II 90372/96,1

ELSEVIER
URBAN & FISCHER

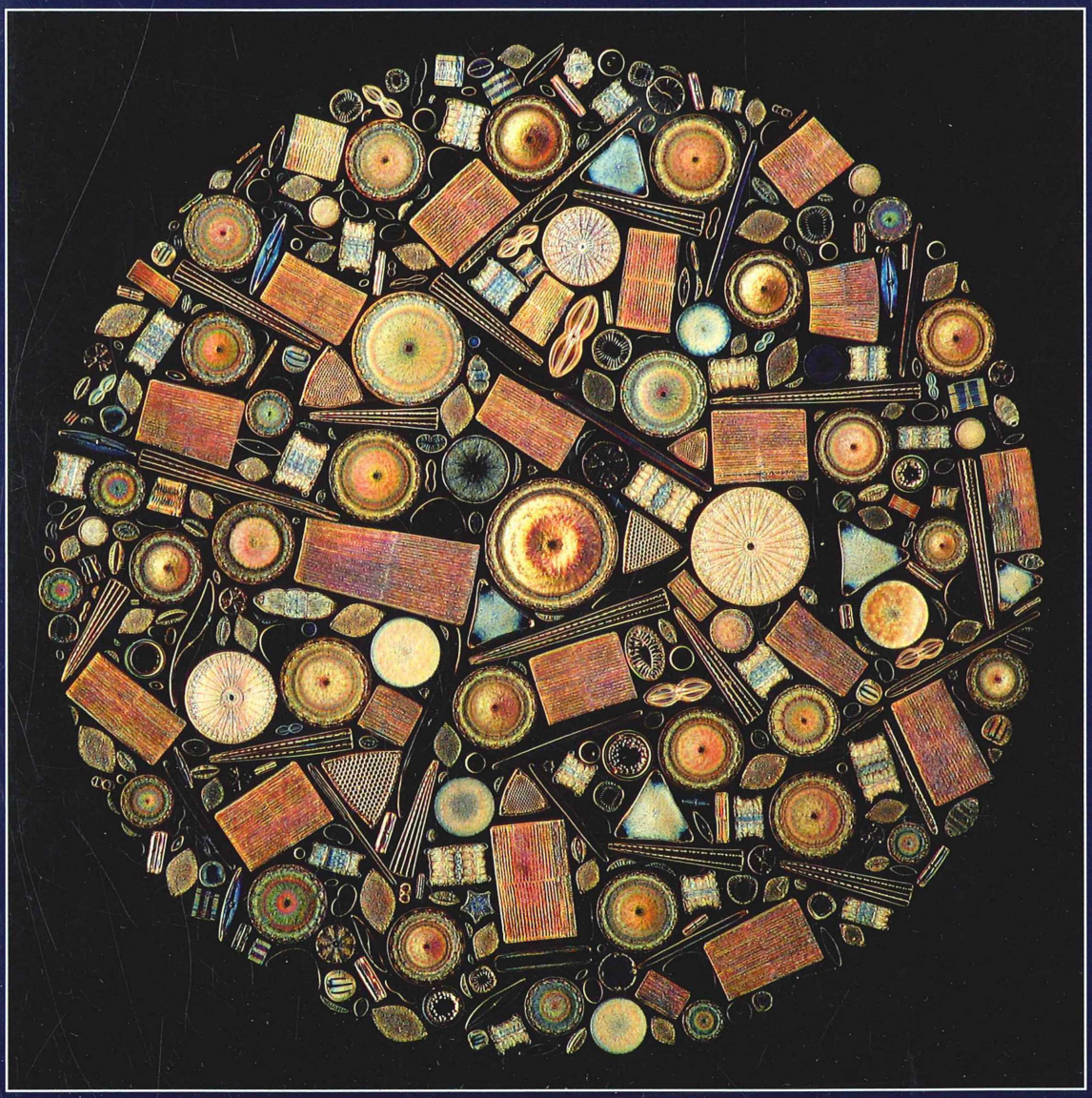
MIKROKOSMOS

1907 * 2007
100
JAHRE

Heft 1
96. Jahrgang
Januar 2007

www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart, Mikrobiologische Vereinigung im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikroskopische Gesellschaft Wien, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V., Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart, Mikroskopische Gesellschaft Zürich, Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Inhalt

Artikel

1 1907–2007: 100 Jahre MIKROKOSMOS
Klaus Hausmann

3 *Closterium sublaterale* – Eine sehr seltene Zieralge
Hans-Jürgen Steinkohl

7 Johann Diedrich Möller (1844–1907) – Über die Kunst, Diatomeen zu legen
Matthias Burba

18 Morphologische Beobachtungen über Verbreitungseinrichtungen an Samen und Früchten von bedecktsamigen Pflanzen
Teil 2: Einrichtungen zur Tier-, Wasser- und Selbstverbreitung
Armin Maidhof

25 Lebenszyklus des colpodiden Ciliaten *Bresslauides australis* – Eine chronomorphologische Studie
Selim Akarsu und Klaus Hausmann

35 Ein Moos fängt Tiere – Zoophagie bei *Pleurozia purpurea*
Teil 1: Anatomie und Biologie des Lebermooses
Sebastian Hess

49 Analyse von Seeigeln (Echinoidea) mit Hilfe der bildgebenden-Magnetresonanztomographie
Alexander Ziegler und Frank Angenstein

55 Fühltüpfel in Ranken – Wie man sie leicht entdecken kann
Eberhard Schnepf

59 LED – Ganz einfach
Rudolf Drews

Rubriken

2, 6
Kurze Mitteilungen

17, 60
Buchbesprechungen

32, 54
Nachrichten

43
Mikro-Galerie

58
Aus der Industrie

61
Aus den Arbeitsgemeinschaften

63
Mikro-Markt

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV **www.elsevier.de/mikrokosmos** wird mit Erscheinen dieses Heftes ein Artikel über Sonnentierchen aus dem Nachdruck der Bände 1–3 (1907–1910) wiedergegeben.

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

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

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

Umschlagabbildung: Diatomeen-Kreispräparat von Johann Diedrich Möller. Siehe Artikel M. Burba, S. 7–17.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Editorial

1907–2007: 100 Jahre MIKROKOSMOS

Wo findet man heutzutage noch eine Zeitschrift mit solch einer langen Tradition? Und das bei einem Journal, das sich von Anfang an nicht als ein Publikationsorgan für Originalforschung verstand. Es war stets das Anliegen des MIKROKOSMOS, eine Vermittlerrolle zu übernehmen zwischen der professionellen Forschung und dem ernsthaft interessierten Laien. Und in dieser Tradition wurde in den vergangenen zehn Dekaden der MIKROKOSMOS geführt. Es ist schwierig, wenn nicht gar unmöglich, das jeweils ganz spezielle Anliegen der vorangegangenen Herausgeber nachzuempfinden.

Vor 14 Jahren sollte der MIKROKOSMOS nach den Vorstellungen des damaligen Verlags unwiderruflich eingestellt werden. Mir gelang es seinerzeit, ihn in einem anderen Verlag, dem Gustav Fischer Verlag – heute Elsevier/ Urban&Fischer –, anzusiedeln. Als ich in der Nachfolge des langjährigen Herausgebers Dr. Dieter Krauter die Leitung der Zeitschrift übernahm, tat ich, der ich berufsmäßig im universitären Bereich tätig bin, dies aus der vollen Überzeugung, dass es wichtig ist, diese Zeitschrift mit ihrem spezifischen Anliegen, nämlich Vermittlerin zu sein, am Leben zu erhalten. Ich wollte nicht nur das Überleben des MIKROKOSMOS sichern, sondern ihn auch weiterentwickeln und ihm vielleicht einige neue Facetten hinzufügen.

So etablierten wir eine Reihe von Rubriken, um die es inzwischen teilweise allerdings auch wieder etwas still geworden ist, die andererseits aber bis heute ihren Bestand haben. Ein Beispiel dafür ist die zwar nicht so häufig erscheinende, aber immer wieder sehr spannende Mikro-Galerie, in der diesmal der Werdegang einer (Mikro-)Fotokünstlerin nachvollzogen werden kann. Gerade diese Rubrik versucht, die Verbindung der mikroskopischen Dimension mit der Welt der Kunst aufzuzeigen.

Ein weiteres Anliegen der Redaktion ist es, den historischen Aspekt der Mikroskopie zu berücksichtigen. Vor einigen Jahren gab es verschiedene Autoren, die sich gerne mit dieser Thematik auseinandersetzten. Im Moment stagniert allerdings der Manuskripteingang zu dieser Rubrik. Die Redaktion würde sich freuen, entsprechende Artikelvorschläge begutachten zu dürfen.

Natürlich werden die immer schon wichtigen Interessensfelder wie beispielsweise Präparationstechnik, Geräteinnovationen, Hinweise für die Schule sowie Anleitungen für den Mikroskopiernovizen nicht vernachlässigt. Hier versuchen wir, so aktuell wie möglich zu sein. Das trifft speziell für die Mikrofotografie zu, die derzeitig einen rasanten, unaufhaltsamen Wandel von der analogen zur digitalen Datenaufzeichnung erfährt. Hier gilt es insbesondere, die Computertechnik, die zur Ver- und Bearbeitung der Bilddaten notwendig ist, verständlich und praktisch nachvollziehbar zu machen. Erfreulicherweise treffen hoch qualifizierte Manuskripte zu dieser Thematik in der Redaktion ein.

Ein reichhaltiges Manuskriptangebot gibt es jedoch nicht nur zu den jeweils en vogue erscheinenden Themenkreisen, sondern auch zu den klassischen Disziplinen, wobei – wie seit Gründung der Zeitschrift – die biologisch orientierten Artikelvorschläge überwiegen. Wir möchten alle die auffordern, uns Berichte zuzusenden, die sich mit anderen Bereichen der Mikroskopie als den Lebenswissenschaften beschäftigen. Denn wir möchten die mikroskopische Welt so weit gefächert wie möglich wiedergeben.

An dieser Stelle möchte ich nachdrücklich und herzlich den Abonnenten sowie den Autoren unserer Zeitschrift für ihre Treue danken. Ohne sie gäbe es naturgemäß den MIKROKOSMOS nicht.

Klaus Hausmann
Herausgeber MIKROKOSMOS

II 90372
O.Ö. LANDESMUSEUM
BIBLIOTHEK
K

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Kurze Mitteilung

Auch Bakterien haben ein Zytoskelett

Eine der wichtigsten Funktionen des Zytoskeletts bei den eukaryotischen Organismen ist die Bestimmung und Erhaltung der Zellform. Für die Bakterien wird angenommen, dass diese Funktion in erster Linie die Zellmembran wahrnimmt. In letzter Zeit aber sind die Hinweise darauf, dass auch Bakterien ein Zytoskelett haben, vielfältig geworden. Die kleinsten frei lebenden und sich selbst reproduzierenden Prokaryoten sind die Mollicuten, zu denen unter anderem *Mycoplasma* (*M. pneumoniae* ist der Erreger einer Form der Lungenentzündung) und *Spiroplasma* gehören. Diese haben keine Zellwand, sondern eine Cholesterol enthaldende Zellmembran. Trotz des Fehlens einer Zellwand haben diese Organismen eine bestimmte Morphologie und Fortbewegungsweise, ohne jedoch Flagellen zu besitzen. Damit wird der Besitz eines internen Zytoskelett wahrscheinlich. Mit Hilfe der Cryo-Elektronen-Tomographie, die eine Auflösungsgrenze bei circa 4 Nanometern hat, ist es nun gelungen, dessen dreidimensionale Struktur teilweise aufzuklären (Abb. 1).

Die Zellen von *Spiroplasma melliferum* besitzen zwei Typen von Filamenten, die in drei parallel laufenden Bändern direkt unter der Zellmembran spiralförmig angeordnet und an der Zellmembran verankert sind. Diese Filamente bestehen aus einem Fibrillen-Protein, das wahrscheinlich identisch ist mit dem Aktin-artigen Protein MreB der Eukaryoten. Die beiden äußeren Bänder bestehen aus fünf dicken Fasern mit einem Abstand von etwa 11 nm. Diese beiden Bändern sind durch neun dünnere Filamente mit einem Abstand von circa 4 nm miteinander verbunden. Die Bänder sind spiralförmig von einem Zellende zum anderen angeordnet. Durch Berechnung der geodätischen Linie (Abb. 2) – das ist die kürzeste Verbindung zwischen zwei willkürlichen Punkten auf der 3D-Membran – kann gezeigt werden, dass eines der beiden Bänder kürzer ist, was auf eine differentielle Längenänderung der beide Bänder hindeutet.

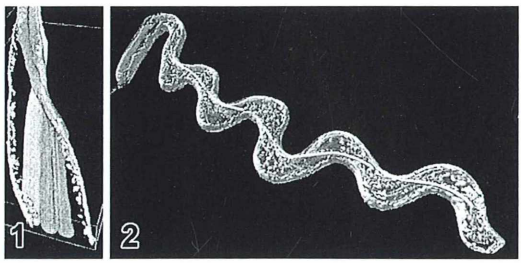


Abb. 1: Vereinfachte 3D-Darstellung der Filamentbänder, die sich parallel in der *Spiroplasma*-Zelle unter der Membran spiralförmig winden (aus Kürner et al., 2005). – Abb. 2: Dreidimensionale Darstellung einer Zelle von *Spiroplasma melliferum*. Die geodätische Linie gibt an, dass eines der beiden Bänder kürzer ist als das andere. Durch wechselnde Kontraktion der beiden Teile des Zytoskeletts kann es zu einer spiralförmigen Bewegung der Zelle kommen; durch Änderung der Längen kann auch die Richtungsänderung der Zelldrehung – und damit der Bewegungsrichtung – erklärt werden (aus Kürner et al., 2005).

Durch koordinierte Längenänderung der elastischen Bänder kommt es zu einer Drehung des Zellkörpers. Die ganze *Spiroplasma*-Zelle erhält so eine dynamische Schraubenstruktur, die in einer Zellbewegung resultiert.

Literaturhinweis

Kürner, J., Frangakis, A. S., Baumeister, W.: Cryo-electron tomography reveals the cytoskeletal structure of *Spiroplasma melliferum*. Science *307*, 436–438 (2005).

H. F. Linskens, Nijmegen

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Closterium sublaterale – Eine sehr seltene Zieralge

Hans Jürgen Steinkohl

Im nachfolgenden Bericht über die Zieralge *Closterium sublaterale* Růžička werden erstmals von dieser sehr seltenen Desmidiacee Aufnahmen von lebendem Material veröffentlicht, nachdem in den bisher wenigen Publikationen ausschließlich Zeichnungen veröffentlicht wurden. Diese zeichnerischen Darstellungen basieren meist auf konserviertem Material, das heißt, die Zellinhalte sind durch das Fixieren sehr stark entstellt oder gar nicht mehr vorhanden, sodass sie für die taxonomische Arbeit kaum oder gar nicht benutzt werden konnten.

Closterium sublaterale wird in der „Roten Liste der Zieralgen Deutschlands" mit „D" eingestuft, dies sind Sippen, deren Ökologie nicht ausreichend bekannt ist, die nur einmal nachgewiesen wurden, oder deren taxonomische Umgrenzung unklar ist.

Bisher veröffentlichte Funde von Closterium sublaterale

Closterium sublaterale ist eine Zieralge, welche bisher in Europa nur viermal beschrieben und gefunden wurde. Die erste Beschreibung und Bestimmung mit Namensgebung erfolgte 1957 durch J. Růžička (ehem. Tschechoslowakei), mit weiterer Veröffentlichung in Band 1 *Die Desmidiaceen Mitteleuropas* (1977). Die nach Růžička benannte Desmidiacee *Closterium sublaterale* wurde von ihm zuerst im Benthos von Gräben im damaligen Schlesien und Südböhmen gefunden. Darauf aufbauend wurden von Scharf (1977) kleinere Exemplare (155 × 20 µm) vom Laacher See (Eifel) beschrieben. Wegen der Größenangaben bestehen jedoch Zweifel, ob es sich um *Cl. sublaterale* handelt.
Die Funde im Oscar II Land auf West-Spitzbergen durch Oleksowicz (1984) stammen aus kleinen, flachen Seen am Rande des Aavatsmark Gletschers mit einer kleinen Insel, die von Vögeln sehr stark besucht wurde. Das Fundgebiet aus dem Lake District in England befand sich etwa eine Meile westlich einer Quelle. Das Land oberhalb der Quelle ist landwirtschaftlich genutzt (Rinder/Schafe) (Brook, 1990).

Eigene Aufzeichnungen zu Funden von Cl. sublaterale

Als Mitarbeiter im Zieralgen Arbeitskreis unter Leitung von Prof. Lenzenweger (Ried/Österreich) beschäftige ich mich seit 15 Jahren mit Desmidiaceen, insbesondere mit der Gattung *Closterium*. Mein Erstfund von *Closterium sublaterale* geht auf das Jahr 1992 zurück (Abb. 1). Die Zellen hatten eine Größe von 292 × 42 µm bis 395 × 40 µm. Der Fundort ist ein kleiner Teich in der Nähe von Passau (Gründobl) mit schöner Verlandungszone, welche von Blutweiderich und Flatterbinse beherrscht wird. Der Teich wird je nach Jahreszeit von verschiedenen Wasservögeln besucht. Zwei Kilometer oberhalb dieses Teiches entspringt der Zulauf in einem Waldgebiet, daran angrenzend befinden sich zwei kleine angestaute Tümpel eines Kleingärtners (Holzangergebiet). Auch in diesen kleinen Wasseransammlungen konnte *Closterium sublaterale* gefunden werden. Der pH-Wert des Fundortwassers lag bei 6,7 (Abb. 2).

Weitere Fundorte und Abmessungen von Cl. sublaterale

- Heiligenbrunn (bei Passau), Sumpf in einer Waldlichtung, gespeist aus einer Hangquelle, oberhalb bewirtschaftete Wiese. Zellen 275 × 50 µm bis 300 × 43 µm.
- Nagel (Fichtelgebirge), Quellsumpf mit angrenzenden, bewirtschafteten Hangwiesen. Zellen 290 × 35 µm bis 400 × 35 µm.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

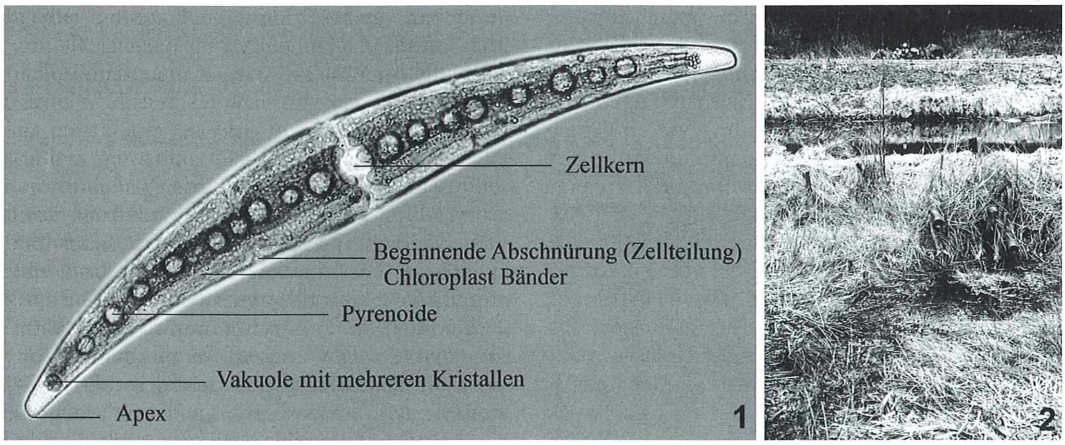


Abb. 1: ***Closterium sublaterale*** **aus dem Gründobl bei Passau, Hellfeld, Zellgröße 320 × 40 µm. – Abb. 2: Standortfoto der Fundstelle Holzanger.**

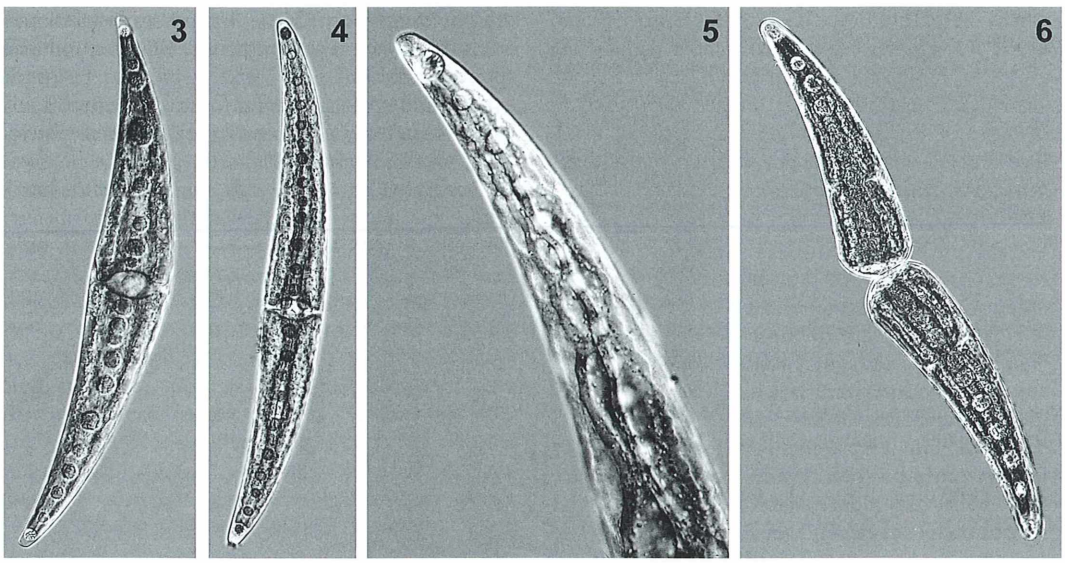


Abb. 3–6: ***Closterium sublaterale.*** **– Abb. 3: Fundort: Nagel im Fichtelgebirge, Verlandungszone eines Fischteiches mit Quelle im Teich. Differentieller Interferenzkontrast, Zellgröße 300 × 45 µm. – Abb. 4: Fundort: Abruzzen (Italien), Hangwasser mit Weidegebiet in 1300 Meter Höhe, Hellfeld, Zellgröße 375 × 43 µm. – Abb. 5: Wie Abb. 4. Besonderheit: Apex mit zusätzlich kleiner Vakuole. – Abb. 6: Fundort: Heiligenbrunn bei Passau, Waldlichtung, sumpfiges Gelände, Hangquelle, anschließende Wiesenfläche. Phasenkontrast, Zellteilung, Zellhälften 188 bzw. 175 µm lang.**

© Elsevier GmbH. A

- St. Oswald (Bayerischer Wald), Wassergraben, Hanggelände. Zellen 290 × 42 µm bis 310 × 40 µm.
- Torflöcher in Varchentin (Mecklenburg). Zellen 325 × 45 µm.
- Überschwemmungsgebiet am Fluss Ilz (Bayerischer Wald), sumpfiger Bereich. Zellen 275 × 40 µm bis 312 × 40 µm.
- In den Abruzzen (Italien), Nasswiese, Hangbereich in 1300 Meter Höhe, beweidet. Zellen 304 × 44 µm bis 375 × 43 µm.

Zur Bestimmung von Cl. sublaterale

Eine ausführliche Beschreibung ist aus der Bestimmungsliteratur von Růžička (1977) zu entnehmen. Wie aus den aufgeführten Größen vergleichend mit den jeweiligen Fundorten ersichtlich ist, bewegen sich alle untersuchten *Cl. sublaterale* innerhalb eines sich deckenden Größenverhältnisses (Abb. 3–6). Insbesondere der Durchmesser der meisten Zellen bewegt sich zwischen 40 und 45 µm. In der Arbeit von Růžička (1977) werden zum Vergleich die aufgefundenen Zellgrößen mit 224–326 × 33–42 µm aufgeführt, wobei größere oder kleinere Dimensionen nicht ausgeschlossen werden können.
Abweichend von den von mir gefundenen *Cl. sublaterale* ist allein das Algenmaterial aus der Freiland-Quellfassung bei Nagel im Fichtelgebirge. Hier sind zwar die typischen Bestimmungsmerkmale (Gesamtform der Zelle und vor allem der typische Apex als eines der charakteristischen taxonomischen Merkmale) gegeben, jedoch ist dieses *Closterium* auffallend schlanker, und die übliche Mittelanschwellung ist stark reduziert; die Zelldicke war mit 35 µm sehr konstant (Abb. 7). Ob es sich bei diesem *Closterium*-Fund eventuell um eine Varietät von *Cl. sublaterale* handelt, kann in diesem Rahmen nicht beantwortet werden. Auch von Růžička wurden bei seinen Erstfunden aus Schlesien und Südböhmen zwei verschieden schlanke Formen gefunden. Das Verhältnis von Länge und Breite – und damit die Zellform – ist bei Closterien sehr veränderlich und außerdem von der Ökologie abhängig. Die dem Benthos entnommenen Exemplare pflegen verhältnismäßig kürzer zu sein als jene aus dem Plankton.
Zum Schluss noch eine Bemerkung zum bisher sehr selten gefundenen *Cl. sublaterale*. Wie die verschiedenen Fundorte dieses Artikels zeigen, wurde *Cl. sublaterale* in Mecklenburg, im

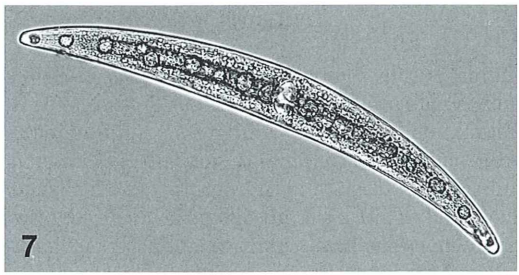


Abb. 7: Schlankere Varietät von *Closterium sublaterale*. Fundort: Nagel im Fichtelgebirge, Quelle mit provisorischer Holzeinfassung, Boden verschlammt. Hellfeld, Zellgröße 315 × 35 µm.

Fichtelgebirge, im Bayerischen Wald, ja sogar in den Abruzzen in 1300 m Höhe vom Autor gefunden. Typisch für nahezu alle Fundstellen sind quellnahe Orte mit in der Nähe liegenden Beweidungen oder dem Vorhandensein von Wasservögeln bei den größeren Wasserflächen. Aufgrund der vorliegenden Bestimmungsliteratur wird zum Sammeln von Zieralgen bevorzugt auf die moorigen Gebiete sowie die Verlandungszonen von Seen hingewiesen, wo ja auch die angetroffene Artenvielfalt von Zieralgen am größten ist. Ein Sammeln abseits von vorgegebenen Suchkriterien kann also, wie der Fund von *Cl. sublaterale* zeigt, sehr erfolgreich sein. Es lohnt sich also, manchmal „ausgetretene Pfade“ zu verlassen und einmal einen neuen Weg einzuschlagen.

Mikroaufnahmen

Folgende Geräte und Materialien fanden Verwendung: Mikroskop mit TTL-Aufsetzkamera und Datenrückwand, TTL-Blitz im Doppelkollektor zwischen Lampengehäuse und Mikroskop (Steinkohl, 1992). Filmmaterial: Fuji Velvia 50 ASA.
Die Dias wurden mit einer digitalen Spiegelreflexkamera über eine selbst gebaute Einrichtung unter Verwendung von weich gefiltertem Blitzlicht und Makroobjektiv abfotografiert und mit einem Bildbearbeitungsprogramm am PC weiterbearbeitet. Das Verfahren hat den großen Vorteil, dass man sich die Kosten für einen teueren Diascanner sparen kann. Außerdem erfolgt das Abfotografieren von Dias wesentlich schneller, als das Einscannen in vergleichsweise gleich guter Qualität!

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Der Autor bereitet zur Zeit einen Artikel mit näheren Einzelheiten über die Digitalisierung von Dias vor, insbesondere zur Lichtmischbox, welche gleichzeitig das Einstelllicht liefert.

Literaturhinweise

Brook, A. J.: *Closterium sublaterale* Růžička, a rare desmid, newly recorded in Britain. British Phycological Society, Buckingham 1990.

Lenzenweger, R.: Desmidiaceenflora von Österreich, Teile 1–4. J. Cramer, Berlin, Stuttgart 1996–2003.

Růžička, J.: Die Desmidiaceen Mitteleuropas, Band 1. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1977.

Steinkohl, H. J.: TTL-Mikroblitz für Mikroskope mit angesetzter Beleuchtung. Mikrokosmos *81*, 213–216 (1992).

Verfasser: Hans Jürgen Steinkohl, Max-Matheis-Straße 64, 94036 Passau, E-Mail: summilux@gmx.de

Kurze Mitteilung

Algizide aus Seegras

Seegräser sind keine Gräser! Es handelt sich dabei um im Wasser untergetaucht lebende, krautige, monokotyle Makrophyten, die zur Familie der Hydrocharitaceae (Froschbißgewächse) gehören. Die Seegräser, beispielsweise *Vallisneria*, sind mit der in unseren Aquarien beliebten Wasserpest (*Elodea*) verwandt. In tropischen und subtropischen Gewässern ist die Wasserschraube (*Vallisneria*) mit den langen, bandartigen Blättern in großen Beständen flutend als Seegras-Wiesen bekannt. *Vallisneria* kommt in Deutschland bisher nur als männliche Pflanze in fließenden Gewässern vor, heute zum Teil eingebürgert am Oberrhein, im Moselgebiet und in der Lippe.

Das Seegras *Vallisneria* ist deswegen besonders interessant, weil es in der Lage ist, die Eutrophierung (Steigerung der pflanzlichen Produktion z.B. bei Einleitung von Abwässern) eines Wasserkörpers zu erniedrigen und auch Verunreinigungen zu adsorbieren. Bei dichtem Bewuchs kann *Vallisneria* auch das Wachstum von unerwünschten Cyanobakterien (Blaualgen) hemmen. Diese allelopathische Aktivität ist besonders intensiv in untiefen Gewässern; sie beruht offensichtlich auf Ausscheidungen der *Vallisneria*-Blätter. Chinesische Forscher haben nun Blätter von *Vallisneria spiralis* von außen anhaftendem Schmutz gereinigt und in 95%igem Alkohol extrahiert. Der Extrakt wurde mittels Säulenchromatographie fraktioniert. Die sich ergebenden Fraktionen wurden mikroskopisch auf ihre algizide (Algen tötende) Wirkung mit Hilfe eines Hämocytometers untersucht. Als Testalgen diente *Microcystis aeruginosa*, das meist unerwünschte, für die Eutrophierung verantwortliche Cyanobakterium. Die Algenkulturen wurden für 3–5 Tage bei 25 °C gehalten und nach 8, 72 und 120 Stunden ausgezählt. Es ergab sich, dass in den zwei stark algiziden Fraktionen insgesamt sechs verschiedene Verbindungen identifiziert werden konnten. Fünf dieser Verbindungen waren Ionone und sind Derivate des β-Karotins. Eine Fraktion war ein Nebenprodukt der Photooxidation des Chlorophylls: 2-Äthyl-3-Methylmaleimid. Die komplizierte Wechselwirkung zwischen *Vallisneria* und *Microcystis* ist von der Temperatur, dem pH-Wert, der Algendichte und der Menge und Art der Nährstoffe abhängig.

Literaturhinweis

Xian, Q., Chen, H., Liu, H., Zou, H., Yin, D.: Isolation and identification of antialgal compounds from the leaves of *Vallisneria spiralis* L. by activity-guided fractionation. Environmental Science and Pollution Research *13*, 233–237 (2006).

H. F. Linskens, Nijmegen

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Johann Diedrich Möller (1844–1907) – Über die Kunst, Diatomeen zu legen

Matthias Burba

In diesem Jahr (2007) jährt sich am 29. Oktober der 100. Todestag von J. D. Möller (Abb. 1), einem Unternehmer und herausragenden Präparator von Diatomeen. Der Artikel gibt einen Einblick in die vielfältigen unternehmerischen Aktivitäten von J. D. Möller. Er beschreibt darüber hinaus die von ihm maßgeblich entwickelte Technik des Legens von Diatomeenpräparaten. Dabei konnte der Verfasser in seine Untersuchungen wieder aufgefundene Unterlagen Möllers sowie einzelner Gerätschaften aus seinem Nachlass einbeziehen, die bisher nicht bekannt waren.

Eine Vielzahl von in demselben Rahmen wieder aufgefundenen Salon- und Kreispräparaten sowie die Klärung des Verbleibs weiterer Typenplatten ermöglichen einen detaillierten Einblick in die Möller'sche „Kunst, Diatomeen zu legen".

Kindheit und Jugend

Johann Diedrich Möller wurde am 16. März 1844 in Wedel, Kreis Pinneberg, geboren und wuchs dort als Sohn eines Leinenwebers in ärmlichen Verhältnissen auf. Schon in seiner Schulzeit wurde man auf seine herausragenden Fähigkeiten im Rechnen und Zeichnen aufmerksam, was zu einer besonderen Beachtung und Förderung durch seinen Lehrer führte. Als Schüler versuchte er – auf der Grundlage eines zufällig erhaltenen Buches über Optik – Linsen selbst zu schleifen. Angesichts seiner insgesamt schwächlichen Konstitution entschied der Vater, dass Johann Diedrich nicht das väterliche Handwerk, sondern das des Malers erlernen sollte. Das damalige Berufsbild entsprach eher dem des heutigen Raumausstatters, da es vor allem die Ausstattung von repräsentativen Räumen durch Wandgemälde umfasste. Die 100 Mark, die dem Lehrherrn für die Ausbildung zu zahlen waren, wurden von einem Großbauern auf Vermittlung des Lehrers von J. D. Möller als Darlehen vorgestreckt.

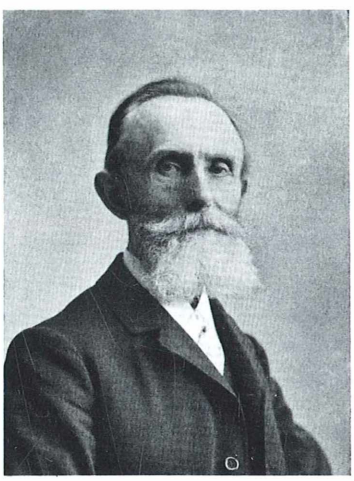


Abb. 1: Johann Diedrich Möller.

Möller erhielt die Ausbildung in Hamburg bei den Malern Laeisz und Genzler und studierte daneben intensiv an der Kunstakademie. Der bekannte Hamburger Optiker Schröder stellte Möller auf dessen Bitte nach einem Gespräch, in dem die besonderen Interessen und Kenntnisse Möllers im Bereich der Optik deutlich wurden, unentgeltlich einen Arbeitsplatz in seiner Firma zu Verfügung. Hier konnte Möller seine optischen Kenntnisse vor allem praktisch vertiefen. Die Lehre als Maler wurde mit Auszeichnung abgeschlossen, desgleichen das Studium an der Kunstakademie, was den Großbauern als Darlehensgeber veranlasste, von der Rückforderung des Darlehens abzusehen. Die große zeichnerische Begabung Möllers belegen zum Beispiel das Aquarell vom Marktplatz in Wedel (Abb. 2), aber auch Skizzenhefte aus seinem Nachlass. Möller begann dann noch eine Ausbildung bei Schröder in dessen optischen Werkstätten, brach diese aber nach einem

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Abb. 2: Marktplatz von Wedel, Aquarell von J. D. Möller.

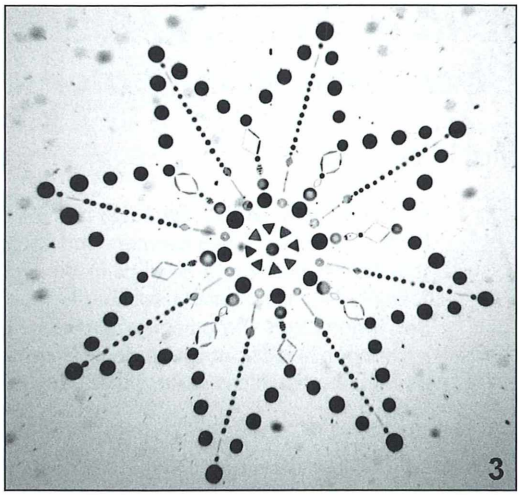
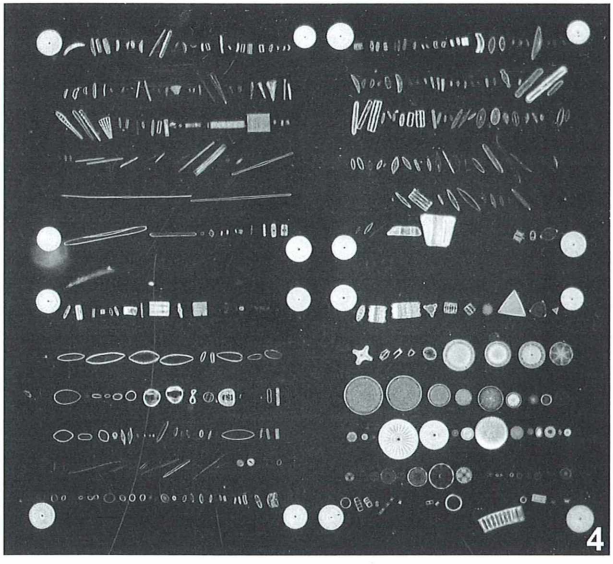


Abb. 3: Sternförmig gelegtes Präparat von 1866. Der Stern im abgebildeten Präparat hat einen Durchmesser von etwa 10 mm und ist wegen der Alterung des Einschlussmittels sowie der Positionierung des Umrandungslackes nicht besser abzubilden.

halben Jahr ab, um sich in Wedel 1864 selbstständig zu machen.
Aus dieser Zeit stammt auch sein Lebensmotto: *Was der Mensch ernstlich will, das kann er auch.* Ein Stipendium für ein Studium an der Kunstakademie in Paris schlug J. D. Möller aus. Das durch die Ausbildung und Studium geschärfte künstlerisch-ästhetische Empfinden blieb aber für Möller lebenslang prägend.

Anfänge der Firma J. D. Möller

In seinem zunächst im Elternhaus betriebenen Unternehmen beschäftigte sich Möller mit dem Bau von Lupen sowie optischen Teilungen für Messinstrumente und machte erste Versuche, Diatomeen zu legen. Einzelne dieser frühen Versuche, über die Möller selbst berichtet hat, wurden im Rahmen meiner Nachforschungen wieder aufgefunden.
Unter dem Legen von Diatomeen versteht man ihre Anordnung auf einem Objektträger in einer vorher bestimmten Form. Dabei treten wegen der Kleinheit der Objekte und ihrer Fragilität eine Reihe von technischen Problemen auf, die von Möller im Laufe seines Lebens in hoher Perfektion gelöst wurden.
Einem befreundeten Arzt, dem Möller 1866 seinen ersten erfolgreichen Versuch mit sternförmig gelegten Diatomeen zeigte (Abb. 3), befand diese Fähigkeit als zwar interessant, aber wenig nützlich, es sei denn, es gelänge, die Diatomeen in Reihen zu legen, um die Präparate durch beizugebende Kataloge für Bestimmungszwecke nutzen zu können. Nach vielen Versuchen gelang es J. D. Möller entgegen seinen eigenen Erwartungen, die Empfehlungen des Arztes umzusetzen und Diatomeen auch in Reihen zu legen. Den technischen Stand von 1866 demonstriert Abbildung 4. Die erkennbaren Einschlüsse von Staub sowie die Schatten und Schlieren sind im Präparat enthalten und wurden nicht digital entfernt, um auch die weitere Entwicklung bezogen auf die Perfektionierung der Diatomeenpräparation durch Möller in den folgenden Jahrzehnten anschaulich zu demonstrieren. Ein Mikrofoto von 1870 (Abb. 5) zeigt, dass Möller in dem fotografierten Präparat das Ausrichten in Reihen und die Einhaltung von Abständen der Diatomeen untereinander inzwischen im Wesentlichen beherrschte.
Die ständig verbesserten Ergebnisse stellte er den führenden Diatomisten seiner Zeit, Rabenhorst und Grunow, vor, die von den Präparaten begeistert waren. Grunow bezeichnete die in Reihen gelegten Präparate als Typenplatten. Beide stellten Möller ausgesuchtes Material zur Verfügung, aus dem dieser dann im Gegenzug Präparate herstellte und das Überschussmaterial für eigene Präparate verwenden konnte. Weiteres Material für seine Präparate beschaffte sich J. D. Möller auf eigenen Reisen nach Norwegen, Russland und später in die USA.



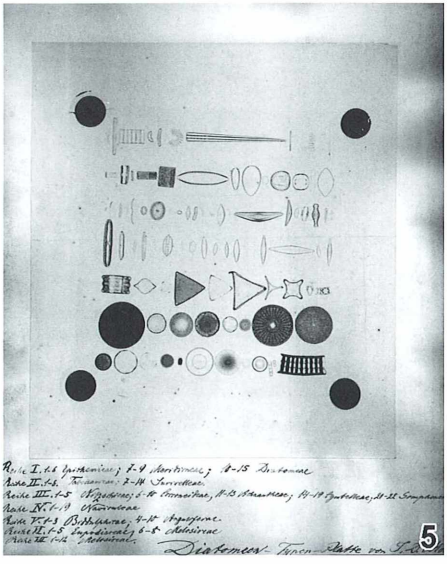


Abb. 4: Typenplatte Nr. 1 von 1866. – Abb. 5: Bild einer Typenplatte von 1870 mit Anmerkungen, vermutlich von Möller selbst.

Die Beschaffung von vielfältigem weiterem Diatomeenrohmaterial – so gibt es zum Beispiel Präparate mit Diatomeen aus Samoa – wäre ohne die Tätigkeit des Museums Godeffroy in Hamburg nicht möglich gewesen. Dieses Museum, das von dem damals größten Handelshaus in Hamburg betrieben wurde, entsandte zur Förderung der Wissenschaft Forscher im Regelfall für 10 Jahre auf Kosten des Handelshauses in entlegene Gebiet, insbesondere in die Südsee, mit dem Auftrag, alles, was wissenschaftlich als sammelnswert erschien, zu sammeln und als fixiertes Material über die weltweiten Handelsbeziehungen der Godeffroys nach Hamburg zu senden. Dort wurde es präpariert, Einzelstücke in die Sammlungen integriert und Dubletten weltweit weiterverkauft. Wertvolle Einzelstücke wurden darüber hinaus in einem Journal mit hohem drucktechnischem Aufwand veröffentlicht.

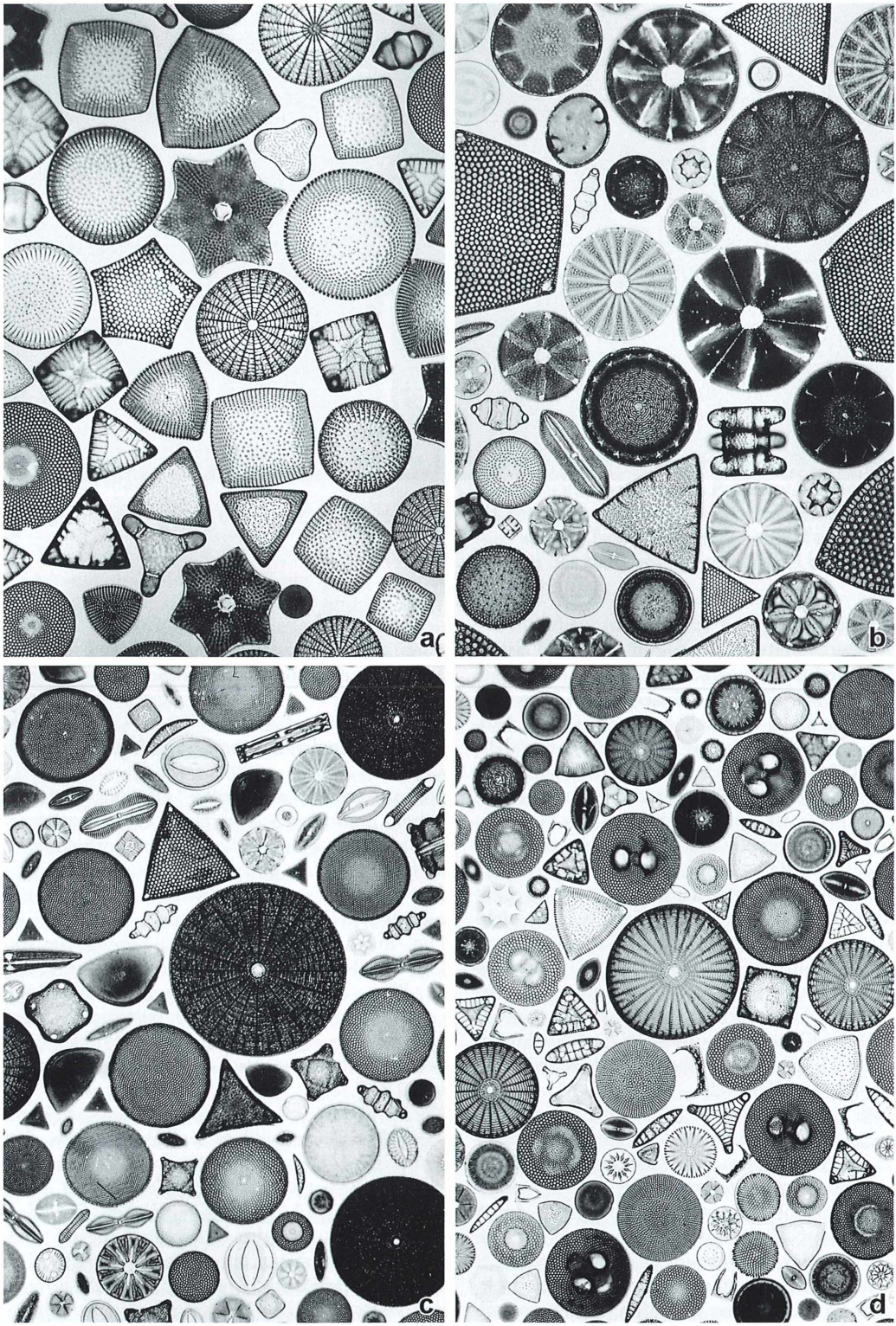
Möller erhielt aus dem Museum Material aus der ganzen Welt, von dem er zunächst Präparate im Auftrag des Handelshauses herstellte. Das Überschussmaterial verwendete er wiederum für eigene Präparate. Insbesondere durch den Verkauf der von Möller hergestellten Präparate durch das Museum Godeffroy wurde er mit seinen Fähigkeiten in kürzester Zeit weltweit bekannt. Als das Museum zusammen mit dem Handelshaus Godeffroy 1880 in Konkurs ging, war er für den Vertrieb seiner Präparate auf dieses nicht mehr angewiesen.

Warum wurden Diatomeen gelegt?

Diatomeenplatten wurden aus wissenschaftlichen und/oder ästhetischen Gründen hergestellt. Wissenschaftliche Platten enthielten in mehreren Reihen gelegte Diatomeen eines Typs (Typenplatte) oder eines anderen Ordnungsmerkmals (Fundort, Jahreszeit, Systematik). Die Anordnung in Reihen ermöglichte die Anlage von Katalogen, so dass eine Diatomee auf der Platte durch die Angabe von Reihe und Position mit Hilfe des Kataloges bestimmt werden konnte. Der erste, zu einer fotografierten Typenplatte Möllers erschienene Katalog datiert von 1870.

Kreispräparate, also solche, in denen die Diatomeen kreisförmig gelegt wurden, dienten eher ästhetischen Zwecken, konnten aber nach den Vorstellungen Möllers als Habitusbild eines Standortes auch wissenschaftlichen Zwecken nützlich sein. Er selbst bezeichnete diese Präparate auch als irregulär gelegte Typenplatte. Die Fotos in Abbildung 6 zeigen einen Ausschnitt der Vielfalt der von Möller arrangierten Diato-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/



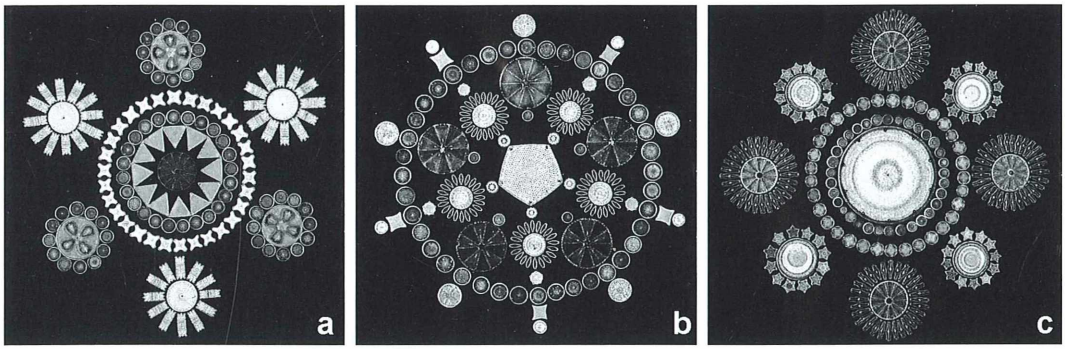


Abb. 7: Salonpräparate.

meengemeinschaften verschiedener Lebensräume wie der von Yeremy, St. Peter, Moron oder Barbados.
So genannte Salonpräparate (Abb. 7), bei denen Diatomeen in beliebigen geometrischen Formen und Mustern gelegt wurden, dienten der wissenschaftlichen Unterhaltung, aber auch zur Befriedigung künstlerisch-ästhetischer Bedürfnisse bürgerlicher Kreise im ausgehenden 19. Jahrhundert und waren Anregung für viele Ornamente und Konstruktionen des Jugendstils. Möller selbst bezeichnete diese als „arrangirte Diatomeenpräparate".

Bedeutung der Präparate für die Firma J. D. Möller

Die Firma J. D. Möller selbst trieb im ausgehenden 19. Jahrhundert mit diesen Präparaten einen umfangreichen Handel und dürfte für etwa 25 Jahre weltweit führend gewesen sein. Insgesamt wurden bis 1892 mehr als 4.000 gelegte Präparate hergestellt. Die Zahl der Diatomeenpräparate insgesamt dürfte ein Vielfaches davon betragen haben. Die gedruckten Kataloge von 1868 und 1874 geben Auskunft über mehr als 400 ständig verfügbare Präparate mit Diatomeenarten in den unterschiedlichsten Zusammenstellungen. Daneben produzierte die Firma in einem stetig wachsenden Umfang optische Bauteile und Messgeräte, insbesondere für die Vermessungstechnik und für militärische Zwecke. Der wirtschaftliche Erfolg der Firma lässt sich unter anderem daran messen, dass Möller nur fünf Jahre nach Gründung seiner Firma bereits 1870 in der Lage war, eine eigene große Villa einschließlich Fabrikgebäude zu bauen. Die Verbesserungen der Drucktechnik in wissenschaftlichen Werken zu akzeptablen Preisen, die von Möller gleichfalls vorangetriebene Mikrofotografie sowie die Werke Ernst Haeckels führten jedoch dazu, dass schon im ausgehenden 19. Jahrhundert die gelegten Platten wegen des erheblichen Herstellungsaufwandes und der damit verbundenen beträchtlichen Kosten – alles sind Einzelstücke – an Bedeutung im Wissenschaftsbetrieb verloren, da sie durch preiswertere Reproduktionen ersetzt werden konnten.
Im Produktkatalog der Firma J. D. Möller wurden gelegte Präparate zu einem allerdings noch lange gepflegten Nischenprodukt. Nach einer Mitteilung einer ehemaligen Mitarbeiterin der Firma wurden noch 1948 größere Kreispräparate hergestellt. Zu dieser Zeit wurden die Präparate freihändig gelegt, die weiter unten beschriebene Legeeinrichtung Möllers war der Mitarbeiterin unbekannt. 1954 wurde die Herstellung mikroskopischer Präparate durch die Firma J. D. Möller ganz aufgegeben und der Betrieb an den letzten Leiter der Präparateabteilung, Dr. Moller, verkauft. Möllers Firma konzentrierte sich auf die Herstellung hochwertiger Optiken; sie ist heute Teil eines schweizerischen Unternehmens.
Möller war aber nicht nur als Präparator tätig, sondern bereicherte Wedel durch eine Vielfalt beruflicher und privater Aktivitäten, beispielsweise durch den Betrieb eines Wasserwerkes,

◄ **Abb. 6: Diatomeentypenplatten von Yeremy (a), St. Peter (b), Moron (c) und Barbados (d).**

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

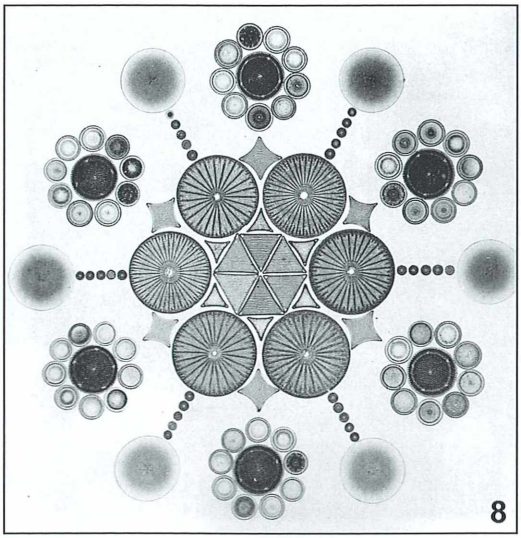


Abb. 8: Blatt 59 aus dem Tafelwerk von Möller.

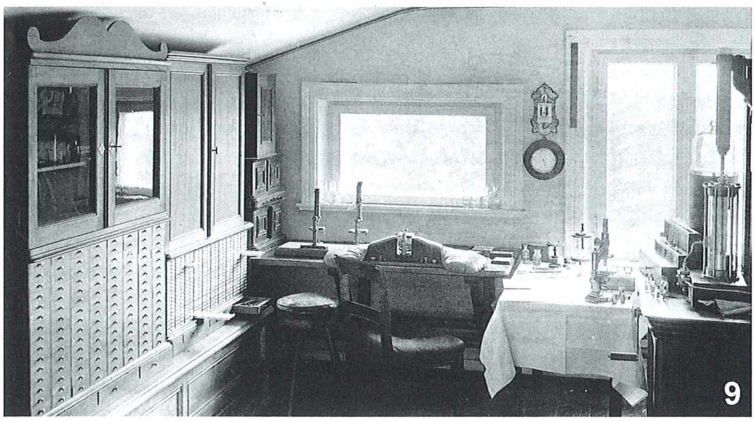
dem Spargelanbau oder der Destillation und künstlichen Alterung von Branntwein. Auch dokumentierte er die Entwicklung Wedels auf selbst gefertigten fotografischen Platten, von denen sich eine größere Anzahl in den verschiedenen Archiven erhalten hat.

Weiterentwicklung der Legetechnik und der Firma

1883 entwickelte sich bei Möller eine psychische Erkrankung, er beschreibt seinen Zustand als „nervliche Überreiztheit", von der er sich erst nach etwa vier Jahren erholen konnte.
In dieser Zwangspause beschäftigte sich Möller aber nach eigenem Bekunden intensiv mit Überlegungen zur Verbesserung der Legetechnik. Eine zusammenfassende, vollständige Beschreibung der Herstellungstechnik für Diatomeenpräparate gibt es von ihm aber nicht. Allerdings ergeben sich aus der sorgfältigen Auswertung von Veröffentlichungen Möllers sowie von aufgefundenen Unterlagen eine Reihe verstreuter Hinweise über die von ihm verwendeten Techniken. Die schwer lesbaren Labortagebücher, die sich teilweise erhalten haben, lassen bei einer vollständigen, weitergehenden Auswertung zusätzliche Hinweise erwarten. Auch gibt es Anhaltspunkte dafür, dass der Diatomist Debes, der eine Reihe von Artikeln zur Präparation von Diatomeen verfasst hat, möglicherweise die Möller'schen Erfahrungen in seine Veröffentlichungen mit einbezogen hat.
Zwischen dem Diatomisten Debes und Möller gab es nachweislich vielfältige Beziehungen, insbesondere während der Krankheit Möllers. Es fällt auf, dass einerseits Debes in den Jahren der Möller'schen Erkrankung eine Vielzahl von außerordentlich detaillierten Artikeln veröffentlich hat, welche sich mit der Herstellung von Diatomeenpräparaten beschäftigen, die so nur auf der Basis langjähriger praktischer Erfahrung möglich sind. Später gibt es nur noch wenige, ergänzende Aufsätze von ihm zu diesem Thema. Andererseits sind von Debes selbst nur vereinzelt Präparate, die seine eigene Legetechnik auf hohem Niveau demonstrieren würden, überliefert. Auch wird von besonderen Fertigkeiten von Debes auf diesem Gebiet in der Literatur kaum berichtet, so dass vorsichtig der Schluss gezogen werden könnte, dass Debes in seinen Artikel vor allem Erfahrungen und Vorgehensweisen Dritter, vielleicht auch die Möllers beschreibt.
Analysiert man vor diesem Hintergrund die Ausstattung des Möller'schen Präparierzimmers, von dem sich ein Glasplattennegativ (Abb. 9) von 1890 erhalten hat, so kann man feststellen, dass eine Vielzahl der von Debes in seinen Aufsätzen beschriebenen Gerätschaften und Vorrichtungen dort aufgestellt sind.

Mit neuer Kraft an die Arbeit

Ab 1886 war Möller soweit wiederhergestellt, dass er mit dem Legen von Diatomeen erneut beginnen konnte. Er benutzte nunmehr eine Legeeinrichtung, die mit geringfügigen Änderungen neueren Datums im Rahmen dieser Untersuchung wieder aufgefunden wurde (Abb. 10). Möller hatte sich vorgenommen, eine sein gesamtes Material umfassende Platte herzustellen. Im weiteren Verlauf erweiterte er die, wie er sagte, *selbst gestellte Aufgabe* dahingehend, weitere große Platten herzustellen. Seine Brüder konnten ihn bei dieser Arbeit nun unterstützen, hatte er sie doch in die erforderlichen Techniken eingewiesen. Er demonstrierte sein überragendes Können durch die Herstellung von etwa 70 gelegten Präparaten mit insgesamt mehr als 25.000 Diatomeen. Dabei wurden für eine Vielzahl von Standorten sowohl Typenplatten als auch Kreispräparate angefertigt.



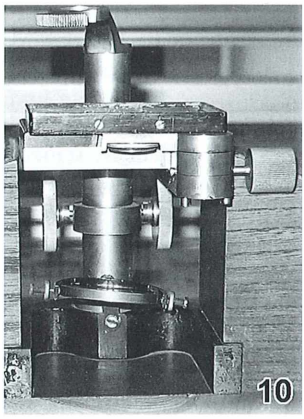


Abb. 9: Präparierzimmer Möllers von 1890. – Abb. 10: Legeeinrichtung Möllers.

Die Platten wiesen zwischen 57 und 712 Diatomeen mit einer Häufung bei etwa 350 Diatomeen auf. Ob alle Platten von J. D. Möller selbst oder auch von seinen Brüdern hergestellt wurden, ist aus den bisher ausgewerteten Quellen nicht zu beantworten. Allerdings kann man feststellen, dass bei vergleichbarer technischer Perfektion in ästhetischer Hinsicht doch drei Handschriften beim Legen auszumachen sind. Dies muss aber seine Ursache nicht in unterschiedlichen Personen haben, sondern kann auch auf sich ändernde Vorstellungen J. D. Möllers beruhen, da die Präparate im Zeitraum von etwa fünf Jahren entstanden sind.

Auffallend ist bei einer Reihe von späten Kreispräparaten, dass Möller kleinere Diatomeen eher in den Randzonen unterbringt, während die größeren fast ausschließlich im Zentrum gelegt werden. Eine Beobachtung des ganzen Präparates mit Achromaten der damaligen Zeit ist bei dieser Verteilung mit einer Schärfeeinstellung möglich. Ob diese Verteilung nur ästhetische Gründe hatte, oder ob Möller die Schärfezonen von Achromaten bewusst als Grundlage für die Verteilung der Diatomeen genutzt hat, ist offen.

Eine weitere, nach systematischen Gesichtspunkten gelegte Platte mit mehr als 4.000 Diatomeen wurde das bis heute unübertroffene Meisterwerk. Allein die Zeit zum Legen dieses Präparates betrug nach den Unterlagen Möllers 40 Arbeitstage. Diese Platte sollte nach den Vorstellungen Möllers die ganze Vielfalt der Diatomeen in einer ästhetisch ansprechenden Weise nach wissenschaftlichen Kriterien geordnet darstellen. Das Spannungsverhältnis von künstlerisch-ästhetischem Gestaltungswillen und wissenschaftlichen Anforderungen kann man insbesondere an dieser, aber auch an seinen übrigen Platten und den dazugegebenen Beschreibungen noch heute nachvollziehen.

Während er bei den Kreispräparaten und erst recht bei den Salonpräparaten seinen ästhetischen Vorstellungen freien Lauf lassen konnte, sah er sich bei den Typenplatten verpflichtet, systematischen Gesichtspunkten oberste Priorität einzuräumen – allerdings auch dort nicht völlig konsequent. Vielmehr hat er, wie sich aus Archivmaterial ausdrücklich ergibt, im Zweifel auch bei systematischen Präparaten – insbesondere bei seiner größten Platte – im Konfliktfall mit ästhetischen Beurteilungen letzteren den Vorrang gegeben. Möller beabsichtigte mit diesen Präparaten, auf denen insgesamt mehr als 25.000 Diatomeen gelegt worden waren, vor deren Verkauf Reisen durch die ganze Welt zu unternehmen. Er plante Ausstellungen der Präparate einschließlich der zur Betrachtung der Diatomeen erforderlichen Mikroskope.

Veröffentlichung der Präparate durch Mikrofotografien ab 1890

Erste Erfahrungen mit der Ausstellung derartiger Präparate und möglicherweise sein Gesundheitszustand veranlassten ihn aber dann 1890 bis 1891 von diesem Vorhaben zumindest zeitweilig Abstand zu nehmen. Zur Popularisierung stellte er von seinen Präparaten Fotografien

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

höchster Qualität her und veröffentlichte diese dann in einem Druckwerk im Lichtdruckverfahren. Schon mit dem Titel *Lichtdrucktafeln hervorragend schöner und vollständiger Möller'scher Diatomaceen-Präparate* demonstriert Möller – anders als seine sonst sehr zurückhaltende Art – nach außen sichtbar Selbstbewusstsein und Stolz auf das Erreichte. Mit dem Werk verband Möller die Absicht, eine Gesamtdarstellung der Entwicklung der Legetechnik zu veröffentlichen. Es enthielt Fotos der größten je gelegten Typenplatte mit mehr als 4.000 Diatomeen sowie von 25 Typenplatten, 29 Kreispräparaten und vier Salonpräparaten.
Eine Beschreibung der fotografierten Arten und der Geschichte des Legens von Diatomeen folgte 1892. Dem Druck war leider nicht der wirtschaftliche Erfolg beschieden, den sich Möller erhofft hatte. Dazu war der Preis von 120 RM wohl zu hoch, der dem dreifachen Monatslohn eines Arbeiters entsprach. Die wissenschaftliche Welt nahm den Druck und die Präparate lediglich zur Kenntnis. Eine Besprechung hielt den Katalog bei Anerkennung der hohen technischen Perfektion der Legetechnik sowie der Qualität der Fotografien ausdrücklich für wissenschaftlich wertlos.
Die gelegten Präparate waren somit zu diesem Zeitpunkt nur noch von ästhetischem Wert. Allerdings war die Zeit wohl auch noch nicht reif, um den ästhetischen Wert der Möller'schen Mikrofotografien angemessen zu würdigen. Das bürgerliche Publikum bevorzugte noch Drucke mit gezeichneten und deshalb als künstlerisch bewerteten Bildern wie in den wenige Jahre nach Möllers Veröffentlichung erschienenen Hauptwerken Haeckels. Die Einschätzung des künstlerischen Wertes von Mikrofotografien änderte sich erst mit der Tätigkeit von Carl Strüwe. Dieser veröffentlichte ab etwa 1925 Mikrofotografien, die gesammelt 1955 erschienen. Präparate hat Strüwe, wie sich aus im Strüwe-Archiv erhaltenen Rechnungen ergibt, neben anderen auch von der Firma J. D. Möller bezogen.
Die Fotografien Möllers wurden mit einer außerordentlich einfachen Technik hergestellt. Die Glasplatten wurden mit Erythrosin beschichtet, das Licht stammte aus einer Petroleumlampe mit Flüssigkeitsfilter. Als Vergrößerungsinstrument diente eine einfache Linse mit 30 mm Brennweite. Damit gelang es Möller, die großen Felder der Präparate randscharf abzubilden und die Schwächen der damaligen Achromate bei der planen Abbildung großer Felder von um die 5 mm Durchmesser zu umgehen.
Möller selbst zog sich 1896 aus der Firmentätigkeit zurück. Er starb 1907. Sein Sohn entwickelte den Familienbetrieb zu einem Industrieunternehmen weiter.

Verbleib der Präparate des mikrofotografischen Mappenwerkes

Der Verbleib der Platten dieser Veröffentlichung konnte vollständig geklärt werden. Die Typenplatten wurden um 1905 nach Antwerpen an den Diatomisten van Heurck verkauft. Ob sich die Möller'sche Forderung von 40.000 Mark als Kaufpreis erfüllt hat, lässt sich nicht mehr sicher belegen. Van Heurck war aber so wohlhabend, dass ein derart hoher Kaufpreis auch nicht ausgeschlossen ist. Nach dem Tode von van Heurck 1909 ging sein Nachlass an verschiedene Museen. Dort wurden die Typenplatten von Hoover bei Erfassungsarbeiten von Diatomeenpräparaten aus dem Nachlass von van Heurck 1973 in einem dem Antwerpener Zoo angegliederten Museum entdeckt.
Die Salon- und Kreispräparate der Veröffentlichung wurden bei den eigenen Archivarbeiten wieder aufgefunden. Sie sind in einem ausgezeichneten Erhaltungszustand, was die beigegebenen Fotografien belegen. Der Arbeitsplatz von Möller wurde im 2. Weltkrieg zerstört, während das Glasplattenarchiv wohl im Wesentlichen unbeschädigt den Krieg überstanden hat. Der gedruckte Katalog ist heute in öffentlichen Bibliotheken nur in wenigen Exemplaren weltweit erhalten geblieben und ermöglicht einen guten Überblick über die gesamte Präparatesammlung und die Entwicklung des Legens von Diatomeen. Eine CD mit Fotos der Tafeln sowie von Mikroaufnahmen der Kreis- und Salonpräparate kann beim Verfasser gegen 25 € Kostenerstattung angefordert werden. Die Druck- und Präparatequalität demonstriert Abbildung 8 an einem Salonpräparat. Das Bild ist ein Scan aus dem Mappenwerk Möllers.

Vermutlich von Möller verwendete Techniken zur Herstellung gelegter Präparate

Auf eine allgemeine Darstellung der Legetechniken wird hier angesichts der Vielzahl der Aufsätze über dieses Thema – beispielsweise von

©Naturwissenschaftlicher Verein zu Bremen; download unter www.biologiezentrum.at

Göke oder Schmidt im MIKROKOSMOS – verzichtet. In Kurzfassung lässt sich die Technik, Diatomeen zu legen, in vier Einzelschritten beschreiben:

Nach dem Auslesen geeigneter Diatomeen werden diese in einer vorher bestimmten Form auf ein Deckglas gelegt, in diesen Positionen festgeklebt und anschließend eingeschlossen. Auf der Basis der oben beschriebenen Quellenlage ergibt sich zur Vorgehensweise Möllers das folgende Bild. Das Auslesen und Legen erfolgte nach seinen eigenen Angaben mit fein geschliffenen Pferdehaaren unter einer Präparierlupe mit geringer (40facher) Vergrößerung. Dies führte insbesondere bei kleinen Formen zu gelegentlichen Fehlern beim Legen, zum Beispiel durch das mehrfache Legen derselben Art auf einer Typenplatte, was Möller auch selbst eingeräumt hat. Dabei fällt auf, dass er vor seiner Erkrankung von 1884 bis 1887 noch relativ unpräzise, insbesondere bezogen auf die Einhaltung der Reihen und Abstände legen konnte. Die nach der Gesundung gelegten Präparate weisen insgesamt eine deutlich gesteigerte Präzision bei der Einhaltung der Abstände beim Legen auf.

Eine Analyse des Arbeitsplatzes mit digitalen Mitteln in Verbindung mit der Datierung der Legeeinrichtung zeigt einen möglichen Grund. Während Möller vorher offenbar freihändig legte, benutzte er später einen Legetisch (Abb. 10), der mit einer geringfügigen, späteren Modifizierung in diese Untersuchung einbezogen werden konnte. Dieser hat zwei Öffnungen mit sie umgebenden Vertiefungen, in denen sich jeweils die zu legenden und die gelegten Diatomeen auf zwei Deckgläsern befanden. Durch einen Drehmechanismus, der mit der linken Hand zu bedienen ist, konnte zwischen beiden Positionen im Gesichtsfeld der Präparierlupe schnell gewechselt werden, so dass die (rechte) Legehand nur eine Auf- und Abbewegung machen musste. Zieht man die Veröffentlichungen von Debes heran, findet man dort diese Technik gleichfalls beschrieben – allerdings in einer anderen, technisch weniger aufwändigen Realisierung.

Die Analyse des von Möller verwendeten Klebegrundes ist schwieriger. Hinweise von Möller selbst liegen – vorbehaltlich der weiteren Auswertung der Laborbücher – nicht vor. Debes beschreibt im Wesentlichen zwei grundsätzliche Verfahren. Bei dem ersten Verfahren wird eine Lösung von Hausenblase (getrocknete Schwimmblase einer Störart) in Eisessig und Alkoholen in einer dünnen Schicht auf das Deckglas als Objektträger aufgebracht, wo man sie trocknen lässt. Die Diatomeen werden in die gewünschte Position gebracht und dann dadurch in dieser Position festgeklebt, dass das Deckglas angehaucht oder in einer ähnlich schonende Art befeuchtet wird, wodurch die Klebewirkung aktiviert wird.

Das zweite Verfahren besteht in dem Auftragen einer Schellacklösung in Äther auf das Deckglas, und nach deren Antrocknen dem hauchdünnen Auftragen einer Petroleumlösung. Auf dieser Fläche kleben gelegte Diatomeen durch die Feuchtigkeit des Petroleums verschiebbar fest. Auch ist das Auf- und Ablegen der Diatomeen durch das Petroleum erleichtert, da man auch die Legeborste damit befeuchten kann. Fixiert wird das Ergebnis durch vorsichtiges Erwärmen des Deckglases, so dass das Petroleum abdampft und die Diatomeen im schmelzenden Schellack festkleben.

Wie Möller tatsächlich gearbeitet hat, ist nirgends ausdrücklich beschrieben. Debes beschreibt beide Verfahren gleichwertig. Für Hausenblase, die im Übrigen heute nach Jahrzehnten wieder im Handel erhältlich ist, spricht unter diesen Rahmenbedingungen die Tatsache, dass gegen Ende des 19. Jahrhunderts der Stör im Wedeler Raum in so großen Mengen gefangen wurde, dass es deutliche Vermarktungsprobleme gab. Um 1880 wurde zum Beispiel für die in Hamburg gefangenen Störe eine eigene Verarbeitungshalle im Fischereihafen erbaut. Das Ausgangsmaterial war also lokal reichlich vorhanden. Für die Petroleum/Schellackvariante sprechen die Analyse des Arbeitsplatzes, Verfärbungen des Legetisches sowie Verfärbungen im Legebereich der Präparate.

Der Arbeitsplatz (Abb. 9) ist dreigeteilt, in die der Präparation, dem Legen und dem Einschließen dienenden Bereiche. In deutlicher Nähe zum Legetisch befindet sich eine Spirituslampe mit einer Vorrichtung, auf der Material zum Erhitzen abgelegt werden kann. Hierzu passende Tischchen zur Lagerung und zum Transport der Deckgläser befanden sich auf dem Sockel der Legeeinrichtung. Auch weist die Legeeinrichtung selbst aufschlussreiche Spuren auf. Eines der Löcher, in das die Deckgläser eingelegt wurden, weist eine intensive Verfärbung und schellackfarbige Ablagerungen auf, die auf eine häufigere Einwirkung von Wärme und Schellack hindeuten. Die zentrale Bedeutung

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

der Spirituslampe ergibt sich auch daraus, dass sie auf den Weltausstellungen, auf denen Möller seine Präparate nebst Legeeinrichtung vorstellte, fester Bestandteil des Ausstellungsstandes an einer prominenten Stelle war. Auch gelbliche Verfärbungen des Untergrundes im Bereich der Diatomeen bei den meisten der vorliegenden Präparate können als Indiz für Schellack als Klebemittel gewertet werden. Das Einschlussmittel Möllers weist außerhalb des unmittelbaren Legebereiches der Diatomeen eine geringere Verfärbung auf.

Aber, dies sei hier nachdrücklich betont, es handelt sich bei der Beschreibung der Vorgehensweise lediglich um die Bewertung von Indizien, nicht um einen exakten Beweis. Eine abschließende Klärung kann sich unter Umständen aus der Auswertung der Labortagebücher ergeben. Auch kann zur Klärung der Vorgehensweise Möllers die Auswertung des Nachlasses des Diatomisten van Heurck ergiebig sein, der in seinem Diatomeenwerk den Möller'schen Präparaten einen längeren Abschnitt widmet und dem Leser mitteilt, dass er einer der wenigen sei, dem Möller seine Legetechnik vertraulich mitgeteilt habe. Er habe aber einer Veröffentlichung trotz seines Drängens nicht zugestimmt. Vielleicht hat van Heurck aber das Produktionsgeheimnis in seinen Unterlagen oder Manuskripten notiert.

Die Diatomeen wurden bei den Präparaten dieser Serie von Möller zwischen zwei Deckgläsern eingeschlossen, einem oberen runden und einem unteren viereckigen, die dann auf einen Objektträger geklebt wurden.

Soweit man dies aus den wenigen mir zur Verfügung stehenden Typenplatten ableiten kann, wurden dort die Diatomeen an dem der Optik zugewandten Deckglas festgeklebt, waren also auf eine (wissenschaftliche) Beobachtung mit hohen Vergrößerungen bei geringen Arbeitsabständen optimiert. Hingegen sind mehrere der Kreispräparate, die mir bezogen auf die Möller'sche Veröffentlichung vollständig zur Verfügung standen, dadurch gekennzeichnet, dass dort die Diatomeen auf dem der Optik entfernter liegenden, unteren Deckglas befestigt wurden. Es erscheint auch nicht völlig ausgeschlossen, dass einzelne Präparate, insbesondere solche mit besonders großen und kleinen Diatomeen in einer Art Sandwich-Verfahren hergestellt wurden, da man bei präzisem Durchfokussieren den Eindruck hat, dass sowohl am oberen als auch am unteren Deckglas Diatomeen festgeklebt wurden, also auf zwei Ebenen gelegt wurden. Eine der denkbaren Ursachen für die Verteilung der Diatomeen auf mehrere Ebenen darin zu sehen, dass sich Diatomeen beim Einschluss gelöst haben und sich dann auf verschiedenen Ebenen im Präparate verteilt haben, halte ich für sehr unwahrscheinlich. Dazu liegen die Diatomeen insgesamt zu präzise. Sich lösende Diatomeen liegen im Regelfall nicht exakt da, wo sie unter ästhetischen Gesichtspunkten hingehören.

Die Vorgehensweise Möllers in Bezug auf die Einschlussmittel ist hingegen eindeutiger. Während er in der Anfangszeit, wie sich aus Besprechungen seiner Präparate ergibt, diese flüssig mit Bromnaphthalin- oder Phosphorlösung herstellte, wurden die späteren Präparate nach einer eigenen Mitteilung Möllers in einer Mischung aus Bromnaphthalin und Kanadabalsam eingeschlossen. Diese beiden Artikel waren auch in den Möller'schen Versandkatalogen als lieferbare Materialien enthalten. Auch zeigt die digitale Aufbereitung der Negativglasplatte des Arbeitsplatzes (Abb. 9) auf der Fensterbank mehrere dahingehend beschriftete Kanadabalsamgläser. Die mit hoher Präzision gezogenen Lackringe wurden bei den Präparaten dieser Serie auf einer Drehscheibe zweifarbig gezogen. Die Beschriftung der Präparate erfolgte auf runden Elfenbeinplättchen. Die Präparate des Mappenwerkes wurden in Kästen aus Mahagoniholz aufbewahrt.

Abschließende Worte

Insgesamt bieten die etwa 120 Jahre alten Präparate in ihrem ausgezeichneten Erhaltungszustand einen faszinierenden Einblick in die Vielfalt der Diatomeen in einer Aufbereitung an der Grenze zwischen Kunst und Wissenschaft. Die unglaublichen Leistungen der Präparatoren des 19. Jahrhunderts und ihre im 21. Jahrhundert unbezahlbare Geduld nötigen einem noch heute Respekt ab.

Ein weiterer Artikel wird auf die bereits erwähnten Salonpräparate ausführlich eingehen.

Dank

Der Aufsatz wäre so nicht ohne die Unterstützung Dritter möglich gewesen. Für Literaturhinweise und technische Unterstützung danke ich

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Prof. Dr. Kies und Prof. Dr. Schliemann, beide Universität Hamburg. Für die Erlaubnis zur Nutzung von Archivmaterial und der Präparate danke ich dem Herbarium Hamburgense, dem Carl-Strüwe Archiv, dem Stadtmuseum Wedel sowie der Firma Möller-Wedel GmbH.
Die Literaturliste beschränkt sich auf die für diesen Aufsatz wichtigsten Quellen. Weitergehende gezielte Literatur- und Archivhinweise zu speziellen Themen im Zusammenhang mit J. D. Möller gebe ich gerne auf Anfrage.

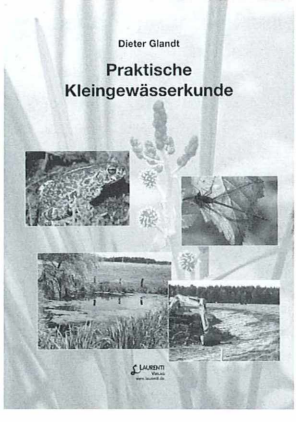
Literaturhinweise

Debes, E.: Die Herstellung von Diatomaceen-Dauerpräparaten. Hedwigia *2*, 151–167 (1885).
Debes, E.: Hilfsapparat zum Aussuchen und Legen von Diatomaceen. Zeitschrift für Wissenschaftliche Mikroskopie *3*, 330–336 (1886).
Debes, D.: J. D. Möller. Zeitschrift für Angewandte Mikroskopie und Klinische Chemie *13*, 289–292 (1908).
Firmenschrift: Werden und Wachsen der Firma J. D. Möller, 1864–1954. Selbstverlag, Wedel 1954.
Firmenschrift: 100 Jahre Präzision und Qualität, Qualitätsoptik Möller 1864–1964. Selbstverlag, Wedel 1964.
Gleiss, H. G. W.: Prismen, Spargel, Kieselalgen. Johann Diedrich Möller, der Begründer des einzigen optischen Werkes in Norddeutschland. Blickpunkt Wedel, Veröffentlichungsorgan des Verkehrs- und Heimatvereins Wedel und Umgebung e.V. *76*, 1–3 (1963).
Heurck van, H.: Traité des Diatomées. Anvers, edité aux frais de l'auteur, 1899.
Möller, H.: J. D. Möller, Optische Werke GmbH Wedel. Der Werdegang eines Unternehmens. Heimatbuch der Stadt Wedel, S. 98–101 (1939).
Möller, J. D.: Preisverzeichnis mikroskopischer Präparate und Materialien zur Anfertigung derselben. Georg Ferdinand Otto Müller's Kommissionsverlage, Wedel 1868.
Möller, J. D.: Institut für Mikroskopie: Preisverzeichnis mikroskopischer Präparate, Utensilien und Materialien zur Anfertigung derselben, Georg Ferdinand Otto Müller's Kommisionsverlag, Berlin 1874.
Möller, J. D.: Beschreibung einer hervorragend schönen und vollständigen Sammlung von Diatomaceen-Typen-Platten etc., angefertigt in den Jahren 1886 bis 1890. Selbstverlag, Wedel 1890.
Möller, J. D. (Hrsg.): Lichtdrucktafeln hervorragend schöner und vollständiger Möllerscher Diatomaceen-Präparate angefertigt in den Jahren 1886 bis 1890. Selbstverlag, Wedel 1891.
Möller, J. D. (Hrsg.): Verzeichnis der in den Lichtdrucktafeln Möllerscher Diatomaceen-Präparate enthaltenen Arten. Selbstverlag, Wedel 1892.
Strüwe, C.: Formen des Mikrokosmos. Prestel-Verlag, München 1955.
Weiss, S., Möller, K.: J. D. Möller Optische Werke Wedel 1864–1989. Sutton Verlag, Erfurt 2006.

Verfasser: Matthias Burba, Friedensallee 268, 22763 Hamburg

Buchbesprechung

Glandt, D.: Praktische Kleingewässerkunde. Supplement der Zeitschrift für Feldherpetologie 9, Laurenti Verlag, Bielefeld 2006, 200 Seiten, zahlreiche Abbildungen, 8 farbige Seiten, Softcover, € 28,00, ISBN 3-933066-28-X.



Ist es nötig, ein Buch speziell über Kleingewässer zu verfassen, obwohl es schon einige limnologische Werke und Literatur zu größeren stehenden Gewässern, den Seen, gibt? Die Antwort ist einfach – ja, es ist nötig und sinnvoll. Kleingewässer sind ganz besondere Lebensräume, die ökologisch sehr wertvoll, aber stark gefährdet sind und sich in ihren Eigenschaften durchaus von Seen unterscheiden. Dieter Glandt charakterisiert zunächst die Besonderheiten dieser kleinen Ökosysteme und ihre pflanzlichen und tierischen Bewohner und geht dann detailliert auf die verschiedenen praktischen Aspekte ein: Gefährdung, Pflegemaßnahmen, Neuanlage, Bewertung, Leitbilder, naturnahe Teiche, Öffentlichkeitsarbeit und Umweltbildung. Anhand vieler Beispiele und unter Bezugnahme auf zahlreiche wissenschaftliche Arbeiten werden Hinweise gegeben, wie gehandelt werden soll. Dieses Buch wird sehr hilfreich sein sowohl im professionellen Umweltschutz als auch beispielsweise bei Schulprojekten oder aber als Ratgeber zur Anlage eines eigenen, ökologisch ausgewogenen Kleingewässers im Garten.

Renate Radek, Berlin

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Morphologische Beobachtungen über Verbreitungseinrichtungen an Samen und Früchten von bedecktsamigen Pflanzen Teil 2: Einrichtungen zur Tier-, Wasser- und Selbstverbreitung

Armin Maidhof

Im ersten Teil des Artikels (Maidhof, 2006) ist die Vielgestaltigkeit der Einrichtungen beschrieben worden, welche der Ausbreitung der Samen und Früchte durch den Wind dienen. Dieser als Anemochorie bezeichnete Verbreitungsmodus ist die häufigste Form der Samenausbreitung. Nicht weniger beeindruckend ist die Fülle der Anpassungen an die Verbreitung durch Tiere und Wasser.

Hinzu kommen noch die Mechanismen, welche die Pflanzen zur selbstständigen Ausbreitung entwickelt haben. Einige Beispiele zu diesen Verbreitungsmodi sollen den Einblick in die Ausbreitungsökologie abrunden.

Verbreitung durch Tiere (Zoochorie)

Drei grundlegende Mechanismen sind im Pflanzenreich verwirklicht, die im Dienste der Verbreitung der Diasporen durch Tiere stehen. Zum einen können Teile von Samen oder Früchten Tieren als Nahrung dienen und verschleppt werden. Die Endochorie oder Verdauungsausbreitung, die in diesem Artikel nicht behandelt wird, beschreibt die Ausbreitung über den Verdauungstrakt von Tieren. Die Myrmekochorie ist eine Strategie, bei der Ameisen die Rolle der Ausbreitung übernehmen. Das dritte grundlegende Prinzip, Epichorie genannt, beruht auf Verankerungs- und Klebmechanismen, die ein Festhaften der Diasporen am Körper von Tieren (Federn, Fell) gewährleisten. Die Tierstreuer, die manche Autoren zur Semachorie stellen, sollen hier eingereiht werden. Für den Mikroskopiker bieten die Myrmekochorie und Epichorie sowie die Tierstreuer interessante Beobachtungsobjekte.

Ausbreitung durch Ameisen

Zahlreiche Pflanzen mit niedriger Wuchshöhe, etwa Arten aus der Krautschicht des Waldes, entwickeln Streufrüchte, die Samen mit nährstoffreichen Anhängseln, den so genannten

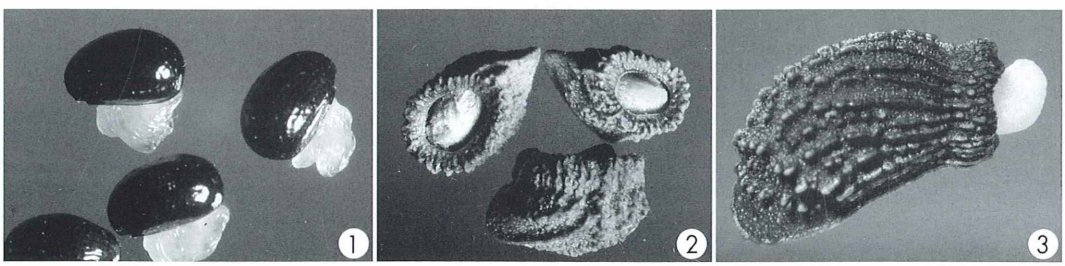


Abb. 1: Schöllkraut (*Chelidonium majus*, Fam. Papaveraceae, Mohngewächse): Samen mit Elaiosom; Vergrößerung ca. 15fach. – Abb. 2: Gemeine Ochsenzunge (*Anchusa officinalis*, Fam. Boraginaceae, Raublattgewächse): Klausen mit Elaiosom; Vergrößerung ca. 12fach. – Abb. 3: Borretsch (*Borago officinalis*, Fam. Boraginaceae, Raublattgewächse): Klause mit Elaiosom; Vergrößerung ca. 10fach.

Elaiosomen oder Ölkörpern, entlassen. Diese fett- und kohlehydrathaltigen Gebilde entstehen am Hilum, der Anheftungsstelle des Samens, und können klein und unscheinbar sein oder eine auffällige Größe und Form annehmen (Abb. 1). Bei den Raublattgewächsen (Fam. Boraginaceae) tritt eine besondere Fruchtform auf. Der Fruchtknoten ist in vier Fächer geteilt. Bei der Fruchtreife zerfällt der Fruchtknoten in vier einsamige Nüsschen, die Klausen. An der Basis dieser Klausen befindet sich ein Elaiosom (Abb. 2 und 3). Diasporen mit Elaiosomen werden gerne von Ameisen aufgesammelt und zum Verzehr in die oft weit entfernten Nester verschleppt. Hier wird nur das nährstoffreiche Anhängsel gefressen und der eigentliche Samen beziehungsweise das Samen enthaltende Nüsschen bei der Nestsäuberung wieder ins Freie getragen.

Verbreitung durch Haftmechanismen

Weit verbreitet und vielfältig sind die Einrichtungen, die ein Verankern oder Haften der Diasporen am Tier bewirken. Es handelt sich meist um Schließfrüchte, bei denen sich während der Reifung an unterschiedlichen Blütenorganen häufig stachel- oder hakenförmige Gebilde entwickeln. Da die Früchte wie Kletten am Tier hängen bleiben, wird diese Verbreitungsart auch als Klettverbreitung bezeichnet.

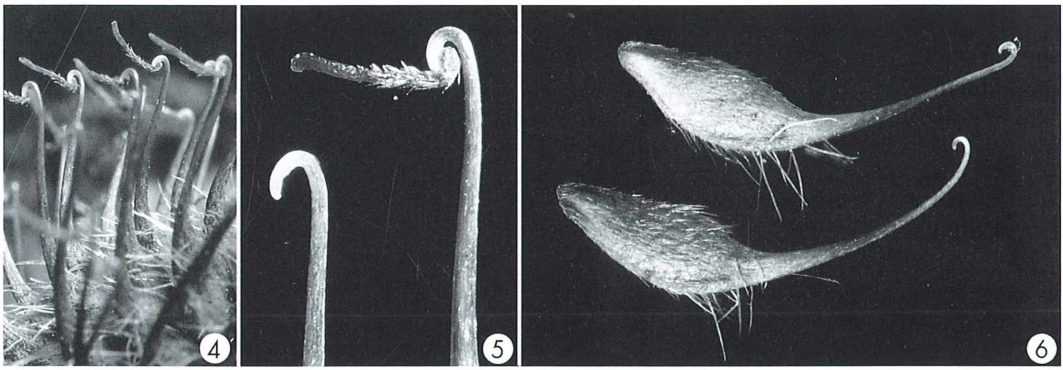


Abb. 4–6: Echte Nelkenwurz (*Geum urbanum*, Fam. Rosaceae, Rosengewächse). – Abb. 4: Ausschnitt aus dem Fruchtstand, Griffel der Nüsschen noch mit schützendem Endstück; Vergrößerung ca. 6fach. – Abb. 5: Griffelenden, rechts mit geschütztem Griffelhaken, links Griffelhaken frei; Vergrößerung ca. 15fach. – Abb. 6: Reife Nüsschen mit Griffelhaken; Vergrößerung ca. 12fach.

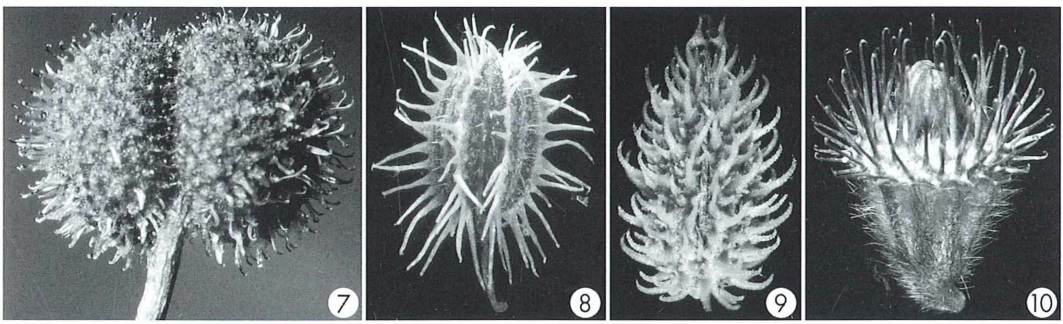


Abb. 7: Kletten-Labkraut (*Galium aparine*, Fam. Rubiaceae, Rötegewächse): Doppelnüsschen mit widerhakigem Kelch; Vergrößerung ca. 20fach. – Abb. 8: Wilde Möhre (*Daucus carota*, Fam. Apiaceae, Doldenblütler): Mit Stacheln besetztes Nüsschen; Vergrößerung ca. 16fach. – Abb. 9: Gemeiner Kletten-Kerbel (*Torilis japonica*, Fam Apiaceae, Doldenblütler): Hakig bestachelte Klettfrucht; Vergrößerung ca. 16fach. – Abb. 10: Gemeiner Odermennig (*Agrimonia eupatoria*, Fam. Rosaceae, Rosengewächse): Zur Diaspore umgewandelte Blüte; Kelch mit Widerhaken, die die vertrockneten Blütenblätter im Zentrum überragen; Vergrößerung ca. 8fach.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Bei der Echten Nelkenwurz (*Geum urbanum*, Fam. Rosaceae) entstehen in jeder Blüte zahlreiche Nüsschen. An den Nüsschen bleiben die Griffel während der Reifung erhalten und bilden einen starren Haken aus. Durch ein besonders geformtes Griffelendstück ist der Haken zunächst geschützt (Abb. 4 und 5). Hierdurch wird ein vorzeitiges Ausreißen der unreifen Früchte verhindert. Gegen Ende der Fruchtreife bricht das Endstück ab und der Haken kann in Funktion treten (Abb. 6). Das Klettenlabkraut (*Galium aparine*, Fam. Rubiaceae) gehört ebenfalls zu diesem Verbreitungstypus. Diese Pflanze bildet Spaltfrüchte aus zwei einsamigen Nüsschen, die fest mit dem Blütenkelch verbunden sind. Hier übernimmt der Kelch die Ausbildung der Hafteinrichtungen. Er ist übersät mit zahlreichen, kleinen Häkchen (Abb. 7). Eine weitere Modifikation lässt sich bei den Doldenblütlern (Fam. Apiaceae) beobachten. Durch den zweiblättrigen Bau des Fruchtknotens bilden sie Doppelnüsschen als Früchte aus. Die Oberfläche der Fruchtknotenwand ist bei vielen Arten der Doldenblütler in der Fruchtreife mit Stacheln besetzt, die hakenförmig gebogen sein können (Abb. 8 und 9).
Eine besonders effektive Abwandlung der Fruchtbildung zeigt der Gemeine Odermennig (*Agrimonia eupatoria*, Fam. Rosaceae). Aus jeder Blüte bilden sich zweisamige Sammelfrüchte, deren Samen in der mit Widerhaken besetzten Verbreitungseinheit fest eingeschlossen sind. Am Aufbau der Frucht sind alle Blütenorgane beteiligt. Ein Außenkelch trägt zahlreiche kleine und große Widerhaken, die nach außen abstehen. Mit ihm verwachsen, schließt sich nach innen der ebenfalls mit Haken besetzte eigentliche Blütenkelch an. Die Haken überragen die vertrockneten Blütenblätter, die sich über den ausgedienten Staubgefäßen kuppelartig zusammenwölben (Abb. 10).

Tierstreuer

Die Tierstreuung ist ein häufiger Verbreitungstyp, der nicht selten mit der Windstreuung kooperiert. Bei der Wilden Karde (*Dipsacus fullonum*, Fam. Dipsacaceae) bleiben die stacheligen Fruchtstände an vorbeistreifenden Tieren hängen. Beim Zurückschnellen werden die Nüsschen, die wie die Munition in einem Revolvermagazin aufgereiht sind, herausgeschleudert (Abb. 11 und 12). Nach dem Herauskatapultieren können die Nüsschen noch zusätzlich vom Wind erfasst werden. Die Gemeine Wegwarte

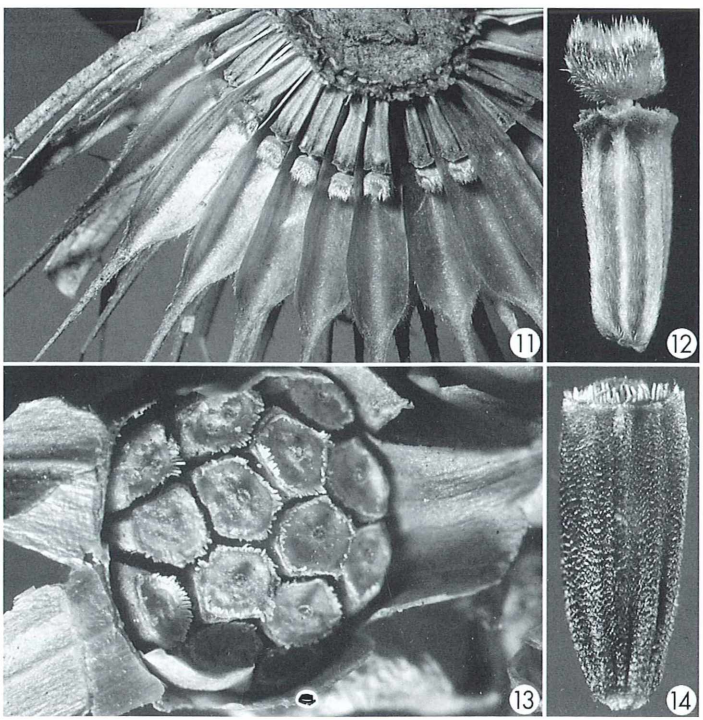


Abb. 11: Wilde Karde (*Dipsacus fullonum*, Fam. Dipsacaceae, Kardengewächse): Fruchtstand quer geschnitten (Ausschnitt), Außenkelch mit spitz zulaufenden Blättern und je einer Achäne mit Haarschopf; Vergrößerung ca. 3fach. – Abb. 12: Wilde Karde (*Dipsacus fullonum*, Fam. Dipsacaceae, Kardengewächse): Achäne mit Haarschopf; Vergrößerung ca. 8fach. – Abb. 13: Wegwarte (*Cichorium intybus*, Fam. Asteraceae, Korbblütler): Reifer Fruchtstand mit wabenartig angeordneten Achänen; Vergrößerung ca. 6fach. – Abb. 14: Wegwarte (*Cichorium intybus*, Fam. Asteraceae, Korbblütler): Achäne mit schuppigem Kelchsaum; Vergrößerung ca. 10fach.

(*Cichorium intybus*, Fam. Asteraceae) ist eine stark verzweigte Staude. An den Stängeln sitzen die Fruchtstände mit wabenartig angeordneten Achänen. Erschüttern Tiere die Stängel, werden die Achänen ausgestreut (Abb. 13 und 14).
Im Zusammenhang mit der Tierverbreitung soll das Vorkommen der Heterokarpie (Verschiedenfrüchtigkeit) erwähnt werden. Mit diesem Begriff wird der Umstand angesprochen, dass auf ein und derselben Pflanze Früchte mit unterschiedlichen Ausbreitungsmechanismen reifen. Ein leicht zugängliches Objekt für Heterokarpie stellt die Gartenringelblume (*Calendula officinalis*) dar. Als Angehörige der Korbblütler sind die Einzelblüten in einem Blütenkörbchen (Pseudanthium) zusammengefasst. Die randständigen Blüten bilden schmale, gebogene Nüsschen mit Haken und Stacheln auf dem Fruchtrücken, welche die Klettverbreitung durch Tiere ermöglichen. Die mittelständigen Blüten entwickeln Napffrüchte mit gewölbten Hohlräumen. In ihnen fängt sich der Wind und rollt die Früchte über den Boden. Ein Verschwemmen durch Regen ist ebenfalls denkbar. Im Zentrum des Blütenkörbchens reifen kleine Früchte heran, die wegen ihrer Wurm ähnlichen Form Täuschfrüchte genannt werden. Ob sich allerdings Tiere durch die Wurmform täuschen lassen und durch Nahrungsaufnahme zur Ausbreitung beitragen, ist noch unklar. In einem Blütenkörbchen können zwischen den einzelnen Fruchttypen auch Übergangsformen beobachtet werden (Abb. 15).

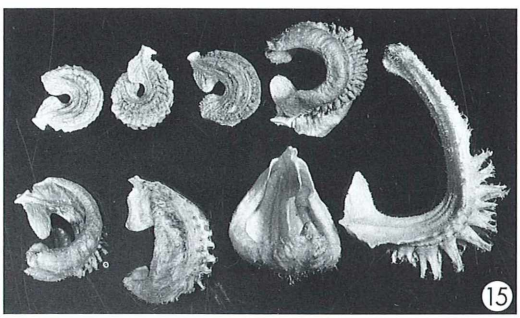


Abb. 15: Ringelblume (*Calendula officinalis*, Fam. Asteraceae, Korbblütler): Verschiedene Fruchtformen (Heterokarpie) aus einem Pseudanthium; rechts gebogene Nüsschen mit Haken und Stacheln auf dem Fruchtrücken; untere Reihe links napfförmige Frücht zur Wind und Wasserverbreitung; obere Reihe links wurmförmige Täuschfrüchte; Vergrößerung ca. 10fach.

Verbreitung durch Wasser

Die Wasserverbreitung wird in mehrere Unterformen aufgegliedert, von denen nur die Regenschwemmlinge aufgeführt werden sollen. Zu ihnen zählen Pflanzen, deren Samen aus den offenen Früchten durch Regentropfen ausgespült werden (Abb. 16). Häufig sind die Früchte bei trockenem Wetter geschlossen. Bei Regenwetter quellen durch Aufnahme von Wasser die Fruchtbehälter auf, so dass der Samen vom Regen herausgeschwemmt werden kann (Abb. 17–19).

Selbstausbreitung

Zu diesem Verbreitungstyp werden Pflanzen gerechnet, die ihre Samen oder Früchte selbstständig ausstreuen können. Für die Selbstausbreitung sind verschiedene Mechanismen verantwortlich, die zu einer weiteren Untergliederung führen.
Die so genannte Ballochorie bezeichnet die Ausbreitung der Pflanzensamen durch Schleudermechanismen. Es werden Saftdruckstreuer und Austrocknungsstreuer unterschieden. Während der Reife von Früchten der Saftdruckstreuer steigt der Zellsaftdruck an, wodurch die Wände der Früchte anschwellen. Wird ein bestimmter Druck überschritten, reißen die Früchte explosionsartig auf und die Samen werden weit verstreut. Sauerkleegewächse der Gattung *Oxalis* sind hier zu nennen. Bei ihnen hat sich eine Doppelsprungtechnik entwickelt. Beim ersten Sprung werden die Samen durch Aufreißen der Kapsel ausgestreut. Die Samen sind noch zusätzlich von einem Schwellgewebe umgeben, das durch Druckanstieg aufplatzt und die Samen von ihrem ersten Landeplatz nochmals ein Stück weiter schleudert (Abb. 20 und 21). In der europäischen Flora sind Saftdruckstreuer selten.
Austrocknungsstreuer sind dagegen sehr weit verbreitet. Bei ihnen trocknen während der Reifezeit die Wände der Früchte langsam aus. Dabei entstehen Gewebespannungen, die sich explosionsartig entladen, so dass die Samen mehrere Meter weit geschleudert werden. Nicht selten schließt sich an diesen Vorgang noch eine weitere Verbreitung durch Ameisen an. Hülsenfrüchtler (Fam. Fabaceae), Hahnenfuß- und Veilchengewächse (Fam. Ranunculaceae und Violaceae) weisen zahlreiche Austrocknungsstreuer auf (Abb. 22 und 23).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

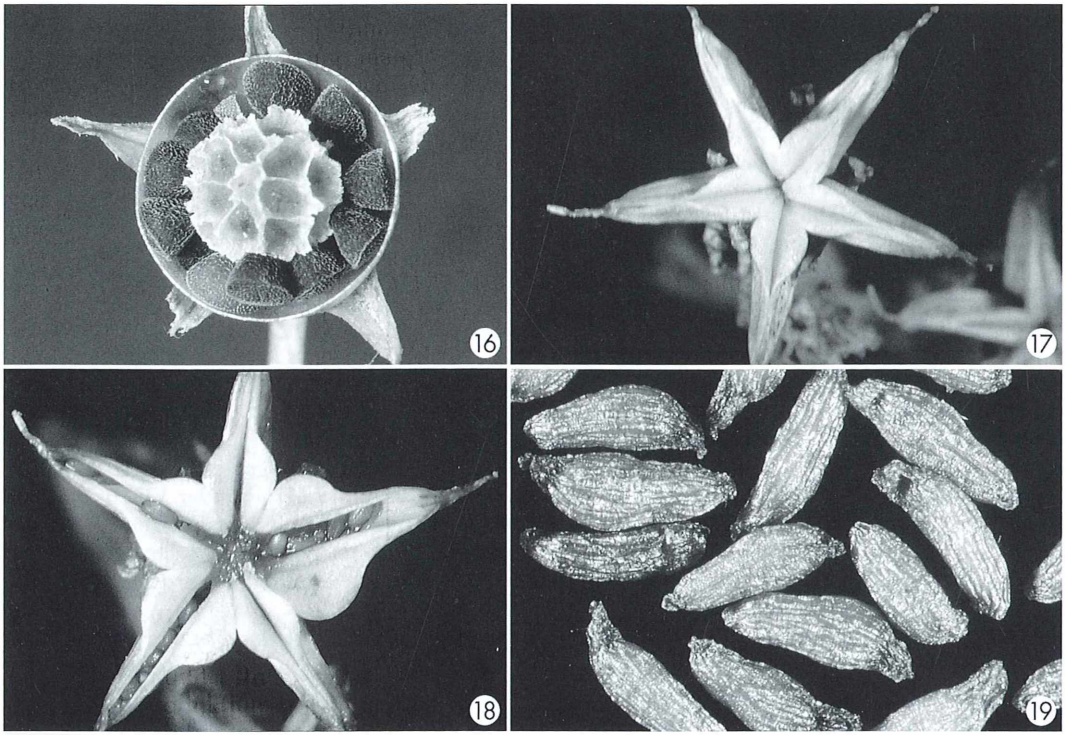


Abb. 16: Acker-Gauchheil (*Anagallis arvensis*, Fam. Primulaceae, Primelgewächse): Geöffnete Deckelkapsel mit kegelförmigen Samen, die vom Regen herausgespült und fortgeschwemmt werden; zentralständig bereits leere Samenhüllen; Vergrößerung ca. 10fach. – Abb. 17–19: Scharfer Mauerpfeffer (*Sedum acre*, Fam. Crassulaceae, Dickblattgewächse). – Abb. 17: Reifer Fruchtstand, Balgfrüchte im trockenen Zustand geschlossen; Vergrößerung ca. 16fach. – Abb. 18: Reifer Fruchtstand, bei Regen Balgfrüchte geöffnet; Vergrößerung ca. 16fach. – Abb. 19: Sehr kleine feilspanförmige Samen, die vom Regen fortgeschwemmt werden. Vergrößerung ca. 40fach.

Bodenkriecher

Die Diasporen der Bodenkriecher besitzen die Fähigkeit, eigene Bewegungen durchzuführen, mit denen sie kurze Entfernungen über den Erdboden hinweg zurücklegen können. Diese Fähigkeit wird durch hygroskopisch bewegliche Haare ermöglicht.

Die Kornblume (*Centaurea cyanus*, Fam. Asteraceae) bildet Achänen als Verbreitungseinheiten aus, die einen Schopf aus borstenartigen Haaren aufweisen, die bei Wetterlagen mit trockenen und feuchten Perioden durch abwechselndes Zusammenfalten und Aufspreizen ein Kriechen über den Boden ermöglichen (Abb. 24). Der Feld-Mannstreu (*Eryngium campestre*) aus der Familie der Doldenblütler entwickelt Achänen, die fünf grannenförmige Kelchborsten entfalten, die ebenfalls hygroskopische Bewegungen durchführen können (Abb. 25).

Beurteilung des Ausbreitungspotenzials

Bei der Ausbreitung der Samen und Früchte durch Tiere ist die zurückgelegte Strecke weitgehend von der Bewegungsaktivität der Tiere und von der Effizienz des Haftmechanismus abhängig. Zahlenangaben über die erreichten Entfernungen sind hierzu nur schwer abzuschätzen.

Beim Wind als Transporteur lassen sich physikalische Größen und mögliche Flugweiten im Labor überprüfen und Voraussagen machen. Gewicht, Größe und Morphologie einer Diaspore sind die Faktoren, welche die Sink-

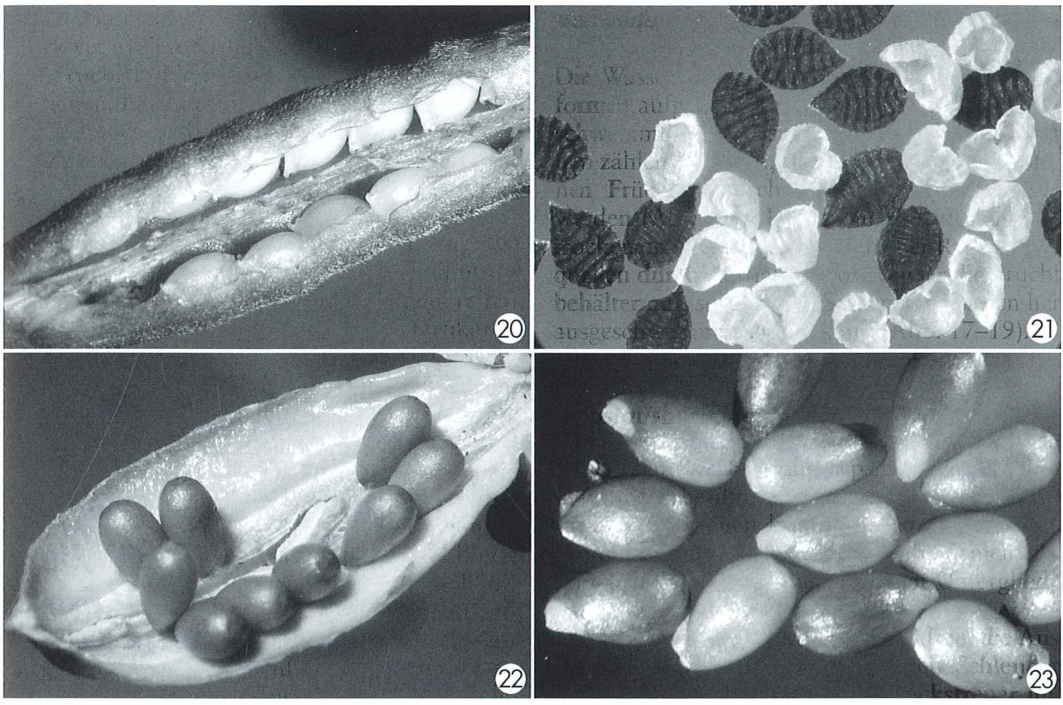


Abb. 20 und 21: Gehörnter Sauerklee (*Oxalis corniculata*, Fam. Oxalidaceae, Sauerkleegewächse). – Abb. 20: Unreife Samenkapsel (künstlich geöffnet) mit Samen; Vergrößerung ca. 10fach. – Abb. 21: Samen von dem stark turgeszenten Samenmantel (weiße Hüllen) herausgeschleudert; Vorgang unter einem Uhrglasschälchen beobachtet; Vergrößerung ca. 10fach. – Abb. 22 und 23: Hornveilchen (*Viola cornuta*, Fam. Violaceae, Veilchengewächse). – Abb. 22: Künstlich geöffnete Kapsel mit Samen; Vergrößerung ca. 7fach. – Abb. 23: Samen mit Elaiosomen am spitzen Ende; Vergrößerung ca. 16fach.

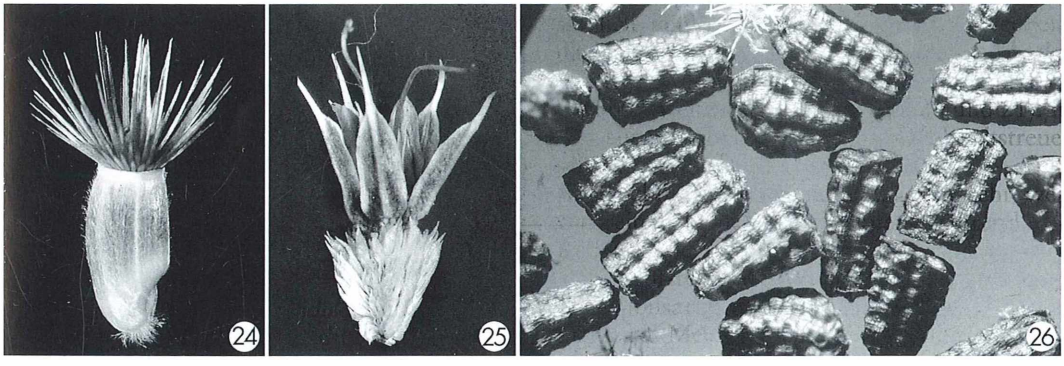


Abb. 24: Kornblume (*Centaurea cyanea*, Fam. Asteraceae, Korbblütler): Achäne mit Schopf aus borstenartigen, hygroskopisch beweglichen Haaren; Vergrößerung ca. 13fach. – Abb. 25: Feld-Mannstreu (*Eryngium campestre*, Fam. Apiaceae, Doldenblütler): Achäne mit grannenförmigen, hygroskopisch beweglichen Kelchblättern; Vergrößerung ca. 18fach. – Abb. 26: Großblütige Königskerze (*Verbascum densiflorum*, Fam. Scrophulariaceae, Braunwurzgewächse): Samen; Vergrößerung ca. 65fach.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

geschwindigkeit und somit die Flugweite mitbestimmen. Bei den Verbreitungseinheiten mit Haaren als Flugeinrichtungen (Federschweifflieger, Schirmchenflieger) werden Sinkgeschwindigkeiten von 30–90 cm/sec ermittelt. Bei entsprechender Luftströmung sind Flugweiten von 10–100 km erreichbar. Bei den segelnd fliegenden Früchten der Birke sind unter Laborbedingungen bei einem Gewicht von 0,6 mg Flugstrecken von 1,6 km errechnet worden. Für kleine Samen mit flacher und napfförmiger Gestalt, die auch einen schmalen Flugsaum besitzen können (siehe Teil 1, Abb. 16, 18, 19), werden Fallgeschwindigkeiten von 1–2 m/sec gemessen. Die geringe Angriffsfläche für Wind lässt nur eine Nahausbreitung in der Größenordnung bis zu 100 m erwarten. Bei den Windstreuern treten Weiten von 4–6 m auf. Die Samengewichte der Windstreuer und Scheibenflieger wurden mit durchschnittlich 0,1 bis 0,5 mg ermittelt.

Eine wichtige Rolle für den Ausbreitungserfolg spielt natürlich auch die Anzahl der pro Pflanze gebildeten Samen, um den Faktor Zufall, der allen Verbreitungstechniken anhaftet, weitgehend auszugleichen. In einer Porenkapsel des Klatschmohns (siehe Teil 1, Abb. 23 und 24) werden bis zu 5.000 Samen gebildet. Für die Großblütige Königskerze liegen Zahlen vor, die von 300 Samen pro Kapsel und 60.000 Samen pro Pflanze sprechen (Abb. 26).

Im Gewebe der Samenkapsel von Sauerklee-Arten (*Oxalis* spec.), die – wie bereits erwähnt – zu den Saftdruckstreuern zählen, steigt der Zellsaftdruck auf 16–17 atm an, wodurch die Kapsel explosionsartig aufreißt und die Samen auswirft (Abb. 20). Da die Samen außerdem noch von einem turgeszenten Samenmantel umgeben sind (Abb. 21), werden die Samen durch einen Quetschmechanismus nochmals ein Stück weiter katapultiert. Durch diesen zweistufigen Schleudervorgang werden Weiten von 2–3 m erreicht. Die Austrocknungsstreuer erlangen ähnliche Weiten. Diasporen, die hygroskopisch bewegliche Borsten oder Grannen besitzen (Abb. 24 und 25) legen in Abhängigkeit vom Wechsel trockener und feuchter Wetterperioden nur wenige Zentimeter über den Erdboden zurück.

Literaturhinweise

Düll, R., Kutzelnigg, H.: Botanisch-ökologisches Exkursionstaschenbuch. Quelle und Meyer Verlag, Heidelberg 1992.

Hildebrand, F.: Die Verbreitungsmittel der Pflanzen. Wilhelm Engelmann Verlag, Leipzig 1873.

Hoffmann, H., Schwerdtfeger, M.: ... und grün des Lebens goldner Baum. Lustfahrten und Bildungsreisen im Reich der Pflanzen. Ulrich Burgdorf Verlag, Göttingen 1998.

Kaussmann, B., Schiewer, U.: Funktionelle Morphologie und Anatomie der Pflanzen. Gustav Fischer Verlag, Jena 1989.

Klein, J. F.: Unkraut verdirbt nicht: Verbreitung der Art im Pflanzenreich. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1973.

Leins, P.: Blüte und Frucht: Morphologie, Entwicklungsgeschichte, Phylogenie, Funktion, Ökologie. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2000.

Linskens, H.-F., Stumm, C. K.: Verbreitungsorgane bei Samen und Früchten – Eine fotografische Erkundung. I. Vielfalt der Transportmechanismen. Mikrokosmos *83*, 201–205 (1994).

Maidhof, A.: Morphologische Beobachtungen über Verbreitungseinrichtungen an Samen und Früchten von bedecktsamigen Pflanzen. Teil 1: Einrichtungen zur Windverbreitung. Mikrokosmos *95*, 369–375 (2006).

Stumm, C. K., Linskens, H.-F.: Verbreitungsorgane bei Samen und Früchten – Eine fotografische Erkundung. II. Die Früchte der Compositen mit ihren Anhängseln. Mikrokosmos *83*, 281–286 (1994).

Urania Pflanzenreich, Band 3 und 4: Blütenpflanzen. Urania Verlag, Leipzig 1994.

Verfasser: Dr. Armin Maidhof, Im Sampel 54, 55246 Mainz-Kostheim

euromex
MICROSCOPES HOLLAND

Mikroskope
Stereomikroskope
Mikrotome
Kaltlichtbeleuchtung
Refraktometer

STEREOMIKROSKOP E-REIHE

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

MIKROSKOP F-REIHE

Fordern Sie unseren Prospekt an

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

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Lebenszyklus des colpodiden Ciliaten Bresslauides australis – Eine chronomorphologische Studie

Selim Akarsu und Klaus Hausmann

Im Laufe der Evolution haben Protisten die Fähigkeit zur Bildung von Cysten unter verschiedenen Umweltbedingungen erworben. Hierdurch waren sie in der Lage, diverse Habitate zu besiedeln. Diese Protisten entwickelten komplizierte Lebenszyklen als Anpassung an ihre Umwelt. Der vorliegende Artikel behandelt den Lebenszyklus eines wenig bekannten Ciliaten.

Schon der Begründer der Protistenforschung Antoni van Leeuwenhoek (1632–1723) bemerkte, dass die von ihm entdeckten „Animalcula" in der Lage waren, nach einer Zeit der Austrocknung mit Hilfe von Regenwasser erneut zum Leben zu erwachen (Keilin, 1959). Dieses Phänomen konnten auch spätere Forscher bestätigen, indem sie Aufgüsse aus insbesondere Heu, Gras und Moos herstellten (Bresslau, 1922). Diese Infusionen führten zu einem erweiterten Terminus des Begriffes Animalcula: Man bezeichnete diese Organismen nun als Animalcula infusoria (Aufgusstierchen). Der Begriff geht auf Martin Frobenius Ledermüller (1719–1769) zurück (Hausmann et al., 2003).

Cystendiversität

Eine Cyste ist als ein nicht motiles, oftmals entwässertes, resistentes, inaktives, dormantes und kryptobiotisches Stadium im Lebenszyklus vieler Einzeller definiert (Corliss und Esser, 1974). Die Definition der Cyste wird im Hinblick auf ihre jeweilige Funktion auch begrifflich erweitert, und man unterscheidet Überdauerungscysten, Cysten, die ganz bestimmte Entwicklungsprozesse beispielsweise im Lebenszyklus von Sporozoen ermöglichen, sowie Reproduktionscysten.
Die Fähigkeit zur Cystenbildung findet sich in den meisten Protistengruppen. Hierzu gehören unter anderem die colpodiden Ciliaten des Bodens, welche r-Strategen sind, bei denen also unter günstigen Bedingungen eine schnelle Reproduktion erfolgt. Bei ihnen erfolgen die Teilungen in der Cyste rasch aufeinander (Palintomie). Durch diese Strategie können diese Organismen ephemere (kurzlebige) Habitate besiedeln und sich vermehren (Foissner, 1993; Foissner, 1995; Rohnert, 1951). Obwohl diese Organismen im Boden leben, ähnelt ihr Mikrohabitat dem eines Süßwassereinzellers. Man spricht hier von terrestrischen Wasserlebewesen (Mueller und Mueller, 1970).

Lebenszyklus des Ciliaten Bresslauides australis

Generell beginnt der Lebenszyklus eines colpodiden Ciliaten, indem er sich excystiert. Dieses Stadium bezeichnet man als Tomitenstadium. Der Tomit wächst zum Trophonten heran, der befähigt ist, eine Reproduktionscyste zu bilden. Überdauerungscysten können von beiden Zellstadien gebildet werden. Nach der Zellteilung, welche immer innerhalb der Cyste stattfindet, erfolgt die Excystierung der Tochterzellen und der Lebenszyklus ist vollendet (Foissner, 1993; Foissner und Didier, 1983). Über einige Aspekte dieses Colpodiden-Lebenszyklus wurde hin und wieder im MIKROKOSMOS berichtet (Grave, 1969, 1975; Kippling 1969).
Das Untersuchungsobjekt, der colpodide Ciliat *Bresslauides australis*, wurde von Blatterer und Foissner (1988) beschrieben. Die Autoren entdeckten diesen Ciliaten auf einer mit Flechten und Moosen bewachsenen Rinde eines Baumes aus einem sekundären Regenwaldgebiet zwischen Cairns und Innisfail (Australien).
Das Tomitenstadium von *Bresslauides australis* (Abb. 1a) ist im Vergleich zum Trophontenstadium kleiner. Die Tomiten schwimmen mit schnellen Bewegungen umher, wobei sie sich

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

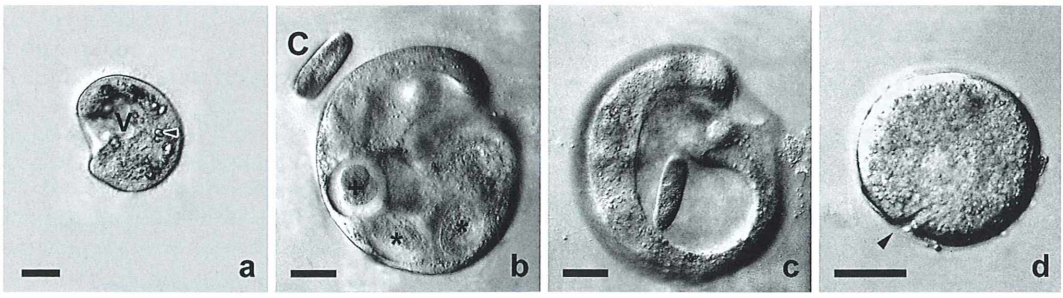


Abb. 1: Tomit, Trophonten und Cystenbildung. a Frisch geschlüpfter Tomit mit Nahrungsvakuole (Pfeilkopf); V Vestibulum. b Trophont mit Nahrungsvakuolen in unterschiedlichen Verdauungsphasen: Soeben phagocytiertes *Colpidium* (+), weitgehend verdaute Ciliaten (*); C *Colpidium*. c Große Nahrungsvakuole mit einem noch lebenden *Colpidium*. d Reduktion des Mundapparates nach der Zellabkugelung (Pfeilkopf). Messbalken: 40 µm.

um ihre eigene Achse drehen. Sie phagocytieren anfangs kleinere Einzeller (Flagellaten) und anderes organisches Material. Ohne Nahrung bilden die frisch geschlüpften Zellen nach 12 bis 24 Stunden eine Überdauerungscyste.

Der Tomit wird durch Wachstum zum Trophonten. Der Trophont besitzt im Lebenszyklus eine Schlüsselrolle, da nur er zur Reproduktion befähigt ist. Die Trophonten zeichnen sich im Allgemeinen dadurch aus, dass sie träge sind. Dabei zeigen sie leichte Rotationsbewegungen gegen den Uhrzeigersinn. In Trophonten kann man immer mehrere Nahrungsvakuolen, welche sich in unterschiedlichen Digestionsphasen befinden, beobachten (Abb. 1b). Nahrungsorganismen, hier der Ciliat *Colpidium*, werden über den großen Mundapparat aufgenommen und ingestiert (Abb. 1c). Es können mehrere Beuteciliaten gleichzeitig aufgenommen werden. *Colpidium* kann bis zu 30 Sekunden in der Nahrungsvakuole herumschwimmen.

Der Trophont kann zusätzlich zu den Reproduktionscysten auch Überdauerungscysten bilden. Es wurde bei *B. australis* keine pluripotente Cyste beobachtet, wie sie für diverse andere Arten beschrieben wurde (Foissner, 1993; Foissner und Didier, 1983). Bei *B. australis* gibt es zwischen dem Tomiten- und Trophontenstadium außer der Größe keine deutlich unterscheidbaren Charakteristika.

Encystierung

Der Encystierungsprozess wird am Beispiel eines Trophonten dargestellt, der eine Reproduktionscyste bildet. Der Trophont wird träger und rotiert nur noch langsam, meist gegen den Uhrzeigersinn. Nach einer Weile rundet sich die Zelle ab. Es dauert etwa fünf Minuten, bis sich die Zelle spontan in wenigen Augenblicken mit einer gelatinös erscheinenden Hülle umgibt. In dieser Hülle kreist die Zelle gegen den Uhrzeigersinn. Im Laufe von 20 Minuten nach Beginn der Abkugelung wird der Mundapparat kleiner, um dann ganz zu verschwinden (Abb. 1d). Die kontraktile Vakuole ist während dieser Phase aktiv. In der Regel findet man in der Petrischale nicht einzeln liegende Cysten, sondern Ansammlungen.

Zellteilung

Bei den Zellen in der Cyste erkennt man die somatischen Cilienreihen. Die Zelle besitzt in diesem Stadium drei Hüllen (etwa zwei Stunden nach der Abkugelung). Bis zu einer Einschnürung der Zelle wird die Cyste oval (Abb. 2a). Die ersten Zeichen einer medianen Einschnürung können etwa fünf Stunden nach der Encystierung beobachtet werden. Anschließend teilt sich der Makronukleus, die Einschnürung vertieft sich kontinuierlich (Abb. 2b).

Reproduktionscysten mit zwei Tomiten

Anknüpfend an die normale Zellteilung kommt es rund 100 Minuten nach der ersten Einschnürung zur Bildung von zwei oder vier Tomiten.

Elsevier. Alle Rechte vorbehalten. http://www.elsevier.de/

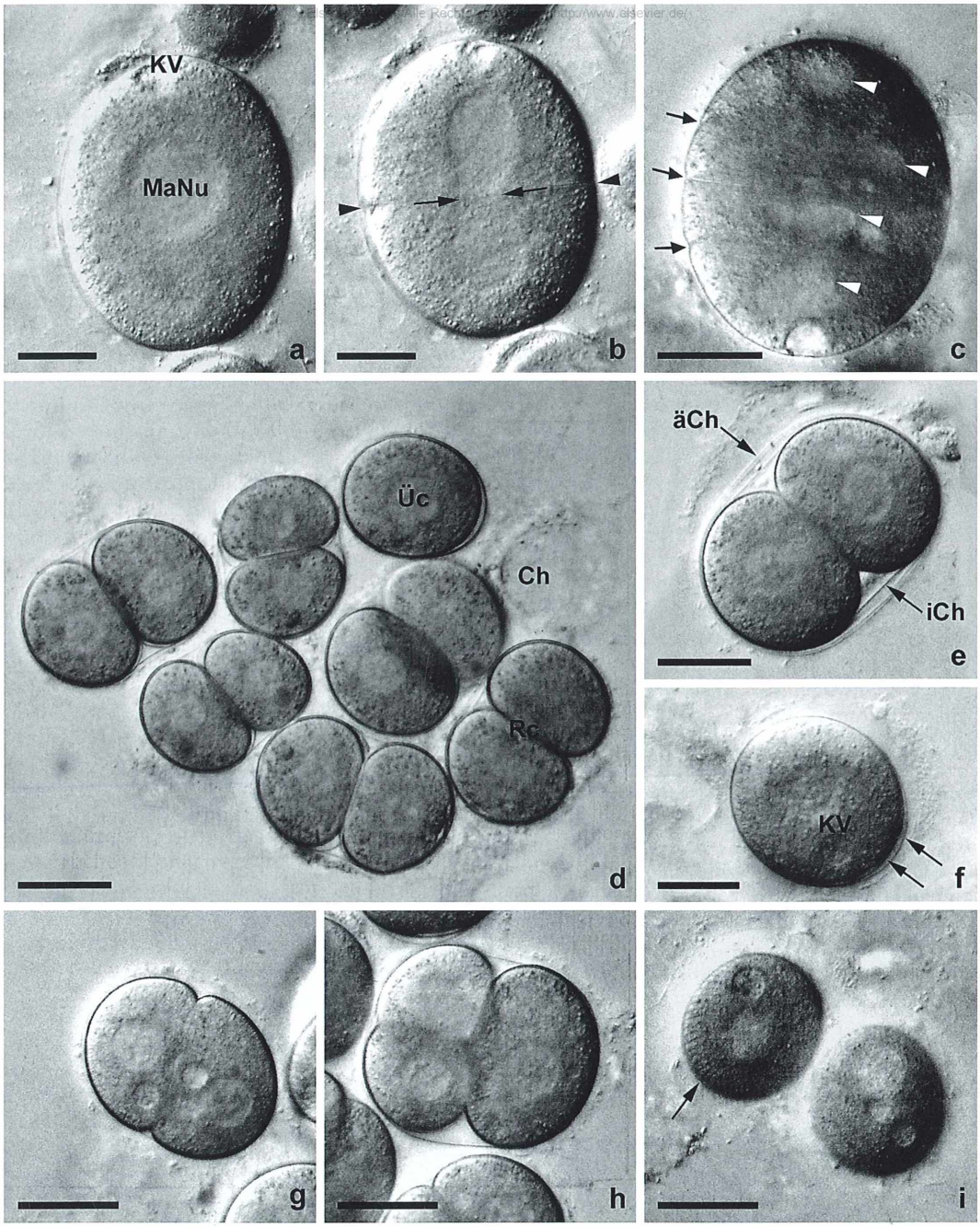


Abb. 2: Entstehung von zwei Tomiten pro Cyste. a Ovale Form der zuvor runden Cyste; MaNu Makronukleus, KV kontraktile Vakuole. b Einschnürung der Zelle (Pfeilköpfe) sowie des MaNu (Pfeile) belegen die beginnende Teilung in zwei Tomiten. c Drei Einschnürungen (kurze Pfeile) bei Teilung in vier Tomiten. Pfeilköpfe weisen auf die Makronuklei der Tomiten. d Unterschiedliche Größenverhältnisse von Reproduktionscysten (Rc) und Überdauerungscysten (Üc); Ch Cystenhülle. e Cyste mit äußerer (äCh) und innerer Cystenhülle (iCh). f Überdauerungscyste mit zwei Hüllen (Pfeile); KV Kontraktile Vakuole. g Weit fortgeschrittene Zellteilung. h Selten beobachtete Abweichung in der Teilung der Tomiten. i Deutlich erkennbare somatische Kineten eines Tomiten (Pfeil). Messbalken: 40 µm.

 GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Abbildung 2d zeigt einen Überblick über Reproduktionscysten mit zwei Tomiten. Bei genauerem Beobachten erkennt man, dass die Cyste eine äußere und eine innere Hülle aufweist. Zusätzlich hat jeder Tomit seine eigene Hülle. Die Zellen sind also von drei Hüllschichten umgeben (Abb. 2d, e und g). Die drei Schichten können schon kurze Zeit nach der Encystierung lichtmikroskopisch beobachtet werden. Die kontraktile Vakuole ist auch während der Zellteilung aktiv (Abb. 2g). Die Zwei-Tomiten-Cysten sind der am häufigsten beobachtbare Cystentyp von *Bresslauides australis*. Jedoch können Abweichungen von diesem Muster vorkommen. Diese treten vor allem dann auf, wenn man viele Zellen in der Petrischale kultiviert (> 100). Eine solche abweichende Zwei-Tomiten-Cyste zeigt Abbildung 2h. Hier kam es bei einem der Tomiten zu einer erneuten Einschnürung.

Reproduktionscysten mit vier Tomiten

Wie erwähnt, bildet *Bresslauides australis* vorwiegend Reproduktionscysten mit zwei Tomiten aus. Jedoch kommen auch Cysten mit vier Tomiten vor. Es gibt zwischen beiden Cystentypen bis zur Zellteilung zunächst keinen Unterschied in der Encystierungsphase. Vier-Tomiten-Cysten entstehen dann dadurch, dass an Stelle einer Einschnürung drei ausgebildet werden (Abb. 2c, 3a). In den Tomiten sind die kontraktilen Vakuolen aktiv; jeder Tomit verfügt zu diesem Zeitpunkt über einen Makronukleus. In dieser Cyste sind der erste und vierte Tomit leicht oval ausgebildet. Die zwei Tomiten zwischen diesen erscheinen leicht zusammengedrückt. Rund 6–6,5 Stunden nach der Encystierung werden die Tomiten motil.

Die Vier-Tomiten-Cysten sind wie die Zwei-Tomiten-Cysten von zwei Hüllen umgeben. Jeder Tomit weist zusätzlich noch eine eigene Hülle auf. Die Tomiten rotieren in den Cysten gegen den Uhrzeigersinn. Auch hier ist die kontraktile Vakuole aktiv.

Es gibt auch Abweichungen von diesem Cystentyp, die jedoch in geringer Anzahl zu finden sind (Abb. 3b und c). Die Tomiten sind nicht linear, sonder radiär angeordnet. Man kann diese Formen bei dichten Kulturen beobachten. Auch in diesen Cysten rotieren die Zellen gegen den Uhrzeigersinn.

Überdauerungscyste

Der Encystierungsprozess von Überdauerungscysten verläuft identisch wie der für Reproduktionscysten bis auf den Unterschied, dass hier keine Teilung stattfindet. Die Überdauerungscysten sind leicht oval, können aber auch in seltenen Fällen rund sein. Sie weisen zwei Hüllen auf, nämlich eine äußere und eine des Tomiten (Abb. 2f). Auch hier ist die kontraktile Vakuole aktiv. In den Cysten rotiert die Zelle langsam gegen den Uhrzeigersinn. Beim genaueren Beobachten erkennt man die somatischen Cilienreihen des Tomiten (Abb. 2i).

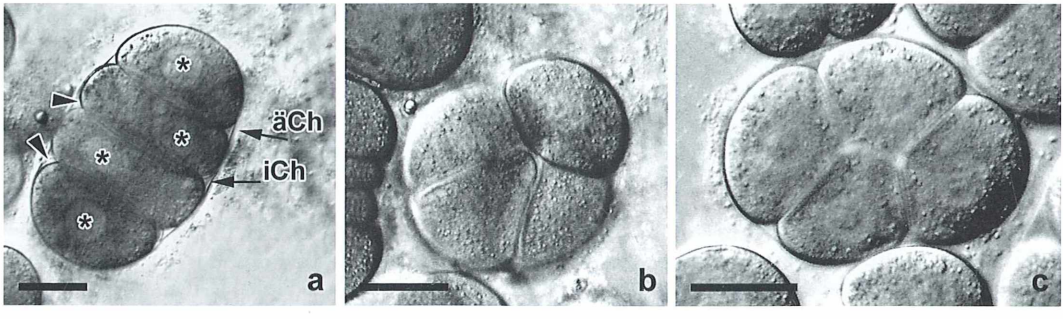


Abb. 3: Reproduktionscysten mit vier Tomiten pro Cyste. a Lineare Anordnung der Tomiten mit jeweils eigenem MaNu (*) und eigener Hülle (Pfeilköpfe). Cystenwand aus innerer (iCh) und äußere Cystenhülle (äCh). b und c Rundliche Reproduktionscysten mit vier Tomiten in radiärer Anordnung. Messbalken: 40 µm.

Vitalität in Cysten

Zur Vitalität von Cysten wurden einige Versuche durchgeführt. Alle Cysten, welche von Wasser bedeckt waren, blieben encystiert. Lässt man das Wasser in der Petrischale verdunsten oder dekantiert man das Medium, so dass die Cysten nur noch mit einem Wasserfilm bedeckt bleiben, trocknen sie bald aus. Wenn nach einer Phase der Austrocknung Wasser hinzugegeben wird, excystieren sich zahlreiche Zellen. Es konnten Zellen zur Excystierung gebracht werden, die fünf Monate lang ausgetrocknet waren. Die excystierten Zellen entwickelten sich zu Trophonten, so dass sie ihren Lebenszyklus vollenden konnten.
Zu bemerken ist, dass einige Cysten bei Wasserzugabe aufplatzten. Aus Cysten, die ständig von Flüssigkeit bedeckt blieben, schlüpften bei erneuter Wasserzugabe keine Tomiten. Sie konnten nur durch Zugabe einer Haferflockensuspension zur Excystierung gebracht werden. Durch dieses Vorgehen konnten nahezu alle Zellen in der Petrischale zur Excystierung gebracht werden.

Die Excystierung

Gibt man die oben erwähnte Haferflockensuspension in die Petrischale, wird die Excystierung induziert (Abb. 4a). Die Zellen beginnen im Verlauf von fünf Minuten in der Cyste schneller gegen den Uhrzeigersinn zu rotieren. Diese Rotationen werden durch kurze Pausen unterbrochen, um dann die Rotierrichtung zu ändern. Dieses währt etwa bis zu einer Stunde. Es erfolgt ein zügiges Auswachsen der Cilien. Zehn Minuten nach dieser Beobachtung sind die Zellen aktiver als üblich. Es sind im Cytoplasma spontan auftretende Kontraktionen zu beobachten. An der Stelle im Cytoplasma, wo Kontraktionen auftreten, werden Cilienreihen des Mundapparates sichtbar (Abb. 4b). Der Mundapparat wird im Laufe von einigen Minuten ausgeprägter (bis 70 Minuten nach Induktion der Excystierung). Währenddessen wird die äußere Cystenhülle kontrastärmer und die Tomiten weisen einen deutlichen Abstand zur inneren Cystenhülle auf (Abb. 4c). Anschließend wird der Mundapparat deutlich erkennbar (Abb. 4d). Nach einigen Minuten wird

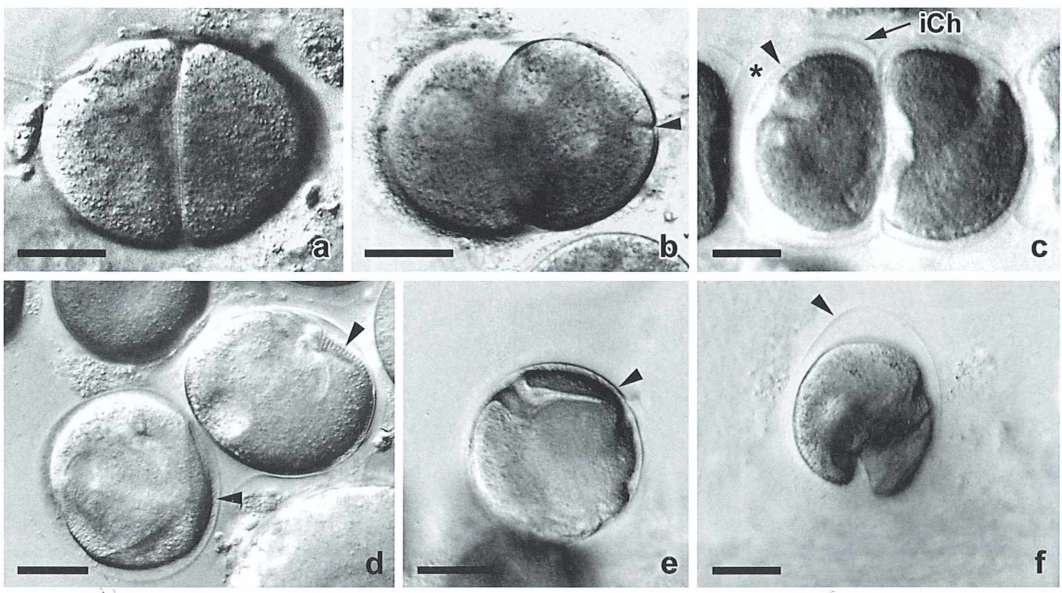


Abb. 4: Excystierung. a Beginn des Excystierungsprozesses. b 60–70 Minuten nach Induktion der Excystierung; Mundapparat entsteht (Pfeilkopf). c Tomiten-Cystenhüllen ca. 70 Minuten nach Beginn der Excystierung deutlicher erkennbar; Freiraum (*) zwischen innerer Cystenhülle (iCh) und Tomitenhülle (Pfeilkopf). d Cilien des Mundapparats (Pfeilköpfe) bei Tomiten. e Tomit aus Cyste freigesetzt, aber noch von eigener Hülle umgeben (Pfeilkopf). f Tomit beim Verlassen seiner eigenen Hülle (Pfeilkopf). Messbalken: 40 µm.

 GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

der Tomit dann mit seiner eigenen Hülle aus der gemeinsamen Hülle freigesetzt (Abb. 4e). Die äußere gemeinsame Hülle ist nicht mehr sichtbar. Der Tomit rotiert in seiner eigenen Hülle hin und her. Er beginnt, aktiv gegen die Cystenwand zu schwimmen. Die Hülle wird im Laufe dieser Schwimmbewegungen kontinuierlicher kontrastärmer, bis der Tomit schließlich an einer aufgerissenen Stelle etwa 70–80 Minuten nach Induktion der Excystierung die Cystenhülle verlassen kann (Abb. 4f). Wenn die Excystierung in einer Cystenansammlung erfolgte, sind bisweilen Reste der Hülle leichter erkennbar (Abb. 2d).

Cysten im Rasterelektronenmikroskop

Wie schon erwähnt, beginnt die Encystierung mit der Abkugelung der Zelle (Abb. 5a). *Bresslauides* umgibt sich nicht sofort mit einer Hülle, sondern erst fünf Minuten nach der Abkugelung. Kurz nach Beginn der Cystenbildung erkennt man fibrilläre Strukturen auf der Zelloberfläche, die noch nicht ganz miteinander vernetzt sind (Abb. 5b). Später erfolgt eine völlige Vernetzung dieser Fibrillen, so dass eine glatte Cystenhülle entsteht. Es ist jedoch so, dass in dieser Phase noch nicht alle Cilien von der Zelle resorbiert worden sind. Sie werden möglicherweise nur verkürzt. Ähnliche Befunde zeigen auch andere Autoren auf (Kawakami und Yagiu, 1963; Landers, 1991; Martín-González et al., 1992). In Bereichen, wo die Cystenhülle eingerissen ist, erkennt man verkürzte Cilien, während gleichzeitig die Cortexstrukturen relativ intakt erscheinen (Abb. 5c). Dies würde die lichtmikroskopisch beobachteten Rotationen der Zellen erklären.

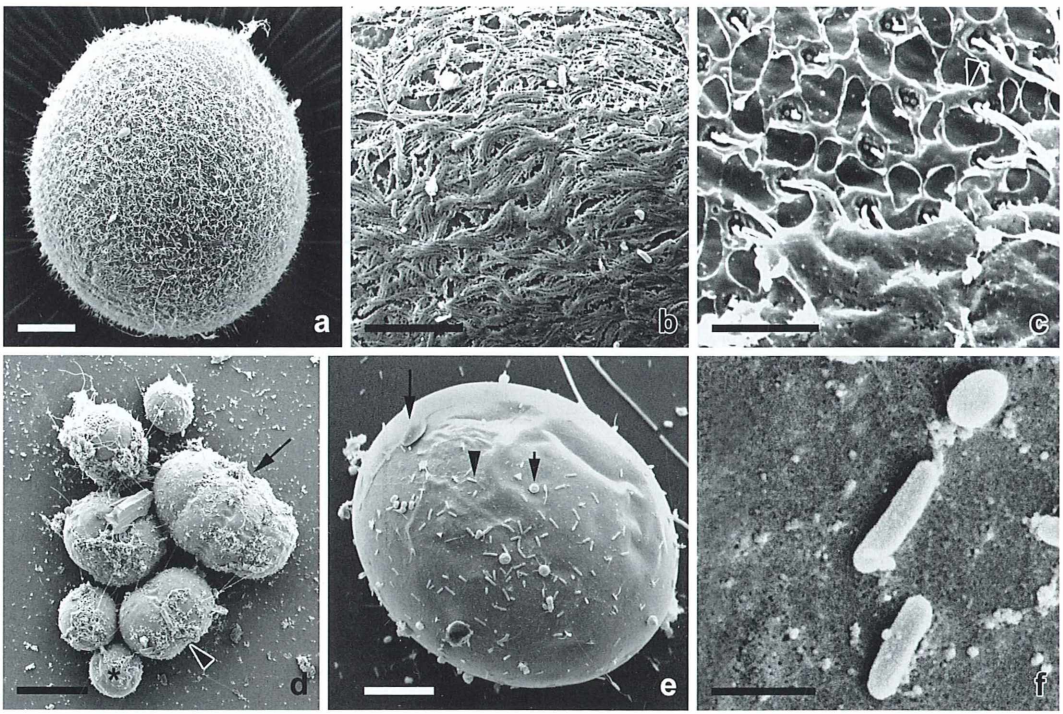


Abb. 5: Cystenwandbildung und -struktur im Rasterelektronenmikroskop. a Abgekugelter Trophont kurz vor der Cystenbildung. b Etwa fünf Minuten nach Abkugelung erste Phase der Cystenbildung; fibrilläre Strukturen erkennbar. c Unterschiedlich lange Cilien; Cortexstrukturen (Pfeilkopf) nicht gänzlich abgebaut. d Überblick Cystentypen: Reproduktionscyste mit zwei (Pfeilkopf) und vier Tomiten (Pfeil) sowie Überdauerungscyste (*). e Überdauerungscyste besetzt mit stäbchenförmigen (Pfeilkopf) und coccalen Bakterien (kurzer Pfeil) sowie einem Flagellaten (langer Pfeil). f Ausschnittsvergrößerung aus e. Bakterien auf poröser Cystenwand. Messbalken: a 25 µm, b 10 µm, c 5 µm, d 50 µm, e 10 µm, f 1 µm.

Tabelle 1: Ablauf des Lebenszyklus von *Bresslauides australis* unter Laborbedingungen.

Wachstumsphase	Tomitenstadium	t = 0
	Trophontenstadium	24 h
Encystierungsphase	Abkugelung des Trophonten	t = 0
	Cystenbildung	5 min
	Resorption des Mundapparates und der Cilien	20 min
	Zellteilung	
	Erste Einschnürung	300 min
	Zwei Tomiten sind entstanden	400 min
Excystierungsphase	Induktion der Excystierung	t = 0
	Auswachsen der Cilien	60 min
	Entstehung des Mundapparates Der erste Tomit wird mit seiner eigenen Hülle aus der gemeinsamen Hülle freigesetzt, der zweite folgt kurz danach.	60–70 min
	Der erste Tomit verlässt seine eigene Hülle, der zweite etwa fünf Minuten später.	70–80 min

Man kann im Rasterelektronenmikroskop die verschiedenen Cystentypen unterscheiden und ihre unterschiedlichen Größen erkennen (Abb. 5d). Ihre Oberfläche ist glatt, wird aber von verschiedenen Mikroorganismen besiedelt, unter anderem von Bakterien und Flagellaten (Abb. 5e). Bei hohen Vergrößerungen kann man erahnen, dass die Cystenwand porös ist (Abb. 5f).

Lebenszyklus

Die Lebenszyklen colpodider Ciliaten sind wenig erforscht. Es liegen Erkenntnisse vor, die sich jedoch primär auf Untersuchungen der Gattung *Colpoda* stützen. Vereinzelt findet man Untersuchungen anderer Gattungen vor wie zum Beispiel *Pseudoplatyophrya nana* (Foissner und Didier, 1983). Es wurde einige Male der Versuch unternommen, einen typischen Lebenszyklus von Ciliaten zusammenzufassen.
Ein allgemeiner Ansatz für alle colpodiden Ciliaten unterteilt den Lebenszyklus in einen „Wachstums-Teilungs-Zyklus" (Bildung einer Reproduktionscyste) und einen „Encystierungs-Excystierungs-Zyklus" (Bildung einer Überdauerungscyste) (Gutiérrez et al., 1990, 1998). Unserer Auffassung nach ist eine solche Unterteilung nicht sinnvoll, da der Anschein erweckt wird, dass diese beiden Prozesse nichts miteinander zu tun haben. Die Autoren benutzen die Begriffe der En- und Excystierung nur für die Bildung von Überdauerungs-, nicht aber für Reproduktionscysten. Die Teilungen der Colpodiden finden jedoch generell in Cysten statt, und sie excystieren sich im Anschluss. Es wäre besser, den Lebenszyklus von colpodiden Ciliaten in eine Wachstumsphase mit anschließender En- und Excystierungsphase einzuteilen, da so alle Prozesse zu einem Zyklus zusammengefasst wären.
In den vorangegangenen Arbeiten werden keine Angaben über die zeitliche Dimension des gesamten Lebenszyklus gemacht. Wir konnten feststellen, dass der Lebenszyklus von *B. australis* unter Laborbedingungen etwa 32 Stunden dauert. Davon werden allein 24 Stunden für das Wachstum des Tomiten zum Trophonten benötigt. Der gesamte Ablauf ist in Tabelle 1 zusammengefasst.

Literaturverzeichnis

Blatterer, H., Foissner, W.: Beitrag zur terricolen Ciliatenfauna (Protozoa, Ciliophora) Australiens. Stapfia *17*, 1–84 (1988).
Bresslau, E.: Über die Protozoen aus Rasenaufgüssen. Verh. Dtsch. Zool. Ges. *27*, 88–90 (1922).
Corliss, J. O., Esser, S. C.: Comments on the role of the cyst in the life cycle and survival of free-living protozoa. Trans. Amer. Microsc. Soc. *93*, 578–593 (1974).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Foissner, W.: Colpodea (Ciliophora). In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, vol. 4/1. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1993.
Foissner, W.: Ciliaten des Bodens. In: Röttger, R. (Hrsg.): Praktikum der Protozoologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
Foissner, W., Didier, P.: Nahrungsaufnahme, Lebenszyklus und Morphogenese von *Pseudoplatyophrya nana* (Kahl, 1926) (Ciliophora, Colpodida). Protistologica *19*, 103–109 (1983).
Grave, E.: Wo Vierlinge die Regel sind... – Teilungscysten des Wimpertieres *Colpoda*. Mikrokosmos *58*, 108–111 (1969).
Grave, E.: Das Wimpertier *Colpoda* – Ein Meister des Überlebens. Entstehung und Keimung von Dauercysten. Mikrokosmos *64*, 5–10 (1975).
Gutiérrez, J. C., Martín-González, A., Matsusaka, T.: Towards a generalized model of encystment (cryptobiosis) in ciliates: A review and a hypothesis. Biosystems *24*, 17–24 (1990).
Gutiérrez, J. C., Izquierdo, A., Martín-González, A., Callejas, S.: Cryptobiosis of colpodid ciliates: A microbial eukaryotic cell differentiation model. Recent. Res. Devel. Microbiol. *2*, 1–15 (1998).
Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology, 3rd edition. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
Kawakami, H., Yagiu, R.: An electron microscopical study of the change of fine structures in the ciliate, *Colpoda cucullus*, during its life cycle. II. From the preencystment stage to the early stage of the formation of the first layer of resting cyst membrane. Zool. Mag. *72*, 146–151 (1963).
Keilin, D.: The problem of anabiosis or latent life: History and current concept. Proc. R. Soc. London B *150*, 149–191 (1959).
Kippling, W.: Beim Wimpertier *Colpoda* gibt's auch Zwillinge. Mikrokosmos *58*, 176–177 (1969).
Landers, S.: The fine structure of secretion in *Hyalophysa chattoni*: formation of the attachment peduncle and the chitinous phoretic cyst wall. J. Protozool. *38*, 148–157 (1991).
Martín-González, A., Benítez, L., Gutiérrez, J. C.: Ultrastructural analysis of resting cysts and encystment in *Colpoda inflata*. 2. Encystment process and a review of ciliate resting cyst classification. Cytobios *72*, 93–106 (1992).
Mueller, J. A., Mueller, W. P.: *Colpoda cucullus*: A terrestrial aquatic. Amer. Midl. Nat. *84*, 1–12 (1970).
Rohnert, U.: Wassererfüllte Baumhöhlen und ihre Besiedlung. Ein Beitrag zur Fauna dendrolimnetica. Arch. Hydrobiol. *44*, 472–516 (1951).

Verfasser: Dipl.-Biol. Selim Akarsu, Phillips-Universität Marburg, Institut für Zytobiologie und Zytopathologie, Robert-Koch-Str. 6, 35037 Marburg (Lahn), E-Mail: selim-akarsu@web.de,
und Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Zoologie, AG Protozoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin,
E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de

Nachricht

Mikroskopie auf der Ostseeinsel Hiddensee

Hiddensee – da denkt man spontan an Urlaub, Ruhe, Wellen, autofreie Zone, vielleicht auch an allerlei Leckerem aus und mit Sanddorn. An Mikroskopie denkt man weniger, obwohl Ostsee, Bodden und einige Süßwasserseen interessante Areale für Beprobung hergeben würden und Hiddensee zudem im Nationalpark Vorpommersche Boddenlandschaft liegt. Aber wie kommt man zu den passenden Räumlichkeiten, und wer würde Zeit haben, den Kurs zu leiten?

Am Rande des Bodman-Treffens 2005 erwähnte Klaus Hausmann, Berliner Mikroskopische Gesellschaft, dass er seit einigen Jahren mit Studentengruppen der Freien Universität Berlin die Räumlichkeiten der Biologischen Station der Universität Greifswald auf Hiddensee mitnutzen kann. Und er dachte laut darüber nach, ob man vielleicht eine Veranstaltung für biologisch-mikroskopisch Interessierte anbieten sollte. *Warum nicht?* war die Frage. Dann erklärte er: *Die Bedingungen für Probennahmen und Mikroskopie sind ideal, der Kurssaal bietet gute Arbeitsbedingungen für 14 Personen, Kurs- und Stereomikroskope sind in ausreichender Zahl verfügbar. Aber die Unterbringung ist rustikal. Auf dem Gelände gibt es eine Reihe kleiner, sehr einfach ausgestatteter Holzhäuschen mit Waschbecken. Duschen und Toiletten befinden sich in einem separaten Gebäude. Da ist schon ein Camperherz erforderlich.*

Im MIKROKOSMOS März 2006 erschien dann tatsächlich die Ankündigung *Hiddensee: Natur erleben – Verborgenes mikroskopieren*. Die Resonanz war gut, und so trafen sich am 2.10.2006 neun Freunde der Mikroskopie, um eine Woche lang Hiddensee zu durchstreifen, Natur zu erleben und einer Reihe kleiner und größerer Lebewesen auf die Spur zu kommen. Es hatten sich ursprünglich mehr Leute angemeldet, aber wegen Planungsänderungen der Uni Greifswald war im Juli 2006 eine Terminverschiebung notwendig geworden, welche leider nicht alle Interessenten mit ihrer Jahresplanung in Einklang bringen konnten.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Die Insel zeigte sich von einer rauen, aber herzlichen Seite. Es gab viel Wind und Wolken, aber durchaus auch Sonne; und Regen fiel nur, wenn wir im Haus waren. Getreu nach dem Motto *Natur erleben – Verborgenes mikroskopieren* hatte Klaus Hausmann ein Programm zusammengestellt, welches uns die Insel als Ganzes mit ihren Steilküsten, Heidegebieten und Vogelreservaten nahe brachte. Die Wanderungen führten uns über den nördlich gelegenen Dornbusch mit seiner 72 m Höhe zur Steilküste sowie den Landzungen Alter und Neuer Bessin mit ihren Watvogelbeständen. Mit geliehenen Fahrädern ging es zusammen mit der Leiterin der Station, Frau PD Dr. Irmgard Blindow, in die Dünenheide zwischen Vitte und Neuendorf, wo sie uns Interessantes aus der Natur- und Kulturhistorie der Insel erzählte und das anthropogene Biotop Heide nahe brachte (Abb. 1). Als Dank half die Gruppe anschließend eine Stunde lang mit, bestimmte Gehölzpflanzen aus der Heide zu entfernen, die deren Bestand gefährden.

Der Station steht auch ein kleines Forschungsschiff zur Verfügung, welches die Gruppe in die Boddengewässer zwischen der Landzunge Neuer Bessin und der Rügener Halbinsel Bug brachte. Der Bereich gehört zur Schutzzone I des Nationalparks, und wir hatte Gelegenheit, neben Schwänen, Gänsen, Enten, Kiebitzen, Brachvögeln und anderen Limikolen auch ein Seeadlerpaar mit drei ausgewachsenen Jungtieren zu beobachten. In der Schutzzone II wurden dann mit der Dredge Seegras und die darin lebenden Fische und Krebstiere gefangen, um der Gruppe Gelegenheit zu geben, sich auch ein Bild der Makrofauna des Boddengewässers zu machen (Abb. 2). Die Tiere wurden nach Begutachtung und Bestimmung wieder freigelassen. Natürlich wurden auch Planktonproben genommen und hernach im Kursraum Crustaceen sowie zentrische Diatomeen beobachtet.

Als besonders interessant erwies sich der Aufwuchs auf dem makrophytischen Beifang, dem Seegras. Da gab es ausgedehnte Kolonien von Bryozoen, Polypen, Bäumchen von peritrichen Ciliaten sowie Kiesel- und Rotalgen, deren Beobachtung vor allem im binokularen Mikroskop (gemeinhin als Präparierlupe missachtet) viel Freude bereitete.

Im Kursraum hatte jeder Teilnehmer genügend Platz, das Mikroskop, das Bino sowie Präpariergerätschaften, Zeichenblock und Bestimmungsliteratur abzulegen. Klaus Hausmann hatte aus dem Berliner Institut Bestimmungsliteratur und zwei inverse Forschungsmikroskope (IM) der Firma Zeiss mitgebracht, ein IM aus der Zeit der Optik mit 160 mm mechanischer Tubuslänge mit Filmkamera über Beamer und ein Axiovert mit Computer gesteuerter Mikrodokumentationseinrichtung (Abb. 3). Neben Erklärungen zu den Protisten und Kleintieren aus dem Proben erläuterte uns Klaus Hausmann auch weiterführendes Wissenswertes an Hand von wissenschaftlichen Dokumentarfilmen, beispielsweise dem interessanten Teilungszyklus der Folliculiniden.

Abb. 1: Frau Dr. Irmgard Blindow, Leiterin der Biologischen Station Hiddensee, erklärt die botanischen Besonderheiten der Heidelandschaft (Foto: K. Hausmann, Berlin).

Abb. 2: Begutachtung eines Dredge-Zuges an Bord des Forschungsschiffes *Prof. Gessner* (Foto: S. Buchczik, Berlin).

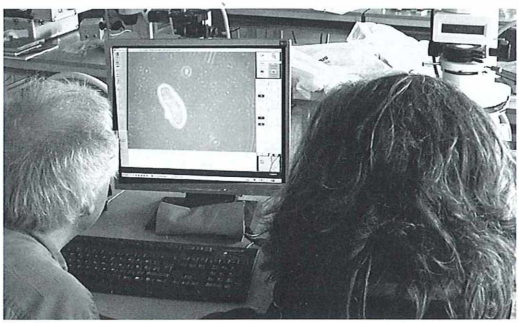


Abb. 3: Arbeit am Zeiss-Axiovert mit Computer gesteuerter Dokumentationseinrichtung (Foto: G. Zahrt, Berlin).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

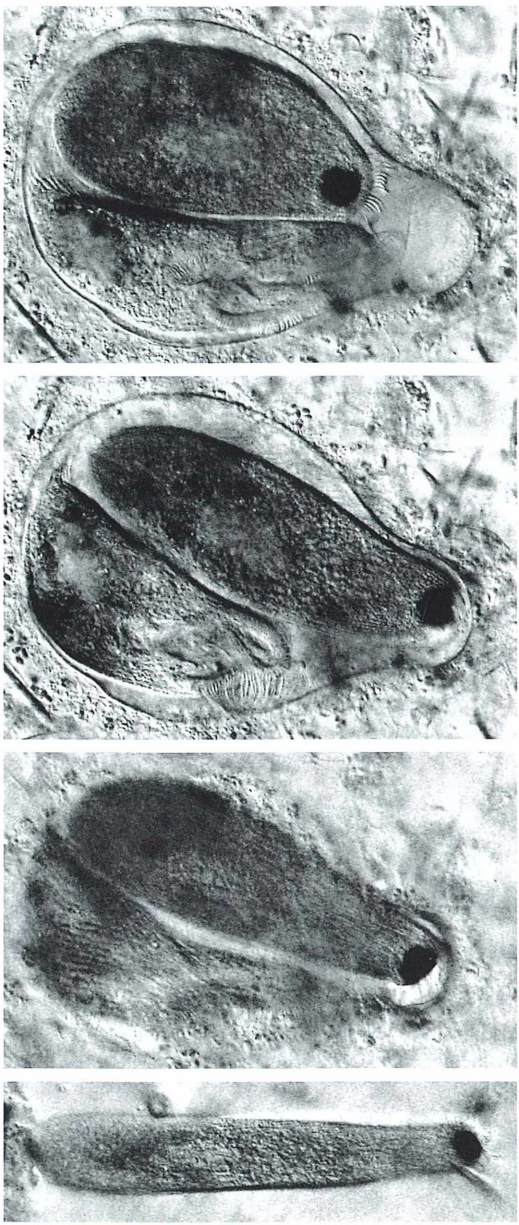


Abb. 4: Schwärmerbildung bei einer Follikuliniden (Ciliat), zunächst noch in dem Gehäuse fest mit dem Muttertier verbunden (oben) und dann schließlich nach Verlassen des Gehäuses (Mitte) als frei lebendes Individuum zügig umherschwimmend (unten) (Fotos: W. Bettighofer, Kiel, und K. Hausmann, Berlin).

An drei Stellen im Bodden waren einige Zeit vor unserer Ankunft Objektträger in speziell dafür angefertigten Halterungen sowie Tee-Eier mit Köderbefüllung (Kaufmann und Hülsmann, 2006) ausgebracht worden. So hatte die Gruppe Gelegenheit, Protisten-Aufwuchs in verschiedenen Stadien der Ansiedelung und der gegenseitigen Verdrängung zu beobachten. Besonders spannend empfanden die Gruppenmitglieder die Beobachtung von Amöben, Folliculiniden (gehäusebewohnende Ciliaten), Moostierchen und kleinen Polypen, wobei die einzelnen Teilnehmer unterschiedliche Vorlieben hatten und die anderen dann jeweils an ihren Entdeckungen teilhaben ließen. Die Gruppe zeichnete sich durch eine große Homogenität aus, was die Tiefe des Interesses an den biologischen Objekten sowie die mikrotechnischen Fertigkeiten anbelangte, so dass jeder vom anderen lernen konnte. Im Verlauf der Woche hatten wir das große Glück, eine Folliculinide im Verlaufe der Teilung beim Ausbilden eines Schwärmers zu beobachten. Wer die zwei Stunden Geduld aufbrachte, die der Schwärmer sich bei der „mütterlichen Ablösung" genehmigte, der konnte ein seltenes Schauspiel erleben (Abb. 4).

Die Gruppe setzte sich aus Mikrofreunden aus Österreich, Berlin, Nordrhein-Westfalen und Schleswig-Holstein (fast) aller Altersklassen (zwischen 30 und 70 Lebensjahren) zusammen. Obwohl sich die meisten vorher noch nicht kennen gelernt hatten, waren sie nach kurzer Zeit ein Team, sicher auch wegen des gemeinsam bereiteten Frühstückstisches und des gemeinsamen Abwaschs hinterher. Dank Eigeninitiative eines jeden Gruppenmitgliedes gab es nie einen Mangel an Arbeitswilligen für die anfallenden Tätigkeiten, die deswegen in netter Gesellschaft im Handumdrehen erledigt wurden. Abends testeten wir dann jeweils ausgiebig die kulinarischen Fertig- und Fähigkeiten der Inselgastronomie. Gegen 22 Uhr wanderte die Gesellschaft dann meist noch ins so genannte Doktorandenhaus der Station, wo man sich in gemütlicher Runde angeregt über die Dinge dieser Welt unterhielt.

Die abschließende Frage an die Gruppe und die wissenschaftliche Leitung bezüglich eines *da capo* wurde von beiden Seite eindeutig mit *ja* beantwortet. So fiel nach sieben schönen Tagen der Abschied nicht ganz so schwer. Wir sind gespannt, was 2007 bringt, und ob die Planungen der Uni Greifswald mit den Wünschen und Möglichkeiten der Mikroskopiker in Einklang zu bringen sind.

Literaturhinweis

Kaufmann, D., Hülsmann, N.: Das Tee-Ei als Protozoenfalle – Anreicherung von Benthosorganismen am Gewässerboden. Mikrokosmos 95, 277–280.

Wolfgang Bettighofer, Kiel

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Ein Moos fängt Tiere – Zoophagie bei Pleurozia purpurea Teil 1: Anatomie und Biologie des Lebermooses

Sebastian Hess

Fleisch fressende Pflanzen üben auf viele Menschen eine große Faszination aus. Sie scheinen die Ordnung der Natur durcheinander zu bringen, indem diese Pflanzen, häufig als bewegungslose und oft hilflose Lebewesen angesehen, selber zum Jäger werden. Sie fangen und fressen Tiere. Anfangs wollten viele Menschen nicht glauben, was sie sahen und stritten die Möglichkeit von Fleisch fressenden (carnivoren) Pflanzen ab. Jedoch belegte 1875 Charles Darwin wissenschaftlich die Existenz Fleisch fressender Pflanzen, und mittlerweile sind rund 600 carnivore Pflanzenarten bekannt. Sie gehören zu unterschiedlichsten Pflanzenfamilien und sind weit über die Erde verbreitet. Auch die Art des Tierfangs variiert. So gibt es verschiedene Fangtechniken, die sich über Jahrmillionen unabhängig voneinander entwickelt haben. Auffällig ist jedoch, dass alle bisher bekannten carnivoren Pflanzen eines gemeinsam haben: Sie alle zählen zu den Blütenpflanzen.

Im 19. Jahrhundert spekulierte man schon über den Tierfang diverser Lebermoosarten. Einige Arten der beblätterten Lebermoose bilden so genannte Wassersäcke aus. Das sind kleine, krugartige Strukturen, die man hauptsächlich als Wasserspeicherorgane interpretierte. Bei manchen Arten kann man kleine Tiere wie Fadenwürmer, Kleinkrebse und Rädertiere in den Wassersäcken finden. Sie scheinen mit den Moosen zusammenzuleben und die Wasserspeicherungsorgane als Lebensraum zu nutzen. Zwei Gattungen der beblätterten Lebermoose weisen jedoch Wassersäcke auf, die kleinen, reusenartigen Fallen gleichen. Schon Goebel beschrieb 1893 die besonderen Wassersäcke des Lebermooses *Pleurozia colchearifórme* und diskutierte auch die Möglichkeit der Insektivorie. Er behauptete jedoch, dass man viel zu selten Tiere in den Wassersäcken vorfände, um von einem insektivoren Moos auszugehen.

Die Vorstellung, dass es Moose geben könnte, die ähnlich wie höhere Pflanzen Tiere fangen und vielleicht sogar fressen, faszinierte mich. Es wäre eine ganz andere Dimension von Carnivorie im Pflanzenreich, die dem Menschen mit bloßem Auge verborgen bliebe. 2003 eröffnete sich mir die Möglichkeit, die einzige in Europa vorkommende Art der Gattung *Pleurozia* zu untersuchen. Mit dieser und der folgenden Arbeit möchte ich meine Untersuchungen über die noch nicht sehr detailliert dokumentierte Morphologie und Anatomie des in Europa vorkommenden Lebermooses *Pleurozia purpurea* und meine Forschungsergebnisse betreffend des Tierfangs und der Carnivorie bei dieser Art präsentieren.

Zoophagie und Carnivorie im Pflanzenreich

Zoophagie (von griech. zoon = Lebewesen, Tier; phagein = fressen) bedeutet in der Botanik, trotz seiner wörtlichen Übersetzung (= Tierfraß), das bloße Fangen und Festhalten von Tieren. Dies kann verschiedenen Zwecken dienen. So fängt beispielsweise der Aronstab (*Arum maculatum*) Fluginsekten mit seiner zu einer Kesselfalle umgebildeten Blüte, um zum einen seine weiblichen Blüten von dem Insekt bestäuben zu lassen. Zum anderen wird das Insekt mit Pollen aus den männlichen Blüten versehen. Nach dieser Bestäubungsaktion wird das Insekt wieder in die Freiheit entlassen, damit es weitere Blüten aufsuchen und diese bestäuben kann. In diesem Falle dient der Tierfang also der sexuellen Vermehrung der Pflanze und die Tiere gehen im Regelfall lebendig aus

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

dem Mechanismus hervor. Ähnliche Bestäubungsfallen bilden einige Orchideen wie beispielsweise der Frauenschuh (*Cypripedium* spec.).
Mit Carnivorie (von lat. caro = Fleisch; vorare = verschlingen, fressen) hingegen wird in der Botanik das Fressen von Tieren bezeichnet. Es ist somit eine Form der Zoophagie, die immer dem Zweck der Nährstoffbeschaffung dient. Die carnivore Eigenschaft einer Pflanze ist oft durch folgende Merkmale gekennzeichnet: Anlocken der Beutetiere, Fang der Beutetiere, Töten der Beutetiere, Verdauen/Zersetzen der Beutetiere sowie Resorption und Nutzung der entstandenen Nährstoffe.
Carnivorie im Pflanzenreich hat sich als Anpassung an eine Nährstoffarmut im Lebensraum der jeweiligen Pflanzen entwickelt. Fleisch fressende Pflanzen kommen an Extremstandorten wie beispielsweise in Mooren, auf Hangquellsümpfen, auf nassen Sandflächen oder epiphytisch auf Steinen und Ästen vor, die für viele andere Pflanzen nicht besiedelbar sind. Grund für die Nährstoffarmut ist meist die Tatsache, dass die Biotope durch Regenwasser gespeist werden.
So haben sich im Laufe der Evolution bestimmte Organe mancher Pflanzen zu Fangorganen beziehungsweise Fallen zum Fang von Tieren differenziert. Die Entwicklung solcher Fallen verlief sogar über Familiengrenzen hinweg konvergent. Die Beutetiere, überwiegend Insekten, werden mit den zu Fallen umgeformten Blättern gefangen, festgehalten und meistens recht schnell durch Ersticken zu Tode gebracht (Beispiele: Fangschleim bei *Drosera* oder Verdauungssaft bei *Nepenthes* und *Sarracenia*). Die Nährstoffe, die bei der Zersetzung der Tiere in den Fallen frei werden, werden über die Epidermis der Blätter/Fallen (Resorptionsgewebe) aufgenommen. Die Beutetiere dienen somit als Nahrungsergänzung, da sie in ihrem Gewebe viel Kalium, Phosphor und vor allem den für Pflanzen wichtigen Stickstoff enthalten. Die carnivoren Pflanzen sind zwar wie alle anderen grünen Pflanzen Kohlenstoff-autotroph, sind aber gleichermaßen auf weitere Nährstoffe wie Stickstoff und Phosphor angewiesen. Aufgrund des oligotrophen Lebensraumes besteht die Notwendigkeit, auf anderem Wege zu diesen wichtigen Nährstoffen zu kommen. Viele carnivore Pflanzen sezernieren auch eigene Enzyme zur Zersetzung der Beutetiere, während manche Arten stattdessen Bakterien in ihren Fallen beherbergen, welche die Beutetiere zersetzen und mineralisieren (so beispielsweise bei der Schlauchpflanze *Sarracenia purpurea*). Die meisten carnivoren Pflanzen verfügen auch über ein Gewebe zur Resorption der Spaltprodukte.
Es gibt viele verschiedene Gattungen carnivorer Pflanzen mit zum Teil mehreren hundert Arten. Da manche Gattungen ihre carnivore Eigenschaft parallel und völlig getrennt voneinander entwickelt haben, sind auch die Fangtechniken teilweise sehr verschieden. Manche Gattungen wie beispielsweise die bekannte Venus-Fliegenfalle (*Dionaea muscipula*) haben aktive Fallen, die ihre Opfer mit einer Fangbewegung festhalten. Andere wiederum haben passive Fallen. Sie bilden dann krug- oder schlauchartige Grubenfallen aus, wie beispielsweise die Schlauchpflanzen (Gattung *Sarracenia*), welche die gefangenen Tiere allein durch ihren Bau am Entfliehen hindern. Die bisher bekannten Carnivoren im Pflanzenreich haben alle eines gemeinsam. Sie gehören der Gruppe der höheren Pflanzen (Kormophyta) an, haben den dafür typischen gegliederten Pflanzenkörper (Kormus) und sind des Weiteren alles Blütenpflanzen. Diese Tatsache wirft die Frage auf, ob die Carnivorie sich nicht auch analog in anderen Abteilungen oder Entwicklungsstufen im Pflanzenreich entwickelt haben kann, oder ob diese Fähigkeit ausschließlich den höheren Pflanzen zukommt.
Zudem sind die Übergänge von Zoophagie zur Carnivorie fließend, und einige Pflanzen lassen sich nicht genau einordnen. So gibt es auch Pflanzen wie beispielsweise die Arten der Gattung *Roridula*, die zwar Tiere fangen, jedoch nur indirekt durch tierische Symbionten, die sich auf ein Leben auf den Fallen spezialisiert haben, von dem Tierfang profitieren. Bei solchen nicht genau einzuordnenden Fällen wie bei der Verbindung der Carnivorie mit einer Symbiose ohne eine direkte Nutzung der Beutetiere von der Pflanze spricht man von Präcarnivoren.

Die beblätterten Lebermoose – Jungermanniidae

Die Lebermoose haben ihren deutschen Namen aus dem Mittelalter, als man Heilpflanzen nach dem Leitsatz *similia similibus* aussuchte und anwendete. Da die Form der Thalli bestimmter

Lebermoose einer menschlichen Leber glich, wurden von diesen Moosen Extrakte hergestellt und bei Leberleiden angewendet. Die Moose bekamen daher den Namen Lebermoose, und dieser wurde später auch auf weitere Vertreter dieser Moose ausgeweitet, die aber größtenteils gar keine Ähnlichkeit mit einer Leber aufweisen. Die Gestalt der Pflanzen innerhalb der Gruppe der Lebermoose (Unterabteilung Marchantiophytina) kann sehr unterschiedlich sein. Man unterscheidet in thallose und foliose Formen. Und auch unter den Thallus-Formen gibt es noch zahlreiche Differenzierungen. Die beblätterten Lebermoose (Unterklasse Jungermanniidae) gehören der Lebermoos-Klasse Jungermanniopsida an. Laut Frahm (2001) repräsentieren sie circa 80% aller Lebermoose in 250 Gattungen und 40 Familien. Sie leben größtenteils in feuchten, ozeanischen Gebieten, sodass man sie sogar zur Beurteilung der Ozeanität einer Flora benutzen kann.

Die beblätterten Lebermoose bilden Pflanzen, die meist niederliegend oder auch leicht aufrecht über das Substrat wachsen. Diese bestehen aus einem Stängel, der eine einfache innere Struktur besitzt. So hat er keinen Zentralstrang, sondern lediglich ein parenchymatisches Grundgewebe, welches von einer Rinde umgeben ist. Die Zellen sind oft großvolumig und dienen der Wasserspeicherung. Ein Wasser- oder Nährstofftransport durch den Stängel ist jedoch aufgrund fehlender Leitgewebe nicht möglich. An dem Stängel sitzen zwei laterale Blattreihen (Flanken- oder Oberblätter) und bei vielen Arten eine Ventralreihe mit den so genannten Amphigastrien (Bauchblätter). Die Blättchen sind einzellschichtig, rippenlos, und ihre Gestalt ist vielfältig.

Viele beblätterte Lebermoose leben an Stellen, wo das Vorhandensein von Wasser nicht immer gewährleistet ist. So wachsen sie beispielsweise epiphytisch auf Bäumen oder deren Rinde, an kahlen Felsen oder auf Blättern anderer Pflanzen. Für ein Leben an solchen Orten, deren Wasserversorgung derart unregelmäßig ist, haben sich einige Arten mit der Ausbildung wasserspeichernder Strukturen oder Organe an diese Gegebenheiten angepasst. Bei der Betrachtung der beblätterten Lebermoose fällt zum einen auf, dass die meist dicht zusammenliegenden Blättchen allein durch die Bildung kapillarer Hohlräume umgebendes Wasser aufnehmen und festhalten. Diese Aufsaugwirkung

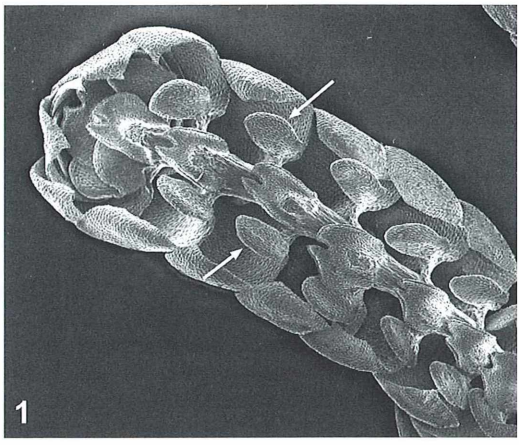


Abb. 1: *Frullania* spec., ventral mit helmförmigen Wassersäcken (Pfeile), REM, 55fach.

ist durchaus mit der eines Schwammes in kleinem Maßstab zu vergleichen. Zum anderen haben einige Arten der beblätterten Lebermoose Organe gebildet, die man schon lange als Wasserspeicher interpretierte. Ein Beispiel dafür sind die so genannten Wassersäcke (Abb. 1). Dies sind hohle, oft helmartige Gefäße, die aus den Unterlappen der Oberblätter hervorgegangen sind. Sie sitzen meist seitlich oder an der Ventralseite des Stängels. Diese Wasserbehälter können durch eine Differenzierung verschiedener Blattelemente hervorgegangen sein, wobei der Unterlappen meist maßgeblich beteiligt ist. Die Wassersäcke können von Art zu Art in Bau und Aussehen stark variieren.

Allgemeines zu Pleurozia purpurea

Der Gattungsname *Pleurozia* kommt aus dem Griechischen (pleura = Seite; ozos = Knospe) und deutet auf die seitliche Stellung der Gametangienstände hin. Die Gattung *Pleurozia* umfasst rund 15 Arten, die alle bis auf die europäische Art *Pleurozia purpurea* in den Tropen beheimatet sind. *Pleurozia purpurea* hat eine äußerst disjunkte Verbreitung. So kommt sie in Europa von Südwestnorwegen bis Irland vor. Außerdem ist sie auch in Alaska, China und am Himalaya zu finden. Die Art ist nur steril bekannt und bildet keine Brutkörper zur vegetativen Vermehrung. Stattdessen verbreitet sie sich wohl nur durch Fragmentation. Aus diesen Gründen nimmt man an, dass es sich bei den

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

heutigen Vorkommen von *Pleurozia purpurea* um Relikte eines größeren Verbreitungsareals aus früheren erdgeschichtlichen Zeiten (Tertiär?) handelt. Die Pflanzen vermehren sich ausschließlich durch Verzweigungen, indem neue Vegetationsspitzen seitlich an bestehenden Pflanzen entstehen.

Pleurozia purpurea hebt sich durch ihren charakteristischen Habitus von vielen Arten der Unterabteilung Jungermanniidae ab. So gehören die Wassersäcke von *Pleurozia* wohl zu den komplexesten unter den Lebermoosen. Goebel (1915) untersuchte Wassersäcke von *Pleurozia cochleariforme* und stellte fest, dass diese einige Besonderheiten aufweisen. Er führte auch die Ähnlichkeit der Wassersäcke zu den Fangblasen von den Wasserschlaucharten (*Utricularia*), einer carnivoren Pflanzengattung, auf und vermutete, dass auch die Wassersäcke von *Pleurozia cochleariforme* dem Tierfang dienen könnten, da er auch Tiere in den Wassersäcken fand. Goebel meinte jedoch, dass man viel zu selten Tiere in den Fallen vorfinde, als man erwarten müsste, wenn die Pflanze insektivor wäre. Daher wurden die *Pleurozia*-Arten nicht weiter auf eine zoophage Eigenschaft hin untersucht, und es lagen bisher keine Belege dafür vor.

Material und Methoden

Das Untersuchungsmaterial stammt aus Schottland und Irland von Heidemooren mit torfigem Untergrund, was auf einen niedrigen pH-Wert und einen geringen Nährstoffgehalt schließen lässt. *Pleurozia purpurea* lebt in einer oligotrophen Umgebung und ist mit Torfmoos (*Sphagnum* sp.), Moorlilie (*Narthecium ossifragum*), Heidekraut (*Calluna vulgaris*) und auch carnivoren Pflanzen wie Rundblättrigem Sonnentau (*Drosera rotundifolia*) und Großblütigem Fettkraut (*Pinguicula grandiflora*) vergesellschaftet. Zur Kultur wurde ein Teil des Moosmaterials in große Petrischalen (Durchmesser 20 cm; Höhe 5 cm) auf Quarzsand, der zuvor im Trockenschrank sterilisiert wurde, gebettet und bei ca. 15–17 °C unter Leuchtstoffröhren zur künstlichen Beleuchtung gehalten (Abb. 2). Bei Bedarf wurde das Moos mit demineralisiertem Wasser oder Regenwasser besprüht. Diese Kulturen hielten sich über viele Monate, und die Pflanzen waren einige Zeit gut für Untersuchungen zu gebrauchen. Die konstanten Bedingungen (Temperatur, Luftfeuchte) führten auf Dauer jedoch zum gesteigerten Längenwachstum der Pflanzen, zu schnellerer Verwesung des toten Gewebes und dazu, dass sich in den Kulturen unerwünschte Algen bildeten. Somit war klar, dass die Petrischalenkultur für *Pleurozia purpurea* langfristig ungeeignet ist, wenn sie nicht steril ist. Mittlerweile befindet sich das Material in einem kühlen Terrarium unter Kunstlicht mit einer zeitgeschalteten Beregnungsanlage. Auch ein kleines Moorbeet wurde eigens für *Pleurozia purpurea* eingerichtet, um das Moos dauerhaft draußen, der Witterung vollständig ausgesetzt, anzusiedeln. Dazu wurde das Moos in *Sphagnum*-Polster (ebenfalls vom Naturstandort) eingebettet und sehr feucht gehalten. Nach den ersten Frösten im Winter 2004 haben sich die *Pleurozia*-Pflanzen dunkelbraun bis schwarz verfärbt und sahen zunächst völlig tot aus. Bei näherer Betrachtung unter dem Stereomikroskop stellte sich jedoch heraus, dass die Pflanzen wider Erwarten leben. Während die Oberlappen sich derartig verfärbt haben, sind Wassersäcke, Zentralstängel und auch die Vegetationsspitze im Innern grün geblieben und scheinen intakt. Leider ist zu verzeichnen, dass recht extreme Trockenphasen im Wechsel mit Niederschlägen, wie wir sie hier in Mitteleuropa erleben, zum Tod der Pflanzen führten. Sie scheinen sehr auf das feuchte, ozeanische Klima angewiesen zu sein.

Die makroskopischen Untersuchungen wurden ohne optische Hilfsmittel gemacht. Sie umfassen alles, was im Auflösungsvermögen des menschlichen Auges liegt. Um den detaillierten Aufbau von *Pleurozia purpurea* zu klären,

Abb. 2: Petrischalenkultur von *Pleurozia purpurea*.

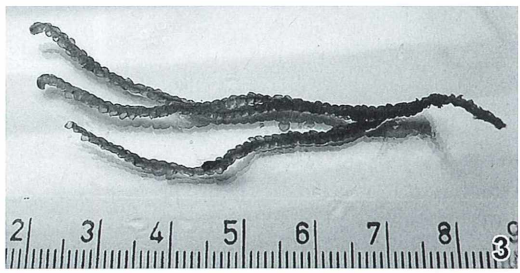
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

wurden die *Pleurozia*-Pflanzen unter einem Stereomikroskop (Vergrößerung 7–45×) präpariert, während zur näheren Untersuchung mancher Präparate ein Durchlichtmikroskop mit dem Vergrößerungsbereich 40–400× Verwendung fand. Zur visuellen Unterstützung der Beschreibungen wurden Fotos mit einer an die Mikroskopokulare adaptierten Digitalkamera gemacht und einige Zeichnungen angefertigt.

Morphologie und Anatomie von Pleurozia purpurea

Pleurozia purpurea bildet wurmförmige Pflanzen bis zu 10 cm Länge, die teilweise einfache Verzweigungen aufweisen (Abb. 3). Die Breite der Pflanzen beträgt 1–3 mm. Sie kriechen niederliegend, teilweise leicht aufsteigend über die Oberfläche oder sind in der Natur in Torfmoos (*Sphagnum* sp.) eingebettet. Die Pflanzen bestehen aus einer lebenden, ständig weiterwachsenden Vegetationsspitze und einem toten Ende aus älterem, abgestorbenem Gewebe. Der lebende Teil einer Pflanze hat im Ganzen meist ein bräunlichrotes Erscheinungsbild. Bei näherer Betrachtung kann man erkennen, dass das lebende Gewebe vieler Pflanzen einen Farbverlauf von hellgrün (Vegetationsspitze) über goldgelb zu einem kräftigen purpurrot aufweist. Die Färbung hängt somit zum einen von dem Alter des Gewebes, aber sicherlich auch stark von den Lichtverhältnissen ab, denen die einzelnen Pflanzen ausgesetzt waren. So sind manche Pflanzen vermutlich durch hohe Sonnenbestrahlung durchgehend dunkelrot gefärbt und werden dem Artnamen *purpurea* gerecht. Der vordere, lebende Teil der Pflanze von circa 3–6 cm Länge geht fließend in das ältere, tote Gewebe von meist hellbrauner Färbung über, welches sich dann mit der Zeit zersetzen wird.

Wie die meisten beblätterten Lebermoose ist auch *Pleurozia purpurea* dorsoventral gebaut und besitzt eine deutliche Ober- und Unterseite. Die Pflanzen bestehen aus einem Stängel mit rundem Querschnitt, an dessen Oberseite wechselständig gestellte Blättchen sitzen. Die Blättchen sind elliptisch bis eiförmig und weisen am äußeren Blattrand eine Kerbe beziehungsweise einen Einschnitt auf. Der Blattrand an dieser Stelle ist gezähnt. Die so entstehenden Blattzipfel sind durch die nach außen konvexe Blattkrümmung zueinander gebogen. Die flach anliegenden Blättchen überdecken sich dachziegelartig, sodass ein Blatt jeweils die Basis des vorderen Blattes verdeckt. Durch diese oberschlächtige Anordnung und dadurch, dass die Blättchen so dicht aufeinander aufschließen, entsteht das segmentierte, wurmartige Aussehen der *Pleurozia*-Pflanzen (Abb. 4).



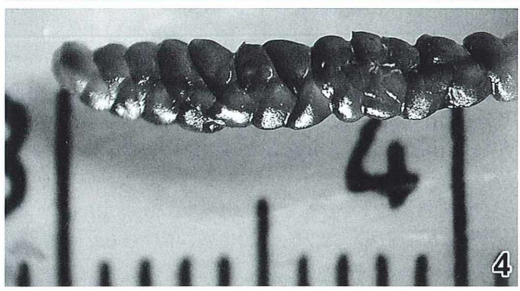


Abb. 3: *Pleurozia purpurea*, Habitus. – Abb. 4: Dorsalseite mit oberschlächtigen Blättchen.

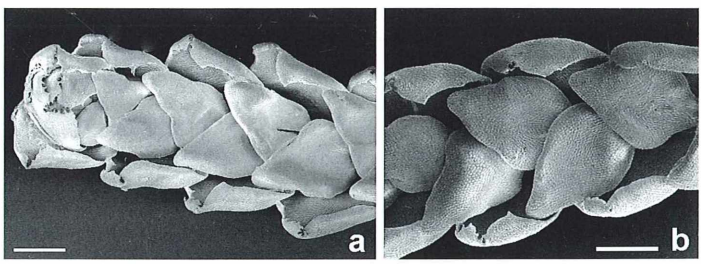


Abb. 5a und b: Ventralseite mit Wassersäcken, REM, Maßstäbe 500 µm.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

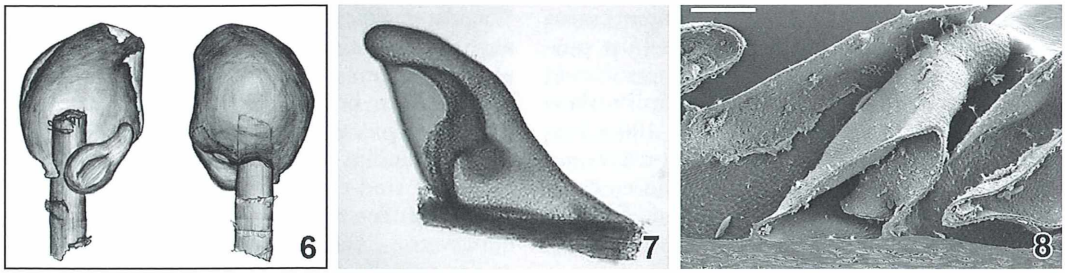


Abb. 6: Blättchen bestehend aus Oberlappen und zu Wassersack differenziertem Unterlappen, eine kleine Verbindung erinnert an die gemeinsame Herkunft beider Strukturen. – Abb. 7: Isolierter Wassersack im Hellfeld, lateral; gut ersichtlich sind rückseitige Einbuchtung und in den Wassersack auslaufende Öffnung. – Abb. 8: Wassersack, lateral angeschnitten, REM, Maßstab 200 µm.

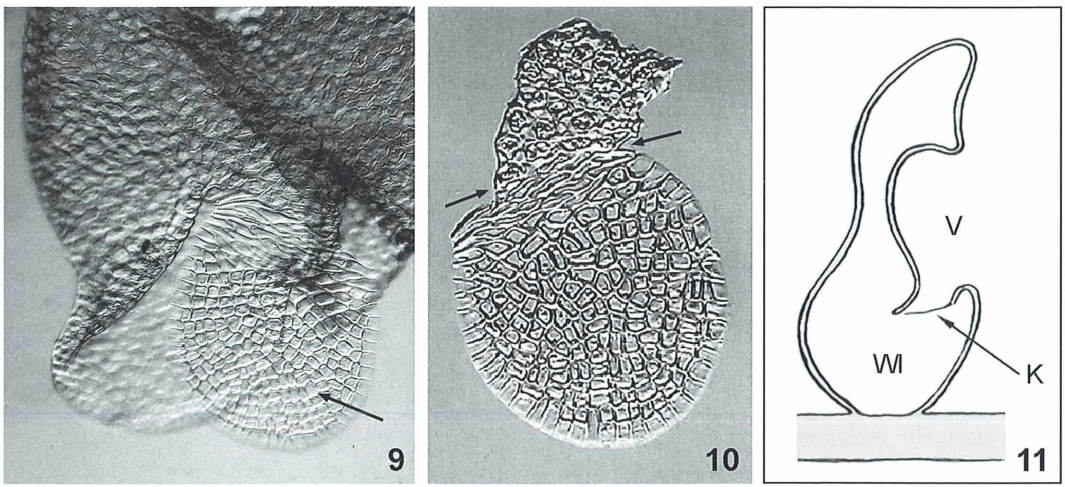


Abb. 9: Freipräparierte Öffnung mit hyalinem Häutchen (Klappe; Pfeil), schiefe Beleuchtung. – Abb. 10: Klappe mit gestreckten Zellen an der Ansatzstelle (Pfeile). – Abb. 11: Schematische Darstellung eines Wassersackes. K Klappe, V Vorhof, Wl Wassersacklumen.

Es handelt sich bei den soeben beschriebenen Blättchen um die so genannten Oberblätter, die sich im Laufe der Evolution in Ober- und Unterlappen geteilt haben. Die Oberlappen bilden, wie schon angedeutet, die Oberseite der Pflanzen und umgreifen schalenförmig den Stängel und die Seiten der Unterlappen, die an der Unterseite des Zentralstängels sitzen. Auch die Unterlappen der Oberblätter haben sich im Laufe der Evolution stark verändert. Sie haben sich zu den Wassersäcken entwickelt. Diese sitzen wechselständig hintereinander an der Ventralseite des Stängels und erscheinen oberflächlich betrachtet als geschlossene, hohle Körper von birnenförmiger Gestalt (Abb. 5). Seitlich sind die Wassersäcke noch ein kurzes Stück mit dem Oberlappen verwachsen (Abb. 6).

Durch die Einzellschichtigkeit der Wassersackwandungen sind diese recht dünn und transparent. An der Hinterseite eines jeden Wassersackes befindet sich eine Einbuchtung, die trichterartig in den Sack ausläuft (Abb. 7 und 8). Dies ist die Öffnung des Wassersackes. Nach Entfernen der vorderen Wassersackwandung, kann man erkennen, dass der in den Wassersack führende tunnelartige Eingang von einer kleinen beweglichen Klappe verschlossen gehalten wird. Dieses hyaline Häutchen aus farblosen Zellen ist wie mit einem Scharnier an der Öffnung in das Innere des Wassersackes befestigt und liegt dort wie auf einem Widerlager auf (Abb. 9). Diese Tatsache ermöglicht ein leichtes Öffnen der Klappe nach innen, macht aber ein Öffnen nach außen unmöglich. Bei

©Naturwissenschaftlich-Medizinischer Verein in Innsbruck; download unter www.biologiezentrum.at

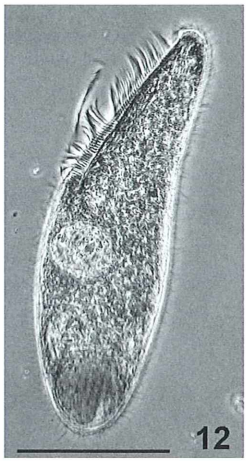
einer genaueren mikroskopischen Untersuchung des Häutchens fällt auf, dass die Zellen am Ansatz desselben eine besondere Form aufweisen. Sie sind im Gegensatz zu den übrigen länglich und schmal und liegen längs entlang der Ansatzstelle (Abb. 10). Scheinbar sorgen Form und Anordnung dieser Zellen für partielle Instabilität, aus der eine Art Scharnierwirkung resultiert.

Die Zoophagie-Hypothese

Insgesamt weisen die Wassersäcke von *Pleurozia purpurea* durch ihre morphologischen Eigenheiten die Struktur einer winzigen Falle auf. Abbildung 11 zeigt eine schematische Darstellung eines Wassersackes im Längsschnitt, die an die Tierfallen der Fleisch fressenden Pflanzen erinnert. So liegt es nahe, diese Organe auf ihre Fähigkeit zur Zoophagie zu testen. Die Fallenstruktur ist aber in so kleinem Maßstab, dass Insekten, die Beutetiere der höheren carnivoren Pflanzen, als Opfer nicht in Betracht kommen. Eine Falle in diesen Dimensionen müsste auf weitaus kleinere Lebewesen ausgerichtet sein.
Die interessanten morphologischen Befunde und die Informationen über den oligotrophen Lebensraum von *Pleurozia purpurea* geben Anlass zu klären, ob das Lebermoos in der Lage ist, mit den komplexen Wassersäcken Tiere zu fangen und diese gefangen zu halten. Im Folgenden bezeichne ich diese Fragestellung als Zoophagie-Hypothese.

Versuchsanordnung und Vorbereitungen

Um zu testen, ob Tiere tatsächlich in die Fallen gelangen und dort gefangen bleiben, wird eine *Pleurozia*-Pflanze in einem kleinen Gefäß mit Testtieren zusammengebracht und das Verhalten der Tiere beobachtet. Nach einiger Zeit ist dann zu prüfen, ob Tiere in die Wassersäcke gelangt sind und dort festgehalten werden.
Nun stellt sich die Frage, welche tierischen Organismen für den Zoophagie-Test als Testbeute dienen könnten. Die Tiere müssen sowohl von ihrer Größe als auch von ihrem Bewegungsdrang in der Lage sein, in die Wassersäcke von *Pleurozia purpurea* zu gelangen. In Anlehnung an die Erkenntnis, dass *Genlisea*, eine höhere carnivore Pflanze, mit ihren unterirdischen Reusenblättern Ciliaten fangen kann (Barthlott et al., 2004), kamen für den Zoophagie-Test mit *Pleurozia purpurea* ebenfalls mobile Ciliaten in Betracht. So wurden für anschließende Versuche Kulturen von *Blepharisma americanum* (Abb. 12), einem heterotrichen Ciliaten von ca. 200 µm Länge, und dem bekannten Pantoffeltier *Paramecium caudatum* etabliert.
Bei der Beobachtung der Ciliaten fallen einige Unterschiede zwischen *Blepharisma* und *Paramecium* auf. Da sie den Zoophagie-Test mit *Pleurozia purpurea* beeinflussen könnten, sind sie vielleicht von Bedeutung. *Blepharisma americanum* verhält sich im Vergleich zu *Paramecium caudatum* recht passiv. Die Tiere erscheinen im ersten Moment unter der Stereolupe fast bewegungslos. Beobachtet man ein einzelnes Tier, sieht man, wie es sich sehr lang-



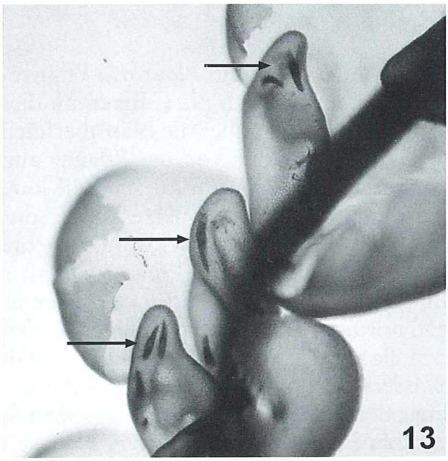


Abb. 12: *Blepharisma americanum*, Testbeute im Zoophagie-Test, Phasenkontrast, Maßstab 100 µm. – Abb. 13: In den Wassersäcken gefangene Ciliaten (Pfeile).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

sam über die Oberfläche des Kulturgefäßes bewegt. Die Zellen sind ziemlich substratgebunden und halten sich größtenteils auf dem Boden der Petrischale auf. *Paramecium caudatum* zeigt hingegen ein sehr viel aktiveres Schwimmverhalten. Die Zellen schwimmen um ihre Längsachse rotierend zügig durch das Kulturmedium und erscheinen somit nicht sehr substratgebunden. Auch die Vermehrungsgeschwindigkeit unterscheidet sich in meinen Kulturen. *Blepharisma americanum* vermehrt sich in meinen Kulturen schneller und zuverlässiger als *Paramecium caudatum*. Zudem kann man die *Blepharisma*-Zellen aufgrund ihrer Ansammlung am Petrischalenboden mit einer Pipette leicht in hohen Konzentrationen gewinnen und durch die rosa Eigenfärbung (Pigmentierung mit Blepharismin) eignen die Zellen sich ganz hervorragend zum Test auf Zoophagie bei *P. purpurea*, da die sie gut mit dem Hellgrün der Wassersäcke kontrastieren. Dies erleichtert die lichtmikroskopische Analyse.

Versuchsdurchführung

Eine völlig unbehandelte *Pleurozia*-Pflanze aus der Petrischalenkultur wird zu der Kulturflüssigkeit mit den Ciliaten (*Blepharisma americanum*) gegeben, die sich in einer kleinen Petrischale (Durchmesser 3 cm) befindet. Anschließend wird das Verhalten der Tiere beobachtet und nach einer bestimmten Zeit die *Pleurozia*-Pflanze aus dem Versuchsansatz entfernt, mit Wasser abgespült und unter dem Mikroskop untersucht, ob sich Test-Ciliaten in den Wassersäcken befinden.

Ergebnisse und Interpretation

Nach Hinzugabe der *Pleurozia*-Pflanze ist zu beobachten, wie sich die Ciliaten an dieser ansammeln und sich über die Blattoberflächen bewegen. Sie scheinen von der Pflanze angelockt zu werden. Schon nach kurzer Zeit kann man die ersten gefangenen Tiere durch die halbtransparenten Wassersackwände beobachten (Abb. 13). Die Ciliaten kreisen lebhaft an den Innenwänden der Wassersäcke umher und zeigen normale Vitalität. Sie scheinen weder durch den Fang, noch durch das innere Milieu des Wassersackes beeinträchtigt zu werden. Es gelingt den Zellen jedoch nicht, aus dem Wassersack zu entkommen.

Bereits nach 30 Minuten befinden sich in 86% der Wassersäcke bis zu 11 gefangene Ciliaten. Wenige Stunden später waren bis zu 16 Tiere pro Wassersack vorhanden. Auffällig ist, dass bestimmte Wassersäcke sehr effektiv Ciliaten fangen, andere wiederum kaum Tiere beinhalten. Die Versuchsergebnisse beweisen eindeutig, dass *Pleurozia purpurea* die Fähigkeit besitzt, kleine Einzeller, in diesem Fall *Blepharisma americanum*, mit ihren fallenartig geformten Wassersäcken effektiv zu fangen und diese festzuhalten, was den ersten sicheren Nachweis der Zoophagie bei *P. purpurea* darstellt.
Was die Ergebnisse in Bezug auf die Carnivorie bedeuten und erstmalige Untersuchungen zur Zoophagie in der Natur wird Inhalt des zweiten Teils dieses Berichtes.

Literaturhinweise

Aichele, D., Schwegler, H. W.: Unsere Moos- und Farnpflanzen. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 1956.
Barthlott, W., Porembski, S., Seine, R., Theisen, I.: Karnivoren. Biologie und Kultur fleischfressender Pflanzen. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 2004.
Carow, T., Fürst, R.: Fleischfressende Pflanzen. Verlag Thomas Carow, Nüdlingen 1999.
Frahm, J.-P.: Biologie der Moose. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2001.
Frahm, J.-P.: Tierfangende Lebermoose. Das Taublatt *41*, 27–31 (2001).
Goebel, K.: Organographie der Pflanzen; insbesondere der Archegoniaten und Samenpflanzen. Teil 2: Spezielle Organographie. 1. Heft: Bryophyten. Verlag Gustav Fischer, Jena 1915.
Labat, J.-J.: Fleischfressende Pflanzen. Auswählen und pflegen. Ulmer, Stuttgart 2003.
Müller, K.: Die Lebermoose Europas: Eine Gesamtdarstellung der europäischen Arten. Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Protig K.-G., Leipzig 1954.
Strebele, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers. Kosmos, Stuttgart 2002.

Bildnachweis

Alle Fotografien wurden vom Autor mit der Digitalkamera Casio QV-3500 EX erstellt, teils unter der Verwendung von diversen Nahlinsen. Mikrofotos sind mit der gleichen Kamera in Kombination mit Stereolupe oder Mikroskop entstanden. Die REM-Aufnahmen wurden einerseits an der Rheinischen Friedrich-Wilhelms Universität Bonn, andererseits von mir während eines Praktikums bei Bayer CropSciece erstellt.

Verfasser: Sebastian Hess, Hauptstraße 101, 51674 Wiehl; E-Mail: s-hess@web.de

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Mikro-Galerie

Claudia Fährenkemper – Eine Fotokünstlerin zwischen Extremdimensionen

Klaus Hausmann

Als vor einiger Zeit in der MIKROKOSMOS-Redaktion ein großformatiger Bildband mit dem schlichten Titel *Photomicrographs* eintraf, waren wir zunächst nicht sonderlich verblüfft, da uns immer wieder unaufgefordert Bücher zugesandt werden, die in das Profil unserer Zeitschrift passen. Beim ersten Durchblättern der *Photomicrographs* und nach der Lektüre eines beigefügten Briefes waren wir dann doch überrascht. Denn das, was wir da vor uns liegen hatten, war zwar eine Publikation, die einen eindeutigen Bezug zur Mikroskopie aufwies, aber auch bei näherem Hinsehen keine wissenschaftliche Problemstellung erkennen ließ. Es war vielmehr das Ergebnis einer Auseinandersetzung speziell mit der rasterelektronenmikroskopischen Dimension, unter künstlerischen Aspekten gefertigt und zusammengestellt von einer uns bis dahin unbekannten Person namens Claudia Fährenkemper. Die Situation war außergewöhnlich und weckte unsere Neugier.

Ein Blick ins Internet schaffte recht bald Klarheit, wer die Autorin des zugesandten Bildbands war, nämlich die Fotokünstlerin Claudia Fährenkemper (Abb. 1). Das Internet verriet dann natürlich auch sehr schnell persönliche Lebensdaten und künstlerische Entwicklungen.

Abb. 1: Claudia Fährenkemper.

Der Werdegang der Künstlerin

1959	in Castrop-Rauxel, Ruhrgebiet, geboren
1979–86	Kunst- und Geografiestudium für das Lehramt an der Universität Düsseldorf und Referendariat in Krefeld
1987	Beginn des Studiums der Freien Kunst/Fotografie an der Fachhochschule Köln bei Arno Jansen
1989–95	Wechsel an die Kunstakademie Düsseldorf und Fortsetzung des Studiums bei Bernd Becher und Nan Hoover; Meisterschülerin
1993–96	Lehraufträge für Fotografie an der Universität-GH Siegen
seit 1996	Fotografie am Rasterelektronenmikroskop des Zoologischen Forschungsinstituts und Museums Alexander Koenig in Bonn
2000	Visiting Artist an der University of Canada in Ottawa
heute	lebt und arbeitet in Werne und Bonn.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Ausstellungen

Was einem Wissenschaftler die Mitteilung seiner fachlichen Befunde in Form gedruckter Publikationen in Fachzeitschriften bedeutet, ist bei einem bildlich darstellenden Künstlern vermutlich gleichzustellen mit dem, was er empfindet, wenn er in Ausstellungen seine Werke der Öffentlichkeit präsentiert. So gesehen nehmen diese Ausstellungen einen sehr hohen Stellenwert ein. Claudia Fährenkemper kann auf eine beachtliche Anzahl von entsprechenden Ausstellungen zurückblicken:

1993: Kreismuseum Peine: „Fördergeräte im Braunkohlentagebau" (E = Einzelausstellung); Deutsches Bergbau-Museum Bochum: „Großgeräte im Braunkohlentagebau" (E)
1995: 3. Internationale Foto-Triennale, Esslingen: „Dicht am Leben"
1996: Galerie Hubertus Wunschik, Düsseldorf: „Klasse Nan Hoover"
1998: Photographic Center of Skopelos, Fine Arts Center Larissa: „The Body in the Mirror" (kuratiert vom Musée de L'Elysée in Lausanne)
1998: Art Cologne, Die Photographische Sammlung SK Stiftung Kultur, Köln: „Gestern genau jetzt – Arbeiten einer photographischen Schule"
1999: Musée de L'Elysée, Lausanne: „Imago" (im Rahmen des Museumsprojekts „Natura Photographica" mit Charles Jones, Joan Fontcuberta, Ann und Patrick Poirier, Heather Ackroyd und Dan Harvey, Nicolas Crispini)
2000: Galerie Heinz Wenk, Dortmund: „Imago" (E)
2001: Galerie für Fotografie, Rotenburg: „ Embryo Metamorphose Imago" (E)
2002: Kulturforum Alte Post, Neuss: „Embryo Metamorphose Imago" (E); Galerie für Fotografie, Rotenburg: „Abstrahierende Fotografie"
2003: Museum für Kunst und Kulturgeschichte Dortmund: „Die reale Welt im Unsichtbaren" (E); Museum Folkwang, Essen: „Einblicke in Privatsammlungen – Zeitgenössische Fotografie"
2004: Alfred-Ehrhardt-Stiftung, Forum für Fotografie und Kunst, Köln: „Habitus" (E); Galerie Poller, Frankfurt: „Imago" (E); National Gallery of Canada, Ottawa: „Faces, Traces, Places"; Blue Sky Gallery, Portland, Oregon: „Claudia Fährenkemper and Dylan Vitone"; Fermynwoods Contemporary Arts, Kettering UK: „Sanctuary"
2005: Altonaer Museum, Hamburg: „Imago – Embryo" (E); Galleri Image, Arhus: „Imago"; Ernst-Haeckel-Haus, Jena: „Formen des Lebens"
2006: Rencontres de la Photographie, Arles: „No Limit Award" (E), nominiert von Vincent Lavoie, Kanada; Universitätssammlungen Kunst + Technik in der Altana-Galerie, Dresden: „Wahr-Zeichen" – Fotografie und Wissenschaft
2007: Kunstmuseum Bonn (E)

Abb. 2: Schaufelradbagger im Braunkohletagebau Garzweiler, 1991.
Sämtliche Fotos dieses Artikels stammen von Claudia Fährenkemper, Werne.

Dazu sind Werke der Fotokünstlerin vertreten unter anderem in den Fotografischen Sammlungen des Musée de L'Elysee, Lausanne, der National Gallery of Canada, Ottawa sowie des Portland Art Museums von Martin Magulies, Miami.

Die künstlerischen Schwerpunkte

Die fotografische Tätigkeit von Claudia Fährenkemper war zunächst auf eine sehr eindrückliche, rund fünf Jahre währende künstlerische Darstellung riesiger Fördergeräte im Braunkohlentagebau fokussiert (Abb. 2). Bis 1993 gab es eigentlich keine Anzeichen, dass sie sich einmal den winzigen, den mikroskopisch kleinen Dimensionen zuwenden würde.
Wie der Wechsel vom sehr Großen zum sehr Kleinen erfolgte, gibt sie selbst mit folgenden Worten wieder: *Schon in meinen früheren Bildern der Tagebaugeräte spielten bereits die Dimensionen bei der Bildfindung eine wesentliche Rolle. Hier war der Mensch winzig im Vergleich zu den riesigen Maschinen in den ausgedehnten Tagebaulandschaften. Um die vielfältigen technischen Strukturen und die Landschaften so detailreich wie möglich darzustellen, fotografierte ich mit einer 4×5"-Großformatkamera mit Stativ.*
1993 wurde ich dann über verschiedene Medienberichte aufmerksam auf Abbildungen von staubkorngroßen Mikroturbinen und Mikromotoren, die am Institut für Mikrostrukturtechnik am KFZ Karlsruhe entwickelt worden waren. Sie erinnerten mich an meine Bilder von hausgroßen Schaufelrädern und tonnenschweren Ritzelrädern in der umgekehrten Dimension. So nahm ich Kontakt zum dortigen Institut auf und fotografierte diese Mikrobauteile am Rasterelektronenmikroskop. Um die Dimensionen zu verdeutlichen, kombinierte ich einen Käfer mit einer Mikroturbine. Dieses Schlüsselbild weckte mein Interesse für die unseren Augen verborgene Welt der filigranen und beweglichen organischen Konstruktionen und ihren Reichtum an morphologischen Details. Zugleich reizten mich aber auch die besonderen Möglichkeiten dieses bildgebenden Verfahrens mittels des Rasterelektronenmikroskops. Vor allem der dreidimensionale, plastische Eindruck von Formen durch die speziellen „Lichtverhältnisse" in Kombination mit der enormen Schärfentiefe dieses Mikroskops faszinierten mich fortan und ließen mich dieses in der Fotografiegeschichte relativ neue Medium künstlerisch ausloten.
Seit mehr als 10 Jahren nutze ich nun das Rasterelektronenmikroskop am Zoologischen Forschungsmuseum Alexander Koenig in Bonn. In diesem Zeitraum sind umfangreichreiche Serien zu Insekten (IMAGO), Pflanzensamen (EMBRYO), Amphibienlarven (METAMORPHOSIS), Kristallen (HABITUS) und Plankton (PLANKTOS) entstanden, die ständig weiter wachsen. Mein Ziel ist es, eine Idee von der Vielfalt und Präzision der Lebensformen zu geben, wobei die menschliche Dimension bei der Bildfindung immer mit einbezogen ist.

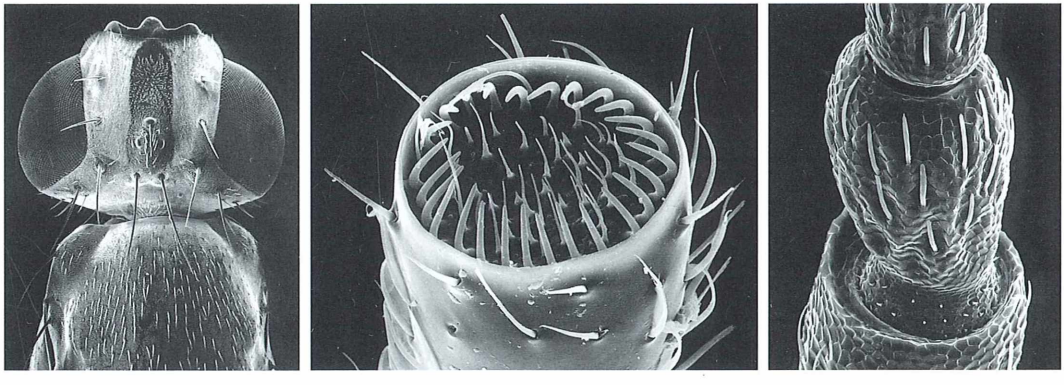


Abb. 3: Aus der Serie IMAGO. a Fliegenkopf, 50x, 2002. b Fühlerdetail eines Käfers, 500×, 1996. c Käferfühler, 400×, 1996. Die Vergrößerungsangaben dieser und aller nachfolgenden Bilder beziehen sich auf die großformatigen Ausstellungsfotos; die darauf folgenden Ziffern geben das Entstehungsjahr des jeweiligen Fotos an.

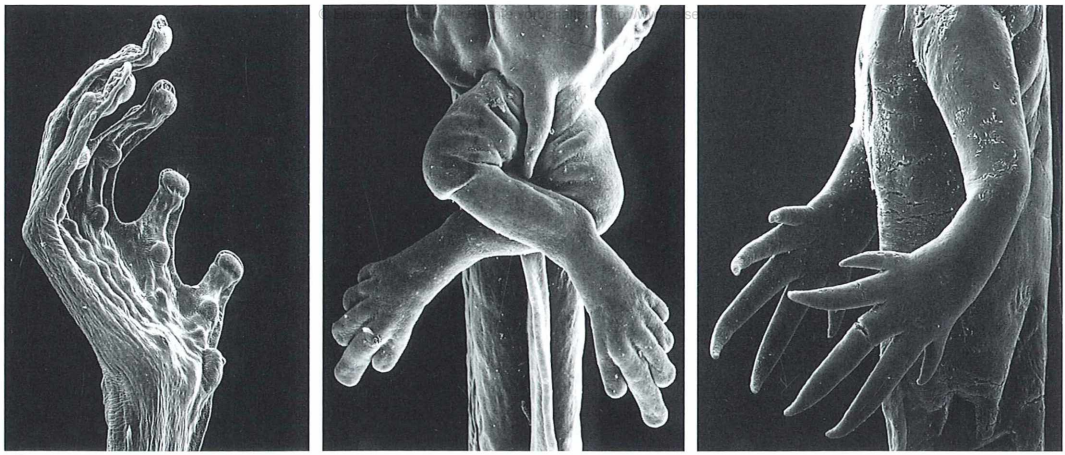


Abb. 4: Aus der Serie METAMORPHOSIS. a Fuß einer Froschlarve, 30×, 2002. b Beine einer Froschlarve, 30×, 2000. c Hände einer Molchlarve, 25x, 2002.

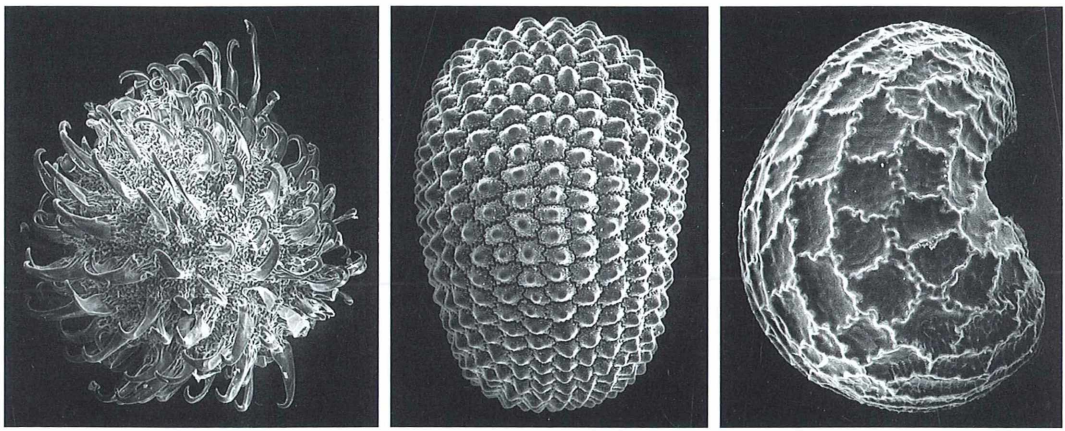


Abb. 5: Aus der Serie EMBRYO. a Pflanzensamen, 40×, 2001. b Pflanzensamen, 40×, 2003. c Wiesenklatschmohnsamen, 100×, 2002.

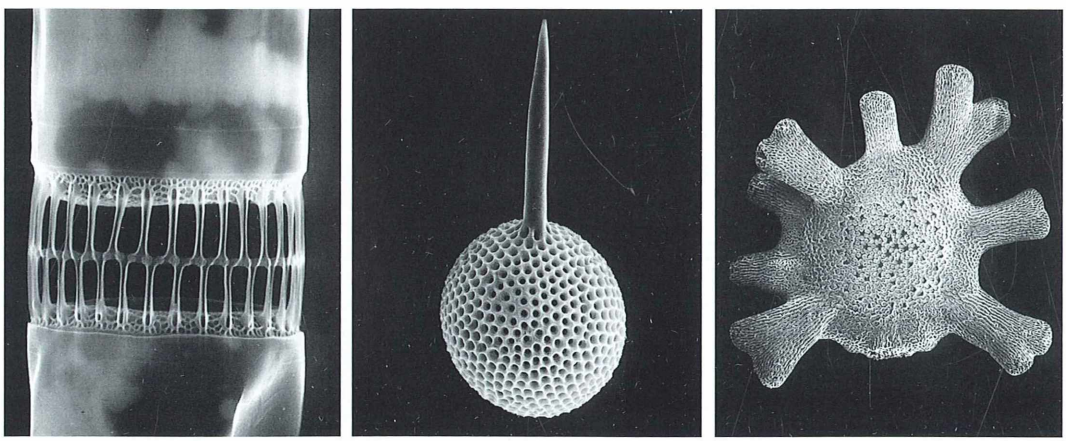


Abb. 6: Aus der Serie PLANKTOS. a Diatomee, 5.000×, 2005. b Radiolarie, 400×, 2005. c Foraminifere, 25×, 2005.

© Springer GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Unter Mitarbeit gewerblicher

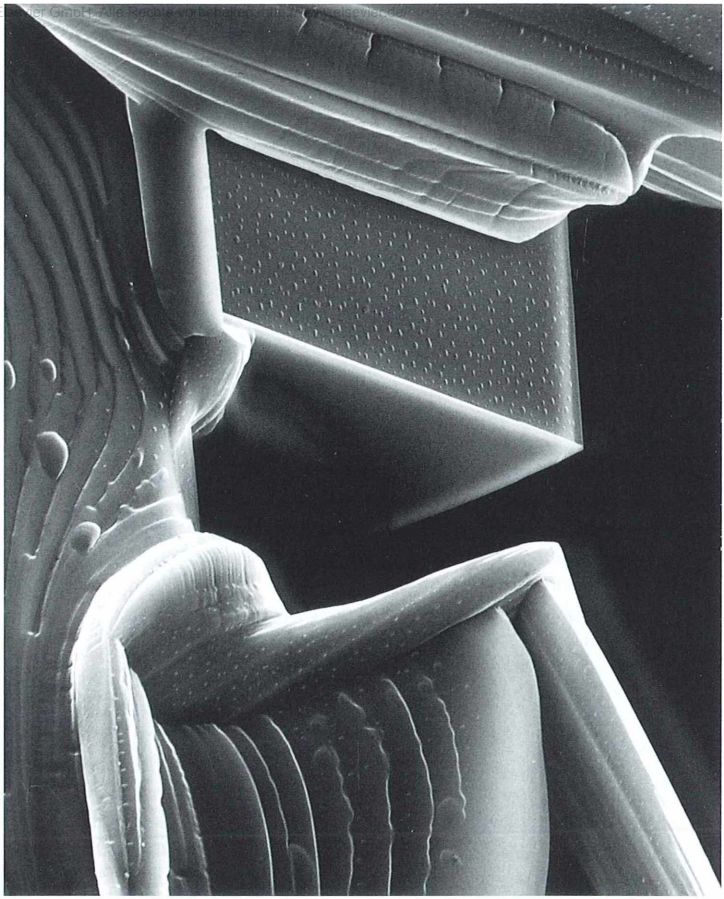


Abb. 7: Aus der Serie HABITUS. Natriumchlorid, 1.000×, 2002.

Das Rasterelektronenmikroskop und die Kunst

Die fachlichen Inhalte einer großen Anzahl der rasterelektronenmikroskopischen Fotos des vorliegenden Bildbandes sind für einen Biologen nicht unbedingt außergewöhnlich: Insektenköpfe, Fühler, Sensillen (Abb. 3), Details von Amphibienentwicklungsstadien: Füße, Finger, Gestalt (Abb. 4), Pflanzensamen verschiedenster Herkunft (Abb. 5), Planktonorganismen (Abb. 6). Die Darstellungen anorganischer Kristalle (Abb. 7) sind für einen Chemiker oder Kristallographen sicherlich interessant, aber nicht unbedingt außergewöhnlich. Das Besondere der Fotos liegt darin, wie die Motive aufgenommen wurden. Der Blickwinkel, unter dem die Objekte betrachtet wurden, ist nicht – wie ein Wissenschaftler vorgehen würde – von den darzustellenden Fachinhalten geprägt, sondern eher vom optischen Eindruck, den ein Bild auf den Zuschauer ausüben soll. Das wird in wesentlichem Maße dadurch unterstützt, dass die Kontraste ganz außergewöhnlich sind. Kein Naturwissenschaftler käme auf die Idee, seine Objekte in einem derartig steilen und damit sehr eindrücklichen Kontrast wiederzugeben, wie es bei den Fotos von Claudia Fährenkemper die Regel ist. Die *Photomicrographs* sollen die skulpturalen und architektonischen Qualitäten der Objekte fast haptisch wahrnehmbar machen, was nichts mit der Vermittlung wissenschaftlicher Sachinhalte zu tun hat. Schließlich muss man im Hinterkopf haben, dass die Bilder in Ausstellungen nicht in der hier wiedergegebenen Kleinheit, sondern wirkungsvoll als großflächige Silbergelatineabzüge auf Barytpapier in Formaten zwischen 40 × 50 cm bis 80 × 100 cm präsentiert werden.

Kommentierung und Evaluation des Schaffens in der Künstlerszene

Wie das mikroskopisch orientierte Werk der Künstlerin in ihren Kreisen aufgenommen, verarbeitet und kommentiert wird, lässt sich folgenden Gedanken von Ann Thomas, Leiterin der Fotografischen Sammlung der National

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Gallery of Canada, Ottawa, entnehmen, welche zum Ende des Buches unter dem Titel *Die Interpretation des Mikrokosmos durch die Fotografie* nachzulesen sind:

... Um die Mitte des 20. Jahrhunderts hatte eine Revolution in der Mikrofotografie stattgefunden. 1935 kam das erste Elektronenmikroskop auf den Markt, und in den folgenden fünf Jahren wurde es in schneller Folge immer weiterentwickelt, bis seine Vergrößerungskapazität die des besten Lichtmikroskops um das 50fache übertraf. Heute stehen uns neue Technologien wie etwa das Rasterelektronenmikroskop zur Verfügung, das nicht nur ein extrem hohes Auflösungsvermögen aufzuweisen hat, sondern darüber hinaus alle Ritzen und Winkel der Mikrowelt in einer erstaunlichen Dreidimensionalität wiederzugeben vermag.

Dieser Fortschritt hat Claudia Fährenkempers makellose, stark vergrößerte Mikrofotografien von Insekten technisch ermöglicht; was sie in ihrer Präzision und vollendeten formalen und technischen Realisierung jedoch visuell so bezwingend macht, ist die außergewöhnliche Vision der Fotografin. Von den typischen mikrofotografischen Illustrationen in entomologischen Fachbüchern unterscheiden sich ihre Bilder durch ihr Wissen um die architektonischen Möglichkeiten der Exemplare, die sie fotografiert. Darüber hinaus weiß sie deren Details in etwas zu transformieren, das von ihrer biologischen Funktion isoliert zu existieren scheint. Während sie in all diesen Fotografien – deren Vergrößerungsfaktoren von dreißig bis dreitausend reichen – gleichzeitig und mehrdeutig mit den Begriffen des Schönen wie des Grotesken spielt, stellt Fährenkemper sicher, dass jede einzelne den Betrachter durch einen anderen Aspekt der Mikrostruktur in ihren Bann zieht. Im Sinneshaar eines Käfers stellt sie zum Beispiel die zarten Formen in den Vordergrund, die das Sinnesorgan des Käfers repräsentieren. Die mikrofotografisch aufgezeichneten Formen verleihen dem Sujet oft eine Sinnlichkeit, die an die Gemälde von Georgia O'Keeffe erinnert. Das Bild Flügel und Flügeldecken eines Käfers *zeigt diese Körperteile des Insekts und fasziniert uns aufgrund der außerordentlich komplexen, verwickelten und vielfältigen Architektur aus horizontalen Schichten und miteinander verbundenen Formen, die sich übereinander und ineinander falten. Der „gepanzerte" Körper des Käfers gleicht der Rüstung eines Kriegers und wirkt gleichsam skulptural; Fährenkempers Bild zieht die Aufmerksamkeit des Betrachters auf die Komplexität und Zweckdienlichkeit der Formgebung in der Natur.*

Die für Blossfeldts Werk charakteristische neutrale Präsentation, die Klarheit des Ausdrucks und die betonte Offenlegung der Struktur treten auch in Fährenkempers Fotografien zutage. An einem Konzept archetypischer Naturformen, das aus der Theorie einer einheitlichen Ästhetik in der Kunst abgeleitet ist, ist sie jedoch weniger interessiert. Ihre Vision scheint – in der Schöpfung einer Parallelwelt aus nie geahnten Formen und Gestalten – Max Ernst und seiner surrealistischen Sicht auf den Mikrokosmos näher zu stehen.

Als Schülerin von Bernd Becher an der Düsseldorfer Kunstakademie hat Fährenkemper mit ihren Interpretationen mikroskopischer Ansichten von Insekten eine Monumentalität der Form erreicht, die einigen der phänomenalen Fördertürmefotografien ihres Lehrers und seiner Partnerin Hilla Becher in nichts nachsteht. Wie ihre Vorläufer, Blossfeldt und Renger-Patzsch, bedient sich Fährenkemper der Instrumente und analytischen Werte der wissenschaftlichen Forschung, um Kunst zu machen. Letztendlich ist es nicht die wissenschaftliche Aussagekraft, die für sie Bedeutung hat, sondern die Kapazität des Bildes, diese neue Beziehung zur Welt des Mikrokosmos wiederzugeben, dem Betrachter einen sinnlichen Eindruck von den vollkommenen und komplexen winzigen Formen zu vermitteln, aus denen sich die Bewohner dieser Welt zusammensetzen.

Diese Ausführungen hören sich für einen primär naturwissenschaftlich orientierten Menschen, und dazu gehöre ich – und sicherlich auch ein gewisser Anteil der MIKROKOSMOS-Leser – etwas fremd an. Aber wir sollten uns anderen Sichtweisen und Interpretationen öffnen und uns dadurch möglicherweise bislang ungeahnte Dimensionen der mikroskopischen Welt erschließen.

Literaturhinweis

Fährenkemper, C.: Photomicrographs. C. Stahl, Alfred-Ehrhardt-Stiftung (Hrsg.), Hatje Cantz Verlag, Ostfildern-Ruit 2004.

Kontakt: claudia.faehrenkemper@t-online.de
Weitere Bilder und Informationen zu den verschiedenen mikrofotografischen Serien von Claudia Fährenkemper sowie zu ihrem künstlerischen Werdegang sind auf der Webseite ihres Galeristen unter www.galerie-poller.com zu finden.

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

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Analyse von Seeigeln (Echinoidea) mit Hilfe der bildgebenden Magnetresonanztomographie

Alexander Ziegler und Frank Angenstein

Die Magnetresonanztomographie (MRT) hat sich in den letzten Jahren neben ihrer ständig zunehmenden Bedeutung für den medizinisch-diagnostischen Bereich auch zu einem veritablen Instrument in der zoologischen Grundlagenforschung entwickelt. Diese Entwicklung ist in erster Linie der rasanten Steigerung des Auflösungsvermögens der Geräte zuzuschreiben. Mit modernen MRT-Geräten lassen sich mittlerweile auch die inneren Strukturen von Wirbellosen darstellen, was diesem nicht-invasiven Verfahren neue Anwendungsgebiete eröffnet.

Bei den Seeigeln (Echinoidea) handelt es sich um eine knapp eintausend Arten starke Tiergruppe innerhalb der Stachelhäuter (Echinodermata) mit einem Durchmesser von 5,5 mm (*Echinocyamus scaber*) bis 35 cm (*Sperosoma giganteum*). Die Seeigel zeichnen sich durch ein kugelförmiges, kalzifiziertes Plattenskelett, einen ebenfalls aus Kalk bestehenden Greif- und Baggerapparat, die so genannte Laterne des Aristoteles, sowie die zahlreichen Stacheln aus. Mit Hilfe des Greifapparates werden Algen vom Substrat abgeweidet – die meisten Seeigel sind daher herbivor. Die adulten Tiere weisen den für Stachelhäuter typischen fünfstrahligen (pentameren) Körperbau auf.
Im Verlauf der Evolution hat ein Teil der Seeigel, die Irregularia, sekundär wieder einen bilateralen Körperbau angenommen. Dies hängt mit der veränderten Lebens- und Ernährungsweise der Tiere zusammen: Sie gehören zur Infauna, bewohnen also das Sediment, welches sie mit ihren spezialisierten Stacheln durchwühlen. Dabei nehmen sie große Mengen des Sediments auf und filtern die darin befindlichen Mikroorganismen als Nahrung heraus. Im Verlauf der Anpassung an diese Lebensweise entwickelten sie eine gerichtete Bewegung, was sich strukturell im bilateralen Körperbau ausdrückt.

Problematische histologische Analysen von Seeigeln

Histologische Untersuchungen erweisen sich bei den Seeigeln als kompliziert. Nach dem Fixieren müssen die Tiere, um mit Hilfe von Mikrotomen geschnitten werden zu können, zusätzlich entkalkt werden. Die Auflösung des Kalks setzt jedoch große Mengen an Kohlenstoffdioxid frei, was durch die starke Blasenbildung oftmals zur Zerstörung von Strukturen führt. Aufgrund ihrer Ernährungsweise sind zudem die irregulären Seeigel für die konventionelle Histologie eine im wahrsten Sinne des Wortes harte Nuss: Der Darm ist voll mit Sediment und die Tiere widersetzen sich hartnäckig allen Schneideversuchen.
Möchte man solch komplexe innere Strukturen wie das Nervennetz oder die Coelomräume mit Hilfe von Computern darstellen, ist die komplette Schnittserie eines intakten Tieres vonnöten. Eine computergestützte Rekonstruktion der Tiere wird dann aber zusätzlich dadurch erschwert, dass es beim Schneiden der Tiere zu Verzerrungen im Gewebe kommt. Diese Verzerrungen können nur durch aufwändige und zeitraubende Handarbeit am Computer korrigiert werden. All diese Schwierigkeiten ließen sich umgehen, wenn man, ohne das Tier zerstören zu müssen, einen Blick in sein Inneres werfen könnte. Ein solches Verfahren kommt seit vielen Jahren in der medizinischen Diagnostik zur Anwendung: Die Magnetresonanztomographie.

Historisches

Das Phänomen der Magnetresonanz wurde 1946 von Bloch und Purcell entdeckt, wofür sie 1952 den Nobelpreis für Physik erhielten. In den siebziger Jahren des letzten Jahrhunderts

 GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

entwickelten dann Lauterbur und Mansfield Gradientensysteme sowie erste computergestützte Verfahren zur Bildgebung. Auch diese Leistungen wurden mit dem Nobelpreis (2003) ausgezeichnet.

Ein wenig Theorie

Bei der Magnetresonanztomographie wird die physikalische Tatsache genutzt, dass die Atomkerne aller Elemente mit ungerader Anzahl von Protonen (und Neutronen) aufgrund des Eigendrehimpulses von Protonen, dem so genannten Spin, ein magnetisches Moment erhalten. Wird ein solcher Kern einem starken homogenen und statischen Magnetfeld ausgesetzt, dann richten sich seine Protonen entlang der Feldlinien aus – ähnlich wie bei einem Stabmagneten – was zu einer Magnetisierung führt. Allerdings richten sich die Protonen nicht exakt nach den Feldlinien aus, sondern kreisen (präzidieren) um ihre Achse mit einer spezifischen Resonanzfrequenz – der Larmor-Frequenz. Diese Frequenz ist abhängig vom Element sowie von der Feldstärke des Magneten.
Wird nun ein hochfrequenter Anregungsimpuls mit der passenden Larmor-Frequenz quer zum Hauptmagnetfeld eingestrahlt, kommt es zu einer Auslenkung der Spins um 90°. Die Nettomagnetisierung der Protonen, die sich nun im rechten Winkel zum Hauptmagnetfeld befinden, kann mit einer speziellen Empfangsspule gemessen werden. Das Rotieren des magnetischen Moments der Protonen induziert in der Spule einen Strom mit der entsprechenden Larmor-Frequenz. Dieses Signal nimmt exponentiell ab, allerdings abhängig vom Gewebetyp mit unterschiedlicher Geschwindigkeit, was zu einer unterschiedlichen Signalstärke der einzelnen Gewebe führt. Mit Hilfe eines magnetischen Gradientensystems lassen sich nun einzelne Körperschichten mit der Larmor-Frequenz gezielt anregen; nur in der angeregten Schicht kommt es dann zur Auslenkung der Protonen. Legt man drei Gradientensysteme (x, y, z) an, dann lässt sich das Signal der relaxierenden Protonen auch räumlich darstellen. Dieser Signalmix wird durch leistungsfähige Computer mittels einer Fourier-Transformation aufgelöst und kann schließlich als Bild dargestellt werden.
In der konventionellen Magnetresonanztomographie werden Wasserstoffprotonen als Signalgeber genutzt. Somit ist die Magnetresonanztomographie eigentlich die Darstellung einer Verteilung von Wasser im untersuchten Objekt. Der Kontrast ergibt sich aus der Fähigkeit des jeweiligen Gewebes, das Signal der relaxierenden Wasserstoffprotonen zu beeinflussen.

Auflösungsvermögen

Als Auflösungsvermögen bezeichnet man in der Optik die Unterscheidbarkeit feiner Strukturen, also den gerade noch wahrnehmbaren Abstand zwischen zwei Punkten. Das Auflösungsvermögen eines Magnetresonanztomographen variiert je nach Stärke des eingesetzten Magneten, der Beschaffenheit der Hochfrequenz- und Empfangsspulen sowie der Dauer der Aufnahmen. Aus Tabelle 1 lässt sich eine Reihe von bildgebenden Verfahren mit ihrem jeweiligen Auflösungsvermögen entnehmen.
Mit den herkömmlichen experimentellen MRT-Geräten kann man, abhängig von der Magnet-

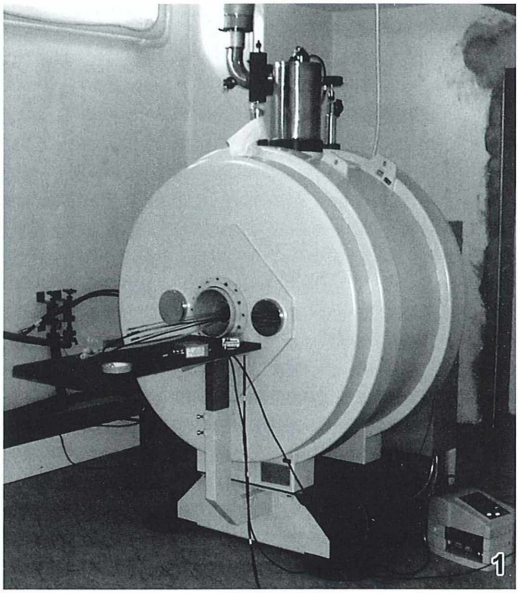
Tabelle 1: Bildgebende Verfahren und ihr derzeitiges Auflösungsvermögen.

Technik	Auflösungsvermögen (1mm ≙ 1.000 µm ≙ 1.000.000 nm)
Menschliches Auge	200 µm
Lichtmikroskop	200 nm
Konfokales Laserscanningmikroskop	50–250 nm
Rasterelektronenmikroskop	10 nm
Transmissionselektronenmikroskop	0,8–2 nm
Klinische Magnetresonanztomographie	1 mm
Experimentelle Magnetresonanztomographie	10–150 µm
µ-Computertomographie	1–5 µm
Nano-Computertomographie	400 nm

feldstärke, Auflösungen von 10–150 µm erzielen. Welche Strukturen sich mit diesem Auflösungsvermögen bei Seeigeln darstellen lassen, sollten die folgenden Untersuchungen zeigen.

Seeigel im MRT

Untersucht wurden mehrere Exemplare von *Psammechinus miliaris*, welche unter dem Trivialnamen Strandseeigel besser bekannt sind und auch in heimischen Gewässern vorkommen. Für die Untersuchung wurde ein Tierscanner (BioSpec 47/20) der Firma Bruker Biospin GmbH (Ettlingen, Deutschland) verwendet (Abb. 1). Die Signale wurden mit einer Doty®-Litzcage-Spule (Doty Scientific Corp., Columbus, SC, USA) gemessen. Der zu untersuchende Seeigel wurde in ein Plastikröhrchen gegeben, welches für *in vivo*-Untersuchungen mit Seewasser oder für Untersuchungen mit fixiertem Material mit Fixativ (4–7% Formol) gefüllt war. Das Röhrchen wurde daraufhin in die Empfangsspule eingeschoben (Abb. 2), welche dann ihren Platz in der Bohrung des Magneten fand. Abhängig von Schnittdicke, Schnittzahl und Größe des Betrachtungsfeldes nahmen die Messungen Minuten oder mehrere Stunden in Anspruch. Die an die Empfangsspulen angeschlossenen Computersysteme berechneten die Bildstapel, welche anschließend mit herkömmlicher Bildbearbeitungssoftware nachbearbeitet und mit Hilfe von spezieller Software (amira™, Mercury Computer Systems) dreidimensional aufbereitet wurden.



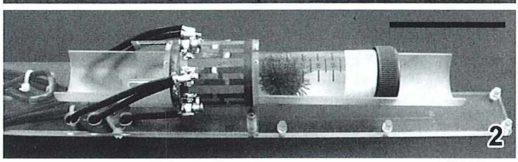


Abb. 1: Magnetresonanztomograph Modell BioSpec 47/20, Bruker Biospin GmbH. Ein MRT mit 4,7 T Magnetfeldstärke und 20 cm Bohrung.
Abb. 2: Empfangsspule mit eingelegtem Probenröhrchen. Der Seeigel befindet sich komplett im Fixativ. Maßstrich 7 cm.

Mit der technisch möglichen Auflösung der verwendeten Apparatur ließen sich die folgenden Strukturen identifizieren: Gonaden, Darm, Laterne, Laternenmuskulatur, Kalkaußenskelett sowie Stacheln, wie die mit Hilfe des Magnetresonanztomographen erzielte horizontale Aufnahme zeigt (Abb. 3A). Die mit Hilfe eines Stereomikroskops hergestellte Aufnahme eines histologischen Schnittes zeigt zwar, dass mit herkömmlichen histologischen Verfahren zum Teil noch bessere Auflösungen zu erzielen sind (Abb. 3B), jedoch aber auch, dass für höhere Auflösungen unter Verwendung von Lichtmikroskopen digitale Übersichtsdarstellungen von größeren Tieren nicht trivial sind. Einzelaufnahmen müssen in sehr rechenintensiven Schritten unter Verwendung spezieller Software (z. B. AnalySIS) per Hand zusammengefügt werden. Interessant ist auch, dass durch die beiden Techniken einige Strukturen in unterschiedlichem Maße hervorgehoben werden (Abb. 3A, B).

Möchte man nun einzelne Strukturen dreidimensional darstellen, werden auf der Grundlage eines 3D-Datenstapels aus dem Tomographen weitere Arbeitsschritte notwendig. Die identifizierten Strukturen werden per Hand auf jedem der Schnitte gesondert markiert. Jeder markierten Struktur wird eine beliebige Farbe (hier: Graustufe) zugeordnet. Hat man den gesamten Bildstapel bearbeitet, kann der Computer für jede Struktur ein Oberflächen-rendering durchführen: Er verbindet die Markierungen der einzelnen Schnitte und überzieht sie quasi mit einer Haut – die jeweilige Struktur wird als ein zusammenhängendes Objekt dargestellt. Mehrere mit dieser Technik bearbeitete Strukturen zeigen den inneren Aufbau der untersuchten Probe (Abb. 4A–F).

 © Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

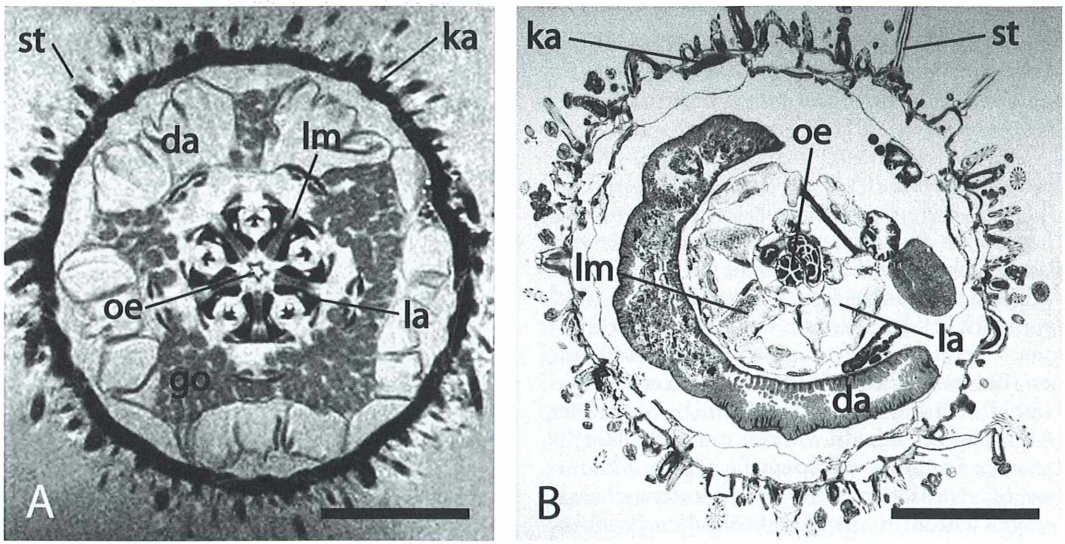


Abb. 3: ***Psammechinus miliaris.*** **A Horizontaler MRT-Schnitt durch ein lebendes Tier. Maßstrich 1 cm. B Horizontaler histologischer Schnitt durch ein fixiertes Tier. Maßstrich 2 mm. da Darm, go Gonade, ka Kalkaußenskelett, la Laterne des Aristoteles, lm Laternenmuskulatur, oe Ösophagus, st Stachel.**

Vor- und Nachteile der Methode

Als eindeutiger Vorteil dieser Methode ist sicherlich die geringe Dauer der Analysen zu sehen. Innerhalb von zwei Tagen lassen sich die MRT-Aufnahmen sowie eine 3D-Rekonstruktion der Tiere bewerkstelligen, was einem die Durchsicht von vielen unterschiedlichen Vertretern einer Tiergruppe in relativ kurzer Zeit ermöglicht. Die Daten liegen von Beginn an digital vor und können somit jederzeit durch geeignete Software bearbeitet werden. Des Weiteren ist die Tatsache von Vorteil, dass die Tiere für die Aufnahmen nicht getötet werden müssen und selbst fixiertes Material, beispielsweise Unikate aus wertvollen Museumssammlungen, mit diesem nicht-invasiven Verfahren analysiert werden kann. Die eingesetzte Technik erlaubt darüber hinaus eine beliebige Schnittführung (sagittal, horizontal, vertikal, etc.). Als nachteilig erweist sich jedoch das im Vergleich zu herkömmlichen histologischen Verfahren zurzeit noch niedrige Auflösungsvermögen der Geräte (siehe Tab. 1) sowie ihre Verfügbarkeit. Bei einem Stückpreis jenseits von 1 Mio. € und einem hohen Wartungsaufwand sind solche Apparaturen nur in Universitätskliniken und den Forschungsabteilungen von Pharmakonzernen anzutreffen.

Ausblick

Die angesprochene geringe Auflösung lässt sich mit Kontrastmitteln aus der medizinischen Diagnostik vermutlich noch steigern. Von Interesse sind hierbei beispielsweise das Nervensystem hervorhebende Substanzen wie Manganionen. Sie werden in den Nervenzellen angereichert und lassen so zuvor nicht erkennbare Strukturen sichtbar werden (Herberholz et al., 2004). Mit einem weiteren Verfahren wird man in Zukunft sogar gezielt bestimmte Gewebe hervorheben können: Von einem Polymer ummantelte Eisenpartikel, so genannte Nanocarrier, werden mit einem Protein gekoppelt (z.B. einer viralen Proteinhülle: Allen et al., 2005), welches spezifisch an ein korrespondierendes Oberflächenprotein bindet.

Fazit

Die Magnetresonanztomographie besitzt das Potential, zu einer zukunftsweisenden Methode in der zoologischen Morphologie zu werden. Technische Weiterentwicklungen und eine Verfeinerung der Analysemethoden werden das Auflösungsvermögen der Geräte verbessern und konventionelle histologische Verfahren

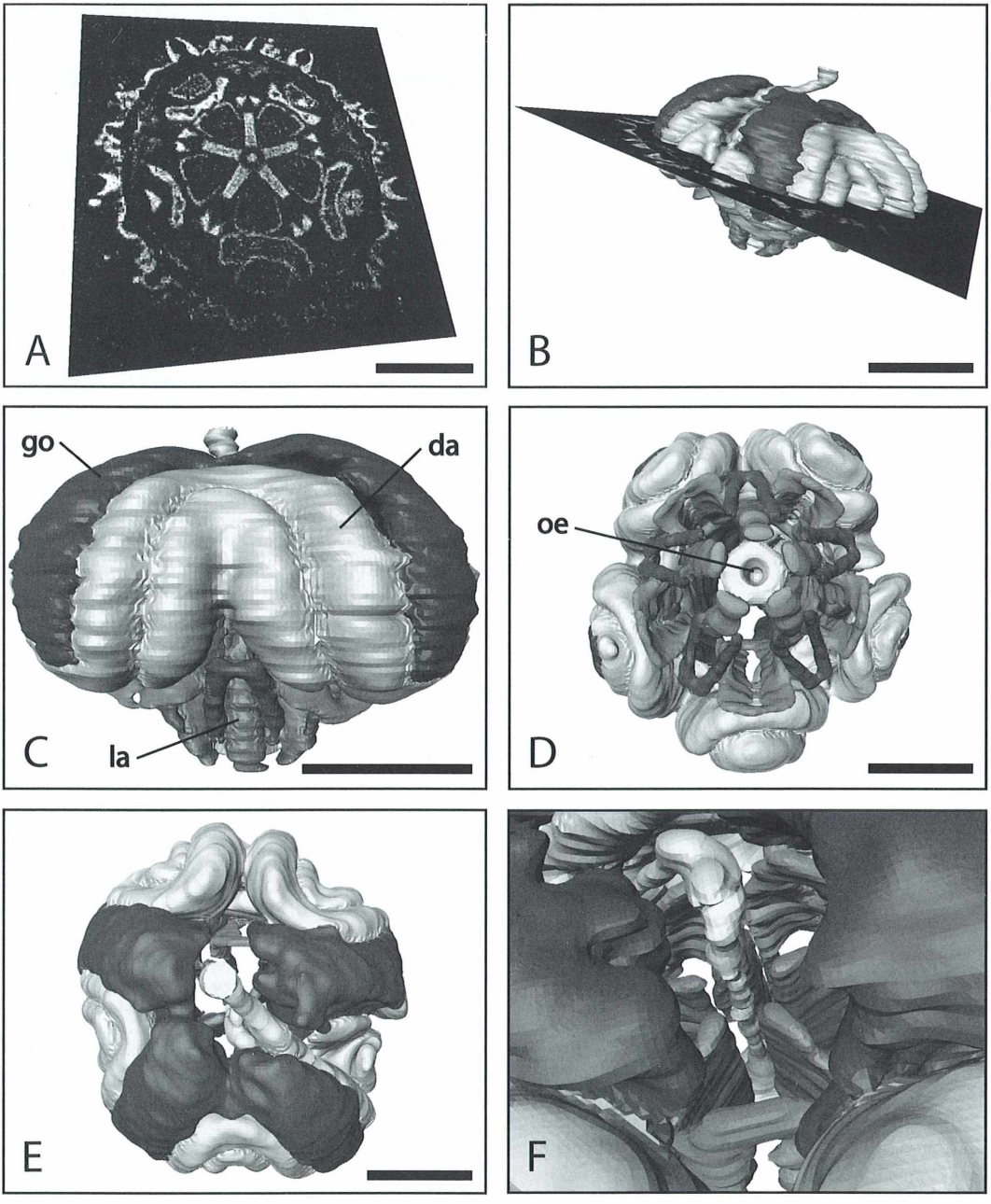


Abb. 4: 3D-Visualisierung der Anatomie eines Seeigels. A Horizontaler MRT-Schnitt. B Oberflächenrendering-Modell mit Lage des Schnittes aus A. C Lateralansicht. D Ventralansicht. E Dorsalansicht. F Blick entlang der Gonaden auf Ösophagus und Laterne des Aristoteles. Maßstrich 5 mm. da Darm, go Gonade, la Laterne des Aristoteles, oe Ösophagus.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

sinnvoll ergänzen oder sogar ersetzen können. Die dreidimensionale Aufbereitung der Daten erlaubt eine anschauliche Darstellung gerade von komplexen Strukturen.

Danksagung

Die Seeigel wurden dankenswerterweise von Frau Margret Krüß, Biologische Anstalt Helgoland, zur Verfügung gestellt. Der Erstautor dankt Herrn Prof. Dr. Thomas Bartolomaeus für die Aufnahme in seine Arbeitsgruppe und die Möglichkeit, Geräte und Software des Instituts für Biologie/Zoologie nutzen zu können.

Literaturhinweise

Allen, M., Bulte, J. W. M., Liepold, L., Basu, G., Zywicke, H. A., Frank, J. A., Young, M., Douglas, T.: Paramagnetic viral nanoparticles as potential high-relaxivity magnetic resonance contrast agents. Magnetic Resonance in Medicine *54*, 807–812 (2005).

Brinkley, C. K., Kolodny, N. H., Kohler, S. J., Sandeman, D. C., Beltz, B. S.: Magnetic resonance imaging at 9.4 T as a tool for studying neural anatomy in non-vertebrates. Journal of Neuroscience Methods *146*, 124–132 (2005).

Hart, A. G., Bowtell, R. W., Köckenberger, W., Wenseleers, T., Ratnieks, F. L. W.: Magnetic resonance imaging in entomology: a critical review. Journal of Insect Science *3*, 1–9 (2003).

Herberholz, J., Mims, C. J., Xiadong, Z., Xiaoping, H., Edwards, D. H.: Anatomy of a live invertebrate revealed by manganese-enhanced magnetic resonance imaging. The Journal of Experimental Biology *207*, 4543–4550 (2004).

Verfasser: Dipl.-Biol. Alexander Ziegler, Systematik und Evolution der Tiere, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin, E-Mail: aziegler@zoosyst-berlin.de und Dr. Frank Angenstein, Speziallabor Nicht-Invasive Bildgebung, Leibniz-Institut für Neurobiologie, Universität Magdeburg, Brenneckestraße 6, 39118 Magdeburg

Nachricht

Planktonkurs am Heiligen Meer vom 12.–15.4.2007

In der Außenstelle des Museums für Naturkunde des Landschaftsverbandes Westfalen-Lippe (LWL) findet unter der Leitung von W. Berlemann (Ibbenbüren), Chr. Leutbecher (Osnabrück) und H. O. Rehage (Münster), ein Planktonkurs statt. Die Außenstelle liegt im Naturschutzgebiet „Heiliges Meer" im Kreis Steinfurt (Nordrhein-Westfalen) an der Landstraße 504, circa 4,5 km südlich von Hopsten. Im Schutzgebiet finden sich mehrere größere und kleinere Gewässer, welche durch Erdabsenkungen (Erdfälle) entstanden sind. Die Gewässer sind verschieden alt. Daher können nährstoffarme, nährstoffreiche und Gewässer mittleren Nährstoffgehaltes vorgestellt werden. Auch der dystrophe Gewässertyp (nährstoffarm und sauer) ist vorhanden. Entsprechend den verschiedenen Trophiestufen findet sich auch ein unterschiedlich zusammengesetztes Phyto- und Zooplankton. Der Kurs bietet eine Einführung in den Fang und das Mikroskopieren von Zoo- und Phytoplankton. Behandelt wird das Plankton der verschiedenen Gewässer des Naturschutzgebietes, und ein Schwerpunkt dieses Kurses werden die Rädertiere sein. Gemeinsam wird die Beziehung der Planktonarten zu den Umweltfaktoren in den Gewässern erarbeitet. Die Demonstration quantitativer Methoden zur Planktonuntersuchung verweist auf gewässerökologische Fragestellungen. Die Unterbringung der Kursteilnehmer erfolgt in der Außenstelle „Heiliges Meer" des LWL-Museums für Naturkunde. Die Kursgebühr (inkl. Unterbringung) beträgt 37,00 Euro beziehungsweise ermäßigt 27,00 Euro.

Weitere Informationen:

LWL-Museum für Naturkunde,
Außenstelle „Heiliges Meer",
Heiliges Meer 1, 49509 Recke,
Tel.: 054 53/996 60;
E-Mail: heiliges-meer@lwl.org,
Intemetseite: www.lwl.org/naturkundemuseum.

Redaktion MIKROKOSMOS

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Fühltüpfel in Ranken – Wie man sie leicht entdecken kann

Eberhard Schnepf

Die Ranken der Zaunrübe *(Bryonia dioica)* und von anderen Kürbisgewächsen haben so genannte Fühltüpfel, mit denen sie Berührungsreize wahrnehmen. Diese Fühltüpfel lassen sich leicht mit Hilfe der Polarisationsmikroskopie entdecken.

Viele Pflanzen ersparen sich einen eigenen festen Stamm. Um der Sonne entgegen zu wachsen, winden sie sich um eine fremde Pflanze oder um eine andere Stütze, verhakeln sich in anderen Pflanzen oder bilden Ranken, mit denen sie sich festklammern. Ranken können aus Blättern, Blattteilen, Blattstielen, Sprossen, ja sogar aus Wurzeln entstehen.

Die Reaktionen von Ranken

Wie bringt es eine Pflanze fertig, sich mit Ranken fest anzuklammern? Das hat schon Darwin untersucht und später haben Sachs und Haberlandt (zitiert nach Haberlandt, 1924 und Weiler, 2000) die makroskopisch sichtbaren Abläufe und die mikroskopischen Grundlagen dazu aufgeklärt. Weiler und seine Mitarbeiter haben dann in neuerer Zeit mit modernen Methoden die Struktur, Feinstruktur, Zellbiologie und Entwicklung der Fühltüpfel untersucht und haben analysiert, was zwischen Reiz und Reaktion molekular geschieht. Ihre wichtigste Versuchspflanze war die Zaunrübe (*Bryonia dioica*), eine Cucurbitacee (Engelberth et al., 1995; Weiler, 2000, 2002). Bei der Zaunrübe und anderen Kürbisgewächsen sind die Ranken einem Seitenspross homolog, der sich in ein umgewandeltes Blatt verlängert. Dieses bei der Zaunrübe fadenförmige Blatt ist das eigentliche Sinnesorgan.

Die ganz junge Ranke der Zaunrübe ist eingerollt. Später ist sie nur noch leicht eingebogen; sie wächst heran und führt kreisende Suchbewegungen aus. Wenn sie dabei mit ihrem vorderen Teil auf einen rauen Gegenstand, eine Stütze trifft, beginnt sie sich in weniger als einer Minute einzukrümmen, um die Stütze zu umfassen. Dabei nimmt der Turgor der Zellen auf der morphologischen Unterseite ab, auf der Oberseite zu. Bei noch nicht ganz voll entwickelten Ranken ist auch das Streckungswachstum der Rankenspitze daran beteiligt, dass die Stütze mehrfach umwickelt wird. Anschließend verwindet sich die Ranke, spiralisiert sich durch unterschiedliches Wachstum von Ober- und Unterseite, wobei durch ein oder mehrere Umkehrpunkte Torsionen vermieden werden. Dadurch wird die Zaunrübe an die Stütze herangezogen und fest und doch elastisch mit ihr vertäut, was durch die Ausbildung von Festigungsgewebe stabilisiert wird. Dieser Prozess dauert 24 bis 36 Stunden.

Fühltüpfel als Mechanosensoren

Die Ranke reagiert nur auf Berührungen mit rauen Gegenständen. Sie ist empfindlicher als die menschliche Haut. Pfeffer (1885) konnte durch Streicheln mit einem Wollfaden von nur 0,25 µg Gewicht eine Reaktion auslösen. Es kommt dabei auf Reibungsreize an, auf zeitliche und räumliche Druckdifferenzen. Ein Wasserstrahl, Regentropfen oder eine Berührung mit einem glatten Stab haben keine Wirkung. Das ist natürlich sinnvoll, weil so Fehlreaktionen vermieden werden.

Bei der Zaunrübe und bei anderen Cucurbitaceen wie beispielsweise beim Kürbis und der Haarblume *Trichosanthes* haben die Epidermiszellen der Ranken spezielle Mechanosensoren, nämlich Fühltüpfel. Das sind Reizverstärker, denn Ranken anderer Pflanzen, die keine Fühltüpfel haben, reagieren auch, sind aber meist weniger empfindlich. Ein Fühltüpfel (Haberlandt, 1924) ist bei den Ranken der Zaunrübe eine kleine, kuppelförmige Erhebung,

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

etwa in der Mitte der Epidermiszelle. Im sensiblen Bereich der Zaunrüben-Ranke, und nur dort, hat jede Epidermiszelle einen, seltener zwei oder drei Fühltüpfel. Sie fehlen nur in den Schließzellen der Spaltöffnungen bei manchen seitlichen Nebenzellen der Stomata.
Die Fühltüpfel sind in den dünnen, zarten Ranken der Zaunrübe nur schlecht in Handschnitten durch Frischmaterial mikroskopisch zu untersuchen. Das ist bei den kräftigeren Ranken vom Kürbis leichter zu machen (Abb. 1). Mit einigem Geschick kann man mit Hilfe einer spitzen Pinzette Epidermisstreifen von den Ranken abziehen. Engelberth et al. (1995) benutzten solche Epidermis-Streifen von Zaunrübenranken, um Aktinfilamente mit Rhodamin-Phalloidin, Mikrotubuli immunocytochemisch, membrangebundenes Calcium mit Chlortetracyclin und Callose in der Wand um den Fühltüpfel herum mit Anilinblau nachzuweisen. Sie untersuchten Dünnschnitte transmissionselektronenmikroskopisch und die Rankenoberfläche rasterelektronenmikroskopisch. Bis auf die Anilinblaufärbung sind das alles recht aufwändige Methoden. Eigene Versuche mit Anilinblau brachten nur selten befriedigende Resultate.

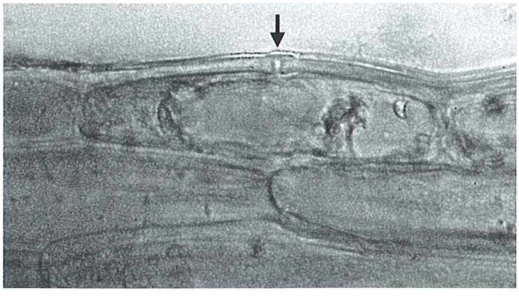


Abb. 1: Epidermiszelle einer Kürbis-Ranke mit einem Fühltüpfel im Längsschnitt (Pfeil). Vergr. 675fach.

Über einem Fühltüpfel ist die Außenwand der Epidermiszelle sehr dünn (Engelberth et al., 1995). Diese Dünnstelle ist oval; ihre lange Achse liegt quer zur Längsrichtung der Epidermiszelle (und der Ranke). Sie misst bei *Bryonia* meist knapp 5 µm. An ihrem inneren Rand bildet die Zellwand einen lippenförmigen Saum in das Zellinnere hinein. Es entsteht so eine blasenförmige oder umgekehrt kegelstumpfförmige Tasche, die dicht mit Cytoplasma gefüllt ist. Beim Kürbis ist diese Tasche mehr pilzförmig (Abb. 1). In der Lippe des Saumes verläuft die Zellulose zirkulär (Engelberth et al., 1995),

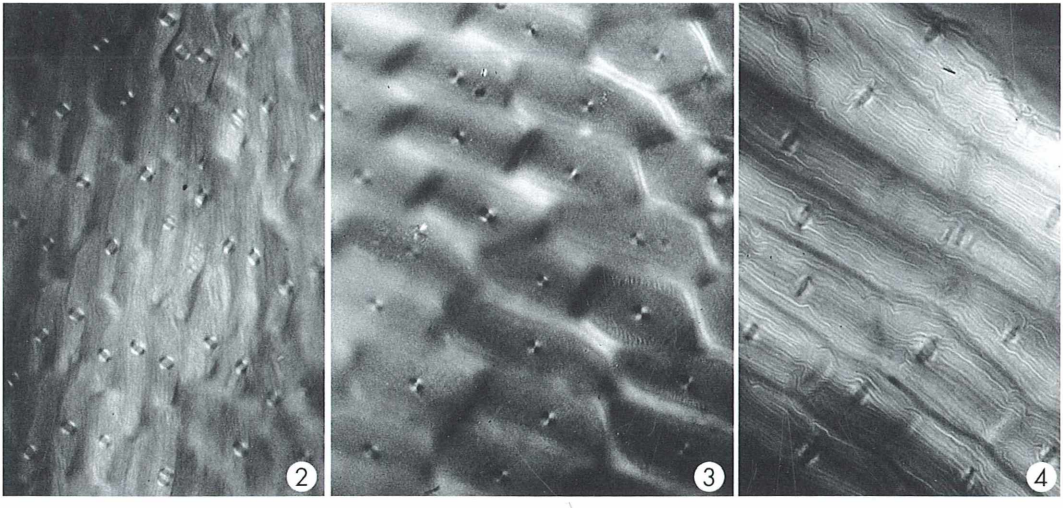


Abb. 2: Aufsicht auf die Epidermis einer Zaunrüben-Ranke; in jeder Epidermiszelle mit einem großen Fühltüpfel, unten in der Mitte eine Zelle mit zwei Fühltüpfeln. Vergr. 330fach. – Abb. 3: Aufsicht auf die Epidermis einer Kürbis-Ranke. Fühltüpfel kleiner als bei der Zaunrübe. Vergr. 330fach.– Abb. 4: Aufsicht auf die Epidermis einer Zaunrüben-Ranke. Eine Epidermiszelle mit drei Fühltüpfeln. Die Fältelung der Cuticula wird nur wenig von den Fühltüpfeln beeinflusst. Vergr. 475fach. Alle Abbildungen polarisationsmikroskopisch nach Aufhellung mit Phenol.

fast wie bei einem Hoftüpfel (Uehara und Hogetsu, 1993). Dieser Ring aus Zellulosefibrillen ermöglicht es, die Fühltüpfel ohne großen Aufwand gut sichtbar zu machen, mit einem mikroskopischen Trick, den anscheinend noch niemand angewendet hat.

Dazu hellt man Rankenstückchen mit Chloralhydrat – oder wie hier mit Phenol – auf. Sie werden dazu in einer wässrigen, konzentrierten Phenollösung (etwa 95%) auf dem Objektträger unter dem Deckglas vorsichtig erhitzt (Hautkontakt vermeiden, Phenol ätzt!). Dann betrachtet man sie im Polarisationsmikroskop, wobei sie oft besonders gut abgebildet werden, wenn Analysator und Polarisator nicht ganz exakt gekreuzt sind (Abb. 2 und 3). Diese beiden Abbildungen zeigen auch, dass die Fühltüpfel in Kürbis-Ranken wesentlich kleiner sind als die in Zaunrüben-Ranken.

Bei geeigneter Orientierung der Epidermiszellen erkennt man die Fühltüpfel als dunkle Bereiche in der helleren Außenwand (Abb. 4). Hier, in der Dünnstelle unter der Kuppel, gibt es ja nur wenig Zellulose. Der dunkle Bereich ist umgeben von einem Ring aus zwei hellen und zwei dunklen Sektoren (Abb. 2 und 3), infolge der zirkulär ausgerichteten Zellulose-Fibrillen. Das kann man mit einem Hilfsobjekt (Gips Rot I) verdeutlichen. Dieser Zellulose-Ring lässt sich auch mit optischen Aufhellern wie Tinopal (Schnepf, 2005) darstellen (Abb. 5), wobei es aber oft schwierig ist, den Farbstoff bis in die Außenwand diffundieren zu lassen. Tinopal färbt hier vorwiegend die Zellulose, nicht die Callose, denn das Fluoreszenzlicht ist weitgehend polarisiert (Schnepf, 2005). Die Cuticula der Epidermiszellen ist in Längsrichtung gefältelt. Die Kuppeln der Fühltüpfel beeinflussen den Verlauf der Fältelung meist nur wenig (Abb. 4). Sie werden aber oft in den Fotos nicht mit abgebildet, weil sie in einer anderen Ebene liegen als der Zellulose-Ring.

Funktionsweise der Fühltüpfel

Wie funktioniert der Mechanorezeptor Fühltüpfel? Das haben Weiler und seine Gruppe weitgehend aufgeklärt (Engelberth et al., 1995; Weiler, 2000, 2002). Die Verformung der Kuppel durch einen Kontaktreiz wird anscheinend durch Elemente des Cytoskeletts auf das endoplasmatische Reticulum übertragen. Dieses hat Calcium gespeichert, welches daraufhin ins Cytosol frei gelassen wird. Dort stößt es eine Signalkaskade an, bei der 12-OPDA, eine Vorstufe der Jasmonsäure, eine Schlüsselrolle spielt und Gene aktiviert, wodurch Festigungselemente gebildet werden und die Ranke sich spiralisiert (Weiler, 2000, 2002).

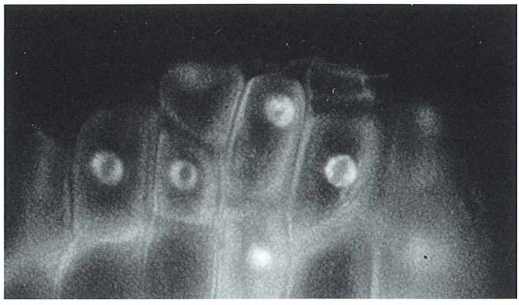


Abb. 5: Aufsicht auf Fühltüpfel in einer Zaunrübenranke. Flachschnitt, Fluochromierung mit Tinopal. Vergr. 650fach.

Literaturhinweise

Engelberth, J., Wanner, G., Groth, B., Weiler, E. W.: Functional anatomy of the mechanoreceptor cells in tendrils of *Bryonia dioica* Jacq. Planta *196*, 539–550 (1995).

Haberlandt, G.: Physiologische Pflanzenanatomie, 6. Aufl. W. Engelmann Verlag, Leipzig 1924.

Pfeffer, W.: Zur Kenntnis der Kontaktreize. Untersuchungen aus dem Botanischen Institut Tübingen *1*, 483–535 (1885).

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

Uehara, K., Hogetsu, T.: Arrangement of cortical microtubules during formation of bordered pit in the tracheids of *Taxus*. Protoplasma *172*, 145–153 (1993).

Weiler, E. W.: Wie Pflanzen fühlen. Spektrum der Wissenschaften *März 2000*, 60–66 (2000).

Weiler, E. W.: Physiologie. In: Sitte, P., Weiler, E. W., Kadereit, J. W., Bresinsky, A., Körner, C. (Hrsg.): Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 35. Aufl., S. 219–517. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002.

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

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Aus der Industrie

Leica Microsystems bringt Netzwerklösung für Histopathologen auf den Markt

Immer mehr Krankheiten sind inzwischen physikalisch lokalisierbar. Aus diesem Grund nimmt auch die Anzahl der Gewebeschnitte, die ein Histopathologe täglich analysieren muss, kontinuierlich zu. Leica Microsystems hat eine moderne Netzwerklösung entwickelt, die nicht nur den steigenden Anforderungen in der modernen Histopathologie, sondern auch dem Bedarf an schnellem Datenzugriff und Informationsaustausch gerecht wird. Das innovative Leica DMD108 ermöglicht eine eindeutig komfortablere und gesündere Körperhaltung. Es beschleunigt die tägliche Arbeit des Histopathologen erheblich, ohne dass er einzelne Schritte ändern muss. Gleichzeitig steht ihm mit dem Leica DMD108 eine einfach zu bedienende Netzwerklösung für die Dokumentation und den Austausch von Daten zur Verfügung. Das System wurde in Zusammenarbeit mit Pathologen eingehend getestet, um sicherzugehen, dass das Leica DMD108 die Bedürfnisse der Anwender in der täglichen Praxis voll und ganz erfüllt.

Mit dem Leica DMD108 kann der Histopathologe seine Proben besonders komfortabel beobachten und analysieren, ohne durch ein Okular zu schauen. Das bedeutet eine wirklich ergonomische Körperhaltung, denn Stativgröße, Einblickwinkel und Arbeitsposition spielen keine Rolle mehr. Dennoch muss auf brillante Bilder nicht verzichtet werden: Eine Kamera und ein leistungsstarker Prozessor sind im System integriert. Hoch komplexe mathematische Algorithmen erzeugen Bilder mit höchster Auflösung und Farbtreue, die mikroskopisch aufgenommenen Bildern in nichts nachstehen.

Während der Arbeit können Histopathologen mit dem Leica DMD108 interessante Stellen im Präparat aufnehmen oder Gewebeschnitte miteinander vergleichen. Mit einem einfachen Mausklick werden Bilder abgespeichert und können jederzeit wieder aufgerufen werden. Auch Größenverhältnisse lassen sich einfach auf Knopfdruck errechnen. Anschließend wird die Diagnose direkt am Gerät aufgesprochen und zur Bearbeitung weitergegeben.

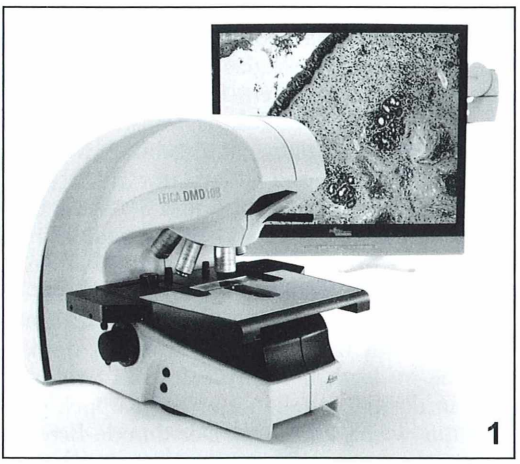


Abb. 1: Das innovative Lichtmikroskop Leica DMD108.

Das Leica DMD108 ist die optimale Verbindung zu Partnern im Institut und Experten rund um den Globus. Eine Live-Diskussion über eine spezielle Probe ist mit der neuen Netzwerklösung ganz einfach und komfortabler als mit herkömmlichen Diskussionsmikroskopen. Für Ausbildung und Training, Konferenzen oder Diskussionen mit Experten kann ein zusätzlicher Monitor oder ein hoch auflösender Beamer an das System angeschlossen werden. Bilder können während der Arbeit auch direkt per E-Mail versendet werden, wann immer eine zweite Meinung von einem Kollegen, der nicht ans Netzwerk angeschlossen ist, erwünscht ist.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

LED – Ganz einfach

Rudolf Drews

Ältere Mikroskope besitzen an Stelle einer eingebauten Beleuchtung oder einer Ansteckleuchte bekanntermaßen nur einen Spiegel. Das bedeutet Abhängigkeit vom Tageslicht oder von einer Mikroskopierlampe. Hier ist eine netzunabhängige LED-Leuchte die ideale Lösung.

LED-Leuchten für Mikroskope – auch mit allem Komfort wie Kollektor, Blende und Filter – sind seit längerem auf dem Markt. Der Kostenaufwand steht aber in keinem akzeptablen Verhältnis zu dem Preis eines günstig erworbenen alten Mikroskops, das heute für ein Zehntel der Anschaffungskosten zu bekommen ist. Zudem erzeugen aufwändige LED-Leuchten an einfachen Mikroskopen kein besseres Bild. Als angemessene Mikroskop-LED-Leuchte reicht ein Schlüsselanhänger mit Weißlicht und An/Aus-Schalter vollauf.

Besitzt man zum Beispiel ein altes Zeiss- oder Leitz-Mikroskop mit oder ohne Spiegel (Abb. 1) und will man es mit einer LED-Leuchte ausstatten, muss die Lichtquelle möglichst in der Ebene der Irisblende des Kondensors liegen, damit das Sehfeld ausgeleuchtet wird. Zweckmäßigerweise klebt man einen Pappring um die Leuchte, so dass diese in den Filterhalter eingehängt werden kann (Abb. 2). Zur Lichthomogenisierung und zur Lichtdämpfung (bei schwachen Vergrößerungen) sollte ein Mattfilter oder eine entsprechende Kunststoffolie zwischen Leuchte und Irisblende platziert werden. Das ist wichtig, weil anderenfalls die Feinstrukturen des mikroskopischen Objekts durch Lichtreflexe grob und unklar erscheinen. Die Helligkeit lässt sich auch reduzieren und das Sehfeld bei schwachen Vergrößerungen gleichmäßig ausleuchten, indem man den Kondensor absenkt, was bei vielen Geräten möglich ist.

Kleine Reisemikroskope besitzen normalerweise keinen Kondensor, sondern höchstens eine Lochblendenscheibe. Hier befestigt man die Leuchte über ein passend zugeschnittenes Holzklötzchen am Mikroskoptisch und spiegelt das Licht in den Strahlengang (Abb. 3 und 4). Entweder versieht man die Leuchte selbst oder die Lochblenden mit einer Mattfolie. Weil Kleinmikroskope mit einem 2- oder 3-teilig zusammengesetzten Objektiv, dessen Linsen einzeln oder kombiniert verwendbar sind, oft ausgezeichnete Bilder liefern, eignen sie sich zusammen mit der netzunabhängigen LED-Leuchte vorzüglich als Exkursionsmikroskope. Sofern die Geräte einen Normtubus (23 mm) besitzen, sind so völlig problemlos auch digi-

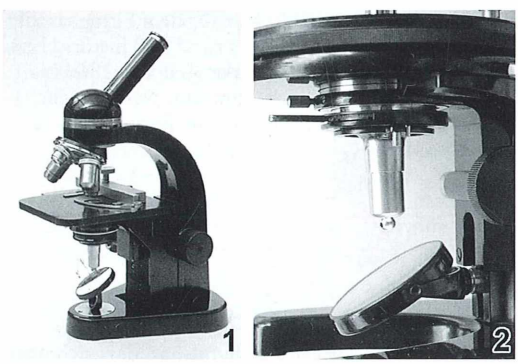


Abb. 1 und 2: Älteres Mikroskop mit Spiegeleinrichtung (1) und im Aperturblendenbereich eingefügter LED-Beleuchtung (2).

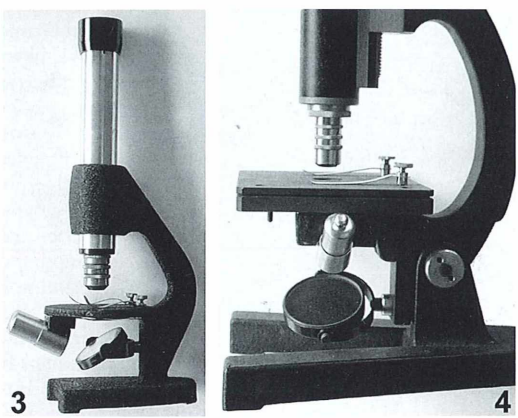


Abb. 3 und 4: Kleine Reisemikroskope mit am Objekttisch befestigter LED-Beleuchtung.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

tale Fotos mit einer Okularkamera möglich. Das Mikroskop mit gut montierter Kamera, Leuchte und befestigtem Objektträger bildet so eine leicht transportable Einheit, deren Funktion von Raum und Zeit (Mikroskopiertisch, Tageszeit) völlig unabhängig ist.
Die hier vorgestellten Lösungen sind zugegebenermaßen recht unprofessionell. Sie bieten aber die Möglichkeit, mit ganz geringen Kosten, einfach aber effizient unmodern gewordene Mikroskope wieder in gut verwendbare Geräte zu verwandeln.

Literaturhinweis

Drews, R.: Altes Stück in neuem Glanz – Adaptation einer modernen LED Beleuchtung an ein historisches Mikroskop. Mikrokosmos *94*, 119–120 (2005).

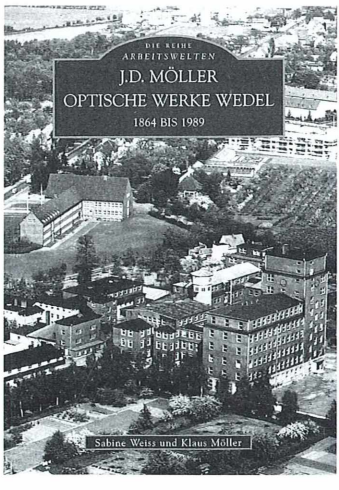
Internet-Link

www.mikroskopantiquariat.homepage.t-online.de

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

Buchbesprechung

Weiss, S., Möller, K.:
J. D. Möller – Optische Werke Wedel: 1864–1989.
127 Seiten, zahlreiche Schwarzweiß-Fotos, kartoniert,
€ 17,90,
Sutton Verlag, Erfurt 2006,
ISBN 3-89702-955-3.



Geradezu passend zum Artikel von Matthias Burba in diesem Heft über D. J. Möller als Anfertiger von kunstvoll gelegten Diatomeenpräparaten erschien in der Reihe *Arbeitswelten* des Sutton Verlags die vorliegende Publikation. Wie auch bei den anderen Büchern aus dieser Reihe liegt ein liebevoll zusammengestellter Bildband vor.
Die Entwicklung der Optischen Werke J. D. Möller wurde wesentlich von zwei Männern geprägt: Johann Diedrich Möller legte 1864 in einer kleinen optischen Werkstatt in seinem Geburtshaus in Wedel mit der Fertigung von mikroskopischen Präparaten den Grundstein des Unternehmens und sein Sohn Hugo baute den Betrieb nach 1900 zu einem führenden Unternehmen der Präzisionsoptik aus. Er stellte optische Bauelemente sowie Ferngläser und feinmechanisch-optische Instrumente her. Nach dem II. Weltkrieg gelang der Einstieg in die Medizintechnik mit führenden ophthalmologischen und mikrochirurgischen Geräten. Die vierte Generation des Familienunternehmens führte schließlich die Mikroelektronik in die Fertigung ein.
Nach einer Mehrheitsbeteilung des amerikanischen Partners Cooper-Vision Inc. am Möller-Unternehmen kam es zunächst zu einem ungeahnten finanziellen Aufschwung der Firma. Umso heftiger kam dann das unerwartete Aus für das Werk, als 1989 die amerikanische Mutter ihre Anteile an eine Schweizer Firma veräußerte. Die Nachfolgefirma Möller-Wedel-International richtete ihre Produktpalette konsequent auf die Medizintechnik hin aus.
Die Leiterin des Stadtmuseums Wedel, Sabine Weiss, und Klaus Möller, letzter geschäftsführender Gesellschafter der vierten Generation, haben aus dem Firmenarchiv des Werkes rund 200 historische Fotos aus der Zeit von 1864 bis 1989 ausgewählt, welche nicht nur die bauliche Entwicklung des Unternehmens, die Werkstätten des Betriebs und die Belegschaft bei der Arbeit sowie in der Freizeit, sondern auch die Verbundenheit des Werkes mit der Stadt Wedel dokumentieren.
Jeder, der ein Interesse für historische Aspekte der Mikroskopie im weitesten Sinne hat, darf sich über das Erscheinen – und den Erwerb – dieses Buches freuen.

Klaus Hausmann, Berlin

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. http://www.elsevier.de/

Das weltweit größte e-Lexikon

Mikrokosmos
1/2007 1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229

ELSE
SPEK
AKADEN
VER

gabe!!

Bestellen

- telefonisch: (0 70 71) 93 53 14
- per Fax: (0 62 21) 912 63 38
- per mail: bestellung@elsevier.de

Bei Online-Bestellungen: bis 31.3.07 keine Versandkosten innerhalb Deutschlands!

Das *Lexikon der Biologie* im Überblick:

- 14 Alphabetbände, ca. 480 Seiten pro Band, kart., im Schuber
- verfasst von über 220 namhaften Autoren
- ca. 75.000 Artikel und über 400.000 Verweise
- 1.000 biographische Artikel über bedeutende Forscher
- 57 vertiefende enzyklopädische Artikel zu aktuellen Themen, wie z. B. Biodiversität, Infektionskrankheiten, Schmerz
- Abbildung zeigt die gebundene Originalausgabe

Gesamtausgabe Buch:
Früher € 2.235,–, jetzt € (D) 399,– / € (A) 410,20 / sFr 611,–
ISBN 978-3-8274-1736-7
Gesamtausgabe CD-ROM:
Früher € 2.235,–, jetzt € (D) 399,– / € (A) 412,80 / sFr 593,–
ISBN 978-3-8274-1737-4
Gesamtausgabe Buch + CD-ROM:
Früher € 3.352,50, jetzt € (D) 599,– / € (A) 615,80 / sFr 918,–
ISBN 978-3-8274-1738-1

www.elsevier.de

„Das Lexikon der Biologie wird seinen von Redaktion, Fachberatern und Autoren hochgesteckten Zielen 100%ig gerecht! Gratulation!"

Prof. Dr. Robert Huber
Nobelpreisträger für Chemie

Mit 14 Bänden ist das **Lexikon der Biologie** das weltweit größte alphabetische Nachschlagewerk zur Biologie. In ca. 75.000 Artikeln bietet es eine umfassende Orientierung und präzise Informationen zu allen Teildisziplinen der Biowissenschaften. Die große Bandbreite der Darstellung verdeutlichen einige **Stichwortbeispiele:** Alzheimersche Krankheit, Archaebakterien, Autismus, Babysprache, Biotechnologie, BRCA1, Gammastrahlen, Kernspintomographie, Massentierhaltung, Prionen, SARS, Stammzellen, Vogelgrippe, Wasserverschmutzung.
Über 50 enzyklopädische Artikel zu speziell ausgewählten, aktuellen Themen der Biologie, über 400 großenteils mehrfarbige Bildtafeln und ca. 100 neue Großtabellen unterstreichen die Qualität des Lexikons als einem ebenso inhaltlich anspruchsvollen wie visuell ansprechenden Nachschlagewerk.
Mit der kartonierten Studienausgabe sparen Sie € 1.836,– im Vergleich zur (gebundenen) Originalausgabe!!

Wissen was dahinter steckt. Elsevier.

Sämtliche Preise verstehen sich zzgl. Versandkosten (Im Inland: € 3,50 pro Lieferung) – Preise unter Vorbehalt.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2007

Band/Volume: 96_1

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 96_1 1