom leider im Jahr 1999 verstorbenen Mitglied der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich (MGZ) Max Gruber zusammengestellt und 1989/90 herausgegeben. Der Vertrieb erfolgte über ihn persönlich. Vermutlich kann man diese Quellenbücher heute nur noch im Buch-Antiquariat ausfindig machen.

Daneben gibt es ein digitales Gesamtregister von Heft 1 bis heute, das man sich kostenfrei von der Homepage des MIKROKOSMOS herunterladen kann (<http://shop.elsevier.de/Deutschsprachige-Zeitschriften/Zeitschrift/product/00263680/Mikrokosmos/>) welches mit einiger Hilfe engagierter Abonnenten nach und

nach von der Redaktion zusammengestellt wurde. Das hört sich gut an, hat allerdings gegenüber den gedruckten Versionen den großen Nachteil, dass man nur nach den Autoren sowie den Begriffen, die in den Überschriften der jeweiligen Artikel vermerkt sind, suchen kann. Es ist also keine Suche nach den in den Jahresregistern aufgeführten Sachbegriffen möglich, wie es in den analogen Versionen gegeben ist.

Man wird sich fragen, warum das im heutigen Computer-Zeitalter so ist. Natürlich wäre es rein technisch ein Leichtes, eine komfortable Datenbank mit den diversesten Suchoptionen zu erstellen. Das Problem ist, dass irgendjemand die über das Bestehende hinausgehenden, recht umfangreichen Eingaben in den Computer vornehmen müsste. Diesen Freiwilligen zu finden, dürfte nicht so einfach sein, zumal dafür keine Finanzmittel zur Verfügung stehen.

So werden wir uns zunächst einmal noch mit dem derzeitigen Provisorium behelfen müssen, was immerhin besser ist, als überhaupt keinen digitalen Zugang zu haben. Vielleicht findet sich ja doch noch einmal ein engagierter Leser, der ehrenamtlich diese zugegebenermaßen zeitaufwändige Aufgabe übernimmt.



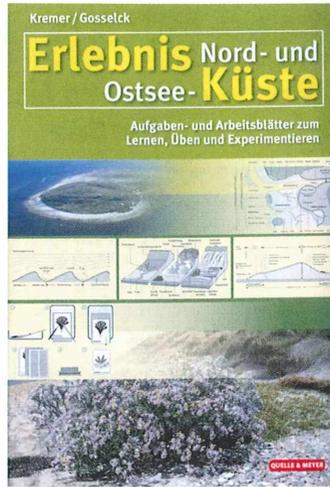
Abb. 1: Titelseiten der ersten beiden gedruckten Quellenbücher (obere Reihe) sowie die drei von Max Gruber, MGZ, „per Hand“ gefertigten Zusammenstellungen (untere Reihe).

Ein Wunschtraum ist es natürlich, die vollständige Ausgabe des MIKROKOSMOS einzuscannen und diese dann interaktiv mit dem gesamten Register zu verknüpfen. Eine vollständige Ausgabe unserer Zeitschrift stünde von Seiten der Redaktion zur Verfügung und die rein technischen Voraussetzungen für die digitale Erfassung der unterdessen über 100 Bände sollten auch gegeben sein. Die Verknüpfung der Seiten mit dem besagten Register dürfte auch

kein Problem sein. Allein, hier wird es an dem nicht unerheblichen personellen wie apparativen Aufwand scheitern, der für das Einscannen aller Zeitschriftenbände und der Erstellung einer gehobenen Anforderungen genügenden Datenbank notwendig ist. Der Elsevier-Verlag scheint im Moment (noch nicht?) dazu bereit zu sein, die finanziellen Ressourcen hierfür bereitzustellen.

Klaus Hausmann, Redaktion MIKROKOSMOS

*Ostsee.* Dies ist sicherlich eine ganz spezielle Zusammenstellung. Denn Kapitelüberschriften wie *Was ist Bernstein, Wie ist die Echtheit von Bernsteinfunden zu erkennen, Bernsteinfundstellen in Europa, Sammelhinweise, Bernsteinbearbeitung, Bernstein in der Heilkunde, Von der Mythologie zur Realität, Ausflüge in eine vergangene Welt* zeugen von der thematischen Breite, mit der die Autoren den Bernstein bearbeitet haben. Sozusagen als Sahnehäubchen gibt es dann noch im aktuellen Angebot von Quelle & Meyer die kürzlich von Bruno P. Kremer und Fritz Gosselck unter dem Titel *Erlebnis Nord- und Ostsee-Küste*



kompilierten *Aufgaben- und Arbeitsblätter zum Lernen, Üben und Experimentieren*. Spätestens hiermit wird ein im Biologieunterrichtsbereich Tätiger bei der privaten Familienurlaubsplanung die Zielregion Küste/Inseln weit oben auf einer Prioritätenliste platzieren können. Denn auf 144 Seiten werden Projektvorschläge gemacht, die in einer Schülerstudienfahrt an die Küste zweifelsohne erfolgreich umgesetzt werden können. Das sollte aber unbedingt vorweg vor Ort beispielsweise im Rahmen eines privaten Ferienaufenthalts erprobt werden.

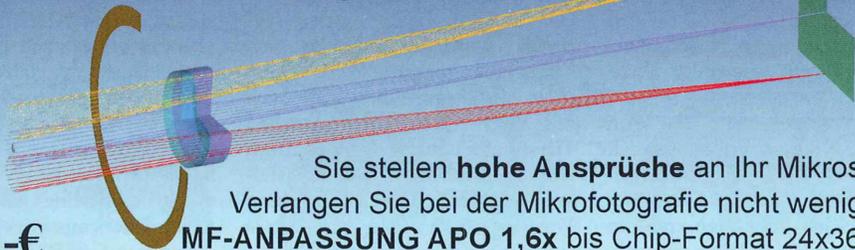
Klaus Hausmann, Berlin

## Mikro-Markt

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

## ANZEIGE

**Hochauflösende Mikrofotografie am Mikroskop**  
**MF-ANPASSUNG APO 1,6x von BW-Optik**  
für alle digitalen Spiegelreflexkameras



**590,-€**

Sie stellen **hohe Ansprüche** an Ihr Mikroskop!  
Verlangen Sie bei der Mikrofotografie nicht weniger!

**MF-ANPASSUNG APO 1,6x bis Chip-Format 24x36.**

Produktinformationen: [shop@bw-optik.de](http://shop@bw-optik.de)

SONDEROPTIK  
ASTRONOMIE  
MIKROSKOPIE

**BW - OPTIK**  
DIREKTVERSAND LANGNER-VOSS

Telefon: 04962/996484 • Fax: 04962/996717  
Blücherstr. 5 • D-26871 Aschendorf

[www.bw-optik.de](http://www.bw-optik.de) • [shop@bw-optik.de](mailto:shop@bw-optik.de)

**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); Redaktionsassistentin: 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)

**Abopreise\* (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 Rechnungszeitraum geltenden Richtlinien erhoben. Versand per Luftpost ist möglich, Preise auf Anfrage. Kunden in den EU-Ländern werden gebeten ihre Umsatzsteuernummer anzugeben.

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

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

**Abonnements:** Bitte richten Sie Ihre Bestellung an 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 DEUTDE33

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

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>

## Das letzte Bild

Das umseitige Bild zeigt auskristallisierte Reinsubstanzen des Hormons Östrogen.

Präparationstechnik: Kristallisation. Mikroskopiertechnik: Polarisation. Vergr. 375fach.

Foto: Heinz Günther Beer, Oberasbach; E-Mail: [H.G.Beer@t-online.de](mailto:H.G.Beer@t-online.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.

510543  
Bibliothek des OÖ.  
Landesmuseums  
Postfach 91

Museumstraße 14  
4010 Linz

300229

